

# MANUAL DE TECNICAS BASICAS PARA UN LABORATORIO DE SALUD

Serie PALTEX para técnicos medios y auxiliares



NUMERO

**2**

# **Manual de Técnicas Básicas para un Laboratorio de Salud**



**Publicación Científica No. 439**

**En base al manual de Etienne Lévy-Lambert**

**Serie PALTEX para técnicos medios y auxiliares No. 2**

**ORGANIZACION PANAMERICANA DE LA SALUD  
Oficina Sanitaria Panamericana  
Oficina Regional de la  
ORGANIZACION MUNDIAL DE LA SALUD  
525 Twenty-third Street, N.W.  
Washington, D.C. 20037, E.U.A.  
1983**

© Organización Panamericana de la Salud, 1983

ISBN 92 75 31439 X

---

Todos los derechos reservados. Ninguna parte de esta publicación puede ser reproducida, registrada o transmitida en ninguna forma y por ningún medio electrónico, mecánico, de fotocopia, grabación u otros, sin permiso previo por escrito de la Organización Panamericana de la Salud.

Edición original en inglés:  
*Manual of Basic Techniques for a Health Laboratory*  
© World Health Organization, 1980

ISBN 92 4 154145 8

## Introducción a la traducción al español

---

Los ministros de salud de las Américas, en su IV Reunión Especial celebrada en 1977, acordaron que la estrategia de la atención primaria de la salud, que posibilita la satisfacción de las necesidades básicas de toda la población con un máximo de eficiencia social, constituía el enfoque más apropiado para alcanzar la meta de cobertura establecida en el Plan Decenal de Salud. Estas conclusiones representaron el aporte de la Región de las Américas a la Conferencia Internacional sobre Atención Primaria de la Salud, celebrada en 1978 en Alma-Ata, Unión Soviética.

Como paso siguiente, los países del Hemisferio prepararon en forma individual sus estrategias nacionales de Salud para Todos en el Año 2000, que sirvieron de base para la formulación de las estrategias regionales, las cuales contienen a su vez metas mínimas a alcanzarse en las próximas dos décadas, y, fundamentalmente, la formulación de la estrategia global que fue aprobada por la Asamblea Mundial de la Salud en mayo de 1980.

Las estrategias regionales adoptadas por los gobiernos de los países miembros de la OPS fueron aprobadas durante la XXVII Reunión del Consejo Directivo celebrada en 1980.

La Resolución XX de dicha Reunión del Consejo Directivo solicitó al Director de la Organización Panamericana de la Salud, la formulación de un Plan de Acción para el desarrollo de dichas estrategias, que se llevó a cabo con la activa participación de los representantes de los gobiernos de los países miembros.

En lo que respecta al desarrollo de la infraestructura, el Plan de Acción señala que "la disponibilidad y uso adecuado de los recursos humanos es una condición clave, cuya planificación deberá estar íntimamente ligada a las necesidades de los servicios y basada en el enfoque de equipo de salud. El Plan contempla acciones para la mejor utilización de los recursos disponibles y su retención por el sector, así como para la formación de nuevos tipos de personal, tanto profesional como técnico medio y auxiliar, incluyendo los agentes de la comunidad, mediante la investigación, desarrollo y utilización de nuevos medios de capacitación no convencionales".

En relación con este último aspecto, en materia de desarrollo de recursos humanos y en lo concerniente a la tecnología educacional, el Plan de Acción señala que será preciso en "desarrollo de nuevos tipos de materiales educacionales aplicables fundamentalmente a la formación de personal técnico, auxiliar y de la comunidad".

En cumplimiento de lo señalado por nuestros Cuerpos Directivos, y de acuerdo con los lineamientos contenidos en el Plan de Acción, se presenta a la consideración de los interesados dentro del marco general del Programa Ampliado de Libros de Texto y Materiales de Instrucción esta "Serie PALTEX para Técnicos Medios Auxiliares" destinada a la formación de personal técnico y auxiliar de los países latinoamericanos.

El Programa Ampliado (PALTEX) tiene por objeto ofrecer el mejor material posible de instrucción destinado al aprendizaje de las ciencias de la salud, que resulte a la vez accesible, técnica y económicamente, a todos los niveles y categorías de personal en cualquiera de sus diferentes etapas de capacitación. De esta manera, dicho material está destinado a los estudiantes y profesores universitarios, a los técnicos y a los auxiliares de salud, así como al personal de la propia comunidad. Está orientado tanto a las etapas de pregrado como de postgrado, a la educación continua y al adiestramiento en servicio, y puede servir a todo el personal de salud involucrado en la ejecución de la estrategia de la atención primaria, como elemento de consulta permanente durante el ejercicio de sus funciones.

El Programa Ampliado cuenta con el financiamiento de un préstamo de \$5.000.000 otorgado por el Banco Interamericano de Desarrollo (BID) a la Fundación Panamericana de la Salud y Educación (PAHEF). La Organización misma ha aportado un fondo adicional de \$1.500.000 para contribuir a sufragar el costo del material producido.

En lo que se refiere a manuales y módulos de instrucción para el personal técnico y auxiliar, el Programa ofrece ahora la "Serie PALTEX para técnicos Medios y Auxiliares", una selección de materiales que proporciona elementos para la formación básica de estos estudiantes, que anteriormente no disponían de materiales de instrucción especialmente preparados para ellos.

La Organización ha encomendado la coordinación técnica del Programa a su División de Recursos Humanos e Investigación, que tiene a su cargo un amplio programa de cooperación técnica destinado a analizar la necesidad y adecuación de los materiales de instrucción relacionados con el desarrollo de los recursos humanos en materia de salud.

El Programa no considera al libro de texto, el manual o la ayuda audiovisual, como elementos aislados, sino como partes integrantes de un método de enseñanza-aprendizaje destinado a proporcionar el personal necesario y capacitado de acuerdo con las normas y funciones específicas de los servicios de salud.

Para ello, la OPS auspicia la realización de reuniones de funcionarios encargados de dicha formación en los países de América Latina y el Caribe, profesores universitarios y personal de los ministerios de salud y de educación, con el objeto de estudiar los diferentes métodos de formación y analizar los cambios que dicho proceso requiera para adaptarse a la estrategia de Atención Primaria, el Plan de Acción Regional y la meta de Salud para Todos en el Año 2000.

En la serie que ahora se presenta se definieron las funciones que los técnicos y auxiliares deben desempeñar en su trabajo, y se señalaron los contenidos de los materiales de instrucción, para pasar después a una segunda etapa de cooperación técnica.

Una vez determinado el contenido del material de instrucción, la División de Recursos Humanos, con la ayuda técnica de las otras Divisiones de la Organización, contrata expertos en tecnología educacional para preparar manuales, módulos y materiales audiovisuales. En general, estos expertos son profesores o instructores latinoamericanos que trabajan en este campo en sus respectivos países y, por lo tanto, poseen un profundo conocimiento de la realidad de la Región. Por último, los resultados de este proceso se someten a la consideración de los países y se prueban experimentalmente en el campo.

Los manuales y módulos que constituyen esta serie se hallan a disposición de los ministerios, instituciones, organismos, empresas, escuelas, institutos u otras entidades privadas o públicas en las que se forman o emplean trabajadores de salud. El material se remite por vía terrestre o marítima, a precio de costo, a través de las oficinas de la OPS en cada país, y se abona en moneda local a su recibo.

Las instituciones interesadas en participar en el Programa pueden ponerse en venta a los alumnos o trabajadores; lo que implica la firma de un Memorandum de Entendimiento entre la Organización y la institución participante, mediante el cual esta última se compromete a recibir el material, mantenerlo en un lugar apropiado, venderlo a los precios fijados por la OPS, y depositar el producto de la venta en moneda local, según los procedimientos que se determinen.

Las instituciones interesadas en participar en el Programa pueden ponerse en comunicación con la Organización Panamericana de la Salud, a través de las Representaciones en los distintos países.

# CONTENIDO

|   | Página |
|---|--------|
| Prefacio . . . . .                          | 1      |
| Propósito del manual . . . . .              | 2      |
| Cómo usar el manual . . . . .               | 3      |
| Responsabilidad del laboratorista . . . . . | 4      |
| Unidades de medición . . . . .              | 5      |

## I PARTE PROCEDIMIENTOS GENERALES DE LABORATORIO

|  |     |
|--|-----|
| 1. El microscopio: ajuste y conservación . . . . .                                     | 13  |
| 2. Cristalería y aparatos pequeños . . . . .   | 27  |
| 3. Limpieza de la cristalería . . . . .  | 29  |
| 4. Esterilización . . . . .  | 33  |
| 5. Desecho de muestras y materiales infectados . . . . .                               | 39  |
| 6. Mediciones y volumen . . . . .  | 42  |
| 7. Balanzas . . . . .  | 48  |
| 8. Centrífugas . . . . .   | 52  |
| 9. Agua para uso del laboratorio . . . . .   | 56  |
| 10. Manufactura de utensilios de vidrio . . . . .                                      | 64  |
| 11. Recipientes para muestras . . . . .  | 68  |
| 12. Envío de muestras a los laboratorios de referencia . . . . .                       | 71  |
| 13. Fijación y envío de material de biopsias para estudios de patología . . . . .      | 75  |
| 14. Registro de las muestras, registros del laboratorio e informes mensuales . . . . . | 78  |
| 15. Almacenamiento, inventario, pedidos de suministros . . . . .                       | 85  |
| 16. Electricidad: montaje de equipo eléctrico sencillo . . . . .                       | 87  |
| 17. Fontanería: procedimientos simples . . . . .                                       | 94  |
| 18. Primeros auxilios en accidentes ocurridos en el laboratorio . . . . .              | 98  |
| 19. Plano de un laboratorio médico periférico . . . . .                                | 102 |
| 20. Relación de aparatos necesarios para equipar un laboratorio periférico . . . . .   | 104 |

## II PARTE A. PARASITOLOGIA

|  |     |
|--|-----|
| Introducción . . . . .   | 111 |
| 1. Naturaleza de las observaciones. Recolección de heces fecales . . . . .             | 113 |
| 2. Preparación de los portaobjetos . . . . .   | 116 |
| 3. Técnica especial para huevos de oxiuros . . . . .                                   | 119 |
| 4. Huevos y larvas de parásitos intestinales . . . . .                                 | 122 |
| 5. Helmintos adultos que se encuentran en las heces fecales . . . . .                  | 143 |
| 6. Amebas, flagelados y ciliados: formas móviles . . . . .                             | 147 |
| 7. Amebas, flagelados y ciliados: quistes . . . . .                                    | 155 |
| 8. Elección de método de concentración de parásitos . . . . .                          | 162 |
| 9. Método de concentración por el uso de solución de cloruro sódico (Willis) . . . . . | 163 |
| 10. Método de concentración por el uso de formaldehído y éter o MIF . . . . .          | 165 |
| 11. Método para concentrar larvas de <i>Strongyloides</i> (Harada y Mori) . . . . .    | 168 |
| 12. Cómo registrar los resultados de exámenes de heces fecales . . . . .               | 170 |
| 13. Envío de heces fecales para la detección de parásitos . . . . .                    | 173 |
| 14. Ensayo químico para encontrar sangre oculta en las heces fecales . . . . .         | 175 |
| 15. Búsqueda de huevos de <i>Schistosoma haematobium</i> en la orina . . . . .         | 178 |
| 16. Otros parásitos que se encuentran en la orina . . . . .                            | 181 |
| 17. Huevos del distoma pulmonar: otros parásitos . . . . .                             | 183 |
| 18. <i>Trichomonas</i> : examen directo del exudado genitourinario, etc. . . . .       | 186 |
| 19. Preparación de gota gruesa de sangre y aplicación de la tinción de Field . . . . . | 189 |
| 20. Coloración de gota gruesa y extensiones sanguíneas con tinción de Giemsa . . . . . | 193 |
| 21. Identificación de parásitos del paludismo . . . . .                                | 196 |
| 22. Microfilarias sanguíneas: examen de preparaciones húmedas; concentración . . . . . | 204 |
| 23. Microfilarias sanguíneas: tinción e identificación . . . . .                       | 209 |
| 24. Oncocercosis: observación de microfilarias en la piel . . . . .                    | 215 |
| 25. Tripanosomas: detección en la sangre; concentración . . . . .                      | 220 |
| 26. Tripanosomas: examen del líquido de los nódulos linfáticos . . . . .               | 226 |

## B. BACTERIOLOGIA

|  | Página |
|--|--------|
| Introducción . . . . .   | 231    |
| 27. Preparación de frotis. Fijación . . . . .  | 232    |
| 28. Tinción de Gram . . . . .  | 235    |
| 29. Microorganismos que se observan por examen directo de los frotis . . . . .           | 238    |
| 30. Gonococos: examen directo del pus uretral. Sífilis . . . . .                         | 243    |
| 31. Bacilos de la tuberculosis. Tinción de Ziehl y Neelsen: método caliente . . . . .    | 249    |
| 32. Bacilos de la tuberculosis. Tinción de Kinyoun: método frío . . . . .                | 257    |
| 33. Lepra: búsqueda de bacilos en nódulos y lesiones de la piel . . . . .                | 259    |
| 34. Lepra: búsqueda de bacilos en frotis de exudado nasal . . . . .                      | 264    |
| 35. Peste: búsqueda de bacilos . . . . .   | 265    |
| 36. Envío de muestras de heces fecales . . . . .   | 268    |
| 37. Examen directo de muestras obtenidas en la garganta. Envío de las muestras . . . . . | 270    |
| 38. Examen bacteriológico directo de la orina . . . . .                                  | 275    |
| 39. Muestreo de aguas para exámenes bacteriológicos . . . . .                            | 279    |

## C. SEROLOGIA

|   |     |
|---|-----|
| 40. Envío de muestras de suero y de sangre seca para efectuar ensayos serológicos . . . . . | 285 |
| 41. Envío de VDRL . . . . .   | 288 |

## D. MICOLOGIA

|   |     |
|---|-----|
| 42. Pitiriasis versicolor: examen directo . . . . . | 297 |
| 43. Tiña: examen directo . . . . .                  | 300 |

## III PARTE

### A. EXAMEN DE ORINA

|  |     |
|--|-----|
| 1. Recolección y aspecto de las muestras de orina . . . . .        | 305 |
| 2. Gravedad específica y pH de la orina . . . . .                  | 307 |
| 3. Detección y cálculo de glucosa en la orina . . . . .            | 311 |
| 4. Detección y cálculo de proteínas en la orina . . . . .          | 313 |
| 5. Pigmentos biliares en la orina . . . . .                        | 316 |
| 6. Urobilinógeno en la orina . . . . .                             | 319 |
| 7. Sustancias cetónicas en la orina . . . . .                      | 320 |
| 8. Uso de tabletas y papeles indicadores en los exámenes . . . . . | 323 |
| 9. Sedimentos urinarios . . . . .                                  | 325 |
| 10. Pruebas del embarazo . . . . .                                 | 336 |

### B. EXAMEN DEL LIQUIDO CEFALORRAQUIDEO

|   |     |
|---|-----|
| 11. Obtención del LCR: aspecto . . . . .            | 339 |
| 12. Concentración de leucocitos en el LCR . . . . . | 342 |
| 13. Cálculo de la glucosa en el LCR . . . . .       | 344 |
| 14. Proteínas en el LCR . . . . .                   | 345 |
| 15. Examen microscópico del LCR . . . . .           | 347 |

## C. HEMATOLOGIA

|  | Página |
|--|--------|
| 16. Las células sanguíneas . . . . .   | 351    |
| 17. Obtención de sangre venosa . . . . .   | 353    |
| 18. Concentración de número de leucocitos . . . . .                              | 360    |
| 19. Concentración de número de eritrocitos . . . . .                             | 366    |
| 20. Hemoglobina: cálculo de la cianometahemoglobina, método fotométrico. . . . . | 371    |
| 21. Cálculo de la hemoglobina por medio del comparador de colores . . . . .      | 375    |
| 22. Cálculo de la hemoglobina por el método de Sahli . . . . .                   | 377    |
| 23. Fracción de volumen de eritrocitos . . . . .                                 | 379    |
| 24. Concentración media de hemoglobina en los eritrocitos . . . . .              | 386    |
| 25. Preparación de extensiones de sangre . . . . .                               | 387    |
| 26. Tinción de extensiones de sangre. . . . .                                    | 391    |
| 27. Fracción de número y examen del tipo de leucocitos . . . . .                 | 397    |
| 28. Eritrocitos anormales: examen microscópico . . . . .                         | 407    |
| 29. Estudio de los eritrocitos falciformes . . . . .                             | 411    |
| 30. Reticulocitos. . . . .   | 414    |
| 31. Velocidad de sedimentación de los eritrocitos (VSE) . . . . .                | 418    |
| 32. Tiempo de sangrado: método de Duke . . . . .                                 | 421    |
| 33. Tiempo de coagulación de la sangre entera: método de Lee y White . . . . .   | 423    |
| 34. Tiempo de retracción y lisis del coágulo . . . . .                           | 425    |

## D. QUIMICA SANGUINEA

|  |     |
|--|-----|
| 35. Cálculo de la glucosa en la sangre y en el LCR: método de la ortotoluidina . . . . . | 429 |
| 36. Cálculo de la urea: método de la diacetyl monoxima/tiosemicarbácida . . . . .        | 432 |

## E. TRANSFUSION DE SANGRE

|   |     |
|---|-----|
| 37. Grupos sanguíneos: teoría. . . . .  | 435 |
| 38. Clasificación de los grupos A, B y O por medio de antisueros . . . . .                                  | 437 |
| 39. Clasificación de los grupos A, B y O por medio de eritrocitos estandarizados . . . . .                  | 443 |
| 40. Clasificación del grupo Rhesus . . . . .  | 448 |
| 41. Estudio de la compatibilidad sanguínea. . . . .   | 453 |
| 42. Detección de donadores pertenecientes al grupo O que pueden constituir riesgos . . . . .                | 456 |
| 43. Obtención y conservación de la sangre . . . . .   | 458 |
| 44. Clasificación de grupos sanguíneos y estudio de la compatibilidad: resumen del plan de trabajo. . . . . | 463 |
| Los reactivos y su elaboración. . . . .   | 465 |
| Índice . . . . .  | 479 |

## Prefacio

---

Este libro es una versión revisada de un manual de la OMS, *Basic techniques for a medical laboratory* (1974), por Etienne Lévy-Lambert; las modificaciones más importantes han sido realizadas por la Srta. M. Cheesbrough y el Dr. L. M. Prescott. La versión original se sometió a pruebas de campo y en la revisión se utilizaron las observaciones y sugerencias de especialistas de diversos países y del personal de la OMS.

El principal propósito de este manual es su uso por los asistentes de laboratorio de los países en desarrollo durante su capacitación y más adelante, en su trabajo. También se puede emplear en las tareas habituales de los laboratorios clínicos o de salud pública. Al seleccionar las técnicas se han tenido en cuenta especialmente el bajo costo, la confiabilidad y la simplicidad de los métodos, así como la disponibilidad de recursos de los laboratorios pequeños.

Las ilustraciones han sido revisadas por Lynne Cullen Dennis y Pierre Neumann.

La OMS expresa su agradecimiento a todas las personas que han aportado su ayuda en la preparación de este manual.

---

## Propósito del manual

---

### Laboratorios

El propósito principal de este manual es su uso en laboratorios médicos de países en desarrollo. Se ha elaborado para utilizarlo especialmente en laboratorios periféricos establecidos en esos países, por ejemplo, en los de tamaño reducido o mediano anexos a los hospitales regionales y los dispensarios o centros rurales de salud donde a menudo el técnico laboratorista ha de trabajar solo.

Se ha procurado utilizar el lenguaje más sencillo posible. Sin embargo, cuando ha sido necesario, se han empleado términos técnicos de uso común.

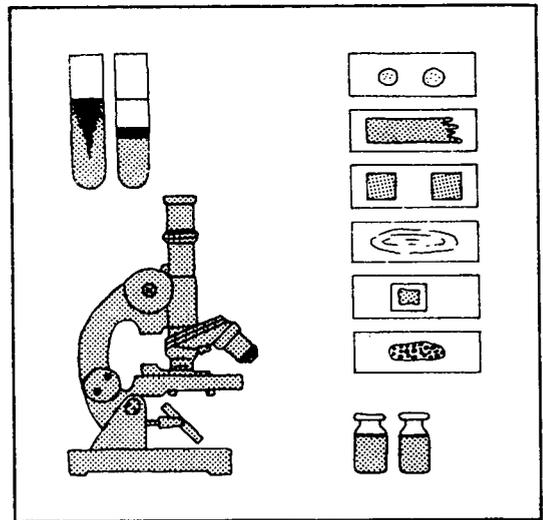
---

### Técnicas

En este manual solo se describen procedimientos de examen directo que se pueden poner en práctica por medio de un microscopio o algún otro aparato sencillo.

Por ejemplo:

- examen de heces fecales en busca de parásitos
- examen de sangre en busca de parásitos de la malaria
- examen de esputo en busca de bacilos de la tuberculosis
- examen de pigmentos biliares en la orina
- fracción de número del tipo de leucocitos
- envío de heces fecales a laboratorios especializados para detectar vibriones del cólera.



Se pretende así proporcionar una relación de técnicas básicas que sean útiles a los laboratorios periféricos y se puedan poner en ejecución con una cantidad relativamente limitada de equipos de uso corriente.

Es posible que algunos laboratorios no se encuentren en condiciones de llevar a cabo todas las técnicas descritas. Es decir, quizás el laboratorio de un centro rural de salud no pueda efectuar análisis de química sanguínea o del VDRL.

---

# Cómo usar el manual

---

## 1. Cómo encontrar la técnica requerida

Este manual se compone de tres partes, según las materias tratadas:

Parte I — Procedimientos generales de laboratorio

Parte II — Parasitología  
Bacteriología  
Serología  
Micología

Parte III — Examen de orina  
Examen de líquido cefalorraquídeo  
Hematología general  
Química sanguínea y transfusión de sangre

El índice general contiene una lista de las técnicas clasificadas dentro de cada materia. En el índice alfabético se incluye otra lista, arreglada así mismo en orden alfabético. Por ejemplo, la *tinción de Gram* se encontrará:

- por el índice general, en *Bacteriología* (Parte II, B, 28)
  - por el índice alfabético, en *Gram, tinción de*.
- 

## 2. Reactivos

Se ha dado un número a cada reactivo. Los reactivos necesarios y sus números se indican en la descripción de cada técnica. Al final del libro hay una lista en orden alfabético de todos los reactivos utilizados, su composición, los métodos de preparación y los requisitos de almacenamiento. Por ejemplo, uno de los reactivos necesarios para la *tinción de Gram* es el cristal de violeta (reactivo No. 56); su composición y el método para prepararlo se indican en la lista alfabética de reactivos que se halla al final de este manual.

---

## 3. Equipo

No se han incluido artículos que sean muy costosos o difíciles de conseguir. La lista de los que se requieren para cada técnica aparece al principio de la sección correspondiente. En las páginas 104-107 se hace una relación de los aparatos necesarios para equipar un laboratorio capaz de llevar a cabo todos los exámenes descritos.

Cuando no se pueda contar con ciertos artículos el técnico deberá hacer todo lo posible para encontrar sustitutos. Por lo tanto, una vez vacíos, se habrán de conservar los frascos que contuvieron antibióticos inyectables ("frascos de penicilina"); las gradillas para tubos de ensayo y portaobjetos se fabricarán en el lugar; los botes y latas de hojalata vacíos se utilizarán para baños María, etc.

---

## **Responsabilidad del laboratorista**

---

El laboratorista realiza exámenes de laboratorio para proporcionar información a los médicos (o sus representantes) con el fin de beneficiar a los pacientes. Por lo tanto, desempeña un importante papel ayudando a que los enfermos mejoren. Al mismo tiempo, en su trabajo obtiene abundante información acerca de los pacientes y sus enfermedades. El laboratorista considerará, lo mismo que el médico, esta información estrictamente confidencial; únicamente el médico que solicita los exámenes deberá recibir los informes correspondientes. Si los pacientes desean conocer los resultados de las pruebas se les indicará que los pidan al médico.

En la mayoría de los países del mundo existen rigurosas normas morales y profesionales de conducta entre los médicos y el personal capacitado de laboratorio. Todo laboratorista que maneje materiales clínicos deberá ceñirse a esas normas.

---

## Unidades de medición

---

En el laboratorio usted trabajará frecuentemente con magnitudes y unidades de medición, y es importante que se comprenda la diferencia que hay entre ambas.

Se denomina *magnitud* toda propiedad física mensurable. Tómese nota de que la palabra "magnitud" posee dos significados: el científico que se acaba de indicar y el de uso común, o sea "cantidad". En el terreno científico, altura, longitud, velocidad, temperatura y corriente eléctrica son magnitudes y se miden en unidades.

---

### Magnitudes y unidades en el laboratorio clínico

Una gran parte de su trabajo en el laboratorio consistirá en hacer mediciones de magnitudes y utilizar unidades para comunicar los resultados de tales mediciones. Puesto que la salud y aun la vida del paciente pueden depender del cuidado con que usted efectúe las mediciones y de la forma en que comunique los resultados, usted deberá conocer cabalmente: a) las magnitudes que mida; b) los nombres que se dan a esas magnitudes, y c) las unidades que se emplean para medirlas.

---

### Nuevas unidades y nomenclatura de las magnitudes

Un conjunto simple y estandarizado de unidades de medición ha sido el objetivo de los hombres de ciencia durante casi dos siglos. A través del tiempo se propusieron numerosos sistemas diferentes, pero, por una razón u otra, todos, menos uno, resultaron insatisfactorios. La excepción fue una versión del sistema métrico introducida en 1901. A partir de entonces, este sistema progresó gradualmente; en 1960 se le dió el nombre de *Sistema Internacional de Unidades* y, en todo el mundo, la abreviatura "SI". Las unidades de medición que componen este sistema se denominan "unidades SI". Desde 1901 (mucho tiempo antes de que se implantara este nombre) se han venido utilizando cada vez más en las ciencias, especialmente en química y física, pero la mayor parte de ellas no se aceptaron en medicina hasta después de que se hubo adoptado tal denominación. Algunos países ya han hecho el cambio necesario para emplear las unidades SI en medicina; otros se hallan en camino de hacerlo y, en algunos más, este cambio se encuentra en la etapa de planeamiento. Por otra parte, en varios países el cambio no se ha efectuado en escala nacional, sino por localidades (y aun por laboratorios) individualmente.

Para acompañar la introducción de las unidades SI los especialistas en ciencias médicas elaboraron una lista sistemática de nombres que corresponden a las magnitudes. Algunos son los mismos que se habían usado tradicionalmente; sin embargo, en ciertos casos los nombres tradicionales eran inexactos, engañosos o ambiguos y se optó por dar entrada a nuevos nombres que los sustituyeran.

En este manual se utilizan fundamentalmente unidades SI y la nueva nomenclatura de las magnitudes. Empero, ya que en muchas áreas y diversos laboratorios donde se le ha de emplear aún no se ha hecho el cambio a estas unidades, se han incluido unidades y nombres tradicionales de las magnitudes y se hacen explicaciones de la relación que existe entre ambas formas.

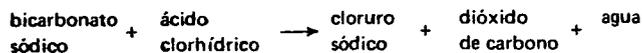
En la sección siguiente se describen brevemente las unidades SI y la nueva nomenclatura de las magnitudes según se usan en este manual.

## Unidades SI que se utilizan en este manual

Toda la estructura del sistema descansa en siete *unidades SI de base*. En este manual solo se usan las cuatro que aparecen en el cuadro siguiente.

| <i>Nombre de la magnitud</i> | <i>Nombre de la unidad SI de base</i> | <i>Símbolo de la unidad SI de base</i> |
|------------------------------|---------------------------------------|--|
| longitud                     | metro                                 | m                                      |
| masa                         | kilogramo                             | kg                                     |
| tiempo                       | segundo                               | s                                      |
| cantidad de sustancia        | mol                                   | mol                                    |

Seguramente usted conoce las tres primeras unidades, pero es probable que, como nombre de magnitud, "masa" requiera una explicación; además, a no dudar, habrá que explicar el último de los nombres de magnitud y la correspondiente unidad. *Masa* es la denominación correcta de lo que comúnmente se llama "peso". (Existe un significado técnico de "peso": es una medida de la fuerza con que la gravedad de la tierra atrae una masa dada. Por otra parte, la masa es independiente de la acción de la gravedad de la tierra. En el lenguaje cotidiano se suelen confundir las dos palabras; acostumbramos, además, decir que una masa "se pesa" cuando se trata de medirla.) La "cantidad de sustancia" y su unidad, el *mol*, son de gran importancia para la medicina e interesarán en su trabajo de laboratorio más que cualesquiera otras magnitudes o unidades SI. Cuando reaccionan dos o más sustancias químicas no lo hacen en relación con su masa. Por ejemplo, en la reacción



1 kg (1 kilogramo) de bicarbonato sódico no reacciona con 1 kg de ácido clorhídrico. Por el contrario esta reacción ocurre realmente entre 1 mol de bicarbonato sódico y 1 mol de ácido clorhídrico. Las sustancias químicas, al reaccionar, lo hacen en los términos de su masa molecular relativa (nuevo nombre de lo que se acostumbraba llamar "peso molecular"). Por lo tanto, el uso del mol, basado en la masa molecular relativa, permite contar con una medida de las cantidades equivalentes de dos o más sustancias distintas (no ocurre así al usar unidades de masa).

La mayor parte de las unidades SI se denominan *unidades SI derivadas*. Estas se obtienen haciendo combinaciones de las unidades SI de base (por multiplicación o división), de la manera pertinente a cada caso. En el cuadro siguiente se anotan algunas unidades SI derivadas.

| <i>Nombre de la magnitud</i> | <i>Nombre de la unidad SI derivada</i> | <i>Símbolo de la unidad SI derivada</i> |
|------------------------------|--|---|
| área                         | metro cuadrado                         | m <sup>2</sup>                          |
| volumen                      | metro cúbico                           | m <sup>3</sup>                          |
| velocidad                    | metro por segundo                      | m/s                                     |

Usted podrá observar que la unidad de área es metro x metro = metro cuadrado, o metro al cuadrado; que la unidad de volumen es metro x metro x metro = metro cúbico o metro al cubo, y que la unidad de velocidad es el metro dividido entre el segundo = metro por segundo. Todas las unidades SI derivadas se obtienen de esta sencilla manera. Sin embargo, en algunos casos es necesario multiplicar y dividir varias veces, y la expresión se hace difícil de manejar; por ejemplo, la unidad de presión es el kilogramo dividido entre (metro x segundo x segundo). Para evitar esta dificultad, a estas unidades se les han dado nombres especiales, así, a la unidad de presión se la denomina pascal.

Si nada más se dispusiera de las unidades SI de base y las unidades derivadas sería difícil realizar mediciones, puesto que para numerosos análisis estas unidades son demasiado grandes o demasiado pequeñas. Por ejemplo, el metro resultará exageradamente grande para medir de modo conveniente el diámetro de un glóbulo rojo. Con objeto de resolver este problema se ha incorporado al SI cierta cantidad de prefijos, llamados *prefijos SI*, que al anteponerse al nombre de una unidad la multiplican o dividen entre factores determinados, dando múltiplos o submúltiplos de esa unidad. El cuadro siguiente contiene una lista de los prefijos SI que se usan en este manual.

| Nombre del prefijo | Símbolo del prefijo | Factor de multiplicación/división                  |
|--------------------|---------------------|--|
| mega               | M                   | mult. por 1 millón ( $\times 10^6$ )               |
| kilo               | k                   | mult. por 1 millar ( $\times 10^3$ )               |
| centi              | c                   | div. entre 1 ciento ( $\times 0,01$ ó $10^{-2}$ )  |
| mili               | m                   | div. entre 1 millar ( $\times 0,001$ ó $10^{-3}$ ) |
| micro              | $\mu$               | div. entre 1 millón ( $\times 10^{-6}$ )           |
| nano               | n                   | div. entre 1 000 millones ( $\times 10^{-9}$ )     |

Por ejemplo, 1 kilómetro (símbolo : km) = 1 000 metros (1 000 m); 1 centímetro (1 cm) = 0,01 metros (0,01 m, ó  $10^{-2}$  m); 1 milímetro (1 mm) = 0,001 metros (0,001 m, ó  $10^{-3}$  m), y 1 micrómetro (1  $\mu\text{m}$ ) = 0,000 001 metros (0,000 001 m, ó  $10^{-6}$  m). Seguramente casi todos estos prefijos le son conocidos en relación con el metro. Todo lo que usted debe recordar es que tienen el mismo significado cuando se emplean con cualquier otra unidad.

### Nueva nomenclatura de las magnitudes

Ya se señaló que para acompañar al cambio a unidades SI se introdujeron algunos nuevos nombres de magnitudes. No son muchos; nombres como longitud, altura, área, volumen y velocidad siguen siendo los mismos. La mayoría de la nueva nomenclatura se refiere a la concentración y otras magnitudes relacionadas con ella. En relación con la concentración, existe la dificultad de que se puede expresar de varias maneras distintas. Por lo común, todas se englobaban en el término "concentración" lo que daba origen a confusiones. En la actualidad, cada manera diferente de decirla posee un nombre particular. Antes de describir los nuevos nombres es muy conveniente explicar acerca de la unidad de volumen llamada "litro". Lo más probable es que ya la conozca y le haya extrañado no encontrarla en la relación de las unidades SI derivadas. Esto obedece a que el litro, en rigor, no es una unidad SI. La unidad SI (derivada) de volumen es el metro cúbico, excesivamente grande para que convenga a la medición de los líquidos del organismo. Por esta razón se emplea un submúltiplo: el decímetro cúbico. Puesto que no se emplea en este manual, el prefijo "deci" no se incluyó en el cuadro correspondiente; indica una división entre 10 (o una multiplicación por 0,1, ó  $10^{-1}$ ). Por lo tanto, un decímetro es 0,1 m, y un decímetro cúbico es  $0,1 \times 0,1 \times 0,1 \text{ m}^3 = 0,001 \text{ m}^3$  (ó  $10^{-3} \text{ m}^3$ ); es decir, la milésima parte de un metro cúbico). Aunque no forma parte del SI, la palabra "litro" se ha aceptado para utilizarla como nombre especial del decímetro cúbico. El litro y sus submúltiplos, como el mililitro, se emplean para medir volúmenes relativamente pequeños de líquidos y, algunas veces, gases; por lo general, los volúmenes de cuerpos sólidos y los grandes volúmenes de gases y líquidos se miden en metros cúbicos o en uno de sus múltiplos o submúltiplos. El litro es una unidad sumamente importante, ya que se emplea en el laboratorio clínico para notificar todas las concentraciones y magnitudes conexas. Sin embargo, es posible que usted encuentre (por ejemplo, en los artículos de vidrio marcados con escalas de medición) volúmenes que se indican en submúltiplos del metro cúbico. Al final de esta sección figura un cuadro de equivalencias de los dos sistemas.

Después de estas explicaciones acerca del litro podemos volver a los nombres que se aplican a las distintas maneras de expresar la concentración. En primer lugar suponga que tenemos una solución salina. La masa de sal disuelta, dividida entre el volumen de la solución, recibe el nombre de *concentración de masa*. Se suele definir ésta como "la masa de un componente dado (por ejemplo, una sustancia disuelta) dividida entre el volumen de la solución". La unidad con que se mide es el gramo (o miligramo, microgramo, etc.) por litro. En el sistema SI es raro que se emplee la concentración de masa; se aplica únicamente a sustancias cuya masa molecular relativa ("peso molecular") es dudosa, como las proteínas.

Suponga ahora que tenemos otra solución salina, pero esta vez la cantidad de sal disuelta se expresa como "cantidad de sustancia". La cantidad de sustancia salina (o sea el número de moles de sal) contenido en la solución y dividida entre el volumen de esta se denomina concentración de cantidad de sustancia o, más brevemente, *concentración de sustancia*. Se acostumbra definirla como "la cantidad de sustancia de un componente determinado (por ejemplo, una sustancia disuelta) dividida entre el volumen de la solución". La unidad con que se mide es el mol (o milimol, micromol, etc.) por litro. Cuando se utilizan unidades SI todas las concentraciones se expresan, siempre

que es posible, como concentración de sustancia.

El uso de concentración de sustancia en lugar de concentración de masa es la diferencia más importante entre el empleo de las unidades SI y las unidades tradicionales.

En el sistema tradicional, concentración de masa se usaba de modo casi exclusivo (si bien no se denominaba "concentración de masa", que es un nombre relativamente nuevo). Sin embargo, en el sistema tradicional no siempre se expresaba la concentración de masa "por litro". Algunas veces se utilizaba esta expresión, y otras, "por 100 ml" (es decir, por 100 mililitros, ó 1/10 de litro), o "por mililitro". Países distintos (y aun laboratorios distintos, en el mismo país) adoptaban prácticas diferentes, creando serias confusiones.

Con las partículas o entidades que no se disuelven no es posible usar la concentración de masa ni la concentración de sustancia; se debe emplear otra magnitud. Por ejemplo, el torrente sanguíneo contiene varias clases de células. Todas se encuentran suspendidas en la sangre y es necesario disponer de una manera de expresar el número de células que hay en cada litro de sangre. En este caso el nombre de la magnitud es *concentración de número*, y se define como "el número de partículas o entidades especificadas en una mezcla, dividido entre el volumen de ésta". La unidad con que se mide la concentración de número es el número por litro.

En el sistema tradicional la concentración de número se denominaba "recuento" y se expresaba mediante la unidad conocida como "número por milímetro cúbico".

Algunas veces la magnitud que interesa no es el número real de células por litro (concentración de número), sino la proporción de un tipo determinado de ellas, o sea la fracción del número total formada por las células de ese tipo. Esta magnitud se denomina *fracción de número* y la unidad con que se mide es 1 (unidad, "uno"). A primera vista esto puede parecer relativamente confuso, pero en verdad es muy sencillo. La unidad, que es el número "uno", es el todo; 0,5 es la mitad, 0,2 la quinta parte, 0,25 la cuarta parte, 0,1 la décima parte y así sucesivamente. Por ejemplo, en la sangre hay cinco tipos de leucocitos (glóbulos blancos). Sus respectivas fracciones de número podrían ser 0,45, 0,35, 0,10, 0,08 y 0,02. (Si usted suma estas fracciones observará que el resultado es 1,0, o sea el todo.)

En el sistema tradicional esta magnitud carecía de nombre y los resultados se expresaban como porcentajes y no como fracciones. Por ejemplo, una fracción de número de 0,5 era 50% y una de 0,08 era 8%. Usted advertirá en esto que el porcentaje dividido entre 100 corresponde a la fracción de número.

Otra magnitud que se mide por la unidad "uno" es la *fracción de volumen*. Se define como el volumen de un componente específico en una mezcla, dividido entre el volumen total de ésta. En otras palabras, si todo el volumen que ocupan los eritrocitos (glóbulos rojos) en 1 litro (1 000 ml) de sangre es 450 ml, la fracción de volumen de los eritrocitos será  $450/1\ 000 = 0,45$ . La fracción de volumen de los eritrocitos es importante para el diagnóstico de numerosas enfermedades y usted habrá de medirla frecuentemente en el laboratorio.

En el sistema tradicional la fracción de volumen carecía de un nombre especial; así pues, se daba un nombre distinto a cada una de las diferentes fracciones de volumen. Por ejemplo, la fracción de volumen de los eritrocitos se llamaba "volumen de sedimentación globular" o "hematocrito" (y esto era engañoso, puesto que no se indicaba con claridad la clase de células que se había medido, además de que el resultado se expresaba como porcentaje y no como volumen).

Por esta explicación se deberá de percatar de que la fracción de número es "número por un número" y la fracción de volumen es "volumen por un volumen"; es decir que ambas son proporciones. Por conveniencia se dice que la unidad que expresa una proporción es "uno".

En las páginas siguientes se muestra un cuadro de nombres de magnitudes nuevos y tradicionales, y de unidades SI y tradicionales, con factores de conversión de unas a otras.

**UNIDADES DE VOLUMEN**  
Submúltiplos equivalentes del metro cúbico y el litro

| Nombre                | Símbolo             | Equivalentes en términos del metro cúbico | Nombre        | Símbolo | Equivalentes en términos del litro | Equivalentes en términos del mililitro |
|-----------------------|---------------------|---|---------------|---------|------------------------------------|--|
| decímetro cúbico      | dm <sup>3</sup>     | = 0,001 m <sup>3</sup>                    | = litro       | l       | =                                  | = 1000 ml                              |
| (sin nombre especial) | 100 cm <sup>3</sup> | = 0,0001 m <sup>3</sup>                   | = decilitro*  | dl      | = 0,1 litros                       | = 100 ml                               |
| (sin nombre especial) | 10 cm <sup>3</sup>  | = 0,000 01 m <sup>3</sup>                 | = centilitro* | cl      | = 0,01 litros                      | = 10 ml                                |
| centímetro cúbico     | cm <sup>3</sup>     | = 0,000 001 m <sup>3</sup>                | = mililitro   | ml      | = 0,001 litros                     |  |
| milímetro cúbico      | mm <sup>3</sup>     | = 0,000 000 001 m <sup>3</sup>            | = microlitro  | μl      | = 0,000 001 litros                 | = 0,001 ml.                            |

\* Se utiliza rara vez en el laboratorio.

**NUEVA NOMENCLATURA DE MAGNITUDES, UNIDADES SI, EQUIVALENTES TRADICIONALES Y FACTORES DE CONVERSION**

| Nueva nomenclatura de magnitudes   | Unidades SI               | Nomenclatura tradicional de magnitudes                  | Unidades tradicionales   | Factores de conversión y ejemplos*   |
|--|---------------------------|---|--------------------------|--|
| concentración de número de eritrocitos (véase la pág. 366)   | no. x 10 <sup>12</sup> /l | recuento de eritrocitos                                 | millones/mm <sup>3</sup> | sin factor de conversión:<br>4,5 millones/mm <sup>3</sup> = 4,5 x 10 <sup>12</sup> /l<br>5,0 x 10 <sup>12</sup> /l = 5,0 millones/mm <sup>3</sup>  |
| fracción de volumen de eritrocitos (véase la pág. 379)   | 1                         | volumen de sedimentación globular o hematocrito         | %                        | volumen de sedimentación globular<br>38% x 0,01 = fracción de volumen de eritrocitos = 0,38<br><br>fracción de volumen de eritrocitos<br>0,4 x 100 = volumen de sedimentación globular 40% |
| concentración de número de leucocitos (sangre) (véase la pág. 360)   | no. x 10 <sup>9</sup> /l  | recuento de leucocitos (sangre)                         | no./mm <sup>3</sup>      | 8 000/mm <sup>3</sup> x 0,001 = 8,0 x 10 <sup>9</sup> /l<br>7,5 x 10 <sup>9</sup> /l x 1 000 = 7 500/mm <sup>3</sup>   |
| concentración de número de leucocitos (líquido cefalorraquídeo) (véase la pág. 342)                              | no. x 10 <sup>6</sup> /l  | recuento de leucocitos (líquido cefalorraquídeo)        | no./mm <sup>3</sup>      | sin factor de conversión:<br>27/mm <sup>3</sup> = 27 x 10 <sup>6</sup> /l<br>25 x 10 <sup>6</sup> /l = 25/mm <sup>3</sup>  |
| fracción de número del tipo de leucocitos (p. ej., fracción de número de linfocitos) (véanse las págs. 397, 343) | 1                         | recuento diferencial de leucocitos (p. ej., linfocitos) | %                        | linfocitos 33% x 0,01 = fracción de número de linfocitos 0,33<br><br>fracción de número de linfocitos<br>0,33 x 100 = linfocitos 33%   |
| concentración de número de reticulocitos (véase la pág. 416)   | no. x 10 <sup>9</sup> /l  | recuento de reticulocitos                               | no./mm <sup>3</sup>      | 86 000/mm <sup>3</sup> x 0,001 = 86,0 x 10 <sup>9</sup> /l<br>91,5 x 10 <sup>9</sup> /l x 1 000 = 91 500/mm <sup>3</sup>   |
| fracción de número de reticulocitos <sup>a</sup> (véase la pág. 416)   | 10 <sup>-3</sup>          | recuento de reticulocitos                               | %<br><br>ó<br>‰          | (a) 0,50% x 10 = 5 x 10 <sup>-3</sup><br>12 x 10 <sup>-3</sup> x 0,1 = 1,2%<br><br>ó<br>(b) 5 ‰ = 5 x 10 <sup>-3</sup><br>12 x 10 <sup>-3</sup> = 12 ‰                                     |
| concentración de número de trombocitos (plaquetas)   | no. x 10 <sup>9</sup> /l  | recuento de trombocitos                                 | no./mm <sup>3</sup>      | 220 000/mm <sup>3</sup> x 0,001 = 220 x 10 <sup>9</sup> /l<br>250 x 10 <sup>9</sup> /l x 1 000 = 250 000/mm <sup>3</sup>   |

\* En estos ejemplos se indica primeramente la conversión de valores numéricos reales, en unidades tradicionales, a valores en unidades SI, y seguidamente la conversión de unidades SI a unidades tradicionales. Los factores de conversión se han subrayado.

<sup>a</sup> En este caso la fracción de número no se anota como fracción de 1, sino de 1 000, a fin de evitar valores numéricos demasiado pequeños e inconvenientes.

| Nueva nomenclatura de magnitudes  | Unidades SI | Nomenclatura tradicional de magnitudes   | Unidades tradicionales | Factores de conversión y ejemplos*  |
|---|-------------|--|------------------------|---|
| glucosa, concentración de sustancia (sangre y líquido cefalorraquídeo)          | mmol/l      | glucosa, concentración de masa <sup>b</sup> (sangre y líquido cefalorraquídeo) | mg/100 ml              | 81 mg/100 ml $\times$ 0,0555 = 4,5 mmol/l<br>4,2 mmol/l $\times$ 18,02 = 75,7 mg/100 ml                   |
| hemoglobina (Fe), concentración de sustancia                                    | mmol/l      | hemoglobina, concentración de masa <sup>b</sup>                                | g/100 ml               | Hb 13,7 g/100 ml $\times$ 0,621 = Hb (Fe) 8,5 mmol/l<br>Hb (Fe) 9 mmol/l $\times$ 1,61 = Hb 14,5 g/100 ml |
| hemoglobina, concentración de masa <sup>c</sup>                                 | g/l         | hemoglobina, concentración de masa <sup>b</sup>                                | g/100 ml               | 14,8 g/100 ml $\times$ 10 = 148 g/l<br>139 g/l $\times$ 0,1 = 13,9 g/100 ml                               |
| hemoglobina (Fe) medida en eritrocitos, concentración de sustancia <sup>c</sup> | mmol/l      | concentración globular media de hemoglobina (v.g., concentración de masa)      | % <sup>d</sup>         | 35% $\times$ 0,621 = 21,7 mmol/l<br>22 mmol/l $\times$ 1,611 = 35,4%                                      |
| hemoglobina media en eritrocitos, concentración de masa <sup>c</sup>            | g/l         | concentración globular media de hemoglobina (v.g., concentración de masa)      | % <sup>d</sup>         | 35% $\times$ 10 = 350 g/l<br>298 g/l $\times$ 0,1 = 29,8%   |
| proteínas, concentración de masa (líquido cefalorraquídeo)                      | g/l         | proteínas, concentración de masa <sup>b</sup>                                  | mg/100 ml<br>g/l       | 25 mg/100 ml $\times$ 0,01 = 0,25 g/l<br>0,31 g/l $\times$ 100 = 31 mg/100 ml<br>sin cambio               |
| urea, concentración de sustancia (sangre)                                       | mmol/l      | urea, concentración de masa <sup>b</sup>                                       | mg/100 ml              | 15 mg/100 ml $\times$ 0,167 = 2,5 mmol/l<br>2,9 mmol/l $\times$ 6,01 = 17,4 mg/100 ml                     |
|   |             | nitrógeno de urea <sup>e</sup> , concentración de masa                         | mg/100 ml              | nitrógeno de urea, 7 mg/100 ml $\times$ 0,357 = urea, 2,5 mmol/l  |

\* En estos ejemplos se indica primeramente la conversión de valores numéricos reales, en unidades tradicionales, a valores en unidades SI, y seguidamente la conversión de unidades SI a unidades tradicionales. Los factores de conversión se han subrayado.

<sup>b</sup> Se acostumbraba medir efectivamente la concentración de masa, aunque por lo general no se empleaba esta denominación.

<sup>c</sup> Véase la explicación en el texto.

<sup>d</sup> La concentración globular media de hemoglobina se expresaba algunas veces como fracción decimal en vez de porcentaje; por ejemplo, 0,35 en lugar de 35%. En este caso cada uno de los factores de conversión anotados se debe multiplicar por 100 o dividir entre 100, como se indica en los ejemplos siguientes:

$$0,35 \times \underline{62,1} = 21,7 \text{ mmol/l}$$

$$22 \text{ mmol/l} \times \underline{0,01611} = 0,354$$

$$0,35 \times \underline{1\,000} = 350 \text{ g/l}$$

$$298 \text{ g/l} \times \underline{0,001} = 0,298$$

<sup>e</sup> En el sistema tradicional unas veces se hacía referencia a la urea como tal y otras como nitrógeno de urea (o sea el contenido de nitrógeno de la urea). En el cuadro se incluye una conversión de ambos sistemas.

**PRIMERA PARTE**  
**PROCEDIMIENTOS GENERALES DE LABORATORIO**

# 1. El microscopio: ajuste y conservación

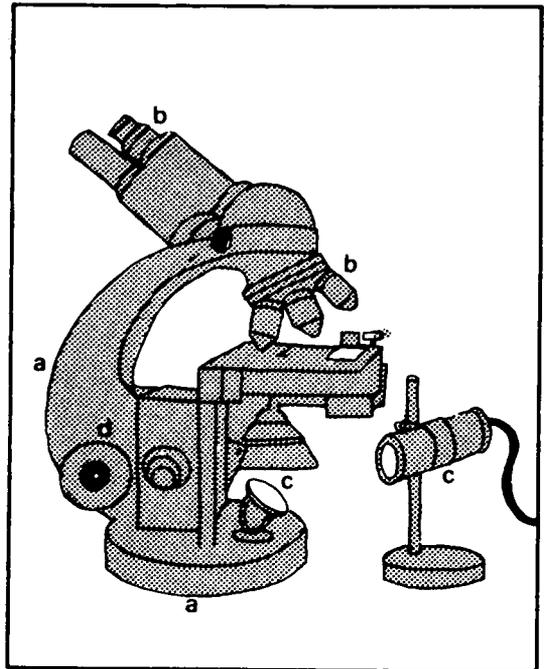
Muchas enfermedades prevalentes en los climas cálidos son transmisibles y se propagan por gérmenes que a menudo se pueden observar por medio del microscopio en muestras obtenidas de pacientes. Por lo tanto, la microscopia directa es indispensable en los laboratorios de los países tropicales.

Un laboratorio clínico sin microscopio, o con un microscopio que no se conserva de manera adecuada, no se puede considerar equipado con propiedad.

## I. COMPONENTES DEL MICROSCOPIO

Los diversos componentes del microscopio se pueden agrupar en cuatro sistemas:

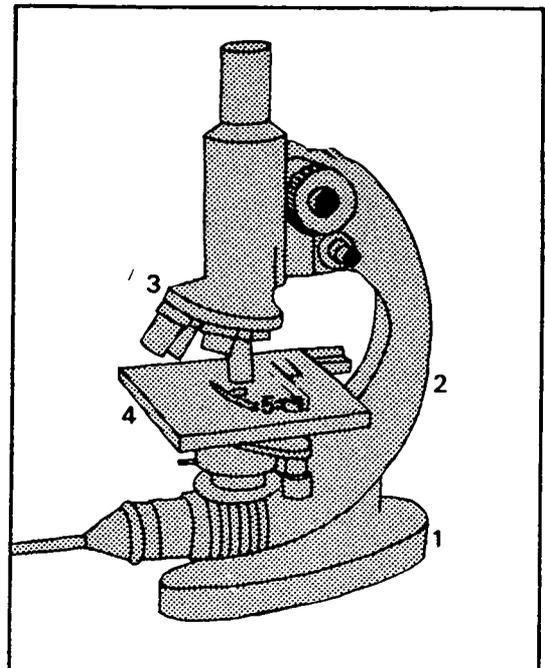
- (a) el sistema de soporte
- (b) el sistema de aumento
- (c) el sistema de iluminación
- (d) el sistema de ajuste.

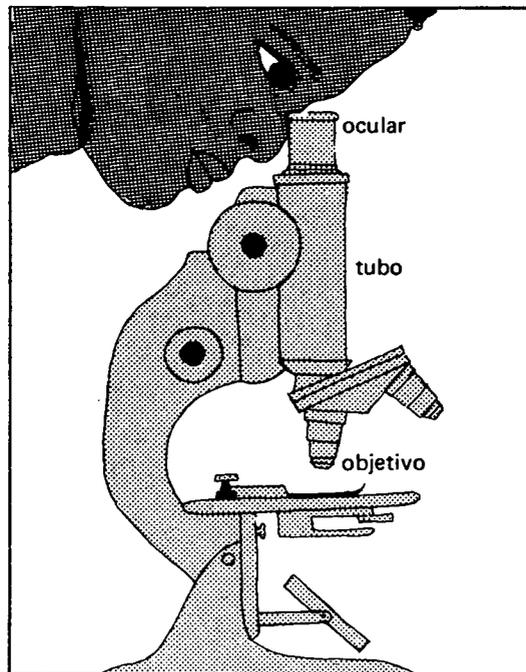


### A. El sistema de soporte

Consiste en:

- 1. el pie
- 2. el bastidor
- 3. portaobjetivo revólver (cambiador de objetivos)
- 4. la platina
- 5. la platina mecánica, que imprime un movimiento lento y regulado al portaobjetos.





## B. El sistema de aumento

Consiste en un conjunto de lentes.

Las lentes del microscopio se encuentran montadas en dos grupos, uno en cada extremo de un tubo relativamente largo, o *tubo del microscopio*:

- el primer grupo de lentes se halla en el extremo inferior del tubo, inmediatamente arriba de la preparación que se va a examinar (el objeto), y se denomina *objetivo*
- el segundo grupo se encuentra en el extremo superior del tubo, por donde mira el microscopista, y se llama *ocular*.

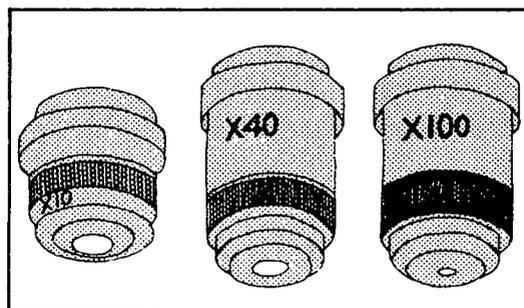
### 1. LOS OBJETIVOS

#### (a) *Aumento*

El poder de aumento de cada objetivo se indica por un número grabado en la manga de la lente:

- el objetivo x 10 aumenta 10 veces
- el objetivo x 40 aumenta 40 veces
- el objetivo x 100 aumenta 100 veces.

(El objetivo x 100 generalmente se encuentra marcado con un anillo rojo para indicar que se debe usar con aceite de inmersión.)



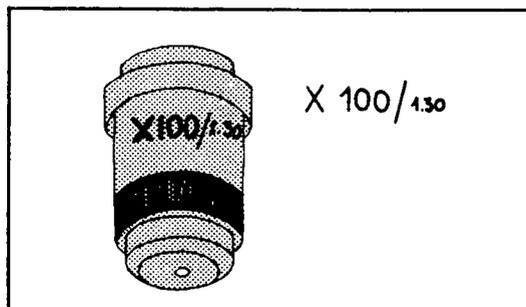
#### (b) *La abertura numérica (AN)*

La AN también se halla grabada en la manga de la lente, junto a la indicación del poder de aumento; v.g.:

- 0,30 en el objetivo x 10
- 0,65 en el objetivo x 40
- 1,30 en el objetivo x 100

A medida que aumenta la AN es mayor el poder de resolución (capacidad de hacer perceptibles detalles adyacentes muy cercanos, separándolos y aclarándolos).

(Además, a medida que aumenta la AN disminuyen las dimensiones de la lente frontal montada en la base del objetivo. La lente frontal del objetivo x 100 tiene el tamaño de una cabeza de alfiler, por lo que se debe manejar con cuidado.)

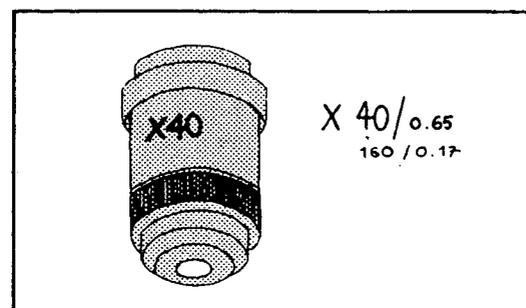


#### (c) En la manga del objetivo puede haber *otros números*:

*la longitud recomendada en mm* para el tubo del microscopio (entre el objetivo y el ocular), es generalmente de 160 mm

*el grosor recomendado en mm* para el cubreobjetos utilizado para tapar el portaobjetos, v.g., 0,17.

Las roscas para atornillar todos los objetivos son uniformes, de manera que estos se pueden intercambiar en el revólver.

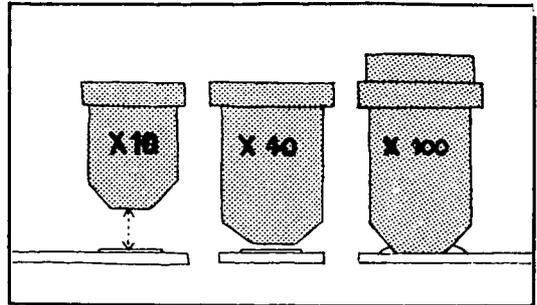


(d) *Distancia de operación del objetivo*

Esta es la distancia que hay entre la lente frontal del objetivo y el portaobjetos cuando la imagen se encuentra enfocada.

A medida que el poder de aumento del objeto es mayor disminuye la distancia de operación.

- objetivo x 10 :  
la distancia de operación es de 5 - 6 mm
- objetivo x 40 :  
la distancia de operación es de 0,5 - 1,5 mm
- objetivo x 100 :  
la distancia de operación es de 0,15 - 0,20 mm

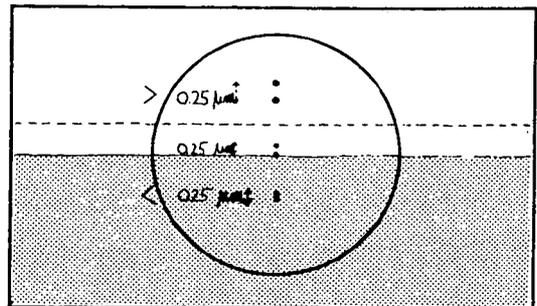


(e) *Poder de resolución*

Cuanto mayor sea el poder de resolución del objetivo será más clara la imagen y aumentará la capacidad de poner de manifiesto detalles adyacentes muy cercanos, separándolos y aclarándolos.

El poder de resolución máximo de un buen microscopio de laboratorio médico es, aproximadamente, de 0,25  $\mu\text{m}$  (el poder de resolución del ojo humano normal es de 0,25 mm).

El aceite de inmersión aumenta el poder de resolución al hacer que se conserven muchos rayos luminosos que se perderían por refracción al usar un objetivo seco.



## 2. EL OCULAR

### *Aumento*

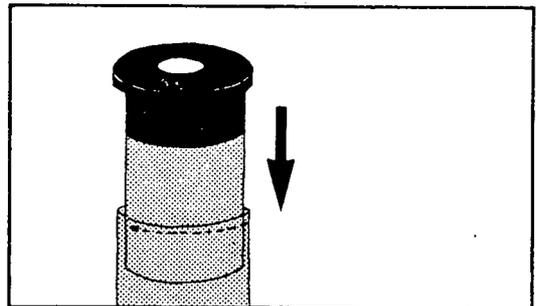
El poder de aumento se encuentra marcado en el ocular:

- Un ocular x 4 aumenta 4 veces la imagen que produce el objetivo
- Un ocular x 6 aumenta la imagen 6 veces
- Un ocular x 10 aumenta la imagen 10 veces.

Si la imagen del objeto se hace aumentar 40 veces mediante el objetivo x 40 y en seguida 6 veces mediante el ocular x 6, el aumento total será de  $6 \times 40 = 240$ .

Para calcular el aumento total de la imagen del objeto que se observa, multiplíquese el poder de aumento del objetivo por el del ocular.

El poder de aumento de los microscopios utilizados en los laboratorios médicos oscila entre 50 y 1000.



### *Microscopios monoculares y binoculares*

Los microscopios monoculares (que solo poseen un ocular) proporcionan mejor iluminación y se recomienda emplearlos con objetivos x 100 de inmersión en aceite cuando la fuente luminosa sea *la luz del día*.

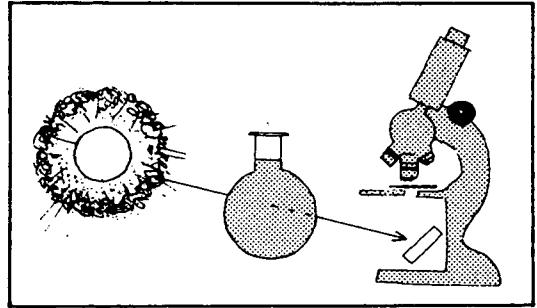
Los microscopios binoculares (que poseen dos oculares, pero solo se usa un objetivo en cada ocasión) fatigan menos los ojos cuando se deben realizar exámenes prolongados. Sin embargo, la iluminación eléctrica es esencial para el objetivo x 100.

### C. El sistema de iluminación

#### 1. La fuente luminosa

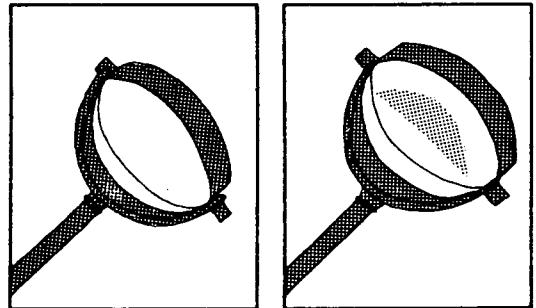
De preferencia se empleará luz eléctrica, pues es más fácil de ajustar. Puede proporcionarla un bombillo contenido en el microscopio por debajo de la platina o mediante un bombillo exterior colocado frente al microscopio.

De lo contrario se podrá utilizar la luz del día. El microscopio nunca se debe utilizar ni debe permanecer bajo la luz directa del sol. Deberá estar bien iluminado, pero se usará una luz amortiguada. Si la luz del sol es excesivamente brillante se colocará frente al microscopio una botella o redoma de vidrio claro, llena de agua, a fin de reducir la intensidad de la luz.



#### 2. El espejo

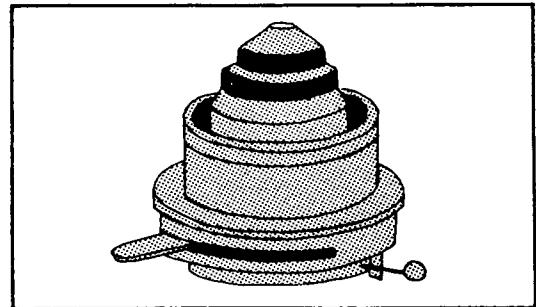
El espejo refleja los rayos de la fuente luminosa sobre el objeto. Por un lado su superficie es plana y cóncava por el otro. El lado cóncavo constituye un condensador de escaso poder y no se debe usar si ya se cuenta con un condensador propiamente dicho.



#### 3. El condensador

El condensador lleva los rayos luminosos a un foco común sobre el objeto que se habrá de examinar.

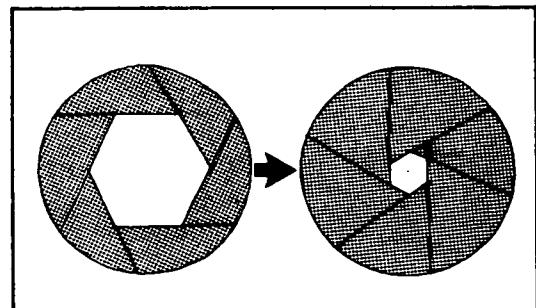
Se encuentra colocado entre el espejo y la platina. Se puede elevar (iluminación máxima) y bajar (iluminación mínima). Se debe centrar y ajustar adecuadamente.



#### 4. El diafragma

El diafragma, que se encuentra dentro del condensador, se utiliza para reducir o ampliar el ángulo, y, por lo tanto, también la cantidad de luz que entra en el condensador.

Cuanto más se abre el diafragma más se amplía el ángulo y en consecuencia aumenta la AN y se pueden observar detalles más pequeños. Sin embargo, al mismo tiempo se reduce el contraste.



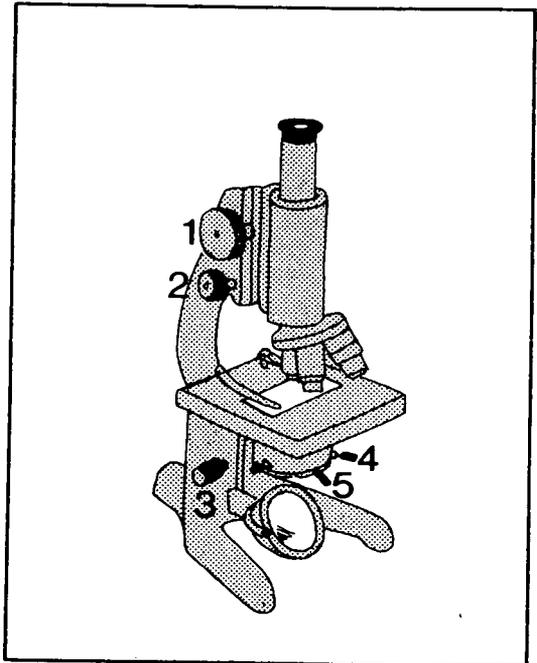
## 5. Filtros

En algunos microscopios se ajustan filtros de colores (principalmente azules) debajo del condensador. Se pueden dejar en su sitio o quitarlos, según el tipo de preparación que se vaya a observar.

## D. El sistema de ajuste

Este sistema comprende:

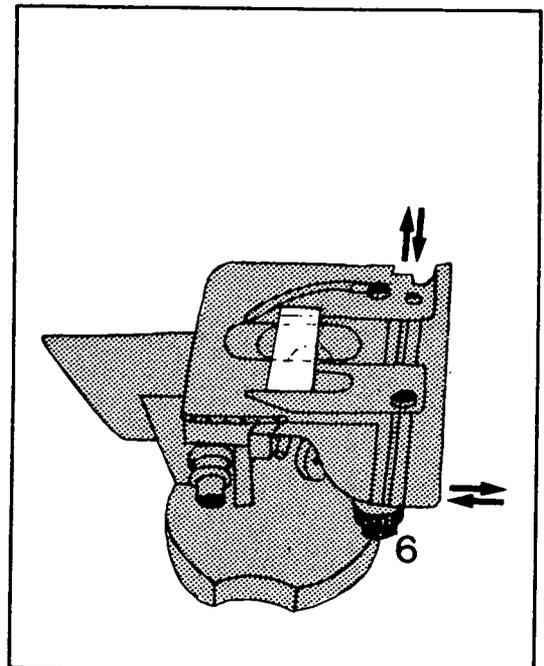
1. **La cremallera de avance rápido**  
Es el tornillo mayor. Se utiliza primero para lograr la aproximación del enfoque.
2. **El tornillo micrométrico de avance lento**  
Hace que el objetivo se desplace más lentamente. Se emplea para conseguir un enfoque perfecto del objeto.
3. **El tornillo de ajuste del condensador**  
Se utiliza para elevar el condensador y aumentar la iluminación o descenderlo y reducir la iluminación.
4. **Los tornillos para centrar el condensador**  
Puede haber tres tornillos colocados alrededor del condensador: uno al frente, uno a la izquierda y uno a la derecha. Se usan para centrar el condensador exactamente en relación con el objetivo.
5. **El elevador del diafragma iris**  
Este es un pequeño elevador que se encuentra fijo al condensador. Se puede mover para cerrar o abrir el diafragma, reduciendo o aumentando así el ángulo y la intensidad de la luz.



## 6. Reguladores de la platina mecánica

Se utilizan para desplazar el portaobjetos sobre la platina:

- 1 tornillo lo desplaza hacia atrás y hacia adelante
- 1 tornillo lo desplaza a la izquierda o a la derecha.



## II. PREPARACION DEL MICROSCOPIO

Cuando se recibe un nuevo microscopio en el laboratorio es importante saber cómo prepararlo.

### 1. Posición del microscopio

Coloque el microscopio sobre una mesa firme, de nivel uniforme (compruebe con un nivel de burbuja) y tamaño adecuado, pero no demasiado alta. Si se va a usar iluminación eléctrica el microscopio deberá estar a la sombra, lejos de las ventanas. Debajo del microscopio coloque una pieza cuadrada de fieltro. Si no se dispone de fieltro utilice una pieza de tela gruesa.

### 2. Colocación de los accesorios

- Atornille los objetivos en el revólver en el sentido de las manecillas del reloj y en el siguiente orden:
  - (objetivo x 3 ó x 5)
  - objetivo x 10
  - objetivo x 40
  - objetivo x 100 (para inmersión en aceite).

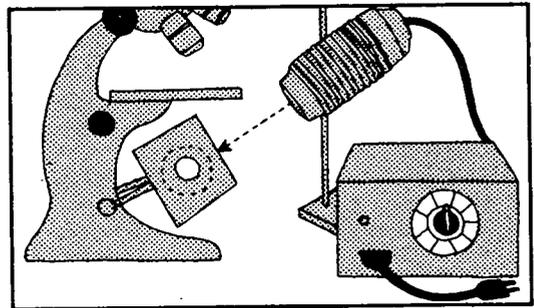
Las roscas para atornillar los objetivos son estándar.

- Coloque en su sitio el ocular o los oculares.
- Fije el condensador debajo de la platina.
- Fije el espejo en el pie del microscopio.

### 3. Posición de la lámpara

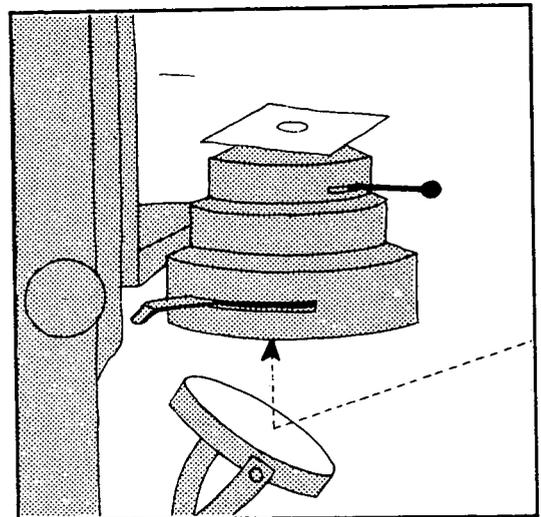
Si se va a usar iluminación eléctrica ponga la lámpara a una distancia de 20 cm al frente del microscopio, por delante del espejo, que se colocará en un ángulo de 45°. Cubra el espejo con una pieza de papel. Ajuste la posición de la lámpara de manera que la luz brille en el centro del espejo.

Si la lámpara está provista de una lente, los filamentos del bombillo se proyectan sobre la pieza de papel con que se ha cubierto el espejo. Esto permite centrar el haz luminoso con mayor precisión. En algunos modelos se hace girar el bombillo hasta que se obtiene una imagen clara del filamento.

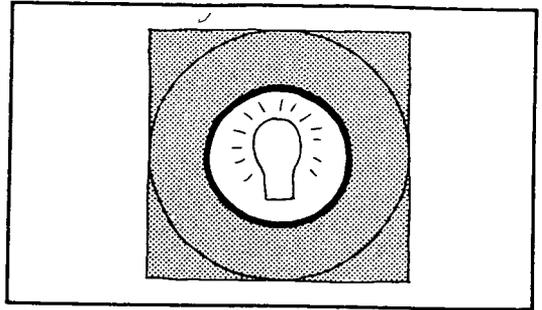


### 4. Ajuste preliminar del espejo

Utilice el lado plano del espejo. Quite, si los hay, los filtros de colores. Abra el diafragma iris hasta el máximo. Eleve el condensador. Coloque una pieza de papel blanco de poco espesor sobre la lente de la cúpula del condensador. En esta pieza de papel se deberá observar una imagen del bombillo eléctrico, rodeada por un círculo de luz.



Ajuste el espejo de manera que la imagen del bombillo quede exactamente en el centro del círculo luminoso (o bien, si se utiliza la luz del día, que quede en el centro la porción más brillante).

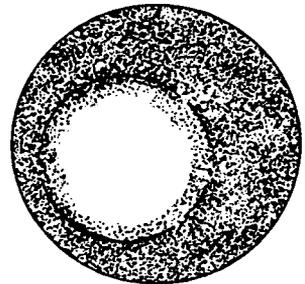


5. *Pasos a seguir para centrar el condensador (cuando existe el mecanismo pertinente)*

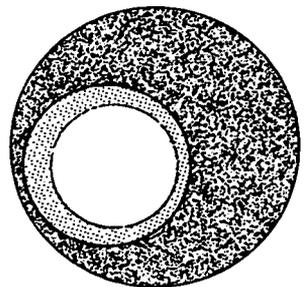
Es muy importante centrar correctamente el condensador. Este aspecto se descuida con frecuencia.

- (a) Coloque en la platina una preparación en su correspondiente portaobjetos, sin cubreobjetos. Haga descender el condensador. Abra el diafragma iris. Examine con el objetivo de menos poder ( $\times 3$ ,  $\times 5$  ó  $\times 10$ ). Observe la preparación a través del ocular y enfóquese.

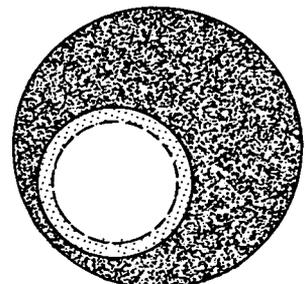
- (b) Cierre el diafragma. En el campo microscópico aparecerá un círculo borroso de luz rodeado por un anillo oscuro.

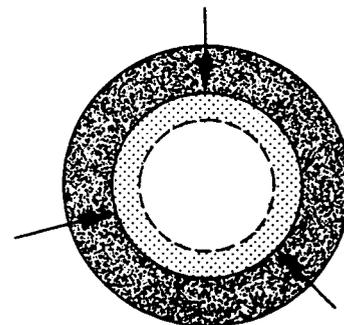


- (c) Eleve el condensador lentamente hasta que los bordes del círculo luminoso estén claramente enfocados.

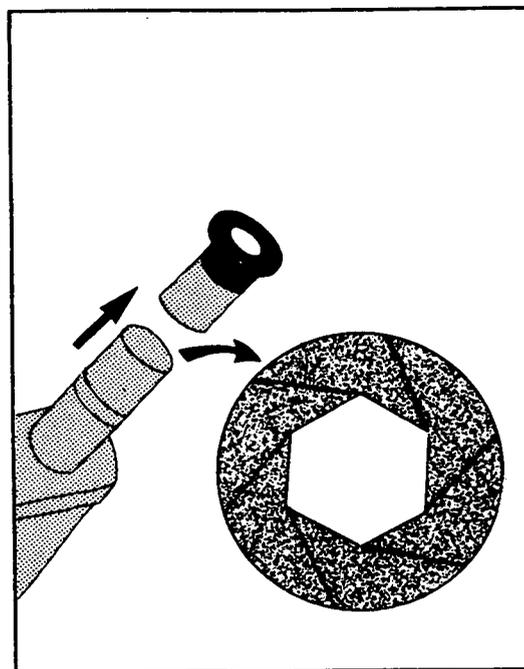


- (d) Ajuste, si es necesario, la posición del espejo, de manera que el círculo luminoso quede centrado exactamente o sobrepuesto al área clara que está rodeada por la zona oscura.





(e) Por medio de los tornillos para centrar el condensador haga los ajustes necesarios hasta que el círculo luminoso se halle exactamente en el centro del campo microscópico. Repita esta operación con los demás objetivos.



#### 6. *Ajuste del diafragma*

Abra el diafragma completamente. Retire el ocular y observe directamente a través del tubo del microscopio; la lente superior del objetivo aparecerá llena por un círculo luminoso. Cierre el diafragma lentamente hasta que este círculo luminoso ocupe solo 2/3 de la superficie.

Repita esta operación al usar cada objetivo.

#### 7. *Ajuste de los oculares*

##### *Elección del ocular*

Los oculares x 5 ó x 6 proporcionan resultados satisfactorios en el laboratorio médico. Si se utilizan oculares de mayor poder se intensificará el aumento, pero es probable que no se observen mejor los detalles. El ocular que se use dependerá de la elección que se haga.

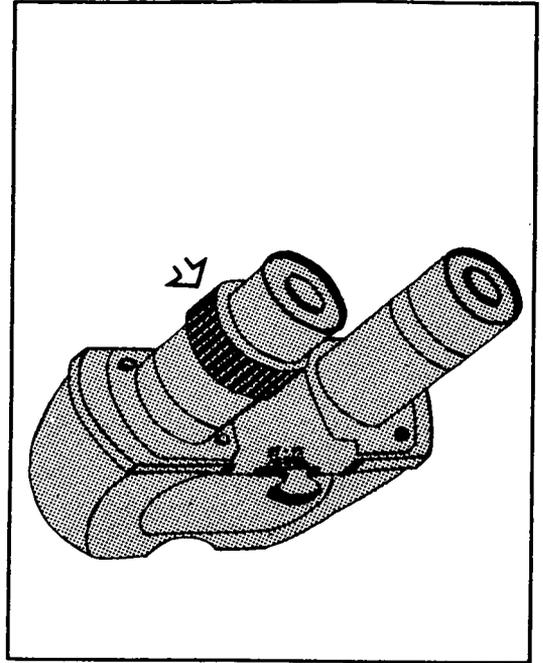
##### *Ajuste binocular*

En los microscopios binoculares la distancia interpupilar (distancia entre las pupilas de los ojos) se puede ajustar según la conveniencia del operador.

### **Enfoque de los ojos derecho e izquierdo**

Uno de los soportes de los oculares (casi siempre el izquierdo) está provisto de un anillo para enfoques. Si este anillo se encuentra en el soporte del ocular izquierdo, cierre el ojo izquierdo y, empleando el objetivo x 40, enfoque la imagen para el ojo derecho por el ocular derecho.

A continuación cierre el ojo derecho y observe con el ojo izquierdo a través del ocular izquierdo. Si la imagen se encuentra enfocada no se necesitará ajuste alguno. Si la imagen no es clara, haga girar el anillo de enfoque hasta aclararla. En este momento el microscopio habrá quedado ajustado de acuerdo con la visión binocular propia del operador.



### **III. ENFOQUE DEL OBJETIVO**

#### **1. Empleo de un objetivo de bajo poder (x 5 ó x 10)**

Descienda el condensador completamente.

Descienda el objetivo hasta que se encuentre inmediatamente por arriba de la preparación que se encuentra en el portaobjetos.

Utilizando la cremallera de avance rápido eleve el objetivo hasta que observe una imagen clara a través del ocular.

En algunas ocasiones no se puede lograr una imagen clara a pesar de que el objetivo se ha bajado todo lo posible. Esto obedece a que el tornillo micrométrico de avance lento se ha girado completamente hacia la derecha. Gire este tornillo hacia la izquierda hasta donde sea posible y a continuación busque el enfoque subiendo el objetivo.

Si la iluminación es insuficiente suba el condensador ligeramente.

#### **2. Empleo de un objetivo de gran poder (x 40)**

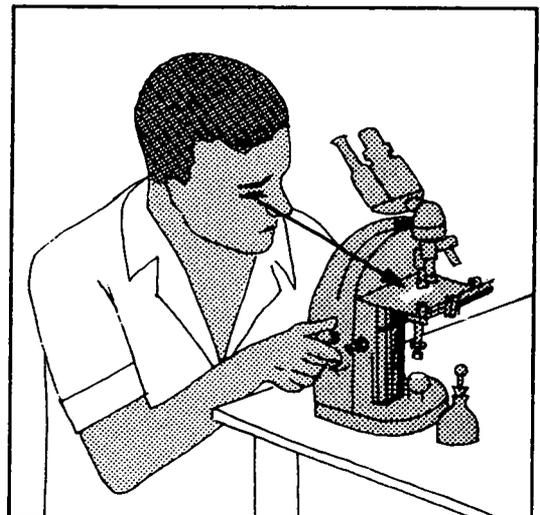
Baje el condensador hasta la mitad de la distancia que recorre. Descienda el objetivo hasta colocarlo inmediatamente por arriba de la preparación que se encuentra en el portaobjetos (la distancia de operación es muy corta: aproximadamente 0,5 mm).

Por medio de la cremallera de avance rápido *eleve* el objetivo muy lentamente hasta que aparezca una imagen borrosa en el campo microscópico.

Busque el enfoque por medio del tornillo micrométrico de avance lento.

Eleve el condensador para obtener suficiente iluminación.

Si el microscopio no tiene condensador utilice el lado cóncavo del espejo.

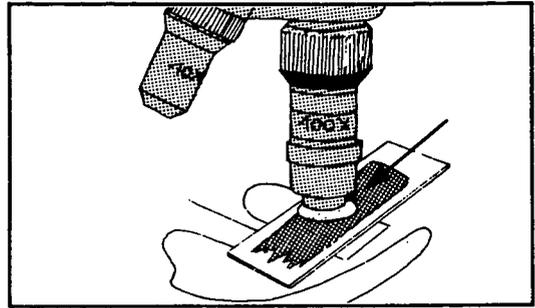


### 3. Empleo del objetivo de inmersión en aceite (x 100)

Se deben utilizar preparaciones teñidas completamente secas.

Ponga una pequeña gota de aceite de inmersión sobre la porción que se va a examinar (de preferencia use aceites sintéticos que no se secan, en vez de aceite de madera de cedro, que se seca rápidamente).

Eleve el condensador hasta donde pueda llegar y abra completamente el diafragma iris. Descienda el objetivo x 100 hasta que se ponga en contacto con el aceite. Acerque el objetivo al portaobjetos hasta donde sea posible, pero evite que presione la preparación (los objetivos modernos están provistos de un amortiguador).



Observe a través del ocular y gire hacia arriba, muy despacio, el tornillo micrométrico de avance lento hasta que la imagen se encuentre enfocada.

Si la iluminación es inadecuada utilice el lado cóncavo del espejo como se ha recomendado para el objetivo x 40.

*Importante:* En la mayoría de los microscopios actuales no se sube o baja el soporte del objetivo, sino la platina que se mueve por medio de la cremallera de avance rápido y el tornillo micrométrico de avance lento. En este caso los tornillos se deben girar en dirección opuesta para enfocar la imagen.

### Profundidad del campo microscópico

Cuando se usa un objetivo de escaso poder se puede observar la profundidad de la imagen. En estas condiciones la profundidad del enfoque es pequeña y la impresión que se obtiene de ella aumenta al emplear objetivos de mayor poder (x 40, x 100); se debe usar el tornillo micrométrico de avance lento para examinar todos los detalles del objeto observado, de arriba abajo del enfoque (v.g., los diferentes núcleos de un quiste amebiano esférico).

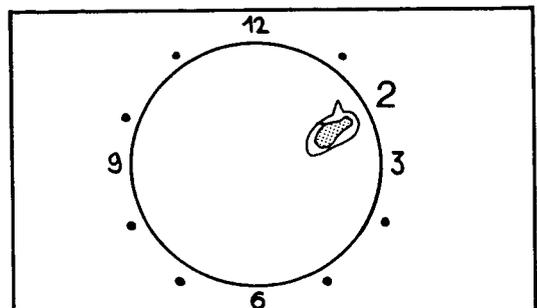
### 4. Imágenes que se observan mediante el microscopio

Recuerde que el círculo luminoso que se observa a través del ocular se denomina "campo microscópico".

*Cómo determinar la posición de los objetos observados*

Los objetos que se observan en el campo microscópico se pueden localizar en relación con las manecillas del reloj.

Por ejemplo, en la ilustración se ha colocado un huevo de esquistosoma "a las 2".



### Inversión de las imágenes

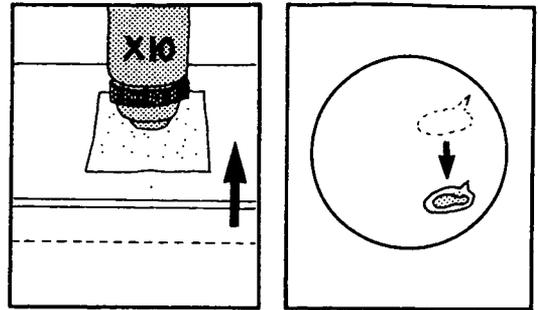
Las imágenes son invertidas por las lentes:

- los objetos que aparecen en el fondo del campo microscópico se encuentran realmente en la parte más alta
- los objetos que aparecen en el lado izquierdo del campo microscópico se encuentran realmente en el lado derecho.

### Desplazamiento del objeto

Si mueve el portaobjetos hacia la derecha, el objeto examinado se desplazará hacia la izquierda.

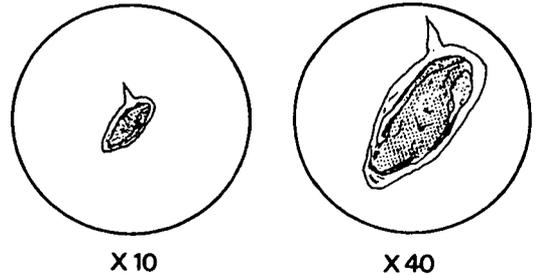
Si mueve el portaobjetos hacia usted, el objeto examinado se alejará.



### Cambio de los objetivos

Los microscopios modernos están contruidos de tal manera que cuando se cambia de un objetivo de escaso poder a otro de mayor poder para examinar el mismo objeto, éste permanece más o menos enfocado. Si no ocurre así, suba el revólver antes de hacer el cambio a un objetivo de mayor poder y enfoque nuevamente.

Antes de cambiar los objetivos cerciórese de que el objeto examinado se encuentra en medio del campo microscópico, a fin de no perderlo después del cambio.



## IV. MEDIDAS GENERALES DE CONSERVACION DEL MICROSCOPIO

El microscopio necesita cuidados cotidianos para conservarlo en buenas condiciones de trabajo y asegurar resultados confiables en el laboratorio. En los climas cálidos y húmedos se requieren cuidados especiales.

### 1. Equipo

1. Piezas de trapos viejos y un pañuelo fino, de lino, que estén limpios
2. Papel de seda especial para lentes o, en su defecto, papel blanco absorbente (papel de tocador)
3. Si es posible, una pieza de piel de gamuza (de lo contrario, un trapo que no desprenda pelusa)
4. Un frasco pequeño de xilol (o tolueno)
5. Una cubierta de material plástico
6. Una pequeña pera de goma y, si es posible, un pincel fino (o una brocha especial para limpiar lentes)
7. En los climas cálidos y húmedos, en laboratorios que cuentan con electricidad:
  - un armario que esté templado, se calienta mediante uno o dos bombillos incandescentes de 40 vatios en los laboratorios que no cuentan con electricidad;
  - si es posible, un secador de 15 - 20 cm de diámetro, con no menos de 250 g de gel de sílice azul (que indica la existencia de humedad al tomar un color rojizo).

### 2. Limpieza de los objetivos

#### Objetivos secos

Exhale sobre la lente y límpiela con un trapo suave, moviéndola de un lado a otro y no en círculos.

#### Objetivos de inmersión en aceite

Quite el aceite con papel especial para lentes o papel absorbente. Si quedan vestigios del aceite de inmersión viejo o se ha empleado aceite de madera de cedro, humedezca el papel *muy ligeramente* con xilol o tolueno y limpie la lente otra vez con papel seco.

Todas las noches, antes de guardar el microscopio, quite el polvo de los objetivos arrojándoles aire con la pera de goma. Si es necesario, limpie el polvo remanente usando el pincel fino.

### 3. Limpieza de los oculares

- Limpie la superficie superior de la lente más alta (en la que se aplica el ojo) con un trapo suave o papel de seda
- Limpie la superficie inferior de la lente más baja, dentro del tubo del microscopio, con el pincel fino
- Si hay polvo en el interior del ocular desatornille la lente más alta y limpie las lentes interiores empleando solo aire aplicado con la pera de goma y el pincel fino.

### 4. Limpieza del condensador y el espejo

El condensador se limpia de la misma manera que los objetivos, con un trapo suave o papel de seda humedecido con xilol.  
El espejo se limpia con un trapo suave humedecido con alcohol.

### 5. Limpieza del bastidor y la platina

Limpie con una pieza de piel de gamuza o un trapo suave, que no desprenda pelusa.  
Nunca se debe usar xilol ya que puede arrancar la pintura negra del microscopio.  
La platina se puede limpiar completamente usando papel absorbente impregnado de vaselina.

---

## V. PRECAUCIONES ADICIONALES QUE SE DEBEN TENER EN CLIMAS CALIDOS

### A. Climas cálidos y húmedos

En los climas cálidos y húmedos, si no se tienen precauciones, pueden proliferar hongos en el microscopio, especialmente en la superficie de las lentes, en las roscas de los tornillos y debajo de las capas de pintura, de suerte que el instrumento se inutiliza en poco tiempo. Esto se puede evitar de la manera que se describe a continuación.

#### 1. Laboratorios que cuentan con electricidad

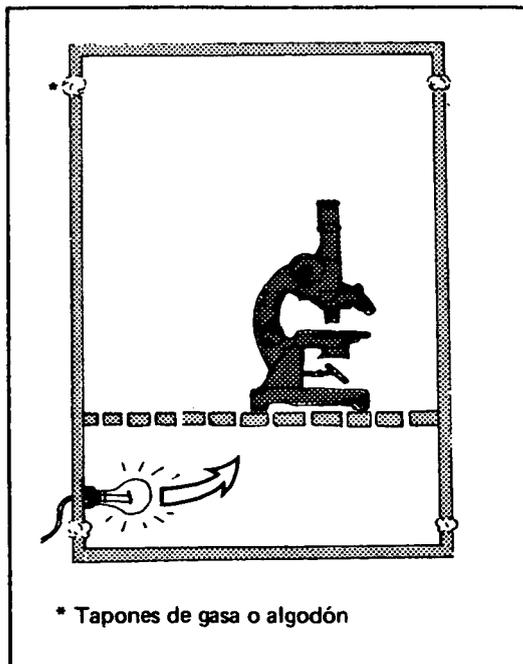
Guarde el microscopio por las noches en el armario templado. Este es simplemente un armario con una puerta que se puede cerrar herméticamente, que se calienta ligeramente por medio de uno o dos bombillos incandescentes de 40 vatios (un bombillo basta para un armario donde se guarden 1-4 microscopios). Los bombillos deberán permanecer encendidos sin interrupción aunque los microscopios no se encuentren en el armario.

Verifique que dentro del armario la temperatura sea por lo menos 5°C más alta que en el laboratorio.

Por ejemplo:

- temperatura del laboratorio: 26°C
- temperatura dentro del armario: 32°C

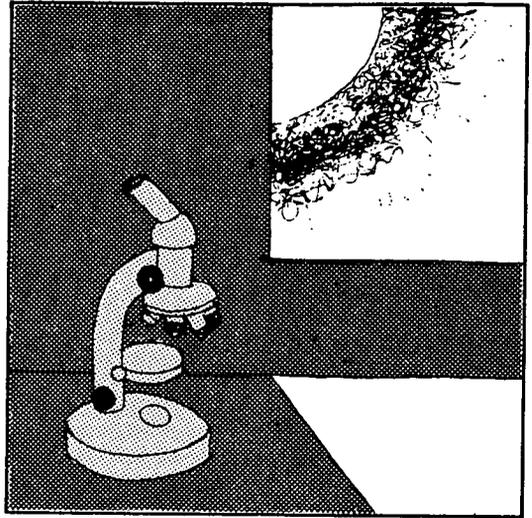
Importante: los microscopios se deberán guardar en el armario aunque el laboratorio cuente con un sistema de calefacción o enfriamiento del aire.



## 2. Laboratorios que no cuentan con electricidad

En estos laboratorios se puede conservar el microscopio *al aire* y en la sombra, aunque siempre cerca de un sitio soleado.

Nunca se debe guardar el microscopio en su estuche de madera (ni siquiera por las noches); se debe utilizar invariablemente una cubierta. No obstante, el microscopio se debe limpiar diariamente para quitarle el polvo.



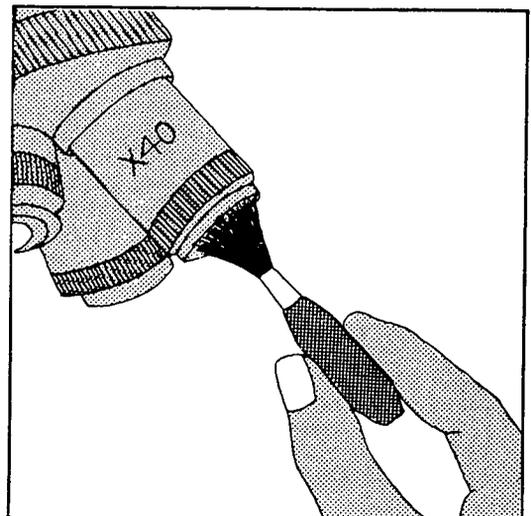
Idealmente, el laboratorio lo debe visitar cada 3 meses un experto que desarme el microscopio para:

- inspeccionar las superficies de las lentes y el prisma, en busca de los primeros indicios de la presencia de hongos
- lubricar las partes metálicas con un aceite líquido especial, que posee propiedades limpiadoras.

## B. Climas cálidos y secos

En las regiones cálidas y secas el problema principal es el polvo (tormentas de arena, etc.). Las partículas finas penetran en las roscas de los tornillos y debajo de las lentes. Esto se puede evitar de la manera siguiente:

1. Mientras no se use, conserve el microscopio invariablemente bajo una cubierta hermética de material plástico a prueba de aire. Guarde el instrumento todas las noches en su estuche de madera.
2. Al terminar el trabajo del día limpie el microscopio esmeradamente con aplicaciones de aire de la pera de goma.
3. Limpie las lentes con una brocha especial o un pincel fino. Si quedan partículas de polvo en la superficie de los objetivos, elimínelas con papel especial para limpiar lentes.
4. Si hay estación de lluvias que dura más de un mes tome las precauciones recomendadas anteriormente para los climas cálidos y húmedos.



## ALGUNAS COSAS QUE NUNCA SE DEBEN HACER

1. Nunca limpie las lentes de los objetivos o los oculares con etanol.
  2. Nunca sumerja los objetivos en xilol o etanol (se aflojarían).
  3. Nunca emplee papel ordinario o algodón para limpiar las lentes.
  4. Nunca toque los objetivos con los dedos.
  5. Nunca limpie los soportes o la platina con xilol.
  6. Nunca limpie las lentes *internas* de los oculares o los objetivos con trapo o papel (esto desprendería la capa antirreflejante); utilice solamente un pincel fino.
  7. Nunca deje el microscopio sin los oculares, a menos que los orificios se taponen.
  8. Nunca guarde el microscopio en estuches de madera cerrados si la región es cálida y húmeda.
  9. Nunca deje el microscopio con aceite de inmersión en el objetivo.
  10. Nunca lleve el microscopio cogiéndolo por el bastidor con una mano; utilice ambas manos, una en el pie y la otra en el bastidor.
- 

## EL MICROSCOPIO DE McARTHUR

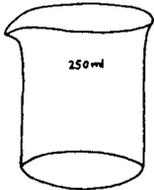
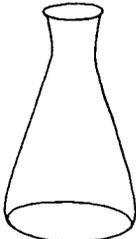
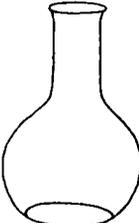
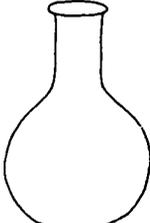
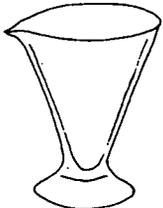
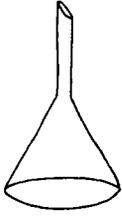
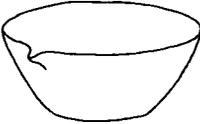
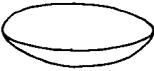
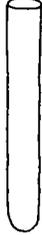
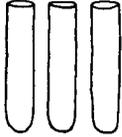
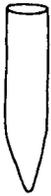
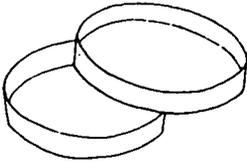
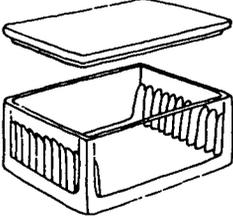
El microscopio de McArthur es un instrumento que, a pesar de que puede proporcionar los mayores aumentos y servir para muchas formas de trabajo poco usuales, no es más grande que una cámara fotográfica de bolsillo, pesa menos de medio kilogramo y se puede usar en la mano.

Este microscopio se emplea en medicina tropical para examinar: frotis de sangre y disecciones de mosquitos con el fin de detectar la malaria en las encuestas de áreas rurales; frotis de sangre y líquido cefalorraquídeo de portadores probables de la enfermedad del sueño; orina y heces fecales para descubrir huevos de parásitos, y esputo en las encuestas de detección de la tuberculosis, también se utiliza en disecciones de caracoles en los estudios de la esquistosomiasis, así como para hacer el diagnóstico rápido del cólera (que se puede realizar en pocos segundos sin ajuste alguno).

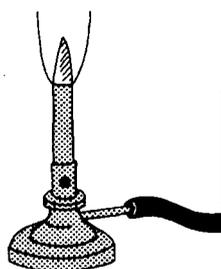
El microscopio de McArthur se enfoca automáticamente, produce una imagen directa y no invertida, es de construcción muy sólida y se acompaña de una amplia variedad de accesorios, incluso equipo para inmersión, iluminación de campo oscuro y contraste de fase. Se puede utilizar para examinar sedimentos en volúmenes considerables de líquidos y en los recuentos sanguíneos, y para llevar a cabo una diversidad de operaciones durante las encuestas de áreas rurales, en circunstancias en que ningún otro tipo de microscopio se podría emplear.

---

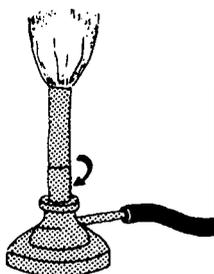
## 2. Cristalería y aparatos pequeños

|   |  |  |  |
|---|--|--|--|
|  <p style="text-align: center;">Vaso de precipitado</p>        |  <p style="text-align: center;">Matraz de Erlenmeyer</p>              |  <p style="text-align: center;">Matraz de fondo plano (Matraz de Florencia)</p> |  <p style="text-align: center;">Matraz de fondo redondo</p>       |
|  <p style="text-align: center;">Vaso cónico para análisis</p> |  <p style="text-align: center;">Embudo para filtro de papel</p>      |  <p style="text-align: center;">Plato para evaporaciones</p>                   |  <p style="text-align: center;">Plato cóncavo de cristal</p>     |
|  <p style="text-align: center;">Tubo de ensayo</p>           |  <p style="text-align: center;">Tubos de precipitinas o de Kahn</p> |  <p style="text-align: center;">Tubo redondo para centrifuga</p>              |  <p style="text-align: center;">Tubo cónico para centrifuga</p> |
|  <p style="text-align: center;">Placa de Petri</p>           |  <p style="text-align: center;">Cristalizador</p>                   |  <p style="text-align: center;">Secador</p>                                   |  <p style="text-align: center;">Cubeta para tinciones</p>       |

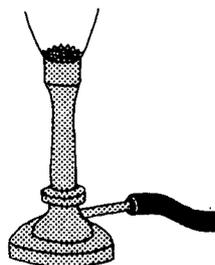
Utensilios de vidrio para medir volúmenes (pipetas, cilindros medidores, matraces volumétricos, etc.): Véanse las secciones siguientes.



Mechero de Bunsen  
(llama fuerte)



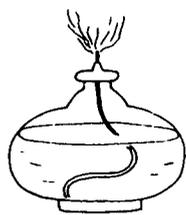
Mechero de Bunsen



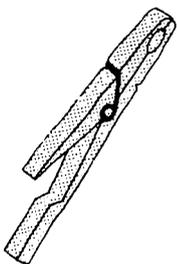
Mechero de Meker



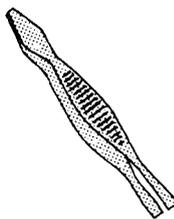
Trípode con  
tapa de amianto



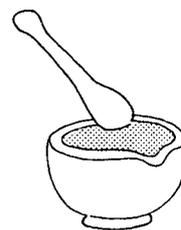
Lámpara  
de alcohol



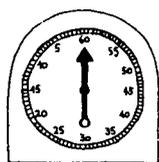
Portatubos  
de madera



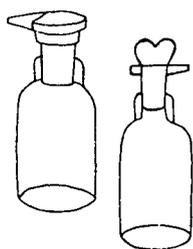
Pinza para  
portaobjetos



Mortero de mano



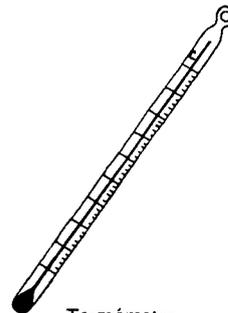
Cronómetro



Frascos goteros



Frasco de lavado



Termómetro

### 3. Limpieza de la cristalería

---

#### PROCEDIMIENTOS PARA LIMPIAR

1. Recipientes de vidrio (matraces de Erlenmeyer, vasos, tubos)
  2. Pipetas
  3. Portaobjetos
  4. Aparatos pequeños (jeringas, agujas, etc.)
- 

#### I. RECIPIENTES DE VIDRIO

##### A. Utensilios de vidrio nuevos

Los utensilios de vidrio que nunca se utilizaron son ligeramente alcalinos. Con objeto de neutralizarlos deben seguirse los procedimientos siguientes:

- ponga en una cubeta 3 litros de agua con 60 ml de ácido clorhídrico (es decir, una solución de este ácido al 2%)
  - sumerja completamente en esta solución durante 24 horas los utensilios de vidrio sin usar
  - después enjuáguelos dos veces con agua corriente y una vez con agua desmineralizada
  - séquelos.
- 

##### B. Utensilios de vidrio sucios

1. *Descártense los recipientes de muestras (véase la página 40)*

2. *Primer enjuague*

Enjuague los utensilios dos veces con agua fría o tibia (los tubos con residuos de sangre nunca se deben enjuagar con agua caliente). Jamás deje que *sequen* los utensilios que se han usado con líquidos que contienen proteínas; es imprescindible enjuagarlos primero y lavarlos de inmediato.

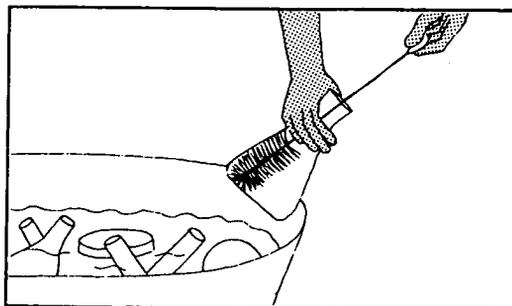
---

3. *Remojo en solución detergente*

En una palangana prepare agua con detergente para lavar en polvo o en líquido. Coloque en ella los utensilios de vidrio y límpielos por dentro con un cepillo para tubos de ensayo. Déjelos en remojo durante 2 - 3 horas.

4. *Enjuague*

Saque de la palangana los utensilios, uno a uno. Enjuague cada uno detenidamente con el chorro de agua del grifo y a continuación coloque todos en una palangana con agua durante 30 minutos. Enjuague de nuevo cada uno bajo el chorro de agua limpia. (Se debe recordar que las partículas de detergente que queden en los utensilios de vidrio pueden causar resultados falsos en el laboratorio.)



5. *Para escurrirlos*

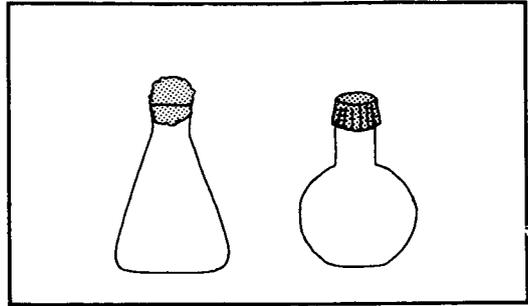
Coloque los recipientes (vasos, matraces, probetas) en las clavijas de una gradilla de pared para secado. Ponga los tubos con las bocas hacia abajo en una canastilla de alambre.

6. *Secado*

Ponga los utensilios en canastillas de alambre y séquelos en un horno de aire caliente a 60°C. De lo contrario coloque las canastillas con los utensilios en un sitio soleado del laboratorio y cúbralos con una pieza de tela delgada.

## 7. Taponamiento

El material de vidrio limpio y seco se deberá guardar en una alacena para preservarlo del polvo. Se recomienda que los recipientes se taponen con algodón no absorbente, guata, o se les cubra la boca con pequeñas tapas hechas de papel de periódico o, de preferencia, con hojas delgadas de parafina o material plástico adherente (por ejemplo, Parafilm o Saran), si se encuentran disponibles.



## II. PIPETAS

### 1. Enjuague inmediato

Tan pronto como se haya usado una pipeta se debe enjuagar con un chorro de agua fría para limpiarla de sangre, orina, suero, reactivos, etc.

### 2. Remojo en agua

Después de enjuagarlas coloque las pipetas en una probeta grande, de material plástico (o una palangana) llena de agua. Si las pipetas se han utilizado para medir material infeccioso déjelas en una probeta llena de solución desinfectante (algún compuesto cuaternario de amonio, o fenol al 2%) durante 24 horas.

### 3. Remojo en detergente y enjuague

Siga las instrucciones dadas anteriormente acerca de los utensilios de vidrio del laboratorio.

### 4. Pipetas obstruidas

- Ponga en un cilindro lleno con una solución limpiadora de bicromato (reactivo No. 10), depositándolas con suavidad. Déjelas 24 horas en esta solución.
- Al día siguiente traslade la solución de bicromato a otro cilindro (se puede usar 4 veces).
- Coloque el cilindro que contiene las pipetas bajo el chorro de agua del grifo y enjuáguelas minuciosamente.
- Saque las pipetas, una a una. Verifique que se han eliminado las obstrucciones. A continuación enjuáguese nuevamente.
- Remoje las pipetas en agua limpia durante 30 minutos, cambie el agua y vuélvalas a remojar otros 30 minutos.

**Advertencia:** La solución de bicromato es sumamente corrosiva y se debe emplear con cuidado extremo. Si se derrama accidentalmente sobre la piel, los ojos o la ropa, lávese inmediatamente con cantidades copiosas de agua.

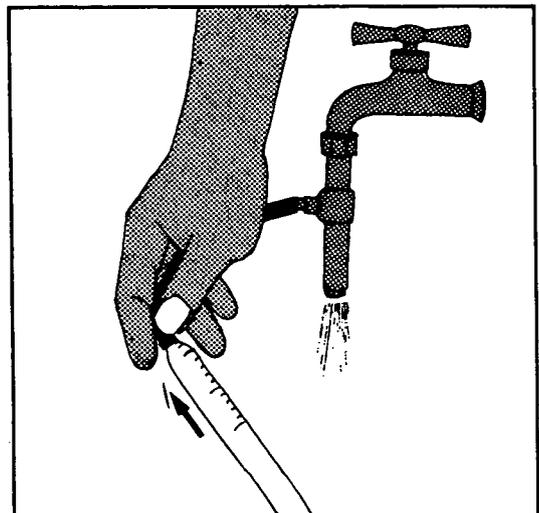
### 5. Secado

Seque las pipetas de vidrio Pyrex en el horno de aire caliente a 60°C y las de vidrio ordinario en la incubadora a 37°C o al aire.

### 6. Uso de la bomba al vacío

Este es un pequeño aparato de metal o vidrio (frágil) que se anexa al grifo.

- Abra el grifo bastante de manera que produzca un chorro vigoroso que pase a través de la bomba y el tubo de goma anexo.
- Ajuste el tubo de goma al extremo superior de la pipeta.
- Sumerja el otro extremo de la pipeta en el líquido para enjuagar, que será succionado a través de la pipeta y descargado en el vertedero.



### III. PORTAOBJETOS

#### A. Portaobjetos nuevos

##### 1. Remojo en solución detergente

En una palangana prepare agua con detergente para lavar en polvo o en líquido, empleando la cantidad que recomienda el fabricante. Coloque en la palangana los portaobjetos uno a uno y déjelos en remojo toda la noche.

##### 2. Enjuague en agua

Enjuague cada portaobjetos con agua del grifo y a continuación con agua limpia durante 15 minutos.

##### 3. Limpieza y secado

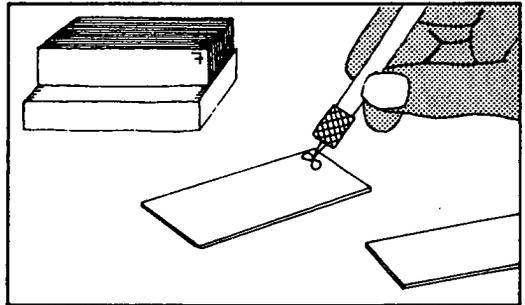
Limpie los portaobjetos, uno a uno, con un trapo suave, que no desprenda pelusa. Colóquelos separados, sobre una hoja de filtro de papel, uno a uno. Déjelos secar. Posteriormente, examine cada portaobjetos. Descarte los que se encuentren teñidos o raspados y los que tengan un color amarillento o porciones opacas.

##### 4. Envoltura

Junte los portaobjetos en montoncitos de 10 ó 20 y envuélvalos con hojas pequeñas de papel.

##### 5. Numeración

En algunos laboratorios se acostumbra numerar los portaobjetos por anticipado en grupos de cinco paquetes, de 1 a 100, con un lápiz de diamante (de esta manera los paquetes contienen portaobjetos del 1 al 20, del 21 al 40, del 41 al 60, del 61 al 80 y del 81 al 100).



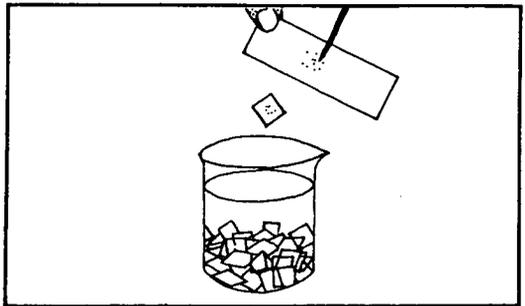
#### B. Portaobjetos sucios

##### 1. Portaobjetos con residuos de aceite de inmersión

Tome los portaobjetos uno a uno y frótelos con papel de periódico para limpiarlos del aceite hasta donde sea posible.

##### 2. Portaobjetos con cubreobjetos

Separe los cubreobjetos de los portaobjetos con la punta de una aguja o el extremo de una pinza y colóquense en un vaso para análisis lleno de agua (para la limpieza de los cubreobjetos véase la página 32).



##### 3. Remojo en solución concentrada de detergente

Prepare una palangana con:

- agua fría o tibia
- detergente (en la cantidad que recomiende el fabricante).

Déjense en remojo los portaobjetos durante 24 horas.

*Los detergentes que contienen enzimas son excelentes para limpiar los residuos de sangre.*

*Nota:* Si los portaobjetos se han usado con muestras infectadas (orina, heces fecales) se deben colocar en una solución desinfectante.

#### 4. Limpieza de los portaobjetos

Prepare otra palangana, que contenga una solución débil de detergente (15 ml de detergente de uso doméstico por cada litro de agua).

Saque los portaobjetos, uno a uno, de la solución detergente fuerte.

Frote cada portaobjetos con algodón humedecido en la solución detergente fuerte y colóquense en la palangana que contiene la solución detergente débil.

Déjense en remojo durante 1 ó 2 horas en la palangana con solución detergente débil.

#### 5. Enjuague de los portaobjetos

Tome los portaobjetos uno a uno usando de preferencia una pinza. Si se utilizan los dedos cójalos por los bordes. Enjuáguelos por separado bajo el chorro de agua y a continuación pónganse en remojo durante 30 minutos en una palangana llena de agua. Este es el mejor procedimiento.

##### Método rápido

Vaciése la palangana de solución detergente débil y llénese con agua limpia. Cámbiese el agua tres veces agitando vigorosamente la palangana cada vez.

#### 6. Limpieza, secado y envoltura

Síganse las instrucciones que se han dado para los portaobjetos nuevos.

---

### C. Cubreobjetos

Después de usarlos, los cubreobjetos se pueden recobrar, limpiar y usar nuevamente. Para limpiarlos:

1. Remójense en una solución débil de detergente a la que se haya agregado un desinfectante preparado en un vaso grande de precipitado como se indica a continuación:

- 200 ml de agua
- 3 ml de detergente
- 15 ml de lejía o 5 ml de un desinfectante cuaternario derivado del amonio.

Déjense en remojo durante 2-3 horas, moviéndolos suavemente de vez en cuando.

2. Enjuague cuatro veces el vaso donde estaban con agua del grifo, agitándolo suavemente.

3. Lávese por último con agua desmineralizada.

4. Escurra los cubreobjetos colocándolos cuidadosamente de punta sobre una pieza de gasa doblada.

5. Si es posible, séquense en el horno de aire caliente a 60°C.

6. Consérvense en una placa de Petri pequeña. Para sacarlos utilice una pinza especial para portaobjetos si se dispone de ella.

---

### IV. JERINGAS Y AGUJAS

Inmediatamente después de tomar una muestra quite el émbolo de la jeringa y enjuague éste y el cilindro. Llene el cilindro con agua y coloque el émbolo en su lugar; impulse con fuerza en agua a través de la jeringa. Por último, quite la aguja y enjuague la cavidad de su enchufe.

#### 1. Jeringa con el émbolo adherido

Para aflojar el émbolo se puede proceder de varias maneras:

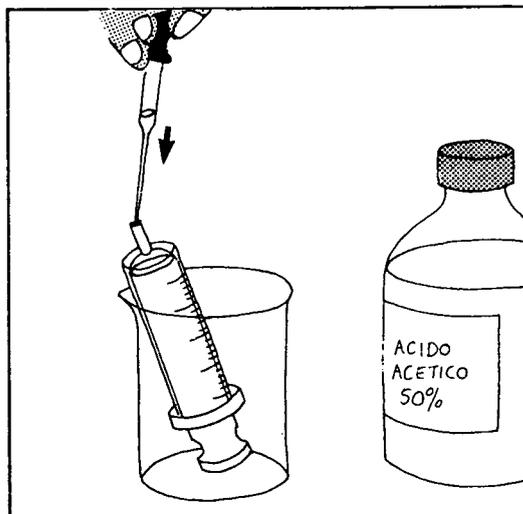
- (a) Ponga en remojo la jeringa durante 2 horas en agua caliente (a 70°C aproximadamente).
- (b) O bien, con una pipeta Pasteur delgada introduzca solución de ácido acético al 50% por la boquilla de la jeringa. Coloque la jeringa sobre su extremo posterior, con el émbolo hacia abajo. Téngala así durante 10 minutos.
- (c) Ponga la jeringa en remojo durante varias horas en un recipiente con peróxido de hidrógeno a 10 vol.

#### 2. Enjuague y remojo de las agujas

Inmediatamente después de que se haya usado una aguja enjuáguese mientras continúa colocada en la jeringa y póngase en remojo de la misma manera que ésta.

#### 3. Aguja obstruida

Utilice un hilo de nylon remojado en ácido acético al 50%. De lo contrario, emplee un estilete.



## 4. Esterilización

Esterilizar significa eliminar de un objeto o una sustancia todas las formas de vida, cualesquiera que éstas sean. En consecuencia, el equipo de laboratorio que se ha esterilizado queda libre de microorganismos vivos.

En el laboratorio médico los materiales se esterilizan con tres propósitos principales:

1. Prepararlos para la recolección de muestras (deberán estar estériles agujas, jeringas, tubos, etc.).
2. Desinfectar los materiales contaminados.
3. Preparar los utensilios que se emplean en los cultivos bacterianos (cajas de Petri, pipetas Pasteur, tubos, etc.).

En el laboratorio médico la esterilización se logra por medio de calor húmedo (autoclave, ebullición) o calor seco (horno de aire caliente, flameado).

### I. EL AUTOCLAVE

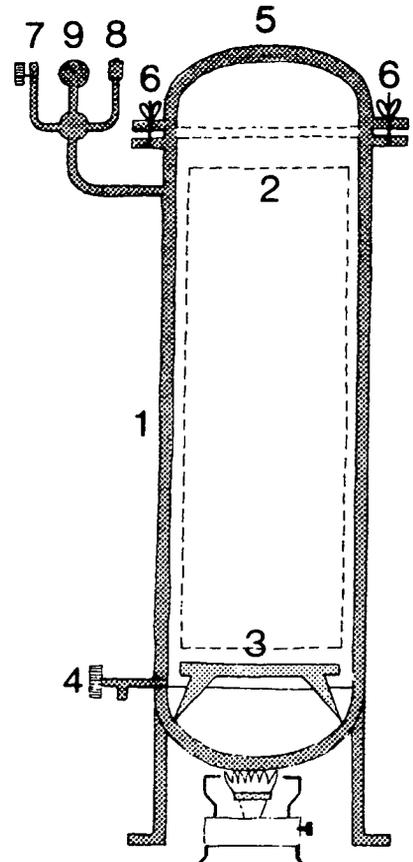
#### Principio

En un recipiente cerrado se calienta agua. Esto produce una saturación de vapor a presión, con temperatura superior a 100°C.

Toda clase de gérmenes mueren al calentar los utensilios durante 20 minutos a 120°C en este vapor a presión.

#### Componente del autoclave

1. **Caldera**  
Consiste en un cilindro amplio y profundo en que se colocan los utensilios para esterilizar.
2. **Canasta**  
Es una canasta amplia de alambre donde se ponen los materiales que se esterilizarán.
3. **Soporte de la canasta**  
Se encuentra en el fondo del autoclave y sostiene la canasta por encima del nivel del agua.
4. **Drenaje**  
Espita colocada en la base de la caldera, por donde sale el exceso de agua.
5. **Tapa**  
La tapa cubre y cierra herméticamente la caldera; se ajusta mediante una arandela de goma.
6. **Sujetadores de la tapa**  
Estos sujetadores, junto con la arandela de goma, cierran herméticamente la tapa e impiden que escape el vapor.
7. **Válvula de salida del aire**  
Esta válvula, que se encuentra en la parte superior de la caldera o en la tapa, se emplea para dejar que salga el aire cuando empieza el agua a calentarse.
8. **Válvula de seguridad**  
Se halla en la parte superior de la caldera o en la tapa, y deja escapar el vapor cuando la presión se eleva demasiado, evitando así que ocurra una explosión.
9. **Instrumento indicador de la temperatura o de la presión**  
Se encuentra en la parte superior de la caldera o en la tapa e indica la presión, la temperatura, o ambas.



### Graduaciones del indicador

Todos los indicadores señalan la temperatura en grados Celsius ( $^{\circ}\text{C}$ ); algunos también tienen una segunda escala, en que se lee la presión.

### Calentamiento del autoclave

El sistema de calentamiento puede estar construido dentro del autoclave en forma de:

- dispositivos eléctricos, o
- quemadores de gas.

De lo contrario, el autoclave se calentará sobre:

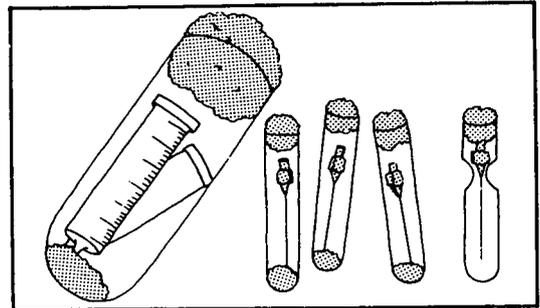
- un quemador de gas butano, o
- una estufa de aceite de parafina (Primus).

### Cómo usar el autoclave

#### 1. Preparación de los materiales para la esterilización

##### Jeringas

Los émbolos y los cilindros se colocarán por separado en tubos de vidrio amplios, taponados con algodón no absorbente o guata, o se envolverán con gasa y se colocarán en bandejas metálicas.

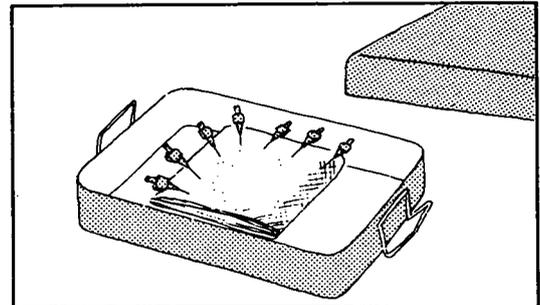


##### Agujas

Es preferible colocar las agujas por separado en tubos de ensayo pequeños que se taponarán inmediatamente después. Colóquese por anticipado una pieza de algodón no absorbente o guata en el fondo de cada tubo para proteger las puntas de las agujas.

De lo contrario, dispónganse las agujas en bandejas metálicas, hundiendo las puntas en una pieza de gasa doblada.

Las bandejas metálicas se colocarán sin tapa en el autoclave.



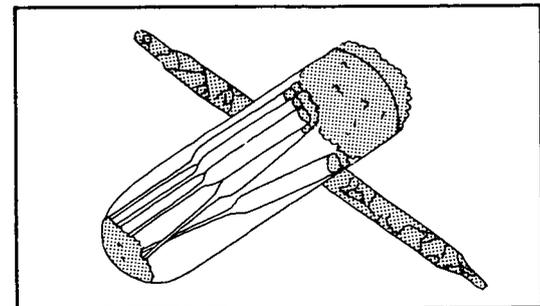
##### Cristalería

Los tubos para muestras, las cajas de Petri, etc., se envolverán en papel de estraza y se atarán con cordeles.

##### Pipetas Pasteur

Se colocarán en tubos amplios y largos, que se taponarán inmediatamente después.

También se pueden envolver con varias hojas de papel de estraza.



## 2. *Procedimientos para la esterilización*

- (a) Llene con agua el fondo del autoclave (hasta el soporte de la canasta). Cerciórese de que el agua no toque la canasta. Si es necesario, elimine el exceso de agua abriendo la espita de drenaje.
- (b) Introduzca en el autoclave la canasta con los materiales que se van a esterilizar. (Se pueden añadir indicadores de la esterilización, como ciertas piezas de papel especial que ennegrecen al lograrse la temperatura adecuada.)
- (c) Cierre la tapa del autoclave, cerciorándose de que la arandela de goma se encuentra en su surco. Atornille a niveles iguales los sujetadores de la tapa, con firmeza pero sin apretar demasiado.
- (d) Abra la válvula de salida del aire.
- (e) Inicie el calentamiento del autoclave.
- (f) Vigile la válvula de salida del aire hasta que aparezca un chorro de vapor. Aguarde 3 - 4 minutos hasta que el chorro de vapor sea uniforme y continuo. Esto indicará que todo el aire se ha expulsado del autoclave.
- (g) Cierre a continuación la válvula de salida del aire. Apriétense los sujetadores de la tapa del autoclave y redúzcase la temperatura ligeramente.
- (h) Observe el indicador. Cuando se obtenga la temperatura deseada (p. ej. 120°C) se deberá regular el calor para conservarla. Redúzcase el calor hasta que la aguja del indicador permanezca en el grado de temperatura escogido.
- (i) En este momento empiece a medir el tiempo de la manera siguiente:
  - Utensilios para recolectar muestras (jeringas, agujas, tubos:):  
*20 minutos a 120°C.*
  - Recipientes de materias infectadas (vasos que han contenido esputo, tubos que han contenido pus):  
*30 minutos a 120°C.*
  - Medios de cultivo bacterianos:  
*síganse las instrucciones del bacteriólogo o el técnico principal del laboratorio.*

---

## 3. *Reducción total del calor*

- (a) Reduzca completamente el calor tan pronto como se cumpla el tiempo requerido.
- (b) Cuando la temperatura descienda a menos de 100°C abra la válvula de salida del aire para igualar las presiones dentro y fuera del autoclave.
- (c) Cuando cese el silbido afloje los sujetadores de la tapa del autoclave. Quite la tapa. Deje enfriar el autoclave y, a continuación, retire cuidadosamente la canasta con los utensilios estériles. Si se han formado gotas de agua y se dispone de una incubadora, séquelos en ella, a 37°C.

---

### **Algunas cosas que no se deben hacer.**

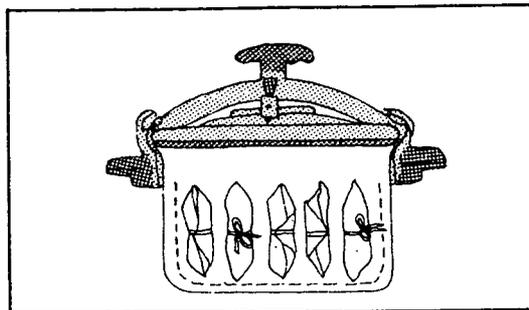
1. Nunca se deben maniobrar la espita de drenaje ni la válvula de salida del aire mientras se esté efectuando el calentamiento a presión.
2. Nunca se debe maniobrar la válvula de seguridad mientras se esté efectuando el calentamiento a presión.
3. Nunca se debe hacer un calentamiento demasiado rápido para aumentar la presión una vez que la válvula de salida se ha cerrado.
4. Nunca se debe descuidar el autoclave mientras la presión esté aumentando.
5. Nunca se debe permitir que el autoclave se enfríe durante demasiado tiempo. Si el aparato se deja varias horas sin abrir la válvula de salida, se forma un vacío y los utensilios estériles se pueden romper.

## II. USO DE LA OLLA DE PRESION

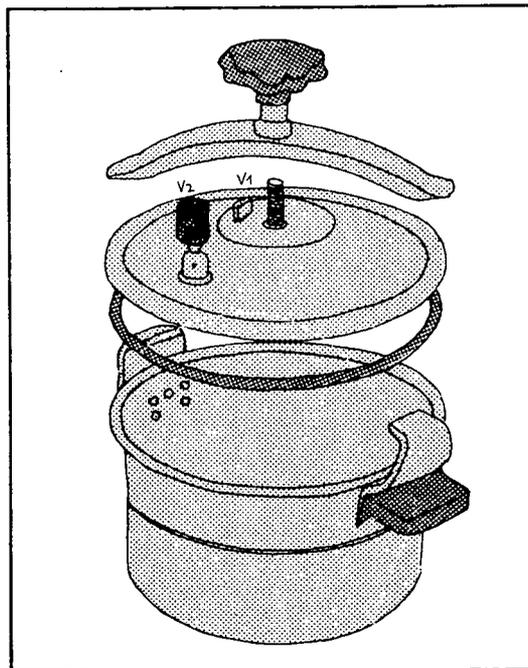
Las ollas de presión son cacerolas amplias, construidas para cocinar alimentos con gran rapidez empleando vapor a presión. En algunos laboratorios pequeños se utilizan para esterilizar los utensilios con que se recolectan las muestras.

### Modelo de válvula giratoria

1. Llene con agua el fondo de la olla. Coloque los materiales que se van a esterilizar en la canastilla que se sostendrá arriba del nivel del agua por medio de un soporte. Los utensilios envueltos se deberán poner en posición vertical (nunca en posición horizontal).



2. Ajuste la tapa de la olla. Atorníllese por medio de su perilla. Colóquese la válvula giratoria (V1) en su eje, que se encuentra sobre la tapa.
3. Caliente la olla sobre una estufa. La válvula comenzará a girar en poco tiempo, dejando escapar un chorro de vapor.
4. Espere hasta que el chorro de vapor sea continuo y a continuación disminúyase el calor de modo que la válvula gire lentamente. Consérvese la olla con un calor moderado durante 20 minutos.
5. Reduzca completamente el calor. Deje enfriar la olla (o enfríela bajo el chorro de agua del grifo). Quite la válvula giratoria de manera que pueda entrar el aire. Retire la tapa. Saque los utensilios estériles y déjelos secar.
6. Nunca toque la válvula de seguridad (V2) que se encuentra fija a la tapa.



### Modelo de válvula fija

1. Coloque en la olla el agua y los utensilios que se van a esterilizar, como se ha indicado anteriormente.
2. Abra la válvula que se halla en la tapa. Inicie el calentamiento.
3. Tan pronto como comience a escapar un chorro continuo de vapor por la válvula, ciérrela.
4. Espere hasta que la válvula comience a silbar. Cuando lo haga redúzcase el calor. Déjese la olla con un calor moderado durante 20 minutos.
5. Reduzca completamente el calor. Deje enfriar la olla (o enfríela bajo el chorro de agua del grifo).
6. Abra la válvula de modo que pueda entrar el aire. Saque los utensilios estériles, etc.
7. Nunca toque la válvula de seguridad.

### III. ESTERILIZACION POR EBULLICION

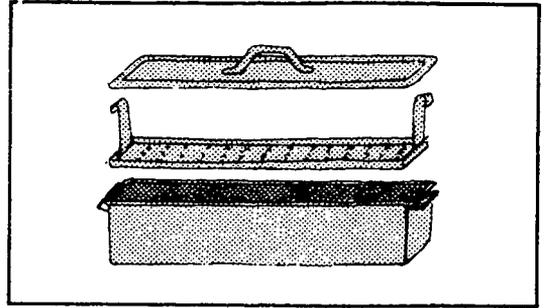
Este procedimiento solo se debe usar cuando no hay alternativa. Utilice un recipiente especial para esterilizar por ebullición o, si no se dispone de éste, una cacerola. Llene con agua (de preferencia, desmineralizada).

Caliéntese en la estufa.

Los utensilios de vidrio (jeringas) se colocarán en el recipiente mientras el agua esté aún fría.

Los artículos metálicos (agujas, pinzas) se colocarán en el recipiente cuando el agua esté hirviendo.

Hierva durante 20 minutos los utensilios para recolectar muestras (agujas, jeringas).



### IV. ESTERILIZACION POR EL HORNO DE AIRE CALIENTE

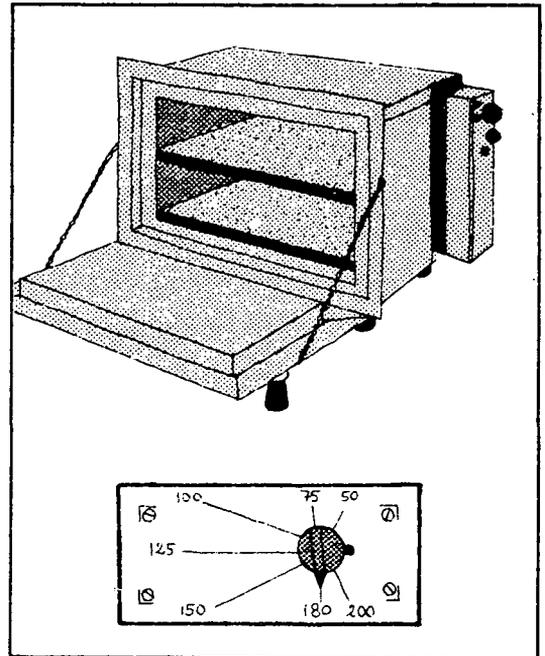
El procedimiento de esterilización por aire caliente solo se puede emplear con utensilios de vidrio o metal (jeringas, agujas, pipetas, etc.).

1. Prepare el material para esterilizar, del mismo modo que para el método del autoclave. Los tapones de algodón no deberán ser demasiado gruesos, de modo que pueda entrar el aire. Levántense ligeramente las tapas de los estuches metálicos y dispónganse de modo que miren a la parte posterior del horno.

2. Ponga el termostato a 175°C y encienda el horno. Si hay un ventilador, verifique que esté funcionando.

3. Vigile el termómetro. Cuando la temperatura llegue a 175°C sígase calentando durante 60 minutos más. Si los materiales son pesados o voluminosos, o si hay polvos, aceites, vaselina, etc., caliéntese a 175°C durante dos horas.

4. Apague el horno. Espere a que la temperatura descienda hasta 40°C. Abra la puerta del horno. Cierre las tapas de los estuches metálicos. Saque los materiales estériles. *El papel empleado para envolverlos deberá haber tomado un color marrón oscuro.* Si el color del papel es amarillo pálido indicará que el horno no se ha calentado bastante; si el papel se ha ennegrecido indicará que el horno se ha calentado demasiado.

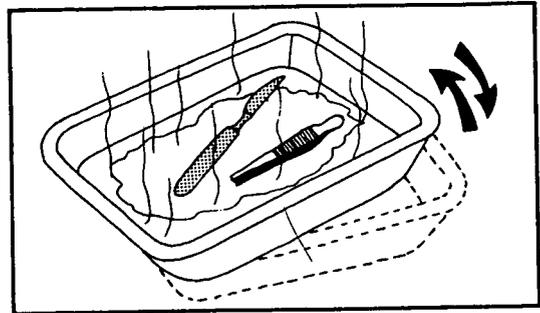


## V. ESTERILIZACION POR FLAMEADO

Este método solo se deberá utilizar con artículos metálicos como pinzas y bisturíes. No es conveniente para uso general.

1. Coloque los artículos en una bandeja metálica.
2. Añada unas 10 gotas de etanol y encienda fuego.
3. Durante el flameado incline la bandeja de un lado a otro.

Las asas para siembras bacterianas, las agujas de vacunación y las lancetas para extracción de muestras de sangre capilar se deben calentar en la llama de un quemador de gas o una lámpara de alcohol hasta que se pongan al rojo vivo.



## 5. Desecho de muestras y materiales infectados

**Importante:** Las muestras examinadas en el laboratorio (heces fecales, pus, esputo, orina, etc.) frecuentemente son infectantes. Después de examinarlas se deben destruir de manera que se evite todo riesgo de contaminación.

Estas muestras se pueden desechar en:

- cajas de cartón o recipientes de material plástico que se pueden destruir (heces fecales, esputo)
- frascos (tarros) de vidrio y matraces que se puedan limpiar, esterilizar y usar nuevamente.

Todos los recipientes desechables se usan solo una vez.

### CAJAS DESECHABLES PARA HECES FECALES O ESPUTO

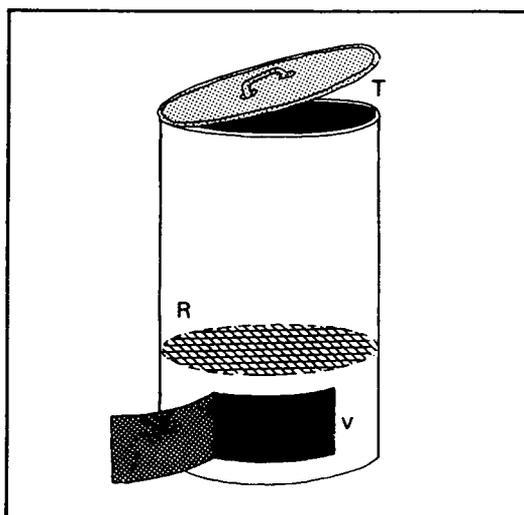
Estas cajas se pueden quemar (incinerar) o enterrar.

La incineración es el procedimiento más fácil y efectivo.

#### A. Incineración

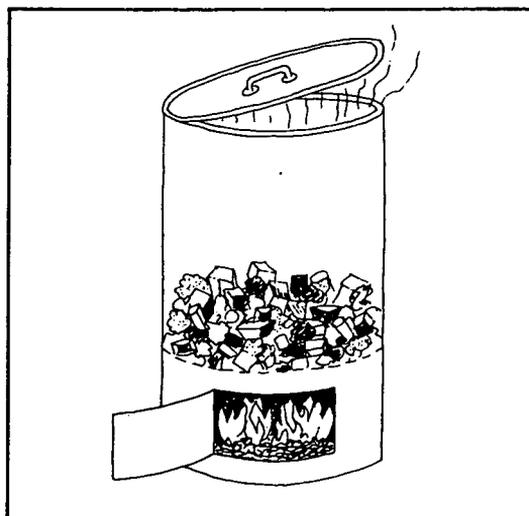
##### *Fabricación de un incinerador*

1. Disponga de un barril o latón metálico grande, usado.
2. Fije con firmeza una rejilla de metal resistente (R) aproximadamente a un tercio de la altura del barril.
3. Corte en el metal una abertura amplia o ventanilla (V) abajo del nivel que ocupa la rejilla.
4. Procure una tapa suelta (T) para el barril.



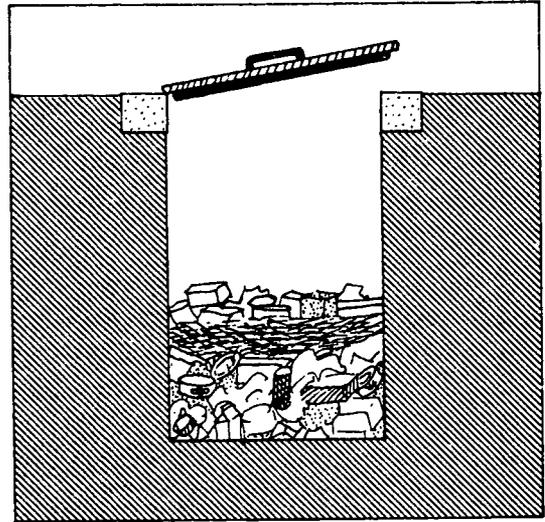
##### *Cómo incinerar*

1. Al terminar el trabajo de cada mañana y cada tarde colóquense en la rejilla del incinerador todas las cajas usadas con heces fecales y esputo.
2. El barril metálico deberá estar siempre firmemente cerrado (por medio de la tapa y la ventanilla) excepto durante la incineración.
3. Incinérelo una vez por semana o más frecuentemente si es necesario. Llene el fondo del barril con papeles, palos, virutas, etc.
4. Quite la tapa. Encienda el fuego y aliméntelo hasta que todos los materiales infectados se hayan reducido a cenizas.
5. Estas cenizas no son peligrosas y se pueden arrojar al basurero.



## B. ENTIERRO DE LOS DESECHOS

- (a) Abra un foso de 4 - 5 m de profundidad y 1-2 m de anchura.
- (b) Fabrique una tapa que se ajuste con firmeza a la boca del foso. Es conveniente reforzar el borde de la boca del foso con un revestimiento de ladrillos o piedras.
- (c) Dos veces al día arroje en el foso las cajas usadas con heces fecales, esputo u otras materias infectadas. Coloque inmediatamente la tapa en su lugar.
- (d) Una vez por semana cubra los desechos con una capa (de 10 cm de espesor, aproximadamente) de hojas secas.
- (e) Si es posible, en vez de hojas secas deposite una capa de cal viva una vez por semana.



## ESTERILIZACION Y LIMPIEZA DE LOS RECIPIENTES NO DESECHABLES

*Este procedimiento es más difícil (por lo tanto, siempre que sea posible úsese recipientes desechables).*

Los frascos (tarros) y matraces pueden contener:

- materias sumamente infecciosas (heces fecales, esputo, pus, líquido cefalorraquídeo)
- otras muestras (sangre, orina).

### A. Recipientes con heces fecales

Llene los tarros que contengan heces fecales con una solución de fenol al 5% u otro desinfectante similar. Déjelos en reposo 24 horas. A continuación vacíelos en el fregadero. Si este se encuentra conectado a un tanque séptico no se deberá agregar fenol ni otro antiséptico a las heces. Limpie los tarros con detergente y agua como se ha indicado en la página 29.

### B. Recipientes con esputo y tubos con pus o líquido cefalorraquídeo

Existen varios procedimientos:

#### *Uso del autoclave*

Este es el procedimiento más conveniente.

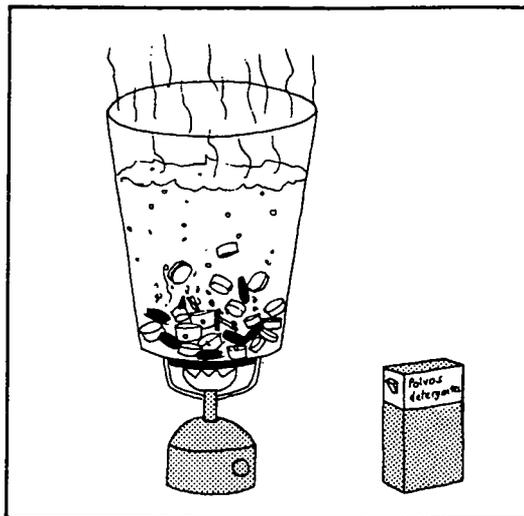
1. Coloque los recipientes en el autoclave tal como se encuentren y esterilícelos durante 30 minutos a 120°C para destruir todos los microorganismos.
2. Una vez que se hayan enfriado vacíelos en el vertedero o el fregadero.
3. Límpielos con agua y detergente.

### **Ebullición en solución detergente**

Disponga de un recipiente amplio, especial para este propósito.

Hierva los recipientes de esputo:

- durante 30 minutos
- en agua que contenga polvos para lavar en solución fuerte (o, de preferencia, cristales de carbonato sódico), a razón de 60 ml por cada litro de agua.



### **Empleo de la solución de formaldehído (reactivo No. 26) o fenol**

Colóquense en cada recipiente de esputo:

- 10 ml de solución de formaldehído sin diluir, o
- 5 ml de fenol al 5%.

Déjense en reposo durante 24 horas.

### **C. Matraces con orina**

Vaciense los matraces en el fregadero.

A continuación, llénense con:

- una solución de lejía comercial al 10%, o
- una solución de fenol al 2%.

Déjense en reposo durante 24 horas.

### **D. Tubos con sangre**

Los tubos con *sangre fresca extraída el mismo día* deberán:

- enjuagarse con agua fría
- remojarse en una solución detergente (véase la página 29).

Los tubos con *sangre "vieja" que han permanecido varios días* a la temperatura ambiente, en que los microorganismos se pueden multiplicar, deberán:

- llenarse con una solución de lejía comercial al 10%
- dejarse en reposo durante 12 horas y enjuagarse y limpiarse en seguida.

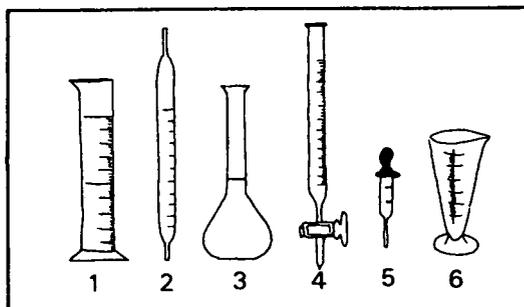
## 6. Mediciones y volumen

|             | microlitro  | mililitro o centímetro cúbico       | litro                       |
|-------------|---|-------------------------------------|-----------------------------|
| Abreviatura | $\mu\text{l}$ , $\text{mm}^3$ ("c mm")<br>= 1/1000 ml | ml, $\text{cm}^3$<br>= 1/1000 litro | l<br>= 1000 mililitros (ml) |

La unidad empleada con mayor frecuencia en el laboratorio es el mililitro (ml).

En el laboratorio se emplean los utensilios siguientes para medir volúmenes:

1. Cilindros graduados (probetas)
2. Pipetas
3. Matraces volumétricos
4. Buretas
5. Pipetas cuentagotas graduadas
6. Vasos cónicos para análisis, graduados

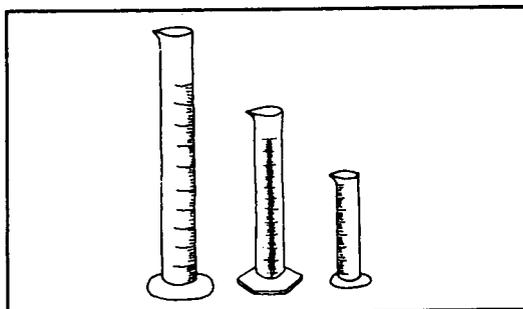


### 1. CILINDROS GRADUADOS (PROBETAS)

Con ellos se pueden medir diversos volúmenes, aunque sin gran precisión.

Usense probetas cuya capacidad se aproxime al volumen requerido. Por ejemplo:

- para medir 45 ml úsese una probeta de 50 ml
- para medir 180 ml úsese una probeta de 200 ml
- para medir 850 ml úsese una probeta de 1000 ml.

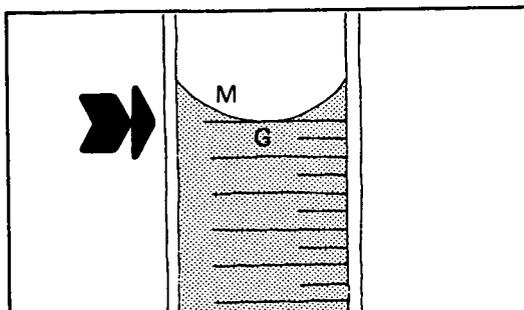


#### Lectura del nivel

En los tubos delgados de vidrio se forma un menisco cóncavo (M) en la superficie del agua (y la mayor parte de otros líquidos).

La lectura se debe hacer en la línea de graduación (G) correspondiente a la parte más baja del menisco.

Para evitar errores en la lectura colóquese la probeta en posición vertical sobre una mesa y ajústese el nivel de la visión a la superficie del líquido.

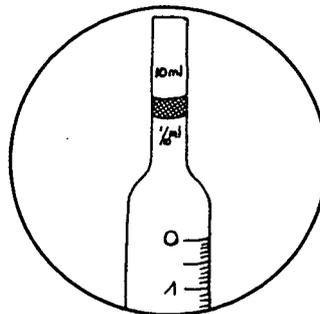


## 2. PIPETAS

### (a) Pipetas graduadas

En el extremo de estas pipetas se encuentran las siguientes indicaciones:

- el volumen total que se puede medir con ellas
- el volumen que hay entre dos líneas de graduación.

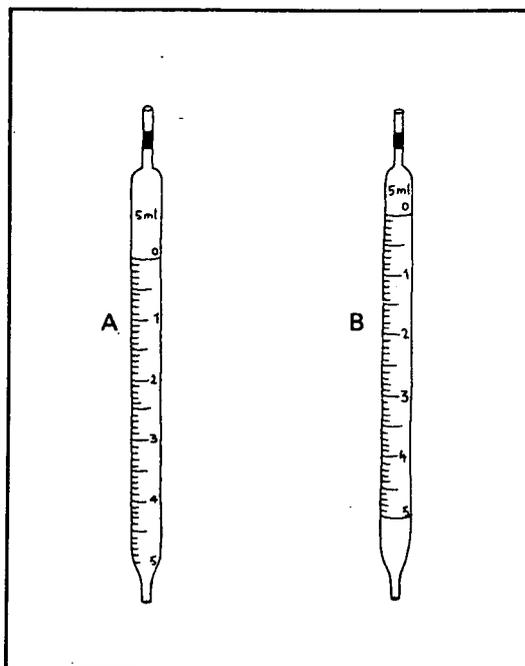


Existen varios tipos de pipetas graduadas:

1. Pipetas cuyas graduaciones llegan hasta el extremo inferior (A). El volumen total que se puede medir es el que hay entre la línea 0 y el extremo inferior de la pipeta.
2. Pipetas con graduaciones que no llegan hasta el extremo inferior (B). En estas pipetas el volumen total es el que hay entre la línea 0 y la última línea antes del extremo inferior (este tipo de pipeta se recomienda para ensayos químicos cuantitativos).

Con las pipetas graduadas se pueden medir varios volúmenes. Por ejemplo:

- se puede usar una pipeta de 10 ml para medir 8,5 ml
- se puede usar una pipeta de 5 ml para medir 3,2 ml
- se puede usar una pipeta de 1 ml para medir 0,6 ml.

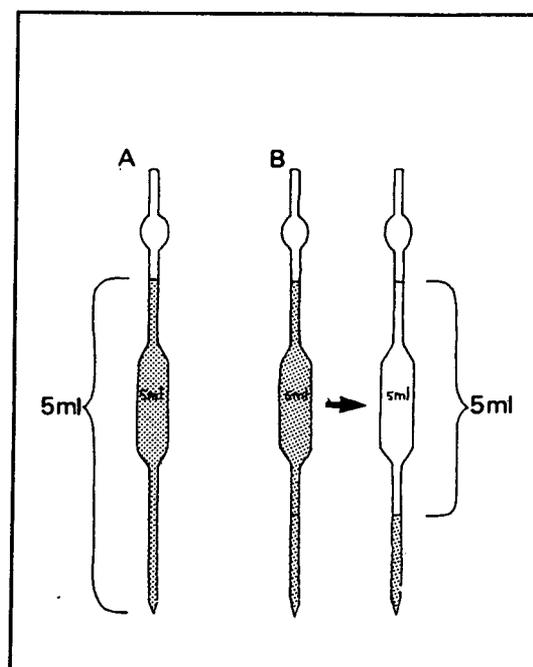


### (b) Pipetas volumétricas

Sirven para medir un volumen exacto con gran precisión (pipetas A y B). Las pipetas B son mucho menos costosas que las pipetas A y, sin embargo, son lo suficientemente precisas para los análisis clínicos.

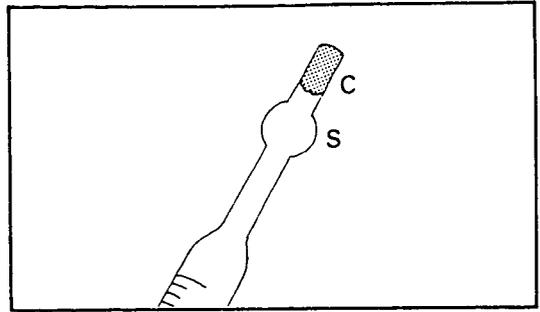
Existen otros dos tipos de pipetas:

1. Pipetas con una sola línea de graduación, que se deben llenar hasta esta línea. Después de variarlas de su contenido se deja que estas pipetas escurran de 15 a 45 segundos (de acuerdo con su tamaño, que se indica en el bulbo) y que la última gota se deslice contra la pared del recipiente. No se debe soplar dentro de estas pipetas.
2. Pipetas con 2 líneas de graduación. En manos expertas estas pipetas pueden ser más precisas, aunque no lo son tanto para las personas menos expertas, pues es fácil pasar de la línea inferior de graduación al vaciarlas.



### Uso de la pipeta con líquidos peligrosos

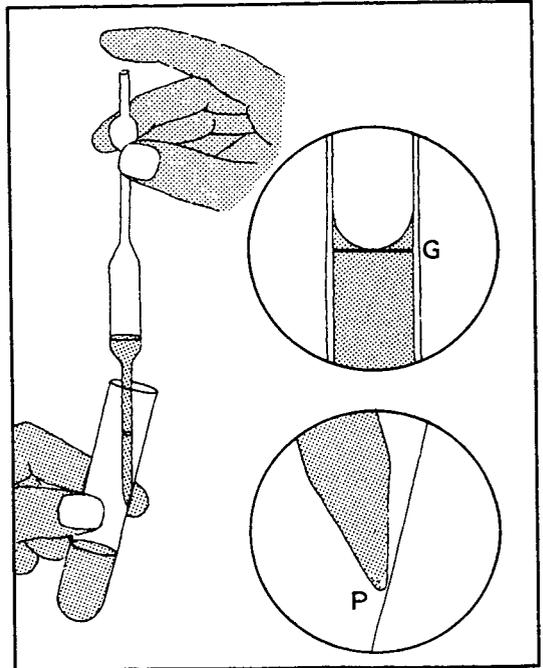
1. Utilice una pipeta con bulbo de seguridad (S) cerca de la boquilla.
2. Tapone la pipeta con algodón (no absorbente) (C), o
3. aspire la solución con una pipeta provista con pera de goma (éste es, con mucho, el mejor procedimiento).



### Cómo sostener la pipeta

Sostenga la pipeta en posición vertical para confirmar que el líquido llegue a la línea de graduación deseada (G). Esta línea deberá encontrarse al mismo nivel de la parte más baja del menisco formado por el líquido.

La punta (P) de la pipeta deberá sostenerse contra la pared del receptáculo.



### 3. MATRACES VOLUMETRICOS

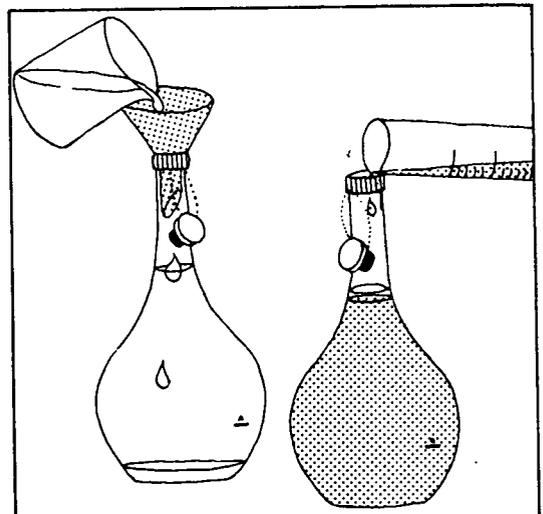
Estos matraces están graduados para medir ciertos volúmenes cuando se llenan hasta la línea de graduación correspondiente.

Tienen varias capacidades:

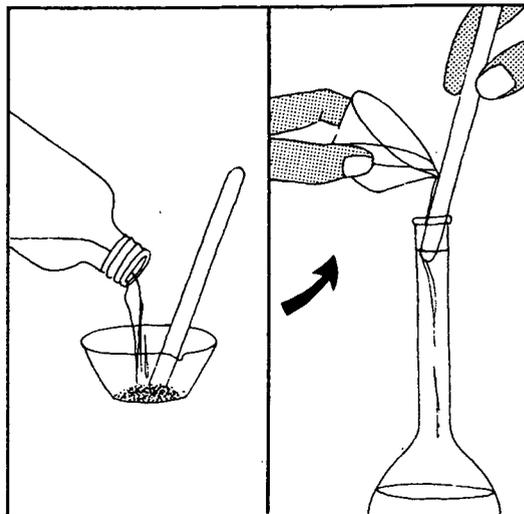
- 2000 y 1000 ml
- 500 ml
- 250 y 200 ml
- 100 ml
- 50 y 25 ml

Los matraces volumétricos son más precisos que las probetas. Se deben utilizar en la preparación de reactivos.

Por ejemplo: 1 litro de solución de cloruro sódico (reactivo No. 48) se prepara colocando 8,5 g de cloruro sódico que se haya disuelto en agua en un vaso, en un matraz de 1000 ml por medio de un embudo, diluyéndolo nuevamente (a medida que mezcla) hasta alcanzar la línea de los 1000 ml.



También las sustancias se pueden disolver en un receptáculo y vaciar la solución en el matraz usando como guía una varilla de vidrio. Enjuáguese el recipiente varias veces, vaciando el líquido en el matraz a lo largo de la varilla de vidrio cada vez. Llénese el matraz hasta la línea de graduación correspondiente. (Este método se recomienda para preparar reactivos químicos titulados).



#### *Temperatura de los líquidos*

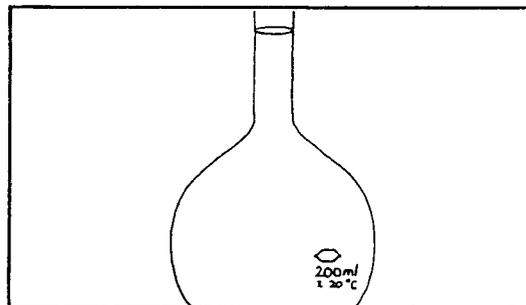
La temperatura a la que se deben medir los líquidos se indica en el matraz (junto a la cifra indicadora de la capacidad).

Por ejemplo:

— 200 ml: 20°C.

Los líquidos se dilatan con el calor y se contraen con el frío.

Nunca se deben medir líquidos calientes ni líquidos fríos recién sacados del frigorífico.



#### *Tapones*

Los matraces volumétricos deben acompañarse de tapones de material plástico (de preferencia) o de vidrio esmerilado. Se debe tener cuidado de no extraviarlos, así pues átense al cuello del matraz con un trozo de hilo.

#### *Costo*

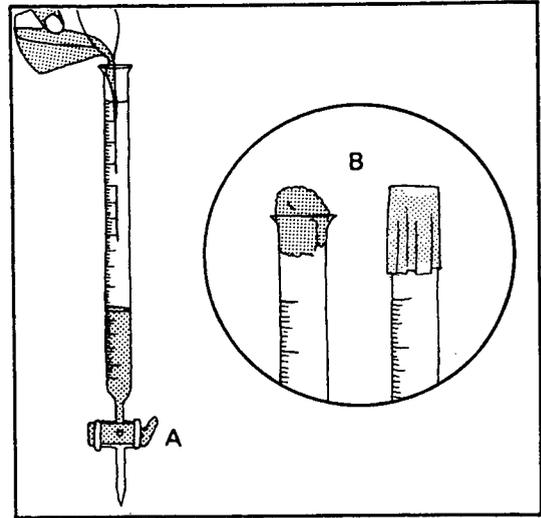
Los matraces volumétricos suelen ser sumamente costosos, por lo que se deben usar con mucho cuidado.

#### 4. BURETAS

Las buretas son tubos de vidrio graduado que tienen una espita de vidrio en el extremo inferior. Se llenan por el extremo superior con el líquido que se quiere medir. Su capacidad puede ser de 10 ml, 20 ml, 25 ml y 50 ml.

##### *Espita y canilla (A)*

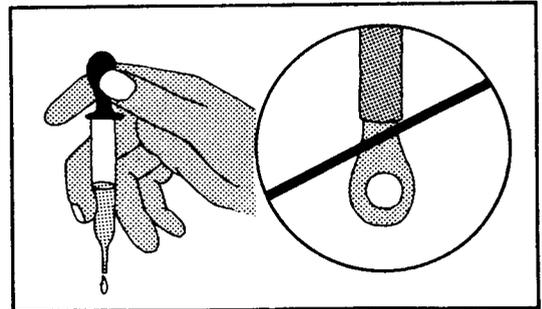
La espita y la canilla se deben conservar adecuadamente lubricadas. Para lubricar con propiedad una espita limpia, aplique con la yema del dedo una capa de vaselina tan delgada como sea posible, hacia abajo, a ambos lados de la espita, sin llegar al orificio capilar. A continuación inserte la espita en la bureta y gírela hasta lograr que quede untada toda la espita con una capa de vaselina fina y uniforme. Conserve el extremo superior de la bureta (B) taponado o cubierto.



#### 5. PIPETAS GOTERAS CALIBRADAS

Las pipetas goteras calibradas del tipo usual suelen dar 20 gotas de agua destilada por cada ml, de manera que una gota = 0,05 ml.

Sostenga la pipeta gotera en posición completamente vertical para contar las gotas. Cerciérese que no contengan burbujas de aire.



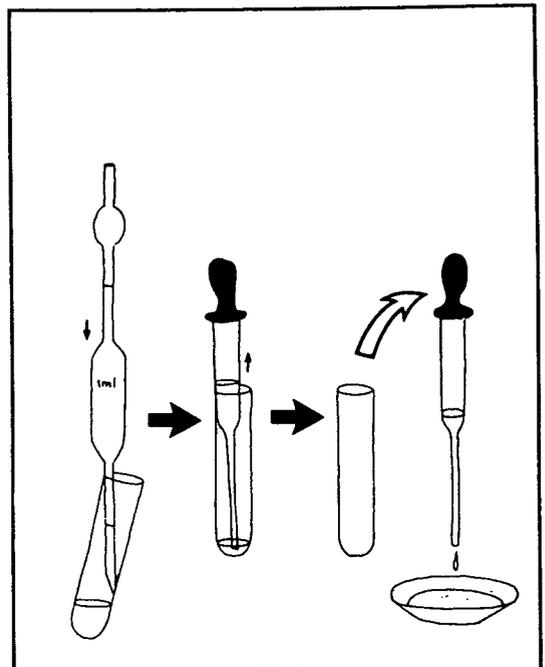
##### *Calibración de las pipetas goteras*

Por medio de una pipeta volumétrica mida 1 ml de agua y coloque en un tubo de ensayo pequeño.

Aspire el agua con la pipeta gotera que se va a calibrar.

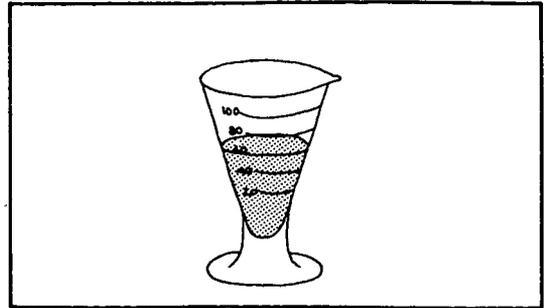
Cuente el número de gotas que se obtienen del ml de agua.

Repita este procedimiento 3 veces para confirmar su precisión.



## 6. VASOS CONICOS GRADUADOS PARA ANALISIS

Estos vasos no son muy exactos. Se debe evitar usarlos en análisis de laboratorio.



| EXACTOS                          | MENOS EXACTOS                          | INEXACTOS                      |
|----------------------------------|--|--------------------------------|
| Pipetas<br>Matraces volumétricos | Probetas<br>Pipetas goteras calibradas | Vasos cónicos<br>para análisis |

## ALGUNAS COSAS QUE NO DEBEN HACERSE

1. Nunca mida el volumen de los líquidos cuando están calientes (se encuentran dilatados).
2. Nunca caliente en una llama los utensilios de vidrio graduados.
3. Nunca deje los utensilios de vidrio graduados en remojo en soluciones alcalinas (hidróxido sódico o potásico, amoníaco).

## 7. Balanzas

### UNIDADES DE PESO

|                       | miligramo          | centígramo                 | decigramo                  | gramo                          | kilogramo      |
|-----------------------|--------------------|----------------------------|----------------------------|--------------------------------|----------------|
| Abreviatura           | mg( $10^{-3}$ g)   | cg ( $10^{-2}$ g)          | dg ( $10^{-1}$ g)          | g                              | kg ( $10^3$ g) |
| Valor correspondiente | $\frac{1}{1000}$ g | 10 mg<br>$\frac{1}{100}$ g | 100 mg<br>$\frac{1}{10}$ g | 1000 mg<br>$\frac{1}{1000}$ kg | 1000 g         |

### Sensibilidad de la balanza

La sensibilidad de la balanza corresponde a la masa más pequeña que desplace el fiel una división en la escala de medición. Por ejemplo, si la sensibilidad de la balanza es de 1 mg se necesitará por los menos una masa de 1 mg para desplazar el fiel.

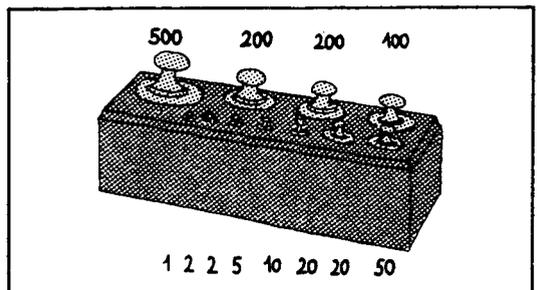
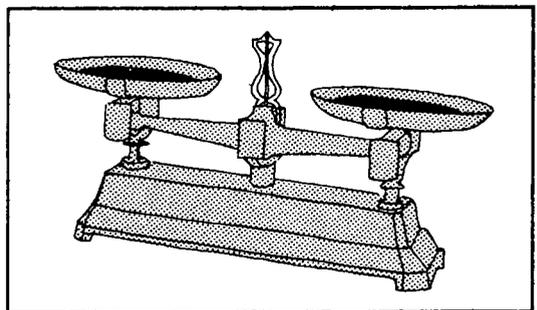
Para los fines habituales del laboratorio se puede considerar que la sensibilidad de una balanza es *la masa más pequeña* que esa balanza puede pesar con precisión.

### 1. BALANZA ABIERTA DE DOS PLATILLOS

Esta balanza cuenta con dos platillos que reposan en sendas columnas. Puede estar construida para usarse con pesos separados, como la balanza que figura en la ilustración, o tener un astil graduado en que se coloca una pesa corrediza (balanza suelta de Harvard). Se emplea para pesar cantidades grandes (hasta varios kg) cuando no se necesita una gran precisión; por ejemplo: 22,5 g, 38 g, 8,5 g, 380 g.

Sensibilidad: 0,5 g (500 mg).

Si los platillos han sido fabricados con un material que se pueda rayar o corroer fácilmente, protéjanse con discos recortados en piezas de material plástico resistente o películas para rayos X usadas, que tengan pesos iguales.



*Juego de pesas para usarse con la balanza abierta de dos platillos.*

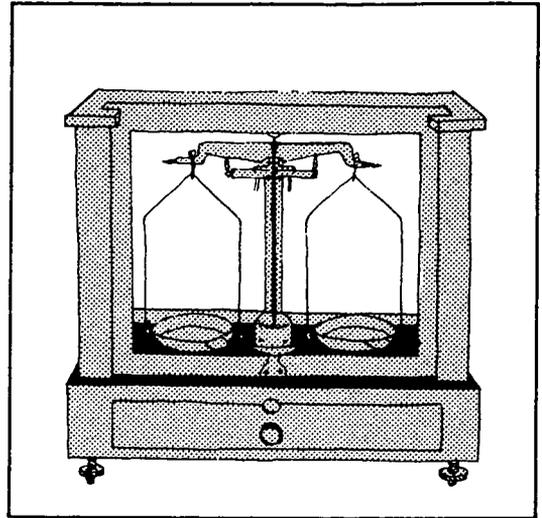
## 2. BALANZA ANALITICA

Esta balanza consta de dos platillos suspendidos de un astil dentro de un estuche de vidrio.

La balanza analítica se emplea:

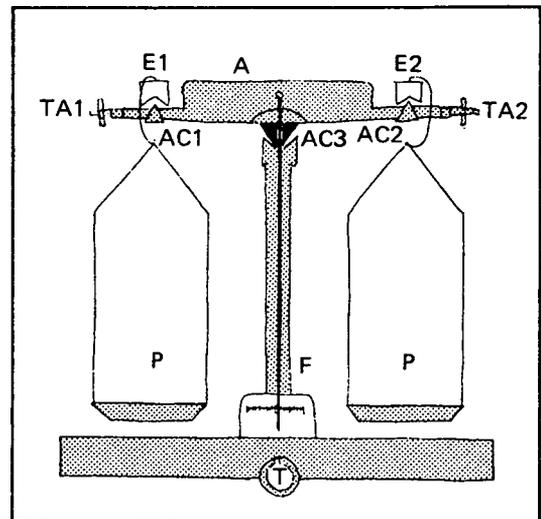
- para pesar cantidades pequeñas (hasta 20 ó 200 g, dependiendo del modelo)
- cuando se requiere gran precisión; por ejemplo, 3,85 g, 0,220 g, 6,740 g.

Sensibilidad: 0,5 mg - 0,1 mg, dependiendo del modelo.

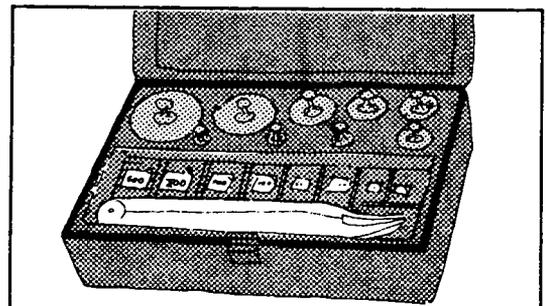


### Componentes de la balanza analítica

- A = astil. Esta es la estructura de que se suspenden los platillos.
- AC = aristas de los cuchillos (AC1, AC2, AC3). Sostienen el astil en el fulcro durante el tiempo que se determina el peso y proporcionan sensibilidad a la balanza. Las aristas que se encuentran en el astil sostienen los platillos suspendidos.
- E = estribos (E1, E2).
- F = fiel.
- P = platillos.
- T = tornillo liberador del astil (o sujetador de los platillos). Detiene el movimiento de los platillos de modo que la adición súbita de pesas o de sustancias químicas no dañe las delicadas aristas de los cuchillos.
- TA = tornillos de ajuste (TA1, TA2). Solo se usan para ajustar inicialmente la balanza al cero sin carga.



Juego de pesas para usarse en la balanza analítica.  
Pesas sueltas: 1, 2, 5, 10, 20, 50, 100, 200 y 500 g.  
Pesas fraccionarias sueltas: 2, 5, 10, 20, 50, 100, 200 y 500 mg.



### Instrucciones para usar la balanza analítica

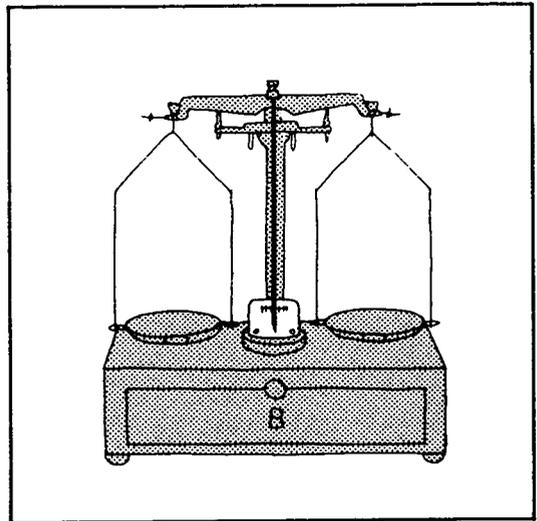
1. El astil siempre se deberá encontrar en descanso (con el tornillo liberador apretado) antes de que se coloquen en los platillos las pesas y la sustancia que se va a pesar.
2. El astil siempre deberá quedar nuevamente inmóvil antes de retirar de los platillos las pesas y la sustancia que se ha pesado.
3. Coloque siempre la sustancia que va a pesar sobre una pieza de papel doblada cuatro veces, o bien en un cristal cóncavo (de reloj) o un platillo de porcelana.
4. Utilice siempre pinzas para recoger las pesas.
5. Compruebe que los platillos se encuentran equilibrados aflojando el tornillo liberador del astil después de cerrar el estuche de vidrio.
6. Use los tornillos de ajuste TA1 y TA2 para lograr un equilibrio perfecto compensando el peso del receptáculo en que se ha colocado la sustancia que se va a pesar.
  - Cuando estos tornillos se giran hacia afuera del soporte central aumenta el peso.
  - Cuando se giran hacia adentro del soporte central el peso disminuye.

### 3. BALANZA DE DISPENSARIO

Esta balanza también está provista de dos platillos suspendidos, pero carece de estuche de vidrio y el astil no tiene brazo de soporte.

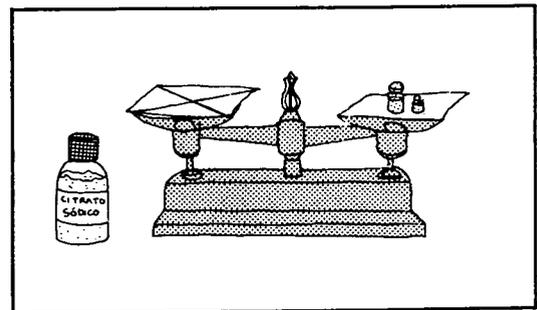
Sensibilidad: 5 - 10 mg.

La balanza de dispensario es más exacta que la balanza abierta de dos platillos, pero solo puede pesar hasta 50 g. (Después de usarla, guarde la balanza en una alacena cerrada.)

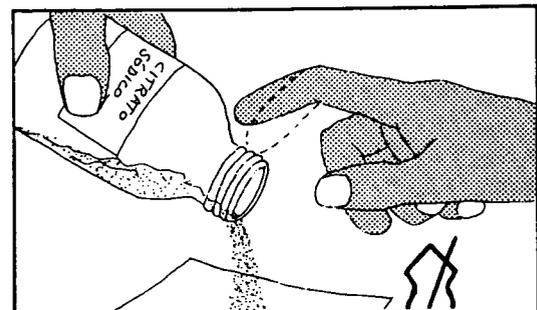


### 4. PROCEDIMIENTO PARA PESAR

- (a) Coloque a la izquierda de la balanza el recipiente que contenga la sustancia que va a pesar.
- (b) Coloque en el *platillo izquierdo* el receptáculo (papel doblado o plato pequeño) en que se pesará la sustancia.
- (c) Coloque en el *platillo derecho* las pesas equivalentes al peso del receptáculo más el de la cantidad de sustancia que se va a pesar.



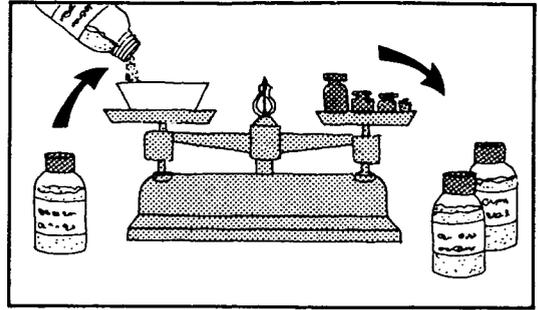
- (d) Para medir la sustancia que se va a pesar:
  - con la mano izquierda sosténgase el recipiente inclinado hacia abajo (con la etiqueta hacia arriba)
  - con la mano derecha golpéese muy suavemente el cuello del recipiente de modo que el polvo o los cristales que se van a pesar caigan poco a poco
  - utilice una espátula limpia cuando se pesan pequeñas cantidades de las sustancias.



(e) Inmediatamente después de que se haya pesado la sustancia coloque el recipiente a la derecha de la balanza. De este modo:

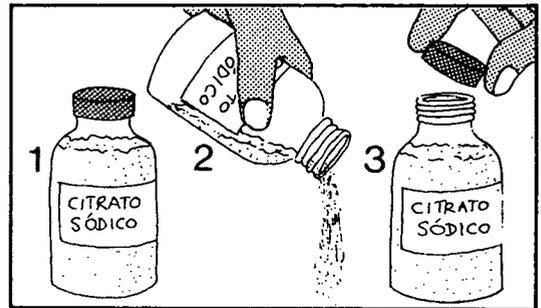
- las sustancias que se han pesado quedarán a la derecha de la balanza
- las sustancias que no se han pesado estarán a la izquierda.

Esto evita confusiones.



(f) Lea la etiqueta tres veces:

- antes de retirar el recipiente de su anaquel
- mientras se pesa la sustancia (la etiqueta deberá estar hacia arriba)
- después de pesar la sustancia, ponga el recipiente a la derecha de la balanza.



## 8. Centrifugas

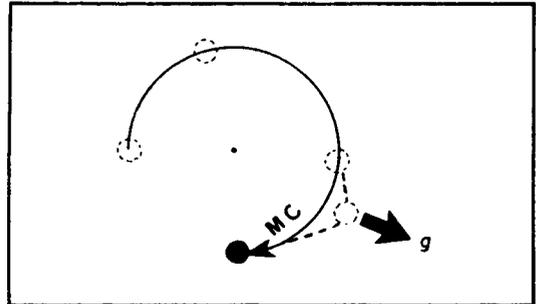
### Fuerza centrífuga

Hace que un cuerpo se ponga en movimiento circular a gran velocidad (MC). De este modo se genera una fuerza que aleja este cuerpo del centro del círculo; se llama fuerza centrífuga ( $g$ ).

Al usar una centrifuga se deben respetar las instrucciones del fabricante, aunque también es posible calcular las revoluciones por minuto (r/min) que corresponden a  $g$  en una centrifuga. Para esto mídase el radio ( $r$ ) del brazo del rotor y aplíquese la fórmula siguiente:

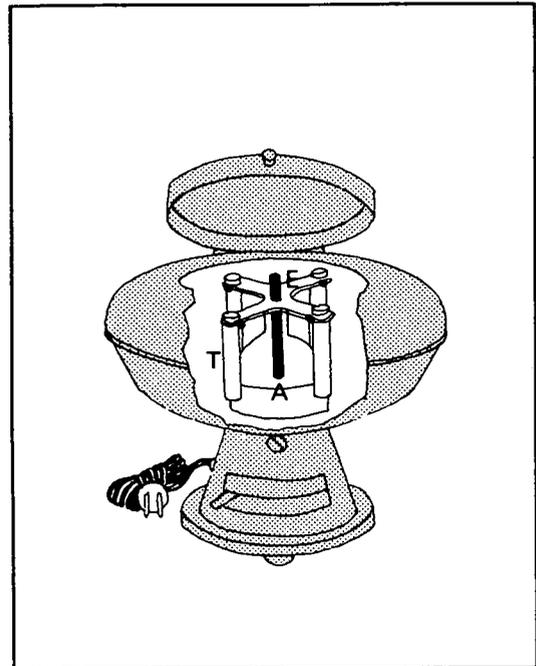
$$g = r \times (r/\text{min})^2 \times 118 \times 10^{-7}$$

Por ejemplo, si el radio es de 25 cm, 500  $g$  corresponden aproximadamente a 1300 r/min.

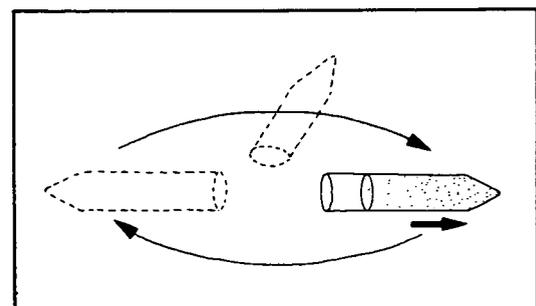


### Las centrifugas constan de

- un eje o árbol central (A) que gira a gran velocidad
- un cabezal (E) fijo al árbol y provisto de cubetas para sostener los tubos de centrifugación
- los tubos (T) que contienen el líquido que se va a centrifugar, que se montan en el cabezal.



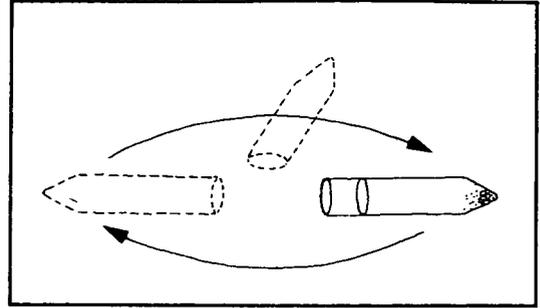
Cuando el árbol gira ejerce sobre los tubos la fuerza centrífuga. Los tubos oscilan hasta colocarse en posición horizontal y las partículas en suspensión en los líquidos que contienen los tubos se impulsan hacia el fondo de cada uno.



Las partículas que hay en los líquidos se comprimen en el fondo de los tubos de centrifugación y se forman los sedimentos centrifugados.

Los sedimentos se pueden separar del líquido flotante y es posible examinarlos. Pueden contener:

- corpúsculos sanguíneos
- huevos de parásitos (cuando se han centrifugado heces fecales diluidas)
- células de los conductos urinarios (en la orina), etc.



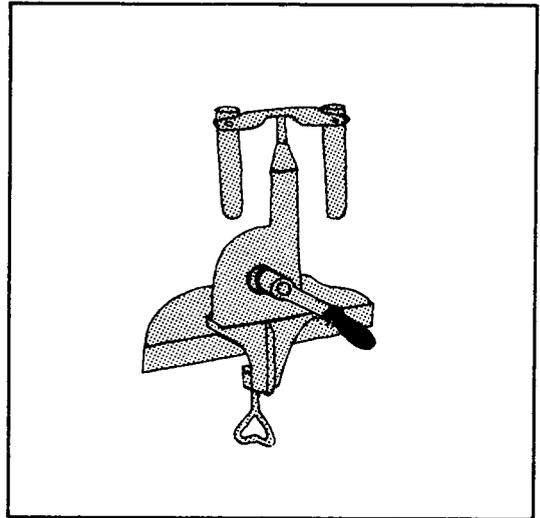
## DIFERENTES TIPOS DE CENTRIFUGAS

### A. Centrífuga manual

Esta centrífuga se hace girar por medio de un manubrio. Contiene de 2 a 4 tubos.

#### Usos

1. Para examinar sedimentos en la orina
  2. Para concentrar ciertos parásitos en las heces fecales.
- Su velocidad no es suficiente para separar en la sangre los glóbulos rojos y el plasma.



#### Importante:

1. Con la prensa de sujeción de la centrífuga de mano fije ésta firmemente en un punto de apoyo estable (el borde de una mesa).
2. Equilibre completamente los dos tubos que se hallan diametralmente opuestos, como se indica en las instrucciones para el uso de esta clase de centrífuga, en la página 54.
3. Manténgase a cierta distancia mientras efectúa la centrifugación.
4. Para detener la centrífuga no reduzca lentamente la velocidad del manubrio. Separe el manubrio de la máquina con un movimiento brusco.
5. Saque los tubos lenta y cuidadosamente (para no agitar los sedimentos).
6. Lubrique con regularidad el árbol de la centrífuga.

*Advertencia:* La centrífuga manual puede causar serias lesiones físicas, por tanto, siga estas instrucciones minuciosamente.

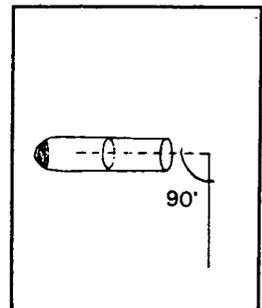
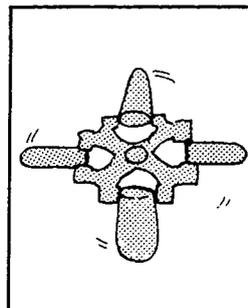
### B. Centrífugas eléctricas

En algunos sitios se pueden usar centrífugas que funcionan con pilas eléctricas.

Las centrífugas eléctricas se construyen con dos tipos de cabezal.

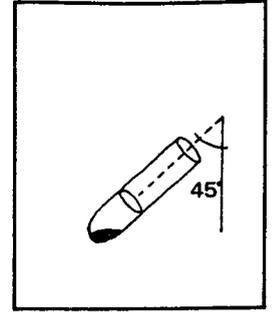
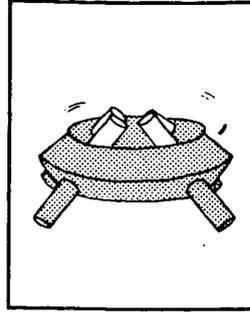
#### 1. Cabezal oscilante

Este cabezal está diseñado para que durante la centrifugación los tubos adopten una posición horizontal. Este es el tipo de cabezal que se necesita con más frecuencia.



## 2. Cabezal oblicuo

Sostiene los tubos en un ángulo de  $45^\circ$ , aproximadamente, durante la centrifugación. Es útil en la aplicación de ciertas técnicas, como en los ensayos de aglutinación para determinar grupos sanguíneos por el método del tubo de ensayo. Sin embargo, no es esencial para las técnicas que se describen en este manual.

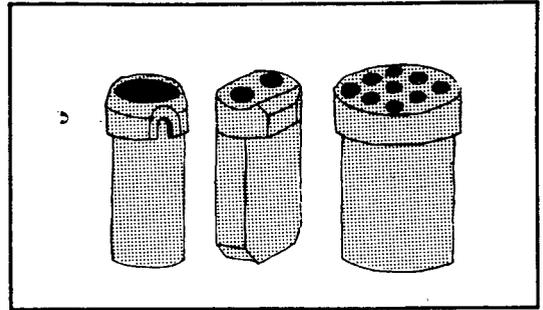


### Accesorios de las centrifugas eléctricas

#### Cubetas (para sostener los tubos)

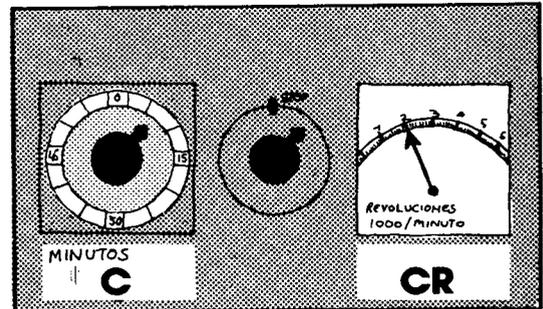
Existen varios tipos, según sea el modelo de la centrifuga:

- (a) Cubetas diseñadas para sostener un solo tubo de fondo redondo o cónico
- (b) Cubetas para dos tubos de fondo redondo o cónico
- (c) Cubetas para nueve tubos pequeños (para precipitinas) etc.



Algunos modelos de centrifuga cuentan con:

- un cronómetro (C) que detiene la centrifuga automáticamente cuando se cumple el tiempo (por ejemplo, 5 ó 10 minutos)
- un contador de revoluciones (CR) que es un cuadrante provisto de una aguja que indica la velocidad de la máquina durante la centrifugación (es útil para aplicar algunos métodos de concentración de parásitos).

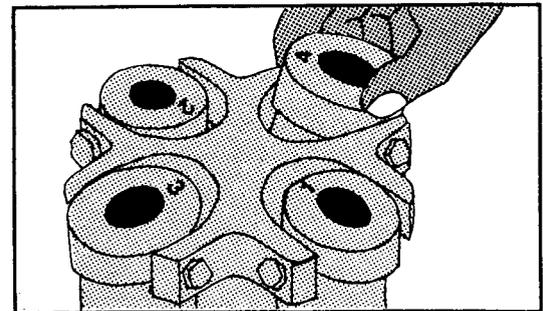


## INSTRUCCIONES PARA USAR LA CENTRIFUGA ELECTRICA

### 1. Equilibrio de las cubetas

Si las cubetas están numeradas colóquense de la manera siguiente:

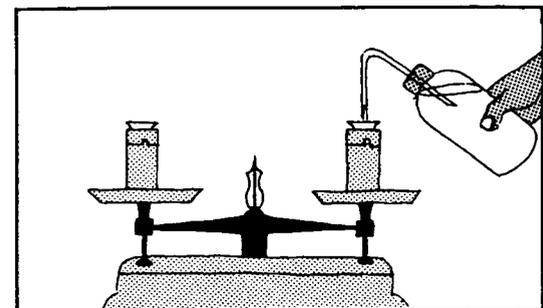
- el tubo 1 frente al tubo 2
- el tubo 3 frente al tubo 4.



Equilibre los tubos que se encuentran frente a frente pesándolos en sus cubetas en la balanza abierta de dos platillos. Para hacerlo puede:

- agregar al tubo de menor peso cierta cantidad del líquido que va a centrifugar, o
- verter agua en la cubeta que contenga el tubo de menor peso (utilizando un frasco de lavado).

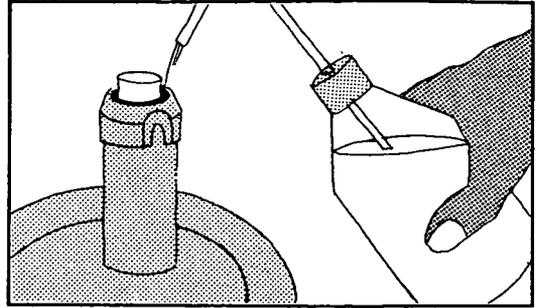
Si solamente se va a centrifugar un tubo que contenga líquido, equilibrelo con un tubo idéntico lleno de agua.



**2. Para evitar que los tubos se rompan**

Cubra siempre el fondo de las cubetas con los cojincillos de goma que vienen con la centrífuga, para proteger el fondo de los tubos.

- Con un frasco de lavado vierta una pequeña cantidad de agua entre las paredes de cada tubo y la cubeta.



**3. Arranque y detención de la centrífuga**

- (a) Encienda el motor y aumente gradualmente la velocidad girando con lentitud la perilla hasta lograr la velocidad deseada.
- (b) Detenga la centrífuga gradualmente (algunos modelos tienen freno para este propósito).
- (c) Retire los tubos lenta y cuidadosamente.
- (d) Nunca abra la centrífuga hasta que se haya detenido completamente.
- (e) Nunca trate de reducir la velocidad de la centrífuga con la mano.

**4. Limpieza y lubricación**

Consérvese la olla de la centrífuga muy limpia. Enjuague las cubetas después de usarlas. Limpie todos los residuos de sangre, etc.

La lubricación deberá hacerla un experto de acuerdo con las instrucciones del fabricante.

**Importante:** Si se acostumbra a centrifugar sin equilibrar primero los tubos, la centrífuga se romperá muy pronto.

## 9. Agua para uso del laboratorio

Para realizar el trabajo en el laboratorio médico se necesita un suministro adecuado de agua. Se requiere:

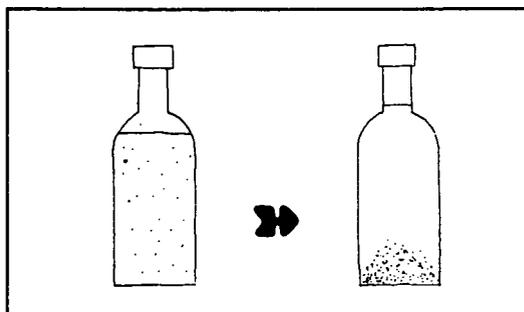
1. Agua limpia
2. Agua destilada
3. Agua desmineralizada (si es posible)
4. Agua amortiguada (si es posible).

En algunas áreas el agua es escasa y está sumamente contaminada. ¿Cómo se puede obtener agua limpia?

### AGUA LIMPIA

#### A. Inspección de la calidad

1. Llene una botella con agua.
2. Déjela reposar durante 3 horas.
3. Examine el fondo de la botella. Si hay un sedimento será necesario filtrar el agua.

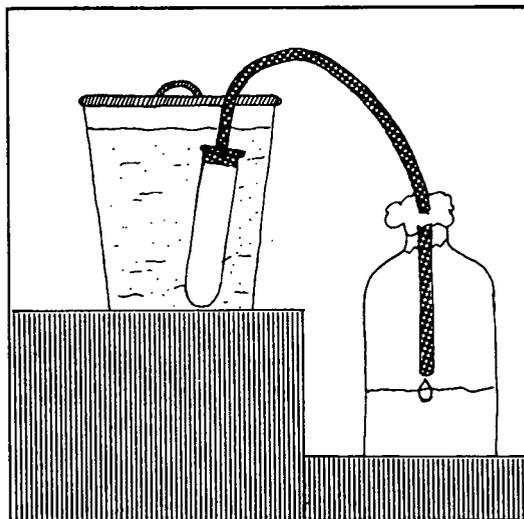


#### B. Filtrado

1. *Filtro de porcelana no vidriada, o de vidrio calizo (tipo Chamberland u otro semejante)*

- (a) Este filtro se puede ajustar al grifo.
- (b) De lo contrario, se puede conservar sumergido en el agua que se va a filtrar, en un recipiente amplio.

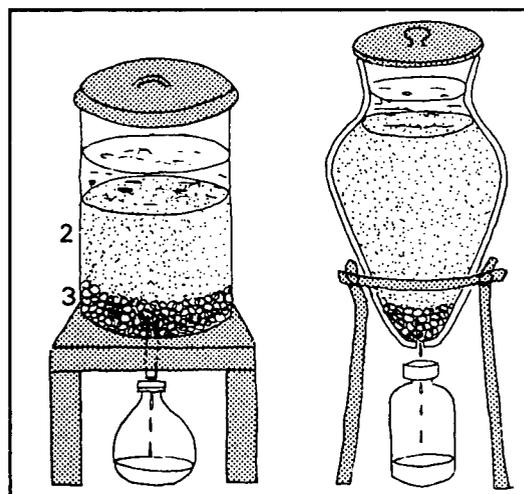
**Importante:** Los filtros de este tipo se deben desarmar *una vez al mes* y lavarlos en agua hirviendo previamente filtrada.



2. *Filtro de arena*

Este filtro se puede fabricar en el laboratorio. Se necesitan:

- (a) Un depósito (que puede ser un recipiente amplio como un barril metálico, una olla grande de barro o una cubeta perforada)
- (b) Arena
- (c) Grava.



### C. Almacenamiento del agua

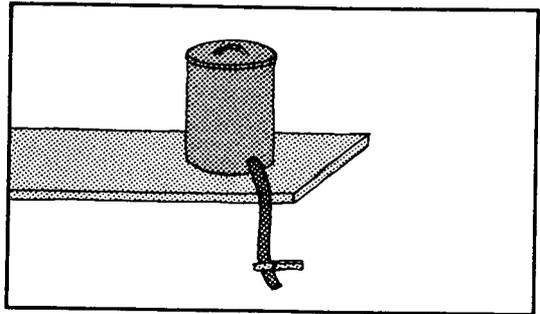
Si el agua es escasa o proviene de un tanque o pozo, consérvese siempre una reserva abundante, *de preferencia, en depósitos de vidrio o material plástico.*

Antes de filtrarla decante el agua almacenada.

### D. Suministro de agua

Si en el laboratorio no se dispone de agua corriente prepare un distribuidor de la manera siguiente:

1. Coloque el depósito de agua en un anaquel alto.
2. Ponga un tubo de goma al depósito, de manera que el agua descienda por él.
3. Mantenga cerrado el tubo de goma con una grapa de Mohr o una pequeña pinza de tornillo.



## AGUA DESTILADA

### A. Preparación

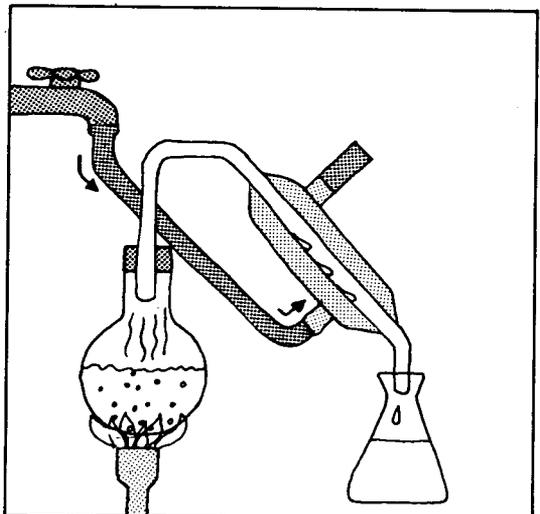
El agua destilada se prepara por medio de una retorta en que:

- se caliente agua normal hasta el punto de ebullición
- el vapor que se produce se enfría al pasar por un serpentín y se condensa formando agua destilada.

Para este fin existen los aparatos siguientes:

1. Retortas de cobre (alambiques)
2. Retortas de vidrio.

Se calientan con gas, queroseno o electricidad, dependiendo del tipo de retorta.

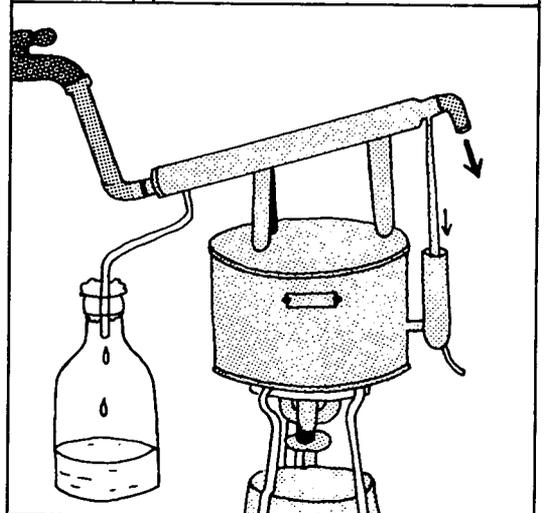


### 1. Alambiques de cobre o acero inoxidable

Uno de los modelos más simples es el alambique que proporciona la UNICEF (ref: 01.680.02).

- (a) Llene el depósito con el agua que se va a destilar.
- (b) Conecte el tubo de agua fría a un grifo.
- (c) Caliente el depósito con:
  - un mechero de Bunsen, o
  - un calentador de queroseno (tipo Primus).

Este alambique puede producir 1 ó 2 litros de agua destilada por hora, dependiendo de la calidad del sistema de calentamiento.

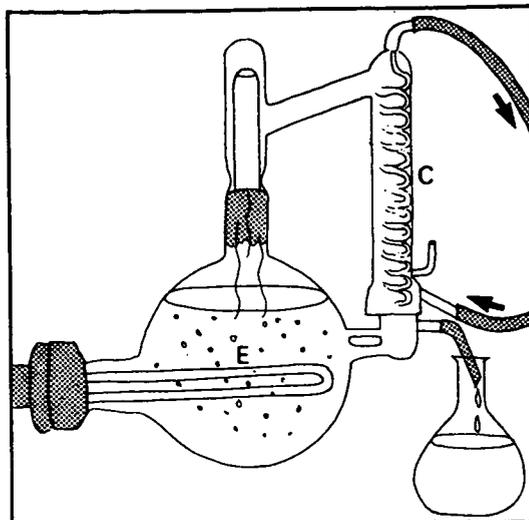


## 2. Retortas de vidrio

Estas retortas son más frágiles, pero casi siempre producen agua más pura. El procedimiento de destilación es el mismo. Cerciérese de que el agua corriente circule con libertad alrededor del condensador (C). El agua se puede calentar en la retorta por medio de un aditamento eléctrico (E).

### Importante:

- Almacénese el agua destilada en un recipiente de vidrio o material plástico que se encuentre protegido de la atmósfera.
- No destile el último  $\frac{1}{4}$  del agua que se ha calentado.



## B. Inspección de la calidad del agua destilada

Utilice una solución acuosa de nitrato de plata ( $\text{NO}_3\text{Ag}$ ) (reactivo No. 40) en proporción de 17 g/l (17 g en 1 litro de la solución) (1,7%).

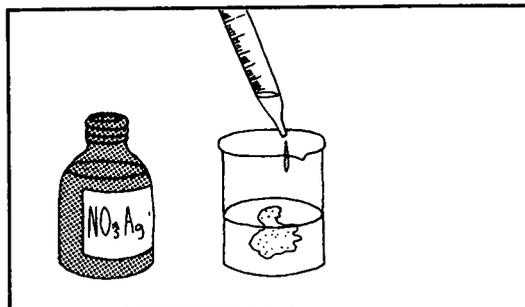
Ponga en un vaso:

- 10 ml de agua destilada
- 2 gotas de ácido nítrico
- 1 ml de la solución de nitrato de plata.

El agua deberá continuar completamente clara.

Si aparece una ligera turbidez blanquecina indicará que la calidad del agua destilada es deficiente.

Normalmente el pH del agua destilada es entre 5,0 y 5,5 (ácido).



## C. El agua destilada se utiliza para:

- Preparar reactivos
- Enjuagar algunos utensilios de vidrio antes de secarlos.

### Importante:

- No use agua destilada comercial (del tipo empleado para llenar las pilas acumuladoras de los automóviles) en la preparación de reactivos para el laboratorio.
- Es preferible el agua destilada que se ha preparado recientemente; si no es posible disponer de esta, guárdese el agua destilada en recipientes de vidrio o material plástico que se lavarán periódicamente.
- Utilice siempre agua destilada preparada en la misma semana.

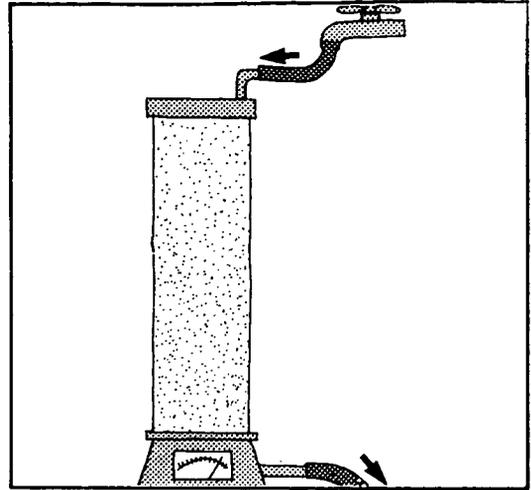
## AGUA DESMINERALIZADA

### Principio

El agua desmineralizada se prepara haciendo pasar el agua ordinaria por una columna de *resinas de intercambio iónico*.

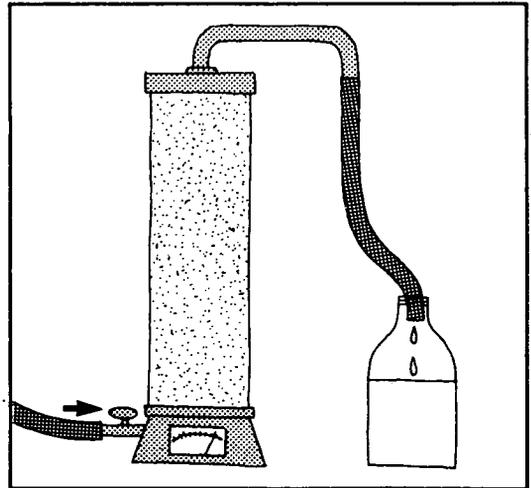
El aparato que se utiliza consiste en un tubo largo (cartucho) lleno de gránulos de resinas de intercambio iónico.

El agua se filtra a través de la columna de gránulos, que retienen todos los iones minerales (sales minerales disueltas). Este agua, desprovista de iones, se llama *agua desmineralizada*.



### A. Preparación

1. Compruebe que el tubo está completamente lleno de gránulos de la resina de intercambio iónico. Algunos aparatos desmineralizadores tienen dos tubos (cartuchos) por los que pasa el agua sucesivamente.
2. Conecte el tubo de entrada del aparato al suministro de agua (el grifo o un pequeño tanque colocado en un plano alto). En algunos modelos el agua entra por la parte superior de la columna y en otros lo hace por el fondo.
3. Deje que el agua entre despacio.
4. Recoja el agua desmineralizada en un recipiente cerrado.

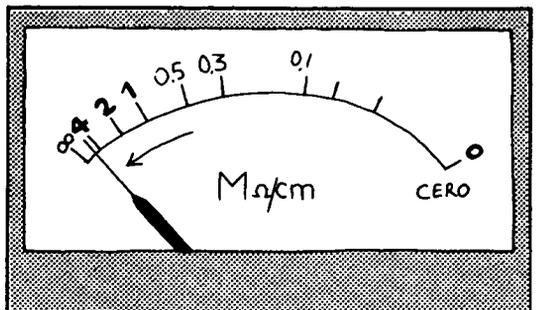
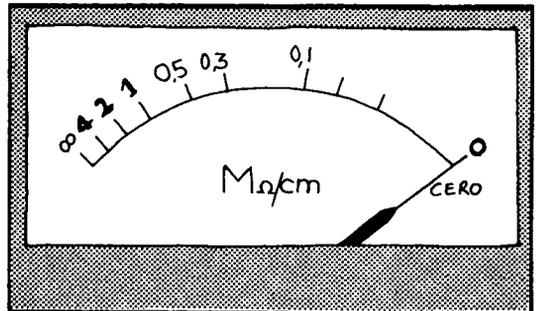


### B. Inspección de la calidad del agua desmineralizada

#### 1. Aparatos con cuadrante regulador

En este cuadrante se mide la conductividad del agua. Mientras más completa sea la desmineralización menor será la conductividad eléctrica del agua.

- (a) Compruebe que el sistema regulador esté provisto de una pila eléctrica que funcione adecuadamente.
- (b) Para comprobar que la pila está cargada apriete el botón "prueba en cero". La aguja del cuadrante deberá oscilar hasta el cero.
- (c) Deje entrar agua en el cartucho.
- (d) Cuando el agua desmineralizada comience a salir por el otro extremo, apriete el botón "prueba de agua". La aguja deberá marcar una resistencia superior a 2 megaohms/cm ( $2 \text{ M}\Omega/\text{cm}$ ).
- (e) Si la aguja se detiene antes de la línea 2 o permanece en 0, indicará que el cartucho de resinas de intercambio iónico se ha usado demasiado tiempo y se debe reemplazar o reactivar.



La graduación del aparato puede estar hecha en términos de resistencia ( $\text{M}\Omega/\text{cm}$ ) o conductancia (siemens, S). La mayor parte de los aparatos modernos fabricados en Europa tiene la graduación marcada en siemens.

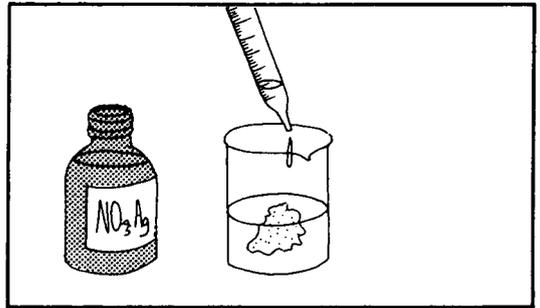
## 2. Aparatos sin cuadrante regulador

Con un papel indicador determine:

- el pH del agua normal que se introduce en el aparato
- el pH del agua desmineralizada que sale por el otro extremo.

Si el pH es el mismo (generalmente inferior a 6,5), la resina ya no está activa. El agua desmineralizada de buena calidad debe tener un pH de 6,6 a 7,0.

Se puede comprobar de nuevo empleando una solución de nitrato de plata ( $\text{NO}_3\text{Ag}$ ) (reactivo No. 40), en proporción de 17 g/l (1,7%). Haga pasar por la resina una solución débil de cloruro sódico (sal de mesa) y a continuación efectúe la misma prueba que se ha descrito anteriormente para inspeccionar la calidad del agua destilada. Si se forma una ligera turbidez blanquecina es necesario sustituir la resina.



## 3. Cambio de color de la resina

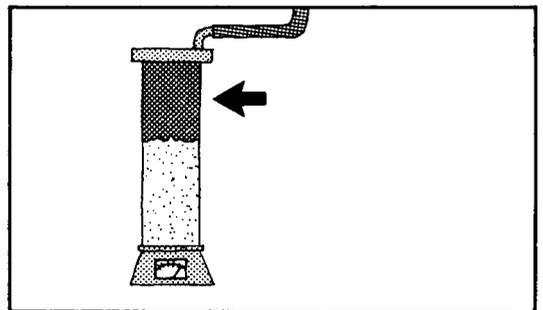
En algunas resinas cambia el color (se suelen ennegrecer) cuando están gastadas y se deben sustituir. Consulte las instrucciones para el uso de las resinas que proporcione el fabricante.

## 4. Sustitución o reactivación de las resinas de intercambio iónico

Dependiendo del modelo, se puede hacer de las maneras siguientes:

- El cartucho se sustituye por otro que se haya llenado con resina y se encuentre listo para usarse.
- La columna del aparato se llena nuevamente con una resina o una mezcla de 2 resinas.
- La resina gastada se puede usar otra vez, *reactivándola*, lo que se consigue haciendo pasar por el aparato una solución de amoníaco.

Síganse las instrucciones que proporcione el fabricante para usar el aparato.



## C. Usos del agua desmineralizada

El agua desmineralizada es un poco menos pura que el agua destilada, ya que puede contener vestigios de materias orgánicas. Sin embargo, es lo suficiente pura como para:

- enjuagar los utensilios de vidrio antes de secarlos
- preparar casi todos los reactivos que se usan en los laboratorios médicos, incluso las tinciones.

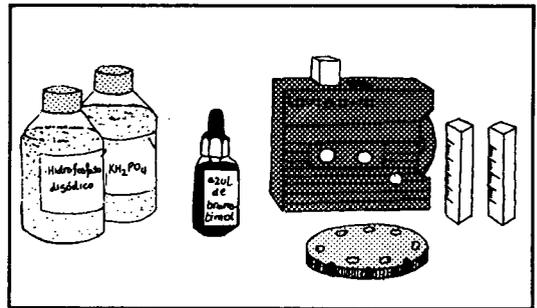
Se puede ahorrar agua destilada preparando en el laboratorio agua desmineralizada (especialmente para enjuagar los utensilios de vidrio).

## AGUA AMORTIGUADA

Por lo general el agua destilada es ácida y el agua desmineralizada se acidifica cuando se expone al aire. Para algunos procedimientos de laboratorio (preparación de colorantes, etc.) el pH del agua debe ser de 7,0, aproximadamente (agua neutra) y conservarse en estas condiciones. Esto se logra, cuando es posible, disolviendo sales amortiguadoras en el agua (agua amortiguada).

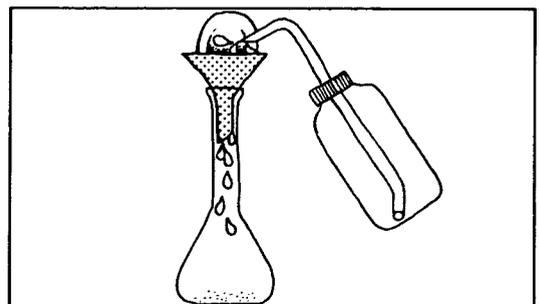
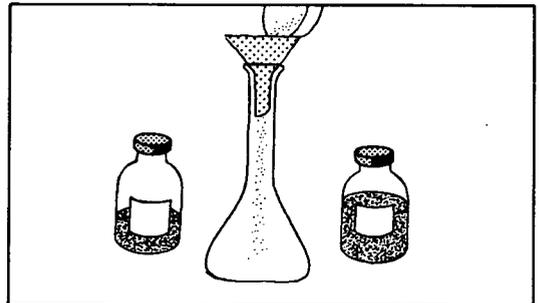
### A. Materiales

- Probetas de 10 ml y 1000 ml
- Un matraz volumétrico de 1000 ml
- Un comparador del tipo de Lovibond (UNICEF ref. No. 931200), si se cuenta con él. De lo contrario, papeles indicadores del pH, de poca amplitud de detección
- Agua destilada (o desmineralizada)
- Indicador de azul de bromotimol
- Hidrofosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ )
- Fosfato de potasio y dihidrógeno ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ).

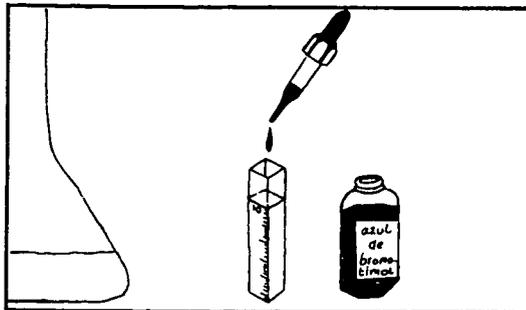


### B. Método

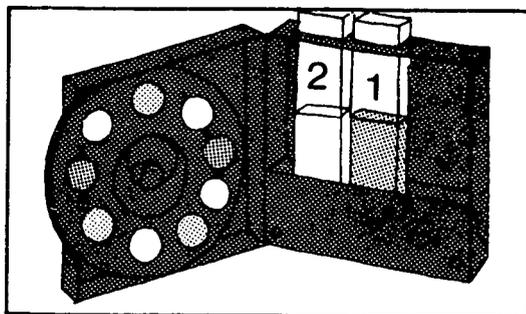
- Pese con precisión 3,76 g del fosfato disódico.
- Páselo a un matraz volumétrico de 1000 ml con un embudo.
- Enjuague con agua varias veces el recipiente donde se pesó el hidrofosfato disódico y vierta el agua por el embudo en el matraz volumétrico.
- Pese con precisión 2,1 g del fosfato de potasio y dihidrógeno y repita la operación indicada en los puntos 2 y 3.
- Añada un poco más de agua y mezcle la solución hasta que las dos sustancias químicas se disuelvan.
- Vierta agua en el matraz hasta la marca de 1 litro.
- Ponga el tapón en el matraz y mezcle completamente la solución.
- Pase la solución a un frasco para reactivos, de vidrio blanco, y guárdela en el frigorífico (reactivo No. 5).



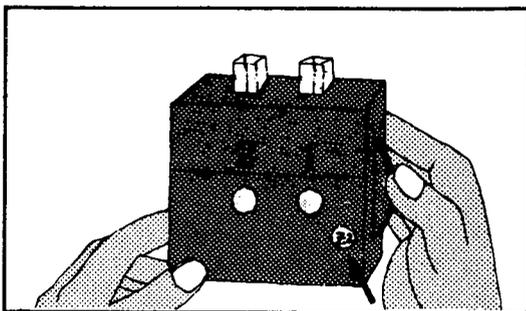
9. Con una pipeta ponga en un tubo comparador:
- 10 ml del agua amortiguada
  - 6 gotas de azul de bromotimol.
- Mézclese.



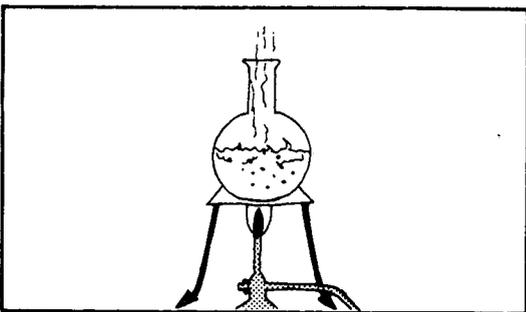
10. Coloque este tubo (que contiene el agua amortiguada y el indicador) en el comparador (tubo 1).
- Póngase junto a este otro tubo que solamente contenga agua (tubo 2).



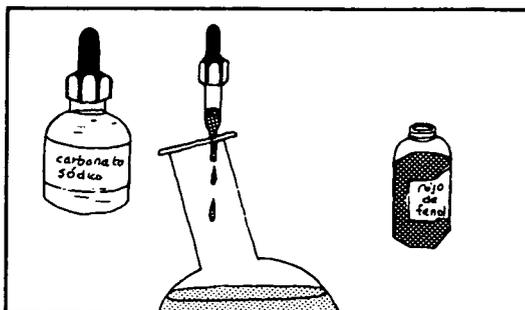
11. Compare el color del tubo 1 (observándolo a través del orificio 1) con el color del disco que se observe por el orificio 2.
- Gire el disco hasta que se observe el mismo color a través de ambos orificios.
- En este momento lea el pH que aparece en el ángulo inferior derecho.



12. Si el pH es de 7,0 a 7,2: el agua ha sido amortiguada satisfactoriamente.
- Si el pH es inferior a 7,0: el agua es ácida.
- Si el agua es ácida prepárese una nueva solución, empleando esta vez agua destilada que haya hervido durante 10 minutos en un matraz de fondo redondo, sin tapón (de esta manera se eliminará el bióxido carbónico).



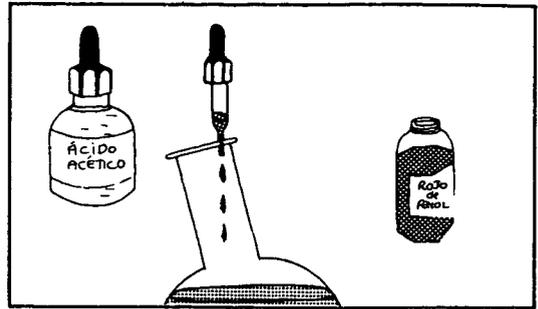
13. Si el agua continúa siendo ácida después de la ebullición:
- añádanse 5 gotas de rojo de fenol por cada litro de agua
  - neutralícese agregando solución de carbonato sódico en proporción de 2 g/l (0,2%), gota a gota, lentamente, hasta que el agua tome un color rosáceo.



14. Si el pH es superior a 7,2: el agua es alcalina.

Agregue 5 gotas de rojo de fenol por cada litro de agua.

Neutralícese añadiendo solución de ácido acético en concentración de 5 g/l (0,5%), gota a gota, lentamente, hasta que el agua tome un color anaranjado.



*Si no se dispone de los compuestos fosfatados:*

- neutralice directamente el agua destilada o desmineralizada como se ha indicado anteriormente en los puntos 12-14.

*Si no se cuenta con un comparador de Lovibond:*

- utilice papeles indicadores de pH (véanse las instrucciones para usarlos en la página 309).

*Nota:* También se puede corregir el pH añadiendo pequeñas cantidades de las sales amortiguadoras, como se indica a continuación:

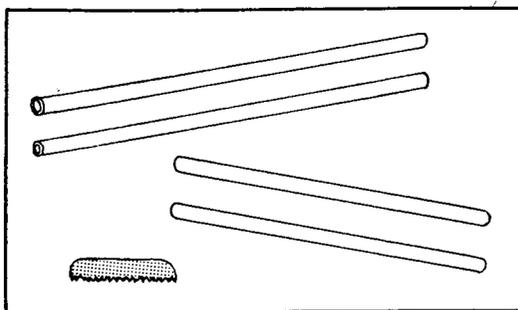
- hidrofosfato disódico para aumentar el pH si el agua es ácida (pH inferior a 7,0)
- fosfato de potasio y dihidrógeno para reducir el pH si el agua es demasiado alcalina (pH superior a 7,2).

## 10. Manufactura de utensilios de vidrio

El vidrio se produce por la fusión, a temperaturas muy elevadas, de una mezcla de arena y potasio (o sodio). De este modo se forma un silicato (*vidrio ordinario, de cal y soda*). Cuando se agrega ácido bórico a estos ingredientes se produce vidrio de borosilicato (Pyrex, etc.), que es menos quebradizo y más resistente al calor. En el laboratorio se pueden manufacturar ciertas piezas del equipo que se suele usar, calentando vidrio ordinario.

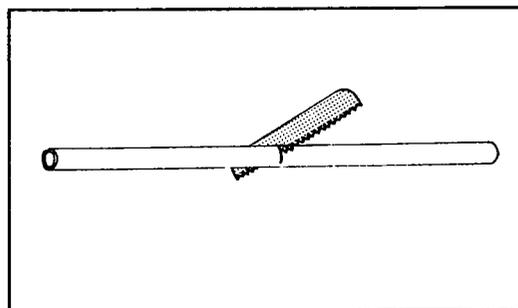
### A. MATERIALES

1. Tubos huecos de vidrio:
  - diámetro externo: 4-8 mm
  - espesor de la pared: 0,9-1,0 mm
2. Varillas de vidrio:
  - diámetro: 4-8 mm
3. Cortador de vidrio: lápiz de diamante o sierra.
4. Una pieza de tela
5. Un mechero de Bunsen (o, aún mejor, una lámpara de soplete pequeña, de gas o petróleo).

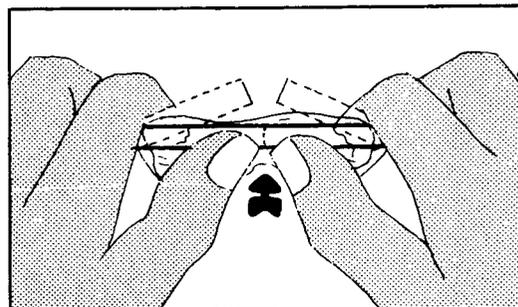


### B. MANUFACTURA DE UNA PIPETA DE PASTEUR

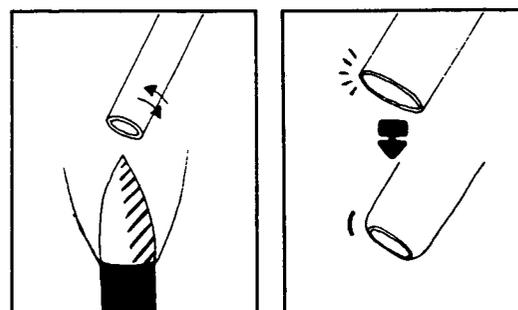
1. Utilice tubos de vidrio de 4-6 mm de diámetro. Marque con la sierra la longitud de los tubos que necesita:
  - 15 cm para las pipetas pequeñas
  - 18-25 cm para las pipetas largas.Haga las marcas alrededor de cada tubo, formando un círculo.



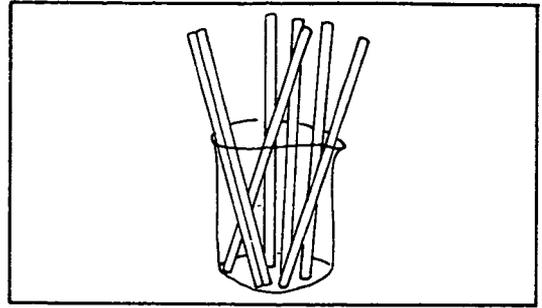
2. Envuelva con una pieza de tela la parte del tubo que va a partir. Sostenga el tubo con ambas manos, colocando las yemas de los pulgares a cada lado de la marca. Rompa el tubo ejerciendo presión con los pulgares.



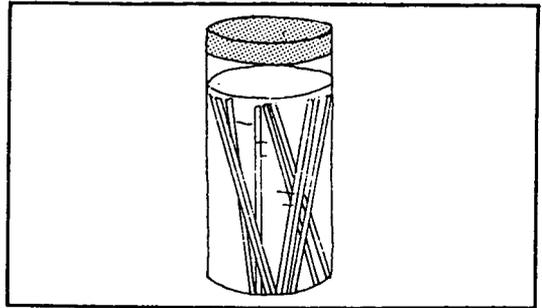
3. Redondee el extremo de las dos piezas resultantes, de la manera siguiente:
  - caliente el extremo del tubo, sosteniéndolo en posición casi vertical inmediatamente arriba de la llama azul del mechero
  - vaya girándolo lentamente
  - deténgase cuando el vidrio se ponga al rojo vivo.



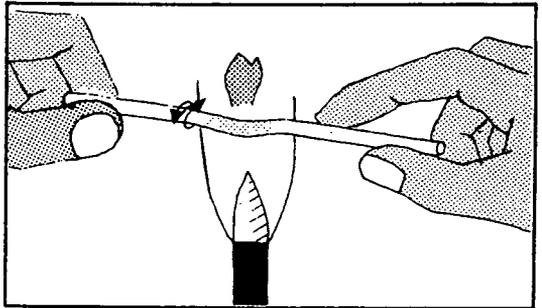
4. Coloque los tubos en un vaso de precipitado o bote abierto, con los extremos calientes hacia arriba, y déjense enfriar.



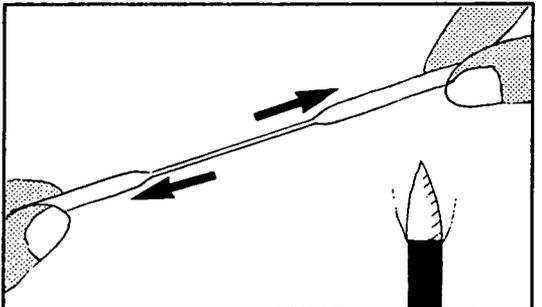
5. Lave todas las piezas que se han preparado (siga las instrucciones que figuran en la página 30).  
Enjuáguelas y séquelas.



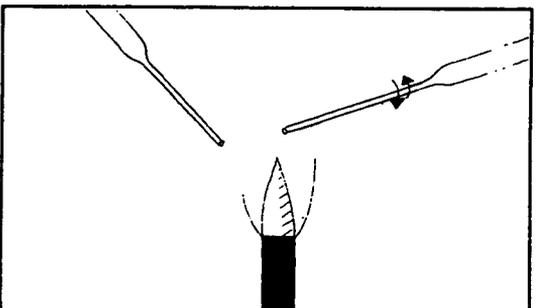
6. Estire el tubo para formar la pipeta del modo siguiente:
- caliente el tubo a la mitad de su longitud en la llama azul
  - haga girar el tubo hasta que el vidrio enrojezca.
- En este momento la llama se pondrá color amarillo.



7. Retire el tubo de la llama sin dejar de girarlo continuamente y tire con lentitud de ambos extremos conservando las dos manos exactamente en el mismo nivel. El tubo se estirará.  
Continúe tirando de los extremos hasta lograr la longitud requerida (10-20 cm).



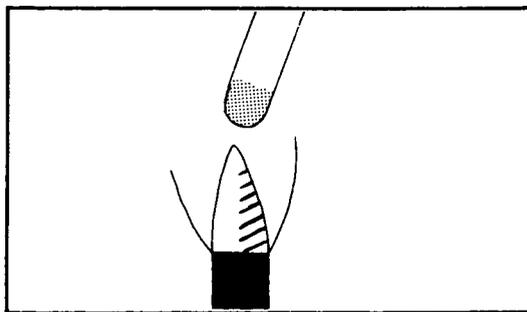
8. Espere que enfrie.
- Corte por la porción estirada exactamente a la longitud que se necesite.
- Redondee los bordes cortantes sosteniéndolos algunos segundos al calor de la llama.
- Separe y selle las dos pipetas calentándolas en la parte alta de la llama.



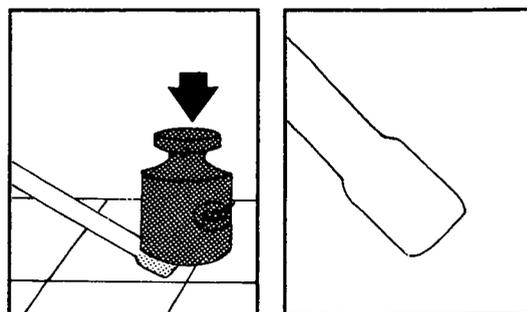
### C. MANUFACTURA DE UN AGITADOR

1. Procúrese una varilla de vidrio sólido, de unos 5 mm de diámetro.

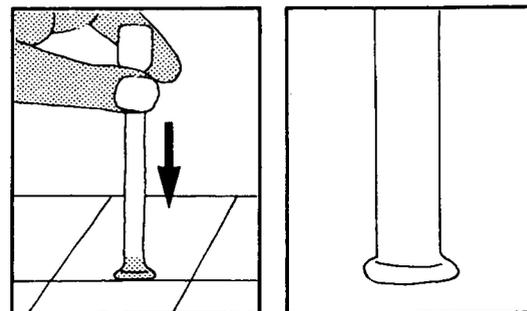
Con una sierra córtese la varilla en trozos de 15, 20 ó 25 cm, según sean las necesidades. El procedimiento para cortar es el mismo que se usa para los tubos de vidrio.



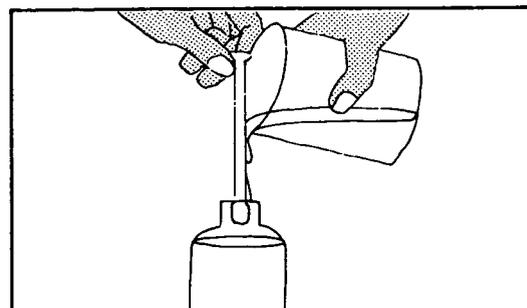
2. Redondee los extremos haciéndolos girar sobre la llama azul del mechero hasta que se pongan al rojo vivo en una porción de 1 cm, aproximadamente.



3. Con una pesa de 500 g ó 1 kg aplane los extremos calientes contra el mosaico o azulejo (seco) de la superficie de trabajo.



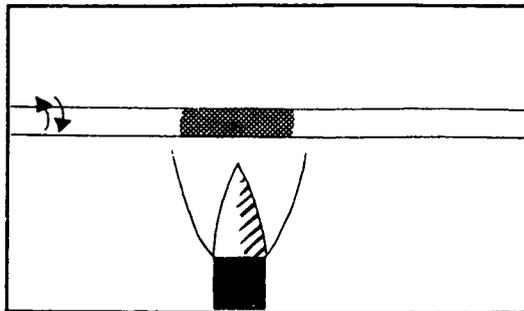
4. Caliente cada uno de los otros extremos y aplástelos presionándolos suavemente contra un azulejo.



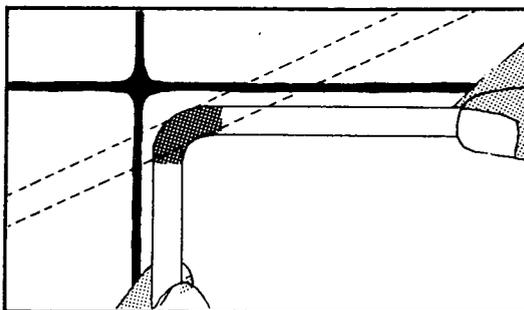
Las nuevas varillas se pueden utilizar también para decantar líquidos o verterlos con lentitud.

#### D. DOBLADO DE UN TUBO DE VIDRIO

1. Caliente la parte por donde quiere doblar el tubo haciéndolo girar sobre la llama hasta que el vidrio tome un color rojo pálido y se haga maleable.

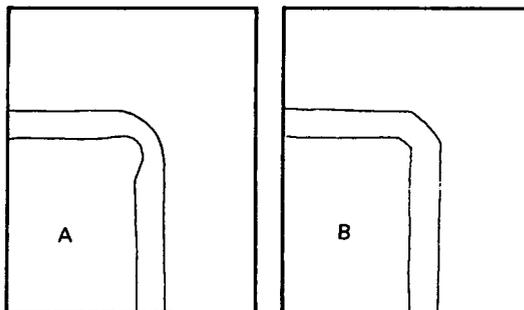


2. Dóblelo muy despacio hasta formar un ángulo recto (use como guía el ángulo de un azulejo).



#### *Doblados defectuosos*

- (A) El vidrio se calentó demasiado.  
(B) El vidrio no se calentó suficientemente.

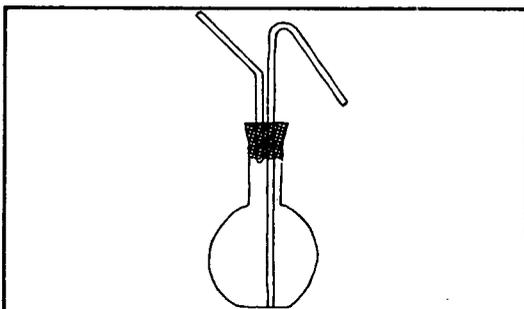


#### E. PREPARACION DE UN MATRAZ DE LAVADO

Se necesitan:

- un matraz redondo
- dos trozos de tubo de vidrio
- un tapón de corcho o goma.

Perfore el tapón con una broca. Humedezca los extremos de los tubos con algunas gotas de agua (cuando se use tapón de corcho) o glicerol (si se usa tapón de goma) antes de insertarlos en las perforaciones. Protéjase las manos con una pieza de tela.



## 11. Recipientes para muestras

---

En el laboratorio se emplean distintos recipientes para recolectar muestras de heces fecales, sangre, orina y esputo.

### I. RECIPIENTES PARA HECES FECALES

Véanse las páginas 114 y 268.

---

### II. FRASCOS Y TUBOS PARA RECOLECTAR MUESTRAS DE SANGRE

#### A. Sangre sin anticoagulantes

- Use tubos limpios y secos con capacidad para 5-20 ml, según las necesidades.
  - Separe el suero después de que la sangre se haya coagulado y centrifugado (véase la página 285).
  - Si las muestras de suero se van a enviar a otro laboratorio esterilice los tubos y frascos.
- El mejor tipo de tubos es el que se puede centrifugar; se evita así la manipulación excesiva de las muestras.
- 

#### B. Sangre con anticoagulantes

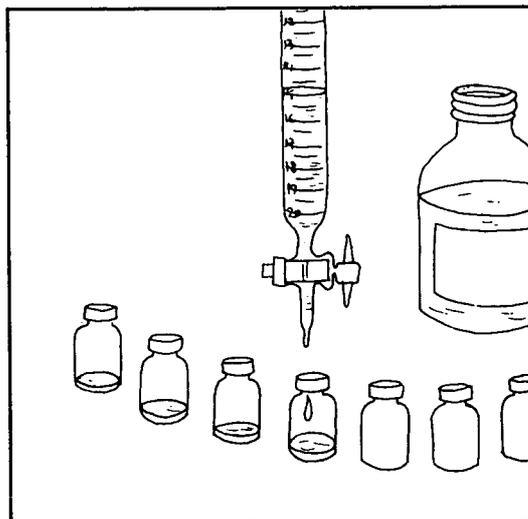
##### 1. Anticoagulantes para ensayos de hematología

###### a) Solución salina bipotásica EDTA

Coloque 0,5 ml de esta solución (reactivo No. 17) en una serie de frascos de 5 ml (o bien 0,2 ml en frascos de 2 ml). Deje secar los frascos abiertos a la temperatura ambiente o colóquelos en una incubadora a 37°C, si está disponible.

Utilídense para:

- recuentos de células sanguíneas
- cálculos de hemoglobina
- identificación de grupos sanguíneos.



(b) *Tubos con heparina*

Este anticoagulante es costoso y poco estable en los climas cálidos. Los tubos con heparina se pueden obtener en el comercio o prepararse en laboratorios centrales; tienen marcas indicadoras del nivel hasta donde se deben llenar con sangre.

(c) *Citrato trisódico al 3,8%*

Preparación: véase el reactivo No. 52.  
Se usa para determinar la velocidad de sedimentación de los eritrocitos. Empléese 1 ml de solución de citrato trisódico por cada 4 ml de sangre (ó 0,4 ml por cada 1,6 ml de sangre).

**Importante:** Nunca se hagan recuentos de células sanguíneas con citrato.

---

2. *Anticoagulante para efectuar ensayos bioquímicos*

Generalmente se emplea fluoruro sódico (NaF).

Use 10 mg de polvo de fluoruro por cada 10 ml de sangre, ó 2 mg por cada 2 ml de sangre.

Se utiliza para:

- calcular la glucosa sanguínea
- calcular la urea sanguínea (con ciertas técnicas).

**Advertencia:** El fluoruro sódico es venenoso.

---

3. *Precauciones que se deben tomar al usar anticoagulantes*

(a) Mézclase inmediatamente después de recolectar la sangre, invirtiendo el recipiente varias veces con suavidad y uniformidad. *No se agite el contenido.*

(b) Utilice recipientes limpios. Séquese antes de añadir el anticoagulante. **Advertencia:** *Los residuos de detergente disuelven los glóbulos rojos.*

(c) Guarde los frascos que contengan anticoagulantes en un lugar seco. La solución de sal dipotásica de EDTA y el fluoruro sódico son estables a la temperatura ambiente, pero el citrato trisódico y la heparina se deben conservar en el frigorífico.

(d) Utilice las proporciones correctas. Use recipientes y tubos graduados o coloque etiquetas en ellos de modo que el borde superior de estas quede al nivel de la cantidad de sangre que se requiera (2 ml, 5 ml, etc.)

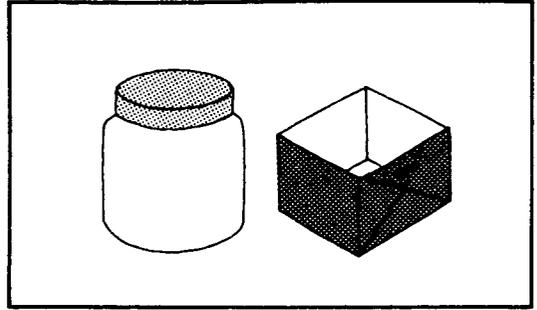
---

### III. RECIPIENTES PARA RECOLECTAR OTRAS MUESTRAS

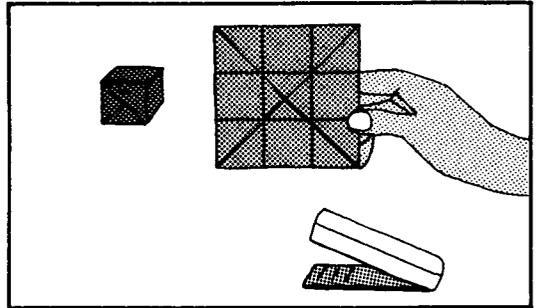
El procedimiento mejor para los análisis de orina consiste en que los pacientes las recojan cerca del laboratorio. Use matraces de boca ancha de Erlenmeyer limpios y secos, con capacidad para 250 ml, o frascos limpios de boca amplia para efectuar los exámenes directos y los ensayos bioquímicos habituales (véase la página 305).  
Recolección de agua para examen bacteriológico (véase la página 279).  
Frascos para recolectar líquido cefalorraquídeo (véase la página 350).

#### IV. CAJAS Y TARROS PARA RECOLECTAR MUESTRAS DE ESPUTO

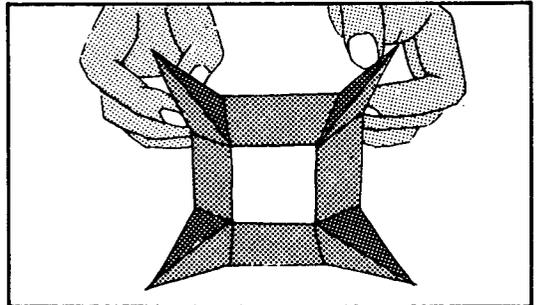
Se pueden utilizar tarros de vidrio con tapón de rosca o tarros desechables de material plástico con tapa, o bien se pueden fabricar pequeñas cajas en el propio laboratorio con piezas de cartón que se arman con grapas. Estas cajas solo se pueden usar una vez, y nada más que para el esputo que se recolecta *en el propio laboratorio*.



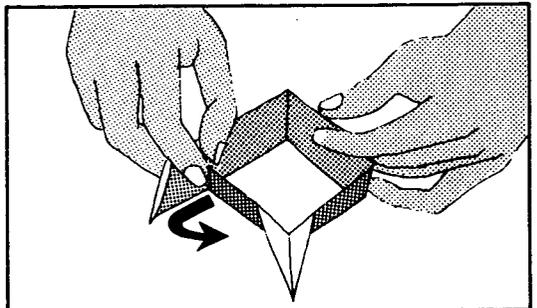
1. Corte las piezas de cartón en cuadros de 18 cm y dóblelos como se indica en la ilustración:
  - primero, de esquina a esquina
  - a continuación, en nueve cuadros iguales.



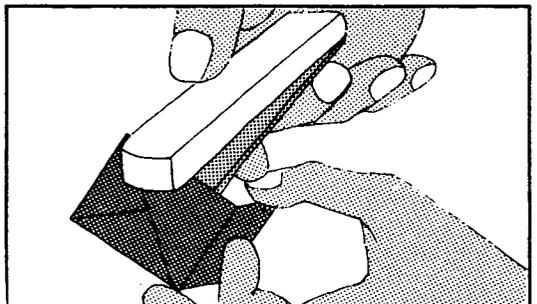
2. Dóblense hacia adentro los pliegues diagonales del cuadro de cada esquina.



3. Doble dos de las esquinas hacia atrás, sobre un lado de la caja, y las otras dos sobre el otro lado.



4. Fíjense con grapas las dos esquinas que se han doblado sobre cada lado de la caja, que de este modo quedará lista para recibir la muestra.
5. Incinere las cajas de cartón y los tarros de plástico después de usarlos, como se explica en la página 39.



## 12. Envío de muestras a los laboratorios de referencia

Los laboratorios periféricos suelen enviar muestras a los laboratorios de referencia o a otros más especializados con el fin de que efectúen exámenes que ellos no están en condiciones de realizar. Por ejemplo:

- análisis serológicos de treponematosiis o tifoidea; cultivos de heces fecales para detectar el vibrión del cólera; exámenes histológicos de materiales obtenidos en biopsias.

El cuadro siguiente indica, para cada tipo de muestra y cada examen:

- el recipiente y el preservativo (cuando sea necesario) que se deben usar
- la cantidad de muestra que se debe enviar
- el tiempo que se pueden conservar las muestras.

| Tipo de muestra               | Tipo de examen de laboratorio  | Recipiente y preservativo  | Cantidad de muestra                  | Duración           |
|-------------------------------|--|--|--------------------------------------|--------------------|
| ESPUTO                        | Cultivo de bacilos de la tuberculosis  | Frasco de 45 ml con 25 ml de solución de bromuro de cetilpiridinio al 0,6% (véase la página 255) |                                      | 10 días            |
|                               | Otros microorganismos  | Sin preservativo   |                                      | 2 horas            |
| EXUDADO FARINGEO              | Cultivo de bacilos de la difteria  | Tubo con suero coagulado (véase la página 273)   |                                      | 24 horas           |
|                               |  | Hisopo de algodón  |                                      | 4 horas            |
| LIQUIDO CEFALORRAQUIDEO (LCR) | Cultivo de meningococos  | Frasco especial con medio "Transgrow" (véase la página 350)                                      | 2 ml                                 | 4 días             |
|                               |  | o medio de Stuart  |                                      | 24-48 horas        |
|                               | LCR en un frasco estéril y hermético que se envía en un matraz al vacío, relleno con agua a 37°C | 12 horas   |                                      |                    |
|                               | Otros microorganismos  | Frasco estéril   | 2 ml                                 | 2 horas            |
|                               | Ensayos químicos (glucosa, proteínas, cloruros, etc.)  | Frasco estéril   | 2-4 ml                               | 2 horas            |
| PUS URETRAL                   | Cultivo de gonococos   | Véase la página 245  |                                      |                    |
|                               |  | Frasco especial con medio "Transgrow" o medio de Stuart  | 1 hisopo con pus<br>1 hisopo con pus | 4 días<br>24 horas |
| PUS DE OTROS SITIOS           | Cultivo de bacterias   | 1 tubo estéril   | 1 ml                                 | 2 horas            |

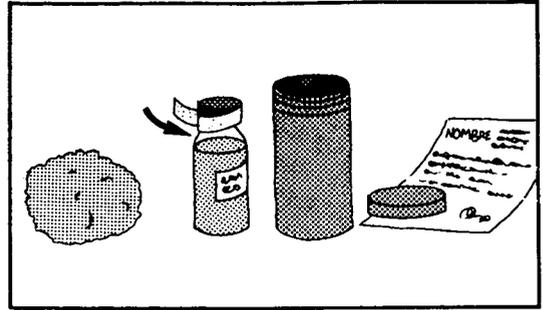
| Tipo de muestra   | Tipo de examen de laboratorio   | Recipiente y preservativo  | Cantidad de muestra | Duración  |
|-------------------|---|--|---------------------|-----------|
| SANGRE            | Recuentos de células  | Solución de sal dipotásica EDTA (reactivo No. 17)  | 5 ml                | 12 horas  |
|                   | Grupos sanguíneos   | Solución de sal dipotásica EDTA o tubo sin anti-coagulante   | 5 ml                | 12 horas  |
|                   | Aglutinación cruzada  | Tubo sin anticoagulante  | 5 ml                | 12 horas  |
|                   | Tiempo de protrombina (Prueba de Quick)   | 0,5 ml de citrato trisódico (indíquese en la etiqueta el anti-coagulante usado)  | 4,5 ml              | 2 horas   |
|                   | Tromboensayo  | Tubos comerciales de material plástico con 0,5 ml de citrato trisódico al 3,8% (reactivo No. 53)   | 4,5 ml              | 24 horas  |
|                   | Búsqueda de treponemas, salmonelas, etc. en el suero  | Tubo estéril sin anti-coagulante. Envíense suero o gotas secas de sangre, según convenga (véanse las páginas 285 y 287)  | 10 ml               | 3 días    |
|                   | Examen serológico para infecciones víricas  | Envíense muestras sucesivas de suero:<br>— sangre obtenida al comienzo de la enfermedad<br>— sangre obtenida 2-4 semanas después (para detectar aumentos en los anticuerpos) |                     |           |
|                   | Análisis de glucosa   | 5 mg de fluoruro sódico  | 5 ml                | 2 horas   |
|                   | Otros ensayos bioquímicos: bilirrubina*<br>colesterol<br>ferrolípidos séricos<br>proteínas<br>funcionamiento hepático<br>uremia                               | Frasco sin anticoagulante<br><br>Envíese suero   | 10 ml               | 48 horas  |
|                   | Determinaciones de enzimas: amilasa<br>fosfatasa<br>transaminasa  | Frasco sin anticoagulante  | 5 ml                | 2 horas   |
| Cultivo de sangre | Frasco estéril especial con 50 ml de caldo de cultivo al que se haya elevado la temperatura a 37°C tan pronto como sea posible después de añadirle la muestra | 5 ml   | 24 horas            |           |
| HECES<br>FECALES  | Todos los cultivos bacterianos, incluso el vibrión del cólera   | Medio de transporte de Cary-Blair (reactivo No. 13)  |                     | 4 semanas |
|                   | Todos los cultivos bacterianos, excepto el vibrión del cólera   | Solución salina amortiguada de glicerol (reactivo No. 6)   |                     | 2 semanas |

\* Para el examen de bilirrubina en sangre consérvese la muestra alejada de la luz.

| Tipo de muestra                            | Tipo de examen de laboratorio                           | Recipiente y preservativo  | Cantidad de muestra                    | Duración                               |
|--|---|--|--|--|
| HECES<br>FECALES<br>(continuación)         | Huevos, larvas y quistes de parásitos                   | Frasco de 30 ml con 15 ml de solución de formaldehído al 10% (reactivo No. 25)   | Aproximadamente 5 ml                   | Casi por tiempo indefinido             |
|  | Amebas: formas vegetativas                              | Tubo de 10 ml con solución de tiomersal, yodo y formaldehído (reactivo No. 38), o alcohol polivinílico (APV, véanse las páginas 173 y 174)   |  | Casi por tiempo indefinido             |
| ORINA                                      | Análisis bioquímicos: glucosa, proteínas, acetona, etc. | Frasco seco y limpio (cerrado herméticamente)  | 20-50 ml (según el número de análisis) | 2 horas                                |
|  | Sedimentos  | Frasco seco y limpio o frasco con 8 gotas de solución de formaldehído al 10% (reactivo No. 25)   | 30 ml                                  | 2 horas                                |
|  |   |  | 30 ml                                  | 2 días                                 |
|  | Huevos de esquistosomas                                 | Para concentración: 2 ml de lejía comercial y 1 ml de ácido clorhídrico  | 100 ml                                 | Casi por tiempo indefinido             |
|  | Cultivo de bacterias                                    | Frasco estéril   | 20 ml                                  | 1 hora                                 |
|  | Prueba de embarazo                                      | Frasco estéril   | 20 ml (la primera micción del día)     | 12-24 horas (o 4 días en frigorífico)  |
|  | Determinación de hormonas                               | Frasco que contenga un preservativo suministrado por el laboratorio de bioquímica con instrucciones sobre el método para obtener la muestra, la cantidad necesaria y el tiempo de transporte |  |  |
| Cálculos urinarios                         | Frasco limpio y seco                                    |  | Casi por tiempo indefinido             |  |
| TEJIDOS DE ORGANOS OBTENIDOS PARA BIOPSIAS | Exámenes histológicos                                   | Véanse los detalles en la página 75<br><br>Se usan los fijadores siguientes:<br>- solución salina de formaldehído (reactivo No. 26)<br>- fijador de Zenker (reactivo No. 61)                 |  |  |
| PELOS, UÑAS, TEJIDO CUTANEO                | Búsqueda de hongos (micosis)                            | Sobre de papel o frasco con tapa de rosca (no se usen tubos con tapón de caucho ni taponados con algodón)  |  | Por lo menos una semana (a veces, más) |

## EMPAQUETADO

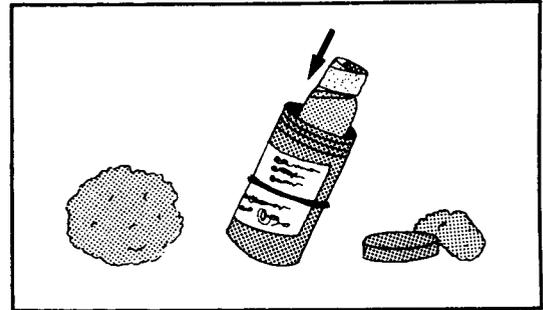
Respete siempre los reglamentos en vigor en el país. Coloque las muestras en empaques dobles. Las muestras se meterán en frascos o tubos cerrados herméticamente (fijando el tapón con cinta adhesiva). Compruebe que el recipiente tenga una etiqueta con el nombre del paciente.



Ponga el recipiente sellado en un tubo de aluminio con tapa de rosca. Rellene el espacio existente entre la muestra y el tubo con algodón absorbente.

Envuelva el tubo con la solicitud de exámenes de laboratorio. En esta solicitud se deberán indicar:

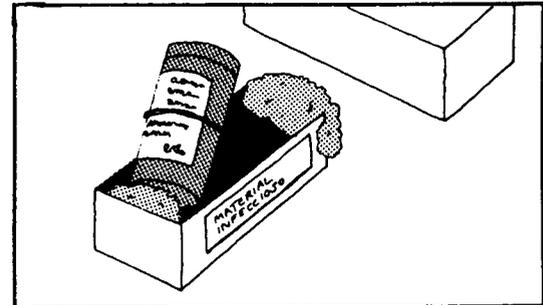
- el NOMBRE del paciente (escrito con letras mayúsculas), el sexo y la edad
- la naturaleza de la muestra
- los exámenes que se solicitan (con el diagnóstico del médico, cuando sea pertinente).



Coloque el tubo metálico en una caja de cartón grueso o en una de madera para enviarlo. Rellene el espacio vacío con algodón no absorbente.

En el exterior de la caja escriba:  
**URGENTE            FRAGIL**

y, si es pertinente:  
**MATERIAL INFECCIOSO**



## 13. Fijación y envío de material de biopsias para estudios de patología

---

### Biopsia

Para diagnosticar algunas enfermedades de los órganos el médico extrae un fragmento de tejido con una pinza o un bisturí especiales. Esta pieza de tejido se llama *muestra de biopsia*. Se examina al microscopio después de cortar una porción delgada y tratarla con una tinción especial.

---

### Histología – Patología

Las células de los tejidos y las muestras de biopsias de los órganos se pueden estudiar con el microscopio. El examen microscópico de las células se llama *histopatología*.

La *patología* es el estudio de las modificaciones y deformidades de las células causadas por diversas enfermedades. Los exámenes de este tipo pueden ser sumamente importantes, especialmente para el diagnóstico del cáncer.

El técnico de laboratorio deberá ser capaz de *fijar la muestra de biopsia*, y asegurar que se envíe de la manera apropiada y llegue al laboratorio de patología en condiciones de conservación satisfactorias.

---

### A. FIJACION DE MUESTRAS DE BIOPSIAS

El fragmento de tejido se sumerge en un líquido fijador. Este procedimiento deberá permitir que se conserve hasta donde sea posible en condiciones semejantes a las del tejido vivo, protegiéndolo de la acción de las bacterias, la autólisis, el encogimiento, etc.

El recipiente más adecuado para esta clase de muestras es un frasco de material plástico, de boca ancha, con tapa (frasco para tabletas). Se puede obtener en tamaños de 60 ml, 45 ml, 30 ml y 15 ml.

#### Fijadores

Los fijadores que se preparan más fácilmente son:

- Solución salina de formaldehído (reactivo No. 25)
  - Fijador de Zenker (reactivo No. 61). Inmediatamente antes de usar este fijador añada 5 ml de ácido acético glacial por cada 100 ml de la solución de Zenker.
- 

### B. TECNICA PARA LA FIJACION

#### 1. Cantidad del fijador

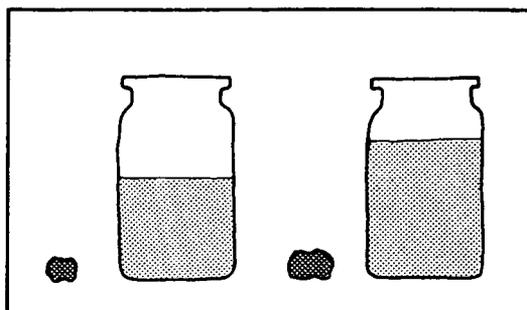
El volumen de fijador necesario es aproximadamente 50 veces mayor que el volumen del tejido de la biopsia. Normalmente éste deberá tener un espesor de 3-5 mm (cuando es más grueso, la fijación se dificulta o se hace imposible).

---

Sin embargo, el área de la muestra puede variar y esto determinará la cantidad de fijador que se usará.

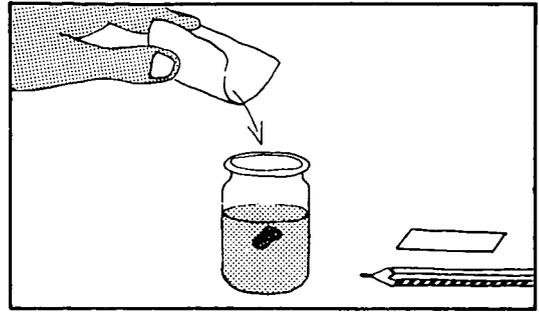
Cantidad de fijador:

- muestra de 0,5 x 0,5 cm: 6-10 ml
- muestra de 0,5 x 1 cm: 10-15 ml
- muestra de 1 x 1 cm: 20-25 ml
- muestra de 2 x 1 cm: 30-40 ml
- muestra de 2 x 2 cm: 90 ml.



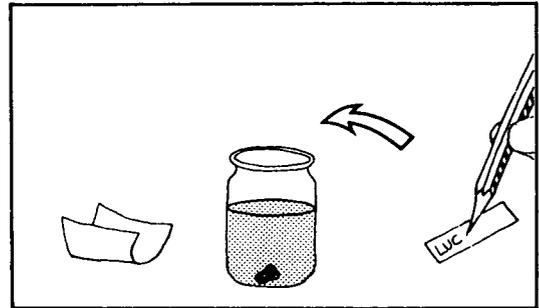
## 2. Preparación

Es esencial actuar rápidamente al recibir una muestra de biopsia. Nunca se deje para después. Primero vierta el fijador en un recipiente. A continuación coja la muestra de biopsia con un pedazo de papel duro (cartulina) (no use pinzas, pueden dañar el tejido). Deposite la muestra en el recipiente.



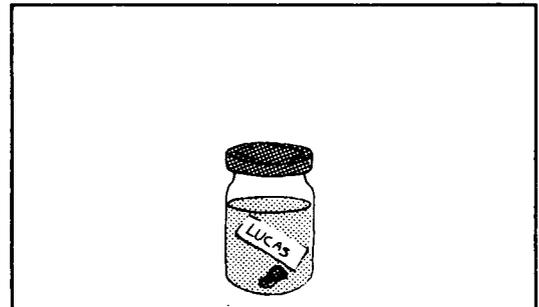
## 3. Etiquetado

Corte un rectángulo pequeño (aproximadamente de 3 x 1 cm) de papel duro. Con un *lápiz de plomo* escriba en el papel el nombre del paciente, la fecha en que se ha obtenido la muestra, etc. Pegue la pieza de papel en el recipiente que contiene el fijador.



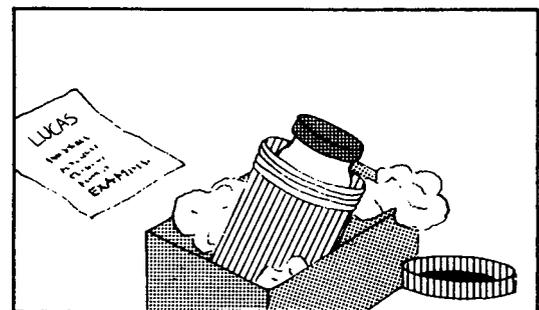
## 4. Tiempo de fijación

El tiempo varía según el fijador que se utilice. Con los dos fijadores que se han mencionado pueden transcurrir de 24 a 48 horas antes de que la muestra se corte y tiña, aunque se puede dejar en el líquido por lo menos durante una semana. El material ya fijado se debe enviar al laboratorio de patología sin tardanza, aunque un transporte prolongado no dañará a las muestras.



## 5. Envío

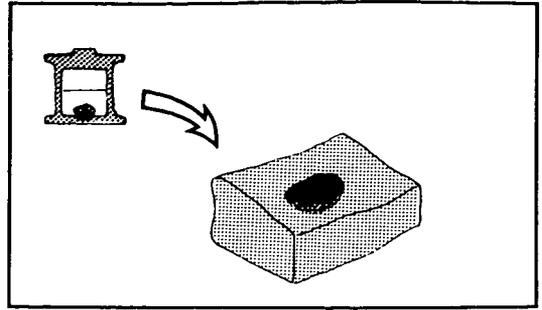
Asegure la tapa o el tapón del recipiente con cinta adhesiva. Coloque el recipiente en un tubo o una caja de metal, junto con el informe correspondiente (nombre, fecha, enfermedad sospechada, tipo de tejido que se envía, investigación que se solicita). A continuación ponga el tubo o la caja con el informe en un estuche pequeño de madera o cartón, rellene el espacio vacío con algodón no absorbente y envíelo inmediatamente.



### C. TÉCNICA DEL EXAMEN HISTOLÓGICO: GENERALIDADES

1. *Fijación de la muestra: se describe en la página 75*
2. *Inclusión del tejido*

Después de tratarlo con varias sustancias para deshidratarlo y clarificarlo, el tejido se debe incluir en un bloque sólido de parafina.

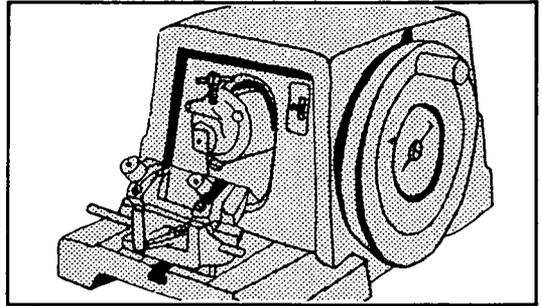


3. *Corte*

El bloque en que se ha incluido el tejido se corta en secciones suficientemente delgadas para poderlas examinar con el microscopio.

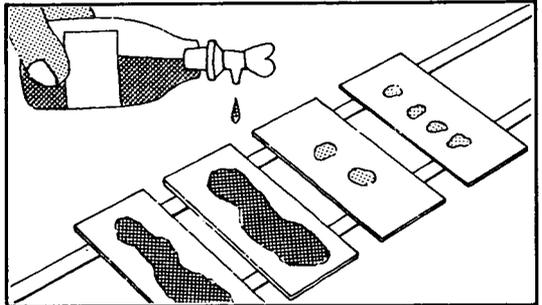
El instrumento que se utiliza para hacer estos cortes se llama "microtomo" y con él se pueden obtener las secciones sumamente delgadas que se necesitan.

El espesor promedio de los cortes es de 3-5  $\mu\text{m}$  (micrometros).



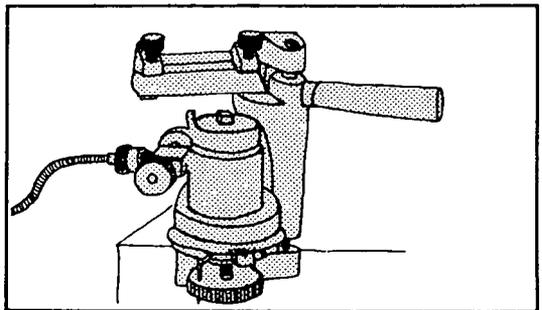
4. *Tinción*

Los cortes se colocan en portaobjetos y se secan, la parafina se desprende aplicando un solvente (por ejemplo, xilol). A continuación los cortes se deshidratan y tiñen. Existen varios tipos de tinción; el patólogo elige, según la naturaleza de la muestra y la enfermedad que se sospecha.



5. *Procedimiento sustituto: cortes congelados*

Con objeto de efectuar un diagnóstico rápido el tejido se trata con un microtomo congelador utilizando gas líquido, y al mismo tiempo que congela la muestra fresca no fijada hace los cortes. Este procedimiento se emplea durante las operaciones quirúrgicas.



#### *Envío de un órgano o tumor*

Se utilizan los mismos fijadores. Sumerja completamente el órgano o tumor en un recipiente grande en donde previamente se ha colocado el fijador.

## 14. Registro de las muestras, registros del laboratorio e informes mensuales

A medida que lleguen al laboratorio se debe hacer una relación numerada de todas las muestras y anotar los resultados de todas las investigaciones. De esta manera:

- se evita el riesgo de confundir muestras
- se puede localizar cualquier resultado
- se tienen a mano los resultados para el fomento de la salud pública.

El laboratorio deberá tener:

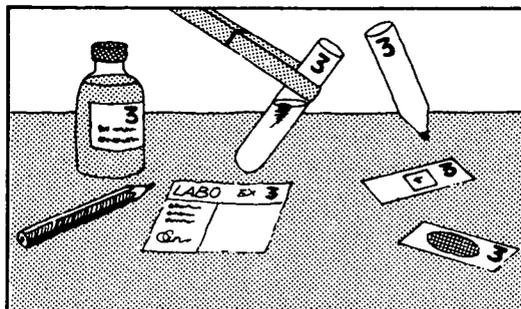
- solicitudes impresas de exámenes de laboratorio que acompañan a las muestras
- un registro donde se anoten los detalles concernientes a las muestras y los resultados obtenidos
- planillas para elaborar informes mensuales.

### A. NUMERACION DE LAS MUESTRAS

A cada muestra, tan pronto como se reciba, se le asignará el número que le corresponda al anotarla en el registro. Escriba ese número inmediatamente:

- en la planilla de solicitud
- en el recipiente de la muestra (útese un lápiz grueso)
- en cada tubo de ensayo que se emplee con la muestra
- en cada portaobjetos que se utilice con la muestra.

De esta manera se evitarán confusiones.



### B. LOS REGISTROS DEL LABORATORIO

Los registros del laboratorio comprenderán una serie de cuadernos de notas con páginas numeradas y cubiertas duras. Se asignará a cada muestra el número correspondiente en el registro para ese tipo de muestra.

Se sugiere la serie de registros siguiente:

- Hematología
- Química sanguínea
- Transfusión sanguínea
- Donadores de sangre
- Parasitología
- Análisis de orina y líquido cefalorraquídeo; pruebas de embarazo
- Bacteriología, micología, análisis de aguas
- Serología (si las muestras son escasas incorpórense en el registro de bacteriología; de lo contrario utilice otro libro de registro).

Los ejemplos de los registros que figuran en las páginas siguientes se modificarán según las necesidades. Por ejemplo, puede ser más conveniente contar con registros separados para los análisis de orina y los de líquido cefalorraquídeo, y para las pruebas de embarazo.

Es útil, y ahorra tiempo, contar con sellos de goma para estampar las pruebas y resultados más frecuentes. Por ejemplo:

|                                    |                                      |
|------------------------------------|--------------------------------------|
| Para el VDRL:                      | NO REACTIVO                          |
| Para los exámenes parasitológicos: | No. DE HUEVOS O PARASITOS OBSERVADOS |
| Para los exámenes bacteriológicos: | No. DE LEUCOCITOS _____              |
|                                    | No. DE ERITROCITOS _____             |
|                                    | No. DE CELULAS EPITELIALES _____     |
|                                    | No. Y TIPO DE MICROORGANISMOS _____  |

## REGISTRO DE HEMATOLOGIA\*

| Fecha  | No. | Paciente | Enviado por      | Hb <sup>a</sup> (g/l) | Eritrocitos    |                         |                                      |  | Fracc. de No. de retic. <sup>b</sup> | Conc. med de Hb en eritr. (g/l) <sup>c</sup> | Leucocitos                          |                                 |       |       |      | Paludismo | Otras pruebas                                | Resultados enviados en (fecha) |        |
|--------|-----|----------|------------------|-----------------------|----------------|-------------------------|--------------------------------------|--|--------------------------------------|--|-------------------------------------|---------------------------------|-------|-------|------|-----------|--|--------------------------------|--------|
|        |     |          |                  |                       | Fracc. de vol. | Veloc. de sedim. (mm/h) | Conc. de No. (x 10 <sup>12</sup> /l) | Morfología                               |                                      |  | Conc. de No. (x 10 <sup>9</sup> /l) | Fracción de número de los tipos |       |       |      |           |  |                                |        |
|        |     |          |                  |                       |                |                         |                                      |  |                                      |  |                                     | Neut.                           | Linf. | Mono. | Eos. |           |  |                                | Otros  |
| Ene. 1 | 1   | MJ...R   | Dr R.            | 117                   | —              | 23                      | —                                    | Aniso ++<br>Poiq +<br>Poli ++            | 124                                  | —  | 4,2                                 | 0,48                            | 0,35  | 0,13  | 0,04 |           | Numerosos trofs. de <i>Pfalciparum</i>       |                                | Ene. 1 |
| Ene. 1 | 2   | KA...S   | Consulta externa | 58                    | 0,21           | 52                      | —                                    | Aniso ++<br>Poiq ++<br>Hipo ++<br>Poli + | 71                                   | 276  | 5,7                                 | 0,32                            | 0,56  | 0,04  | 0,08 |           | No. moderado de trofs. de <i>Pfalciparum</i> |                                | Ene. 1 |
| Ene. 1 | 3   | KI...A   | Sala 1           | 125                   | —              | —                       | —                                    | —  | —                                    | —  | —                                   | —                               | —     | —     | —    |           |  |                                | Ene. 1 |

\* Para obtener una explicación de los encabezados de los cuadros y columnas véanse las secciones correspondientes del texto. En estos encabezados el uso de abreviaturas se ha impuesto por la falta de espacio y no se debe tomar como recomendación de que se haga lo mismo en la práctica.

<sup>a</sup> La hemoglobina también se puede expresar como concentración de sustancia; así, el encabezado de la columna sería "Hb(Fe) (mmol/l)". En este caso los valores que se indican en los ejemplos (Nos. 1 y 2) serían 7,3 y 3,6, respectivamente.

<sup>b</sup> En este ejemplo los reticulocitos se expresan como fracción de número. También se pueden expresar como concentración de número, o sea su número por litro. Así, el encabezado de la columna sería "concentración de número de reticulocitos (x 10<sup>9</sup>/l)" y las cifras dependerían de las concentraciones de número de los eritrocitos (que no se indican en los ejemplos puestos en este cuadro).

<sup>c</sup> La concentración media de hemoglobina en los eritrocitos también se puede expresar como concentración de sustancia; de este modo el encabezado de la columna sería "Conc. med. Hb(Fe) eri. (mmol/l)". En este caso, el ejemplo que se cita (No. 2) tendría un valor de 17,1.

## REGISTRO DE QUIMICA SANGUINEA

| Fecha  | No. | Paciente | Enviado por | Urea (mmol/l) | Glucosa (mmol/l) | Otras pruebas | Resultados enviados en (fecha) |
|--------|-----|----------|-------------|---------------|------------------|---------------|--------------------------------|
| Ene. 1 | 1   | KI...A   | Sala 1      | 12,8          | —                |               | Ene. 1                         |
| Ene. 1 | 2   | MJ...A   | Dr G.       | —             | 5,3              |               | Ene. 1                         |

### REGISTRO DE TRANSFUSION SANGUINEA

| Fecha   | Número | Nombre del paciente | Enviado por | Grupo sanguíneo del paciente |        |         |        |           |           |           | Grupo ABO Rhesus |
|---------|--------|---------------------|-------------|------------------------------|--------|---------|--------|-----------|-----------|-----------|------------------|
|         |        |                     |             | Anti-A                       | Anti-B | Anti-AB | Anti-D | Células A | Células B | Células O |                  |
| 1 Enero | 1      | CH...P              | Sala 6      | +                            | -      | +       | +      | -         | +         | -         | A Pos.           |
| 1 Enero | 2      | MJ...A              | Sala 3      | -                            | +      | +       | +      | +         | -         | -         | B Pos.           |
| 1 Enero | 3      | KI...T              | Sala 2      | -                            | -      | -       | +      | +         | +         | -         | O Pos.           |
| 1 Enero | 4      | SI...P              | Sala 6      | +                            | +      | +       | +      | -         | -         | -         | AB Pos.          |

### REGISTRO DE ANALISIS DE ORINA

| Fecha   | Número | Nombre del paciente | Enviado por | Densidad relativa | pH  | Examen directo                            |
|---------|--------|---------------------|-------------|-------------------|-----|---|
| 1 Enero | 1      | MO...C              | Dr R.       | 1,008             | 7,0 | Leuco. 20-30/CPC. Escasos moldes hialinos |
| 1 Enero | 2      | LA...B              | Sala méd. 2 | 1,012             | 6,8 | Leuco. 5-10/CPC. Escasas células epit.    |

### EXAMEN DE LIQUIDO CEFALORRAQUIDEO (en el registro del análisis de orina o por separado)

| Fecha    | Número | Nombre del paciente | Enviado por | Aspecto microscópico | Examen microscópico directo   |
|----------|--------|---------------------|-------------|----------------------|---|
| 2 Enero  | 1      | FE...W              | Dr G.       | Turbio               | Gram: abundantes leucocitos<br>Escasos diplococos intracelulares gramneg. |
| 17 Enero | 2      | LE...E              | Dr C.       | Claro                | -   |

| Grupo del donador | No. del frasco del | Cantidad cotejada | Pruebas cruzadas |          |             |               | Prueba de hemolisina para donadores GPO        | Firma |
|-------------------|--------------------|-------------------|------------------|----------|-------------|---------------|--|-------|
|                   |                    |                   | Salina           | Albúmina | Auto salina | Auto albúmina |  |       |
| A Pos.            | 5                  | 540 ml            | --               | --       | --          | --            |  |       |
| B Pos.            | 9                  | 250 ml            | --               | --       | --          | --            |  |       |
| O Pos.            | 4                  | 540 ml            | --               | --       | --          | --            |  |       |
| O Pos.            | 7                  | 540 ml            | --               | --       | --          | --            | Anti A: Sin hemolisis<br>Anti B: Sin hemolisis |       |

| Azúcar (glucosa) | Proteína | Pigmentos biliares | Urobilinógeno | Cetonas | Prueba química de la sangre | Otros (prueba de embarazo, etc.) | Resultados enviados en: (fecha) |
|------------------|----------|--------------------|---------------|---------|-----------------------------|----------------------------------|---------------------------------|
| Neg.             | Neg.     | --                 | --            | --      | --                          | --                               | 1 Enero                         |
| +++              | Neg.     | --                 | --            | +       | --                          | Positiva                         | 1 Enero                         |

| Leucocitos (x 10 <sup>9</sup> /l) | Glucosa (azúcar) mmol/l | Total de proteínas g/l | Prueba de Pandey de las globulinas | Otros                                | Resultados enviados en: (fecha) |
|-----------------------------------|-------------------------|------------------------|------------------------------------|--------------------------------------|---------------------------------|
| 30                                | 1,5                     | 0,45                   | +                                  | Neutrófilos 0,94,<br>Linfocitos 0,06 | 2 Enero                         |
| 4                                 | 3,3                     | 0,25                   | Neg                                | --                                   | 17 Enero                        |

**LIBRO DE DONADORES DE SANGRE (pequeño cuaderno rayado para ejercicios)**

| Fecha   | Nombre del donador | Grupo sanguíneo | Hemoglobina (g/l) | Número del donador |
|---------|--------------------|-----------------|-------------------|--------------------|
| 1 Enero | DO...M             | A Pos.          | 141               | 1                  |
| 2 Enero | LO...F             | A Pos.          | 132               | 2                  |
| 2 Enero | FE...W             | B Pos.          | 129               | 3                  |
| 4 Enero | CH...A             | O Pos.          | 133               | 4                  |

**REGISTRO DE BACTERIOLOGIA**

| Fecha   | Número | Nombre del paciente             | Enviado por      | Muestra       | Examen solicitado | Resultados  | Resultados enviados en: (fecha) |
|---------|--------|---------------------------------|------------------|---------------|-------------------|---|---------------------------------|
| 1 Enero | 1      | AL...J                          | Dr R.            | Espito        | Frotis para BT    | No hay bacilos acidorresistentes  | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 2      | RE...A                          | Sala Méd. 2      | Pus de herida | Tinción de Gram   | Abundantes leucocitos; escasos erit.; escasas células epiteliales; cantidad moderada de bacilos gramnegativos | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 3      | TO...L                          | Consulta Externa | Pus uretral   | Tinción de Gram   | Cantidad moderada de diplocos intracelulares gramnegativos; C.G. positivo                                     | 1 Enero                         |
| 2 Enero | 4      | Pozo de la Calle 3 <sup>o</sup> | IB Sanitario     | Agua          | Bacteriol.        | Enviados al Laboratorio Regional de Salud Pública   | 2 Enero                         |
| 2 Enero | 5      | AM...C                          | Dr B             | Espito        | Frotis para BT    | No se observan bacilos acidorresistentes  | 2 Enero                         |
| 3 Enero | 6      | LA...R                          | Sala Méd. 1      | LCR           | Tinción de Gram   | Muy escasos leuco.; no hay erit.; muy escasas células epiteliales; no se observan microorganismos             | 3 Enero                         |

**REGISTRO DE PARASITOLOGIA**

| Fecha   | Número | Nombre del paciente | Enviado por | Muestra | Examen solicitado | Resultados   | Resultados enviados en: (fecha) |
|---------|--------|---------------------|-------------|---------|-------------------|--|---------------------------------|
| 1 Enero | 1      | CR...M              | Dr A        | Heces   | Parásitos         | Directo: se observa cantidad moderada de huevos de <i>Ascaris lumbricoides</i>   | 1 Enero                         |
| 2 Enero | 2      | RA...B              | Dr C        | Heces   | Parásitos         | Directo: No se observan huevos ni parásitos. Conc.: No se observan huevos ni parásitos                                 | 1 Enero                         |
| 2 Enero | 3      | NE...L              | Sala Méd. 1 | Piel    | Onco.             | No se observan parásitos   | 2 Enero                         |
| 2 Enero | 4      | MO...T              | Dr R        | Heces   | Parásitos         | Sangre oculta: positivo. Se observan numerosos trofs. de <i>E. histolytica</i> y algunos huevos de <i>A. duodenale</i> | 2 Enero                         |

**REGISTRO DE SEROLOGIA**

| Fecha   | Número | Nombre del paciente | Enviado por           | Muestra | Examen solicitado | Resultados      | Resultados enviados en: (fecha) |
|---------|--------|---------------------|-----------------------|---------|-------------------|-----------------|---------------------------------|
| 1 Enero | 1      | LA...P              | Clínica prenatal      | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 2      | RO...M              | Clínica prenatal      | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 3      | ME...R              | Clínica prenatal      | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 4      | LE...T              | Clínica prenatal      | Sangre  | VDRL              | Reacción al 1:8 | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 5      | BI...N              | Dr M                  | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 6      | ST...C              | Dr L                  | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 1 Enero | 7      | HA...J              | Consulta Externa Dr A | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 1 Enero                         |
| 4 Enero | 8      | MA...S              | Clínica prenatal      | Sangre  | VDRL              | Sin reacción    | 4 Enero                         |

## C. EL INFORME MENSUAL

Al final del mes el laboratorio presentará un informe al director de los servicios centrales de laboratorio o, si esta posición no existe, elevará el informe al Departamento de Salud Pública a nivel provincial y central.

Valor del informe mensual:

- Ayuda a llevar cuenta de las actividades de los laboratorios y es provechoso para conseguir el personal adecuado, solicitar suministros a los expendios centrales y elaborar el presupuesto de los servicios de laboratorio en el plano nacional. Los informes que se basan en el número de pruebas realizadas son los más convenientes para la administración de los laboratorios.
- Es de gran ayuda para la supervisión de la salud pública en el área que abarca el laboratorio, ya que notifica el número de resultados positivos concernientes a diversas enfermedades transmisibles.

A continuación se proporciona un ejemplo de informe mensual.

LABORATORIO . . . . .  
MES TERMINADO EL . . . . .

### LABORATORIO

#### 1. Número de exámenes realizados

|  |      |                                       |
|--|------|---------------------------------------|
| Hematología – Exámenes generales . . . . .   | 1235 |                                       |
| Química sanguínea . . . . .                  | 27   |                                       |
| Donadores de sangre . . . . .                | 34   |                                       |
| Servicios de transfusión sanguínea . . . . . | 38   |                                       |
| Análisis de orina:                           |      |                                       |
| exámenes directos . . . . .                  | 287  |                                       |
| química . . . . .                            | 43   |                                       |
| Pruebas de embarazo . . . . .                | 17   |                                       |
| LCR:   |      |                                       |
| exámenes directos . . . . .                  | 3    |                                       |
| química . . . . .                            | 3    |                                       |
| Parasitología:                               |      |                                       |
| heces fecales . . . . .                      | 162  |                                       |
| sangre . . . . .                             | 802  |                                       |
| otros . . . . .                              | 2    | (tripanosomas en ganglios linfáticos) |
| Bacteriología:                               |      |                                       |
| tinciones de Gram . . . . .                  | 63   |                                       |
| tinciones A-F . . . . .                      | 41   |                                       |
| tinciones de Wayson . . . . .                | 11   |                                       |
| micología . . . . .                          | 3    |                                       |
| Serología:                                   |      |                                       |
| VDRL: cualitativo . . . . .                  | 114  |                                       |
| cuantitativo . . . . .                       | 16   |                                       |

#### 2. Número de muestras enviadas a laboratorios especializados

|  |    |
|--|----|
| Agua para análisis bacteriológicos . . . . .     | 8  |
| Muestras para cultivos bacteriológicos . . . . . | 32 |
| Sueros para ensayos serológicos . . . . .        | 0  |
| Biopsias de tejidos . . . . .                    | 2  |
| Otros . . . . .                                  | 0  |

### REGISTRO DE ENFERMEDADES TRANSMISIBLES\*

Número de resultados positivos

#### 1. Exámenes bacteriológicos

|                            |    |
|----------------------------|----|
| Gonorrea . . . . .         | 11 |
| Lepra . . . . .            | 0  |
| Peste infecciosa . . . . . | 0  |
| Tuberculosis . . . . .     | 7  |

#### 2. Exámenes parasitológicos

|                            |     |
|----------------------------|-----|
| Amebiasis . . . . .        | 14  |
| Ascariasis . . . . .       | 22  |
| Filariasis . . . . .       | 1   |
| Ancilostomiasis . . . . .  | 80  |
| Paludismo . . . . .        | 253 |
| Oncocercosis . . . . .     | 0   |
| Esquistosomiasis . . . . . | 2   |

\*La lista de enfermedades de notificación obligatoria varía de un país a otro. Las autoridades centrales de salud pública la formulan teniendo en cuenta:

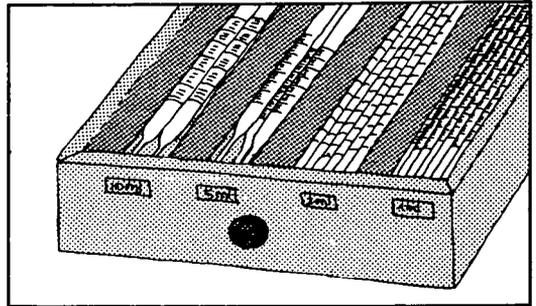
- Los reglamentos internacionales para la notificación de enfermedades transmisibles
- Las enfermedades prevalentes en el área.

## 15. Almacenamiento, inventario, pedidos de suministros

### A. ALMACENAMIENTO

#### 1. Utensilios de vidrio

Guárdense los utensilios de vidrio en los anaqueles de un armario, protegidos del polvo. Los matraces de Erlenmeyer y los de fondo redondo se deben taponar con algodón no absorbente o cubrir con papel de estraza (o, de preferencia, con hojas delgadas de parafina encerada o material plástico adherente, como Parafilm o Saran, si se cuenta con ellos) y ordenarlos por tipos y tamaños. Las pipetas graduadas se guardarán en gavetas (cajones) divididas en secciones.



#### 2. Agentes químicos y reactivos

Deben colocarse en *estricto orden alfabético*, como se indica en la página 465.

Los ácidos y las sustancias químicas inflamables y peligrosas (que se identificarán por medio de etiquetas de colores apropiados) se deben guardar por separado en una sección especial. Los frascos que no se han abierto se conservarán en cajas rellenas de aserrín.

Los venenos se deben guardar aparte, en un armario con candado, con etiquetas de colores diferentes que los identifiquen.

#### 3. Instrumentos pesados

Algunos instrumentos, como los espectrofotómetros, se conservarán en una habitación provista de un sistema de enfriamiento de aire si el clima es cálido y húmedo. Para guardar los microscopios consúltense las páginas 24 y 25.

### B. ORGANIZACION DEL ALMACEN E INVENTARIO

#### 1. Fichas de registro de existencias

Se deberá elaborar una ficha de registro de existencias para cada sustancia química, tinción, utensilio de vidrio, etc. La siguiente es una forma de ficha sencilla:

#### FICHA DE EXISTENCIAS

Artículo: Tinción de Giemsa (frasco con 250 ml)

Artículo No. 24

| PEDIDO A | PEDIDO   |           | RECIBIDO |           | DESPACHADO |          | EN EXISTENCIA |
|----------|----------|-----------|----------|-----------|------------|----------|---------------|
|          | Fecha    | Cantidad  | Fecha    | Cantidad  | Fecha      | Cantidad |               |
|          |          |           |          |           |            |          | 2 frascos     |
|          | 1 mayo   | 2 frascos | 20 mayo  | 1 frasco  |            |          | 3 frascos     |
|          |          |           |          |           | 10 julio   | 1 frasco | 2 frascos     |
|          |          |           |          |           | 3 sept.    | 1 frasco | 1 frasco      |
|          | 15 junio | 2 frascos | 10 sept. | 2 frascos |            |          | 3 frascos     |

Cuando se pida un artículo, indíquese:

- en la columna encabezada "Pedido a" - dónde se envió el pedido
- en la columna encabezada "Pedido" - la fecha y la cantidad pedida.

Cuando se reciba un artículo, indíquese:

- en la columna encabezada "Recibido" - la fecha de recibo y la cantidad recibida
- en la columna encabezada "Existencia" - el total en existencia en el laboratorio después de que el artículo se haya recibido.

Cuando un artículo se haya usado (o roto), indíquese:

- en la columna encabezada "Despachado" - la fecha y la cantidad salida del almacén
- en la columna encabezada "Existencia" - el total que ha quedado en existencia después de que el artículo ha salido del almacén.

Clasifíquense las fichas de existencias en orden alfabético estricto y consérvense en una caja o un archivero. Se asignará un número a cada artículo que se anotará en la ficha de existencias, junto a "Artículo No."

---

## 2. Inventario

Cada 6 meses se hará un inventario de todos los suministros del laboratorio. Deberá contarse la cantidad o los números de los artículos que se tengan en existencia y se comprobará que la cifra corresponde a la que figura en la columna "Existencia" de la ficha.

---

## C. PEDIDO DE SUMINISTROS

Un laboratorio adecuadamente organizado hará un pedido de suministros a los expendios centrales cada 3 meses. Para elaborar cada pedido examínense las fichas de existencias, una por una.

Es más fácil calcular las cantidades que se necesitan si en la parte inferior de cada ficha de existencias se añade un cuadro como el siguiente:

| CANTIDAD USADA<br>POR MES | Enero | Febrero | Marzo | Abril | Mayo | Junio | Julio | Agosto | Sept. | Octubre | Nov. | Dic. |
|---------------------------|-------|---------|-------|-------|------|-------|-------|--------|-------|---------|------|------|
| 19...                     |       |         |       |       |      |       |       |        |       |         |      |      |
| 19...                     |       |         |       |       |      |       |       |        |       |         |      |      |
| 19...                     |       |         |       |       |      |       |       |        |       |         |      |      |

En el caso de las sustancias químicas, las tinciones y los reactivos, pídanse las cantidades que se suelen usar en 3 meses, tomando en cuenta cualesquiera aumentos o disminuciones recientes en tales cantidades. Por ejemplo:

- En un año se han usado 8 frascos de tinción de Giemsa
- Esto equivale a una medida de 2 frascos cada 3 meses
- Pídanse 2 frascos cada 3 meses ( ó 4 frascos cada 6 meses si los pedidos se elaboran dos veces al año).

### Fechas de vencimiento

Algunos reactivos (antisueros para grupos sanguíneos, VDRL y otros antígenos, etc.) se deben emplear antes de que se cumplan sus fechas de vencimiento. Anótese las fechas de vencimiento en las fichas de existencias.

## 16. Electricidad: montaje de equipo eléctrico sencillo

No es esencial que exista un suministro exterior de energía eléctrica en el laboratorio periférico; casi todas las técnicas que se describen en este manual se pueden llevar a cabo prescindiendo de tal suministro y utilizando equipo que se haga funcionar por medio de pilas eléctricas o gas. Sin embargo, si el laboratorio cuenta con un suministro exterior de corriente se podrá emplear el equipo siguiente, que es sumamente provechoso:

- Una lámpara eléctrica para el microscopio (la iluminación estable facilita los ajustes).
- Una centrífuga eléctrica (que es mucho más rápida que la de tipo manual).
- Una centrífuga para microhematocrito (detección rápida de la anemia).
- Un espectrofotómetro o colorímetro (para efectuar determinaciones de hemoglobina mucho más exactas).
- Un esterilizador eléctrico, un bañomaría, etc.

Es posible que en el laboratorio sea necesario llevar a cabo conexiones o reparaciones sencillas. Las explicaciones que se exponen a continuación tienen por objeto ayudar al técnico laboratorista a realizar estas tareas y se limitan a los pasos que se deben dar en cada caso. Se recomienda que las personas inexpertas actúen en un inicio acompañadas por un instructor.

**NOTA:** En numerosos países el equipo eléctrico es diferente del que aquí se describe, que solo se ha escogido como ejemplo para ilustrar los principios básicos.

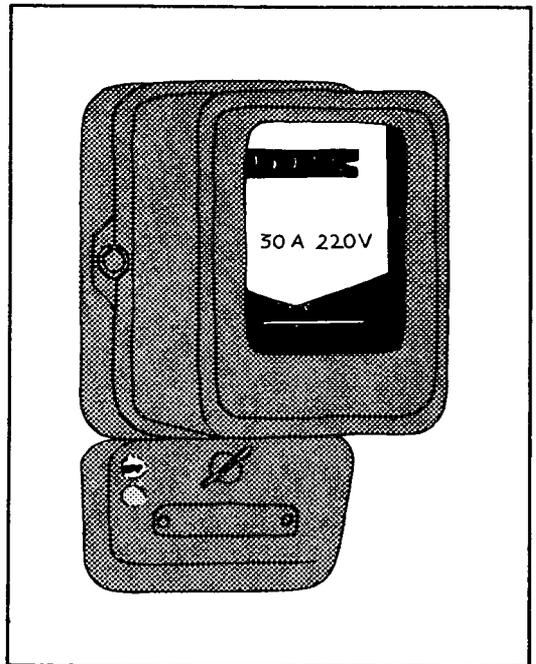
### EL CONTADOR DE CORRIENTE ELECTRICA

Este aparato mide y registra la cantidad de corriente que se consume. Indica:

- *el voltaje* — medido en voltios (220V, 110V, etc.)
- *la intensidad de la corriente* — medida en amperios (A)
- *la frecuencia* de la corriente; por ejemplo, 50 hertz (Hz), o ciclos por segundo.

Algunos contadores cuentan con:

- un botón rojo o un interruptor de mano que indican "APAGADO"; cuando se oprime el botón o se tira del interruptor, se corta el suministro de electricidad a toda la instalación (fusible principal).
- un botón verde; si se oprime éste o se empuja el interruptor, se restablece el suministro de electricidad.

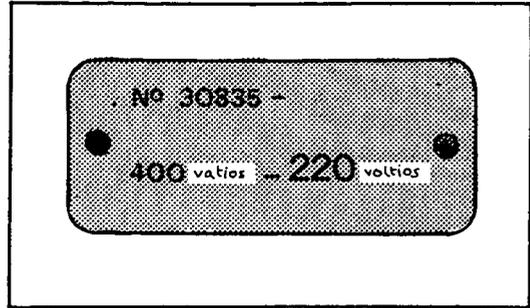


El botón y el interruptor que indican "APAGADO" también pueden abrir el circuito automáticamente, cortando la corriente cuando éste se encuentra sobrecargado. Cuando así ocurra, oprima el botón verde o conecte de nuevo el interruptor para restablecer la corriente después de haber averiguado y corregido la causa de la falla que produjo la interrupción.

## A. MONTAJE DE UNA PIEZA NUEVA DEL EQUIPO

### 1. Voltaje

Confirme que el voltaje que se indica en el instrumento es el mismo que hay en el suministro externo de electricidad. En algún sitio del nuevo instrumento habrá un letrero que indique el voltaje que se debe usar. El voltaje del suministro externo se indica en el contador.



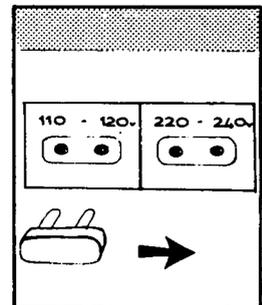
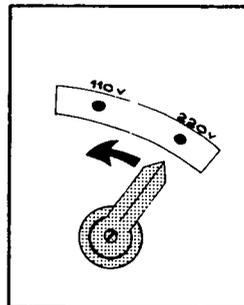
### 2. Equipo de voltaje doble

Algunos instrumentos se pueden usar con dos voltajes distintos; se llaman instrumentos de voltaje doble.

Estos instrumentos están provistos de un aditamento que permite escoger el voltaje apropiado; por ejemplo, el que se indica en el contador de electricidad.

Según el instrumento, el aditamento que se menciona puede ser:

- una palanca que se desplaza a la posición de 110 V ó 220 V, etc.
- un tomacorriente sin cable, que se puede cambiar de la posición de 110 V a la de 220 V, etc.
- un tornillo que se hace girar hasta la posición de 110 V, ó 220 V, etc.



### 3. Vatios del instrumento

Se mide en vatios (W) y está marcado en la laminilla donde se indica el voltaje adecuado para el instrumento. Cada pieza del equipo eléctrico del laboratorio utiliza cierta cantidad de energía eléctrica. El total no debe ser superior a la fuerza del suministro de electricidad. Esta se puede calcular a partir de los números que figuran en el medidor: multiplíquese el voltaje (V) por la fuerza de la corriente (A). Por ejemplo:

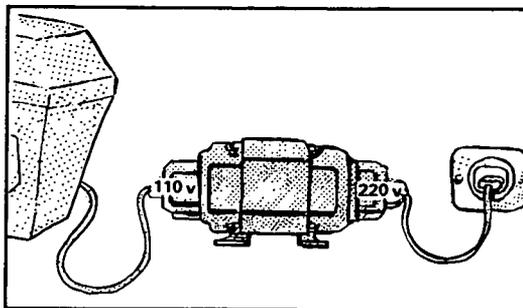
- voltaje: 220 V
- fuerza de la corriente: 30 A
- vatios del suministro de electricidad:  $220 \times 30 = 6600$  vatios

#### 4. Uso del transformador

Si el instrumento se ha construido para emplearlo con un voltaje diferente al del circuito del laboratorio, se deberá usar con un transformador. Por ejemplo:

- la centrífuga adquirida solo funciona con 110 V
- el voltaje del suministro de electricidad es de 220 V
- obténgase un transformador de 110 V – 220 V, indicando los vatios de la centrífuga.

- conecte la centrífuga en la salida de 110 V del transformador
- conecte la entrada de 220 V del transformador al suministro de electricidad en el contacto de pared.



#### 5. Apagado del equipo eléctrico

Una vez que se ha apagado un instrumento eléctrico se debe desenchufar del contacto de pared. Si se deja enchufado puede causar un incendio.

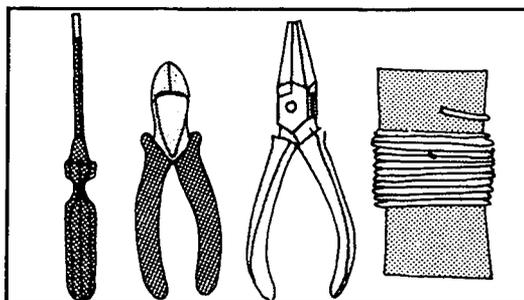
### B. QUE HACER EN CASO DE FALLA ELECTRICA

Si uno de los instrumentos eléctricos deja de funcionar, examínense:

1. los fusibles
2. el enchufe que se encuentra en el extremo del cable
3. el cable
4. el contacto de pared
5. el voltaje del instrumento y el del circuito.

#### Herramientas útiles

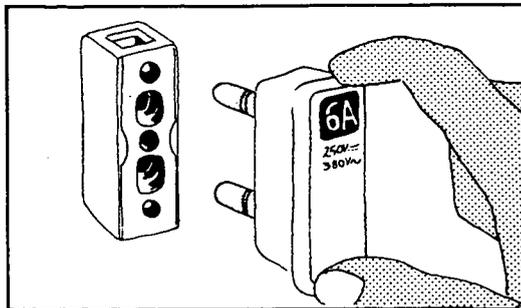
- un destornillador
- pinzas para cortar alambre
- alicates de picos chatos o piramidales
- alambre para fusible
- diversos accesorios (enchufes, interruptores, etc.)



### ANTES DE HACER ALGO

Corte la corriente:

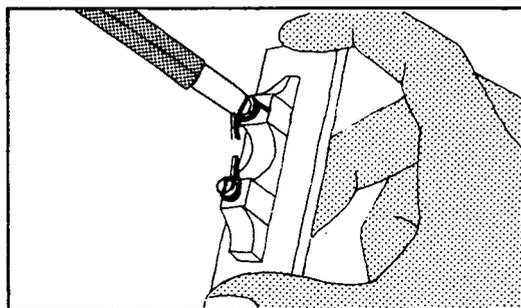
- oprimiendo el botón o tirando del interruptor que indican "APAGADO" en el contador de electricidad, o bien
- quite el fusible del suministro de corriente.



### 1. Cambio de fusible

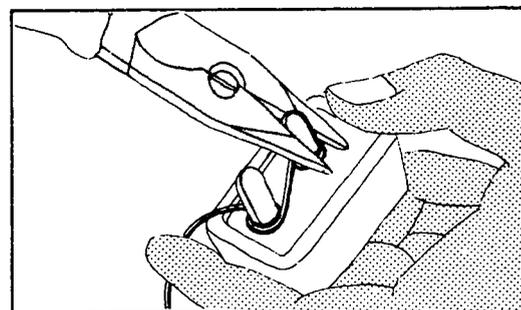
Levántese la tapa de la caja del fusible.

Si el fusible es de tornillos, el alambre se encontrará extendido entre dos de ellos. Si el alambre se ha roto o fundido la corriente eléctrica no podrá pasar; el fusible se ha quemado. Aflójense los dos tornillos. Quítese el alambre averiado.



Sustituya el alambre averiado con alambre nuevo para fusible, del mismo calibre (grosor), o más delgado si no se consigue alambre del mismo grosor. Monte el alambre dándole forma de "S", con una vuelta en cada extremo. Si el fusible es de tornillos (véase la ilustración anterior), el alambre deberá pasar debajo de las pequeñas arandelas protectoras.

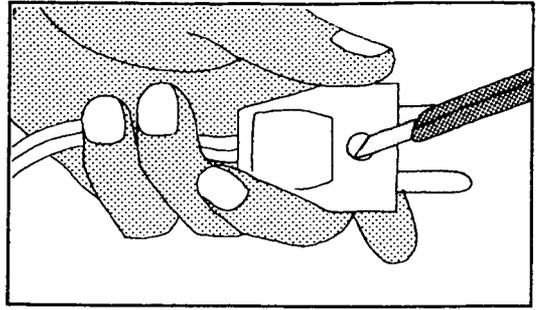
Si el fusible es de dos clavijas, móntese el alambre en la base de éstas y apriétense las clavijas con alicates.



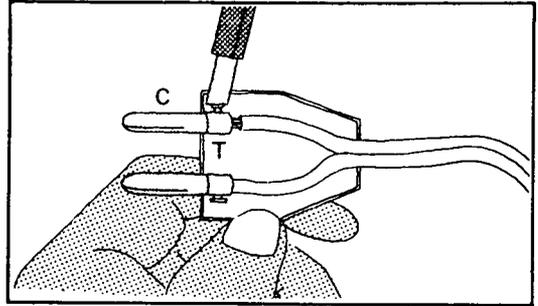
Después de arreglar el fusible revítese todo el circuito antes de conectar nuevamente la corriente eléctrica.

## 2. El enchufe

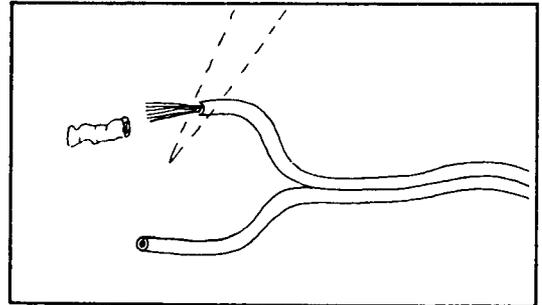
Desmonte el enchufe que se encuentra en el extremo del cable si sospecha que de ahí proviene la falla. Existen muchos tipos diferentes de enchufes. Algunos tienen un tornillo externo que se puede aflojar.



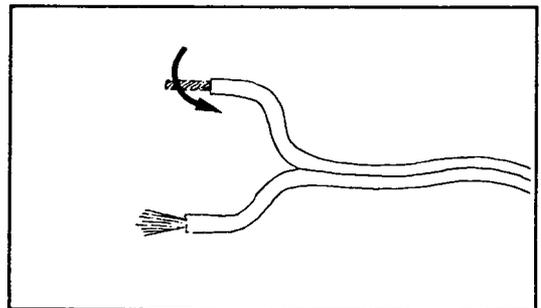
Dentro del enchufe las dos líneas del cable se montan en las terminales (T) de las clavijas (C). Compruebe que los tornillos de las terminales estén suficientemente apretados. A veces esto es todo lo que se necesita hacer para arreglar un enchufe.



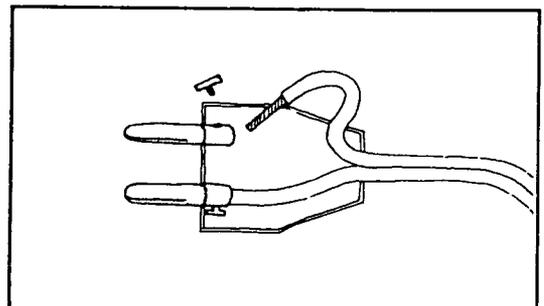
Para montar un nuevo enchufe, sepárese 1-1,5 cm del material aislante de cada uno de los dos cordones que componen el cable. Para lograrlo raspe con una navaja, aunque con el debido cuidado de no averiar los alambres que se encuentran dentro de las envolturas de material aislante.



Tuerza el extremo de cada alambre desprovisto de su envoltura aislante, formando en cada uno un cabo compacto que entre sin dificultad en la terminal correspondiente con el tornillo aflojado.

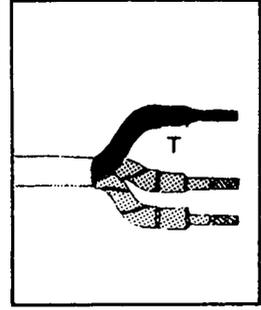
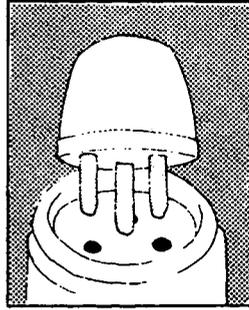


Introduzca cada extremo de los alambres en la respectiva terminal del enchufe. Apriete los tornillos y coloque las terminales en su sitio. Estas deberán retener los alambres con firmeza; compruebe si están bien tirando de los alambres suavemente.



### Enchufe de tres clavijas

Dos de las clavijas de estos enchufes se conectan a la corriente eléctrica; una es *viva* y la otra *neutral*. La tercera, que generalmente se encuentra en medio, se conecta a la *tierra*. Es sumamente importante que cada uno de los tres alambres del cable se conecten a la clavija apropiada y habitualmente con el enchufe vienen instrucciones que se deben cumplir estrictamente. A la menor duda, consúltese un electricista.



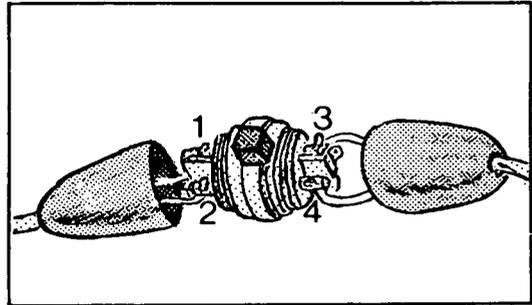
El alambre de tierra del cable está envuelto en material aislante de color *verde* o *verde y amarillo* (T). Proporciona un escape a la corriente eléctrica en caso de que haya un aislamiento defectuoso, evitando que pase por el cuerpo humano.

### 3. El cable (conductor eléctrico principal)

Si el cable se quema o se rompe, pídase al electricista que haga la conexión según los reglamentos de seguridad vigentes.

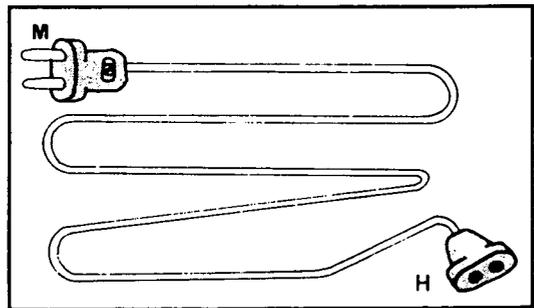
#### (a) Interruptores

Existen muchos tipos diferentes de interruptores. Si se desea confirmar que funcionen adecuadamente se deben desatornillar y abrir. Cerciórese de que los dos alambres del cable de entrada y los dos de salida se encuentren firmemente montados en sus respectivas terminales por medio de los tornillos 1, 2, 3 y 4.



#### (b) Extensión

Una extensión es un cable provisto de un enchufe macho (M) en un extremo y una entrada hembra (H) en el otro. La entrada hembra se conecta al cable principal por medio de dos terminales que posee en su interior, exactamente igual que el enchufe macho normal.

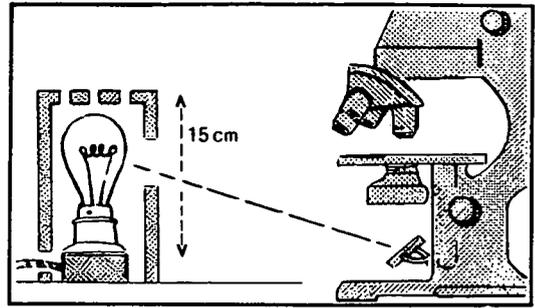


### 4. Contactos de pared

Para revisar un contacto de pared enchúfese una lámpara que se encuentre en buenas condiciones de funcionamiento. Algunos contactos están provistos de un pequeño fusible que se puede sustituir. En caso contrario conviene conseguir un electricista para reparar el contacto de pared.

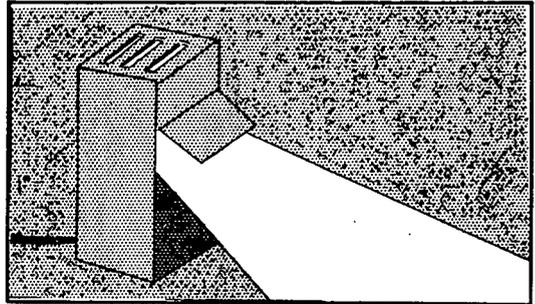
### C. MONTAJE DE UNA LAMPARA PARA EL MICROSCOPIO

Si se dispone de un microscopio con espejo se podrá armar una lámpara que le proporcione iluminación. En una base de madera se montará un soporte de porcelana para bombillas incandescentes y se encerrará este conjunto en una caja de madera u hojalata con una abertura para que salga la luz. Abranse ranuras en la tapa de la caja a fin de evitar que la bombilla se caliente demasiado, y al mismo tiempo se facilita su enfriamiento.



También se puede fijar una hoja plegadiza encima de la abertura de la caja, que sirva de postigo. Usese una bombilla opaca del tipo "diurno" (azul-blanco):

- de 60 vatios para microscopios monoculares
- de 100 vatios para microscopios binoculares.



### ALGUNAS COSAS QUE NUNCA SE DEBEN HACER

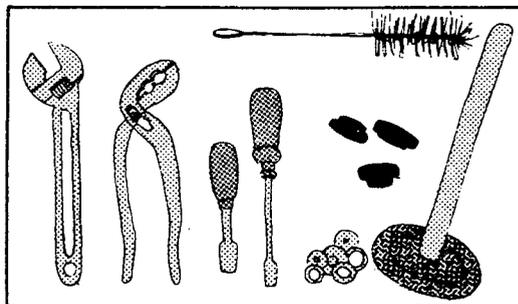
1. Nunca desarme los aditamentos eléctricos sin cortar antes la corriente.
2. Nunca toque los equipos eléctricos con las manos húmedas (el agua es un conductor excelente de la electricidad).
3. Nunca enchufe una pieza nueva de equipo eléctrico en los contactos de pared sin haber leído antes la laminilla correspondiente para tener la seguridad de que el voltaje que se indica en ella es igual al del circuito del laboratorio (110 V, 220 V, etc.).
4. Nunca desconecte un enchufe tirando del cable.
5. Nunca sustituya el alambre para fusible que esté fundido con alambre de mayor grosor.

## 17. Fontanería: procedimientos simples

Los defectos en la fontanería del laboratorio (un grifo que gotea, un vertedero obstruido, etc.) pueden afectar el trabajo considerablemente. A continuación se describen algunos procedimientos simples para resolver estos problemas cuando no se pueda conseguir fácilmente un fontanero.

### A. MATERIALES

- Una llave inglesa
- Una llave para tubería
- Un juego de destornilladores
- Un cepillo para botellas
- Arandelas de goma para grifos de agua
- Tapones de goma como los que se usan en los frascos de penicilina
- Un succionador para destapar cañerías obstruidas
- Fibra y pegamento, si es posible.



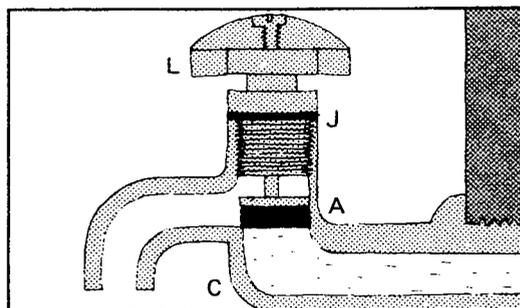
*Importante:* Antes de iniciar todo trabajo de fontanería córtese el suministro de agua.

### B. EL GRIFO DE AGUA

#### Componentes del grifo

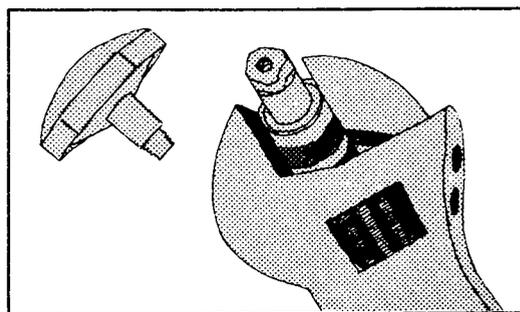
El grifo consta de dos partes:  
el cuerpo (C) por el que fluye el agua  
la llave (L) que regula el flujo de agua por medio de una arandela de goma (A).

Entre el cuerpo y la llave existe una juntura (J) de goma o fibra.



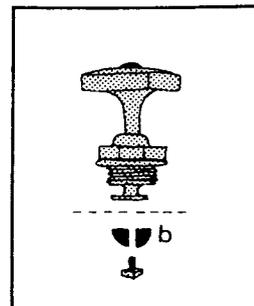
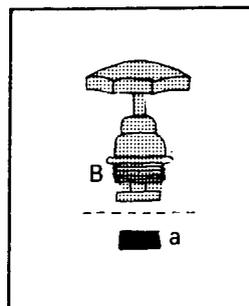
#### 1. Si el grifo continúa goteando después de cerrarlo

- se debe cambiar la arandela.
- (a) Desatornillar la llave del grifo empleando la llave inglesa (gírese en sentido contrario a las manecillas del reloj).

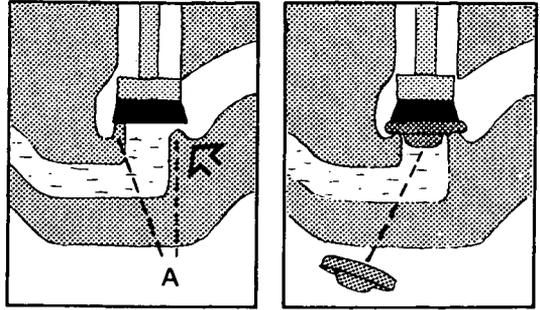


- (b) Quite la arandela gastada de la base de la llave (B). Si la arandela es del tipo que se calza, tírese de ella. Si está atornillada, desatornillela.

- (c) Sustituya la arandela con otra, nueva, del mismo tipo.



- (d) Si el grifo sigue goteando después de que se ha cambiado la arandela, es probable que el asiento (A) que la recibe tenga algún defecto. En este caso colóquese un tapón de goma en el orificio. Este funcionará temporalmente como sello, hasta que se consigan los servicios de un fontanero.

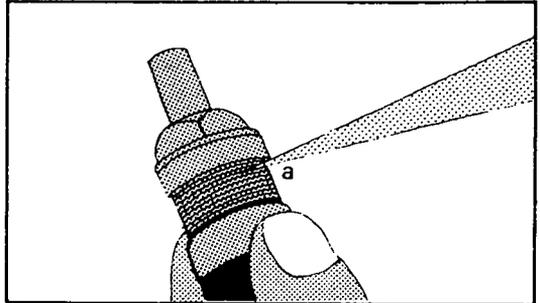


## 2. Si el agua escapa por la llave del grifo

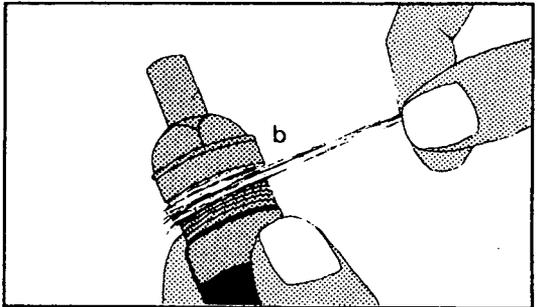
- la junta se debe cambiar.
- (a) Destornille la llave del resto del grifo empleando la llave inglesa.
- (b) Sustituya la junta por otra nueva del mismo tipo.

Si la junta está hecha de fibra:

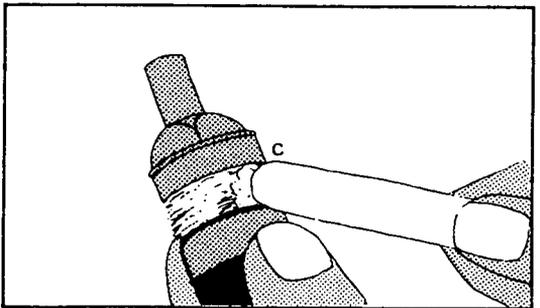
- (a) Quite la junta vieja, raspe la cuerda del tornillo con un instrumento punzante.



- (b) Enrolle la fibra nueva sobre la cuerda del tornillo comenzando por arriba y siguiendo el sentido de las manecillas del reloj.



- (c) Aplique el pegamento sobre la fibra.
- (d) Coloque de nuevo en su sitio la llave del grifo y atornillela hasta que no dé más vuelta.



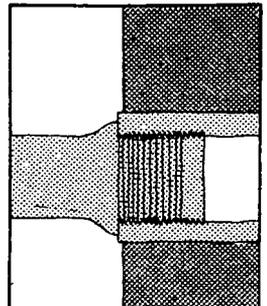
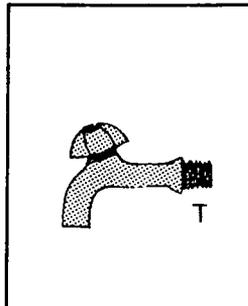
## 3. Cambio de todo el grifo

Destornille el grifo defectuoso utilizando una llave para tubería (dele vuelta en sentido contrario a las manecillas del reloj).

Tenga a mano el nuevo grifo; el cuerpo termina en un tornillo amplio (T). Enrolle fibra de fontanería sobre la cuerda de este tornillo y aplíquese pegamento como se ha indicado anteriormente.

Atornille el grifo nuevo en el tubo de suministro de agua que se encuentra en la pared.

Apriete el grifo con la llave inglesa.



## C. EL SIFON DEL FREGADERO

### Componentes del sifón

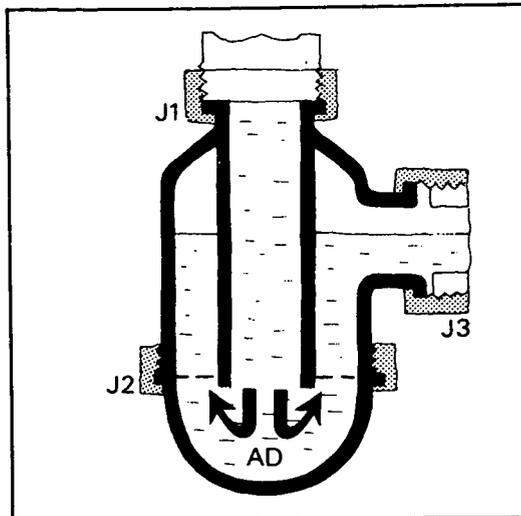
El sifón del fregadero o vertedero consta de:

- el cuerpo, que se fija al escape del fregadero mediante la junta J1
- el cuello del sifón, que tiene forma de "U" y se fija al cuerpo mediante la junta J2.

Todo el sifón se encuentra montado en el tubo de desagüe mediante la junta J3.

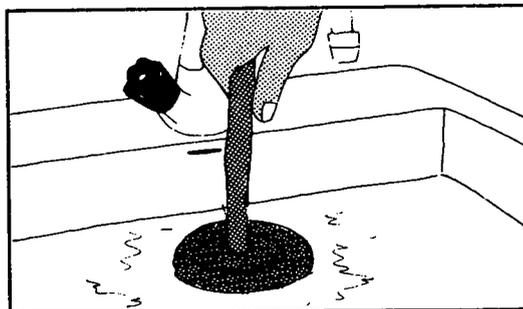
El agua de desecho entra en el sifón, que se halla permanentemente lleno de agua; esto funciona como tapón sellador. Así se impide que el aire fétido de los tubos de desagüe y las cañerías entre en el sifón.

Cuando los sifones se obstruyen, los vertederos o fregaderos no eliminan el agua de desecho.



### Empleo del succionador para destupir el sifón

Coloque el succionador sobre el orificio de desagüe del fregadero. Deje que fluya cierta cantidad de agua a su alrededor, de modo que el succionador se adhiera. Presione hacia abajo con el mango de madera para aplanar el succionador. A continuación tire hacia arriba y presione hacia abajo. Repita estos movimientos varias veces, con toda la rapidez posible. Con la succión que se produce es muy probable que el sifón se destupa.



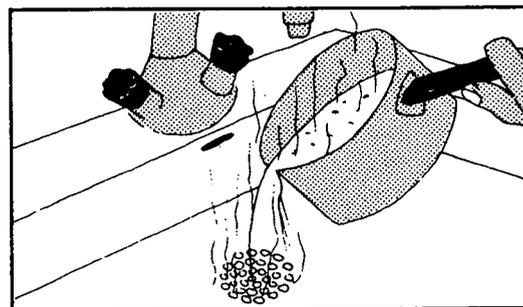
### Empleo de agentes químicos para destupir el sifón

Utilice uno de los productos comerciales que se elaboran con ese propósito. Si no hay, emplee 250 g de cristales de hidróxido sódico. Colóquelos en el fondo del vertedero o fregadero, sobre el orificio de desagüe.

Vierta dos litros de agua hirviendo sobre los cristales de hidróxido sódico (no eche el agua bruscamente).

Deje que los cristales actúen durante 5 minutos.

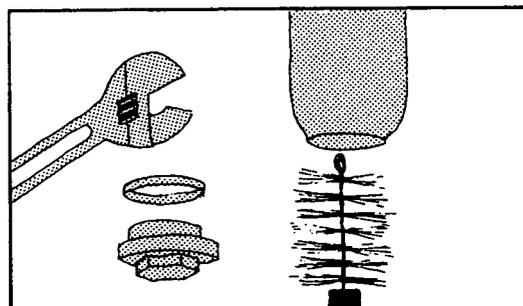
A continuación abra el agua fría del grifo y déjela correr un rato.



### Vaciamiento del sifón para destupirlo

Coloque un balde bajo el sifón. Destornille la junta J2 con la llave inglesa. Limpie el sifón con un cepillo para botellas o un trozo de alambre. Saque todos los desechos.

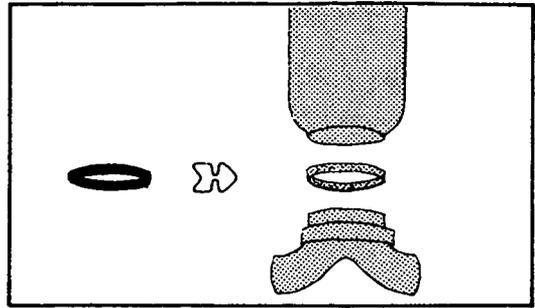
Si existe un depósito blanquecino (piedra caliza) en el sifón, desármelo completamente. Caliente sus componentes en ácido acético diluido (20 ml de ácido por cada litro de agua).



**Si el agua escapa por el sifón**

Si por el orificio de desagüe salen olores fétidos, es probable que el depósito permanente de agua del sifón (que hace las veces de tapón) tenga un escape a causa de un defecto de la junta J2. Atorníllela firmemente o cambie la junta por una nueva.

**Importante:** Nunca derrame ácidos fuertes en el fregadero o vertedero.



## 18. Primeros auxilios en accidentes ocurridos en el laboratorio

---

### ACCIDENTES EN EL LABORATORIO

En el laboratorio médico los accidentes pueden ser causados por:

1. *Acidos*
2. *Alcalis*
  - que salpican la piel
  - que salpican los ojos
  - que se ingieren involuntariamente.
3. *Sustancias tóxicas*
4. *Calor*
  - llamas descubiertas
  - líquidos calientes
  - líquidos inflamables
  - explosiones.
5. *Vidrios rotos*

Además de estos accidentes pueden ocurrir heridas debidas a materiales infectados, lesiones en el organismo por choques eléctricos, etc.

---

### Equipo útil para primeros auxilios

- Solución acuosa de carbonato sódico al 5%
- Solución acuosa de bicarbonato sódico al 2% (en frasco gotero para uso oftálmico)
- Acido acético al 5%
- Solución saturada de ácido bórico (en frasco gotero para uso oftálmico)
- Solución de polvos de jabón: 5 g por cada litro de agua
- Algodón y gasa
- Mercurocromo y tintura de yodo.

Estos artículos deberán estar en lugares de fácil acceso en el laboratorio. No se deben guardar en alacenas cerradas.

---

### Quemaduras por ácidos

(Nítrico, sulfúrico, clorhídrico y tricloroacético)

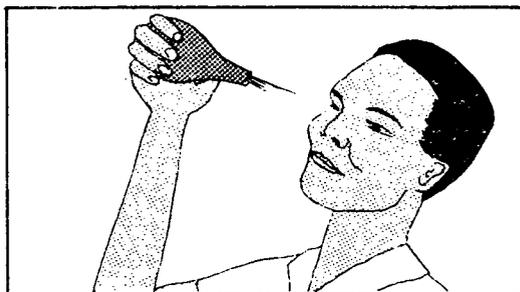
*En todos los casos:* Lávese inmediatamente con abundancia de agua.

#### 1. *Salpicaduras de ácido en la piel*

- (a) Lávese profusa y repetidamente con agua.
  - (b) Lave la porción de piel afectada con un pedazo de algodón empapado en solución acuosa de carbonato sódico al 5%
- 

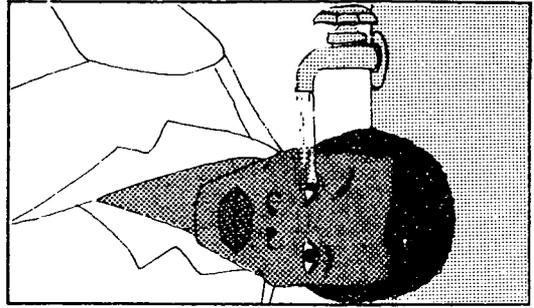
#### 2. *Salpicaduras de ácido en el ojo*

- (a) Lávese el ojo inmediatamente con agua abundante aplicada con un frasco de lavado (o una pera de goma); dirija el agua hacia el ángulo interno del ojo, cerca de la nariz.



También puede poner la cabeza inclinada bajo el grifo, de modo que el chorro de agua le caiga sobre el ojo.

- (b) Después de haber lavado el ojo, ponga en él 4 gotas de solución acuosa de bicarbonato sódico al 2%.
- (c) Procúrese la atención de un médico. Siga aplicando la solución de bicarbonato al ojo mientras se consigue el auxilio médico.



### 3. *Ingestión de ácidos*

Al usar una pipeta se pueden ingerir ácidos accidentalmente:

- (a) Llámese un médico.
- (b) Haga que el paciente beba inmediatamente cierta cantidad de la solución jabonosa al 5% (o bien haga que ingiera dos claras de huevo mezcladas con 500 ml de agua o leche). Si no se cuenta con estos recursos el paciente deberá beber agua corriente.
- (c) Indíquese al paciente que haga gárgaras con la solución jabonosa.
- (d) Adminístrense al paciente 3 ó 4 vasos de agua corriente.
- (e) Si el ácido ha quemado los labios y la lengua:
  - enjuáguese profusamente con agua
  - humedézcanse con solución acuosa de bicarbonato sódico al 2%.

### Quemaduras por álcalis

(Hidróxido de sodio, de potasio o de amonio)

*En todos los casos:* Lávese inmediatamente con abundante cantidad de agua.

*Importante:* Las quemaduras por álcalis son tan peligrosas o más que las producidas por ácidos.

#### 1. *Salpicaduras de álcalis en la piel*

- (a) Lávese profusa y repetidamente con agua.
- (b) Humedézcase la parte afectada de la piel con un pedazo de algodón empapado con ácido acético al 5%, o vinagre sin diluir.

#### 2. *Salpicaduras de álcalis en el ojo*

- (a) Lávese inmediatamente con abundante cantidad de agua por medio de un frasco de lavado (o una pera de goma); diríjase el agua hacia el ángulo interno del ojo, cerca de la nariz.
- (b) A continuación lávese el ojo con solución saturada de ácido bórico, aplicando repetidas veces gotas de esa solución.
- (c) Lleve inmediatamente el paciente a un médico.

#### 3. *Ingestión de álcalis*

Al usar una pipeta se pueden deglutir álcalis accidentalmente:

- (a) Búsquese un médico.
- (b) Hágase que el paciente beba inmediatamente:
  - solución de ácido acético al 5% (o bien, zumo de limón o vinagre diluido, a razón de una parte de vinagre por cada tres partes de agua).
- (c) Indíquese al paciente que haga gárgaras con la misma solución de ácido acético.
- (d) Adminístrense al paciente tres o cuatro vasos de agua corriente.
- (e) Si el álcali ha quemado los labios y la lengua:
  - enjuáguese profusamente con agua
  - humedézcanse con ácido acético al 5%.

## Intoxicaciones

Las intoxicaciones pueden ocurrir por:

- inhalar vapores o gases tóxicos (por ejemplo, cloroformo)
- deglutir accidentalmente una solución tóxica que se esté aspirando con una pipeta.

En todos los casos:

- (a) Solicítense los servicios de un médico o una enfermera experta, especificando la sustancia tóxica de que se trate.
  - (b) Colóquese la víctima al aire libre mientras se espera al médico.
- 

## Quemaduras causadas por calor

Estas son de dos tipos:

1. *Quemaduras graves* que afectan porciones extensas de la piel (por ejemplo quemaduras producidas al derramarse sobre la víctima éter en combustión o agua hirviendo).
2. *Quemaduras menores*, que afectan una porción reducida de la piel (por ejemplo, quemaduras causadas por utensilios de vidrio calientes o la llama de un mechero Bunsen).

### 1. Quemaduras graves

- (a) Si la víctima está envuelta en llamas (por ejemplo, cuando se ha salpicado con éter u otro solvente inflamable que se encuentre en combustión), cúbrase rápidamente con una frazada (manta, cobertor) o un sobretodo para aminorar el fuego.
- (b) Infórmese inmediatamente al médico que se encuentre de guardia en el departamento de urgencias, explicando con claridad que hay un paciente con quemaduras graves que debe ser atendido.
- (c) Acuéstese la víctima en el suelo. No se quiten sus ropas. Cúbrase la víctima si siente frío.
- (d) No se aplique tratamiento alguno a las quemaduras; esto deberá quedar a cargo del médico.

### 2. Quemaduras menores

- (a) Sumérjase la parte afectada en agua fría o helada para mitigar el dolor.
  - (b) Aplíquese mercurocromo (o tintura de yodo) a la quemadura.
  - (c) Colóquese un vendaje de gasa seca, sin apretarlo.
  - (d) Si la quemadura se infecta o no cura, envíese el paciente a un médico. Nunca se rompan las ampollas que se forman en las quemaduras.
- 

## Heridas causadas por vidrios rotos

### 1. Vidrios limpios

- (a) Desinfectese la piel de la manera habitual (con mercurocromo, tintura de yodo, etc.).
- (b) Cúbrase la herida con un vendaje adhesivo (del tipo listo para usarse).
- (c) Si la herida sangra profusamente, deténgase la hemorragia presionando con una compresa. Envíese el paciente al departamento de urgencias.
- (d) Si la herida sangra intensamente y la sangre brota a intervalos, inténtese detener la hemorragia con una compresa y solicítense un médico o una enfermera experta.
- (e) Continúese ejerciendo presión sobre la herida mientras se espera al médico o la enfermera. Ellos decidirán si deben aplicar un torniquete.

### 2. Vidrios con materiales infectantes

Si los trozos de vidrio contienen heces fecales, pus, cultivos bacterianos, etc.:

- (a) Obsérvese si la herida sangra; si no es así, exprímase la herida con fuerza para hacerla sangrar durante varios minutos.
  - (b) Báñese toda el área (los bordes y el interior de la herida) con tintura de yodo o un antiséptico quirúrgico.
  - (c) Lávese profusamente con agua jabonosa.
  - (d) Báñese nuevamente con tintura de yodo.
  - (e) Si se sabe que hay materias sumamente infecciosas (cultivos bacterianos, pus, etc.) envíese la víctima a un médico.
-

### Lesiones orgánicas por choque eléctrico

En el laboratorio se suele usar una corriente eléctrica alterna de bajo voltaje (120 ó 220 V) y los choques eléctricos son raros. Estos pueden ocurrir cuando se maneja equipo defectuoso, particularmente con las manos húmedas. Los síntomas son pérdida del conocimiento y asfixia.

- (a) Como primera medida, interrumpa la corriente eléctrica.
- (b) Llame al médico.
- (c) Aplíquese inmediatamente respiración artificial (de boca a boca) y masaje externo al corazón si es necesario.



### PRECAUCIONES PARA EVITAR ACCIDENTES

#### Manipulación de ácidos y álcalis

##### 1. Dilución del ácido sulfúrico con agua

Añada siempre el ácido sulfúrico al agua, gota a gota, agitando la mezcla después de cada gota. Haga esta operación de preferencia dentro del fregadero. *Nunca vierta el agua en el ácido sulfúrico* (para evitar el peligro de salpicaduras).

##### 2. Frascos con ácidos y álcalis

Consérvense en los anaqueles inferiores de los armarios. Cuando se coja un frasco del armario, sosténgalo firmemente en posición vertical con la mano seca. No se guarden ácidos o álcalis en frascos con tapones de vidrio esmerilado (se pueden adherir).

##### 3. Uso de las pipetas

Siempre que sea posible utilice probetas pequeñas para medir ácidos y álcalis. Si se requiere una medición más precisa use una pipeta taponada con algodón no absorbente, o que tenga un tubo de goma añadido. Aspírese lentamente, observando siempre el nivel del líquido.

#### Calentamiento de utensilios de vidrio y líquidos

##### 1. Tubos de ensayo

Nunca caliente el fondo de un tubo de ensayo. El líquido que contenga puede borbotear. Caliente el tubo por la mitad, agitándolo suavemente. La boca del tubo se deberá orientar en sentido opuesto al operador o cualesquiera otras personas, dirigiéndolo hacia un espacio vacío o un fregadero.

##### 2. Vidrio ordinario y Pyrex

Solamente los utensilios de vidrio Pyrex y los receptáculos de porcelana se pueden calentar en la llama del mechero Bunsen. El vidrio corriente se rompería.

##### 3. Líquidos inflamables

En el laboratorio solo se deben conservar cantidades reducidas de líquidos inflamables, como éter, etanol, acetona, benceno, tolueno y bisulfuro carbónico.

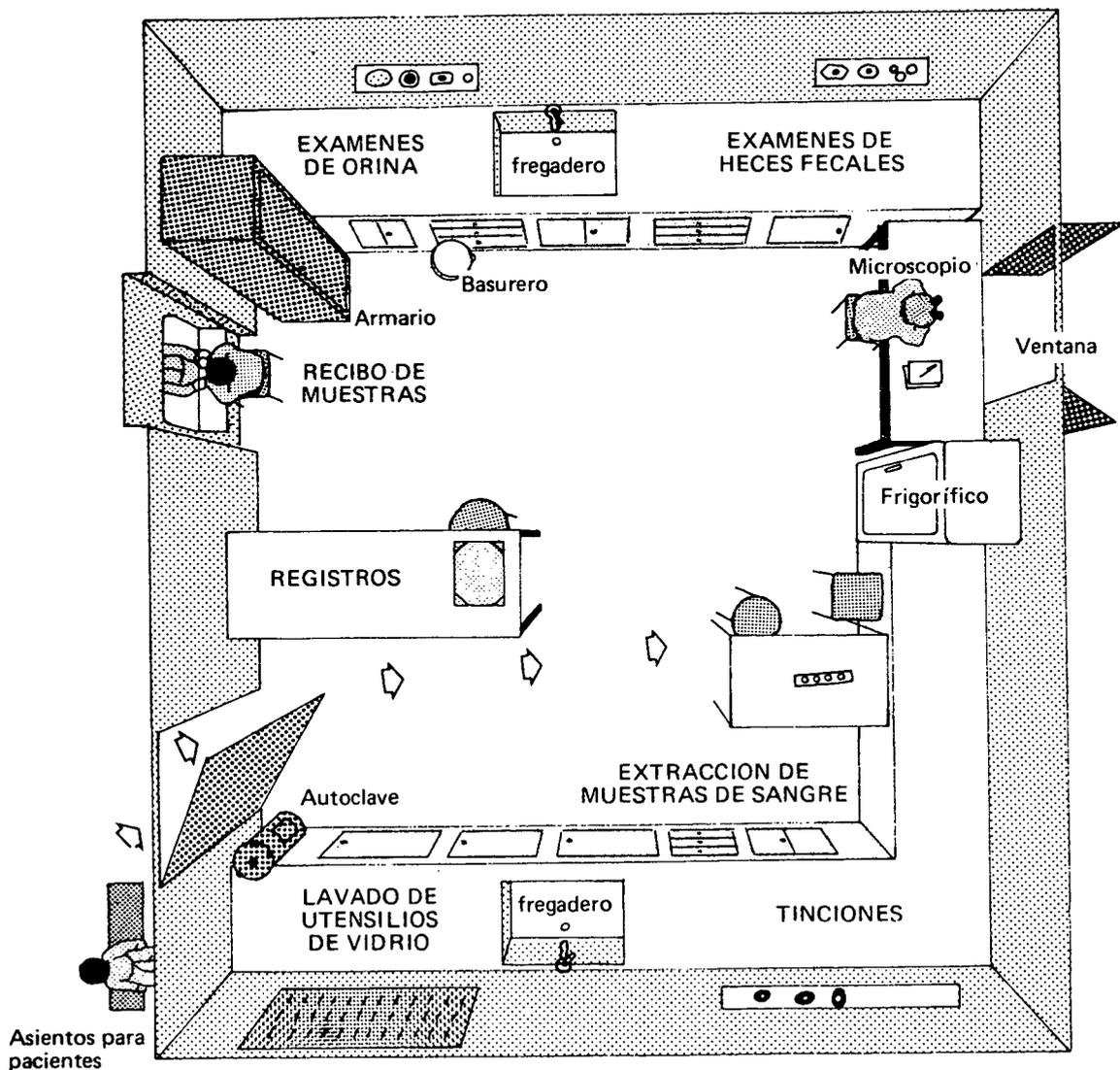
**ADVERTENCIA:** El éter puede incendiarse aunque se encuentre a varios metros de distancia de una llama. Nunca coloque un frasco con éter sobre una mesa de trabajo en que haya una llama descubierta (mechero Bunsen, lámpara de alcohol, etc.). El bisulfuro carbónico es aún más peligroso.

##### 4. Gas butano

Para encender un mechero de gas préndase primeramente un fósforo y aplíquese al mechero, abriendo a continuación la llave del gas. Cada noche se cerrarán las válvulas principales de todos los depósitos de gas butano. Se cambiarán las conexiones de goma una vez al año.

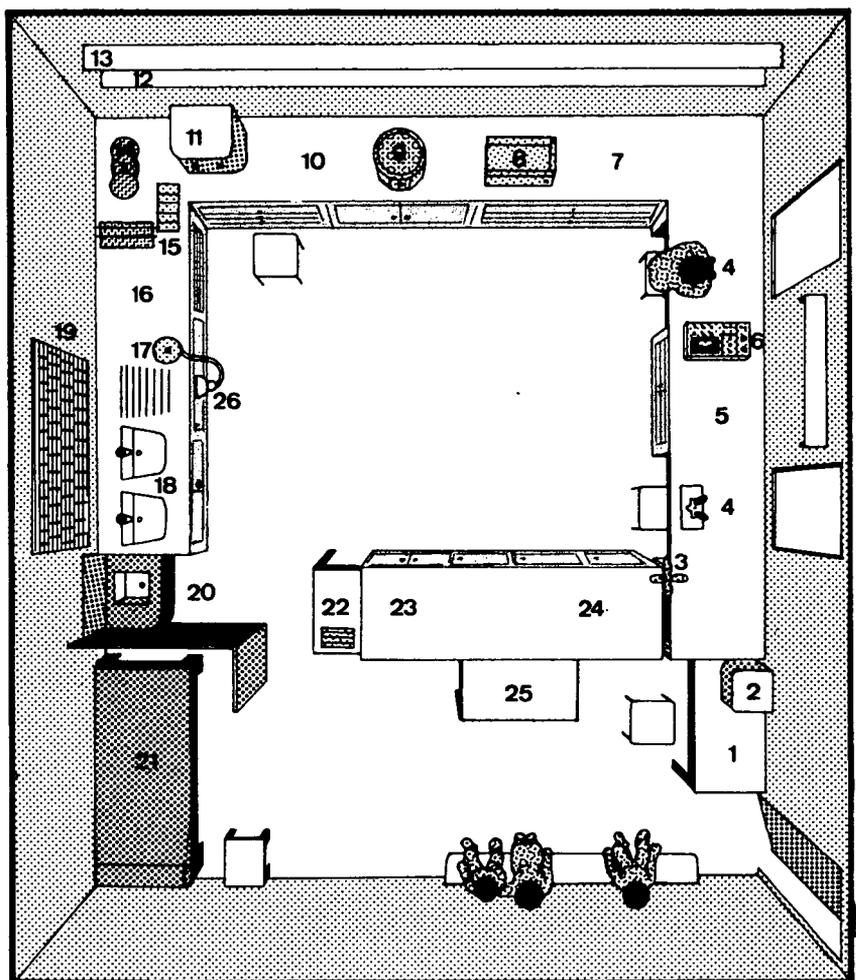
## 19. Plano de un laboratorio médico periférico

El plano que figura en esta página indica la distribución de espacio de un laboratorio médico periférico anexo a un centro de salud. Corresponde a una instalación en que se puedan llevar a cabo algunas o todas las técnicas que se describen en este manual. Se limita a una habitación, ya que, con frecuencia, éste es todo el espacio de que se dispone para el laboratorio. La habitación deberá medir, por lo menos, 5 x 6 m.



Si se cuenta con dos habitaciones se recomienda que el servicio de transfusión sanguínea se organice en la segunda. Si no existe este servicio, la segunda habitación se podrá utilizar para lavabos y esterilizaciones. Los materiales sucios y contaminados se deberán eliminar del lugar de trabajo del laboratorio con toda la rapidez posible afin de proteger la salud de los operadores y evitar confusiones o contaminaciones cruzadas.

En esta figura se indica otra distribución para la instalación de un laboratorio periférico. Es evidente que se modificará según las circunstancias.



- |  |  |
|--|--|
| 1. Mesa para pacientes externos                  | 14. Balanza                              |
| 2. Frigorífico del banco de sangre               | 15. Cubeta para tinciones                |
| 3. Centrífuga manual                             | 16. Área de esputo                       |
| 4. Microscopios                                  | 17. Mechero Bunsen                       |
| 5. Área de hematología                           | 18. Fregaderos                           |
| 6. Colorímetro                                   | 19. Clavijas para secado                 |
| 7. Área de transfusiones sanguíneas              | 20. Vertedero de desechos                |
| 8. Bañomaría                                     | 21. Cama para donadores de sangre        |
| 9. Centrífuga                                    | 22. Registros                            |
| 10. Área de serología de la sífilis y bioquímica | 23. Área de preparación de heces fecales |
| 11. Frigorífico para reactivos                   | 24. Área de preparación de orina         |
| 12. Anaquel para reactivos                       | 25. Recibo de muestras                   |
| 13. Anaquel para utensilios de vidrio            | 26. Cilindro de gas                      |

## 20. Relación de aparatos necesarios para equipar un laboratorio periférico

---

A continuación se presenta una relación de los aparatos necesarios para equipar un laboratorio que sea capaz de efectuar todos los ensayos que se describen en este manual. Por lo general este tipo de laboratorio se instalará en un hospital rural pequeño (hospital de distrito) que tenga entre 60 y 100 camas. Cuando el laboratorio se encuentra anexo a un centro de salud y no a un hospital necesita menor cantidad de equipo, ya que probablemente no habrá que llevar a cabo transfusiones sanguíneas, pruebas VDRL, etc.

Las cantidades de los diferentes artículos que se proponen bastan para que un laboratorio que cuente con uno o dos técnicos realice 20-50 ensayos por día en lapsos de 6 meses.

---

### I. INSTRUMENTOS DE LABORATORIO

#### A. Artículos esenciales

##### 1. *Microscopios*

- Un microscopio con tubo binocular inclinado, platina mecánica, 3 objetivos (x 10, x 40, x 100), oculares (x 5, x 10), condensador y espejo planocóncavo. Si existe suministro de electricidad, una lámpara eléctrica de microscopio, que se usará en los ensayos de hematología.
- Un microscopio con tubo monocular inclinado y los accesorios que se han indicado anteriormente, que se empleará en las demás secciones del laboratorio (parasitología, análisis de orina, bacteriología, etc.).

Si el laboratorio se encuentra en un centro de salud, un microscopio monocular será suficiente.

##### 2. *Centrífugas*

- Una centrífuga eléctrica con aditamento especial para microhematocrito en el cabezal y cuadrante indicador.
- Una centrífuga manual con cuatro cubetas.

##### 3. *Balanza*

Si los reactivos se han de elaborar en el laboratorio, se necesitará una balanza analítica. Accesorios: un juego de pesas.

##### 4. *Frigoríficos*

Siempre que se establezca un servicio de transfusión sanguínea se deberá contar con un frigorífico exclusivo para tal servicio. Otros reactivos (VDRL, pruebas de embarazo, etc.) y materiales (algunos medios de transporte, muestras, etc.) se podrán conservar en un compartimiento del frigorífico del hospital o centro de salud.

##### 5. *Bañomaría regulado por termostato (37°C-56°C)*

Se utiliza en los estudios de compatibilidad, los ensayos del VDRL, las inactivaciones de sueros y otros trabajos en que se requieren temperaturas constantes durante un tiempo relativamente prolongado.

##### 6. *Máquina rotatoria para ensayos del VDRL*

Es esencial en todo laboratorio donde se efectúen habitualmente estos ensayos.

##### 7. *Contador diferencial*

Si bien se puede utilizar una tarja manual para recuentos, con un contador diferencial se ahorra tiempo y se logra mayor eficiencia.

##### 8. *Fotómetro o colorímetro*

Son necesarios para realizar ensayos de química sanguínea y determinaciones precisas de hemoglobina. La UNICEF proporciona un modelo alimentado por pilas eléctricas (ref. 09-309-98, ó 09-310-00).

#### B. Artículos adicionales

##### 1. *Autoclave*

Si el laboratorio se encuentra instalado en un hospital, se podrá utilizar el servicio de esterilización de éste.

Si se halla en un centro de salud, se necesitará uno de los esterilizadores siguientes:

- una olla de presión
- un autoclave pequeño (eléctrico o calentado en estufa de aceite o gas butano).

##### 2. *Horno de aire caliente*

Si el laboratorio es relativamente grande será provechoso que cuente con un pequeño horno de aire caliente que es muy útil para secar los utensilios de vidrio y esterilizar materiales conjuntamente con el autoclave.

### 3. Balanzas

Si es necesario que el laboratorio elabore cierta variedad de reactivos, se deberá adquirir una balanza de dos platillos con el correspondiente juego de pesas.

### 4. Desionizador o retorta para preparar agua destilada

El desionizador es un aparato para desmineralizar agua por medio de cartuchos de resinas de intercambio iónico (véase la página 59).

En lugar de un desmineralizador se puede utilizar una retorta. La UNICEF suministra un modelo (ref. 01-680-02) construido con acero inoxidable y, por lo tanto, sumamente duradero.

Si todos los reactivos que se obtienen están listos para usarse o se cuenta con agua destilada, este tipo de artículo se puede excluir de esta relación.

## II. EQUIPO PARA LA OBTENCION DE MUESTRAS

|  |                     |
|--|---------------------|
| Jeringas graduadas, de 20 ml   | 2                   |
| Jeringas graduadas, de 10 ml   | 10                  |
| Jeringas graduadas, de 5 ml  | 20                  |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 18G (1,2 mm) x 40 mm                                | 6 x 12              |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 19G (1,0-1,1 mm) x 40 mm                            | 6 x 12              |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 20G (0,9 mm) x 40 mm                                | 2 x 12              |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 22G (0,7 mm) x 40 mm                                | 6 x 12              |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 23G (0,6 mm) x 32 mm                                | 2 x 12              |
| Agujas (con entrada que se adapte a las jeringas) tamaño 25G (0,5 mm) x 16 mm                                | 3 x 12              |
| Tubo de goma para aplicar torniquetes, calibre 2-5 mm  | 2 piezas            |
| Lancetas para extraer sangre capilar   | 10 x 12             |
| Algodón blanco, absorbente   | 2 x 500 g           |
| Algodón blanco, no absorbente  | 2 x 500 g           |
| Fascos de inyecciones (5, 10, 20 ml) que hayan contenido antibióticos, reactivos, etc.                       | cuantos sea posible |
| <b>Equipo adicional conveniente</b>  |                     |
| Agujas estériles, desechables, para extraer sangre   | las necesarias      |
| Agujas con retén, 18G  | 12                  |
| Lancetas estériles, disponibles, para extraer sangre capilar   | las necesarias      |
| Bisturí de hojas desechables (para lepra)  | 1                   |
| Pinzas curvas, sin dientes (para lepra)  | 1                   |
| Cajas desechables, de material o cartón, para recoger muestras   | 500                 |
| Aplicadores de madera (12 cm x 1 mm) (se pueden fabricar en el laboratorio)                                  | 500                 |
| Fascos de 2,5 ml y 5 ml, preferiblemente de material plástico  | 50                  |
| Fascos de vidrio blanco, de boca amplia, de 50 ml, con tapa de rosca y arandela de goma, para recoger esputo | 25                  |
| Fascos de vidrio blanco, de 25 ml, con tapa de rosca y arandela de goma, para recoger diversas muestras      | 25                  |
| Fascos de boca amplia, de todas variedades, para recoger orina   | 20-40               |
| Pinzas de sacabocado para biopsias de piel (para oncocercosis)   | 1                   |
| Abatelenguas de madera   | 50                  |

## III. UTENSILIOS DE VIDRIO

|  |    |
|--|----|
| Varillas de vidrio sólido, de 6 mm de diámetro               | 3  |
| Vasos para análisis, de fondo plano:                         |    |
| — de material plástico, de 50 ml                             | 4  |
| — de material plástico, de 100 ml                            | 4  |
| — de material plástico, de 250 ml                            | 4  |
| Cubetas para tinción, rectangulares, para 20 portaobjetos    | 4  |
| Embudo de vidrio, de 60 mm de diámetro                       | 1  |
| Embudo de vidrio, de 90 mm de diámetro                       | 2  |
| Embudo de material plástico, de 200 mm de diámetro           | 1  |
| Probetas graduadas, de vidrio, con tapón:                    |    |
| — de 25 ml   | 3  |
| — de 100 ml  | 3  |
| — de 250 ml  | 2  |
| — de 500 ml  | 1  |
| — de 1000 ml   | 1  |
| Matraces de Erlenmeyer, de boca amplia, vidrio Pyrex, 250 ml | 3  |
| Matraces de Erlenmeyer, de boca amplia, vidrio Pyrex, 500 ml | 2  |
| Fascos goteros de material plástico o vidrio, de 100 ml      | 12 |
| Fascos goteros de vidrio color ámbar, 100 ml                 | 3  |
| Fascos para reactivos, de material plástico o vidrio:        |    |
| — de 100 ml  | 20 |
| — de 500 ml  | 10 |
| — de 1000 ml   | 10 |

|  |          |
|--|----------|
| Matraces volumétricos de vidrio, con tapón:  |          |
| — de 100 ml  | 4        |
| — de 250 ml  | 2        |
| — de 500 ml  | 2        |
| — de 1 litro   | 1        |
| Portaobjetos de 25 x 75 mm (1,1 a 1,3 mm de espesor)   | 2 x 1000 |
| Cubreobjetos cuadrados de 20 x 20 mm (0,13 a 0,16 mm de espesor)   | 20 x 100 |
| Fascos de lavado, de material plástico, de 500 ml  | 2        |
| Fascos de lavado, de material plástico, de 1000 ml   | 2        |
| Cristales cóncavos de reloj, de 50 mm de diámetro  | 2        |
| Pipetas graduadas desde el extremo superior, pero no hasta el inferior:                                    |          |
| — de 1 ml (divididas en 0,01 ml)   | 12       |
| — de 2 ml (divididas en 0,01 ml)   | 10       |
| — de 5 ml (divididas en 0,1 ml)  | 10       |
| — de 10 ml (divididas en 0,1 ml)   | 6        |
| Pipetas Pasteur  | 2 x 144  |
| Tubos de ensayo de vidrio Pyrex, de 150 x 16 mm  | 50       |
| Tubos de ensayo de vidrio Pyrex, de 85 x 15 mm (tubos de Kahn)   | 100      |
| Tubos de ensayo de vidrio Pyrex, de 50 x 6 mm (para estudios de compatibilidad)                            | 20       |
| Tubos para centrifuga, cónicos, de 15 ml   | 40       |
| Tubos para centrifuga, cónicos, de 15 ml, divididos en 0,1 ml  | 6        |
| Tubos de vidrio; grosor de la pared, 1 a 1,5 mm; diámetro, 7 a 8 mm  | 1 kg     |
| <b>Otros artículos</b>   |          |
| Placas de Petri, de vidrio:  |          |
| — de 112 mm de diámetro  | 4        |
| — de 156 mm de diámetro  | 4        |
| Platos para evaporación, de 75 mm (75 ml)  | 2        |
| Para ensayos del VDRL:   |          |
| — frascos de vidrio claro, de 30 ml, con tapón de vidrio esmerilado, de 35 mm de diámetro, con fondo plano | 3        |
| — pipetas graduadas hasta el extremo inferior: de 1 ml (divididas en 0,1 ml)                               | 5        |
| — de 0.2 ml (divididas en 0,05 ml)   | 30       |

#### IV. UTENSILIOS PARA HEMATOLOGIA

|   |                          |
|---|--------------------------|
| Pipetas de Sahli, de 0,02 ml, con tubos de goma                                 | 30                       |
| Pipetas para sangre, de 0,05 ml   | 20                       |
| Cámaras de recuento:  |                          |
| — de Neubauer mejorada (con línea brillante si es posible)                      | 3                        |
| — de Fuchs y Rosenthal  | 1                        |
| Cubreobjetos, ópticamente planos, para cámaras de recuento                      | 12                       |
| Contador de tarja   | 1                        |
| Tubos de Westergren para medir la velocidad de sedimentación de los eritrocitos | 30                       |
| Soportes para los tubos de Westergren   | 2                        |
| Tubos capilares para microhematocrito, con heparina                             | 1000                     |
| Sellador de tubos para microhematocrito   | 1 juego<br>(10 bandejas) |
| Frascos recolectores de sangre para transfusiones                               | 300                      |
| Juegos para la extracción de sangre   | 30                       |
| Mosaicos para estudiar grupos sanguíneos (ópalo)                                | 3                        |

#### V. APARATOS PARA BACTERIOLOGIA Y BIOQUIMICA

|  |                |
|--|----------------|
| Alambre de aleación de níquel y cromo, de 1 mm de diámetro | 1 metro        |
| Mangos para asas de alambre                                | 4              |
| Bloque de madera para los mangos                           | 1              |
| Tubos estándar para proteínas                              | 1 juego        |
| Gradillas grandes para 12 tubos de ensayo                  | 4              |
| Gradillas pequeñas para 12 tubos de ensayo                 | 4              |
| Portacubos de madera                                       | 2              |
| Pinzas de acero inoxidable, para portaobjetos              | 2              |
| Mechero Bunsen para gas butano                             | 1              |
| Depósitos de gas butano                                    | los necesarios |
| Trípode con gasa de amianto                                | 1              |
| Urinómetro   | 1              |
| Espátulas de diversos tamaños, para pesar reactivos        | 3              |

## VI. REGISTROS E INFORMES DEL LABORATORIO

|  |                |
|--|----------------|
| Cuadernos para registro, de cubierta dura, grandes .....   | 6              |
| Cuaderno para registro, de cubierta dura, pequeño (para donadores de sangre) .....                               | 1              |
| Lápices de cera para marcar vidrio, de color rojo .....  | 12             |
| Lápices de cera para marcar vidrio, de color azul .....  | 12             |
| Marcador de vidrio con punta de diamante .....   | 1              |
| Lápices de grafito .....   | 12             |
| Estilográficas, bolígrafo, tinta azul o negra .....  | 3              |
| Estilográficas, bolígrafo, tinta roja (para anotar resultados positivos) .....                                   | 2              |
| Cinta de celofán .....   | 3 rollos       |
| Cinta adhesiva blanca .....  | 3 rollos       |
| Etiquetas para los frascos de los pacientes .....  | 1000           |
| Planillas preparadas con solicitudes al laboratorio (de preferencia estandarizadas por oficinas centrales) ..... | las necesarias |

---

## VIII. DIVERSOS

|  |                                  |
|--|----------------------------------|
| Cronómetro de 0-60 minutos, con campanilla .....                       | 1                                |
| Lámpara de alcohol .....   | 1                                |
| Martillo .....   | 1                                |
| Alicates .....   | 1 par                            |
| Alicates de electricista .....   | 1 par                            |
| Destornilladores (pequeño, mediano, grande) .....                      | 3                                |
| Sierra metálica obtusa, de 5 mm .....                                  | 1                                |
| Sieras pequeñas, para ampollas .....                                   | 12                               |
| Cacerola de 30 cm, de fondo plano, con tapa .....                      | 1                                |
| Calorífero portátil de gas .....                                       | 1                                |
| Mortero y mano (10 cm) .....   | 1                                |
| Palanganas de material plástico, de 50 x 30 cm .....                   | 3                                |
| Cubeta de material plástico, de 12 litros .....                        | 1                                |
| Pera de goma (para limpiar las pipetas) .....                          | 1                                |
| Tijeras (mediana, grande) .....  | 2                                |
| Bomba de vacío, metálica .....   | 1                                |
| Termómetro de 0-100°C .....  | 1                                |
| Tapones de goma .....  | 1 juego                          |
| Tapones de corcho .....  | 1 juego                          |
| Sacacorchos .....  | 1                                |
| Cepillos para limpiar tubos de ensayo y frascos (varios tamaños) ..... | 6                                |
| Filtro de papel de 15 cm, No. 1 .....                                  | 4 cajas                          |
| Papel para pH, de graduación estrecha (6, 8-7, 2) .....                | 6 cuadernos                      |
| Papel para pH, de graduación amplia (0-12) .....                       | 6 cuadernos                      |
| Papel de tornasol .....  | 6 frascos                        |
| Papel para lentes .....  | 2 paquetes                       |
| Papel higiénico .....  | 2 rollos                         |
| Toallas y trapos limpios .....   | los necesarios                   |
| Aceite de inmersión .....  | 6 frascos<br>(de 10 ml cada uno) |

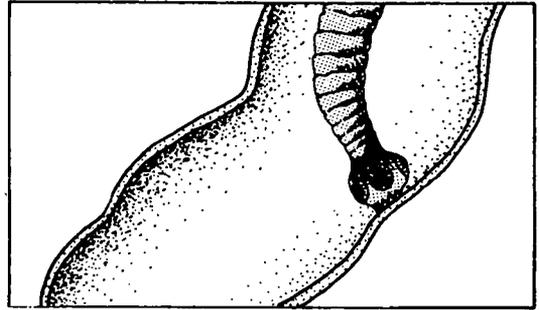
---

## **SEGUNDA PARTE**

# A. PARASITOLOGIA

## Introducción

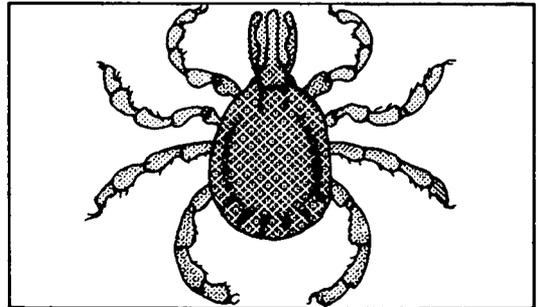
El estudio de los parásitos que causan enfermedades al ser humano se llama parasitología médica. Parásito es un organismo que habita en el interior o sobre otro organismo vivo de una especie diferente, y se alimenta de éste.



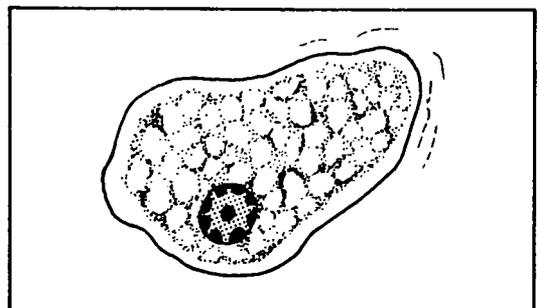
El organismo del que se alimenta el parásito se llama huésped.



Los parásitos que, como las garrapatas, viven *sobre* un huésped se llaman ectoparásitos.

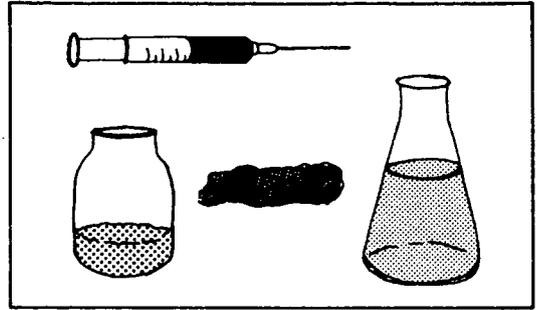


Los parásitos que, como los nemátodos o las amebas, viven *en el interior* del huésped se conocen como endoparásitos.



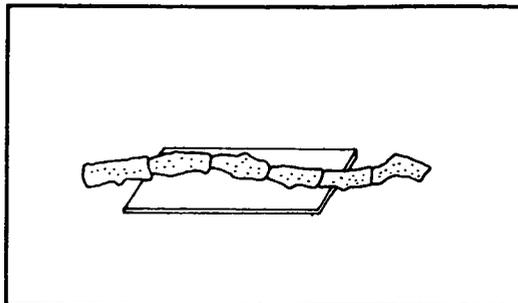
En la parasitología médica el diagnóstico de laboratorio puede comprender exámenes de heces fecales, orina, esputo, sangre, líquido cefalorraquídeo (LCR) y otras secreciones y tejidos diversos.

---



# 1. Naturaleza de las observaciones. Recolección de heces fecales

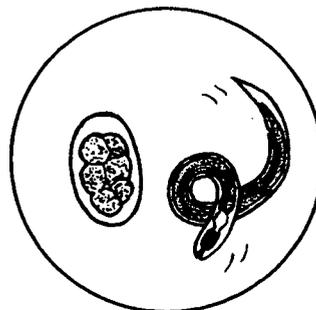
En el laboratorio se pueden llevar a cabo los exámenes de heces fecales siguientes:



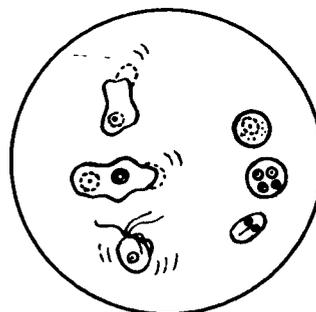
## 1. EXAMEN PARASITOLÓGICO

Consiste en la detección de parásitos como:

(a) *helmintos* (gusanos) que se pueden observar a simple vista (véase la página 143).



(b) *huevos* o larvas de estos helmintos, que solamente son visibles por medio del microscopio (véase la página 122).



(c) *protozoarios* (organismos unicelulares) que pueden estar provistos de movilidad (formas vegetativas, véase la página 147) o carecer de ella y encontrarse como formas inmóviles, resistentes, llamadas quistes (véase la página 155).

## 2. EXAMEN BACTERIOLÓGICO

Consiste en detectar, mediante el cultivo de las heces fecales, bacterias causantes de enfermedades (véase la página 268).

## 3. EXAMEN QUÍMICO

Se efectúan principalmente para descubrir sangre oculta (véase la página 175).

Otras pruebas químicas son menos frecuentes.

## RECOLECCION DE LAS HECES FECALES

La confiabilidad de los resultados depende considerablemente del cuidado que se ejerza al recolectar las heces fecales. Se deben tomar las precauciones que se exponen a continuación para los análisis de heces fecales en busca de parásitos.

### 1. *Recolección de una cantidad suficiente*

Esta es necesaria para:

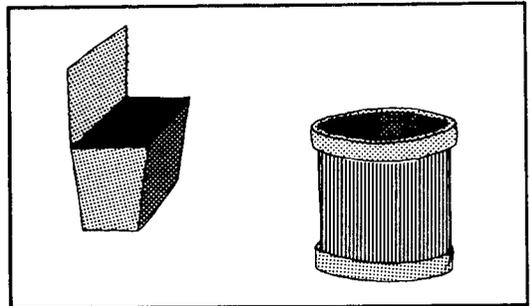
- facilitar la detección de los parásitos cuando se encuentran poco concentrados
- evitar que las heces se sequen con demasiada rapidez.

Cada muestra debe contener, por lo menos, 4 ml (4 cm<sup>3</sup>).

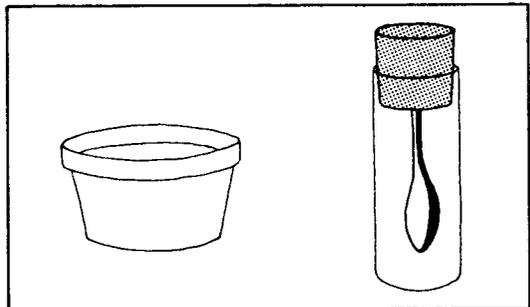
### 2. *Uso de un recipiente apropiado*

Se hará todo lo posible para que los enfermos dispongan de recipientes como los que se indican a continuación para recoger las muestras:

- (a) una caja de cartón encerado
- (b) un bote vacío, con tapa

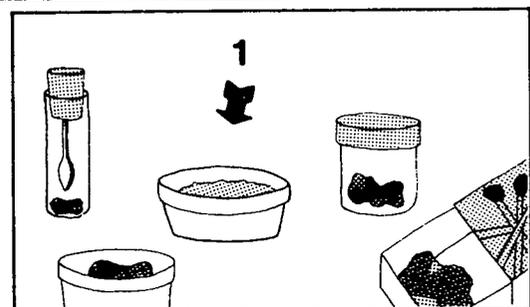


- (c) una caja de material plástico ligero
- (d) un recipiente cilíndrico de vidrio especialmente para recolectar muestras, que lleva una cucharilla fija en el tapón.



### 3. *Examen de las heces cuando aún están frescas*

- (a) Las heces se deben examinar menos de una hora después de que se hayan recogido.
- (b) Si en el laboratorio se recibe al mismo tiempo cierto número de muestras, apártense las que contienen heces líquidas, moco y sangre y *examinense primero*, ya que puede haber en ellas amebas móviles que mueren rápidamente.



## **LO QUE NO SE DEBE HACER**

1. Nunca deje las muestras de heces expuestas al aire en recipientes sin tapa.
2. Nunca deje muestras para examinarlas al terminar la mañana (2 ó 3 horas después).
3. Nunca acepte muestras mezcladas con orina (por ejemplo, un orinal o chata).
4. Nunca coloque el recipiente que contiene la muestra de heces sobre la plantilla de solicitud de examen.

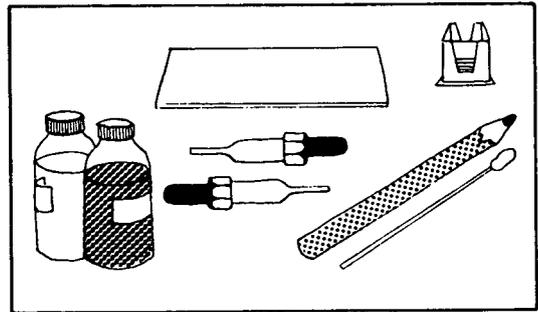
Para la recolección de muestras de heces con preservativos para exámenes bacteriológicos (cultivo del vibrión del cólera o de otras bacterias causantes de disentería) véase la página 268.

---

## 2. Preparación de los portaobjetos

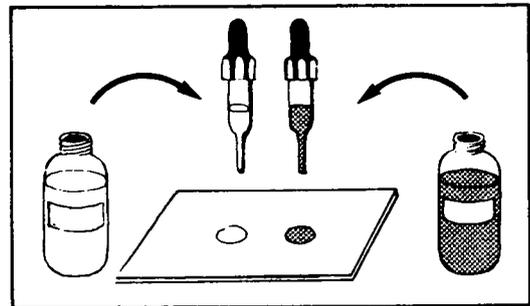
### MATERIALES

- Portaobjetos para microscopio
- Cubreobjetos de 20 mm x 20 mm
- Aplicadores de madera o asas de alambre (alambre de aleación de níquel y cromo, de 0,46 mm)
- Lápices de cera o grasa
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Solución yodada de lugol (reactivo No. 35), diluida 5 veces.

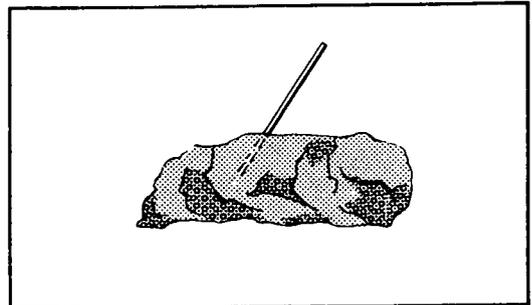


### METODO

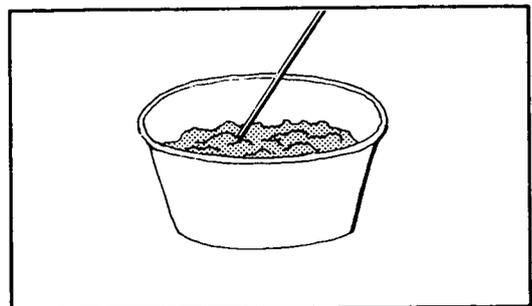
1. En un portaobjetos colóquese:
  - 1 gota de solución de cloruro sódico, *en la mitad del lado izquierdo*
  - 1 gota de solución yodada *en la mitad del lado derecho*.



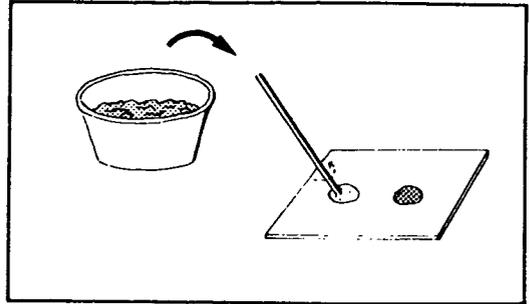
2. Con un aplicador o un asa de alambre tome una pequeña porción de la muestra (aproximadamente de este tamaño: O).  
Si las heces:
  - están bien formadas, tómese esta porción de una parte profunda de la muestra (puede haber huevos de parásitos) y de la superficie



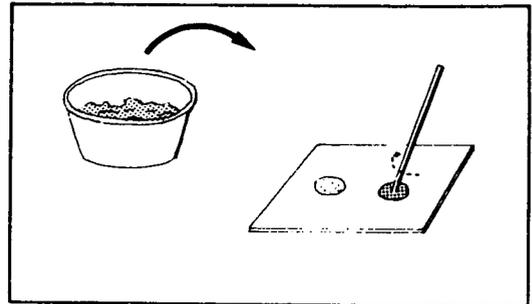
- contienen moco o son líquidas, tómese la porción indicada del moco sanguinolento de la superficie o del líquido que las rodea (puede haber amebas).



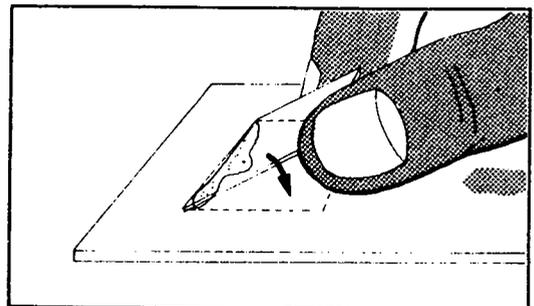
3. Mezcle la porción tomada de la muestra con la gota de solución de cloruro sódico que se ha depositado en el portaobjétos.



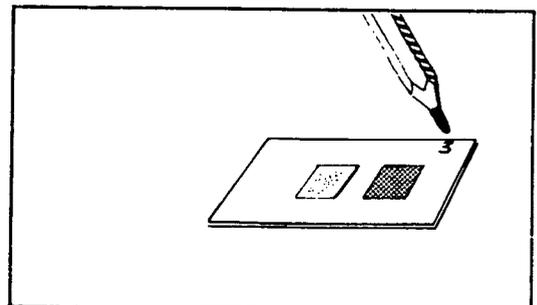
4. Con el aplicador o el asa de alambre tómese otra porción de la muestra y mézclela con la gota de solución yodada.



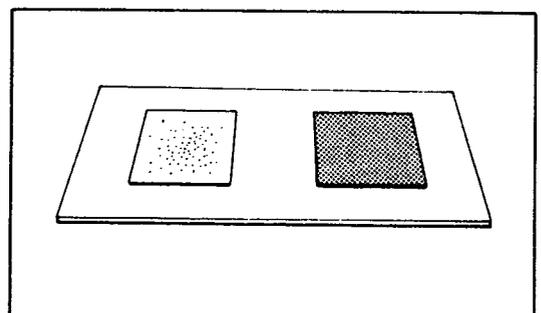
5. Colóquese un cubreobjetos sobre cada gota (hágase como se indica en la ilustración para evitar que se formen burbujas).



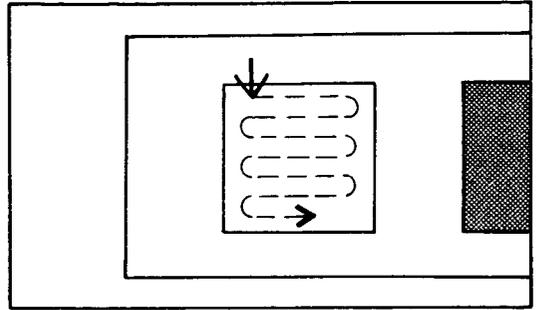
6. Con un lápiz de cera o graso marque el número de la muestra en el portaobjetos.



7. Examine las preparaciones con el microscopio. Para la preparación con solución salina utilice objetivos x 10 y x 40 y oculares x 5 ó x 6. Para la preparación con solución yodada emplee un objetivo x 40. Como los huevos y quistes son incoloros, reduzca la cantidad de luz mediante la abertura del condensador o bájelo para aumentar el contraste.



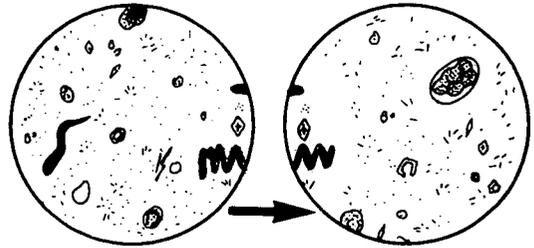
8. Examine la primera de las dos preparaciones con el objetivo x 10, comenzando en el ángulo superior izquierdo, como se indica en la ilustración.



Con objeto de asegurar que ninguna parte del campo microscópico se deja de observar, escoja un objeto que se halle en la orilla del campo visual y mueva el portaobjetos a través de la platina del microscopio, examinando el campo hasta que el objeto escogido se encuentre en la orilla contraria. Repita este procedimiento en todo el campo microscópico.

Después de examinar cada campo use por lo menos una vez el objetivo x 40 para investigar la presencia de protozoarios, que son sumamente pequeños.

A continuación examine la preparación con solución yodada, empleando el objetivo x 40.



### 3. Técnica especial para huevos de oxiuros

---

#### Principio

Los huevos de oxiuros (*Enterobius vermicularis*) se suelen recoger (en especial en niños) en los pliegues de la piel que rodea el ano. Raras veces se hallan en las materias fecales.

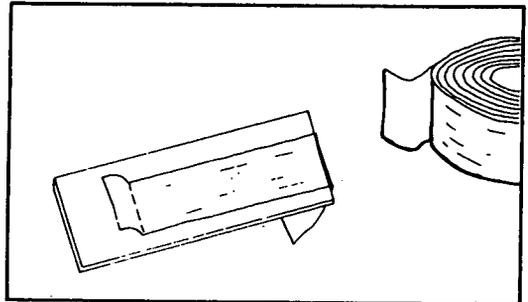
---

#### MATERIALES

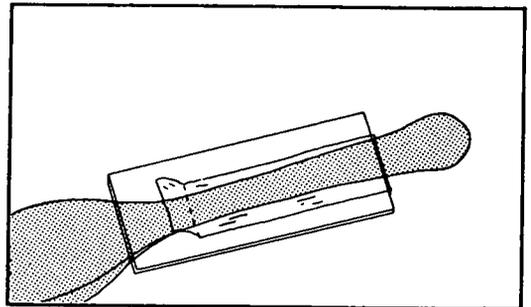
- Cinta adhesiva de celofán
  - Una cucharilla de 10 cm de longitud o, mejor aún, un abatelenguas de madera
  - Un portaobjetos
  - Microscopio
- 

#### METODO

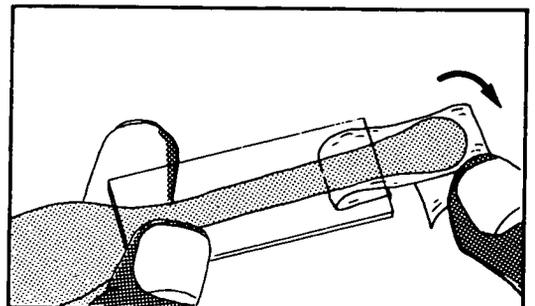
1. Coloque una cinta de celofán, con el lado adhesivo hacia abajo, sobre un portaobjetos, como se indica en la figura.



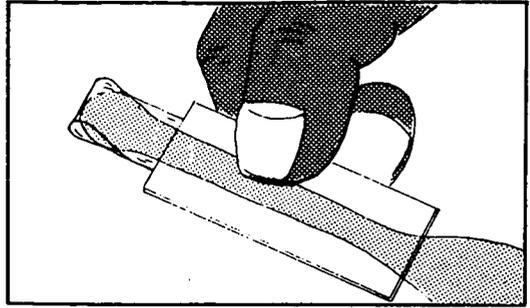
2. Coloque el lado plano de la cucharilla debajo del portaobjetos.



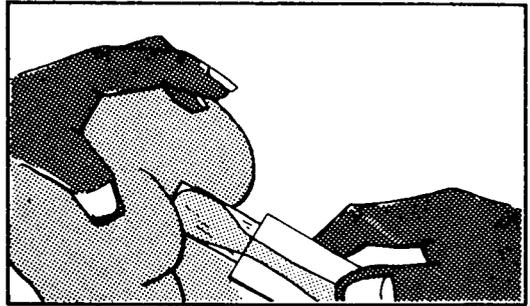
3. Separe la cinta adhesiva del portaobjetos con suavidad y dóblela sobre el extremo del mango de la cucharilla.



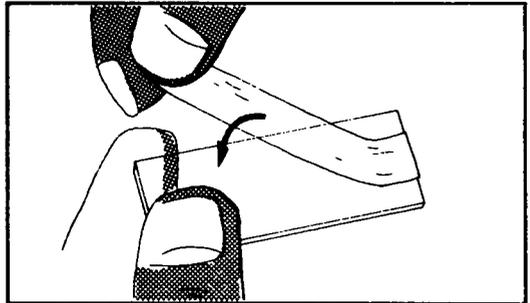
4. Sostenga el hisopo formado con la mano derecha, presione firmemente el portaobjetos contra el mango de la cucharilla.



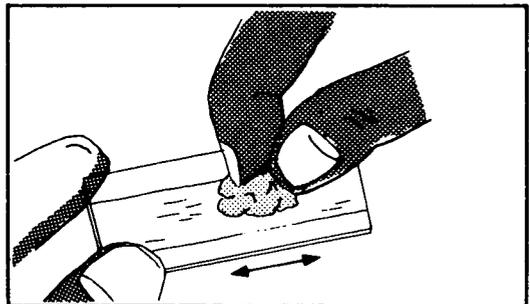
5. Separe con la mano izquierda las posaderas del paciente. Aplique presionando, el extremo de la cucharilla cubierto con la cinta adhesiva en varios sitios de la piel que rodea el ano.



6. Coloque de nuevo la cinta de celofán sobre el portaobjetos, con el lado adhesivo hacia abajo.



7. Para estar seguro de que la cinta se adhiere uniformemente al portaobjetos presione con un trozo de algodón.



8. Observe con el microscopio, con abertura reducida del condensador y utilizando objetivo x 10, en busca de los huevos de *E. vermicularis*, que tienen las características siguientes:

**Forma:** oval, aunque asimétrica (aplanada en un lado y redonda en el lado opuesto)

**Tamaño:** 50-60  $\mu\text{m}$

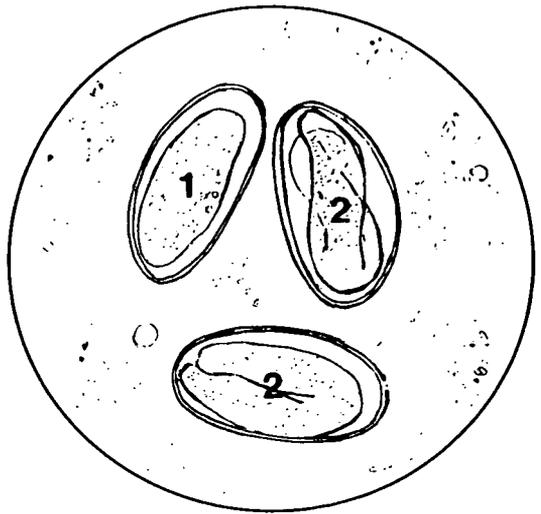
**Envoltura:** lisa y delgada, aunque con una línea doble visible

**Contenido:** puede ser una masa granulosa (1) o un embrión del helminto, plegado sobre sí mismo (2)

**Color:** transparente, incoloro

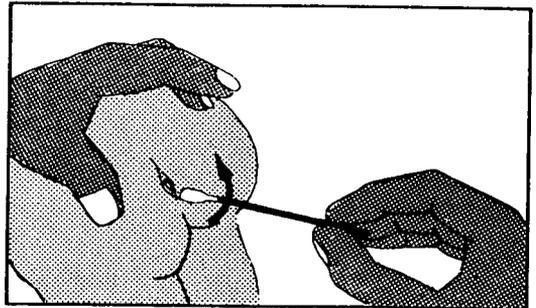
Véanse fotografías de estos huevos en la página 129.

(Según el método de Melvin, D. y Brooke, M. *Laboratory procedures for the diagnosis of intestinal parasites*, Atlanta, Secretaría de Salud y Servicios Humanos de los EUA, Centros para el Control de Enfermedades, 1969, pág. 138).

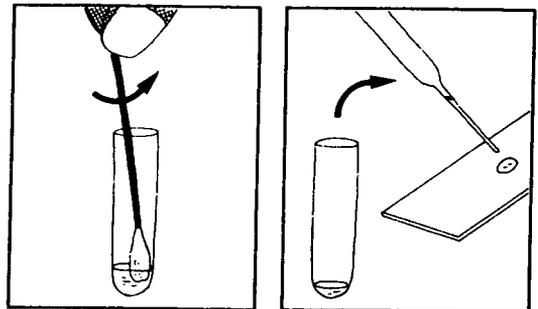


Si no se cuenta con cinta de celofán

1. Usese un hisopo de algodón.
2. Aplíquese alrededor del ano (pero no dentro).



3. Sumerja el hisopo en un tubo de ensayo que contenga aproximadamente 0,5 ml (10 gotas) de solución de cloruro sódico (reactivo No. 48) y enjuáguelo bien en esta solución.
4. aspire el líquido con una pipeta Pasteur. Páselo a un portaobjetos, ponga un cubreobjetos y examínelo como se indica en el paso 8 del método anterior (página 118).



## 4. Huevos y larvas de parásitos intestinales

### A. CARACTERÍSTICA DE LOS HUEVOS

Los huevos que depositan los helmintos parásitos y se encuentran en las heces fecales se identifican por su:

- tamaño
- forma
- envoltura
- contenido

y en algunas ocasiones por su:

- color
- y caracteres externos.

Por ejemplo: el huevo de *Schistosoma mansoni*

**Tamaño:** 150  $\mu\text{m}$

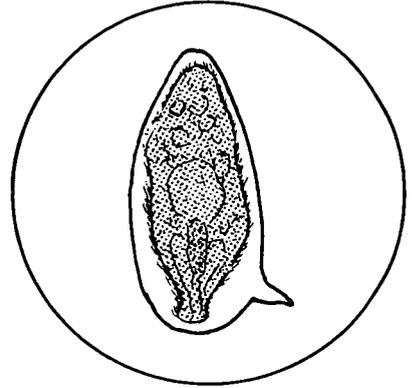
**Forma:** oval

**Envoltura:** envoltura externa delgada y turgente; envoltura interna delgada, membranosa y menos notable

**Contenido:** 1 embrión ciliado

**Color:** amarillo pálido

**Carácter externo:** 1 espolón lateral

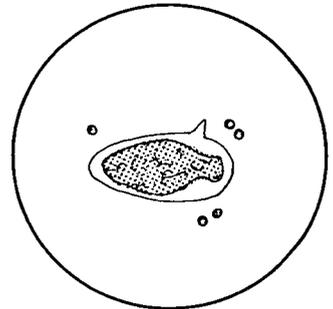


### B. TAMAÑO DE LOS HUEVOS

El tamaño de los huevos se puede calcular por comparación con el de un glóbulo rojo, que mide 7,5-8  $\mu\text{m}$ .

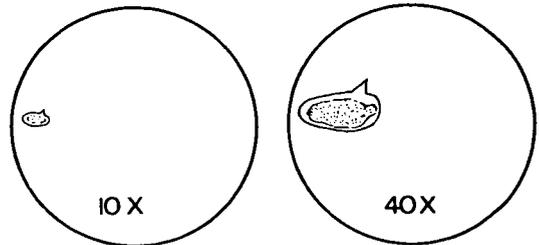
$$1 \text{ micrómetro (1 } \mu\text{m)} = \frac{1}{1000} \text{ de 1 mm}$$

El tamaño en  $\mu\text{m}$  que se indica en este manual corresponde al lado más largo de los huevos.



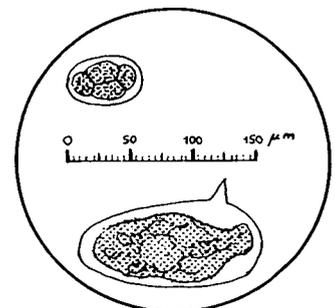
También se puede determinar el tamaño de los huevos en relación con el campo microscópico:

- si se emplea un objetivo x 10, el huevo en este caso ocupará 1/10 del campo
- usando un objetivo x 40 el mismo huevo ocupará 1/3 del campo.



Asimismo los huevos se pueden medir adaptando una regla micrométrica al ocular del microscopio.

Un procedimiento adicional consiste en comparar el huevo con otro perteneciente a una especie diferente que abunde en la localidad, cuyo tamaño sea conocido al observarlo con el microscopio (huevos de anquilostoma, áscaris, etc.).



## COMO RECONOCER LOS HUEVOS

Se recomienda proceder de la manera siguiente:

- (a) determine la identidad probable del huevo por su aspecto general
- (b) estudie sistemáticamente todas las características del huevo para identificarlo.

A fin de adquirir conocimientos (si es posible, con la orientación de un instructor):

- estudie los diferentes huevos que se suelen encontrar en la localidad
  - identifique, *una por una*, todas las características de cada huevo descritas en este manual.
- 

## RELACION ALFABETICA DE HELMINTOS PARASITOS CUYOS HUEVOS SE ENCUENTRAN EN LAS HECES FECALES

### Orden alfabético

Estos parásitos se indican en orden alfabético y no según su tamaño, su forma u otros caracteres, ya que los métodos de reconocimiento por eliminación pueden hacer que los técnicos que aún carecen de suficiente experiencia cometan errores.

### Orden numérico

Los huevos se numeran siguiendo el orden alfabético y en este mismo orden se describen e ilustran. Al final de la sección (páginas 140 y 141) hay un cuadro completo formado por láminas de huevos que se puede utilizar para hacer comparaciones iniciales rápidas.

### Regiones del mundo

También se indican las regiones del mundo donde cada huevo se encuentra con mayor frecuencia. Con objeto de evitar errores consulte invariablemente esta información cuando considere que se ha tropezado con una especie rara.

### NOMBRE CIENTIFICO INTERNACIONAL (nombre genérico y nombre de la especie)

### NOMBRE COMUN (español)

|   |                         |
|---|-------------------------|
| ● 1. <i>Ancylostoma duodenale</i>                 | Ancilostoma             |
| ● 2. <i>Ascaris lumbricoides</i>                  | Lombriz                 |
| 3. <i>Clonorchis sinensis</i>                     |                         |
| 4. <i>Dicrocoelium</i> (varias especies)          |                         |
| 5. <i>Diphyllobothrium latum</i>                  |                         |
| 6. <i>Dipylidium caninum</i>                      |                         |
| 7. <i>Enterobius vermicularis</i>                 | Oxiuro                  |
| 8. <i>Fasciola hepatica</i> (o <i>gigantica</i> ) |                         |
| 9. <i>Fasciolopsis buski</i>                      |                         |
| 10. <i>Heterophyes heterophyes</i>                |                         |
| 11. <i>Hymenolepis diminuta</i>                   |                         |
| ● 12. <i>Hymenolepis nana</i>                     |                         |
| ● 13. <i>Necator americanus</i>                   | Uncinaria               |
| 14. <i>Metagonimus yokogawai</i>                  |                         |
| 15. <i>Opisthorchis felinus</i>                   |                         |
| 16. <i>Paragonimus westermani</i> *               |                         |
| 17. <i>Schistosoma bovis</i>                      |                         |
| ● 18. <i>Schistosoma haematobium</i> **           | Esquistosoma vesical    |
| ● 19. <i>Schistosoma intercalatum</i>             | Esquistosoma rectal     |
| ● 20. <i>Schistosoma japonicum</i>                | Esquistosoma oriental   |
| ● 21. <i>Schistosoma mansoni</i>                  | Esquistosoma intestinal |
| ● 22. <i>Strongyloides stercoralis</i> ***        |                         |
| 23. <i>Taenia saginata</i>                        | Tenia, solitaria        |
| 24. <i>Taenia solium</i>                          | Tenia, solitaria        |
| 25. <i>Trichostrongylus</i> (varias especies)     |                         |
| ● 26. <i>Trichuris trichiura</i>                  | Tricocéfalo             |

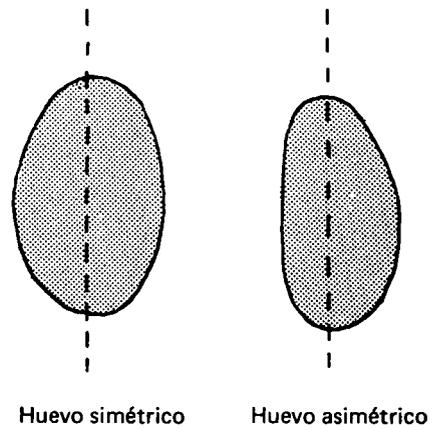
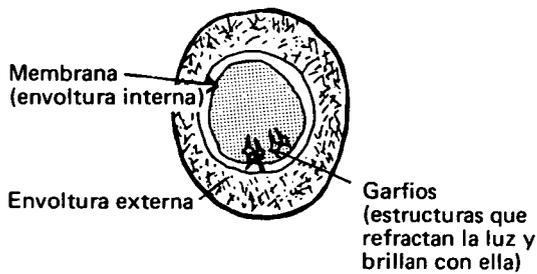
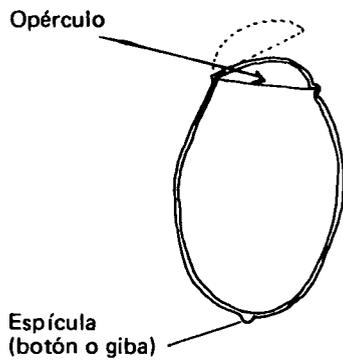
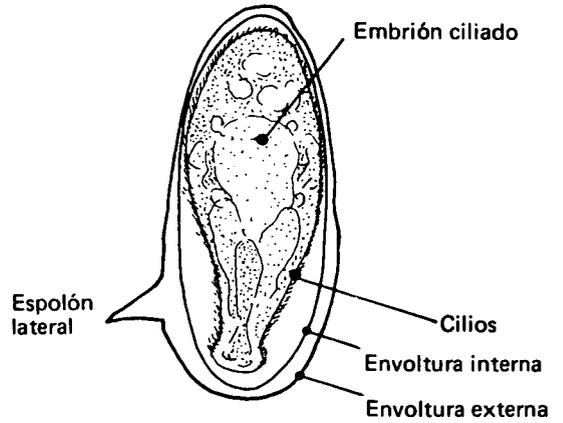
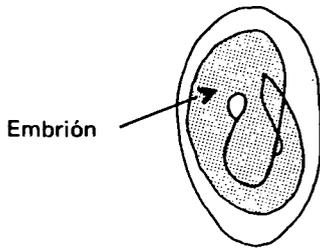
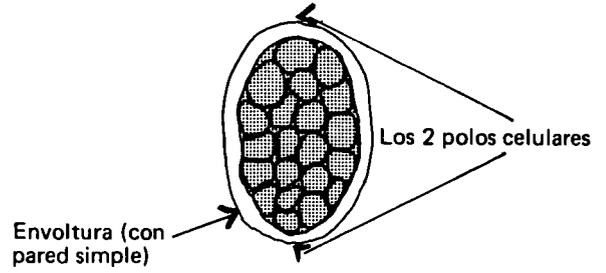
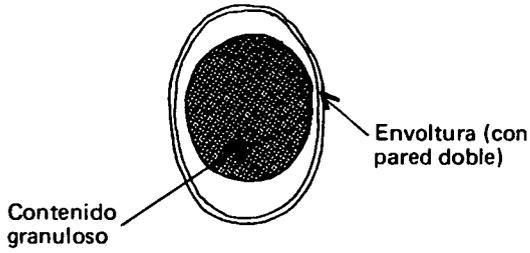
● = se encuentra comúnmente en numerosos países

\* se encuentra principalmente en el esputo

\*\* se encuentra principalmente en la orina

\*\*\* se encuentra principalmente como larva en las heces fecales

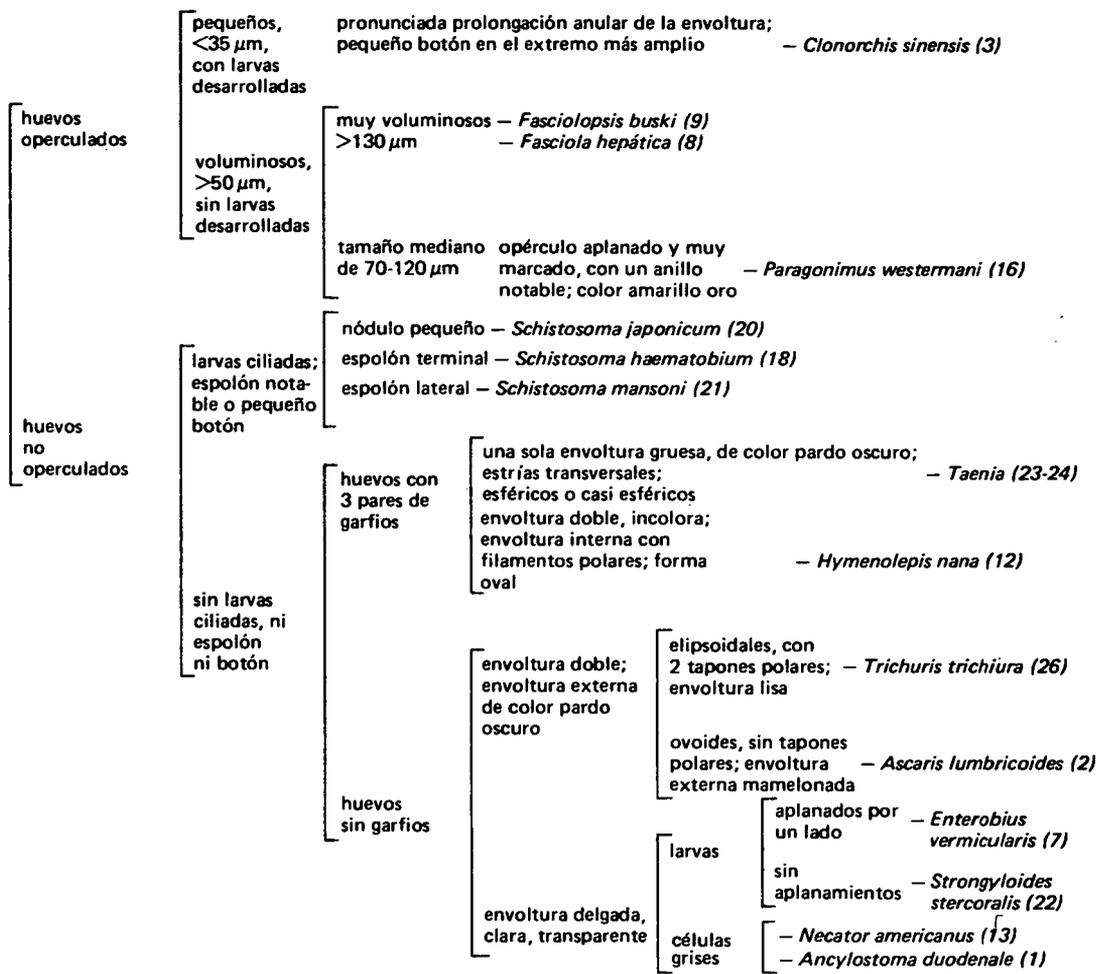
**Términos empleados en la identificación de huevos**



1  $\mu\text{m}$  (micrómetro) =  $\frac{1}{1000}$  de 1 milímetro

1 glóbulo rojo mide unos 8  $\mu\text{m}$

Guía para la identificación de los huevos de helmintos más frecuentes en las regiones tropicales





**1. Ancylostoma duodenale**

**Tamaño:** 50-60  $\mu\text{m}$

**Forma:** oval, con polos redondos y ligeramente aplanados (con frecuencia, un polo es más plano que el otro)

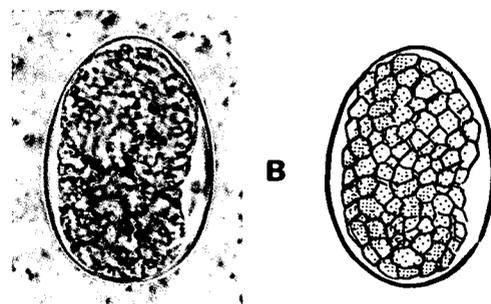
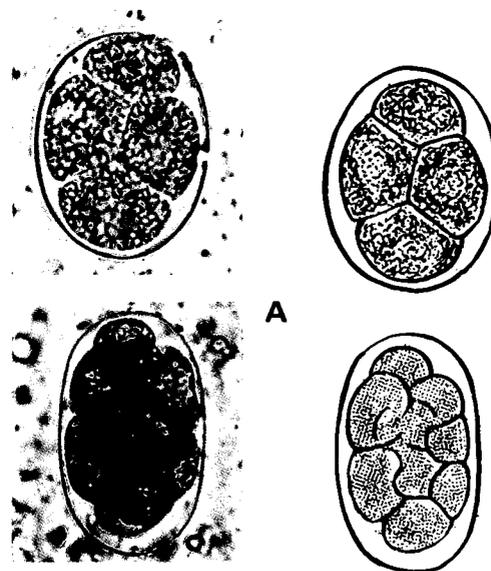
**Envoltura:** sumamente delgada; se observa como una línea oscura

**Color:** las células que hay en su interior son de color gris pálido (la solución de yodo las tiñe de pardo oscuro)

**Contenido:** varía según el grado de maduración.

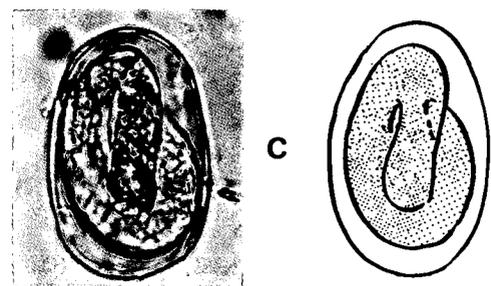
Tipo A (en heces fecales frescas):

4, 8 ó 16 células granulosas de color gris, claras, aunque no refractan la luz (blastómeras).



Tipo B (en heces fecales de algunas horas):

Masa uniforme compuesta por numerosas células granulosas de color gris.



Tipo C (en heces fecales de 12-48 horas):

Todo el huevo se encuentra lleno por una pequeña larva (el futuro nemátodo), replegada sobre sí misma. Este tipo de huevo se llama "embrionado".

## 2. *Ascaris lumbricoides*

Existen cuatro tipos de huevos de áscaris:

- A. Huevos fecundados, con envoltura doble
- B. Huevos no fecundados, con envoltura doble
- C. Huevos semidecorticados, fecundados (menos frecuentes)
- D. Huevos semidecorticados, no fecundados (sumamente raros).

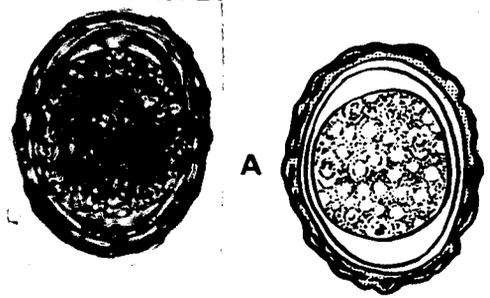
Lombriz  
(*Ascaris*)

Todo el mundo



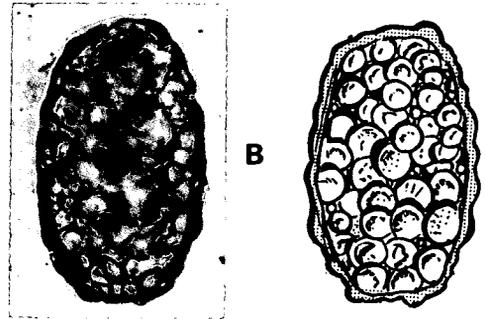
### A. Huevos fecundados, con envoltura doble

- Tamaño:** aproximadamente 70  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval o, a veces, redonda  
**Envoltura:** las dos envolturas se distinguen claramente:  
 – la envoltura externa es áspera, parda, cubierta por pequeñas protuberancias (mamelonada)  
 – la envoltura interna es lisa, gruesa e incolora  
**Color:** la envoltura externa es parda y el contenido de los huevos es incoloro o amarillo pálido  
**Contenido:** una sola masa central, redonda y granulosa.



### B. Huevos no fecundados, con envoltura doble

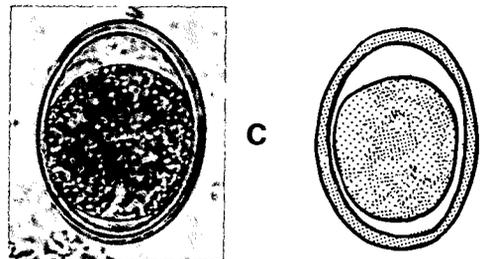
- Tamaño:** aproximadamente 80-90  $\mu\text{m}$  (mayores que los del tipo A)  
**Forma:** más alargados (elípticos o irregulares)  
**Envoltura:** las dos envolturas no se pueden distinguir con claridad:  
 – la envoltura externa es parda y bollonada, con protuberancias melladas  
 – la envoltura interna es sumamente delgada (algunas veces se pueden observar una o dos líneas)  
**Contenido:** el huevo se encuentra lleno de gránulos voluminosos y redondos que refractan intensamente la luz (son brillantes).



### C. Huevos semidecorticados, fecundados

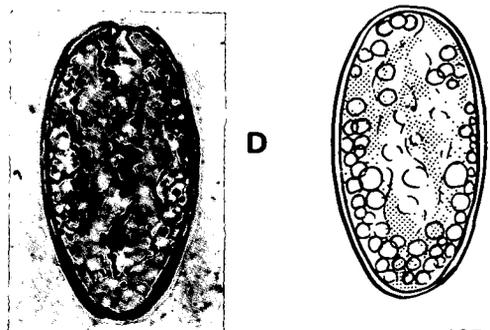
Son similares a los del tipo A, pero carecen de envoltura externa.

- Envoltura:** única, lisa, gruesa e incolora (o de color amarillo muy pálido)  
**Contenido:** una sola masa granulosa central, redonda e incolora.



### D. Huevos semidecorticados, no fecundados

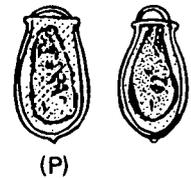
- Envoltura:** una sola envoltura lisa, delgada e incolora (línea doble)  
**Contenido:** gránulos voluminosos, redondos e incoloros, que refractan la luz.  
**Advertencia:** No se confunda el tipo D con los huevos de *Ancylostoma* o de *Fasciola gigantica*.



### 3. Clonorchis sinensis



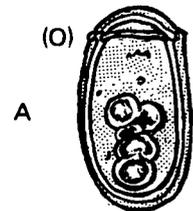
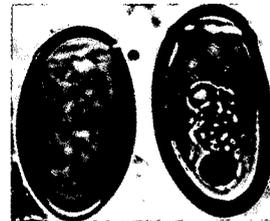
- Tamaño:** 25-30  $\mu\text{m}$   
**Forma:** característica (véase la ilustración)  
**Envoltura:** lisa y suave, aunque sumamente gruesa (línea doble)  
**Opérculo:** fácilmente visible en el extremo delgado del huevo, ajustado dentro de un engrosamiento anular de la envoltura  
**Giba:** pequeño botón situado en el extremo ancho del huevo (P)  
**Contenido:** un embrión ciliado, bien organizado  
**Color:** la envoltura es parda, ligeramente amarilla, y el contenido es amarillo pálido.



### 4. Dicrocoelium (varias especies)

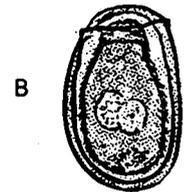


- Tamaño:** 45-50  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, más bien asimétrica  
**Envoltura:** gruesa y lisa, de color amarillo, anaranjado o ligeramente pardo  
**Opérculo:** fácilmente visible (O).



**A. Huevos en tránsito\*** (la forma que se encuentra con mayor frecuencia):

El color de la envoltura es variable; puede ser amarillo, anaranjado o ligeramente pardo. El huevo contiene una masa oval poco diferenciada, de color amarillo oscuro, en que frecuentemente se hallan 1-4 glóbulos que refractan la luz.



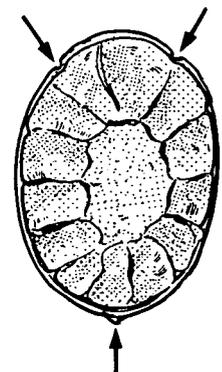
**B. Huevos de pacientes infectados** (sumamente raros):  
 La envoltura es de color uniforme, pardo oscuro. El huevo contiene un embrión ciliado.

\***Huevos en tránsito:** El paciente ha ingerido hígado de carnero o res infectado por el parásito. Los huevos no se digieren y, a pesar de que se encuentren en las heces fecales, el paciente no se infecta. Repita el examen 8 días después, e indique al paciente que, mientras tanto, no coma hígado o productos derivados de éste.

### 5. Diphyllbothrium latum



- Tamaño:** 70  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, uniforme  
**Envoltura:** lisa y delgada  
**Opérculo:** difícilmente visible cuando no se encuentra levantado  
**Giba:** sumamente pequeña, situada en el extremo opuesto al del opérculo  
**Contenido:** una masa de células pequeñas ordenadas alrededor de una célula central voluminosa  
**Color:** amarillo pálido.



## 6. Dipylidium caninum

Los huevos se encuentran apiñados en racimos de 6-20, envueltos por una membrana delgada.

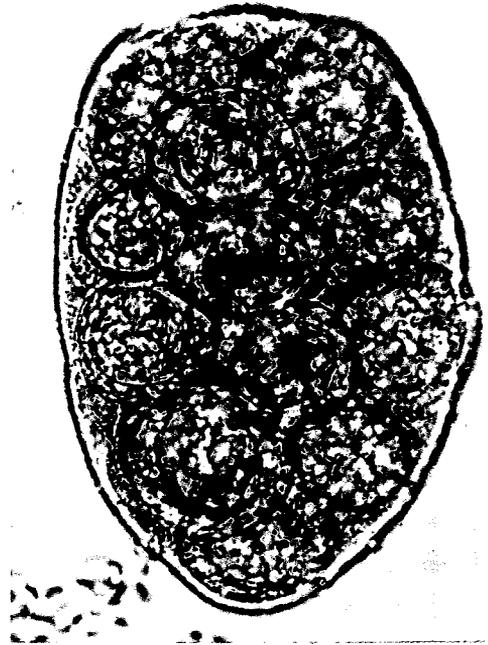
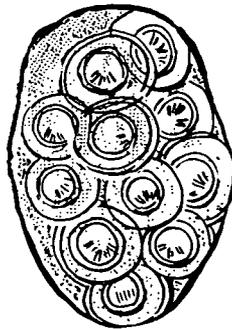
**Tamaño:** del racimo de huevos: 150-300  $\mu\text{m}$   
de cada huevo: 30-40  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda

**Envoltura:** gruesa, ligeramente granulosa, sin estrías

**Contenido:** una sola masa granulosa uniforme con tres pares de garfios que forman una especie de abanico y refractan la luz

**Color:** amarillo o gris pálido.



## 7. Enterobius vermicularis

**Tamaño:** 50-60  $\mu\text{m}$

**Forma:** oval, aunque claramente asimétrica (plana en un lado y redonda en el otro)

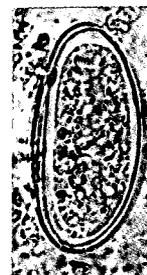
**Envoltura:** lisa y delgada, pero se puede observar una línea doble

**Contenido:** puede ser una masa granulosa pequeña (A) de forma oval irregular, o el embrión del helminto (B), que es una pequeña larva enroscada

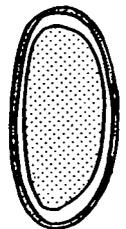
**Color:** incoloro, transparente.

Este huevo se encuentra más fácilmente en los pliegues de la piel que rodea el ano (véase la página 119).

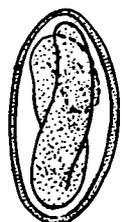
### Oxiuro



A



B



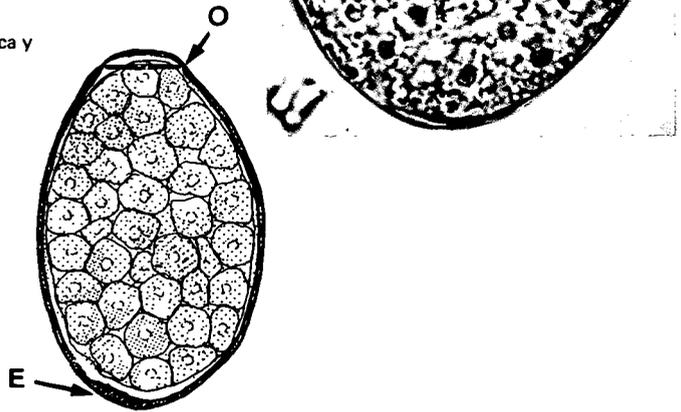
## 8. Fasciola hepatica (o gigantesca\*)

Todo el mundo

- Tamaño:** *F. hepatica*: 130  $\mu\text{m}$   
*F. gigantesca*: 150  $\mu\text{m}$
- Forma:** oval, con polos redondeados
- Envoltura:** lisa y suave, con una línea doble
- Contenido:** una masa de células voluminosas, difíciles de distinguir, cuyos núcleos son claros y granulados (ajústese el tornillo del microscopio para cambiar el enfoque)
- Color:** varía entre el amarillo y el pardo oscuro
- Otros caracteres:** opérculo (O) claramente delineado en uno de los polos; en esta región la envoltura puede estar visiblemente retraída. En el polo contrario hay un engrosamiento (E) de una pequeña porción de la envoltura.

Los huevos se suelen encontrar en cantidad reducida en las heces fecales (en los casos de duda se pueden hacer estudios ulteriores mediante aspiración duodenal). Los casos transmitidos por los huevos son raros.

\**F. gigantesca*: Se suele hallar en regiones tropicales de África y Asia.



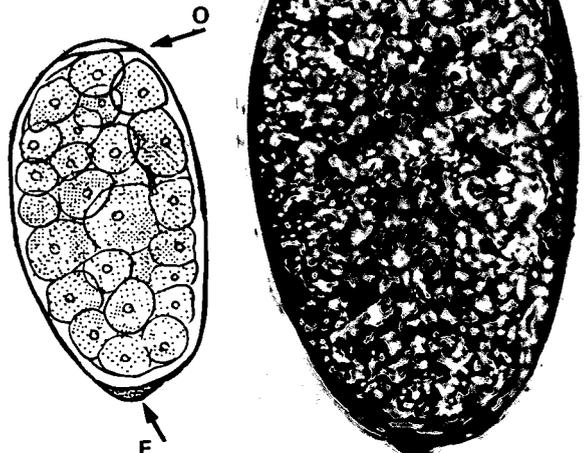
Asia

## 9. Fasciolopsis buski

- Tamaño:** 140  $\mu\text{m}$
- Forma:** oval
- Opérculo:** ligeramente menor (O) que el de *Fasciola hepatica*.

El huevo es muy semejante al de *Fasciola hepatica*, aunque tiene las diferencias siguientes:

- (a) **Envoltura:** más delgada, de una sola línea, con notable engrosamiento (E) en el polo contrario al que ocupa el opérculo
- (b) **Opérculo:** ligeramente menor
- (c) **Contenido:** puede estar formado por células que refractan la luz, con una célula clara en el centro del huevo
- (d) **Cantidad:** con frecuencia hay abundantes huevos en las heces fecales.



Principalmente  
Asia



### 10. Heterophyes heterophyes

Huevo semejante al de *Clonorchis sinensis*

**Tamaño:** 25-30  $\mu\text{m}$

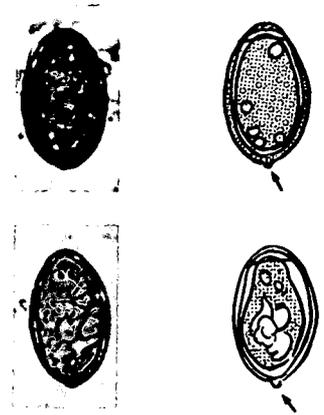
**Forma:** más ovalada; el opérculo no se traslapa

**Color:** varía entre amarillo y pardo oscuro

**Envoltura:** ligeramente más gruesa que la de *C. sinensis*

**Giba:** pequeña, con forma de verruga, situada en el extremo ancho del huevo; no siempre es visible

**Contenido:** una masa de células, que a veces contienen grandes gránulos que refractan la luz (en el huevo no fecundado) o un embrión ciliado.



### 11. Hymenolepis diminuta

Especia rara (se encuentra en heces fecales de niños)

**Tamaño:** 70-80  $\mu\text{m}$  (considerablemente mayor que *H. nana*)

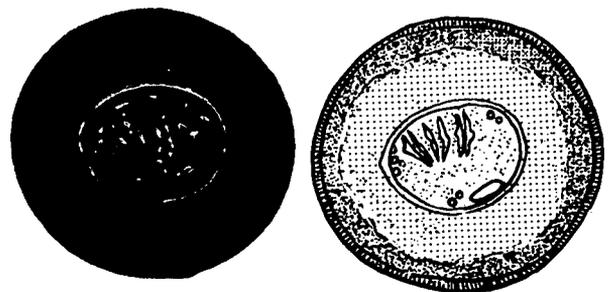
**Forma:** redonda

**Color:** transparente o amarillo pálido

**Envoltura:** sumamente gruesa:  
— la envoltura externa es delgada, con líneas transversales  
— la envoltura interna es muy gruesa, sin filamentos

**Contenido:** un embrión redondo, con 6 garfios dispuestos en forma de abanico.

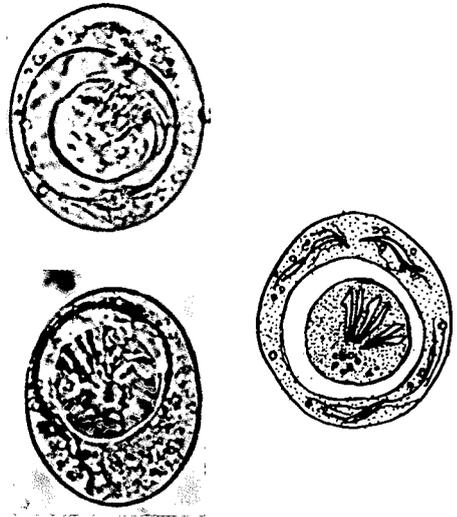
Todo el  
mundo



## 12. Hymenolepis nana

- Tamaño:** 45-50  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, casi redonda  
**Envoltura:** doble; membrana externa delgada y membrana interna frecuentemente más gruesa en los polos, con filamentos que se extienden a partir de éstos (redúzcase la iluminación para poderlos observar), mezclados con gránulos que ocupan el espacio que hay entre las dos membranas  
**Color:** gris muy pálido  
**Contenido:** una masa redonda (el embrión) con 6 garfios que refractan la luz, dispuestos en forma de abanico y, con frecuencia, algunos gránulos claramente definidos en el centro.

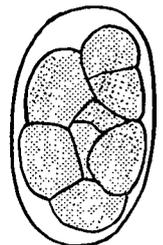
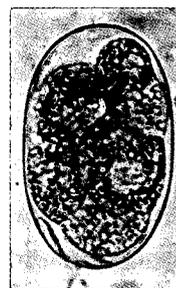
Importante: Anótese en el registro si los huevos encontrados son abundantes o escasos.



## 13 Necator americanus

El huevo es casi idéntico al de *Ancylostoma duodenale*

- Tamaño:** un poco mayor (70  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** los polos son más aplanados  
**Contenido:** siempre contiene por lo menos 8 células (jamás 4, como *A. duodenale* en heces fecales frescas).



## 14. Metagonimus yokogawai

Huevo semejante a los de *Clonorchis sinensis* y *Heterophyes heterophyes*

- Tamaño:** 25-30  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, son salientes notables  
**Envoltura:** sumamente gruesa (la más gruesa de los 3 huevos)  
**Opérculo:** más redondo que el de *H. heterophyes*; se traslapa menos que el de *C. sinensis*  
**Giba:** sumamente pequeña o invisible; situada en el polo contrario al del opérculo  
**Contenido:** un embrión ciliado.



## 15. *Opistorchis felineus*

Principalmente  
Asia 

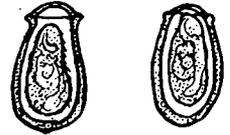
Huevo también semejante al de *Clonorchis sinensis*

**Tamaño:** idéntico (25-30  $\mu\text{m}$ )

**Contenido:** un embrión ciliado

Algunas diferencias:

- (a) **Forma:** ligeramente menos amplio y protuberante en la base; algunos huevos son asimétricos
- (b) **Opérculo:** se traslapa menos
- (c) **Giba:** raras veces es visible.



Es sumamente difícil distinguir los huevos de los cuatro parásitos lanceolados orientales:

*Clonorchis sinensis:* redondeado, con opérculo que se traslapa claramente

*Heterophyes heterophyes:* redondeado, de color más oscuro

*Metagonimus yokogawai:* envoltura más gruesa

*Opisthorchis felineus:* delgado, frecuentemente asimétrico, sin giba visible.

Lejano Oriente  
(Africa Central) 

## 16. *Paragonimus westermani*

Los huevos se encuentran principalmente en el esputo (si se degluten también se pueden observar en las heces fecales).

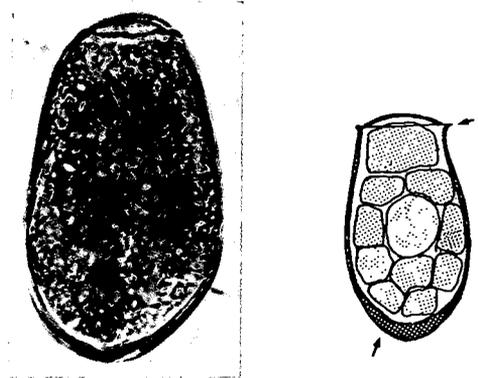
**Tamaño:** 100  $\mu\text{m}$  (menor que el huevo de *F. gigantea*)

**Forma:** oval, frecuentemente aplanado por un lado sumamente característico, con un anillo notable (semeja una tapa plana)

**Envoltura:** engrosamiento acusado en el extremo contrario al del opérculo

**Color:** pardo dorado

**Contenido:** espacio central claro, rodeado de células cuadrangulares.



Africa, al  
Sur del Sahara 

## 17. *Schistosoma bovis*

Los huevos se hallan en las heces fecales de pacientes que han comido carne de res infectada.

**Tamaño:** muy voluminoso (200  $\mu\text{m}$ )

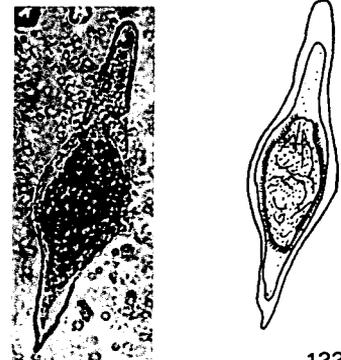
**Forma:** fusiforme, con extremos delgados que se extienden hasta cierta distancia del embrión

**Espolón:** largo espolón terminal

**Contenido:** pequeño embrión redondo que se encuentra en el centro del huevo sin llenarlo completamente.

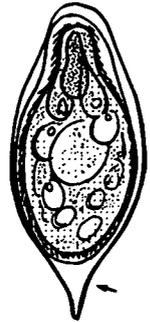
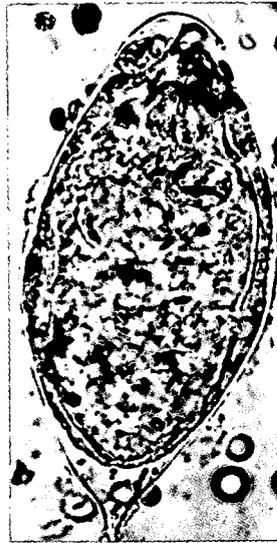
Este helminto no causa enfermedades al ser humano.

escala  
reducida  
a la mitad



### Esquistosoma vesical

Africa  
Mediterráneo Oriental



### 18. Schistosoma haematobium

Los huevos se encuentran en la orina (véase el procedimiento para detectarlos en la página 178) y ocasionalmente en las heces fecales.

**Tamaño:** 120-150  $\mu\text{m}$

**Forma:** oval, con un polo notablemente redondeado

**Espolón:** terminal, situado en el polo opuesto

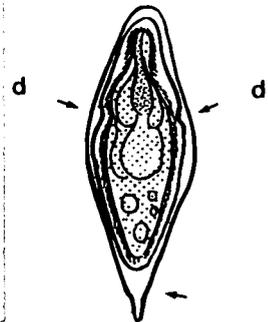
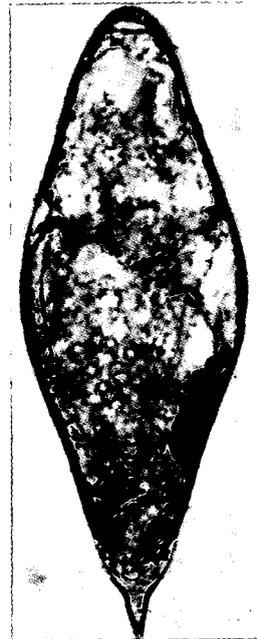
**Envoltura:** lisa, sumamente delgada

**Color:** gris o amarillo pálido

**Contenido:** un embrión ciliado, bien formado, envuelto por una membrana (membrana interna).

### Esquistosoma rectal

Africa



### 19. Schistosoma intercalatum

Huevos de aspecto semejante a los de *S. haematobium*, que se encuentran en las heces fecales.

Existen algunas diferencias:

**Tamaño:** ligeramente mayor (150-180  $\mu\text{m}$ )

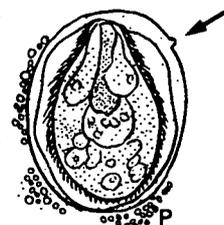
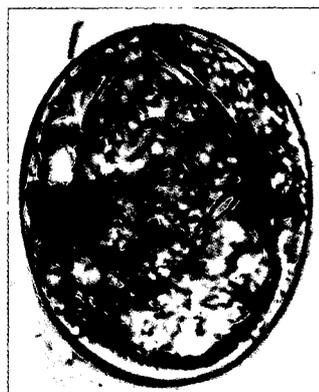
**Espolón:** terminal, más largo y delgado

**Forma:** fusiforme; menos ancho (particularmente aplanado por los lados, hacia el polo redondo)

**Contenido:** un embrión ciliado envuelto por una membrana con dos depresiones (d) o melladuras, una a cada lado, cerca de la parte media.

### Esquistosoma oriental

Lejano Oriente 



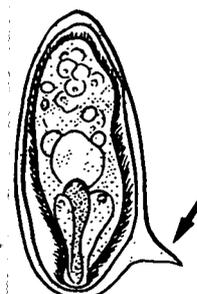
### 20. Schistosoma japonicum

**Tamaño:** 70-80  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, casi redonda  
**Color:** transparente o amarillo pálido  
**Espolón:** difícil de descubrir, lateral y sumamente pequeño; puede estar oculto por gránulos (P) que frecuentemente se encuentran en la superficie del huevo

**Contenido:** un embrión ciliado muy amplio.

### Esquistosoma intestinal

Africa, al sur del Sahara  
América tropical 



### 21. Schistosoma mansoni

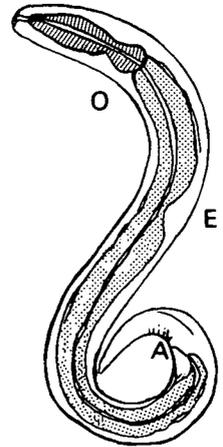
**Tamaño:** 150  $\mu\text{m}$  (= 3 huevos de *Ancylostoma*)  
**Forma:** oval, con un polo claramente redondeado y el otro casi cónico  
**Espolón:** lateral, cercano al polo redondeado; voluminoso y triangular (si está oculto bajo el huevo ajústese el enfoque del microscopio)

**Envoltura:** lisa, sumamente delgada

**Color:** amarillo pálido

**Contenido:** un embrión ciliado voluminoso, envuelto por una membrana (envoltura interna) como en todas las especies de *Schistosoma*.

Países  
cálidos



## 22. Strongyloides stercoralis: A. larvæ

Las larvas tienen gran movilidad en las heces fecales.

**Tamaño:** 200-300  $\mu\text{m}$  de longitud y 15  $\mu\text{m}$  de grosor

**Cola:** relativamente delgada

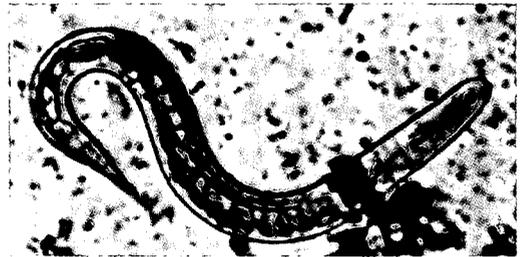
**Boca:** pequeña

**Tubo**

**digestivo:** fácilmente visible; consta de un esófago (O) con dos ensanchamientos en un extremo y un poro anal en el otro (A)

**Primordio**

**genital:** espacio redondo y claro, próximo a la parte media de la larva (E)



## Strongyloides stercoralis: B. huevos

Es raro encontrar huevos de *S. stercoralis* en heces formadas, ya que maduran antes de la evacuación y producen las larvas descritas anteriormente. Sin embargo, se pueden hallar en *heces líquidas* (y ocasionalmente en heces formadas de los portadores de ciertas variedades).

Estos huevos son muy semejantes a los de *Ancylostoma duodenale*.

**Tamaño:** 50  $\mu\text{m}$  (ligeramente menores)

**Forma:** similar a los huevos de *Ancylostoma*

**Envoltura:** similar a la de los huevos de *Ancylostoma*

**Color:** similar al de los huevos de *Ancylostoma*

**Contenido:** una larva gruesa, plegada sobre sí misma una o dos veces y provista algunas veces de movilidad.



### 23. Taenia saginata

### 24. Taenia solium\*

Los huevos\*\* de estos dos céstodos son casi idénticos. Se pueden encontrar en las heces fecales y los de *T. saginata* también se recogen de la piel que rodea el ano (véase la página 119).

**Tamaño:** 30-40  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda

**Envoltura:** sumamente gruesa y lisa, con líneas transversales (redúzcase la iluminación)

**Color:** – de la envoltura: amarillo oscuro o pardo  
– del contenido: amarillo pálido o gris

**Contenido:** una masa granulosa redonda con tres pares de ganchos que refractan la luz (ajústese el enfoque)

**Saco**

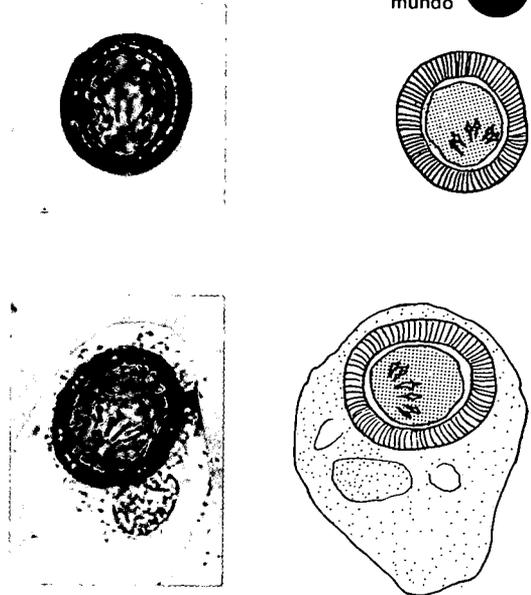
**externo:** algunas veces el huevo se encuentra encerrado en un saco transparente, en cuyo interior flota.

\*Las parasitosis por *Taenia solium* se restringen principalmente a regiones de escaso desarrollo socioeconómico del centro y el sur de África, América Latina y el sur de Asia.

\*\*La denominación adecuada para estos huevos es "embrióforos", o sean huevos embrionados desprovistos del saco externo.

Tenia

Todo el mundo



### 25. Trichostrongylus (varias especies)

Huevos muy semejantes a los de *Ancylostoma duodenale*

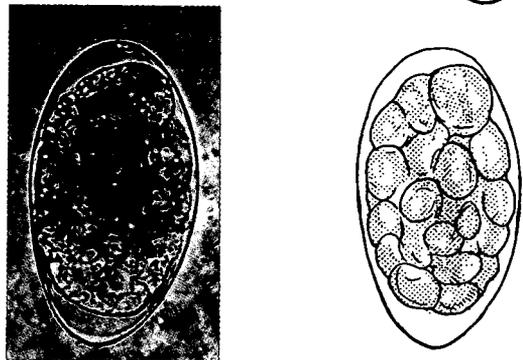
**Tamaño:** 80-90  $\mu\text{m}$  (ligeramente mayores que los huevos de *A. duodenale*)

**Forma:** oval, asimétrica:  
– uno de los polos es redondo  
– el polo opuesto es más delgado

**Envoltura:** sumamente delgada, como la de *Ancylostoma*

**Contenido:** en heces fecales frescas: una masa con no menos de 20 pequeñas células granulosas y redondas. El huevo se transforma rápidamente en embrión.

Asia



### 26. Trichuris trichiura

**Tamaño:** 50  $\mu\text{m}$

**Forma:** elipsoidal

**Envoltura:** más bien gruesa y lisa, con dos capas

**Color:** envoltura anaranjada; contenido amarillo

**Otros**

**caracteres:** un tapón redondo y transparente en cada polo

**Contenido:** una masa granulosa uniforme (que en las heces "viejas" a veces se halla dividida).

**Importante:** especifique si se observan huevos abundantes o escasos.

Tricocéfalo

Todo el mundo



## NO CONFUNDIR CON HUEVOS DE PARASITOS

### 1. Gránulos de almidón de origen vegetal

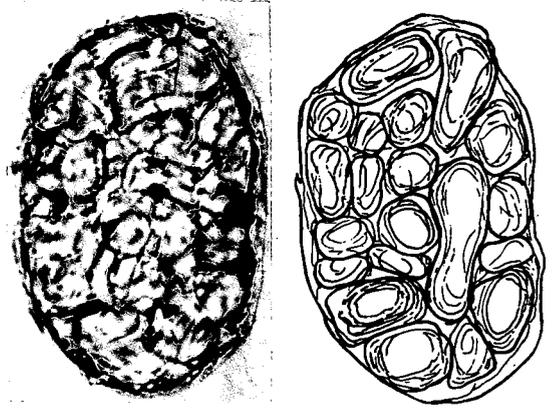
**Tamaño:** 50-100  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda u oval y alargada; el contorno *siempre es accidentado*, con melladuras bruscas

**Color:** blanquecino o amarillo grisáceo; la solución de yodo lo vuelve violáceo

**Contenido:** masas apretadas de almidón.

Estos gránulos son residuos de alimentos que contienen almidón, como las patatas, las judías, el ñame y la yuca.



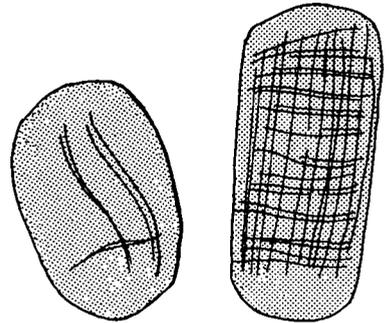
### 2. Fibras de carne digerida

**Tamaño:** 100-200  $\mu\text{m}$

**Forma:** oval o rectangular, con ángulos redondeados

**Color:** amarillo

**Contenido:** transparente, sin gránulos o líneas (puede haber líneas cuando la carne no se ha digerido adecuadamente).



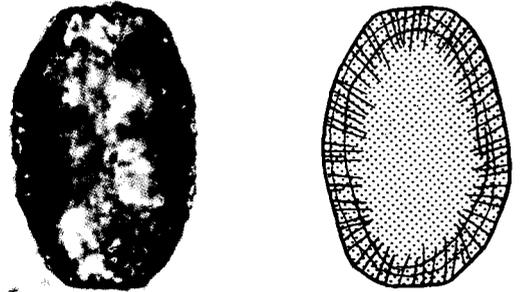
### 3. Jabones

**Tamaño:** 20-1000  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda, ovalada o irregular (semejante al corte de un tronco de árbol)

**Color:** pardo amarillento o incoloro

**Contenido:** líneas que irradian desde el centro, visibles cerca de los bordes; centro vacío.



### 4. Burbujas y gotas de grasa

**Tamaño:** variable (pueden ser de cualquier tamaño)

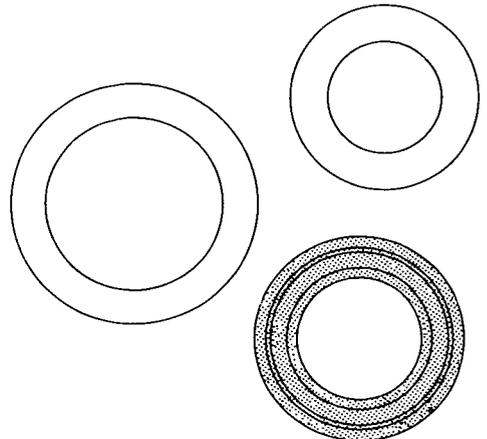
**Forma:** perfectamente redonda

**Falsa**

**envoltura:** anillo que refracta la luz intensamente (varios anillos en las gotas de grasa)

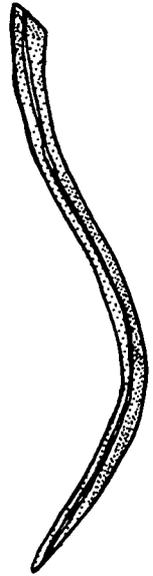
**Contenido:** ninguno.

Obsérvense las grandes diferencias de tamaño en la preparación que se ilustra.



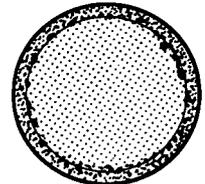
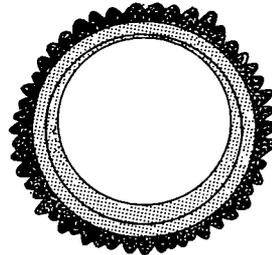
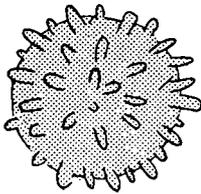
## 5. Pelos vegetales

- Tamaño:** sumamente variable (50-300  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** generalmente rígida y a menudo curva; ancha y trunca en un extremo, delgada en el otro  
**Color:** amarillo pálido  
**Contenido:** un conducto central, estrecho y vacío, entre dos capas transparentes que refractan la luz.

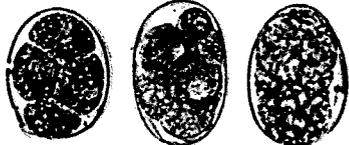
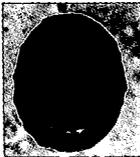
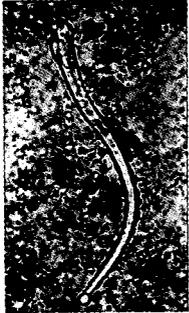


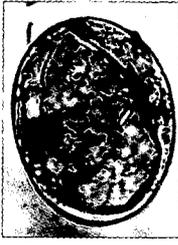
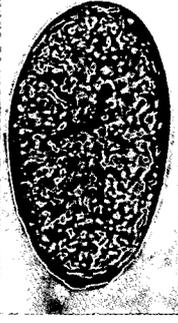
## 6. Granos de polen y esporas de hongos

Varían mucho según el lugar del mundo y la alimentación. Sus formas diferentes y características y otras particularidades (salientes dentadas o redondas, etc.) ayudan a diferenciarlas de los huevos de parásitos.



HUEVOS MAS FRECUENTES y algunas estructuras microscópicas que pueden producir confusiones

|  |  |   |  |
|--|--|---|--|
| <p style="text-align: right;">1<br/>13</p>  <p style="text-align: center;"><i>Ancylostoma duodenale</i></p>             | <p style="text-align: right;">2</p>  <p style="text-align: center;"><i>Ascaris lumbricoides</i><br/>(huevo fecundado)</p> | <p style="text-align: right;">2</p>  <p style="text-align: center;"><i>Ascaris lumbricoides</i><br/>(huevo no fecundado)</p>                 |  |
|  <p style="text-align: center;">Gránulo de almidón</p>  |  <p style="text-align: center;">Jabón</p>   | <p style="text-align: right;">2</p>  <p style="text-align: center;"><i>Ascaris lumbricoides</i><br/>(huevo semidecorticado,<br/>fecundado)</p> | <p style="text-align: right;">2</p>  <p style="text-align: center;"><i>Ascaris lumbricoides</i><br/>(huevo semidecorticado,<br/>no fecundado)</p> |
| <p style="text-align: right;">26</p>  <p style="text-align: center;"><i>Trichuris trichiura</i><br/>(tricocéfalo)</p> | <p style="text-align: right;">12</p>  <p style="text-align: center;"><i>H. nana</i></p>                                 | <p style="text-align: right;">23<br/>24</p>  <p style="text-align: center;"><i>Taenia saginata</i><br/><i>Taenia solium</i></p>              | <p style="text-align: right;">7</p>  <p style="text-align: center;"><i>Enterobius vermicularis</i><br/>(oxiuro)</p>                             |
| <p style="text-align: right;">18</p>  <p style="text-align: center;"><i>S. haematobium</i></p>                        | <p style="text-align: right;">21</p>  <p style="text-align: center;"><i>S. mansoni</i></p>                              | <p style="text-align: right;">22</p>  <p style="text-align: center;"><i>Strongyloides stercoralis</i><br/>(larva)</p>                        |  <p style="text-align: center;">Pelo vegetal</p>  |

|  |   |   |  |
|--|---|---|--|
| <p>4</p>  <p><i>Dicrocoelium</i><br/>(de paciente parasitado)</p> | <p>4</p>  <p><i>Dicrocoelium</i><br/>(huevo en tránsito)</p>             | <p>20</p>  <p><i>S. japonicum</i><br/>(muy frecuente)</p>          | <p>3</p>  <p><i>C. sinensis</i><br/>(muy frecuente)</p> |
| <p>5</p>  <p><i>Diphylobothrium latum</i></p>                     | <p>11</p>  <p><i>H. diminuta</i></p>                                     | <p>10</p>  <p><i>H. heterophyes</i></p>                            | <p>15</p>  <p><i>O. felineus</i></p>                    |
| <p>22</p>  <p><i>Strongyloides stercoralis</i><br/>(huevo)</p>  | <p>Fragmento de carne<br/>(fibra muscular)</p>                         | <p>25</p>  <p><i>Trichostrongylus</i></p>                        | <p>14</p>  <p><i>M. yokogawai</i></p>                 |
| <p>19</p>  <p><i>S. intercalatum</i></p>                        | <p>16</p>  <p><i>Paragonimus westermani</i><br/>(distoma pulmonar)</p> | <p>8</p>  <p><i>Fasciola hepatica</i><br/>o <i>gigantica</i></p> | <p>9</p>  <p><i>Fasciolopsis buski</i></p>            |

## COMO SE PRODUCEN LAS INFECCIONES POR PARASITOS INTESTINALES

Es muy conveniente que el técnico de laboratorio comprenda como se producen las infecciones por parásitos intestinales a fin de que pueda proporcionar información sobre higiene a quienes le rodean y además, sepa él mismo como evitar estas infecciones, especialmente en el propio laboratorio.

| Parasitosis por:                         | Se produce por:  |
|--|--|
| <i>Ancylostoma</i>                       | caminar descalzo en terrenos contaminados con heces fecales; jugar en el suelo (niños)   |
| <i>Ascaris</i>                           | comer vegetales y ensaladas crudos sin haberlos lavado adecuadamente; jugar en terrenos infectados (niños)                                       |
| <i>Strongyloides</i>                     | caminar descalzo en terrenos contaminados con materias fecales; autoinfección;*<br>tocar con las manos, <i>en el laboratorio</i> , heces fecales |
| <i>Esquistosomas</i>                     | bañarse en arroyos o estanques contaminados con heces fecales u orina  |
| <i>Diphyllobothrium</i>                  | comer peces de lagos o ríos sin suficiente cocción   |
| <b>Distomas:</b>                         |  |
| — <i>F. hepatica</i> o <i>gigantica</i>  | comer ensaladas sin haberlas lavado  |
| — <i>Paragonimus</i>                     | comer cangrejos de río sin suficiente cocción  |
| — <i>Dicrocoelium</i>                    | deglutir accidentalmente hormigas infectadas (en ensaladas sin lavar o jugando los niños en el césped)   |
| — <i>Clonorchis</i>                      | comer peces de río sin suficiente cocción  |
| <i>Oxiuros</i>                           | tener contactos con personas infectadas cuyas manos se encuentren sucias (niños que juegan juntos); autoinfección                                |
| <i>Tenias de la res y el cerdo</i>       | comer carne infectada sin suficiente cocción   |
| <i>Cisticercos de la tenia del cerdo</i> | comer vegetales crudos sin lavar; autoinfección  |
| <i>Dipylidium caninum</i>                | deglutir pulgas de perros infectados (niños)   |
| <i>Hymenolepis nana</i>                  | comer vegetales contaminados; tener contactos con personas infectadas; manipular las muestras en el laboratorio sin las debidas precauciones     |
| <i>Hymenolepis diminuta</i>              | deglutir pulgas de ratas   |
| <i>Tricocéfalos</i>                      | comer vegetales y ensaladas sin lavar  |
| <i>Trichostrongylus</i>                  | comer ensaladas sin lavar (Asia).  |

---

### Protozoarios\*\*

*Entamoeba histolytica* y *Giardia lamblia*

por beber agua contaminada, comer ensaladas sin lavar, tener contactos con personas infectadas cuyas manos se encuentren sucias y no respetar los reglamentos de limpieza *del laboratorio*.

*Balantidium coli* por comer vegetales sin lavar; por tener contactos con cerdos (en granjas).

---

\* Autoinfección: el paciente se reinfecta, perpetuando su enfermedad.

\*\* Para la identificación de protozoarios intestinales véanse las páginas 147 y 155.

## 5. Helmintos adultos que se encuentran en las heces fecales

Los helmintos que se reciben en el laboratorio para su identificación se pueden haber recogido de las heces fecales, la ropa personal o de cama, o durante una operación quirúrgica.

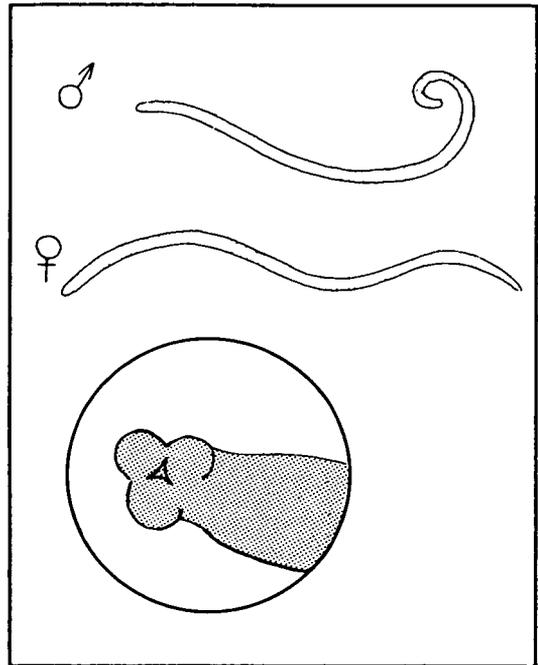
Se deberá examinar:

- su longitud
- su forma
- si son planos y segmentados
- si son cilíndricos (redondos) o no.

### A. HELMINTOS REDONDOS FRECUENTES

#### 1. *Ascaris*: helmintos redondos grandes

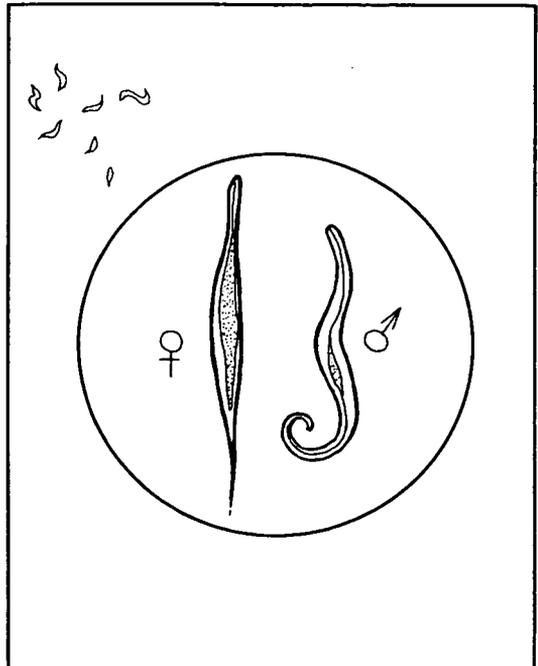
- Color:* rosáceo  
*Grosor:* 0,3-0,5 cm  
*Longitud:* macho: aproximadamente 15 cm, con cola formando un bucle  
hembra: 20-25 cm, con cola recta.



#### 2. *Oxiuros*: helmintos redondos pequeños

- Color:* blanco  
*Longitud:* hembra: 1 cm, con cola muy puntiaguda  
macho: 0,5 cm (los machos son menos frecuentes).

Los oxiuros se suelen encontrar en cantidades abundantes, especialmente en las heces fecales de los niños, y son móviles. También se pueden hallar en los pliegues de la piel que rodea el ano, de donde se obtienen por medio de una cinta adhesiva de celofán (véase la página 119).



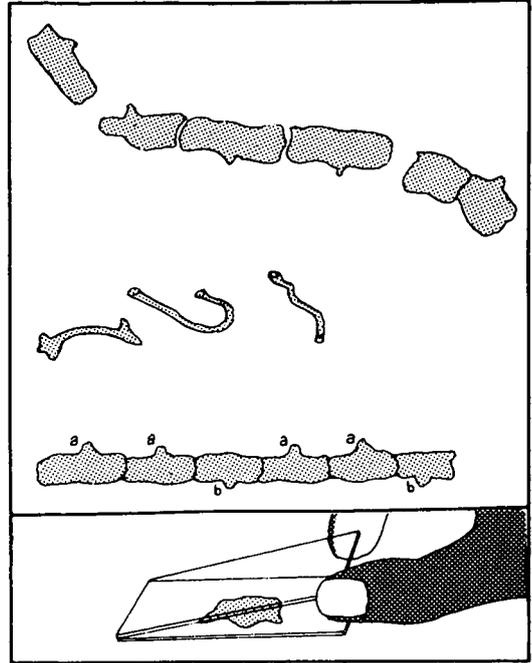
## B. TENIAS. HELMINTOS PLANOS SEGMENTADOS

**Color:** marfil o azul pálido  
**Longitud:** todo el helminto: 3-10 m; sin embargo, por lo general se envían para su examen los segmentos maduros separados (longitud: 1-3 cm) o fragmentos de la cadena, cuya longitud es sumamente variable.

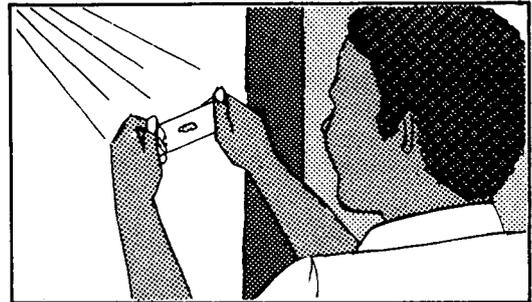
**Importante**  
Si hay tardanza en realizar el examen las piezas separadas se pueden secar y enrollar, tomando el aspecto de helmintos redondos. Humedézcanse para devolverles su forma.

### Examen

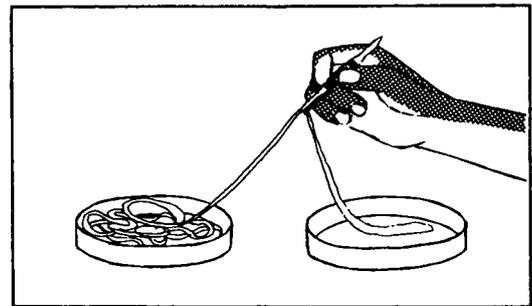
1. Examine una *cadena de segmentos* para observar el orden de los poros laterales.
2. Examine *un solo segmento* aplanado suavemente entre dos portaobjetos.



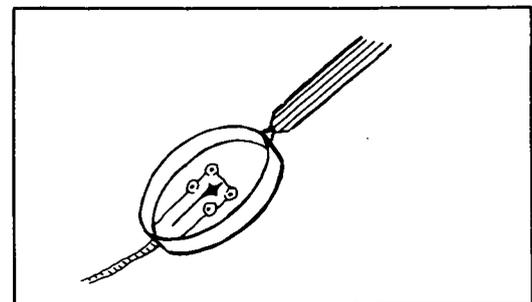
Sostenga el portaobjetos contra la luz para observar y contar las ramificaciones uterinas a simple vista.



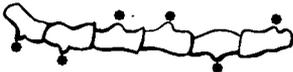
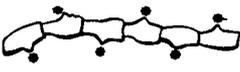
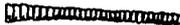
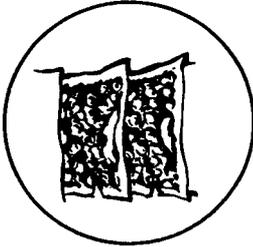
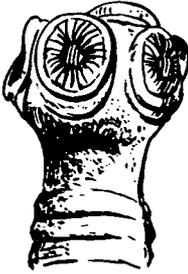
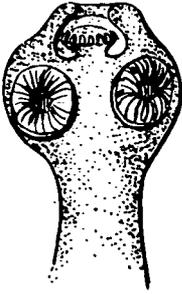
3. **Para examinar la cabeza (scolex):**
  - coloque todo el helminto en una caja de Petri o un plato llenos de agua
  - por medio de una pinza traslade el helminto poco a poco a otro plato; desenrólese comenzando por el extremo más grueso.



- si al final de una porción sumamente estrecha (cuello) se encuentra un ensanchamiento del tamaño de una cabeza de alfiler pequeña, examine con una lupa o con microscopio (con objetivo x 10). La cabeza solo se encuentra raras veces.



**C. HELMINTOS PLANOS – TENIAS – GUIA PARA IDENTIFICARLOS**

| Muy frecuentes  | Menos frecuentes   |  |   |
|---|--|--|---|
| TENIA DE LA RES<br>( <i>Taenia saginata</i> )   | TENIA DEL CERDO<br>( <i>Taenia solium</i> )  | TENIA ENANA<br>( <i>Hymenolepis nana</i> )   | TENIA CANINA<br>( <i>Dipylidium caninum</i> )   |
| <p>Segmentos rectangulares separados que suelen hallarse entre la ropa personal o de cama; salen por el ano independientemente de las heces fecales</p> <p>Forman parte de un helminto intestinal de 3-5 m de longitud.</p> | <p>Pequeñas cadenas de 3-4 segmentos rectangulares que se hallan en las heces fecales</p>  | <p>Pequeño helminto de 2-4 cm de longitud</p>  | <p>Helminto de 5-30 cm de longitud</p>  |
|  <p>Poros colocados alterna e irregularmente</p>   |  <p>Poros colocados generalmente alterna y uniformemente</p>  |  <p>Todos los poros se encuentran en el mismo sitio</p>                       |  <p>Un poro de cada lado de los segmentos</p>                                      |
| <p>Segmentos color marfilino, de 1-2 cm</p>  <p>Aproximadamente 20 ramificaciones uterinas</p>   | <p>Segmentos de color azul pálido, de 0,5-1,5 cm</p>  <p>10 ramificaciones uterinas aproximadamente</p> | <p>1 mm de anchura</p>  <p>Ramificaciones uterinas difícilmente visibles</p> | <p>Segmentos color rojizo, de 0,3-0,5 cm</p>  <p>Dos ramificaciones uterinas</p> |
|  <p>4 ventosas (de 2 mm de diámetro)</p>   |  <p>2 coronas de ganchos – 4 ventosas (de 1 mm de diámetro)</p>   |  <p>1 corona invaginada de ganchos; 4 ventosas</p>                          |  <p>4 coronas externas de ganchos; 4 ventosas (de 0,5 mm de diámetro)</p>        |

**OTROS HELMINTOS PLANOS:**

*Dibothriocephalus* se encuentra principalmente en los climas fríos

*Echinococcus* se encuentra en los perros; en el hombre solo se encuentran los quistes hidatídicos.

## D. OTROS HELMINTOS

Raras veces se observan en las heces fecales. Ocasionalmente se hallan en los órganos del paciente durante una operación quirúrgica. En el hígado y los intestinos puede haber distomas.

### Ancylostoma

Pequeño helminto redondo (semejante a un trozo de hilo).

**Longitud:** 1-1,5 cm

**Color:** blanco o rojo si contiene sangre.

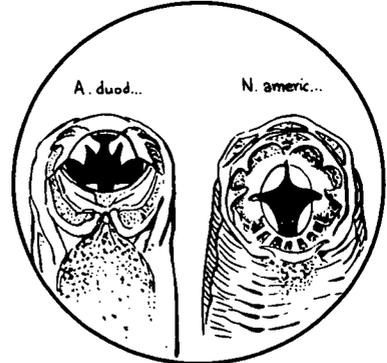
Se asemeja al oxiuro.

Examínese la cabeza con el microscopio (con objetivo x 10).

Tamaño real



Con lupa  
(o microscopio)



### Tricocéfale

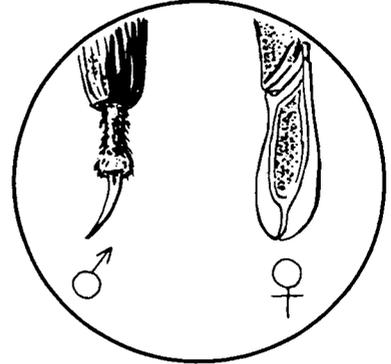
Pequeño helminto delgado

**Longitud:** 3-5 cm

**Color:** blanco.

Semeja un pequeño látigo; le tercera parte de su cuerpo es relativamente gruesa y el resto es filiforme.

Este helminto habita en la pared del ciego o bien, ocasionalmente, en el recto.

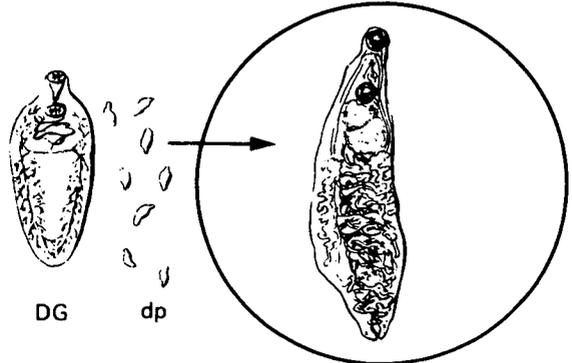


### Distoma

Helminto plano provisto de dos ventosas; semeja una hoja.

**Distoma grande** de 2-3 cm de longitud, relativamente ancho, de color rojo pardo o blanco opaco (DG)

**Distoma pequeño** de 0,5-1 cm de longitud, menos ancho, transparente, de color rojo sucio (dp).



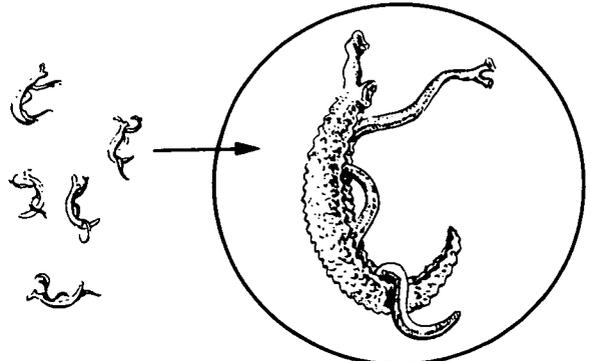
### Esquistosoma

Pequeño helminto delgado

**Longitud:** 0,5-1,5 cm

**Color:** blanco.

El macho, que es plano, se enrolla en la hembra filiforme, que es ligeramente más larga. Cada helminto posee dos ventosas cerca de la cabeza.



## 6. Amebas, flagelados y ciliados: formas móviles

---

### Definiciones

Los protozoarios son microorganismos compuestos por una sola célula. En las heces fecales se pueden encontrar en su forma móvil (trofozoitos) o como quistes.

El movimiento de los trofozoitos obedece:

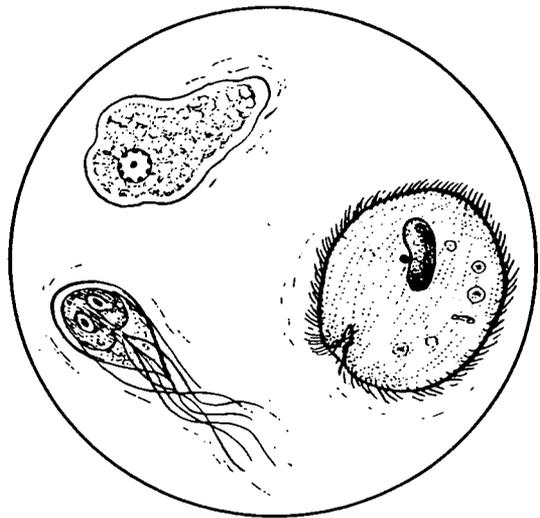
- a desplazamientos lentos de la célula (amebas) o
- a que están dotados de flagelos (largos hilos que semejan látigos) o cilios (pelos numerosos y cortos) que se mueven rápidamente.

En su forma móvil los protozoarios se encuentran principalmente en:

- heces fecales líquidas
- heces con moco
- heces blandas, no formadas.

### Clasificación

|                        |            |
|------------------------|------------|
| Sin flagelos ni cilios | AMEBAS     |
| Con flagelos           | FLAGELADOS |
| Con cilios             | CILIADOS   |



### Preparación de portaobjetos para exámenes

1. Examine solo heces fecales frescas (de menos de una hora; las amebas se inmovilizan muy rápidamente).
2. Si en el laboratorio se recibe cierto número de muestras de heces fecales al mismo tiempo, comience por examinar las más líquidas, que contengan moco.
3. Tome una porción de la superficie de la muestra donde se encuentre el moco.
4. Examine en una solución de cloruro sódico (reactivo No. 48), calentando ligeramente con temperatura baja u observe directamente si las heces son muy líquidas. Utilice el objetivo x 40.
5. Los trofozoitos se inmovilizan en solución de yodo (reactivo No. 35). El núcleo se tiñe claramente, pero puede ser difícil distinguir entre trofozoitos y quistes.
6. Si se añade una gota de eosina, a razón de 20 g/l en solución salina (reactivo No. 20), se tiñe todo el campo microscópico, excepto los protozoarios (particularmente las amebas), que continúan siendo incoloras y de este modo se pueden reconocer con facilidad.

### Relación de protozoarios intestinales

Algunos protozoarios intestinales son patógenos; otros lo son menos, o son inocuos. Estos parásitos se encuentran en todas partes del mundo.

#### A. AMEBAS

1. *Entamoeba histolytica* Esta ameba, que puede causar disentería o abscesos, es la única comúnmente patógena para el ser humano.
2. *Entamoeba coli* No es patógena, aunque es sumamente abundante
3. *Otras amebas:* No son patógenas.
  - *Entamoeba hartmanni* Son difíciles de distinguir unas de otras, aunque esto no es realmente importante;
  - *Endolimax nana* basta poderlas diferenciar de *E. histolytica*.
  - *Iodamoeba buetschlii*
  - *Dientamoeba fragilis*

#### B. FLAGELADOS

1. *Giardia lamblia* Patógeno
2. *Trichomonas hominis* No patógeno
3. *Chilomastix mesnili* No patógeno.

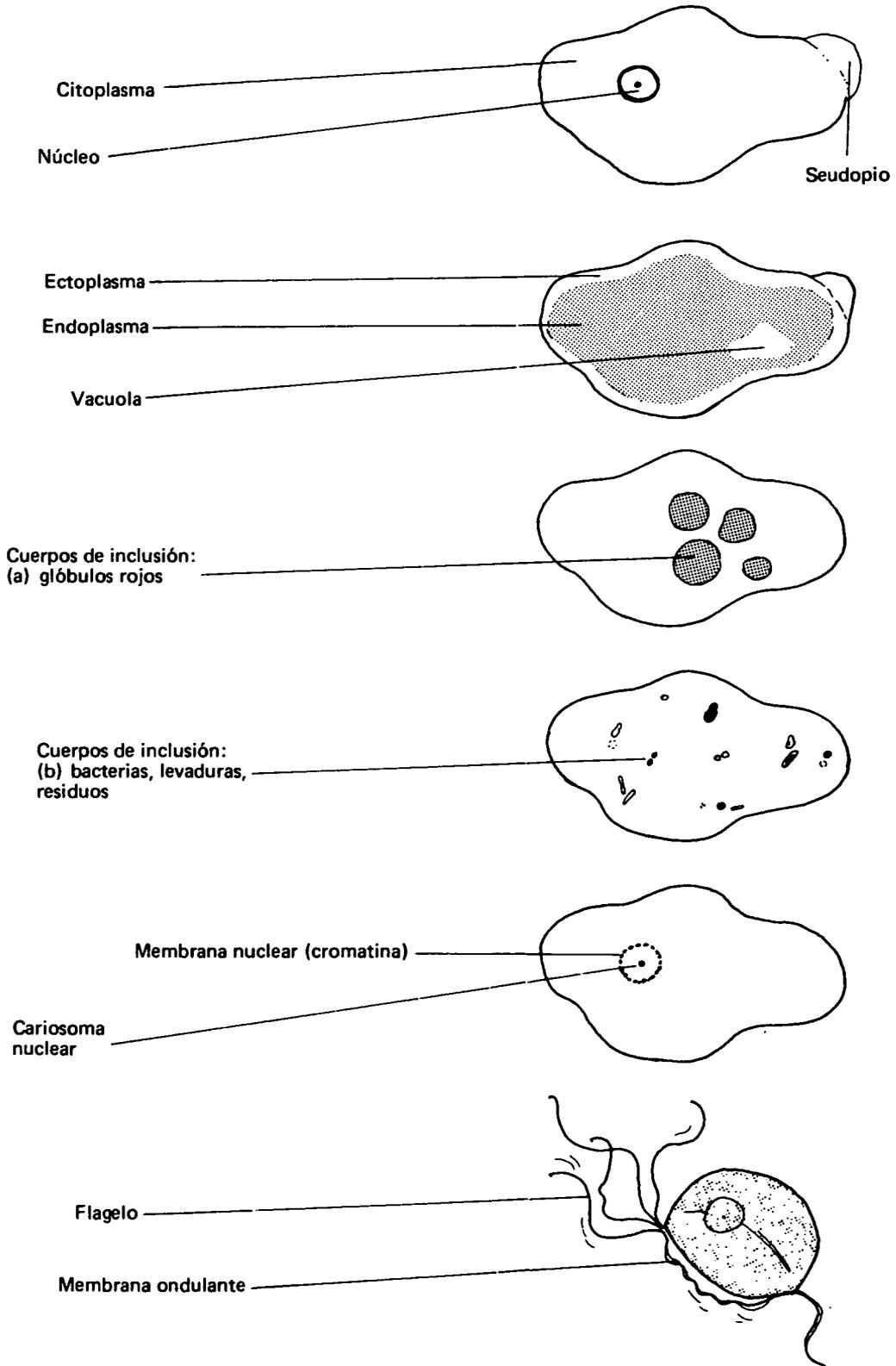
#### C. CILIADOS

1. *Balantidium coli* Patógeno.

Por lo tanto, el principal problema para el laboratorio es:

- la identificación precisa de: *E. histolytica*  
*G. lamblia*  
*B. coli*.

**Algunas características útiles para reconocer formas móviles de protozoarios intestinales**



## A. AMEBAS

### 1. *Entamoeba histolytica* (ameba de la disentería)

**Tamaño:** varía entre 12 y 35  $\mu\text{m}$  (generalmente tiene igual longitud que 3 ó 4 glóbulos rojos)

**Forma:** cuando está en movimiento se alarga y cambia de forma; de lo contrario es redonda

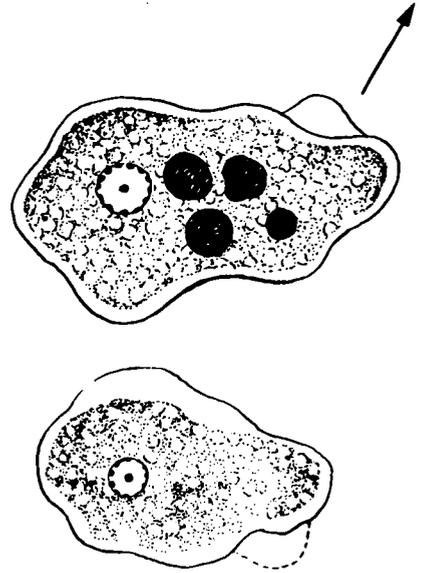
**Movilidad:** se mueve en una sola dirección; emite un pseudopodio que la hace avanzar y el endoplasma entra rápidamente en él, y lo llena

**Citoplasma:** el ectoplasma es transparente y se puede distinguir claramente del endoplasma, que tiene una composición granulosa fina (gris, con matices verdes amarillentos), en la que puede haber vacuolas

**Núcleo:** no es visible en la forma móvil, pero al teñir el parásito con solución de yodo se observa claramente que posee una membrana uniforme y un cariosoma central, pequeño y denso (punto negro).

En las heces fecales líquidas o diarreicas se pueden encontrar dos formas móviles de *E. histolytica*:

- la forma *magna*, que mide 20-35  $\mu\text{m}$ , con vacuolas que contienen eritrocitos más o menos digeridos (de 1 a 20, de diferentes tamaños) que ponen de manifiesto su actividad hematófaga (es decir, que se alimenta con sangre) y, por lo tanto, su capacidad patógena;
- la forma *minuta*, no patógena, que prolifera en la cavidad intestinal, donde se alimenta de bacterias u otras materias locales que se pueden observar en el interior de las vacuolas; mide 12-20  $\mu\text{m}$ .



### 2. *Entamoeba coli*

**Tamaño:** 20-40  $\mu\text{m}$  (generalmente es mayor que *E. histolytica*)

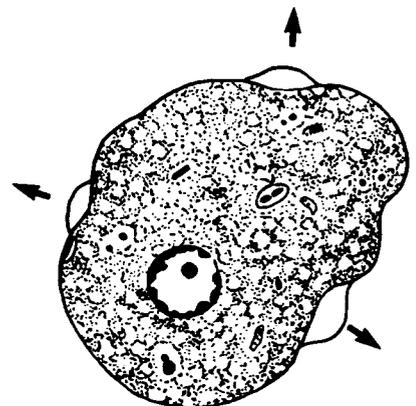
**Forma:** oval o alargada, y más bien irregular

**Movilidad:** con frecuencia se encuentra inmóvil o se desplaza con suma lentitud, emitiendo pseudopodios romos en todas direcciones, a tientas

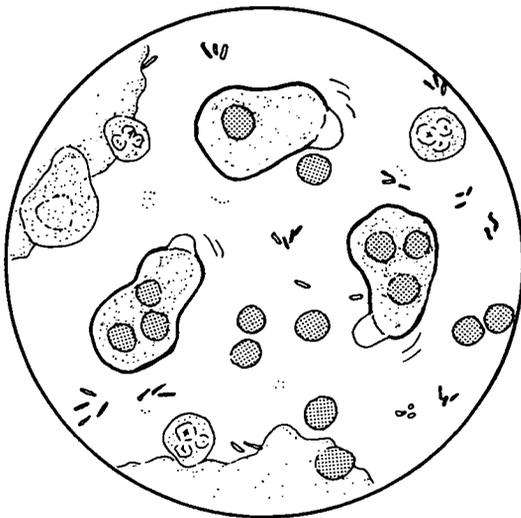
**Citoplasma:** es difícil diferenciar el ectoplasma del endoplasma granuloso

**Cuerpos de inclusión:** son numerosos y variados (bacterias, levaduras, residuos de diferentes clases), pero nunca glóbulos rojos

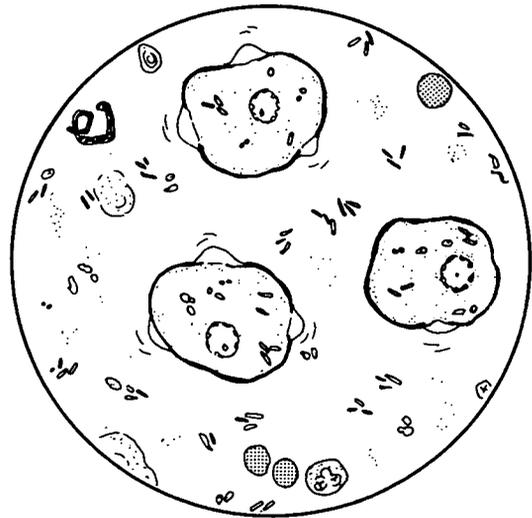
**Núcleo:** visible en preparaciones frescas, sin tinción. La membrana es irregular y granulosa (semeja un collar de cuentecillas); el cariosoma es grande y excéntrico.



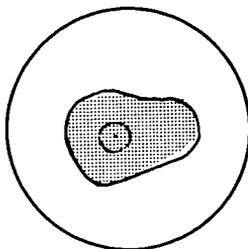
|   | Ameba de la disentería<br><i>Entamoeba histolytica</i>  | Ameba del colon<br><i>Entamoeba coli</i>                        |
|---|---|---|
| <b>Desplazamiento</b>                       | En dirección definida                                   | Al azar   |
| <b>Movilidad</b>                            | Medianamente móvil                                      | Poco móvil o inmóvil  |
| <b>Ectoplasma</b>                           | Transparente, muy diferente del endoplasma              | Diferenciación escasa o nula con el endoplasma                  |
| <b>Cuerpos de inclusión</b>                 | Eritrocitos si es hematófaga                            | Bacterias, levaduras y diversos residuos, pero no eritrocitos   |
| <b>Núcleo (preparaciones frescas)</b>       | Invisible   | Visible (membrana nuclear que semeja un collar de cuentecillas) |
| <b>Núcleo (teñido con solución de yodo)</b> | Membrana uniforme<br>Cariosoma central, denso y pequeño | Membrana irregular<br>Cariosoma voluminoso y excéntrico         |



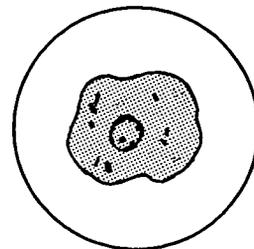
*Entamoeba histolytica*



*Entamoeba coli*



(teñidas con solución de yodo)

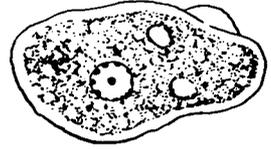


### 3. Otras amebas

#### Entamoeba hartmanni

**Tamaño:** pequeña; siempre menos de 10  $\mu\text{m}$  (aproximadamente el mismo tamaño de un glóbulo rojo)

Todas sus características son semejantes a las de *E. histolytica*, pero nunca contiene glóbulos rojos. Puede haber vacuolas claramente visibles.



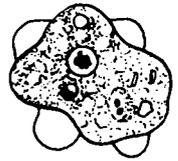
#### Endolimax nana

**Tamaño:** pequeña; 6-10  $\mu\text{m}$

**Movilidad:** numerosos pseudopodios pequeños y romos que se mueven lentamente en todas direcciones

**Citoplasma:** sumamente granuloso, con vacuolas pequeñas

**Cuerpos de inclusión:** diversos (principalmente bacterias)  
**Núcleo:** (con solución de yodo) cariosoma que semeja una mancha de tinta.



#### Iodamoeba buetschlii

**Tamaño:** mediana; 10-15  $\mu\text{m}$

**Forma:** compacta, semejante a una hoja vegetal

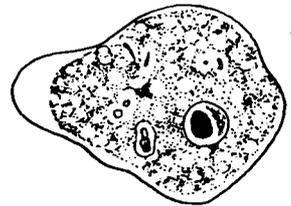
**Movilidad:** sumamente lenta; pseudopodios claros, romos o semejantes a dedos

**Cuerpos de**

**inclusión:** bacterias, vacuolas grandes

**Núcleo:** (con solución de yodo) cariosoma oval y voluminoso junto a un grupo de gránulos.

*I. buetschlii* raras veces se encuentra en las heces fecales.



#### Dientamoeba fragilis

**Tamaño:** pequeña, redonda, de 6-15  $\mu\text{m}$

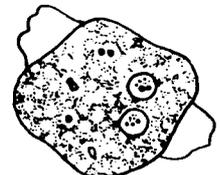
**Movilidad:** inmóvil (casi siempre) o sumamente móvil (en heces fecales líquidas muy frescas), con pseudopodios que semejan las hojas de un ventilador eléctrico; se inmoviliza rápidamente bajo el cubreobjetos

**Citoplasma:** ectoplasma claro

**Cuerpos de**

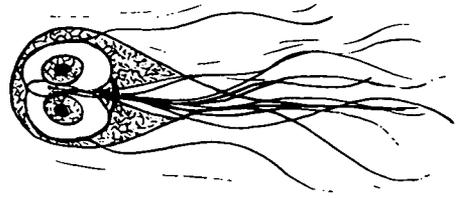
**inclusión:** bacterias

**Núcleo:** (con solución de yodo) 1 ó 2 núcleos; cariosomas divididos en 4-6 gránulos (membrana difícilmente visible).



## B. FLAGELADOS

Todos estos parásitos, exceptuando *Trichomonas hominis*, se pueden encontrar en su forma vegetativa, flagelada y activa, o como quistes inactivos. Los quistes se describen en la página 158.



### 1. Giardia lamblia (el flagelado de mayor longitud)

**Tamaño:** 10-18  $\mu\text{m}$  (el tamaño de 2 glóbulos rojos)

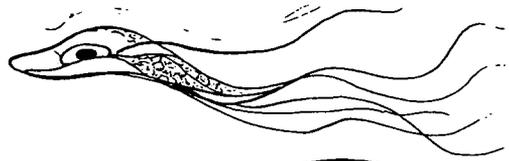
**Forma:** más bien alargada:

*vista frontal:* piriforme

*vista lateral:* forma de cuchara

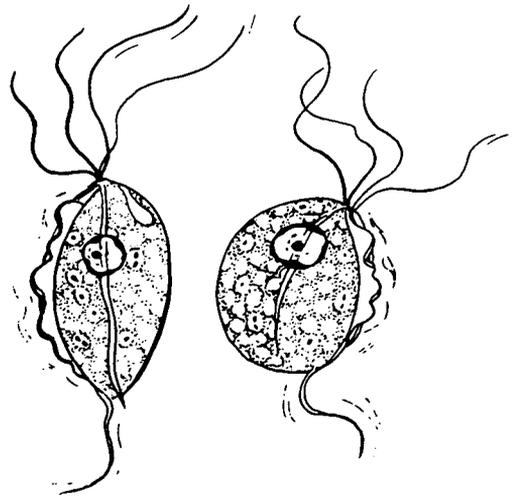
**Movilidad:** se puede desplazar hacia adelante con pequeños tirones rápidos, en dirección definida, o bien dando giros (cuando se encuentra en heces líquidas) en tanto que otras veces se halla casi inmóvil

**Contenido:** 2 grandes núcleos ovalados, ténueamente visibles.



#### Importante:

- el movimiento característico de este flagelado solo se observa en heces fecales líquidas y frescas
- en las heces líquidas los depósitos de moco frecuentemente contienen grupos numerosos de *G. lamblia*
- en las heces fecales blandas es frecuente encontrar juntas las formas vegetativa y quística del parásito.



### 2. Trichomonas hominis

**Tamaño:** 10-15  $\mu\text{m}$  (ligeramente menos que *G. lamblia*)

**Forma:** oval, con 2 polos adelgazados

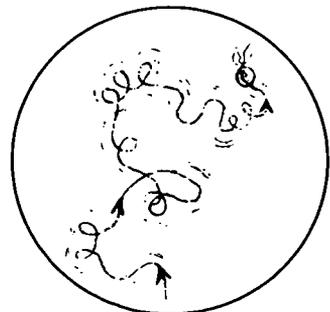
**Movilidad:** gira y se vuelve en todos sentidos, pareciendo vibrar

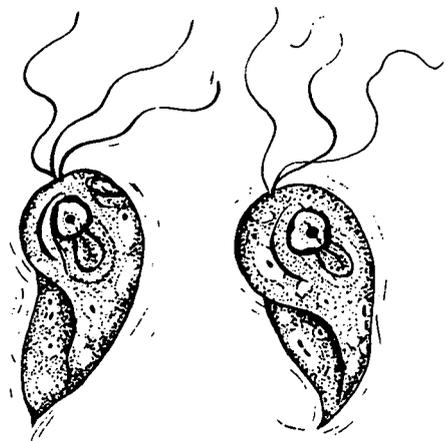
**Membrana ondulante:** solo se encuentra en un lado; es sumamente móvil (efectúa rápidos movimientos ondulatorios)

**Núcleo:** un núcleo, difícil de identificar

**Flagelos:** generalmente 4.

*Trichomonas* es el flagelado más resistente. Conserva su movilidad aún en las heces fecales "viejas".





### 3. Chilomastix mesnili

**Tamaño:** 10-15  $\mu\text{m}$

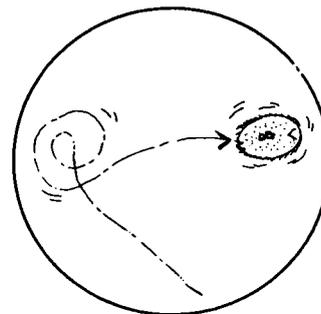
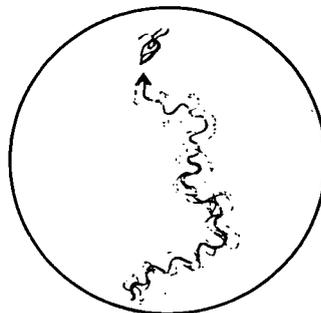
**Forma:** triangular y adelgazada en un extremo, pareciendo que tuviera una torsión

**Movilidad:** se desplaza en una dirección definida, en espiral

**Citoplasma:** verde grisáceo con:

- una línea clara, en espiral, alrededor de la cual gira este flagelado (forma de "8"), cerca del extremo adelgazado
- una hendidura semejante a una boca (el citostoma, que es débilmente visible), cerca del extremo redondeado

**Núcleo:** un núcleo, que se observa con facilidad en las preparaciones no teñidas.



## C. CILIADOS

### 1. Balantidium coli (raro)

**Tamaño:** sumamente voluminoso: 50  $\mu\text{m}$  (con frecuencia es tan voluminoso o mayor que un huevo de *Ascaris*)

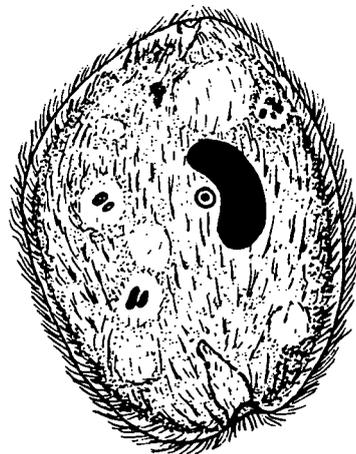
**Forma:** oval, con un polo más redondeado que el otro; transparente

**Cilios:** cubierto por numerosos cilios pequeños, que se mueven agitadamente

**Movilidad:** se desplaza con suma rapidez en las heces fecales, atravesando el campo microscópico en dirección definida y, otras veces, se mueve en círculos

**Núcleo:** un gran núcleo reniforme junto a otro núcleo pequeño y redondo

**"Boca":** un citostoma, especie de boca que se contrae y relaja dando entrada a diversos materiales.



**Importante:** Si las heces fecales se dejan expuestas al aire en un recipiente sin tapa pueden caer en ellas microorganismos de la atmósfera, como los infusorios. Estos son muy semejantes a *Balantidium coli*.

## 7. Amebas, flagelados y ciliados: quistes

Los quistes son pequeñas formas inmóviles y resistentes de ciertos protozoarios intestinales (en cuanto a las formas móviles véase la página 147). Pueden tener uno o varios núcleos.

### Importancia de los quistes

#### (a) *Importancia clínica*

La importancia clínica de los quistes varía de un país a otro. Lo esencial es encontrar y reconocer *quistes de Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia* y *Balantidium coli*, aunque su presencia en las heces fecales posee menor significado inmediato que la de las formas vegetativas. Individuos saludables pueden ser portadores de quistes.

#### (b) *Importancia para la salud pública*

Los quistes son la forma infectante de los parásitos que aquí se tratan. Por lo tanto, los portadores de quistes significan un riesgo para la salud pública. La detección de los quistes también puede ser de provecho para la epidemiología.

### Tipos de heces fecales con quistes

Por lo general, los quistes se encuentran en heces blandas y duras por igual.

### Examen en portaobjetos

#### 1. *Preparación en solución de cloruro sódico* (reactivo No. 48)

Los quistes se pueden observar como glóbulos transparentes que refractan la luz y se distinguen claramente contra el fondo de color gris. Poseen envolturas bien definidas.

#### 2. *Preparación en solución de yodo* (reactivo No. 35 diluido 5 veces)

Al teñirse los núcleos, examínense con el objetivo x 40.

#### 3. *Recuento de los núcleos*

Gírese el tornillo de ajuste lento del microscopio.

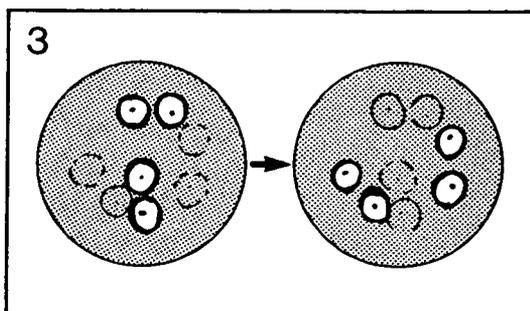
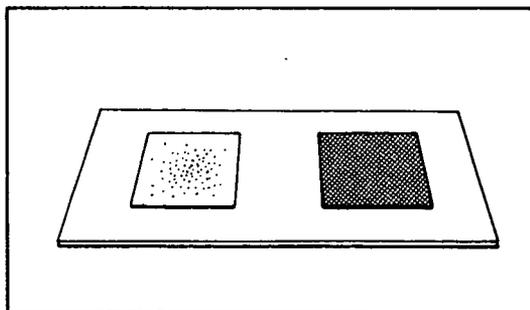
#### 4. *Identificación*

Nunca es suficiente reconocer un solo quiste; la identificación depende de que se observen *varios quistes* sucesivamente.

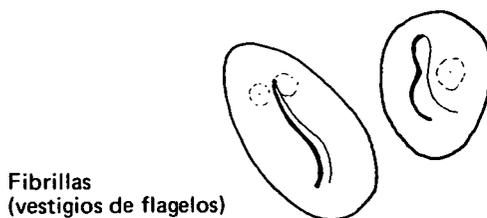
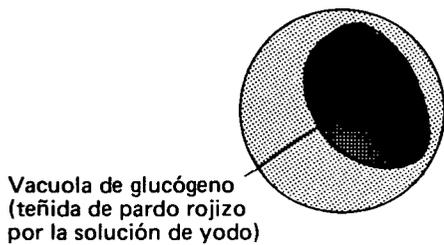
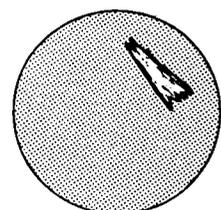
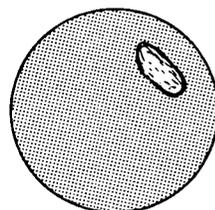
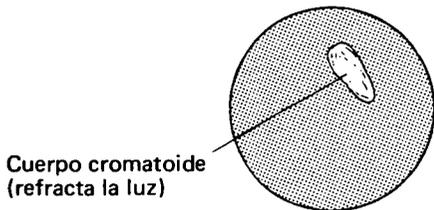
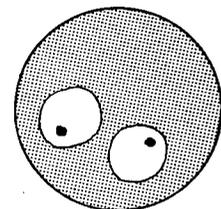
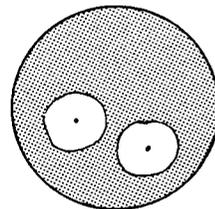
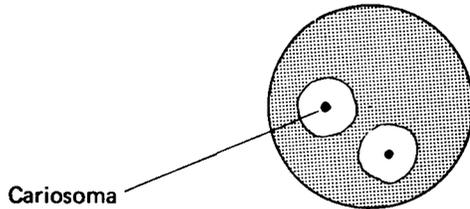
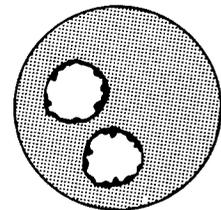
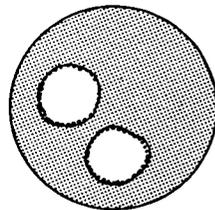
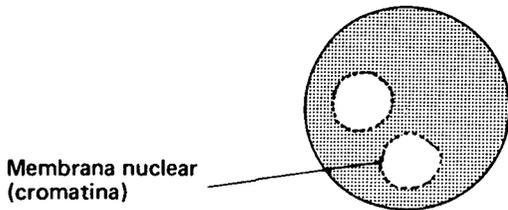
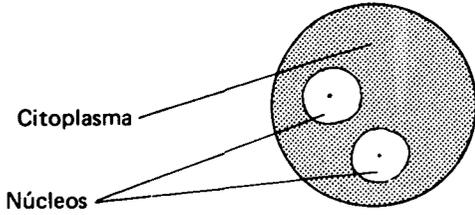
#### 5. *Concentración*

Si es necesario, úsese el método de concentración de formaldehído y éter (véase la página 165) para observar un número mayor de quistes y lograr una identificación más firme.

En la misma muestra de heces fecales se pueden encontrar quistes de especies diferentes.



Algunas características útiles para reconocer quistes de protozoarios intestinales



## QUISTES DE AMEBAS

### Entamoeba histolytica

Esta ameba causa disentería

**Tamaño:** 12-15  $\mu\text{m}$  (1½- 2 glóbulos rojos)

**Forma:** redonda

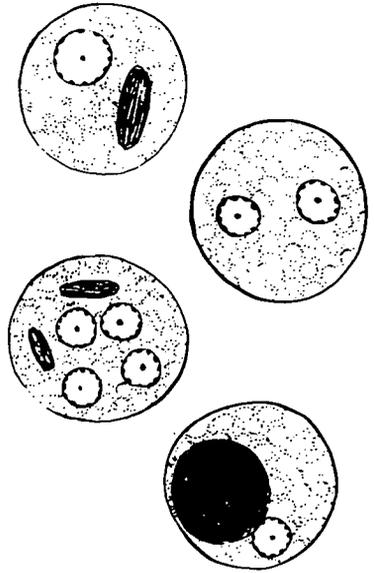
**Núcleos:** 1-4 núcleos:

- *membrana* delgada, uniforme, circular
- *cariosoma* pequeño, compacto, central (semejante a una mancha negra)

**Citoplasma:** (con solución de yodo) gris amarillento y granuloso; parece "sucio"

**Cuerpos cromatoides:** oblongos, redondeados en los extremos (forma de salchicha); no se encuentran en todos los quistes

**Vacuola:** a veces hay una vacuola de glucógeno voluminosa (teñida de pardo rojizo por la solución yodada) en los quistes jóvenes con 1 ó 2 núcleos.



### Quistes de otras amebas que no causan enfermedades

Su identificación es difícil. Ante todo se debe distinguir entre estos quistes y los de *E. histolytica*.

#### 1. Entamoeba coli

**Tamaño:** 12-20  $\mu\text{m}$  (2-2½ glóbulos rojos; un poco mayor que el quiste de *E. histolytica*)

**Forma:** redonda o ligeramente oval; algunas veces es irregular

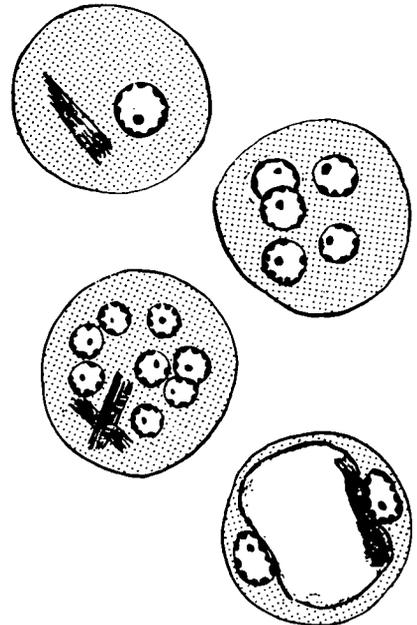
**Núcleos:** 1-8 núcleos:

- *membrana* irregular, engrosada en algunas partes; no forma un círculo perfecto
- *cariosoma* voluminoso, difuso, frecuentemente excéntrico

**Citoplasma:** (con solución de yodo) amarillo pálido, brillante (en comparación con el de *E. histolytica*)

**Cuerpos cromatoides:** extremos agudos o mellados (en forma de cuchillo o aguja); no se encuentran en todos los quistes

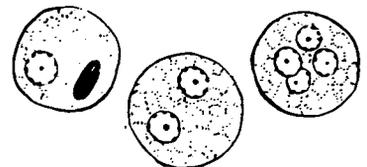
**Vacuola:** algunas veces existe una vacuola sumamente voluminosa (teñida de rojo pardo por la solución de yodo) que comprime dos núcleos, uno en cada polo.



#### 2. Entamoeba hartmanni

**Tamaño:** quiste pequeño, de 4-8  $\mu\text{m}$  (½ diámetro de un glóbulo rojo)

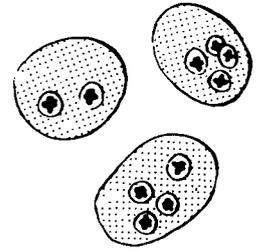
**Núcleos:** 1-4, idénticos a los de *E. histolytica*.



### 3. Endolimax nana

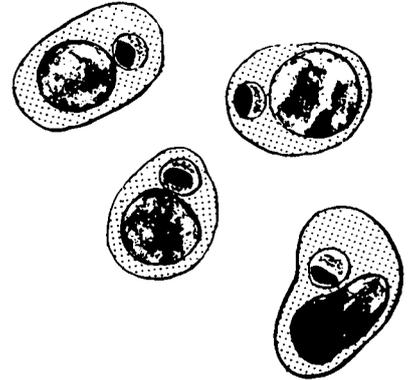
- Tamaño:** muy pequeña; 8-10  $\mu\text{m}$   
**Forma:** más o menos oval  
**Núcleos:** 1-4
- *membrana:* no es visible
  - *cariosoma:* voluminoso, de contorno irregular

**Citoplasma:** claro, sin gránulos; la solución de yodo lo tiñe de amarillo intenso.



### 4. Iodamoeba buetschlii

- Tamaño:** quiste pequeño, de 8-10  $\mu\text{m}$   
**Forma:** variable (redonda, oval o irregular)  
**Núcleo:** casi siempre un solo núcleo
- *membrana:* no es visible
  - *cariosoma:* sumamente voluminoso, oval, comprimido contra un hacinamiento de gránulos
- Vacuola:** una vacuola de glucógeno sumamente voluminosa (teñida de rojo pardo por la solución yodada, de donde proviene el nombre de *Iodamoeba*), que con frecuencia ocupa la mitad del quiste.



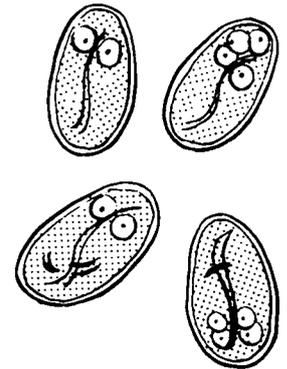
### 5. Dientamoeba fragilis

No se observa en forma quística.

## QUISTES DE FLAGELADOS Y CILIADOS

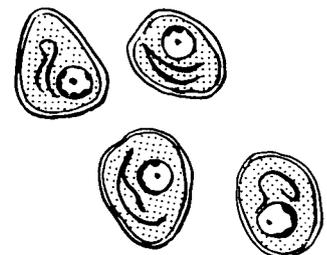
### 1. Giardia lamblia

- Tamaño:** 8-12  $\mu\text{m}$   
**Forma:** oval, con un polo más redondeado que otro; con frecuencia se observa una gruesa envoltura de pared doble; en realidad, la pared es la membrana citoplásmica
- Núcleos:** 2-4 núcleos ovales:
- *membrana:* sumamente delgada
  - *cariosoma:* pequeño, central, de color ténue
- Citoplasma:** claro, refracta la luz cuando no se ha teñido; verde amarillento o azulado al aplicar la solución de yodo
- Fibrilla:** refracta la luz; semeja un cabello; es plegada o toma forma de "S"; recorre el quiste a lo largo, por el centro (ajústese el microscopio).



### 2. Chilomastix mesnili

- Tamaño:** quiste pequeño, de 6-8  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda, con un polo adelgazado (piriforme)
- Núcleo:** un solo núcleo voluminoso:
- *membrana:* se observa con claridad; engrosada en algunas partes
  - *cariosoma:* pequeño y central
- Fibrilla:** semeja un bucle.



### 3. *Balantidium coli*

**Tamaño:** quiste sumamente voluminoso, de 50-70  $\mu\text{m}$  (del mismo tamaño que un huevo de *Ascaris*)

**Forma:** redonda

**Envoltura:** delgada, con pared doble

**Núcleos:** 1 núcleo voluminoso, reniforme;  
1 núcleo pequeño que semeja una mancha gruesa, junto al anterior

**Citoplasma:** granuloso, verdoso, lleno de cuerpos de inclusión.

Con frecuencia se puede observar en el interior, con líneas ténues, el trofozoito ciliado, organizado y ligeramente móvil de *Balantidium*.

---



### Conclusión

Es en extremo importante que se logre identificar:

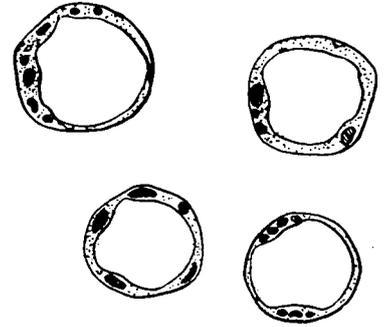
- los quistes de *ENTAMOEBIA HISTOLYTICA*
- los quistes de *GIARDIA LAMBLIA*
- y los quistes de *BALANTIDIUM COLI*.

## OBJETOS\* QUE NO SE DEBEN CONFUNDIR CON QUISTES

### 1. Blastocistes

- Tamaño:** varía entre 5 y 20  $\mu\text{m}$  (promedio: 10  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** redonda u oval; algunas veces poseen bordes angulosos e irregulares  
**Contenido:** una vacuola voluminosa que ocupa casi toda la célula; el citoplasma, comprimido, forma un anillo granuloso alrededor de ella  
**Color:** refractan intensamente la luz cuando no se encuentran teñidos; la solución de yodo no tiñe la vacuola, pero la periferia adquiere un color amarillo pálido

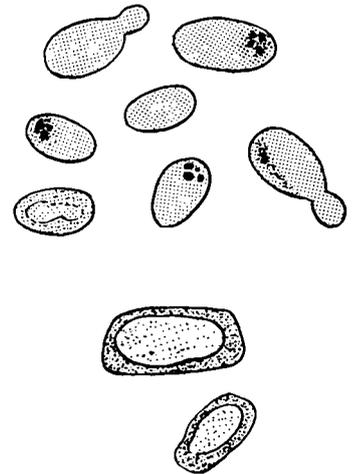
Algunos médicos solicitan que se comunique la presencia de los *Blastocistes*, particularmente en heces fecales de niños.



### 2. Levaduras

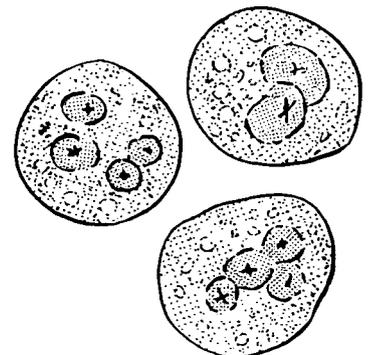
- Tamaño:** pequeñas (5-8  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** oval, frecuentemente con brotes  
**Contenido:** con frecuencia un grupo de 3-6 gránulos en posición excéntrica  
**Color:** (con solución de yodo) rojo pardo.

Algunas otras formas de levaduras son rectangulares, con un citoplasma oval sumamente claro; se denominan artrosporas.



### 3. Leucocitos

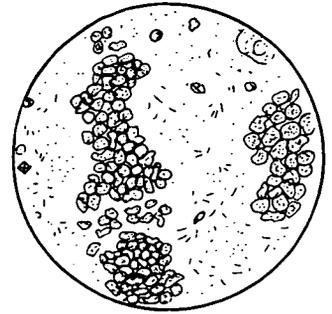
- Tamaño:** 10-20  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda o ligeramente alargada, de contorno irregular  
**Contenido:** citoplasma que refracta la luz, claro y granuloso, con vacuolas pequeñas escasamente notable; algunas veces contiene un "falso cariosoma" con forma de estrella.  
**Núcleo:**



\*Objetos: otras cosas, vivas o artificiales, que se encuentran en las heces que no son parásitos y pueden confundir al laboratorista.

#### 4. Pus

El pus se puede observar a simple vista y tiene el aspecto de vetas opacas, de color grisáceo (no transparente, como el moco). Con el microscopio se observa como una masa de leucocitos más o menos degenerados (comuníquese su presencia).



#### 5. Coccidios

Los coccidios son protozoarios que pueden parasitar al ser humano (sin causar efectos patógenos importantes) o encontrarse de paso en las heces fecales consecutivamente a la ingestión de alimentos contaminados (peces, conejos, etc.). Aparecen en las heces con formas semejantes a quistes (se denominan ooquistes o esporoquistes).

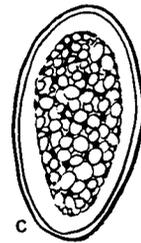
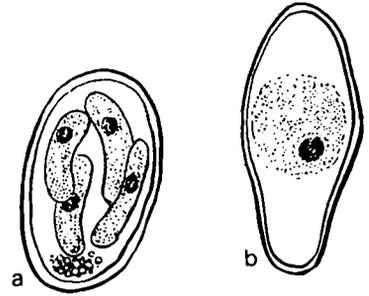
**Tamaño:** 15-20  $\mu\text{m}$ , dependiendo de la especie

**Forma:** óvalo alargado que a veces se adelgaza en uno de los polos

**Color:** incoloros y transparentes o, a veces, amarillentos

**Envoltura:** una línea doble, que refracta ligeramente la luz y se puede distinguir claramente; algunas veces se observa cierto tipo de opérculo en uno de los polos

**Contenido:** es de tres tipos:  
(a) 4 esporozoitos bastoncillos de extremos redondeados que contienen pequeños núcleos esféricos; a veces se encuentran algunos gránulos voluminosos en uno de los polos  
(b) una célula voluminosa, redonda y granulosa  
(c) gránulos que refractan la luz y llenan completamente el interior del protozario.



## 8. Elección del método de concentración de parásitos

---

### Beneficios de la concentración de parásitos

El empleo de los métodos de concentración hace posible que:

- se examine una cantidad mayor de heces fecales en menor volumen
  - se detecten parásitos que están presentes en número reducido.
- 

### *Importante:*

Antes de preparar una concentración de parásitos se debe realizar invariablemente *un examen microscópico directo* de las heces fecales. (En las preparaciones concentradas no se encuentran formas móviles de protozoarios.)

### TECNICAS

En este manual se describen tres técnicas de concentración diferentes:

1. Técnica de Willis, con solución de cloruro sódico
2. Técnica del formaldehído con éter o MIF
3. Técnica de Harada y Mori para larvas de *Strongyloides*.

La técnica apropiada se escogerá según:

- (a) el equipo disponible
  - (b) los parásitos buscados
  - (c) el tiempo con que se cuente
  - (d) otras consideraciones (por ejemplo, factores relativos a costos y beneficios en las encuestas).
-

## 9. Método de concentración por el uso de solución de cloruro sódico (Willis)

Se recomienda para:

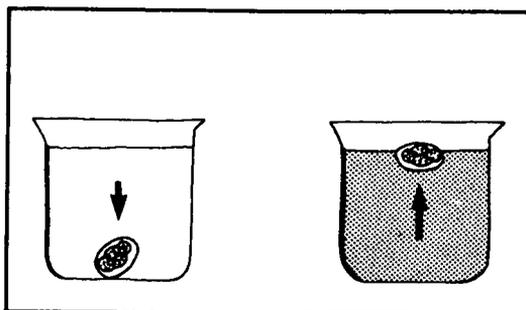
Huevos de *Ancylostoma*, *H. nana*, *Ascaris*, *Taenia* y tricocéfalos (es el mejor método para detectar la presencia de *Ancylostoma*).

No es adecuado para:

Huevos de distomas y esquistosomas, larvas de *Strongyloides* y protozoarios.

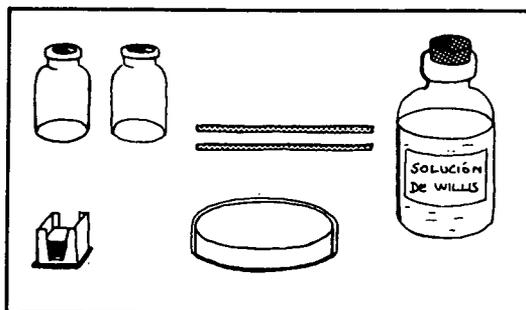
### Principio

Las heces fecales se mezclan con una solución saturada de cloruro sódico (aumentando la gravedad específica). El peso de los huevos es menor y flotan en la superficie, de donde se pueden recoger.



### MATERIALES

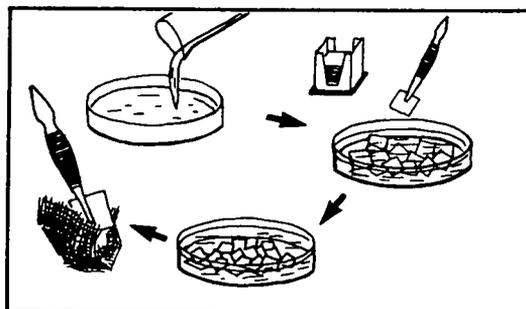
- frascos de 10 ml (de penicilina)
- aplicadores de madera
- cubreobjetos de vidrio
- etanol
- éter
- una caja de Petri
- solución de Willis (reactivo No. 58).



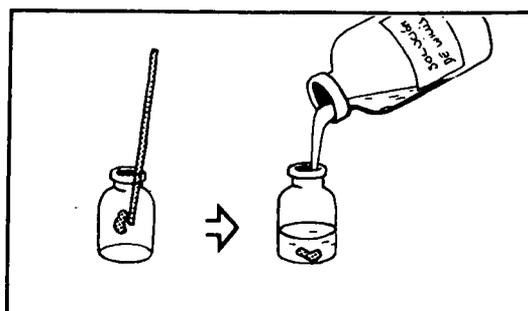
### METODO

#### Preparación de cubreobjetos desgrasados

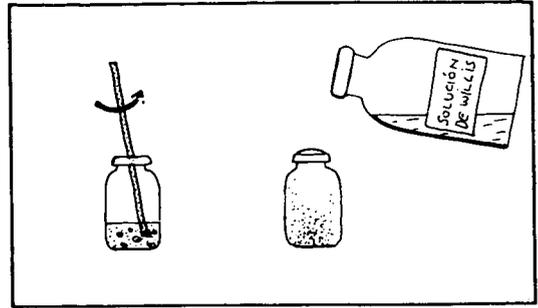
- Mézclense en una probeta:
  - 10 ml de etanol al 95% y 10 ml de éter
- Vierta esta mezcla en una placa de Petri y coloque en ella 30 cubreobjetos, uno por uno; agite la placa y a continuación déjela reposar durante 10 minutos
- Saque los cubreobjetos, uno por uno, y séquelos con gasa
- Guarde los cubreobjetos en una placa de Petri seca.



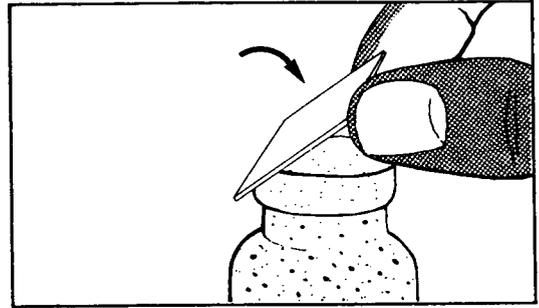
- Coloque una porción de la muestra de heces, de 2 ml (2 cm<sup>3</sup>) aproximadamente, en un frasco de penicilina. Llene una cuarta parte del frasco con solución de Willis.



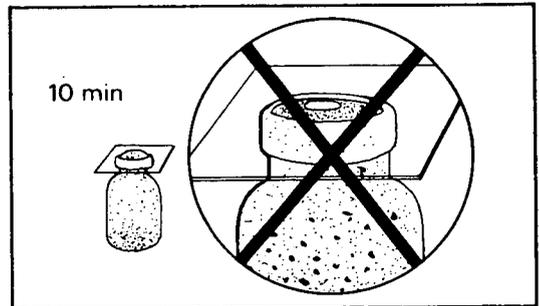
2. Por medio de un aplicador disgregue la porción tomada de la muestra y mézclela minuciosamente con la solución. Acto seguido llene el frasco completamente con solución de Willis. La suspensión deberá ser completamente uniforme.



3. Coloque cuidadosamente un cubreobjetos sobre la boca del frasco.

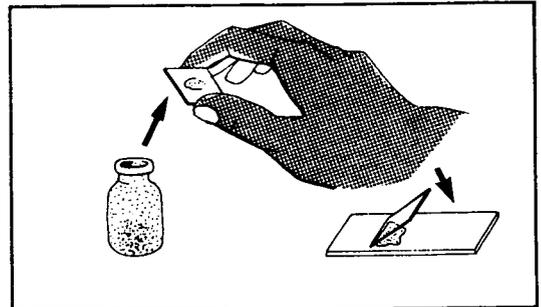


4. Compruebe que el cubreobjetos está en contacto con el líquido y no existen burbujas. Déjelo reposar durante 10 minutos.

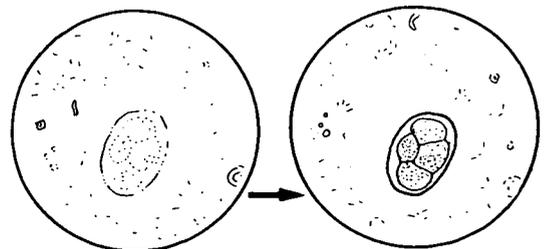


5. Levante el cubreobjetos con cuidado; deberá quedar en él una gota del líquido.

Coloque el cubreobjetos sobre un portaobjetos y examínelo con el microscopio inmediatamente, ya que esta preparación se seca con suma rapidez. De lo contrario, proteja la gota del cubreobjetos bañándolo con vaselina y cera.



Utilice el ajuste lento del microscopio para observar todos los objetos visibles que se encuentren en el campo (los huevos suelen adherirse al cubreobjetos y no se pueden distinguir inmediatamente).



## 10. Método de concentración por el uso de formaldehído y éter o MIF

### Se recomienda para:

Toda clase de huevos y larvas, especialmente *quistes de protozoarios*.

### No es adecuado para:

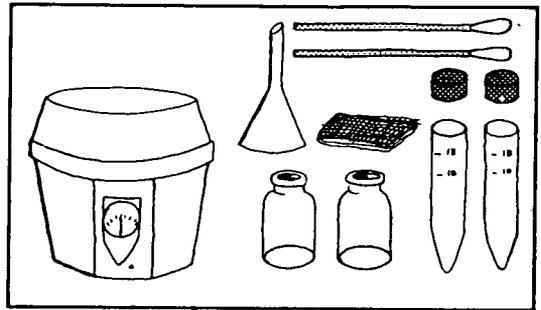
Formas móviles de amebas y flagelados.

### MATERIALES

- Una centrífuga eléctrica
- Tubos para centrifugación, cónicos, de 15 ml, con tapones
- Frascos de penicilina
- Un embudo
- Gasa
- Un cilindro medidor
- Hisopos de algodón.

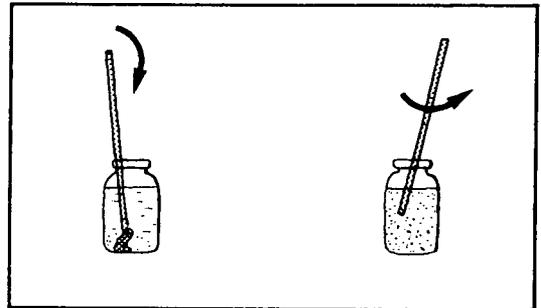
### REACTIVOS

Solución de formaldehído (reactivo No. 25)  
Éter químicamente puro (de lo contrario, gasolina)  
Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)  
Solución yodada de Lugol (reactivo No. 35)  
MIF (reactivo No. 38), si es posible.

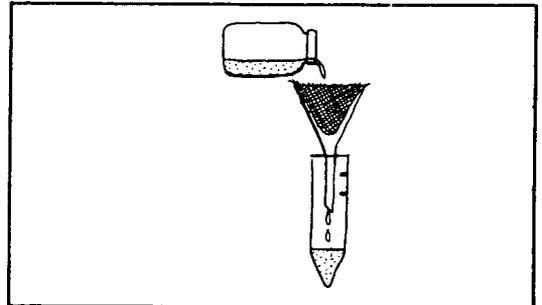


### METODO DEL FORMALDEHIDO Y ETER

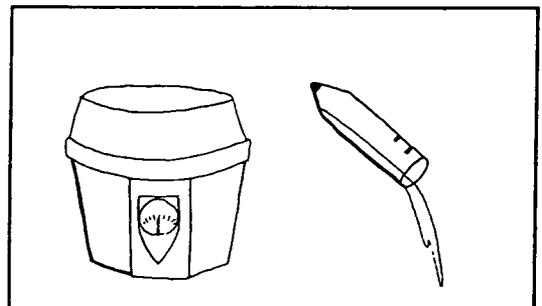
1. Tome aproximadamente 2 ml ( $2\text{ cm}^3$ ) de heces fecales. Deshágalas y mézclense con unos 10 ml ( $10\text{ cm}^3$ ) de solución de cloruro sódico.



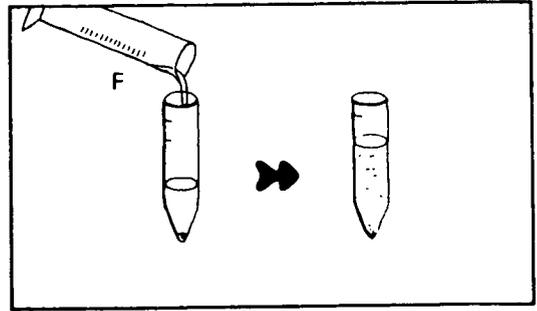
2. Filtre a través de dos capas de gasa en un tubo para centrifugación graduado a los 10 ml y 13 ml.



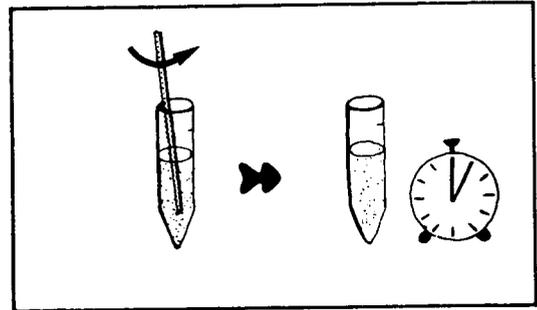
3. Centrifúguelo durante un minuto a velocidad media. Deseche el líquido flotante, si está muy turbio lave el sedimento nuevamente; es decir, mézclelo con 10 ml de solución de cloruro sódico, centrifúguelo durante un minuto a velocidad media y vuelva a desechar el líquido flotante.



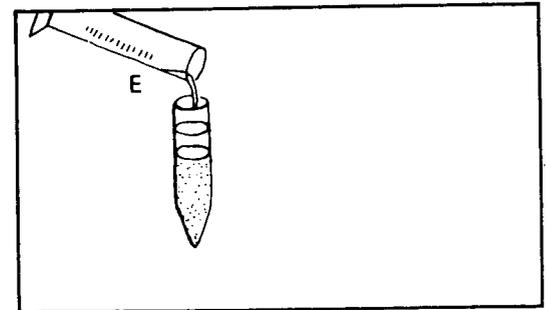
4. Añada 10 ml de solución de formaldehído (reactivo No. 25) al sedimento (hasta la marca de 10 ml).



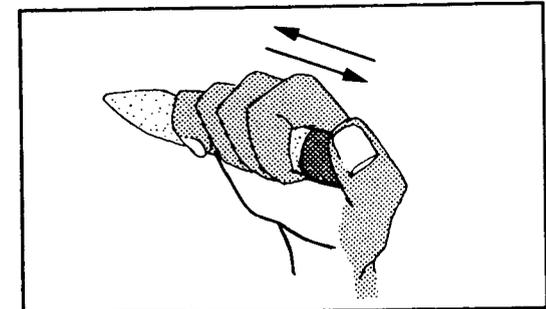
5. Revuelva bien la mezcla y déjela reposar 5 minutos.



6. Agregue 3 ml de éter o gasolina (hasta la marca de 13 ml).  
*Importante:* Cerciórese de que en laboratorio no hay ningún aparato con llama encendido.



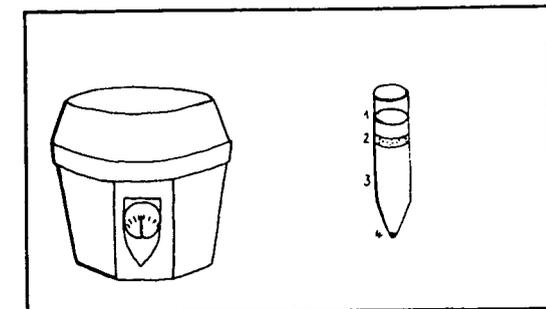
7. Tapone el tubo. Vuélvalo sobre un lado y agítelo vigorosamente durante 30 segundos.



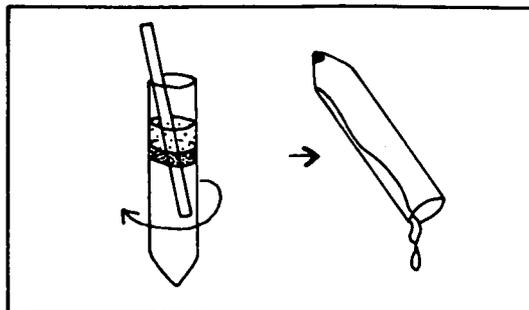
8. Retire el tapón con cuidado. Centrifugue durante 1 minuto a baja velocidad.

En el interior del tubo se formarán cuatro capas:

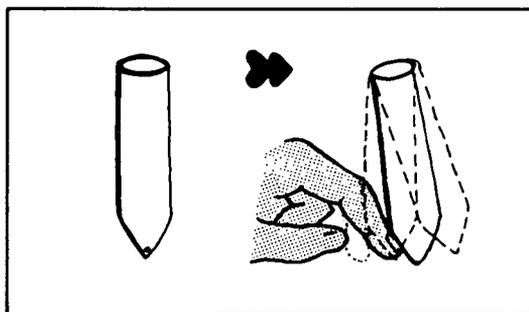
- 1ª capa: éter
- 2ª capa: residuos
- 3ª capa: solución de formaldehído
- 4ª capa: el sedimento, con huevos y quistes de parásitos.



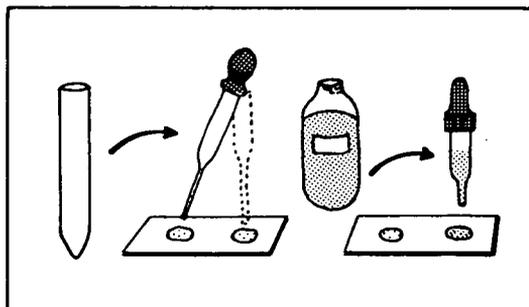
9. Afloje la capa de residuos (2a capa) dando un movimiento rotatorio al extremo de un aplicador de madera entre esta capa y la pared interior del tubo. Vuelva el tubo hacia abajo y vierta todo el líquido flotante. Use un hisopo de algodón para limpiar los fragmentos de la capa de residuos que puedan haber quedado adheridos a la pared interior del tubo.



10. Mezcle muy bien el líquido restante con el sedimento golpeando suavemente el tubo.



11. Deposite dos gotas del sedimento en un portaobjetos. Añada una pequeña gota de solución yodada únicamente a la segunda gota del sedimento.

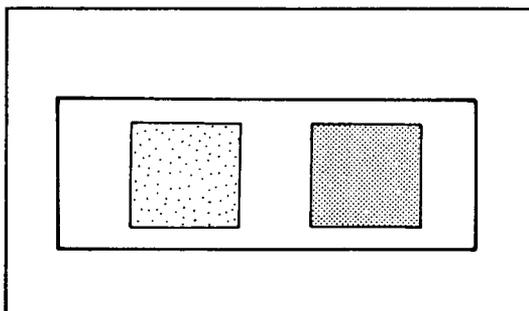


12. Coloque cubreobjetos sobre ambas gotas.

Examínelas con el microscopio.

Preparación 1 (sin tinción): utilice objetivos x 10 y x 40 (para buscar huevos y larvas).

Preparación 2 (teñida): utilice el objetivo x 40 (para buscar quistes).



#### Heces que se reciben con preservativo de formaldehido:

Siga el mismo método, pero en el paso 1 use agua destilada en vez de solución de cloruro sódico.

#### METODO CON EL USO DE MIF

Proceda de la misma manera que con el método del formaldehido y éter, pero sustituya los 10 ml de solución de formaldehido al 10% por 10 ml de MIF. Continúe inmediatamente añadiendo 3 ml de éter, etc.

Este método es excelente para preservar formas vegetativas de amebas, aunque el reactivo es costoso.

## 11. Método para concentrar larvas de *Strongyloides* (Harada y Mori)

---

### Principio

Las larvas de *Strongyloides* que se encuentran en las heces fecales se desplazan contra la corriente de agua que, por movimiento capilar, asciende por una tira de papel que se ha sumergido parcialmente en un tubo de ensayo, y se acumulan en el fondo del tubo.

---

### MATERIALES

- Tubos de ensayo (20 x 200 mm)
  - Tiras de filtro de papel (30 x 150 mm)
  - Una espátula.
- 

### TECNICA

- Extienda con la espátula una pequeña cantidad de la muestra de heces a lo largo de una tira de filtro de papel (que previamente se habrá doblado a lo largo para mantenerla recta), dejando limpios los últimos 4 ó 5 cm para sumergirlos en agua.
- Introduzca la tira de filtro de papel, por el extremo limpio, en un tubo de ensayo que contenga 2,5-3 cm de agua filtrada o hervida; el extremo de la tira no deberá tocar el fondo del tubo.
- Marque en el tubo el número o el nombre del paciente en forma indeleble.
- Conserve el tubo durante 7-8 días a la temperatura ambiente, protegido con un tapón de algodón o, aún mejor, sellado con cinta de celofán.
- Busque las larvas que pueda haber en el fondo del tubo y examínelas después de tratarlas con solución yodada para poder distinguir las de *Strongyloides* y las de *Ancylostoma* (véase la página siguiente).

*Nota:* Las larvas de *Strongyloides* pueden llegar a la etapa infectante en estas condiciones, produciendo larvas filariformes, o convertirse en helmintos adultos.

---

## LARVAS QUE SE ENCUENTRAN EN LAS HECEC FECALES

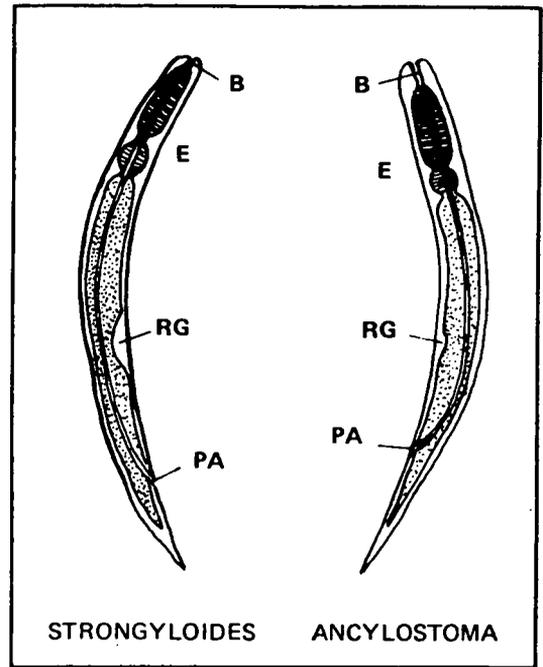
Las larvas que se encuentran con más frecuencia en las heces fecales son las de *Strongyloides*. Algunas veces también hay larvas de *Ancylostoma*.

- Larvas de *Strongyloides*: se hallan en heces fecales frescas y "viejas".
- Larvas de *Ancylostoma*: solo se encuentran en heces fecales "viejas" (de 24-48 horas).

Las diferencias que existen entre ambas se pueden observar con el microscopio después de aplicar una tinción de solución yodada.

| LARVAS                 | STRONGYLOIDES                                 | ANCYLOSTOMA                         |
|------------------------|---|-------------------------------------|
| longitud               | 200-300 $\mu$                                 | 200-300 $\mu$                       |
| anchura                | 15 $\mu$                                      | 15 $\mu$                            |
| esófago (E)            | dos ensanchamientos*                          | dos ensanchamientos*                |
| boca (B)               | corta: 4 $\mu$<br>( $\frac{1}{2}$ eritrocito) | amplia: 15 $\mu$<br>(2 eritrocitos) |
| extremo posterior      | ligeramente agudo                             | muy agudo                           |
| rudimento genital (RG) | grande y notable (22 $\mu$ )                  | pequeno (7 $\mu$ )                  |
| poro anal (PA)         | a 50 $\mu$ del extremo posterior              | a 80 $\mu$ del extremo posterior    |

\*Cuando existen dos ensanchamientos esofágicos, las larvas se denominan *rhabditiformes*.



## 12. Cómo registrar los resultados de exámenes de heces fecales

---

### Ejemplo:

Sr. Amala -- Examen de heces -- 8.5.79.

Al registrar los resultados de un examen de heces fecales se deben anotar los detalles siguientes:

1. Consistencia de las heces
2. Anomalías que se observan a simple vista
3. Parásitos encontrados en el examen microscópico, especificando:
  - especie .....
  - etapa de desarrollo .....
  - cantidad .....

Heces blandas, no formadas

Depósito de moco

Presencia de:

*Giardia lamblia*  
Formas vegetativas  
Abundantes

---

### 1. CONSISTENCIA DE LAS HECES

Las heces pueden ser:

- duras y secas
- firmes y formadas
- blandas y formadas
- blandas y no formadas
- semilíquidas
- líquidas y acuosas.

---

### 2. ANOMALIAS

A simple vista se pueden observar las anomalías siguientes:

- depósitos de moco (sustancia viscosa, incolora, semejante a la flema)
- membranas mucosas
- moco sanguinolento
- vetas de pus
- sangre sobre las heces, que están entonces teñidas de rojo en algunas partes.

---

### 3. PARASITOS

|                             |  |
|-----------------------------|--|
| <i>Especie</i>              | huevos de helmintos: anótense, de preferencia, los nombres científicos internacionales para hacer referencia a la especie, escribiéndolos correctamente.<br>protozoarios: notifíquense por su nombre científico internacional. |
| <i>Nombre científico</i>    | el primer nombre (género) se escribe con mayúscula; por ejemplo, <i>Sciistosoma</i> .<br>el segundo nombre (especie) se escribe con minúscula; por ejemplo, <i>mansoni</i> .   |
| <i>Etapas de desarrollo</i> | huevos, larvas, formas vegetativas, segmentos del helminto, etc. Al referirse a <i>E. histolytica</i> especifíquese invariablemente si contiene glóbulos rojos en su interior.   |
| <i>Cantidad</i>             | sumamente escasa (1-2 huevos por cada portaobjetos); escasa (3-5); moderada (6-12); abundante (más de 12).   |

Cuando no se encuentren parásitos anótese: "No se observan huevos ni parásitos" y explíquese si este resultado se obtuvo por examen directo o por método de concentración (indíquese asimismo el método de concentración empleado). Nunca se escriba categóricamente: "No hay parásitos".

## EJEMPLOS DE NOTIFICACION DE RESULTADOS DE LOS EXAMENES DE HECES FECALES

- Sr. A** Heces duras y secas.  
Se observaron escasos huevos de *Trichuris trichiura* por examen directo.
- Sr. B** Heces líquidas con moco sanguinolento.  
Cantidad moderada de formas vegetativas de *E. histolytica*; escasos huevos de *A. duodenale*.
- Sr. C** Heces firmes y formadas.  
Examen directo: no se observaron huevos ni parásitos.
- Sra. D** Heces blandas no formadas.  
No se observaron huevos ni parásitos por examen directo ni por concentración (método del formaldehído y éter).
- Sr. E** Heces semilíquidas.  
Se observaron escasas larvas de *Strongyloides stercoralis* por examen directo.
- Sr. F** Heces blandas y formadas. Se observan vetas de sangre.  
Existen muy escasos huevos de *Schistosoma mansoni*.
- Sra. G** Heces firmes y formadas.  
Se observan escasos segmentos de *Taenia saginata*.
- Sr. H** Se recibió una muestra muy pequeña y seca de heces fecales.  
Examen directo: no se observaron huevos ni parásitos.  
El estado de la muestra hizo imposible la búsqueda de formas vegetativas de protozoarios.
-

**MODELO DE INFORME DE UN EXAMEN DE HECES FECALES**

El técnico deberá poner una señal en la palabra o las palabras que correspondan a los resultados y llenar los espacios pertinentes.

|  |  |
|--|--|
| <b>EXAMEN PARASITOLÓGICO DE HECES FECALES</b>      |  |
| Nombre .....                                       |  |
| Paciente No. ....                                  | Sala (o sección de Consulta externa) ..... |
| Fecha de recibo .....                              |  |
| <b>ASPECTO DE LAS HECES</b>                        |  |
| Duras y secas                                      | Se encontró:                               |
| Firmes y bien formadas                             | - pus                                      |
| Blandas  | - moco sanguinolento                       |
| Semilíquidas                                       | - sangre fresca                            |
| Líquidas   | - sangre oculta                            |
| <b>EXAMEN MICROSCÓPICO</b>                         |  |
| No. de huevos o parásitos que se encontraron       | por examen directo                         |
|  | por concentración                          |
|  | método (s): .....                          |
|  | .....                                      |
| Parásitos que se encontraron                       | por examen directo .....                   |
|  | .....                                      |
|  | por concentración                          |
|  | método (s): .....                          |
|  | .....                                      |
| <b>HELMINTOS ADULTOS OBSERVADOS A SIMPLE VISTA</b> |  |
| .....  |  |
| Fecha .....  | Firma .....                                |

En algunos países las planillas para informe comprenden una lista de los tipos principales de parásitos que se encuentran en la región. Por ejemplo:

|                               |  |
|-------------------------------|--|
| Parásitos que se encontraron: | El técnico debe colocar una marca en la palabra o las palabras que correspondan a los resultados, como se indica a continuación: |
| Huevos de <i>A. duodenale</i> | + (algunos huevos)   |
| Huevos de <i>Ascaris</i>      | ++ (huevos más o menos abundantes)   |
| Huevos de <i>H. nana</i>      | +++ (huevos muy abundantes)  |
| Huevos de <i>S. mansoni</i>   | <i>E. histolytica</i> (forma veg.) (con/sin eritrocitos en su interior)  |
| Huevos de <i>Trichuris</i>    | <i>E. histolytica</i> (quiste)   |

## 13. Envío de heces fecales para la detección de parásitos

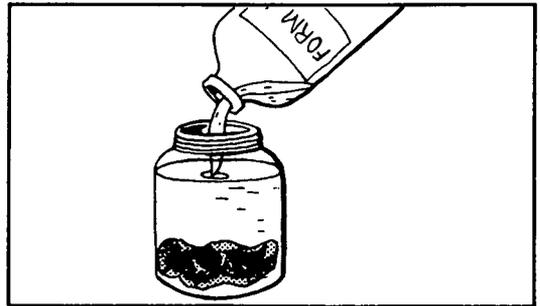
Las heces fecales se pueden enviar a laboratorios especializados con el fin de que se identifiquen parásitos raros, que son difíciles de reconocer.

Se utilizan los preservativos siguientes:

1. Solución de formaldehído al 10% (reactivo No. 25), para hacer preparaciones líquidas
2. MIF (reactivo No. 38), para hacer preparaciones líquidas
3. APV (alcohol polivinílico), para hacer tinciones permanentes.

### 1. USO DE LA SOLUCION DE FORMALDEHIDO AL 10%

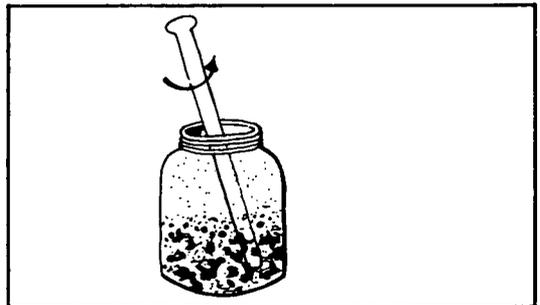
Prepare una mezcla que contenga aproximadamente 1 parte de heces fecales y 3 partes de solución de formaldehído.



Deshaga completamente las heces por medio de un agitador de vidrio.

*Se preservan* huevos y quistes de parásitos.  
*No se preservan* formas vegetativas de protozoarios, que se destruyen en pocos días.

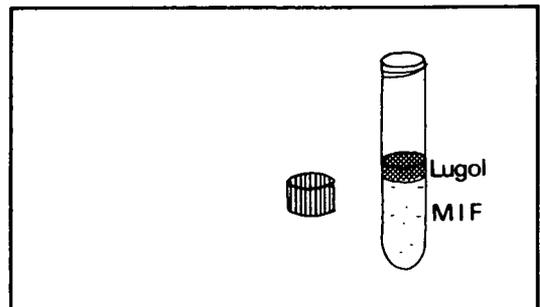
*Las muestras se preservan por tiempo indefinido* si el frasco se cierra herméticamente.



### 2. USO DE MIF

Poco antes de enviar la muestra mezcle en un tubo o frasco pequeño:

- 4,4 ml de solución de MIF
- 0,3 ml de solución yodada de Lugol (reactivo No. 35).

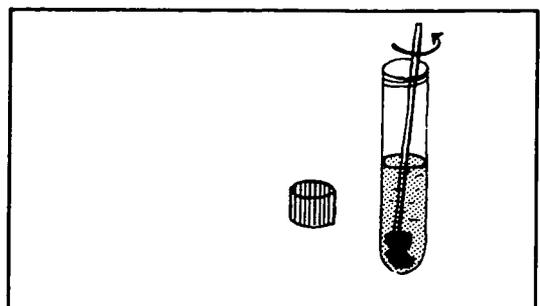


Agregue una porción de heces fecales, aproximadamente de 2 ml (2 cm<sup>3</sup>).

Deshágala muy bien con un agitador de vidrio.

*Se preservan* todas las formas de parásitos, incluso las formas vegetativas de amebas (las de flagelados se deterioran ligeramente).

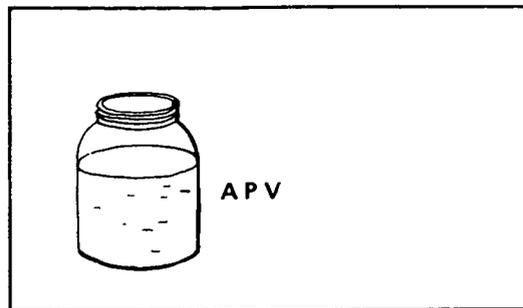
*Las muestras se preservan por tiempo indefinido.*



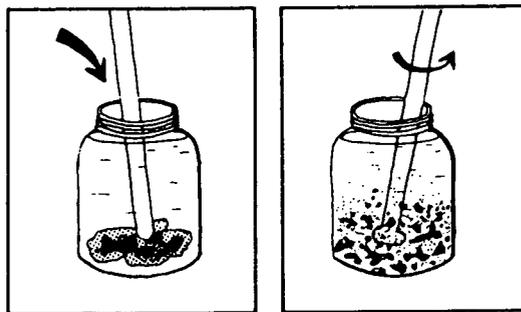
### 3. USO DEL APV

#### (a) En un frasco

1. Vierta en un frasco 30 ml de fijador APV, aproximadamente, de modo que esté lleno las tres cuartas partes de su capacidad.

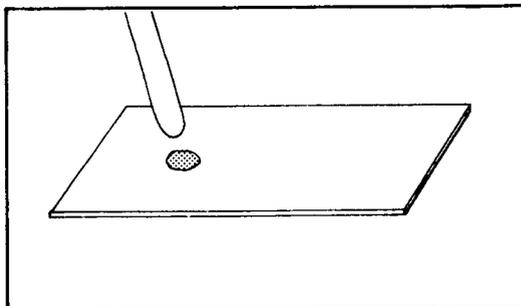


2. Añada una cantidad suficiente de heces fecales frescas hasta llenar la última cuarta parte de la capacidad del frasco.
3. Disgregue completamente las heces con un agitador de vidrio. *Se preservan* así todas las formas de parásitos por tiempo indefinido.

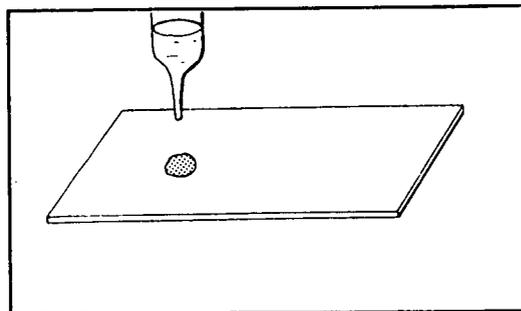


#### (b) En un portaobjetos

1. Para observar amebas y flagelados coloque una pequeña porción de la muestra de heces en un extremo del portaobjetos.



2. Agregue a esta porción de heces:
  - 3 gotas de APV.

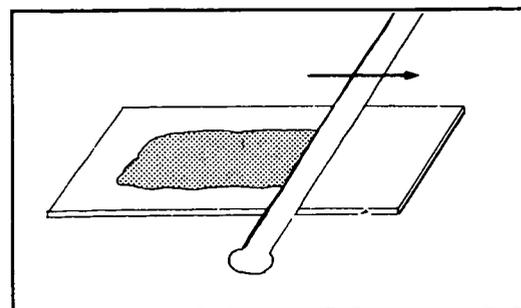


3. Con un agitador de vidrio extienda con cuidado este material hasta la mitad del portaobjetos, aproximadamente.

Déjese secar durante 12 horas (preferiblemente a 37°C).

Los portaobjetos así preparados se pueden conservar alrededor de tres meses.

La tinción se aplicará al recibirlos en el laboratorio especializado.



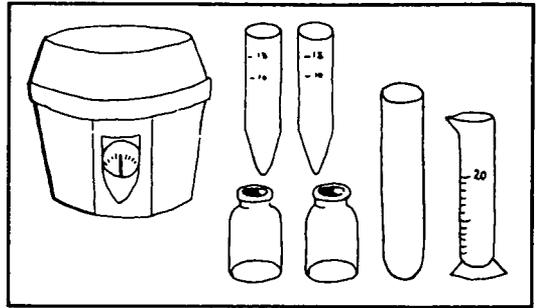
## 14. Ensayo químico para encontrar sangre oculta en las heces fecales

### Principio

Cuando la hemoglobina de la sangre se pone en contacto con peróxido de hidrógeno se libera oxígeno. Este oxígeno liberado reacciona con aminofenazona (aminopirina) y se forma una coloración azul.

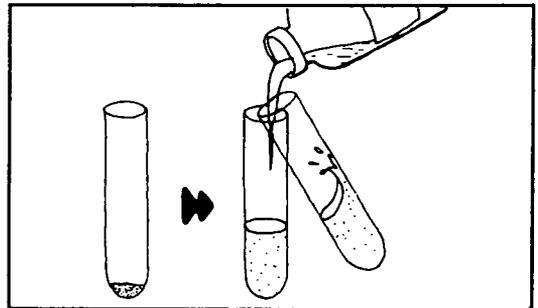
### MATERIALES Y REACTIVOS

- Una centrífuga
- Tubos cónicos para centrifugación
- Aplicadores
- Una probeta de 20 ml
- Tubos de ensayo
- Acido acético al 10% (reactivo No. 2)
- Peróxido de hidrógeno (solución fresca, de 10 vol.)
- Etanol al 95%
- Aminofenazona cristalina.

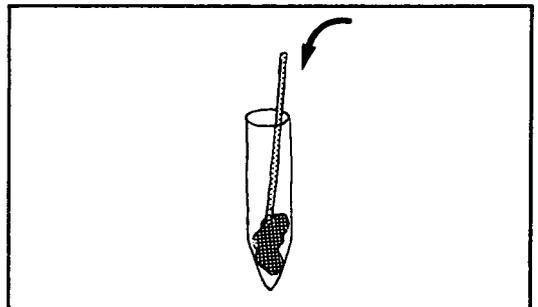


### METODO

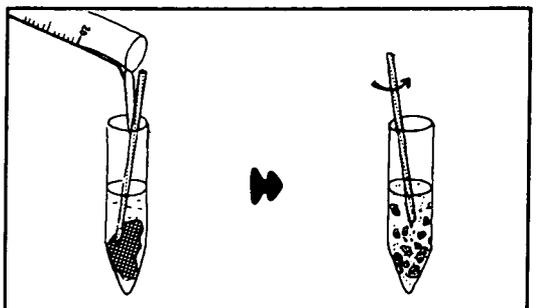
1. Inmediatamente antes de llevar a cabo el ensayo prepare una solución de aminofenazona como se indica a continuación:
  - ponga alrededor de 0,25 g de aminofenazona en el fondo de un tubo de ensayo
  - añada 5 ml de etanol al 95%.



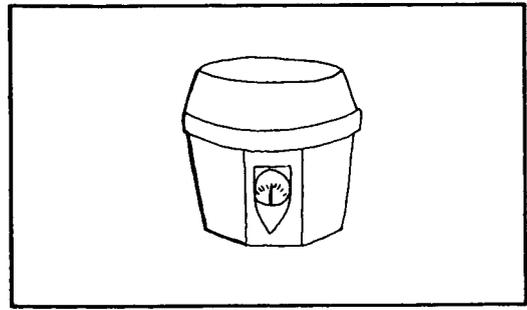
2. Coloque una porción de la muestra de heces fecales de 4 ml (4 cm<sup>3</sup>) aproximadamente en un tubo para centrifugación.



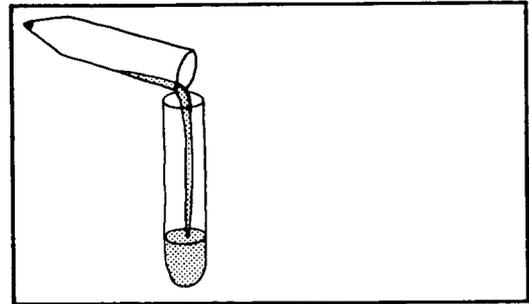
3. Agregue 7 ml de agua destilada y mézclela completamente.



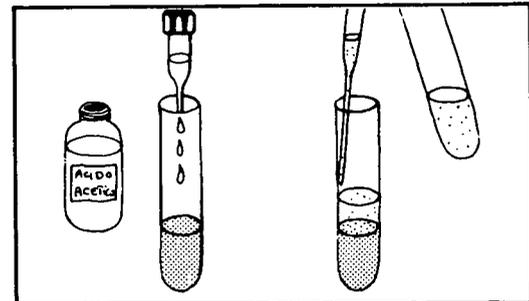
4. Centrifúguese a baja velocidad aproximadamente durante 5 minutos, o hasta que se precipiten los sólidos (se puede emplear una centrífuga manual).



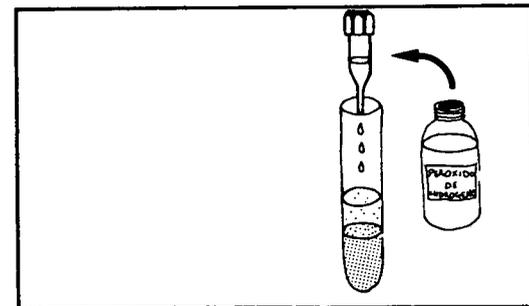
5. Decante el líquido flotante en otro tubo de ensayo y consérvelo.



6. Añada al tubo de ensayo que contiene el líquido flotante, sin mezclar:
- 10 gotas de ácido acético al 10%
  - 5 ml de la solución de aminofenazona.
- Para evitar que se mezclen ponga la solución de aminofenazona con una pipeta deslizándola por la pared interior del tubo de ensayo.



7. A continuación agregue:
- 10 gotas de la solución de peróxido de hidrógeno de 10 vol.
- No se mezcle.  
Déjela reposar un minuto.



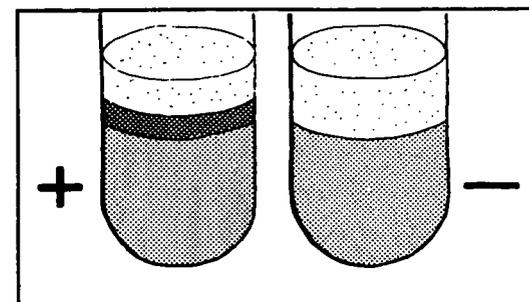
#### Reacción positiva

Entre las dos capas de líquido aparece una coloración azul:

- azul pálido = reacción positiva+
- azul oscuro = reacción positiva intensa++
- azul negruzco = reacción positiva sumamente intensa+++.

#### Reacción negativa

No ocurre cambio alguno en el color.



## **PRECAUCIONES EN EL LABORATORIO**

Los utensilios de vidrio deben estar limpios (sin residuos de sangre).

Se debe observar el resultado antes de que transcurran 5 minutos.

Se pueden realizar ensayos testigos:

- negativos: con agua destilada
  - positivos: con agua que contenga 1% de sangre.
- 

## **PRECAUCIONES PARA EL PACIENTE**

Durante un día entero, antes del examen, el paciente no deberá:

- comer carne de clase alguna
- tomar medicamentos que contengan compuestos a base de hierro
- cepillarse los dientes vigorosamente.

*Nota:* Se ha dejado de recomendar el ensayo con bencidina a causa de las propiedades carcinógenas de esta sustancia.

---

## 15. Búsqueda de huevos de *Schistosoma haematobium* en lá orina

En su forma de helminto adulto, el esquistosoma (bilharzia), causante de la esquistosomiasis vesical de Africa y Medio Oriente, deposita sus huevos en los vasos sanguíneos de las paredes de la vejiga urinaria. De ahí los huevos pasan a la orina, acompañados frecuentemente de sangre.

*Examen directo (después de centrifugar la orina)*

Se centrifuga la orina y se examina el sedimento en busca de huevos.

### MATERIALES

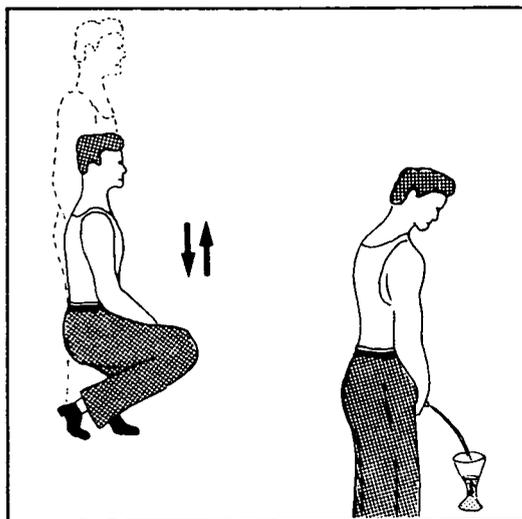
- Una centrífuga, tubos cónicos y cilindros medidores de 100, 200 y 1000 ml
- Agente clarificador: hidróxido sódico al 10% (reactivo No. 45)
- Preservativos: ácido clorhídrico y lejía comercial.

### OBTENCION DE LA MUESTRA

Reúnase la orina que se produzca entre 11h. y 17h. En este lapso de tiempo se encontrará una concentración mayor de huevos especialmente en las últimas gotas de orina.

#### *Ejercicios preliminares*

Justo antes de recolectar la muestra pida al paciente que ejecute rápidamente 20 "sentadillas", corra alrededor de 100 metros o suba y baje las escaleras corriendo varias veces (de este modo se excretará mayor cantidad de huevos).

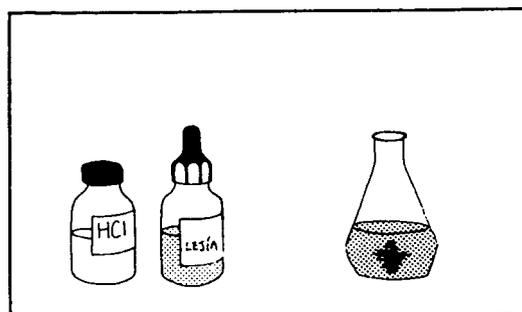


### Conservación de la orina

Si se retrasa el examen de orina, agregue a cada 100 ml:

- 1 ml de ácido clorhídrico (20 gotas)
- 2 ml de lejía comercial (40 gotas).

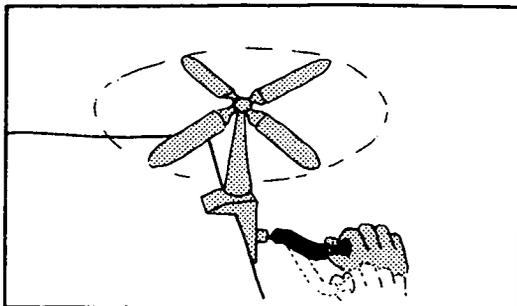
De esta manera la orina se podrá mantener a la temperatura ambiente por tiempo indefinido.



## A. EXAMEN DIRECTO

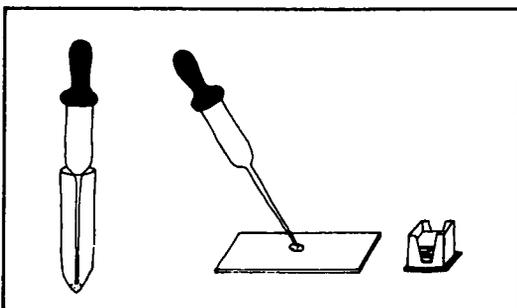
Centrifúgue la orina en tubos cónicos (10-15 ml) durante 5 minutos a baja velocidad o con la centrífuga manual.

(Si la orina está teñida con sangre trátese como se indica más adelante, en el inciso B.)



Después de centrifugar, deseche la orina flotante. Mezcle el sedimento uniformemente aspirándolo y expulsándolo con una pipeta gotera.

Tome una gota del sedimento homogéneo y póngalo entre un portaobjetos y un cubreobjetos. Exámínelo con el objetivo x 10.



### Huevos de *Schistosoma haematobium*

**Tamaño:** 120-150  $\mu\text{m}$

**Forma:** oval, con un polo claramente redondeado

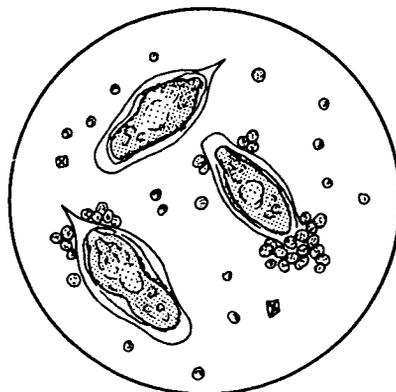
**Envoltura:** lisa, muy delgada

**Espolón terminal en uno de los polos**

**Color:** gris o amarillo pálido

**Contenido:** un embrión grueso y bien formado, con pequeños cilios en los bordes.

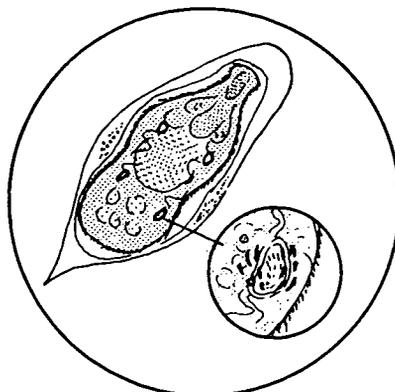
Con frecuencia estos huevos se hallan rodeados por acumulaciones de leucocitos que pueden ocultar el espolón terminal. (Véase la fotografía de un huevo en la página 134.)



### Viabilidad de los huevos

La viabilidad de los huevos solo se puede determinar en orina fresca, que no haya sido tratada. Los huevos son viables si están todavía "vivos"; cuando es así, significa que el paciente aún se halla infectado por parásitos vivos.

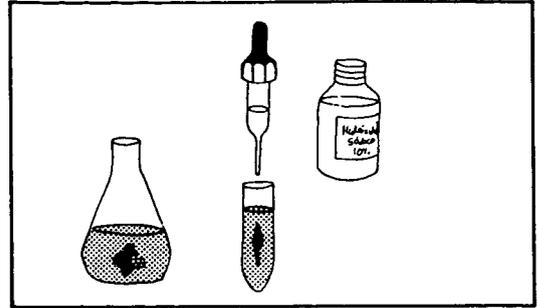
Examine los huevos con objetivos x 40 ó x 100 (la preparación se debe sellar con cera fundida). Observe si los embriones se mueven levemente dentro de los huevos. Si no lo hacen, localice las "células llameantes"; cada embrión posee cuatro de estas células, una en cada esquina. Si en estas células se detecta un movimiento continuo y rápido de los cilios, que agita el líquido del huevo, significará que está "vivo".



## B. ORINA TEÑIDA CON SANGRE

Si la cantidad de sangre que hay en la orina es abundante el examen es más difícil pues las acumulaciones de glóbulos rojos pueden ocultar los huevos.

Ponga 5 gotas de hidróxido sódico al 10% (reactivo No. 45) en el tubo donde la orina se va a centrifugar. De este modo se disolverán (por lisis) los eritrocitos y el sedimento será claro. También afectará a los huevos, pero aun así las envolturas se pueden reconocer.



### Huevos de *Schistosoma mansoni*

Muy raras veces se encuentran estos huevos en la orina. Poseen un espolón lateral; véase su descripción en la página 135.

## C. TECNICA PARA EL RECUESTO DE HUEVOS

1. Recoja todo el contenido de la vejiga urinaria y tome 10 ml de una muestra que previamente se agitará muy bien.
2. Centrifugue durante 3 minutos a velocidad media en un tubo graduado.
3. Deseche el líquido flotante hasta la marca de 0,2 ml.
4. Mezcle muy bien el sedimento y, con una pipeta graduada, ponga 0,1 ml de éste en un portaobjetos.
5. Cuente los huevos que se observen con el microscopio utilizando un objetivo de bajo poder y un ocular x 5-6.
6. Multiplique el resultado por 2 para determinar la concentración de huevos que hay en 10 ml de orina.

### Examen del material de biopsias rectales

Es posible que el médico solicite al laboratorio la búsqueda de huevos de *Schistosoma* en material de biopsia obtenido en el recto. Los médicos suelen efectuar biopsias rectales para diagnosticar distintas infecciones por *Schistosoma* o para observación ulterior del tratamiento.

Haga el examen en preparación húmeda.

Comprima un fragmento pequeño del material de biopsia entre un portaobjetos y un cubreobjetos.

Examínelo con el microscopio (con objetivo x 10).

Es fácil descubrir y reconocer los huevos de *Schistosoma*.

Con frecuencia, el examen de los materiales de biopsias rectales es útil para detectar *S. haematobium*. Puede haber un resultado positivo cuando el parásito no se ha encontrado en la orina.

## 16. Otros parásitos que se encuentran en la orina

---

Aparte de los huevos de *Schistosoma* (véase página 178) que se suelen detectar en Africa y Medio Oriente es raro hallar helmintos adultos en la orina.

En los sedimentos de orina, después de la centrifugación, se pueden encontrar:

1. Protozoarios flagelados *Trichomonas vaginalis*
  2. Microfilarias *Wuchereria bancrofti* y otras
  3. Espiroquetas *Leptospira icterohaemorrhagiae*
- 

### 1. PROTOZOARIOS FLAGELADOS

#### *Trichomonas vaginalis*

Estos protozoarios se suelen detectar en las secreciones genitourinarias (véase la página 186).

No obstante, también se pueden hallar, dotados aún de movilidad y reconocibles, en sedimentos de orina fresca.

**Tamaño:** 15  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda, globulosa

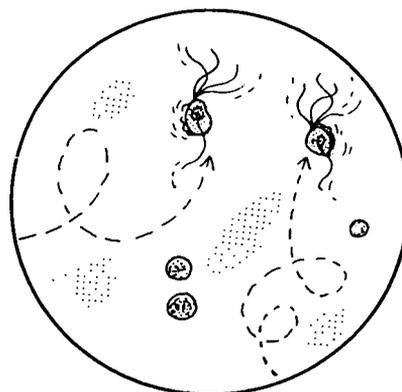
**Movilidad:** giran y se vuelven; vibran

**Membrana**

**ondulante:** lateral, sumamente móvil; semeja la aleta de un pez

**Flagelos:** 4

---



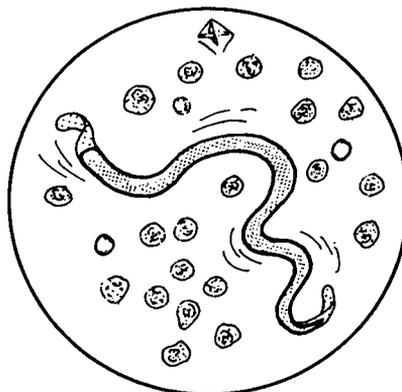
### 2. MICROFILARIAS

#### *Wuchereria bancrofti*

El aspecto de la orina es *lechoso*, debido a que contiene quilo (que proviene de los vasos lesionados por una afección denominada "quiluria"). Las microfilarias (tamaño: 200-300  $\mu\text{m}$  de longitud y 8  $\mu\text{m}$  de grosor) todavía conservan su movilidad, se mueven en curvas uniformes. En cuanto a su descripción, véase la página 212.

La envoltura de los parásitos es visible en la orina. Por lo general también se encuentran leucocitos abundantes.

---



#### *Onchocerca volvulus*

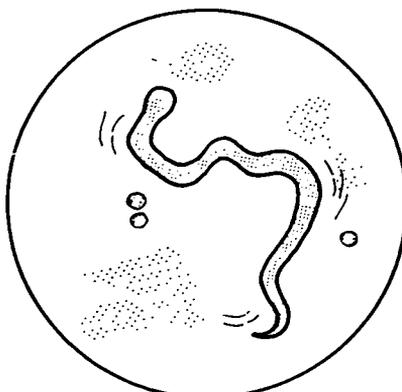
En raras ocasiones (alrededor de 5-10% de los casos) las microfilarias de la oncocercosis pasan a la orina. Cuando se las encuentra aún tienen movilidad.

**Tamaño:** 200-300  $\mu\text{m}$  de longitud y 8  $\mu\text{m}$  de grosor.

**Curvas rígidas.** Sin envoltura. La cabeza es más ancha; véase la descripción, en la página 218.

La identificación se puede confirmar examinando un frotis cutáneo en una preparación húmeda.

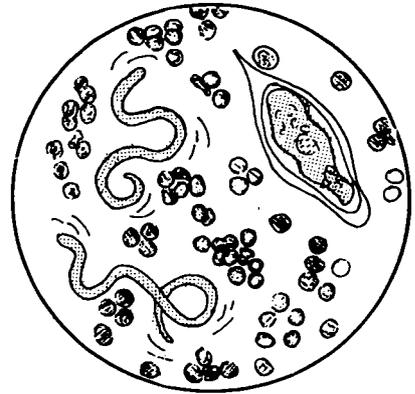
---



***Microfilarias sanguíneas que se encuentran accidentalmente en la orina***

Los pacientes que sufren de esquistosomiasis pueden estar infectados al mismo tiempo por filarias. La infección por esquistosomas causa derrames de sangre en el interior de la vejiga urinaria, que llevan a la orina microfilarias sanguíneas como *W. bancrofti*, *Loa loa* y *D. perstans* (véanse las descripciones correspondientes en las páginas 212 y 213).

En estos casos también se suelen encontrar abundantes eritrocitos en la orina.



### 3. ESPIROQUETAS

***Leptospira icterohaemorrhagiae***

La leptospirosis es transmitida por las ratas. Esta enfermedad es muy frecuente en Asia. Si se sospecha que existe leptospirosis se puede examinar directamente el sedimento de la orina en una preparación húmeda con iluminación para campo oscuro o en una preparación con tinción de Giemsa.

**Longitud:** varía considerablemente; promedio: 10-20  $\mu\text{m}$

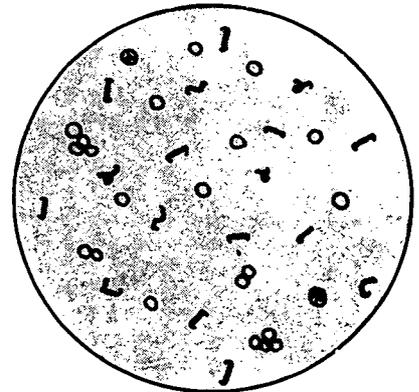
**Forma:** espiral: 20-40 vueltas; semeja un resorte aplanado

**Extremos:** agudos; frecuentemente con forma de gancho

**Movilidad:** efectúa movimientos rotatorios y ondulatorios

**Tinción:** débilmente grampositiva; se colorea más intensamente con la tinción de Giemsa.

*Leptospira* se puede aislar por cultivos en medios especiales.



**No confundir con parásitos:**

*Spermatozoides*, que se pueden encontrar dotados aún de movilidad en los sedimentos de orina fresca de hombre (véase la descripción en la página 329).

**Contaminación de la orina con heces fecales:**

Si la orina se contamina con heces fecales los parásitos que se suelen observar en las muestras de heces también se podrán encontrar en los sedimentos de orina.

## 17. Huevos del distoma pulmonar: otros parásitos

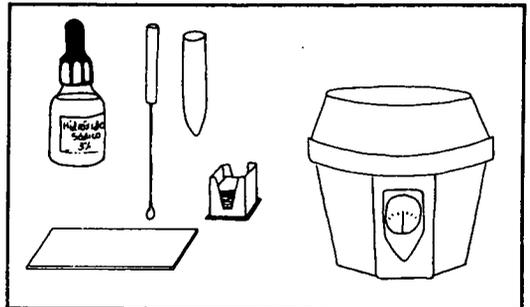
### DISTOMA PULMONAR: *Paragonimus westermani*

Este helminto plano, que semeja un grano de café, se adhiere a los bronquios. El paciente se infecta al comer cangrejos de río poco hervidos. El esputo de los enfermos infectados es de color pardo, semejante a orín.



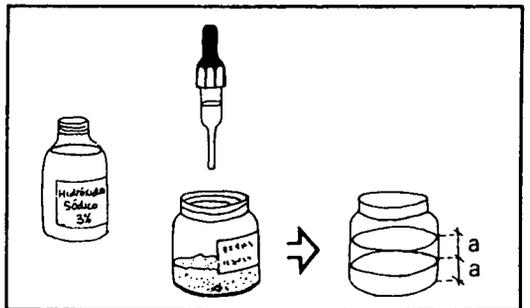
### Materiales

- Una centrífuga
- Tubos cónicos para centrifugación
- Un agitador de vidrio
- Una asa de alambre para siembra
- Un portaobjetos
- Cubreobjetos
- Solución de hidróxido sódico al 3% (reactivo No. 44).

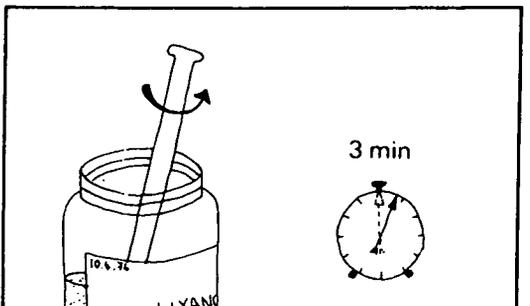


### Método

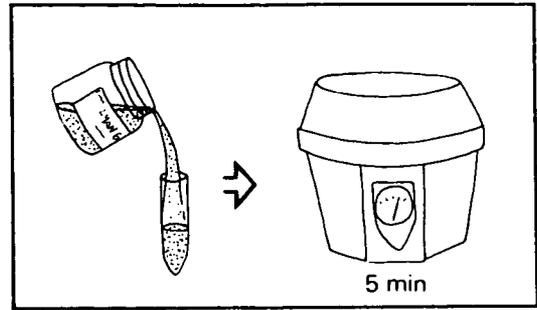
1. Añada al receptáculo donde se ha recogido el esputo una cantidad *igual* de hidróxido sódico al 3%.



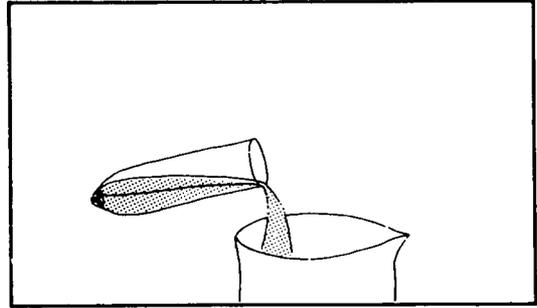
2. Mezcle muy bien durante 3 minutos.



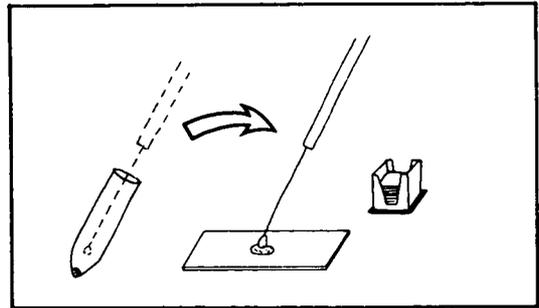
3. Vierta toda la mezcla en un tubo para centrifugación. Centrifugue durante 5 minutos a alta velocidad.



4. Deseche el líquido flotante.



5. Con un asa de alambre para siembra tome una gota del sedimento y deposítela en un portaobjetos. Coloque encima un cubreobjetos y examine la preparación con el microscopio (con objetivos x 10 y x 40).



#### Huevos del distoma pulmonar

**Tamaño:** 100  $\mu\text{m}$  de longitud

**Forma:** oval; con frecuencia, ligeramente aplanada por un lado

**Color:** castaño con reflejos dorados

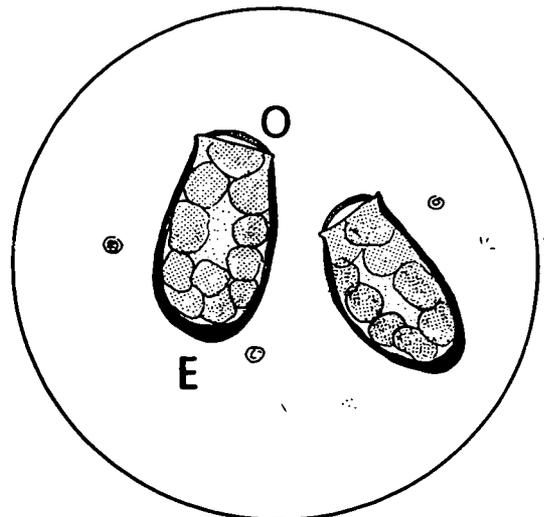
**Opérculo**

**(O):** aplanado, con un anillo visible; semeja un pequeño sombrero colocado sobre el huevo

**Envoltura:** lisa, con un notable engrosamiento (E)

en el polo opuesto al del opérculo  
**Contenido:** un espacio central claro, rodeado de células.

(véase la fotografía del huevo del distoma pulmonar en la página 141).



## OTROS PARASITOS QUE SE ENCUENTRAN EN EL ESPUTO

### Scolex hidatídico

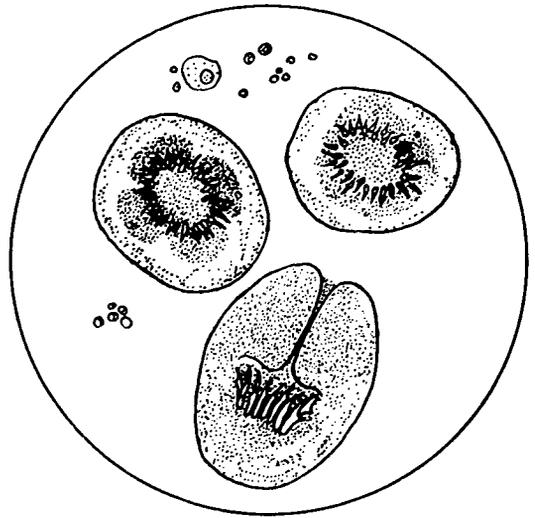
Algunas veces, los pacientes infectados por *Echinococcus granulosus* (una tenia de los perros) pueden tener un *quiste hidatídico del pulmón*. Si este quiste se rompe y vierte su contenido en los bronquios se encontrarán scolex en el esputo, que puede ser sanguinolento.

**Tamaño:** aproximadamente 150  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda, irregular u oval, con un polo ligeramente aplanado

**Contenido:** incoloro y transparente, con finas granulaciones y un *anillo de ganchos* (10-30 ganchos), claramente visible.

Los quistes hidatídicos se suelen encontrar en regiones donde abunda el ganado ovino; por ejemplo, en Argentina, Australia, Chile, Egipto, Nueva Zelandia, el norte de Africa, Arabia Saudita y Uruguay.



## 18. *Trichomonas*: examen directo del exudado genitourinario, etc.

---

### Principio

*Trichomonas vaginalis* es un protozoo que puede causar secreciones (exudado) genitourinarias, principalmente en la mujer y ocasionalmente en el hombre. Se puede detectar con el microscopio en preparaciones húmedas.

El exudado es claro y blanquecino, o puede ser gris verdusco y espumoso.

---

### MATERIALES

- Portaobjetos
  - Cubreobjetos
  - Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48) tibia (a 37°C, si es posible)
  - Un asa de alambre para siembra.
- 

### OBTENCION DE LA MUESTRA

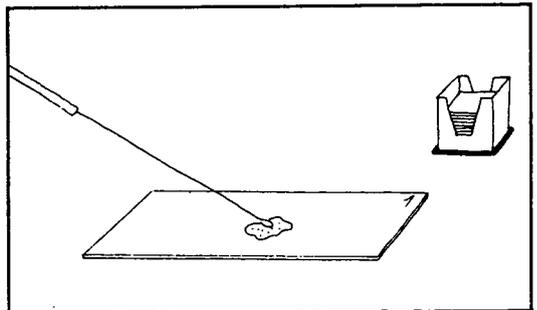
*En la mujer:* La secreción se debe entregar al laboratorio inmediatamente después de haberse recogido (en un tubo de ensayo o un portaobjetos). Es preferible utilizar un hisopo de algodón que se coloca en el interior de un tubo de ensayo con solución de cloruro sódico; de este modo *Trichomonas* conserva su movilidad durante algún tiempo (generalmente varias horas).

*En el hombre:* Obténgase la muestra en el laboratorio empleando el método descrito para los gonococos (véase la página 243). Examínese inmediatamente.

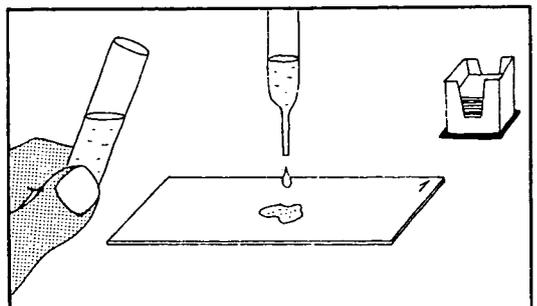
---

### METODO

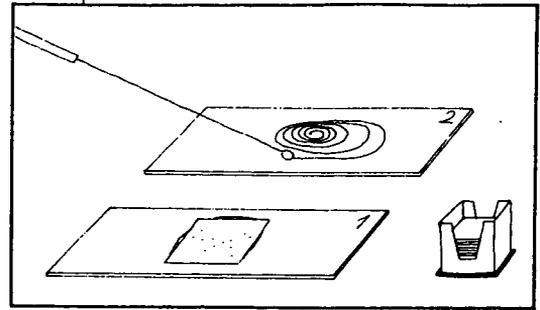
1. Deposite una gota de la secreción en un portaobjetos.
- 



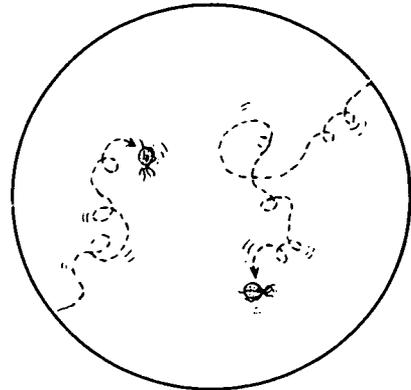
2. Añada una gota de solución de cloruro sódico tibia. Mezcle y ponga un cubreobjetos.



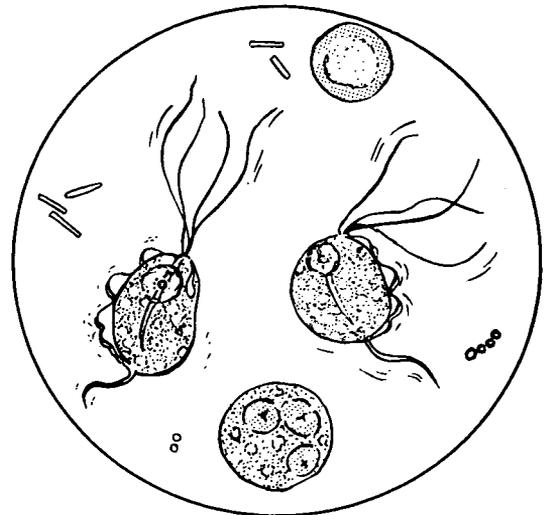
3. En otro portaobjetos haga un frotis amplio y sumamente delgado de la secreción.



4. *Examínese inmediatamente con el objetivo x 10*  
Busque unos organismos pequeños redondeados y transparentes, del tamaño de un leucocito, que se mueven rápidamente dando saltos y giros.



5. *Examine con el objetivo x 40*  
para observar los cuerpos de *Trichomonas*.  
*Tamaño:* aproximadamente  $15\ \mu\text{m}$  ( $10\text{-}20\ \mu\text{m}$ )  
*Forma:* redonda, globulosa  
*Movilidad:* giran y se vuelven, pareciendo vibrar  
*Membrana ondulante:* se encuentra solo en un lado y semeja la aleta de un pez; es muy móvil (movimientos ondulatorios rápidos)  
*4 flagelos:* semejantes a látigos y sumamente móviles; la impresión que causan es de movimiento.



#### *Portaobjetos con frotis*

Si no se encuentra nada en la gota que se ha examinado entre el portaobjetos y el cubreobjetos, aplique tinción de Gram al frotis seco que se encuentra en el segundo portaobjetos. Busque bacterias (puede haber gonococos).

## Hongos

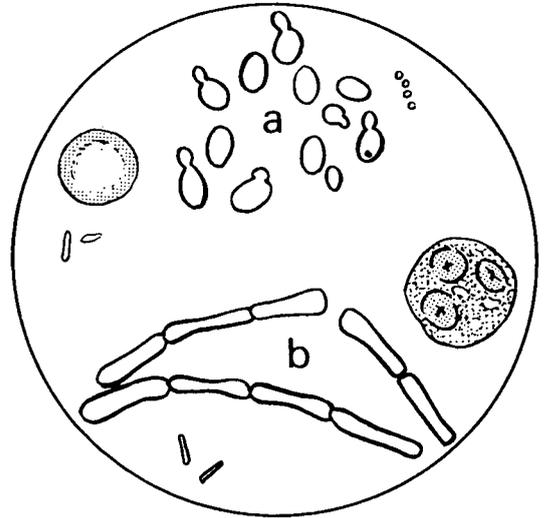
Se suelen encontrar en los exudados densos y blancos (algunas veces amarillos o incoloros). Empleando el objetivo x 40, busque por:

### (a) *Levaduras*

- cuerpos redondos u ovales
- inmóviles
- de tamaño variable ( $2-6 \mu\text{m}$ )
- algunos tienen protuberancias o brotes.

### (b) *Filamentos de micelios (rara vez)*

- filamentos de extremos romos
- de longitud variable ( $20-100 \mu\text{m}$ )
- de  $2-4 \mu\text{m}$  de anchura.



## 19. Preparación de gota gruesa de sangre y aplicación de la tinción de Field

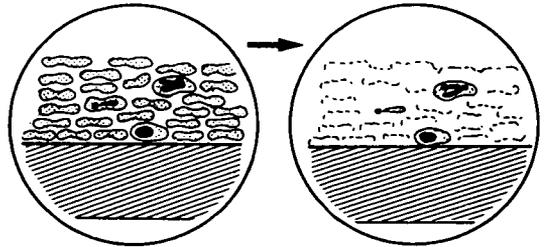
### Propósito

#### Detección de parásitos en la sangre

1. En un portaobjetos se deposita una gota de sangre obtenida de un dedo, se extiende y se deja secar.
2. Se tiñe y se examina con el microscopio en busca de:
  - parásitos del paludismo
  - microfilarias
  - tripanosomas
  - borrelias.
3. Gracias al método de gota gruesa de sangre es posible encontrar parásitos:
  - más rápidamente
  - a pesar de que sean muy escasos.

### Principio

1. Al teñir la gota de sangre seca la hemoglobina de los eritrocitos se disuelve y es arrastrada por el agua de la solución que contiene el reactivo.

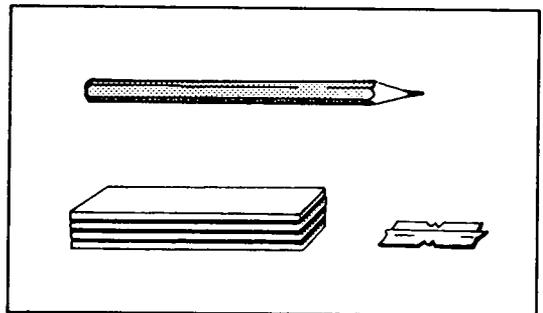


2. Solo quedan en la gota:
  - los parásitos, y
  - los leucocitos,que se pueden observar con el microscopio.

### PREPARACION DE LA GOTA GRUESA

#### Materiales

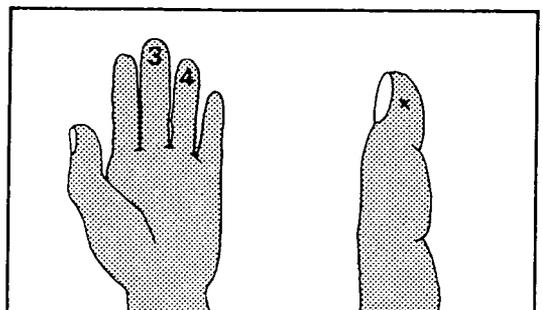
- Portaobjetos limpios (véanse los procedimientos para limpiarlos en la página 31)
- Una lanceta estéril
- Metanol
- Algodón
- Un lápiz grueso.



### Método

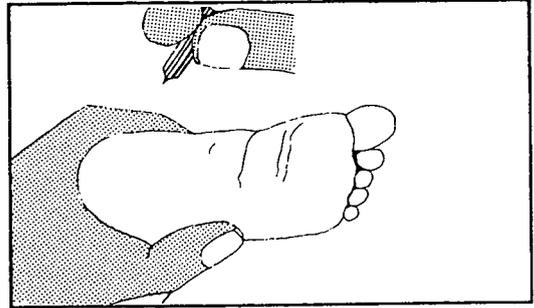
#### Punción del dedo

1. Búsqese un sitio:
  - en los dedos cordial o anular de la mano izquierda
  - en el lado externo del dedo, donde la sensibilidad es menor que en la punta, como se indica en la ilustración.



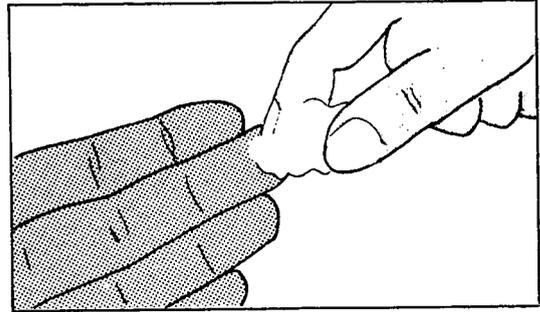
En los niños menores de seis meses:

- punciónese el talón o el dedo gordo del pie.

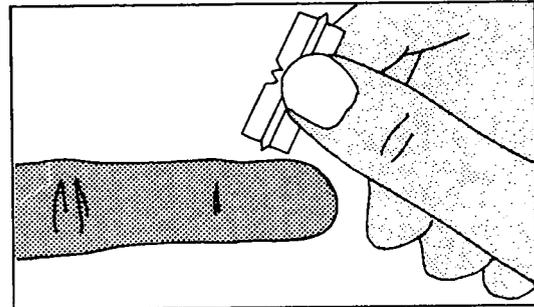


2. Límpiase el sitio escogido:

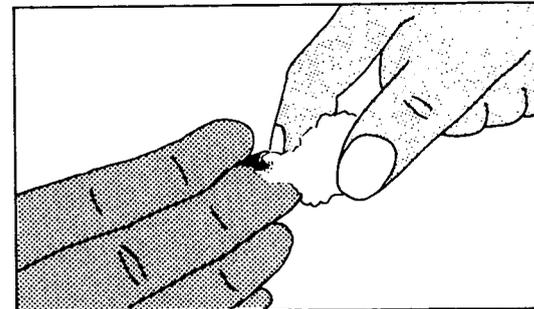
- primeramente con un pedazo de algodón humedecido en etanol
- después pase un pedazo de algodón seco, para retirar los residuos de etanol.



3. Puncione el dedo con firmeza y rapidez.



4. Limpie la primera gota de sangre con un pedazo de algodón seco.

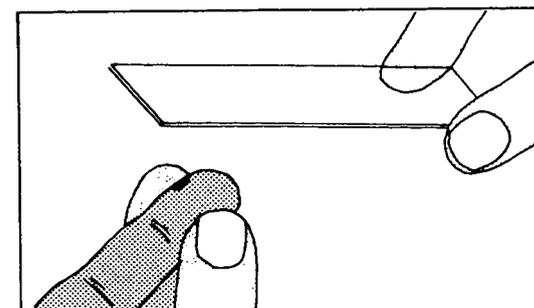


5. Con la mano derecha:

- tome un portaobjetos sosteniéndolo por los bordes.

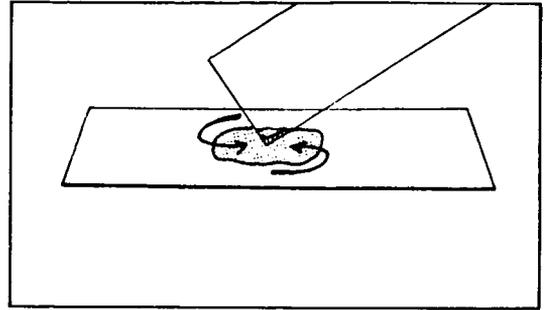
Con la mano izquierda:

- oprima el dedo para extraer una gota de sangre, aproximadamente de este tamaño: O



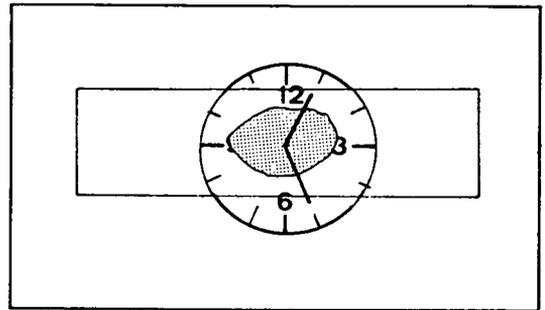
### Preparación de la gota gruesa de sangre

6. Extienda la sangre, formando una gota gruesa, en el centro del portaobjetos. Utilice la esquina de un portaobjetos limpio y haga que el espesor de la capa sea uniforme. La gotas de sangre demasiado gruesas o demasiado delgadas no toman la tinción bien.



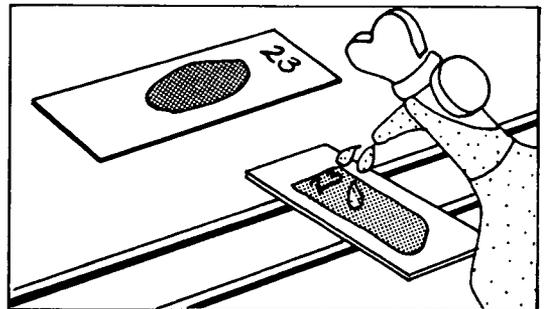
Cuando el espesor de la gota es el adecuado se pueden ver a través de ella las manecillas de un reloj, pero no los números.

(Una extensión sanguínea puede ser útil cuando ha sido difícil la identificación de una especie de parásitos del paludismo. Prepare la extensión como se indica en la página 387.)



7. Marque el extremo del portaobjetos con el número del paciente, use un lápiz grueso. Deje secar la gota gruesa de sangre al aire libre. Se debe colocar sobre una mesa de trabajo que esté tibia, bajo la luz del sol, siempre que la gota de sangre esté protegida de las moscas y el polvo. Un ventilador eléctrico, si se cuenta con él, hará que la gota de sangre se seque más deprisa y ahuyentará las moscas.

Las extensiones sanguíneas se deben secar al aire libre y fijar inmediatamente con metanol (alcohol metílico).



## TINCIÓN DE GOTAS GRUESAS DE SANGRE UTILIZANDO REACTIVOS RAPIDOS DE FIELD

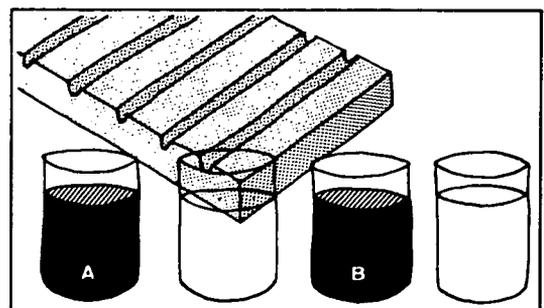
En numerosas partes del mundo se utilizan las tinciones A y B de Field en las gotas gruesas de sangre porque:

- la tinción se hace rápidamente
- no se necesita diluir los materiales de tinción
- estos materiales se pueden usar durante varios días (fíltrense cada dos días; cámbiense cuando los resultados dejen de ser satisfactorios)
- no se necesita agua amortiguada; se puede emplear agua corriente, limpia, para lavar los frotis.

La tinción de Giemsa diluida que se emplea en las extensiones sanguíneas se puede usar también en las gotas gruesas (véase la página 393).

### Materiales

- Colorante A de Field (reactivo No. 22A)
- Colorante B de Field (reactivo No. 22B)
- Dos recipientes con agua limpia
- Una gradilla para escurrir.



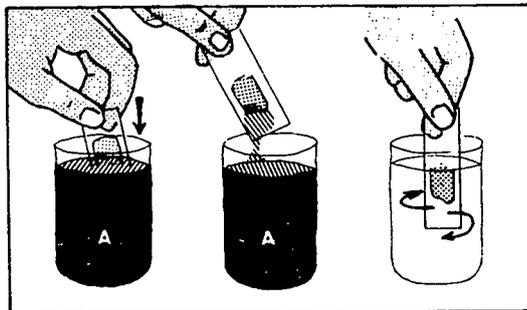
### Método

1. Sumerja la gota gruesa, seca, en el colorante A de Field:

- cuente hasta 10.

Escúrrase.

Enjuáguese en uno de los recipientes con agua limpia.



2. Sumérjase a continuación en el recipiente que contiene la solución B de Field:

- cuente hasta 10.

Escúrrase.

Enjuáguese muy bien en uno de los recipientes con agua limpia.

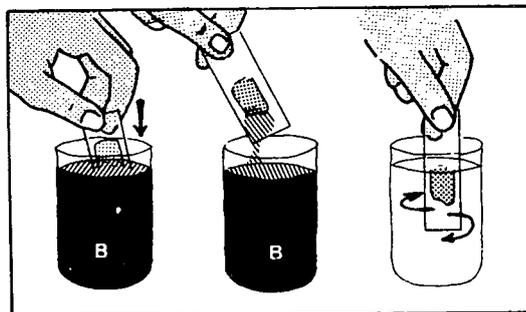
*Nota:* A veces se deben alterar los tiempos de tinción.

Si el frotis es demasiado azul:

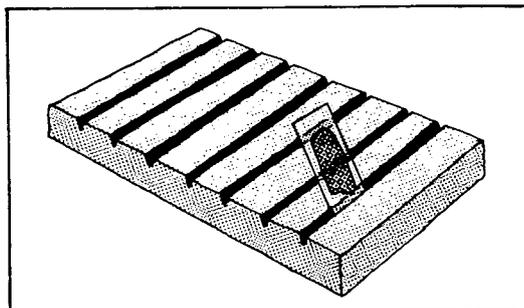
- tíñase durante más tiempo con el colorante B de Field.

Si el frotis es demasiado rosáceo:

- tíñase durante más tiempo con el colorante A de Field.



3. Déjese secar al aire libre en la gradilla de escurrir (con el lado donde se encuentre el frotis vuelto hacia abajo).



### RESULTADOS

La extensión sanguínea deberá tomar un color malva. Así será más fácil reconocer los trofozoitos de parásitos del paludismo:

- los anillos citoplásmicos se tiñen de azul
- la cromatina se tinte de rojo oscuro.

Para el diagnóstico de laboratorio por especies véanse las páginas 200 y 201.

En las gotas de sangre gruesas también se pueden reconocer:

- leucocitos, incluso su tipo y la cantidad aproximada de ellos
- núcleos de normoblastos, que se tiñen de rojo oscuro
- reticulocitos, que se observan como áreas circulares de puntos azules.

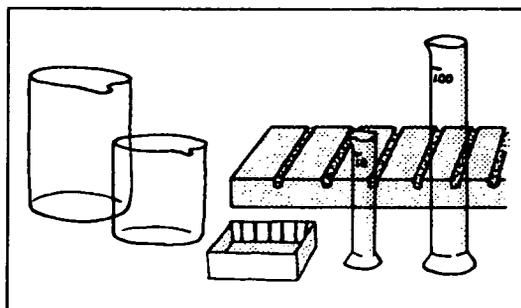
## 20. Coloración de gota gruesa y extensiones sanguíneas con tinción de Giemsa

### Importante:

Para reconocer fracciones de número de diversos tipos de leucocitos ("recuento diferencial de leucocitos") las extensiones de sangre se colorean mejor con las tinciones de May y Grünwald, y de Giemsa (véase la página 393).

### MATERIALES

- Probetas de 10, 50 y 100 ml
- Vasos para análisis de 50 y 250 ml
- Cubetas para tinción
- Un agitador de vidrio
- Un frasco para lavado
- Una pinza para portaobjetos
- Una gradilla para portaobjetos
- Un cronómetro
- Tinción de Giemsa (reactivo No. 28)
- Un frasco gotero con metanol
- Agua amortiguada (para su preparación véase la página 61).



### METODO para menos de 10 frotis

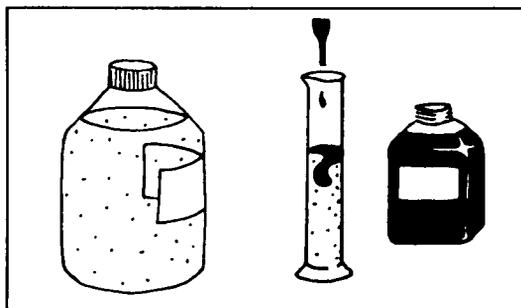
#### Importante:

Coloréense las preparaciones de gotas gruesas inmediatamente con tinción de Giemsa diluida. Las extensiones sanguíneas se deben fijar primero durante 2-3 minutos con metanol (véase la página 391).

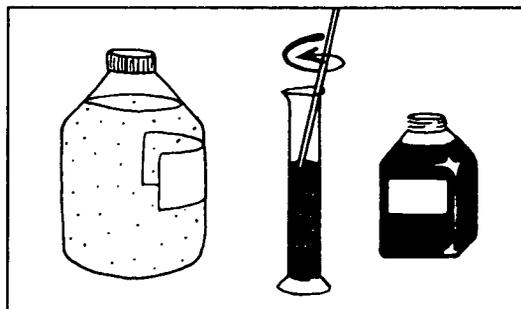
1. Haga una dilución de colorante de Giemsa al 1 x 10.

#### Ejemplo

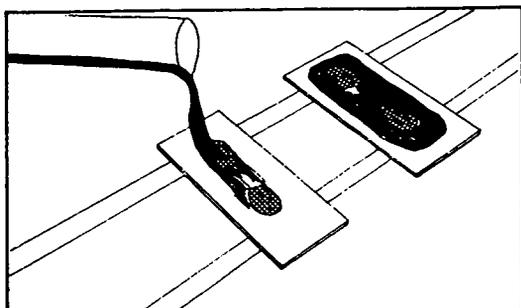
Utilice 18 ml de agua amortiguada y 2 ml del colorante; bastarán para 4 frotis. Aumente el volumen si es necesario teñir más frotis.



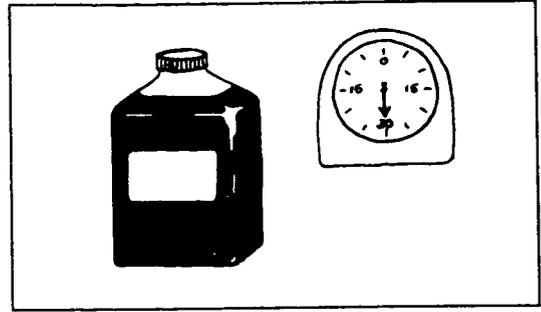
2. Mezcle suavemente con una varilla de vidrio.



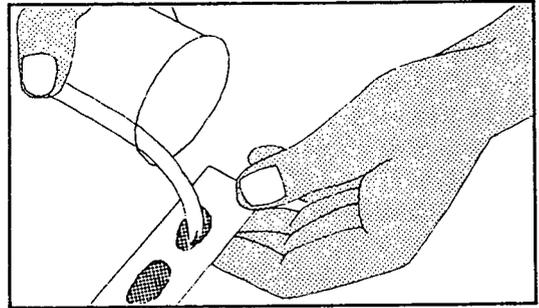
3. Coloque los portaobjetos a través de dos varillas de vidrio. Cúbralos con tinción de Giemsa diluida.



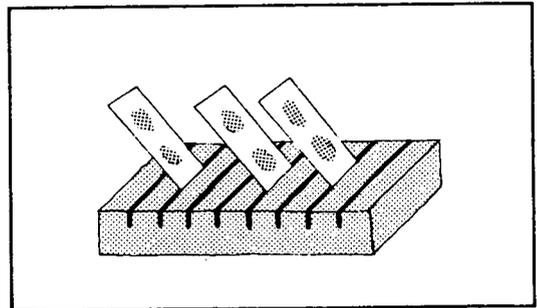
4. Déjense reposar 30 minutos.  
(El tiempo de tinción suele ser indicado por el fabricante; es probable que desee modificarlo después de que haya empleado esta técnica varias veces. Si el frotis es demasiado pálido significará que el tiempo de tinción no ha sido suficiente).



5. Lave la tinción con agua amortiguada. No intente desprenderla primero y lavarla después, ya que así quedaría un depósito de colorante sobre el frotis.

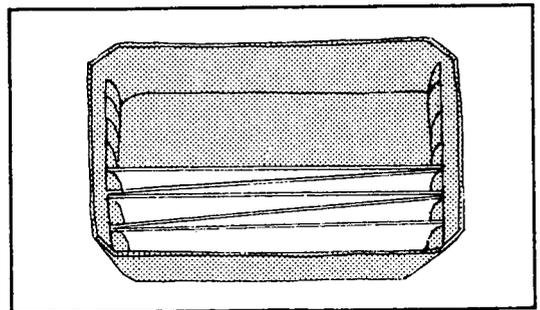


6. Escurra el agua. Coloque los portaobjetos en una gradilla para dejar que se sequen. Póngalos en posición inclinada con la capa de sangre teñida vuelta hacia abajo, para protegerlos del polvo. *No se recomienda secar los portaobjetos teñidos colocándolos entre dos hojas de filtro de papel.*

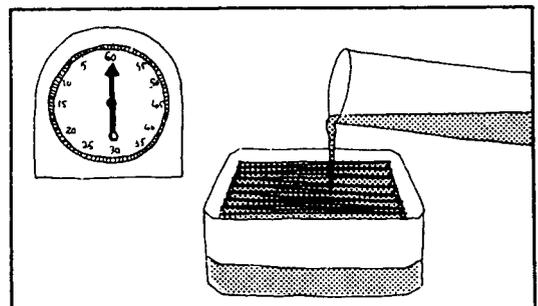


#### METODO para frotis numerosos

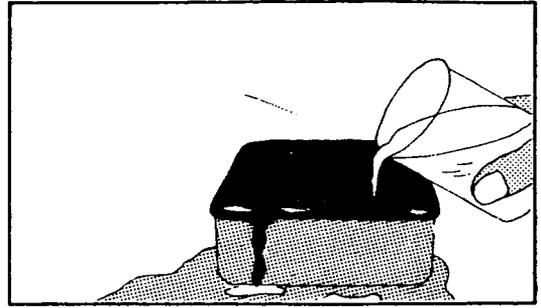
1. Tome los portaobjetos uno a uno con una pinza y deslícelos en las ranuras del bastidor de la cubeta para tinciones, ordénelos en forma de "Z".  
(Las extensiones de sangre se deben fijar primero durante 2-3 minutos en metanol.)



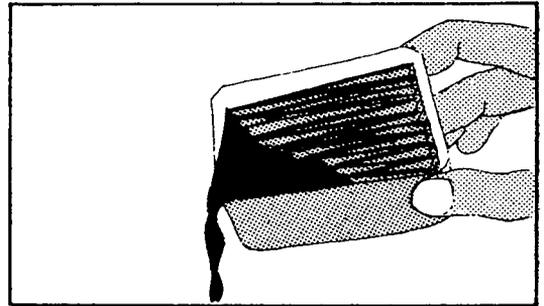
2. Prepare una cantidad de colorante que sea suficiente para llenar la cubeta para tinciones.  
Una vez que los portaobjetos se hayan colocado en la cubeta, llénela lentamente.  
Tápela.  
Déjela reposar durante 30 minutos, lejos de la luz del sol.



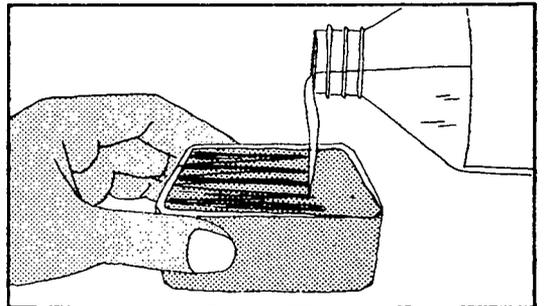
3. A continuación quite la tapa. Con un vaso para análisis vierta lentamente agua limpia en la cubeta para hacer que se derrame el depósito de solución colorante que se encuentra en la superficie.



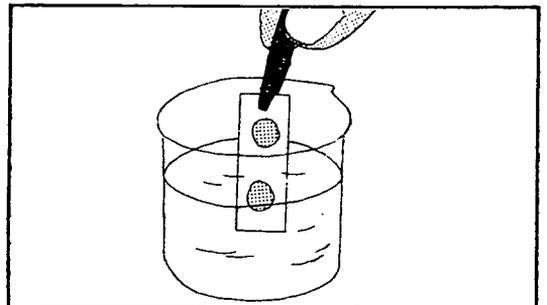
4. Vierta con suavidad todo el resto de la solución colorante de la cubeta.  
En algunos laboratorios cuyos recursos son limitados, el colorante de Giemsa diluido se guarda para usarlo nuevamente; cuando sea así se deberá emplear en el mismo día.



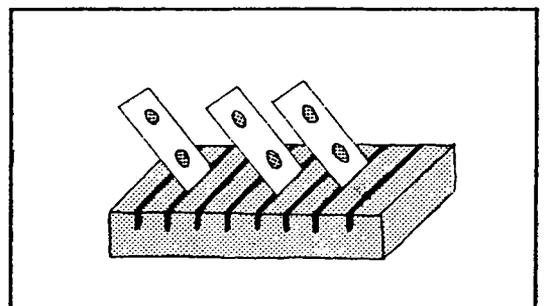
5. Llene la cubeta con agua amortiguada.



6. Saque los portaobjetos uno a uno con una pinza.  
Sumerja cada portaobjetos en un vaso para análisis que contenga agua limpia, haciéndolo suavemente a fin de que la preparación teñida no se desprenda.



7. Escorra los portaobjetos.  
Colóquelos en una gradilla para dejar que se sequen (con el lado donde se encuentre la extensión sanguínea vuelto hacia abajo).



## 21. Identificación de parásitos del paludismo

Los parásitos causantes del paludismo se encuentran en la sangre; una parte de su evolución ocurre en el interior de los glóbulos rojos. Estos parásitos se detectan en extensiones sanguíneas teñidas con los colorantes de Field o Giemsa.

### PREPARACION DE LAS EXTENSIONES SANGUINEAS

#### 1. *Cúando se debe obtener la muestra*

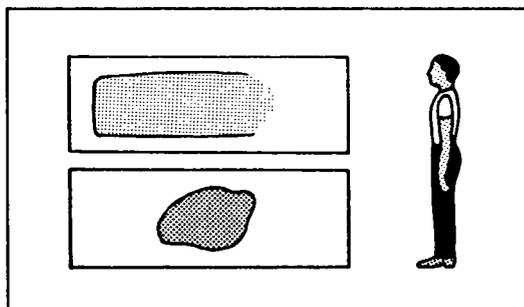
Por lo general los parásitos son más numerosos en la sangre al final de un ataque de fiebre.

La recolección de sangre se debe hacer invariablemente *antes* de que se administren medicamentos antipalúdicos.

#### 2. *Para pacientes individuales*

Prepare:

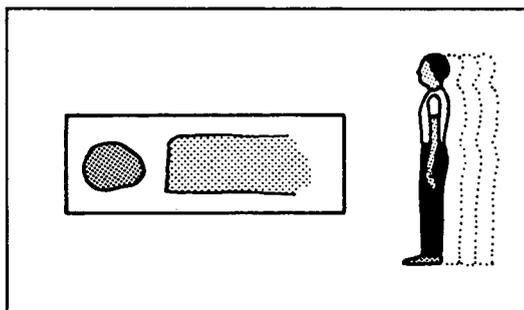
- 1 portaobjetos con una extensión sanguínea (véase la página 387) en que se efectúe el examen minucioso por especies si se requiere, y
- 1 portaobjetos con una gota gruesa (véase la página 189) para la detección de los parásitos.



#### 3. *Para encuestas*

Prepare:

- solo 1 portaobjetos por cada individuo con una gota gruesa y una extensión sanguínea en el mismo portaobjetos.



#### 4. *Conservación de los frotis*

No se recomienda conservar los frotis sin tinción durante más de 4 días.

La coloración de Field se recomienda para los frotis que se deben teñir inmediatamente y la de Giemsa para los que se teñirán algunos días después.

### TINCION

#### *Fijación*

Antes de teñirlas fíjense las extensiones solo con metanol. Evítese que este alcohol toque las gotas gruesas.

(Véanse las técnicas de tinción en las páginas 191 y 393).

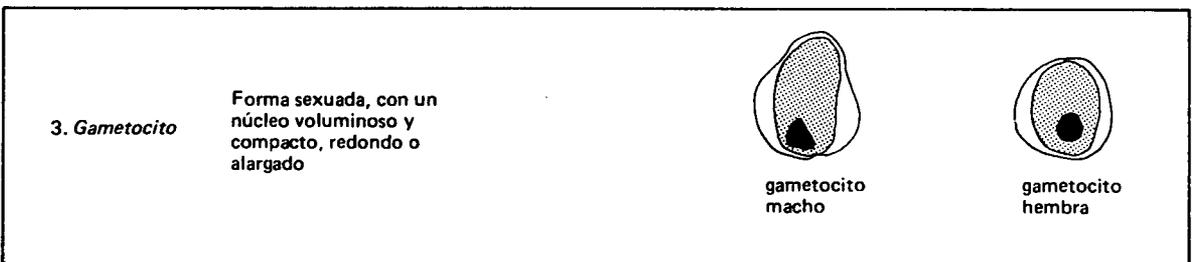
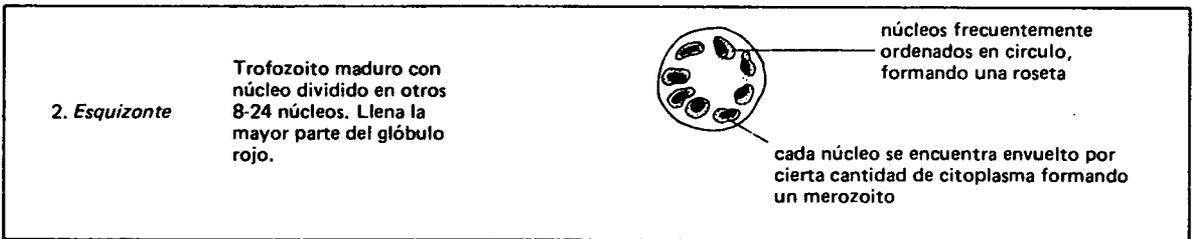
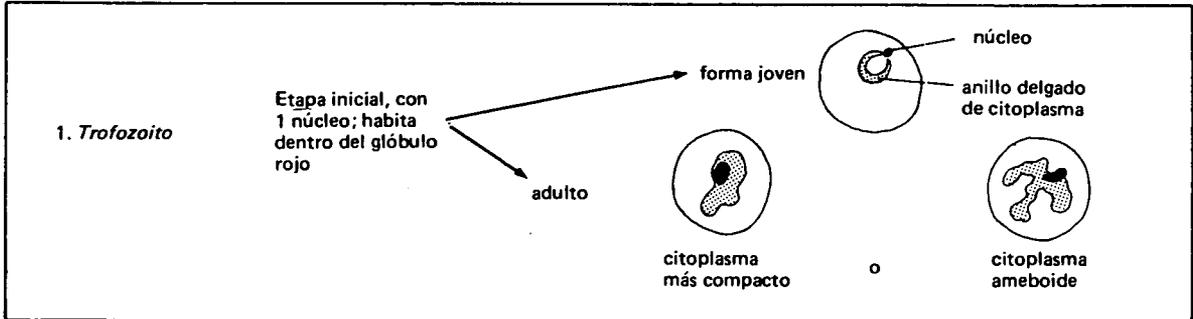
# IDENTIFICACION DE PARASITOS DEL PALUDISMO

## PARASITO DEL PALUDISMO (teñido)



## ETAPAS DE DESARROLLO

Los parásitos que se encuentran en la sangre tienen distintas etapas de desarrollo.



## GLOBULOS ROJOS INFECTADOS

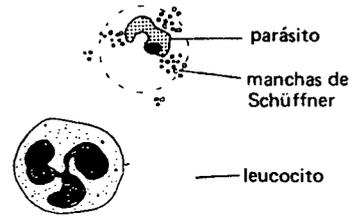
### En extensiones sanguíneas

Los glóbulos rojos infectados pueden no sufrir modificación alguna, o bien pueden cambiar de color o forma, o contener puntos de rosáceos (manchas de Schüffner).



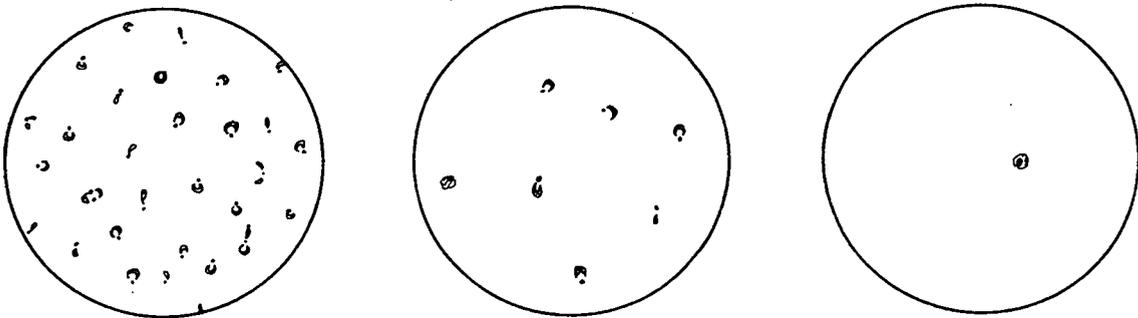
### En gota gruesa

Los glóbulos rojos casi han desaparecido.  
Las manchas rosáceas de Schüffner aún se pueden observar alrededor del parásito.  
Los leucocitos se conservan sin modificaciones.



## DENSIDAD DE LOS PARASITOS

La densidad de los parásitos es el número de ellos que se cuenta en cada campo microscópico. Generalmente varía con la especie y, por lo tanto, puede ser provechoso considerar esta densidad *en la gota gruesa*. Es importante notificar la densidad de los parásitos en el informe correspondiente (véase la página 203).



densidad *elevada*:  
20 (o más)  
parásitos por campo

densidad *mediana*:  
2-19 parásitos  
por campo

densidad *reducida*:  
1 parásito (o menos)  
por campo

## ESPECIES DE PARASITOS

Existen 4 especies diferentes de parásitos que causan paludismo en el hombre.

*Plasmodium falciparum*  
*Plasmodium malariae*  
*Plasmodium ovale*  
*Plasmodium vivax*

Para el pronóstico y el tratamiento de la enfermedad es importante que se identifique la especie en el laboratorio. Cuando no es posible notifíquese de todos modos, invariablemente, la existencia de cualesquiera parásitos del paludismo que se observen.

*Por ejemplo:*

El paludismo causado por *P. falciparum* es mucho más grave que el causado por *P. malariae* y algunas veces causa la muerte. Sin embargo, si no se trata adecuadamente, una infección por *P. malariae* puede durar mucho más que una infección por *P. falciparum*.

Un paciente puede albergar más de una especie de parásitos del paludismo al mismo tiempo.

*Por ejemplo:*

*Plasmodium falciparum* y  
*Plasmodium malariae*  
*Plasmodium falciparum* y  
*Plasmodium vivax*

## DISTRIBUCION GEOGRAFICA

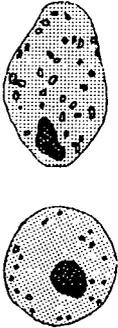
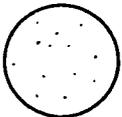
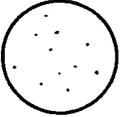
|                                | <i>P. falciparum</i> | <i>P. malariae</i> | <i>P. ovale</i> | <i>P. vivax</i> |
|--------------------------------|----------------------|--------------------|-----------------|-----------------|
| Africa del Norte               | Abundante            | Abundante          | —               | Predominante    |
| Africa Occidental              | Predominante         | Infrecuente        | Abundante       | Muy raro        |
| Africa Central                 | Predominante         | Abundante          | Raro            | Muy raro        |
| Africa Oriental                | Predominante         | Abundante          | Raro            | Raro            |
| Madagascar, O. Indico          | Predominante         | Abundante          | Raro            | Infrecuente     |
| Mesoamérica                    | Abundante            | Raro               | —               | Abundante       |
| Sudamérica                     | Abundante            | Raro               | —               | Predominante    |
| Asia Sudoccidental             | Abundante            | Infrecuente        | —               | Predominante    |
| Desde la India hasta Indochina | Predominante         | Infrecuente        | —               | Abundante       |
| Indonesia                      | Predominante         | Infrecuente        | Raro            | Abundante       |
| Islas del Pacifico             | Abundante            | Infrecuente        | Raro            | Abundante       |

IDENTIFICACION DE LAS CUATRO ESPECIES DE PARASITOS

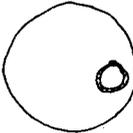
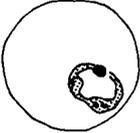
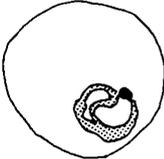
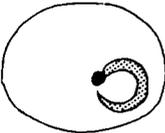
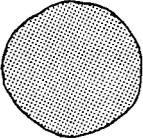
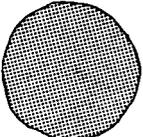
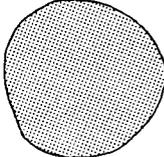
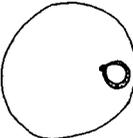
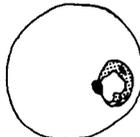
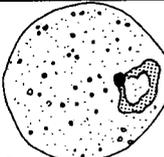
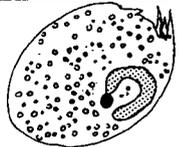
|                            | <i>PLASMODIUM FALCIPARUM</i>  | <i>PLASMODIUM MALARIAE</i>  |
|----------------------------|---|---|
| <b>TROFOZOITO JOVEN</b>    | <p>(Se detecta frecuentemente en esta etapa)</p> <p><i>Citoplasma:</i> anillo delgado y pequeño, de color azul pálido</p> <p><i>Cromatina:</i> 1 ó 2 manchas rojas, pequeñas</p>  | <p>(Se detecta frecuentemente en esta etapa)</p> <p><i>Citoplasma:</i> anillo grueso y denso, de color azul, con algunos granulos de pigmento negro</p> <p><i>Cromatina:</i> 1 gran mancha roja</p>   |
| <b>TROFOZOITO MADURO</b>   | <p>(Se detecta frecuentemente en esta etapa)</p> <p><i>Citoplasma:</i> anillo más bien delgado azul, también con forma de coma o signo de admiración</p> <p><i>Cromatina:</i> 1 ó 2 manchas rojas, tamaño mediano</p>   | <p>(Se detecta frecuentemente en esta etapa)</p> <p><i>Citoplasma:</i> puede ser 1) redondo, compacto, azul oscuro, con muchas partículas de pigmento negro, o 2) en forma de banda (sólo en extensiones sanguíneas)</p> <p><i>Cromatina:</i> 1 mancha redonda o 1 banda roja</p>   |
| <b>ESQUIZONTE</b>          | <p>(Sumamente raro)</p> <p>Muy difícil de encontrar en extensiones sanguíneas (excepto en casos muy graves)</p> <p><i>Merozoitos:</i> 18-32</p> <p><i>Pigmento:</i> oscuro, negro pardusco</p>  | <p>(Se detecta con bastante frecuencia)</p> <p><i>Merozoitos:</i> 8-10</p> <p>Cada uno con una gran mancha roja rodeada de citoplasma pálido; las 8 manchas pueden estar distribuidas de forma irregular (formas jóvenes) o formar una roseta</p> <p><i>Pigmento:</i> siempre visible</p>   |
| <b>GAMETOCITO</b>          | <p>(Se detecta con bastante frecuencia)</p> <p><i>Forma:</i> parece un plátano o una hoz</p> <p><i>Color:</i> azul (macho), azul fuerte (hembra)</p> <p><i>Núcleo:</i> rojizo</p> <p><i>Pigmento:</i> gránulos escasos de color negro azulado en el centro del citoplasma o diseminados en él</p> | <p>(Se detecta con bastante frecuencia)</p> <p><i>Forma:</i> voluminosa, oval o redondeada</p> <p><i>Color:</i> azul intenso (hembra) azul pálido (macho)</p> <p><i>Núcleo:</i> una mancha redonda de cromatina roja situada en uno de los bordes</p> <p><i>Pigmento:</i> gránulos negros grandes repartidos en el citoplasma</p> |
| <b>GLOBULOS ROJOS</b>      | <p>De tamaño normal</p> <p>Muchos pueden ser dentados y contener trofozoitos maduros; a menudo presentan algunas manchas rojas de tamaño y forma irregulares</p>  | <p>De tamaño y forma normales</p> <p>Por lo general no se observan manchas rojas en ellos</p>   |
| <b>*DENSIDAD PARASITOS</b> | <p>Con frecuencia la densidad es muy elevada</p>  | <p>Densidad reducida</p>  |

\* En cualquier región la densidad de los parásitos depende principalmente de que el paludismo ocurra en algunas estaciones del año o sea endémico. Los individuos adultos en especial suelen desarrollar inmunidad en las regiones endémicas y, en consecuencia, se reduce la densidad de los parásitos.

**DEL PALUDISMO EN EXTENSIONES SANGUINEAS**

|                    | <i>PLASMODIUM VIVAX</i>   |   | <i>PLASMODIUM OVALE</i>  | La identidad del <i>P. ovale</i> se debe confirmar mediante examen de una extensión sanguínea |
|--------------------|---|---|--|---|
| TROFOZOITO JOVEN   | (Se detecta frecuentemente en esta etapa)<br><i>Citoplasma:</i> anillo deforme, muy grueso, de color azul<br><i>Cromatina:</i> una mancha roja más bien grande  |    | <i>Citoplasma:</i> anillo uniforme y denso, de color azul<br><i>Cromatina:</i> una mancha roja, tamaño mediano   |            |
| TROFOZOITO MADURO  | (No se detecta con frecuencia)<br><i>Citoplasma:</i> grande azul, irregular (dividido a veces en 2, 3 ó 4); partículas de pigmento castaño anaranjado<br><i>Cromatina:</i> 1 mancha roja  |    | <i>Citoplasma:</i> redondo, compacto, azul muy intenso con algunas partículas de pigmento castaño<br><i>Cromatina:</i> 1 gran mancha roja  |            |
| ESQUIZONTE         | (Se detecta muy frecuentemente)<br><i>Merozoitos:</i> 12-18 gránulos rojos, voluminosos y compactos, que se observan sobre el fondo del citoplasma, azul pálido   |    | <i>Merozoitos:</i> 8-14 gránulos rojos grandes, forman una roseta que rodea un conglomerado central de partículas de pigmento castaño  |            |
| GAMETOCITO         | (Se detecta frecuentemente)<br><i>Hembra:</i> oval o redondeada, azul intenso<br>Un núcleo triangular rojo intenso, con frecuencia situado en un extremo; muchas partículas de pigmento anaranjado en el citoplasma<br><i>Macho:</i> redondeado, azul pálido<br>Un núcleo central redondo rojo pálido; algunas partículas de pigmento anaranjado en el citoplasma |  | <i>Forma:</i> voluminosa, oval o redonda, azul intenso<br><i>Núcleo:</i> 1 mancha redonda y roja<br><i>Pigmento:</i> algunas partículas de color castaño en el citoplasma<br><i>Se distingue de:</i><br>– <i>P. vivax</i> por su pigmento castaño<br>– <i>P. malariae</i> por la presencia de manchas de Schüffner |          |
| GLOBULOS ROJOS     | Crecidos, a menudo pálidos después de la tinción.<br>Manchas de Schüffner, especialmente alrededor de los trofozoitos maduros   |   | Pueden ser ovales, con extremos mellados<br>Se observan fácilmente grandes manchas rojas de James  |          |
| DENSIDAD PARASITOS | Densidad mediana  |  | Densidad mediana   |          |

**COMPARACION DE CELULAS INFECTADAS EN EXTENSIONES DE SANGRE**

|   | <i>P. falciparum</i>   | <i>P. malariae</i>   | <i>P. vivax</i>   | <i>P. ovale</i>  |
|---|--|--|---|--|
| <b>TAMAÑO</b><br>del trofozoito<br>joven en compara-<br>ción con el diá-<br>metro de un gló-<br>bulo rojo (en la<br>misma etapa de<br>desarrollo) | <br>1/5 a 1/3 del<br>diámetro             | <br>1/4 a 2/3 del diá-<br>metro, aunque fre-<br>cuentemente se<br>observa una forma<br>en banda | <br>1/4 a 2/3 del<br>diámetro                             | <br>1/4 a 2/3 del<br>diámetro                           |
| <b>ASPECTO</b><br>del glóbulo rojo<br>infectado   | <br>Sin cambios                           | <br>Sin cambios o<br>empequeñecido y<br>algunas veces<br>teñido con mayor<br>intensidad         | <br>Crecido y fre-<br>cuentemente te-<br>ñido con palidez | <br>Crecido, oval, con<br>bordes rasgados y<br>mellados |
| <b>MANCHAS</b><br>que se encuen-<br>tran en el glóbu-<br>lo rojo infectado  | <br>Con frecuen-<br>cia, ninguna*        | <br>Ninguna  | <br>Manchas de<br>Schüffner, pe-<br>queñas y rosáceas    | <br>Siempre existen<br>grandes manchas<br>de James      |
| <b>ETAPAS</b><br>que se suelen<br>observar  | Trofozoitos o<br>gametocitos o<br>ambos juntos; en<br>una sola célula se<br>pueden encontrar<br>numerosos tro-<br>fozoitos | Se observan todas<br>las formas en el<br>mismo frotis  | Se observan todas<br>las formas en el<br>mismo frotis   | Se observan todas<br>las formas en el<br>mismo frotis  |

**NOTA:**

*Aspecto de los monocitos* (en casos de paludismo de larga duración):

– con frecuencia el citoplasma contiene cuerpos de color castaño o negro verdusco (siderófilos)

*Aspecto de los parásitos del paludismo después de inyectar un medicamento antipalúdico:*

– los parásitos se tiñen débilmente, se hallan deformes y son difíciles de diferenciar.

\* En algunos glóbulos rojos infectados con trofozoitos adultos de *P. falciparum* se puede encontrar cierta cantidad de gránulos rosáceos, más bien voluminosos, denominados "hendiduras de Maurer".

## COMUNICACION DE LOS RESULTADOS

### *Resultado positivo*

#### *Especifique:*

1. La especie de los parásitos encontrados
2. La etapa de desarrollo de los parásitos
3. La densidad de los parásitos\*.

#### *Ejemplo*

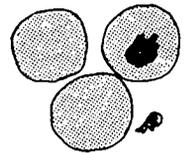
Resultado positivo del examen de parásitos del paludismo.

- *Plasmodium falciparum*
- Abundantes trofozoitos
- Escasos gametocitos.

#### *Resultado negativo*

Indique: No se observaron parásitos.

**Importante:** No se confundan las plaquetas que se sobreponen a los glóbulos rojos con parásitos del paludismo (para lo concerniente a las plaquetas véase la página 351).



---

\* Si los parásitos son muy abundantes (es decir, si la densidad de parásitos es muy elevada) el enfermo se debe tratar urgentemente. Por lo tanto, si se encuentra una densidad de parásitos elevada, indique claramente este resultado en el informe y envíese sin tardanza al médico.

## 22. Microfilarias sanguíneas: examen de preparaciones húmedas; concentración

---

### Principio

#### *Sangre capilar*

Mézcse un frotis fresco de sangre capilar obtenida de un dedo con solución de cloruro sódico; colóquese entre un portaobjetos y un cubreobjetos y examínese con el microscopio buscando microfilarias móviles.

#### *Sangre venosa*

Las microfilarias también se pueden concentrar empleando sangre venosa.

---

### A. EXAMEN DE SANGRE CAPILAR

Este examen se debe llevar a cabo a la hora que resulta más conveniente.

Algunas especies de microfilarias solo aparecen en la sangre durante la noche y otras lo hacen en el día.

| <i>Especie</i>  | <i>Hora más conveniente para obtener la muestra *</i>       | <i>Región del mundo</i>                                       |
|---|---|---|
| <i>W.bancrofti</i>  | En la noche (entre las 22h y las 4 h)                       | Africa tropical, Asia, Mesoamérica, Sudamérica, Océano Indico |
| <i>W. bancrofti</i><br>(var. pacífica)  | Cualquier hora  | Océano Pacífico   |
| <i>B. malayi</i>  | Principalmente durante la noche<br>(entre las 22h y las 4h) | Asia  |
| <i>Loa loa</i>  | Durante el día (entre las 10h y las 16h)                    | Africa Occidental y Central                                   |
| <i>Filarias</i><br><i>dudosamente patógenas:</i><br>– <i>D. perstans</i><br>– <i>M. ozzardi</i> | Cualquier hora<br>Cualquier hora                            | Africa tropical<br>América tropical                           |

\* Estos horarios pueden variar.

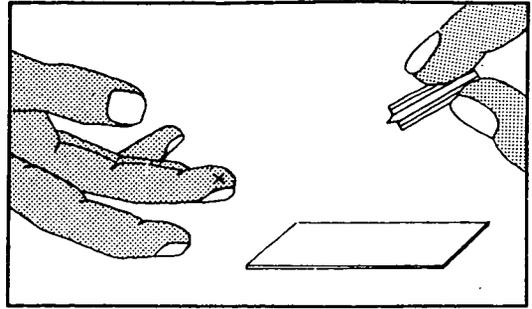
---

### Materiales

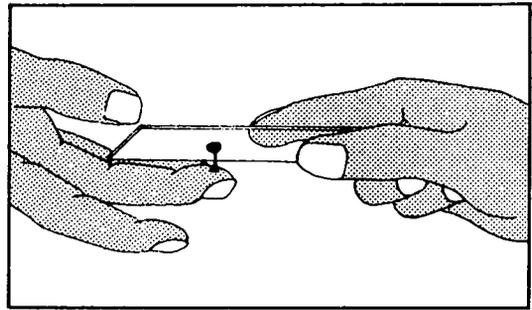
- Una lanceta para extraer sangre
- Hisopos de algodón
- Un portaobjetos
- Un cubreobjetos
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)

**Método**

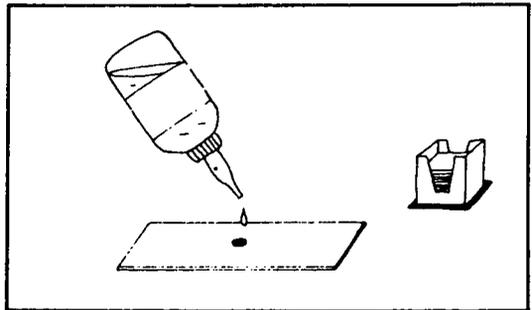
1. Desinfecte con etanol el dedo que se va a puncionar. Escoja el dedo cordial. Séquese completamente. Puncione con la lanceta.



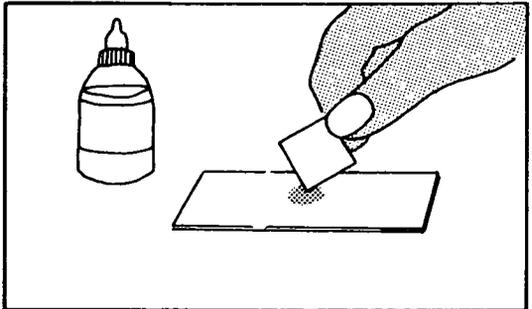
2. Recoja *la primera gota* de sangre (contiene más microfilarias) directamente en la porción media del portaobjetos.



3. Añada una gota igual de solución de cloruro sódico.



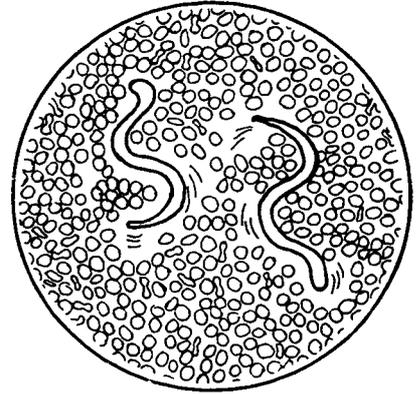
4. Mezcle la sangre y la solución de cloruro sódico con la esquina de un cubreobjetos. Coloque este sobre la preparación.



5. En otro portaobjetos prepare dos gotas gruesas de sangre empleando otras 2 gotas más de sangre que servirán para identificar las microfilarias teñidas (véase la página 189).

Examine en el microscopio el frotis fresco, de manera ordenada y minuciosa (usando el objetivo x 10 con escasa abertura del condensador).

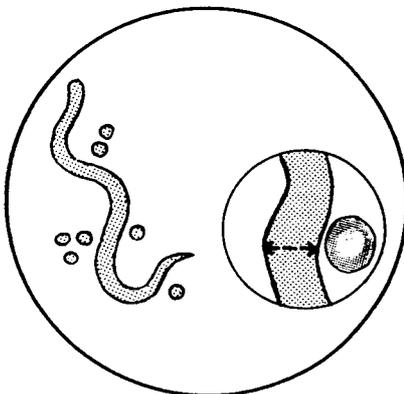
El primer indicio de la presencia de microfilarias es un rápido movimiento entre los glóbulos rojos.



#### Microfilarias en frotis de sangre frescos

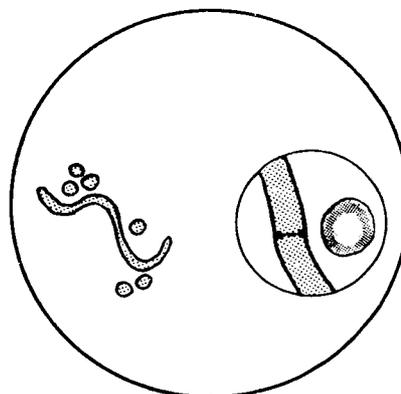
Las microfilarias se identifican en frotis de sangre teñidos. Sin embargo, en los frotis frescos se pueden obtener algunos datos acerca de la especie observada y de su capacidad patógena.

#### Patógena



**Grosor:** generalmente 6-8  $\mu\text{m}$   
(el diámetro de un eritrocito)  
**Longitud:** casi siempre 250-300  $\mu\text{m}$   
(1/2 del campo, como se indica en la figura)  
*W. bancrofti*, *Loa loa*, *B. malayi*

#### Patogenidad dudosa



**Grosor:** generalmente 4  $\mu\text{m}$   
(la mitad del diámetro de un eritrocito)  
**Longitud:** casi siempre 150  $\mu\text{m}$   
(1/4 del campo, como se indica en la figura)  
*D. perstans*, *M. ozzardi*

6. Identifique la especie de microfilaria teñiendo la preparación (véase la página 209).

## B. EXAMEN DE LA CONCENTRACION DE PARASITOS EN SANGRE VENOSA DESPUES DE LA HEMOLISIS

### Materiales

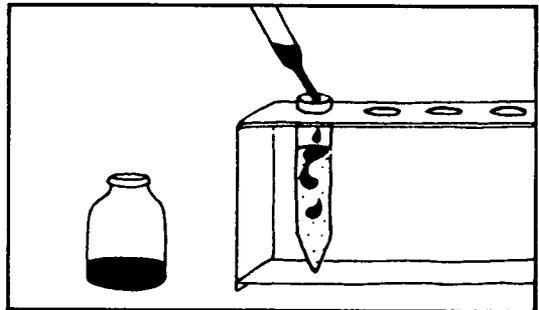
- Una jeringa de 5 ml
- Agujas para punción venosa
- Anticoagulante: solución de citrato trisódico (reactivo No. 52)
- Solución de formaldehído al 2%
- Una centrífuga
- Tubos cónicos para centrifugación.

### Método

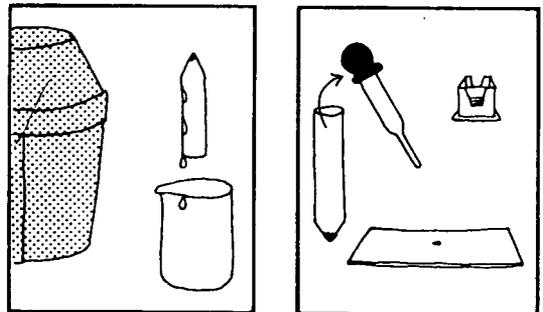
1. Extraiga 4 ml de sangre venosa. Dépositese en un frasco que contenga 1 ml de la solución de citrato trisódico. Mézclese.



2. Mida en un tubo cónico para centrifugación:
  - 10 ml de solución de formaldehído al 2%Agregue:
  - 1 ml de sangre citratada.Mézclese. Espere 5 minutos a que ocurra la hemólisis.



3. Centrifugue durante 5 minutos a alta velocidad. Deseche el líquido flotante. Golpee el tubo con suavidad para que se mezcle el sedimento.

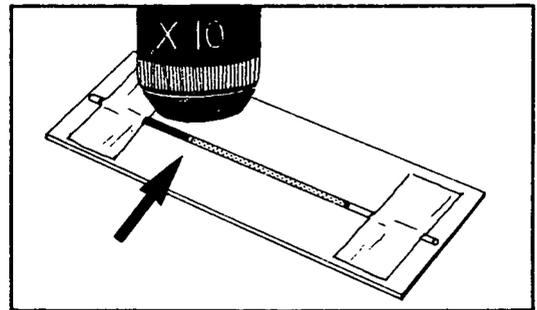


4. Coloque una gota del sedimento en un portaobjetos. Extienda la gota formando una extensión sanguínea. Déjela secar al aire libre. Fíjela con éter y etanol a partes iguales. Déjela secar durante 2 minutos. Tíñase inmediatamente con colorante de Giemsa (véase la página 193). Las microfilarias se tiñen con bastante intensidad (para su identificación véanse las páginas 212 y 213)

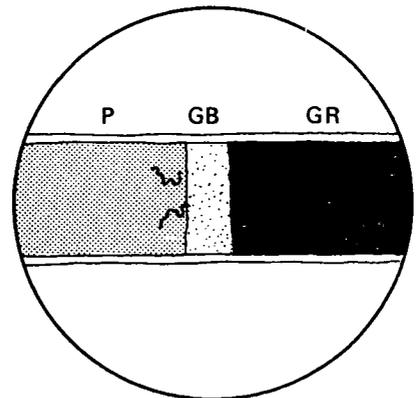
### C. TÉCNICA PARA USAR UNA CENTRIFUGA PARA MICROHEMATOCRITO

Coloque la sangre venosa del paciente en un frasco citratado, como se ha indicado anteriormente, o extraiga dos gotas de sangre capilar de un dedo y mézclense con una gota de solución de citrato trisódico al 2%.

1. Con la sangre citratada llene 3/4 partes de un tubo capilar para microhematócrito. Selle un extremo del tubo con arcilla plástica para modelar o por calentamiento.
2. Hágase girar a alta velocidad en la centrífuga para microhematócrito durante 2 minutos.
3. Coloque el tubo capilar sobre un portaobjetos y fíjense sus dos extremos con cinta adhesiva.



Examine con el microscopio la línea que separa los glóbulos rojos y el plasma, empleando el objetivo x 10 con escasa abertura del condensador.



Se observarán microfilarias móviles en el fondo de la columna de plasma, inmediatamente arriba de la capa de leucocitos.

Parta el tubo en ese sitio. Con la primera gota de cada porción del tubo partido prepárese un frotis de gota gruesa. Tiñase con colorante de Giemsa para identificar especies.

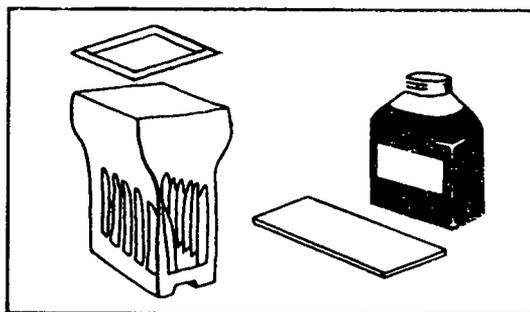
## 23. Microfilarias sanguíneas: tinción e identificación

### Principio

Para poder identificar las microfilarias con seguridad primero se deben teñir.

### MATERIALES – REACTIVO

- Lancetas para extraer sangre
- Portaobjetos
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Cubeta para tinciones
- Pipeta con gotero
- Vasos para análisis
- Una probeta de 10 ml
- Colorante de Giemsa.

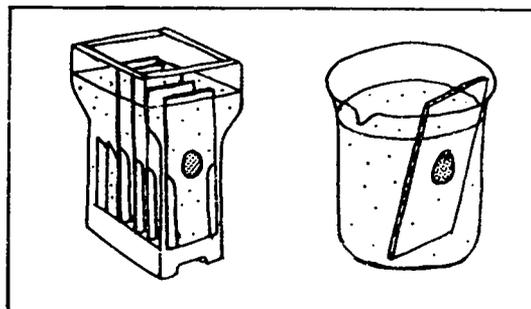


### A. GOTA GRUESA

Extraiga una gota de sangre capilar en la hora más conveniente (véase el cuadro de la página 204). Prepare una gota gruesa como se indica en la página 189).

### B. SEPARACION DE LA HEMOGLOBINA

- Coloque los portaobjetos verticalmente en la cubeta para tinciones, que previamente se habrá llenado con agua limpia (si no se cuenta con esta cubeta úsese un vaso para análisis).
- Déjelos reposar 10 minutos (la hemoglobina se hundirá gradualmente hasta el fondo del recipiente).
- Saque los portaobjetos y escúrranse.

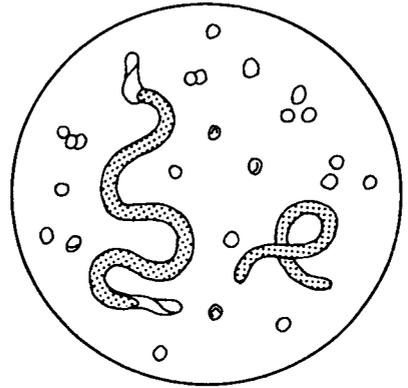


### C. TINCION CON COLORANTE DE GIEMSA

Tíñase durante 30 minutos usando colorante de Giemsa en dilución de 1 x 10, como se indica en la página 193.

#### D. EXAMEN MICROSCOPICO

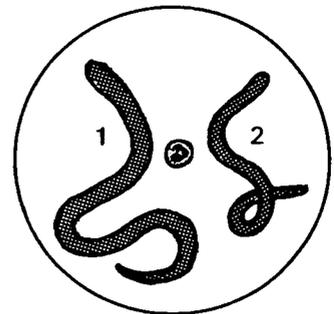
- Cubra el frotis teñido con una capa delgada de aceite de inmersión.
- Busque las microfilarias empleando el objetivo x 10; se deberán observar claramente.
- Examine las microfilarias encontradas con el objetivo x 100, de inmersión en aceite.



#### E. IDENTIFICACION: ALGUNAS CARACTERISTICAS UTILES PARA ESTE PROPOSITO

Estúdiense por orden de importancia:

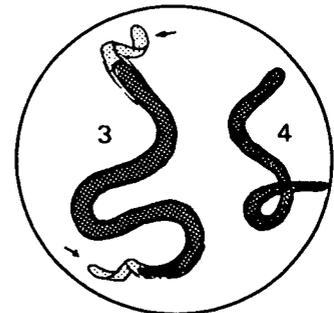
- El tamaño de las microfilarias:*
  - su longitud (en relación con el campo microscópico)
  - su grosor (en relación con los leucocitos)
    - grosor igual que el de un leucocito (1)
    - grosor igual que el de medio leucocito (2).



- La envoltura de las microfilarias*

En la ilustración figura una microfilaria con envoltura (3) y otra sin ella (4). La envoltura se puede teñir de rojo por el colorante de Giemsa o permanecer incolora, dependiendo de la especie.

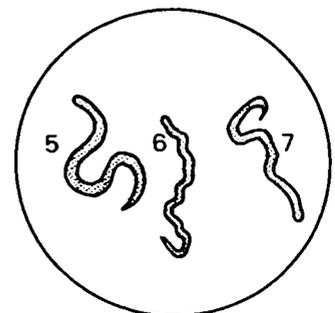
(*Importante:* Algunas veces la envoltura se encuentra desgarrada y es difícil de reconocer. La identificación positiva no se puede basar en esta sola característica).



- Las curvas de las microfilarias*

Existen varios tipos de curvas:

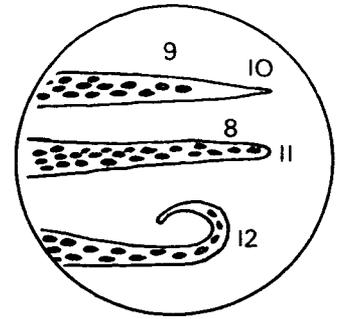
- curvas amplias (5)
- numerosas curvas pequeñas (6)
- pocas curvas pequeñas (7).



(d) *La cola de las microfilarias y sus núcleos*

Se pueden observar las características siguientes:

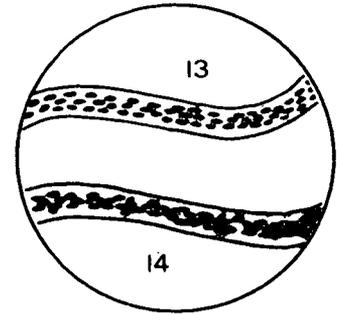
- núcleos que llegan hasta la punta de la cola (8) o terminan antes (9)
- una cola afilada (10)
- una cola roma (11)
- una cola forma de gancho (12)



(e) *Los núcleos del cuerpo de las microfilarias*

Los núcleos teñidos de morado con el colorante de Giemsa. Pueden estar:

- claramente separados (13)
- sobrepuestos (14)



IDENTIFICACION DE MICROFILARIAS TEÑIDAS

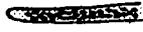
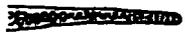
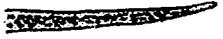
|                           | <i>Wuchereria bancrofti</i>  | <i>Loa loa</i>  |
|---------------------------|--|---|
| <b>Regiones</b>           | Africa tropical<br>Asia<br>América tropical<br>Océano Indico<br>Océano Pacífico  | Africa Central<br>Africa Occidental<br>(desde Nigeria hasta Gabón)  |
| <b>Hora</b>               | Durante la noche*  | Durante el día  |
| <b>Longitud</b>           | 200-300 $\mu\text{m}$  | 250-300 $\mu\text{m}$   |
| <b>Grosor</b>             | 8 $\mu\text{m}$<br>(aproximadamente el de<br>1 leucocito**)<br> | 8 $\mu\text{m}$<br>(aproximadamente el de<br>1 leucocito**)<br> |
| <b>Envoltura</b>          | Color de rosa<br>   | Casi incolora<br>   |
| <b>Curvas del cuerpo</b>  | Uniformes, amplias<br>  | Irregulares, pequeñas<br>                                     |
| <b>Cola</b>               | Sin núcleos en la punta***<br><br>Casi recta y delgada        | Con núcleos hasta la punta<br><br>Curva y delgada             |
| <b>Núcleos del cuerpo</b> | Redondos, de tamaño mediano,<br>bien separados   | Voluminosos, redondos,<br>aglomerados y sobrepuestos  |

\*Exceptuando la variedad *pacífica*, a cualquier hora.

\*\*En los frotis de gota gruesa los leucocitos invariablemente se encogen y miden 8-11  $\mu\text{m}$

\*\*\*A veces la cola se encuentra rota o enrollada, dando la impresión equivocada de que hay núcleos que llegan hasta la punta.

CON COLORANTE DE GIEMSA

| <i>Dipetalonema perstans</i>  | <i>Brugia malayi</i>  | <i>Mansonella ozzardi</i>   |
|---|---|---|
| Africa Tropical<br>Sudamérica   | Asia  | América Central<br>Sudamérica   |
| A cualquier hora  | Principalmente<br>durante la noche  | A cualquier hora  |
| 150-200 $\mu\text{m}$   | 220-250 $\mu\text{m}$   | 150-200 $\mu\text{m}$   |
| 4 $\mu\text{m}$<br>(½ leucocito)  | 6 $\mu\text{m}$<br>(casi 1 leucocito)   | 4 $\mu\text{m}$<br>(½ leucocito)  |
|      |    |    |
| Sin envoltura   | Color de rosa muy intenso   | Sin envoltura   |
|      |    |    |
| Uniformes, como rizos<br>en un hilo   | Pequeñas, irregulares<br>y numerosas  | Escasas y pequeñas  |
|    |  |  |
| Doble hilera de núcleos<br>hasta la punta   | 2 núcleos separados ampliamente<br>en el extremo de la cola                         | Una hilera de núcleos que<br>llega casi hasta la punta                                |
|    |  |  |
| Recta con punta roma  | Curva y muy delgada   | Recta y delgada   |
| Pequeños y apiñados; difíciles de<br>distinguir unos de otros (semejan<br>una trenza) | Pequeños y angulosos,<br>apiñados y no muy claros                                   | Pequeños y redondos;<br>sumamente juntos en<br>dos o tres hileras                     |

## ALGUNOS ASPECTOS QUE SE DEBEN RECORDAR AL IDENTIFICAR MICROFILARIAS

La identificación de las especies de microfilarias puede ser difícil y se sabe por experiencia que a menudo se cometen errores. No obstante, si se estudian sistemáticamente *todas las características que se han mencionado*, deberá ser posible identificar con seguridad la especie que se observe. Esta identificación no se debe basar en una sola particularidad, sino en todas las características juntas.

---

### Ejemplos de algunos errores

1. *La cola*

Si la cola de *W. bancrofti* se encuentra rota o enrollada parecerá que los núcleos llegan hasta la punta, como los de *Loa loa*.

2. *La envoltura*

A veces la envoltura se ha roto o es casi incolora. Por ejemplo, en *Loa loa* solo se observa como un espacio incoloro entre la cola y los eritrocitos.

3. *El tamaño*

Algunos especímenes de *D. perstans* son sumamente largos (200  $\mu\text{m}$ ) y algunos de *W. bancrofti* y *Loa loa* son pequeños (250  $\mu\text{m}$ ).

4. *Las curvas*

Si se dañan durante la preparación del frotis de sangre *W. bancrofti* puede aparecer retorcida y *Loa loa* sufrir una disminución en el número de curvas.

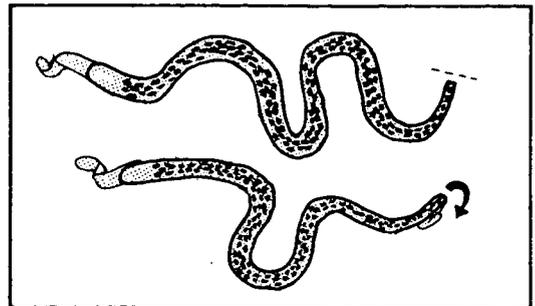
5. *La distribución geográfica*

Tenga en cuenta invariablemente del lugar de donde proviene el paciente. Si es de:

- la cuenca del río Zaire, Nigeria Oriental o Camerún, es probable que el parásito sea *Loa loa*
- Senegal, Gana, las Antillas Menores o la India, es probable que sea *W. bancrofti*
- Tailandia, el parásito puede ser *B. malayi*
- Guyana, puede ser *M. ozzardi*.

6. *Extensiones sanguíneas*

No se recomienda intentar la identificación de las microfilarias en extensiones sanguíneas teñidas; los parásitos se suelen encoger y deformar, de modo que es difícil reconocerlos.



## 24. Oncocercosis: observación de microfilarias en la piel

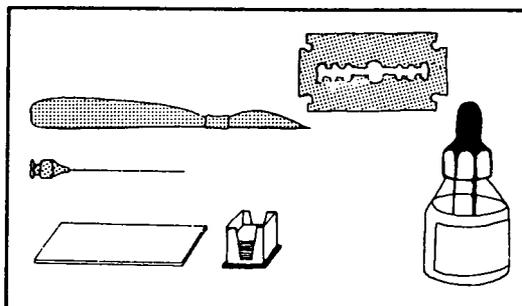
La oncocercosis (ceguera de los ríos) es una enfermedad parasitaria causada por el helminto *Onchocerca volvulus*. Los machos y las hembras de este parásito habitan en los tejidos subcutáneos del hombre, apiñados en nódulos. Las hembras depositan larvas (microfilarias) que emigran por debajo de la piel. La oncocercosis prevalece en las regiones tropicales de África y diversas partes de Arabia, Mesoamérica y Sudamérica. La transmite una pequeña mosca negra, *Simulium*.

### Examen en el laboratorio

Se utiliza una muestra sumamente pequeña de la piel del paciente. Para observar las microfilarias, que se encuentran dotadas de gran movilidad, se examinan en una preparación húmeda, entre un portaobjetos y un cubreobjetos, por medio del microscopio.

### MATERIALES

- Una aguja (para inyección intramuscular, de calibre 22 (0,7 mm) x 40 mm, o para inyección subcutánea, de calibre 22 x 25 mm)
- Un bisturí o una hoja de afeitar
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Etanol.



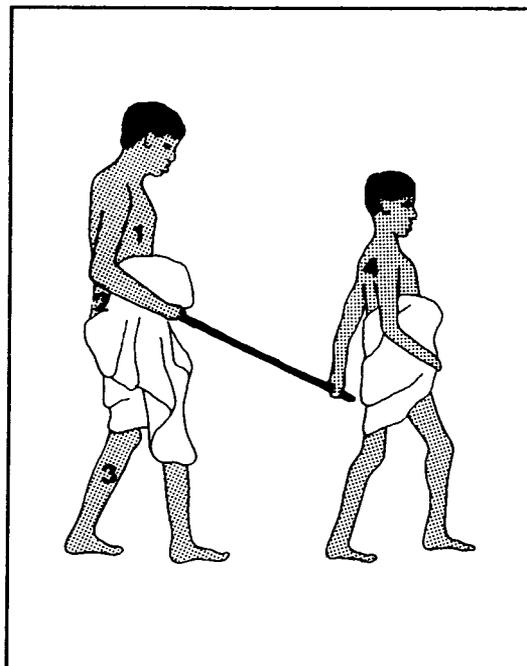
### SITIOS DE DONDE SE DEBE OBTENER LA MUESTRA

#### (a) En pacientes con nódulos

Búsquense los nódulos:

- en el tórax (sobre las costillas)
- en las caderas
- en las piernas (tibia)
- en la espalda (sobre los omoplatos).

Los nódulos son redondos y duros, de 1–5 cm de diámetro; cuando se empujan con la yema del dedo se deslizan por debajo de la piel. Tómese la muestra de piel en el centro del nódulo.



(b) *En pacientes sin nódulos*

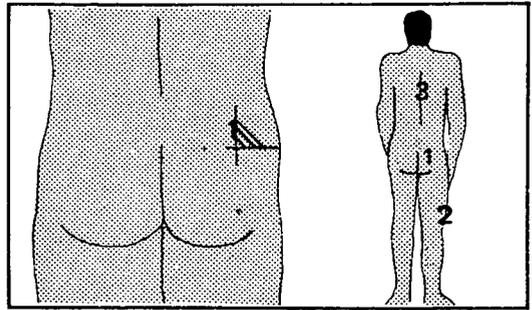
Tómese la muestra de piel de:

- la parte alta de las posaderas (el área superior externa, donde se aplican las inyecciones intramusculares).

Si los resultados del examen son negativos, tómenselas muestras de:

- la pantorrilla (área superior externa)
- la espalda (en el centro de los omoplatos).

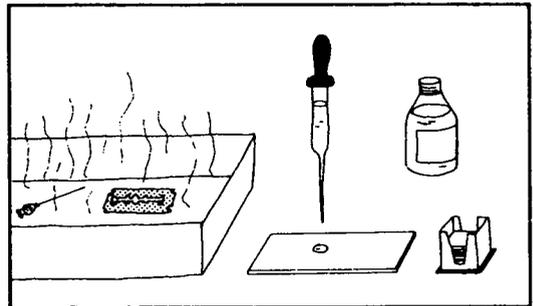
Se recomienda que se examinen 6 muestras (2 de las posaderas, 2 de las pantorrillas y 2 de los omoplatos) antes de notificar un resultado negativo.



**OBTENCION DE LA MUESTRA**

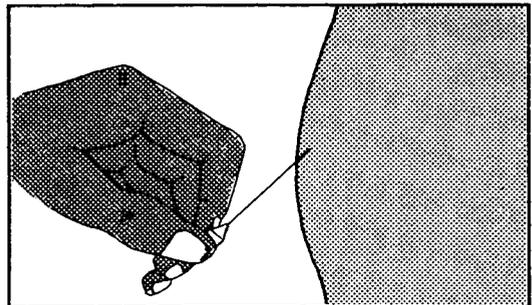
(a) *Preparativos*

1. Flamee en etanol el bisturí (o la hoja de afeitar) y la aguja.
2. Coloque una gota de solución de cloruro sódico en un portaobjetos.
3. Desinfecte la piel del área escogida con un cojincillo de gasa humedecido con etanol.

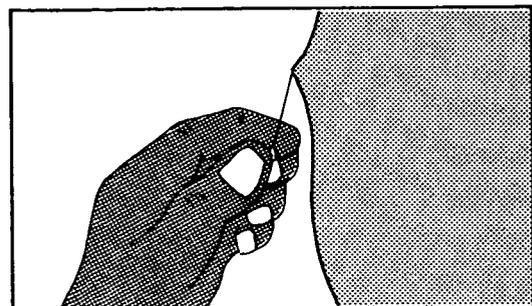


(b) *Método*

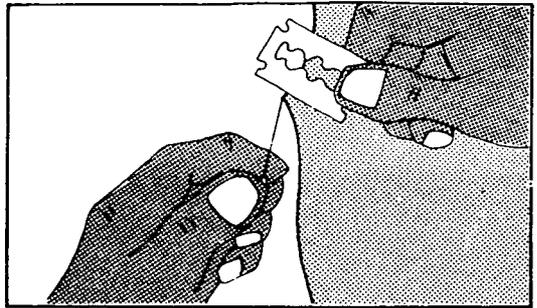
1. Con la mano izquierda perfora la piel introduciendo la punta de la aguja hasta una profundidad de 2 ó 3 mm.



2. Estire la piel separándola de los demás tejidos con la punta de la aguja.

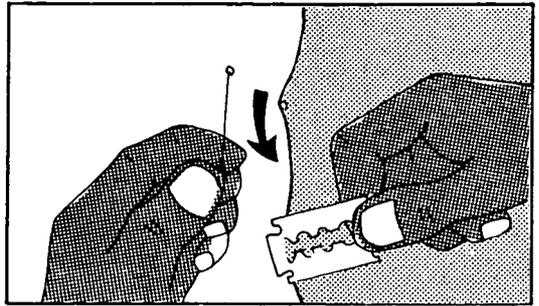


3. Con la mano derecha coloque el filo de la hoja del bisturí o de la hoja de afeitarse sobre la piel estirada, por arriba de la punta de la aguja.

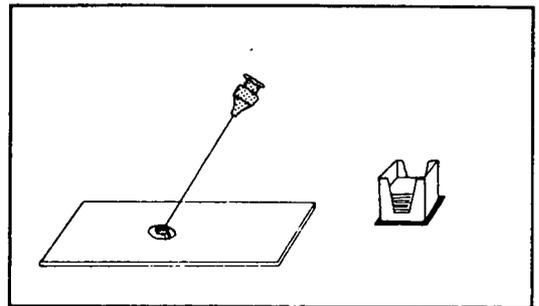


4. Corte, con un golpe rápido, la pieza de piel estirada por la punta de la aguja, tan cerca de ésta como sea posible. La muestra deberá tener aproximadamente este tamaño: ● (2 - 3 mm)

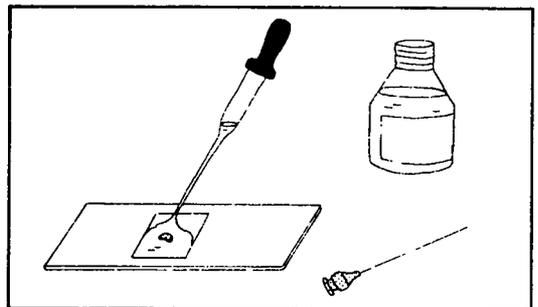
La muestra deberá quedar adherida a la punta de la aguja. No deberá estar manchada con sangre; en la biopsia no se deberá encontrar sangre alguna.



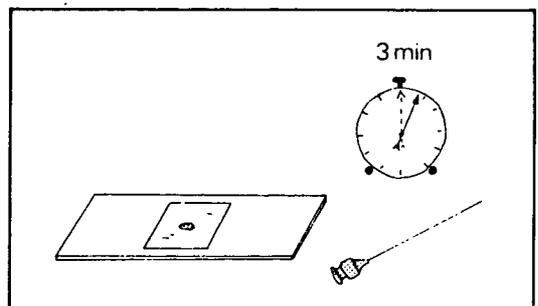
5. Deposite el fragmento de piel en la gota de solución de cloruro sódico que se encontrará en el portaobjetos (utilizando el bisturí o la hoja de afeitarse, si es necesario). No aplaste la muestra; si solo hay una microfilaria se puede dañar.



6. Proteja la muestra con un cubreobjetos. Si alguna parte de ella no está en contacto con el líquido añada más solución introduciéndola por debajo del cubreobjetos con una pipeta de Pasteur *hasta que toda el área que abarque el cubreobjetos esté bañada por el líquido.*



7. Espere de 2-3 minutos. Mientras tanto limpie con etanol el área de donde se ha tomado la muestra. Aplique un apósito adhesivo.



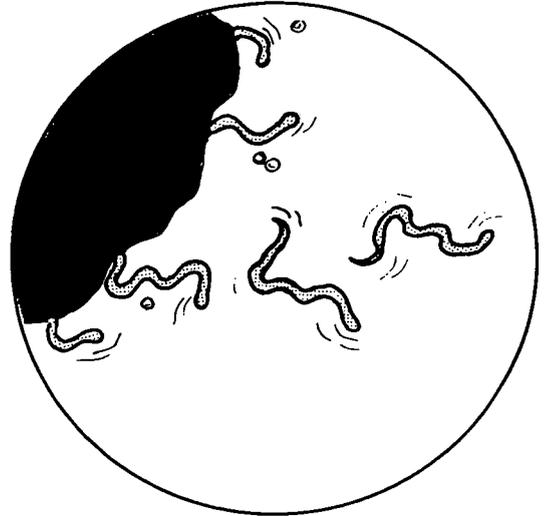
## EXAMEN MICROSCOPICO

Utilice el objetivo x 10 con escasa abertura del condensador. Examine las orillas de la muestra de piel. Se observarán las microfilarias tratando de salir al líquido. Poseen gran movilidad.

**Longitud:** 200–300  $\mu\text{m}$   
**Anchura:** 8  $\mu\text{m}$  (la misma de un eritrocito)  
**Curvatura del cuerpo:** casi angular  
**Extremo anterior:** ligeramente más ancho  
**Cola:** curva y delgada.

Cuando la muestra contenga muy escasas microfilarias espérese 10 minutos.

Si no aparecen las microfilarias véase dentro del fragmento de piel; observando a través de este se podrá ver una microfilaria en movimiento.

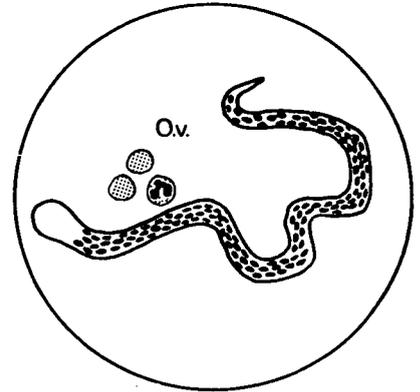


## PROCEDIMIENTO PARA TEÑIR LA MUESTRA

En un portaobjetos se prepara un frotis macerando la muestra de piel. Se fija por medio de metanol y se tiñe con colorante de Giemsa (véase la página 193).

Las microfilarias de *Onchocerca volvulus* poseen las características siguientes:

- carecen de envoltura
- su extremo anterior es ancho
- las curvas del cuerpo son rígidas
- la cola se afila gradualmente y termina en una curva señalada
- contienen grandes núcleos ovales, que se alargan y se tiñen de negro azulado; se encuentran claramente separados y no llegan hasta la punta de la cola.

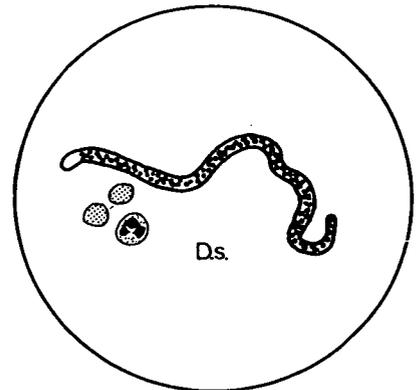


## OTRA MICROFILARIA QUE SE PUEDE ENCONTRAR EN BIOPSIAS DE PIEL

### *Dipetalonema streptocerca*

Este helminto, sumamente raro, puede no ser patógeno. La microfilaria se encuentra en la piel y tiene las características siguientes:

- es menos ancha (5  $\mu\text{m}$ , equivalente a 1/2 eritrocito)
- es menos larga (200  $\mu\text{m}$ )
- el extremo anterior no está ensanchado
- la cola termina en un gancho romo
- los núcleos son más pequeños y llegan hasta la punta de la cola.



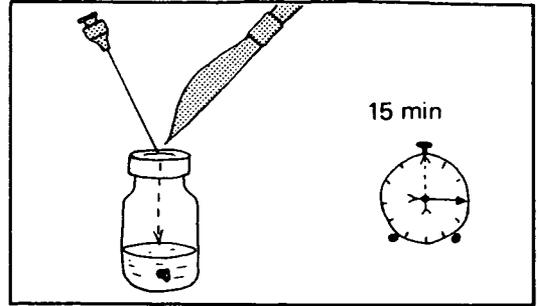
## EN CASO DE DUDA

1. Examine entre un portaobjetos y un cubreobjetos una muestra de sangre fresca extraída de un dedo, en busca de microfilarias sanguíneas (véase la página 205).
2. Si el resultado de este examen es positivo prepárense un frotis de piel y otro de sangre en gota gruesa (véase la página 193), ambos teñidos, para identificar la especie.

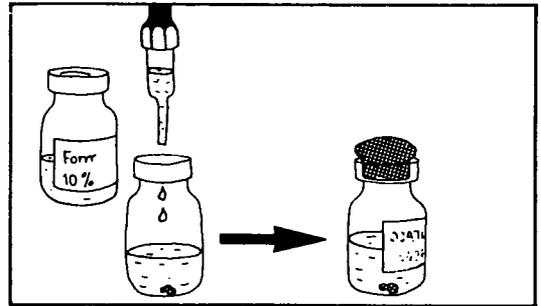
## RECOLECCION DE MUESTRAS EN EL CAMPO

Cuando no se disponga de un microscopio o se esté llevando a cabo una encuesta epidemiológica amplia:

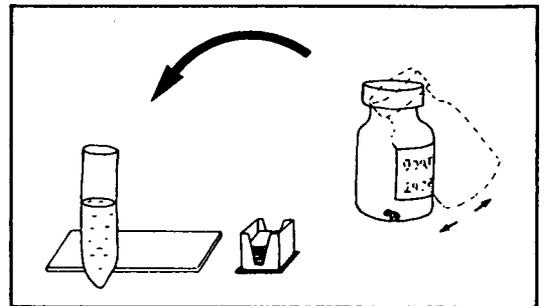
1. Coloque la muestra de piel en un pequeño frasco de penicilina que contenga 2 ml de solución de cloruro sódico.
2. Espere 15 minutos a que las microfilarias salgan de la muestra de piel.



3. Cuando hayan transcurrido los 15 minutos fije la preparación añadiendo 2 ml de solución de formaldehído al 10% (reactivo No. 25). Mezcle y cambie el tapón del frasco. Esta preparación se puede conservar durante varios meses.

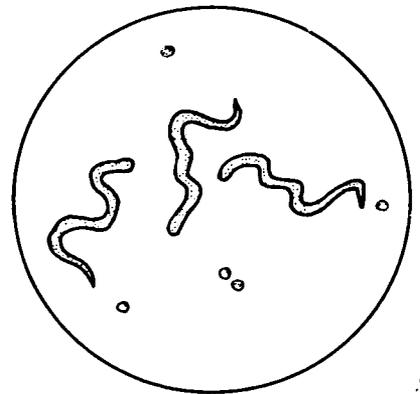


4. Al volver al laboratorio agite bien el frasco. Centrifugue el líquido (después de haber sacado de éste la muestra de piel) a velocidad media (o utilice una centrífuga manual).



5. Examine con el microscopio el sedimento que se haya formado en el tubo para centrifugación, entre un portaobjetos y un cubreobjetos.

Las microfilarias muertas son claramente visibles sin tinción, con sus curvas angulosas características.



## MICROFILARIAS DEL OJO

Algunas veces las microfilarias emigran a los ojos, donde las puede detectar un oftalmólogo por medio de instrumentos especiales.

## 25. Tripanosomas: detección en la sangre; concentración

### Principio

Los tripanosomas se detectan en la sangre:

- en preparaciones húmedas
- en gota gruesa, después de teñirlos
- después de concentrarlos por centrifugación repetida.

Se pueden hallar en la sangre de pacientes:

- con tripanosomiasis africana (enfermedad del sueño)
- con tripanosomiasis sudamericana (enfermedad de Chagas).

### Importante:

En la tripanosomiasis africana los parásitos aparecen en la sangre a intervalos, durante algunos días, principalmente durante los primeros tres meses de la enfermedad y, en especial, durante los ataques de fiebre.

### A. EXAMEN DIRECTO

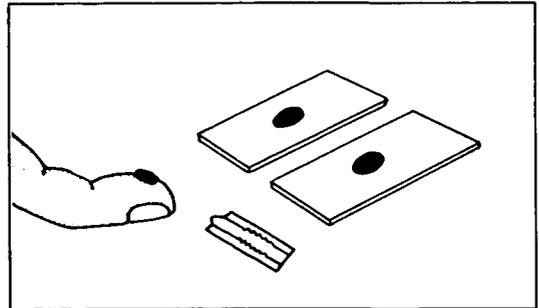
#### MATERIALES

- Una lanceta para extraer sangre
- Etanol
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Colorante de Giemsa
- Agua amortiguada o neutra
- Filtro de papel.

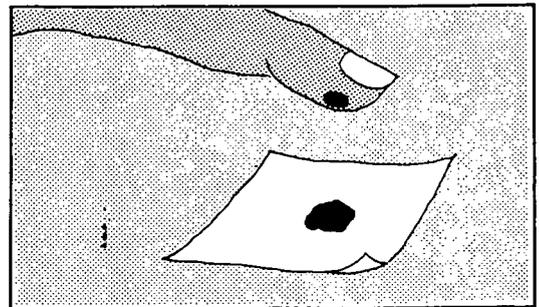
#### METODO

1. Después de esterilizar la yema del dedo cordial, puncione con la lanceta. Limpie la primera gota de sangre con un filtro de papel. Recoja 2 gotas de sangre:

- una gota en un portaobjetos
- una gota en otro portaobjetos

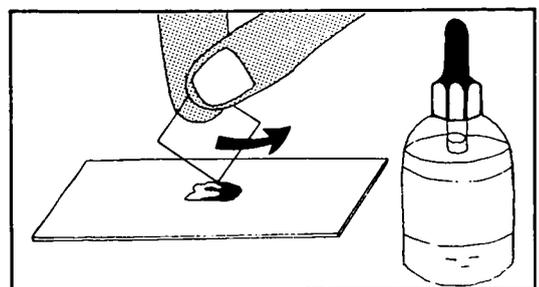


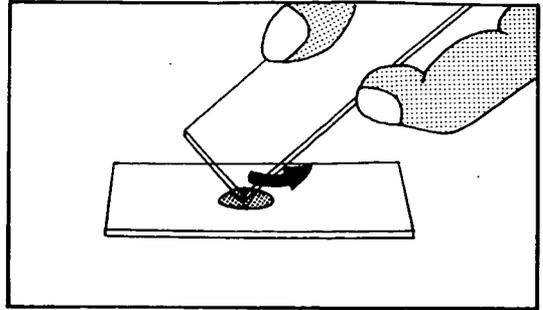
2. Recoja 2 gotas de sangre en una tira de filtro de papel. Déjelas secar.



3. En el primer portaobjetos colóquese:
  - 1 gota de solución de cloruro sódico al lado de la gota de sangre

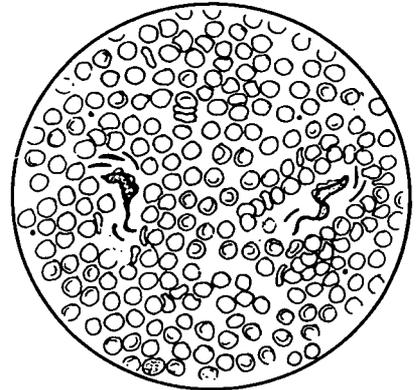
Mézclense usando la esquina de un cubreobjetos. Cubra la mezcla con éste.





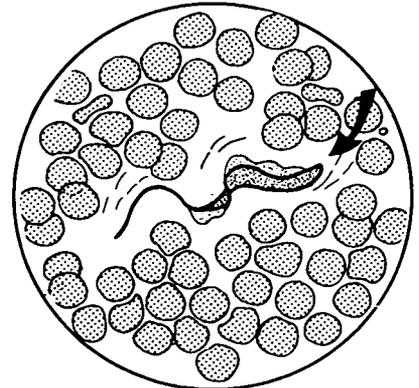
4. En el otro portaobjetos:
- extienda la gota de sangre formando una gota gruesa (véase la técnica en la página 189).

5. Examine el primer portaobjetos, que contiene la preparación húmeda, por medio del microscopio con el objetivo x 40 y reduciendo la abertura del condensador.
- Estudie primeramente las orillas del frotis.
- Observe si hay movimiento entre los glóbulos rojos; los tripanosomas los desplazan con sus flagelos a medida que avanzan.



- Confirme que se ha observado un tripanosoma:
- Longitud:** 15 - 25  $\mu\text{m}$  (equivalente a 2 - 3 eritrocitos)
- Anchura:** 3  $\mu\text{m}$  (1/2 eritrocito)
- Forma:** semeja un pez alargado
- Movilidad:** se mueve con rapidez, avanzando y contrayéndose como una serpiente, y posee una *membrana undulante* que se extiende a partir de un flagelo móvil situado en el extremo anterior.

*No se confunda con una microfilaria*, que es considerablemente mayor (100 - 300  $\mu\text{m}$ , equivalentes a la longitud de 10 - 40 eritrocitos).

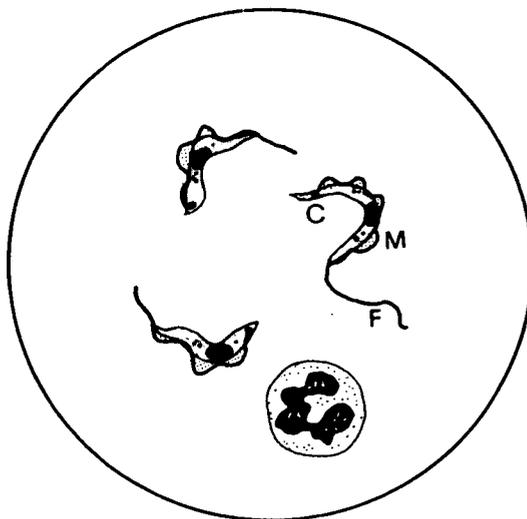


## 6. Examen de gota gruesa

Siempre se debe hacer una observación minuciosa de los frotis de gota gruesa, aun cuando los resultados del examen de las preparaciones húmedas parezca ser positivo, a fin de confirmar que el organismo móvil que se ha encontrado realmente es un tripanosoma. Tíñanse con colorante de Giemsa (véase la página 193), o de Field (véase la página 191).

### Descripción del tripanosoma teñido (*T. gambiense* o *T. rhodesiense*)\*

- Longitud:** 15 - 25  $\mu\text{m}$  (1 - 2 leucocitos)  
**Citoplasma:** azul pálido  
**Núcleo:** gran núcleo central que se tiñe de morado rojizo  
**Gránulos:** un cuerpo compacto de color rojo, situado en el extremo posterior: es el cinetoplasto (C)  
**Membrana undulante (M):** de color de rosa o rojo; comienza en el cinetoplasto  
**Flagelo (F):** de color de rosa; se extiende 5  $\mu\text{m}$  más atrás que la membrana undulante.

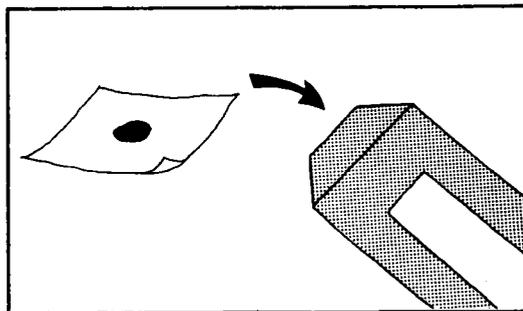


\* *T. gambiense* (Africa Occidental y Central) y *T. rhodesiense* (Africa Oriental) son idénticos en su aspecto.

## 7. Si el resultado del examen es negativo:

- repítanse las pruebas durante 7 días.

Envíese la gota de sangre seca, en la tira de filtro de papel, a un laboratorio inmunológico de referencia, con el fin de que se hagan ensayos de la inmunoglobulina M (IgM) y los anticuerpos FAT.



## B. METODO DE CONCENTRACION EN SANGRE VENOSA

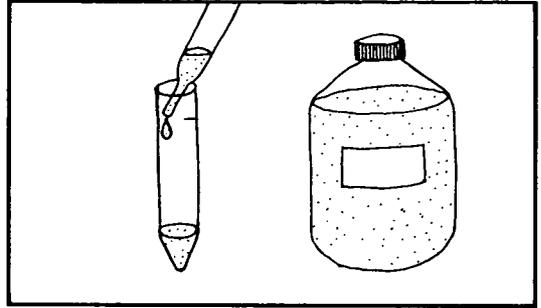
Examen después de centrifugar 3 veces

### Materiales

- Una centrífuga eléctrica
- Tubos cónicos para centrifugación
- Una pipeta de Pasteur
- Solución de citrato trisódico al 3.8%, (reactivo No. 52).

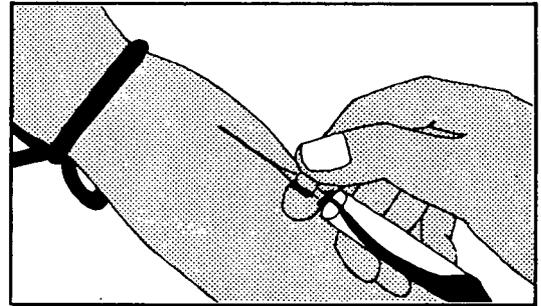
1. Tome un tubo cónico para centrifugación graduado hasta 10 ml. Mida en este tubo:

- 1 ml de la solución de citrato.

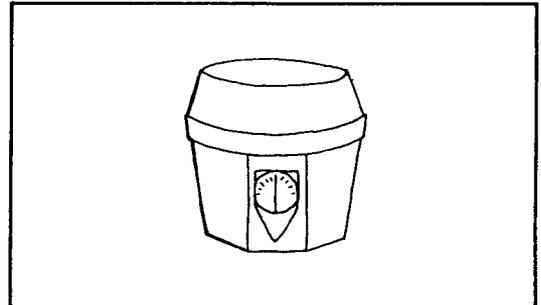


2. Extraiga:

- 9 ml de sangre venosa y deposítelos en el tubo con el citrato (hasta la marca de 10 ml).

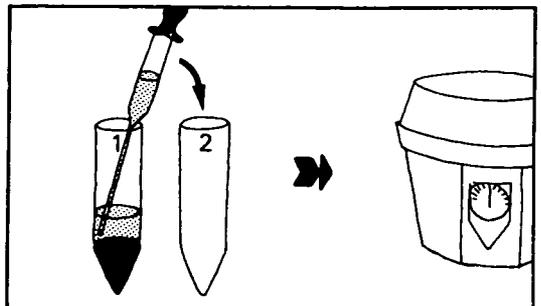


3. Mézclese y centrifúguese inmediatamente a velocidad media durante 3 minutos.

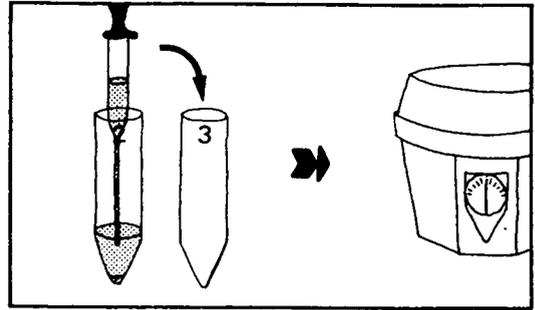


4. Extraiga todo el plasma flotante y la capa de leucocitos que se encontrará sobre el sedimento de eritrocitos.

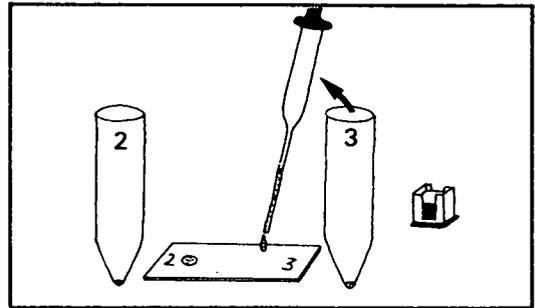
Deposite este líquido en otro tubo (tubo 2). Centrifúguese a velocidad media durante 5 minutos.



5. Extraiga del tubo 2 todo el líquido flotante, dejando el sedimento en su sitio.  
Deposite este líquido en un tercer tubo (tubo 3).  
Centrifúguelo a alta velocidad durante 10 minutos.



6. Examine con el microscopio, entre un portaobjetos y un cubreobjetos, los sedimentos que se han formado en los tubos 2 y 3.  
Se observarán tripanosomas en el sedimento del tubo 3 (y ocasionalmente también en el del tubo 2).  
Se encontrarán microfilarias en el sedimento del tubo 2.



#### Empleo de una centrífuga para microhematocrito

Si se dispone de una centrífuga para microhematocrito, recoja sangre venosa o capilar en un tubo capilar especial para este método. El procedimiento para recolectar la sangre y examinarla es el mismo que se usa para las microfilarias, que figura en la página 208. Si hay tripanosomas móviles se podrán observar en el plasma que se deposita inmediatamente arriba de la capa de leucocitos. Primeramente se pueden detectar los movimientos por medio del objetivo x 10 con escasa abertura del condensador y posteriormente se observarán los tripanosomas con mayor claridad empleando el objetivo x 40.

#### Otros exámenes en la tripanosomiasis

La tripanosomiasis africana también se diagnostica en el laboratorio mediante:

- Exámenes del líquido de los nódulos linfáticos en busca de tripanosomas (véase la página 226)
- Ensayos de la IgM y los anticuerpos correspondientes en sangre seca, recogida en una pieza de filtro de papel (véase el procedimiento para obtener esta muestra, en la página 287)
- Inoculaciones inmediatas de ratas o ratones (en laboratorios especializados) con sangre heparinizada de los pacientes
- Exámenes del líquido cefalorraquídeo en busca de tripanosomas (véase la página 347).

## C. TRIPANOSOMIASIS SUDAMERICANA O ENFERMEDAD DE CHAGAS

La enfermedad de Chagas, que se encuentra en Mesoamérica y Sudamérica, es causada por *Trypanosoma cruzi* y transmitida por insectos. Casi en las mismas regiones se puede hallar otro tripanosoma, *T. rangeli*, que infecta al hombre. Aunque no es patógeno, este parásito se debe identificar y distinguir de *T. cruzi* para diagnosticar la enfermedad de Chagas.

### Importante:

Los tripanosomas móviles se observan microscópicamente en la sangre durante la etapa aguda de la enfermedad y raras veces después. En la etapa crónica el diagnóstico se basa principalmente en métodos inmunológicos.

---

### Técnicas para el examen

Los tripanosomas causantes de la enfermedad de Chagas son difíciles de detectar en la sangre. Se emplean las mismas técnicas que se aplican en la tripanosomiasis africana.

1. Exámenes de preparaciones húmedas (que raras veces resultan positivos durante la etapa crónica de la enfermedad).
  2. Exámenes sucesivos de frotis de gota gruesa de sangre.
  3. Centrifugación triple y, si es posible, empleo de la técnica de centrifugación para microhematocrito.
  4. Detección de anticuerpos (prueba de fijación del complemento).
- 

### Aspecto de *Trypanosoma cruzi*

Descripción de *T. cruzi* teñido:

|                            |  |
|----------------------------|--|
| <b>Forma:</b>              | ancha, semejante a una "C"; otras veces puede ser más delgada, generalmente parecida a una "S" |
| <b>Longitud:</b>           | formas anchas: aproximadamente 15 $\mu\text{m}$ ;<br>formas delgadas: 20 $\mu\text{m}$         |
| <b>Citoplasma:</b>         | azul pálido  |
| <b>Núcleo:</b>             | voluminoso, central, de color rojo   |
| <b>Cinetoplasto:</b>       | gránulo voluminoso y redondo, rojo oscuro o morado, situado cerca del extremo posterior        |
| <b>Membrana undulante:</b> | delgada, de color rosáceo o rojo   |
| <b>Flagelo:</b>            | color de rosa; se extiende hacia atrás de la membrana undulante                                |

---

### Aspecto de *Trypanosoma rangeli*

Descripción de *T. rangeli* teñido:

|                            |  |
|----------------------------|--|
| <b>Forma:</b>              | solo existen formas delgadas con extremos agudos                                     |
| <b>Longitud:</b>           | 25 - 35 $\mu\text{m}$  |
| <b>Núcleo:</b>             | rojo, situado cerca del centro del cuerpo celular                                    |
| <b>Cinetoplasto:</b>       | pequeño; semeja una mancha de color rojo oscuro; situado lejos del extremo posterior |
| <b>Membrana undulante:</b> | visible, delgada   |
| <b>Flagelo:</b>            | se extiende hacia atrás de la membrana undulante.                                    |

---

## 26. Tripanosomas: examen del líquido de los nódulos linfáticos

### Tripanosomiasis humana de Africa

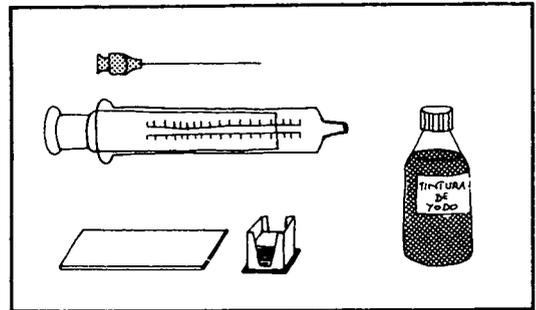
En diversos casos de tripanosomiasis africana del hombre (llamada también "enfermedad del sueño") se encuentran tripanosomas en los ganglios linfáticos (en infecciones por *T. gambiense*) durante las primeras etapas de la enfermedad, es decir, 2 - 3 semanas después de que la mosca tsetse (*Glossina*) ha inoculado al paciente con los parásitos. Los tripanosomas desaparecen de los ganglios en 2 - 6 meses.

### Principio del examen

Por medio de una aguja se extrae una gota de líquido de un ganglio linfático. Esta gota se examina inmediatamente en preparación húmeda colocada entre un portaobjetos y un cubreobjetos. Los tripanosomas, que son protozoarios móviles y flagelados, se observan fácilmente con el microscopio.

### MATERIALES

- Una aguja (para inyección subcutánea) de calibre 25 (0,5 mm) x 16 mm
- Una jeringa de 5 ó 10 ml (jeringa y aguja deben estar completamente secas)
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Tintura de yodo
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48).

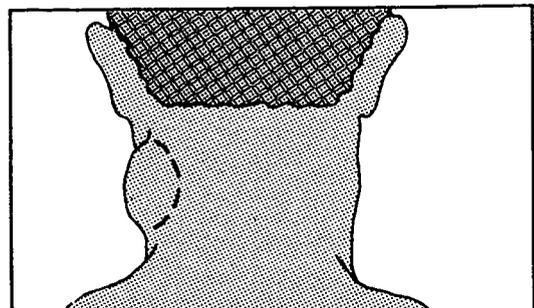


### LOCALIZACION DE UN GANGLIO AFECTADO

Entre los ganglios cervicales se suelen encontrar los que se hallan afectados. Pálpense ambos lados del cuello, desde la base hasta la oreja.



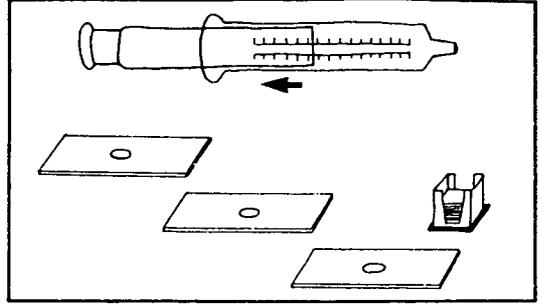
Los ganglios afectados se inflaman y originan protuberancias de 2 - 4 cm. Son elásticos y se deslizan bajo la piel, ofreciendo escasa resistencia a la presión. No suelen endurecerse (excepto en los casos crónicos).



## OBTENCION DE LA MUESTRA

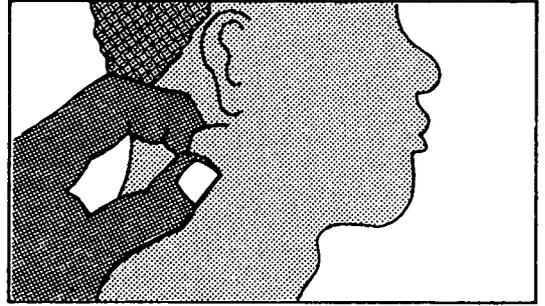
### Preparativos

Prepare la jeringa tirando el émbolo hacia atrás, hasta donde sea posible.  
Prepare asimismo 3 portaobjetos, colocando una gota de la solución de cloruro sódico en cada uno.  
Lávese las manos con agua y jabón.  
Haga que el enfermo se siente.

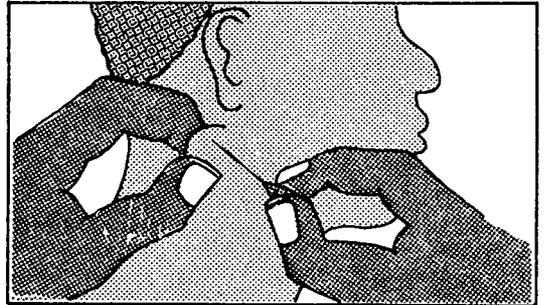


1. Desinfecte el sitio escogido del cuello con tintura de yodo\*.  
Tome el ganglio afectado entre el pulgar y el índice de la mano izquierda.  
Sostenga el ganglio con firmeza, haciéndolo sobresalir al mismo tiempo.

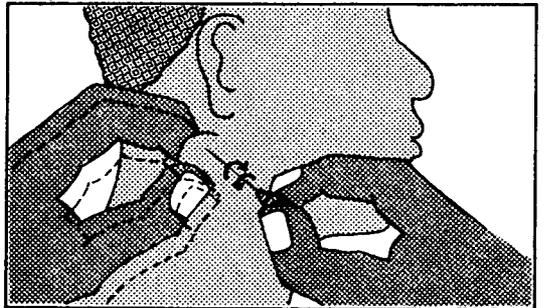
\* La solución de yodo se debe limpiar después con etanol para evitar quemaduras. También se pueden emplear otros desinfectantes, como el tiomersal.



2. Introduzca la aguja en ángulo recto en el centro del ganglio, en dos pasos:
  - primeramente perfore la piel
  - a continuación haga penetrar la aguja en el ganglio.(Cerciórese de evitar la vena yugular y las arterias cercanas).



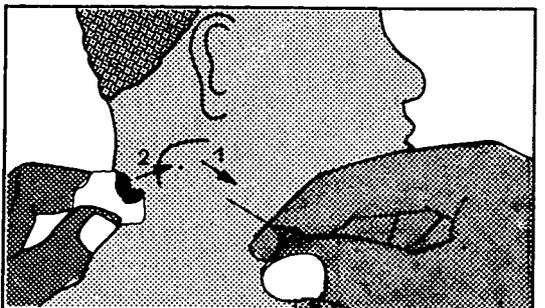
3. *Con la mano izquierda:*
  - exprima y suelte el ganglio en movimientos sucesivos, con suavidad.*Con la mano derecha:*
  - haga girar la aguja en ambas direcciones.El líquido del ganglio saldrá por la aguja. La operación deberá durar aproximadamente un minuto y medio.



4. Extraiga la aguja con un movimiento rápido, tapan-do la entrada con el pulgar. A continuación aplique un algodón humedecido con tintura de yodo en el sitio perforado.

(Nunca se aplique el algodón con tintura de yodo antes de extraer la aguja, ya que cierta cantidad de este antiséptico puede llegar a la punta de la aguja, entrar en el líquido que se ha obtenido del ganglio e inmovilizar los tripanosomas.)

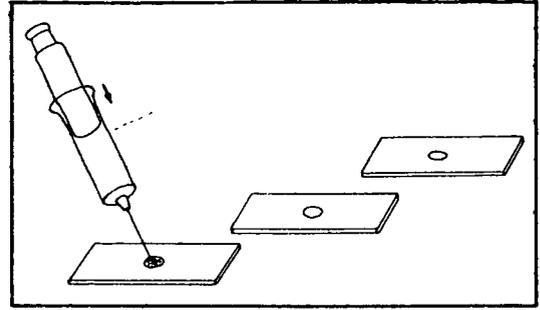
Si el ganglio se encuentra endurecido, aspírese el líquido directamente por medio de una jeringa.



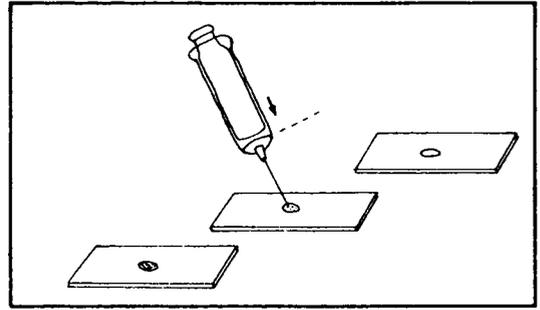
### Preparación de los portaobjetos

1. Ponga la aguja en la jeringa (que deberá tener el émbolo hacia atrás).

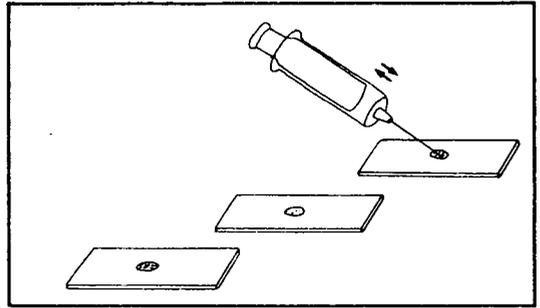
Coloque la punta de la aguja en la gota de solución de cloruro sódico del primer portaobjetos. Empuje el émbolo suavemente hasta la mitad del cilindro de la jeringa para expulsar sobre el portaobjetos el líquido contenido en la aguja.



2. Repita este procedimiento en el segundo portaobjetos, empujando el émbolo hasta el fondo del cilindro para expulsar el resto del líquido.



3. aspire la gota de solución de cloruro sódico del tercer portaobjetos al interior de la aguja. Expulse y aspire el líquido sucesivamente varias veces para enjuagar la aguja completamente y recoger los últimos residuos del líquido extraído del ganglio.

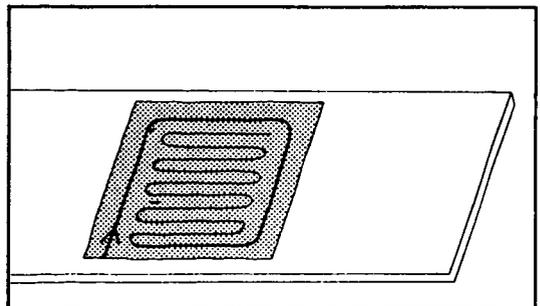


Coloque cubreobjetos sobre cada una de las tres preparaciones. Examínense inmediatamente con el microscopio (con objetivo x 40).

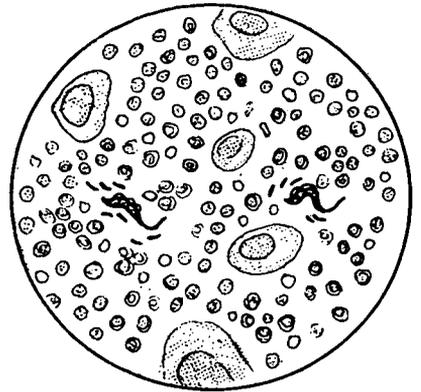
Espere hasta que se detenga el movimiento del líquido provocado por el calor.

Empiece examinando *la periferia* de la primera preparación, cerca de los bordes del cubreobjetos, hacia donde tienden a dirigirse los tripanosomas.

A continuación observe minuciosamente el resto de la preparación. Repita este procedimiento con las otras dos preparaciones.



En la preparación se encontrarán eritrocitos, leucocitos y células linfáticas. Si se nota algún movimiento entre las diferentes células observe con cuidado extremo para determinar si es causado por un tripanosoma. Este parásito mide aproximadamente  $20\ \mu\text{m}$  de longitud y con frecuencia la ocultan las diversas células, que se agitan ligeramente por los movimientos del flagelo.



#### *El tripanosoma*

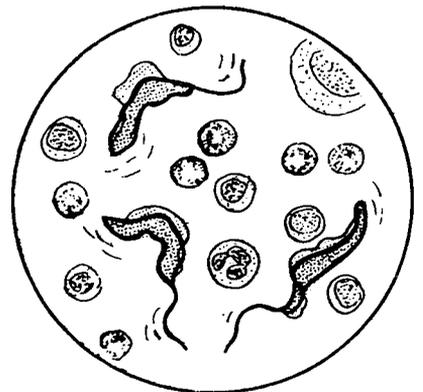
**Tamaño:**  $15 - 25\ \mu\text{m}$  (2 - 3 veces la longitud de un eritrocito)

**Forma:** semeja un pez ondulante

**Aspecto:** (en preparaciones húmedas) claro; refracta la luz muy intensamente.

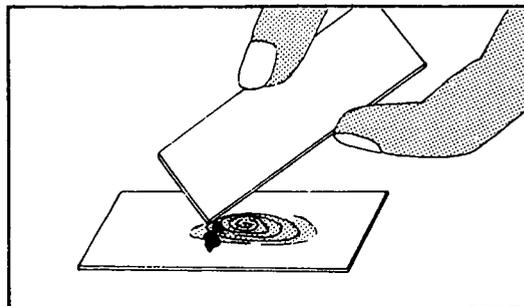
#### *Flagelo y membrana undulante*

En preparaciones húmedas se observan principalmente los movimientos del flagelo, que se encuentra situado en el extremo anterior del parásito. El tripanosoma se desplaza entre las células con trayectorias serpenteantes.

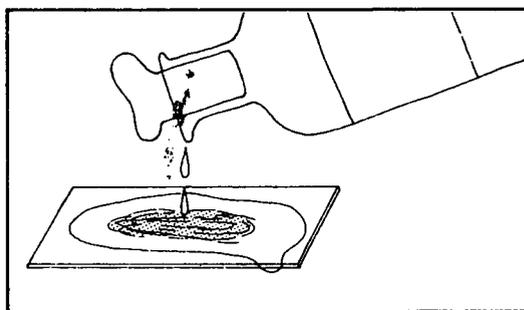


### FROTIS TEÑIDOS DEL LIQUIDO DE LOS GANGLIOS

Si la muestra se ha obtenido en el campo y no se cuenta con un microscopio, prepare una extensión sanguínea grande con la esquina de un portaobjetos.

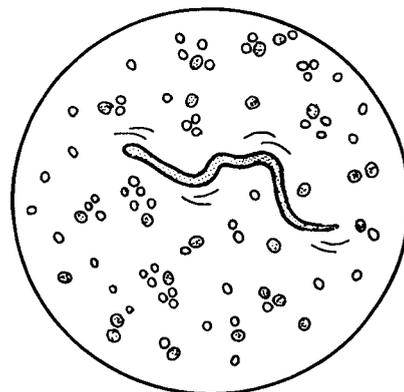


Déjala secar. Fíjese con metanol. Al volver al laboratorio tíñase con colorante de giemsa (véase la página 193). En la página 222 se hace una descripción de tripanosomas en preparaciones teñidas.



### MICROFILARIAS EN EL LIQUIDO DE LOS GANGLIOS

Las microfilarias no se pueden confundir con los tripanosomas, ya que aquellas son considerablemente mayores (100 - 300  $\mu\text{m}$ ). Pueden ser microfilarias sanguíneas (véase la página 204) o cutáneas (véase la página 215), obtenidas por medio de una aguja.



## B. BACTERIOLOGIA

### Introducción

---

El examen directo de frotis bacterianos generalmente no basta para identificar una especie de bacterias; la identificación precisa solo se puede lograr por medio de cultivos. Esto pone de relieve la importancia de enviar a los laboratorios de referencia las muestras obtenidas. Sin embargo, el examen microscópico directo de frotis teñidos constituye una manera eficiente de estudiar la presencia de bacterias en medios biológicos que normalmente son estériles, como los líquidos cefalorraquídeo (LCR) y pleural, y en muestras de otros orígenes. Este procedimiento puede aportar información sumamente útil para el diagnóstico, el tratamiento inmediato y el dominio de una enfermedad. Por ejemplo:

- en muestras de casos de uretritis masculina en etapa inicial se puede diagnosticar con un grado razonable de seguridad una infección por gonococos (en la mujer esto es considerablemente más difícil)
- se considera que la microscopía directa es la técnica más práctica y efectiva para detectar casos infecciosos de tuberculosis y, por lo tanto, es de gran importancia para la epidemiología
- el examen microscópico del líquido cefalorraquídeo, de frotis de éste debidamente teñidos y de la morfología de cualesquiera bacterias que se encuentren en ellos puede ayudar a que se reconozca una meningitis (meningocócica, neumocócica o por *M. tuberculosis*).

El diagnóstico de algunas enfermedades también es posible por medio de la serología; un ejemplo es la sífilis. Las técnicas serológicas también son importantes para la vigilancia de las reacciones del suero sanguíneo con fines epidemiológicos.

---

## 27. Preparación de frotis. Fijación

### Principio

La muestra que se va a examinar (pus, esputo, orina centrifugada, líquido cefalorraquídeo, etc.) se trata de la manera siguiente:

- se extiende, en una capa fina, sobre un portaobjetos de cristal
- se deja secar completamente
- se fija en el portaobjetos, calentándola antes de teñirla.

### MATERIALES

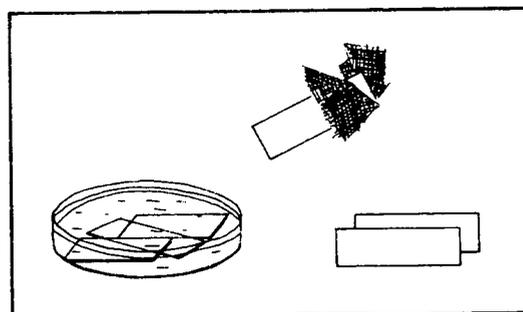
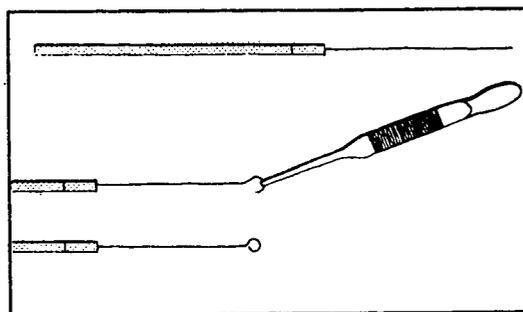
*Asa para siembra:* consiste en un alambre (generalmente fabricado con una aleación de níquel y cromo) que por un extremo se fija a un mango que lo sostiene y por el otro se dobla formando un pequeño círculo.

Hágase este asa utilizando una pinza y cuidando que quede centrada.

El tamaño real del asa deberá ser éste:  2 mm

*Portaobjetos de vidrio:* báñense con una mezcla de etanol y éter y límpiense con gasa.

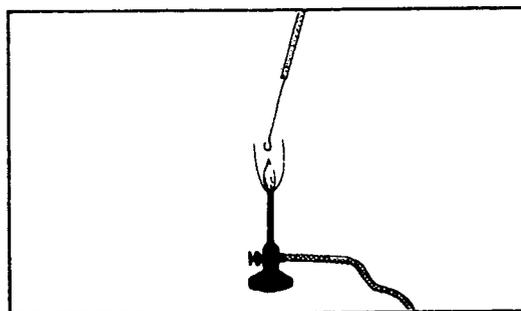
*Mechero de Bunsen.*



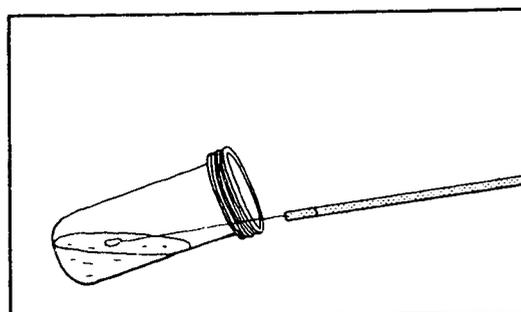
### PREPARACION DEL FROTIS

1. Flamee el asa para siembra hasta que se ponga al rojo vivo:
  - sostenga el asa inmediatamente arriba de la porción azul de la llama
  - ponga el asa tan cerca de la posición vertical como sea posible.

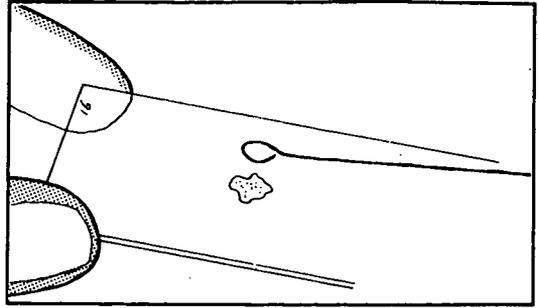
Déjela enfriar (cuenta hasta 20).



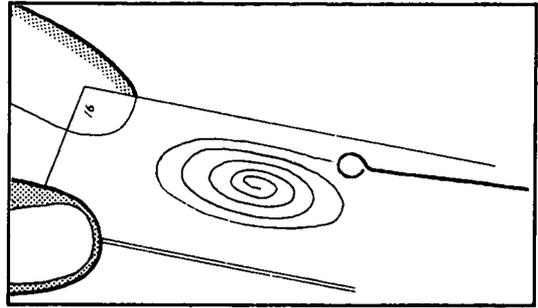
2. Tome una porción de la muestra que se va a examinar por si hay pus, colocando el asa en posición plana en la superficie del líquido.



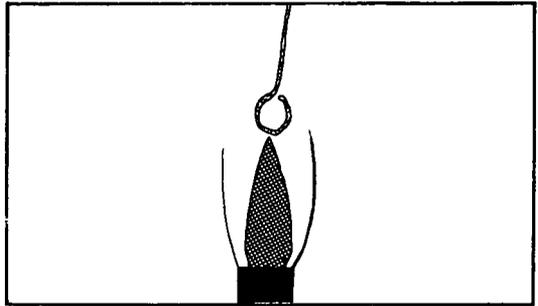
3. Coloque el asa sobre el portaobjetos y aplánese ligeramente en el centro de éste (el portaobjetos deberá estar numerado).



4. Sosteniendo todavía el asa aplanada sobre el portaobjetos muévala trazando una espiral del centro a la periferia.  
Deje cierto espacio entre la muestra y cada uno de los 4 lados del portaobjetos.  
Deje secar la muestra completamente al aire.



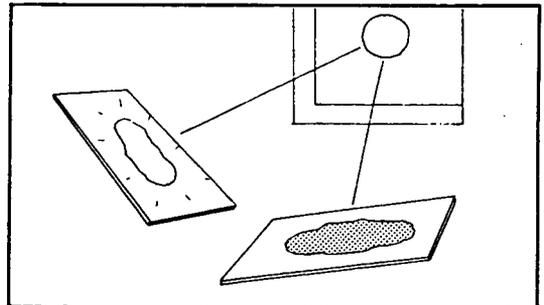
5. Flamee de nuevo el asa hasta que esté al rojo vivo para destruir cualesquiera bacterias que se encuentren en ella.



A veces se reciben en el laboratorio muestras de procedencia externa sin las marcas correspondientes en los portaobjetos.

Para saber en cuál lado de un portaobjetos sin marcas se encuentra la muestra:

- coloque el portaobjetos de manera que refleje la luz que entra por la ventana
- el lado donde no se halla la muestra brillará
- el lado donde está la muestra no reflejará la luz.

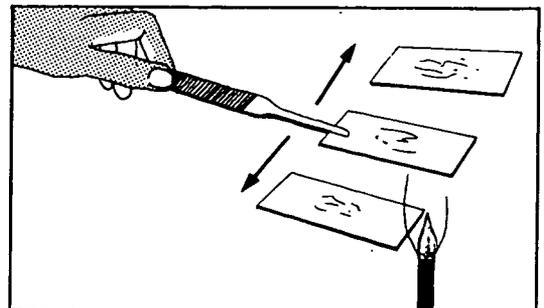


## FIJACION

Confirme que el frotis se ha secado completamente al aire libre.

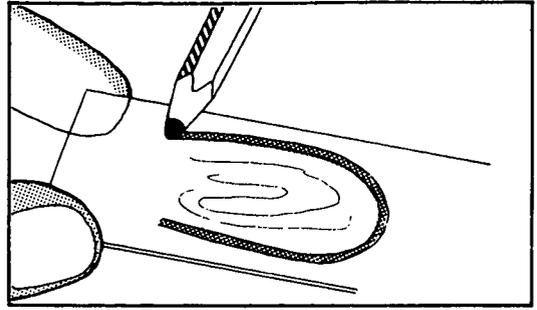
Pase el portaobjetos tres veces a través de la llama del mechero Bunsen, con la muestra hacia arriba.

Déjelo enfriar antes de aplicar la tinción.



Algunas veces es útil dibujar un círculo alrededor del frotis con un lápiz graso, a fin de que se pueda ver más fácilmente.

---



*Tinción de frotis fijos*

Tinción de Gram: véase la página 235.

Tinción de Ziehl y Neelsen: véase la página 249.

Observación directa de frotis teñidos: véase la página 238.

---

## 28. Tinción de Gram

### Ventajas

Gracias a la tinción de Gram las bacterias se pueden clasificar en dos grupos:

- *grampositivas*, que se tiñen de morado oscuro
- *gramnegativas*, que se tiñen de color de rosa.

Esto hace más fácil su identificación.

### REACTIVOS PARA LA TINCION DE GRAM

Cristal de violeta modificado de Hucker (reactivo No. 56)

Solución de yodo de Gram (reactivo No. 31)

Etanol al 95%

Solución de safranina (reactivo No. 42)

Agua corriente.

### TECNICA

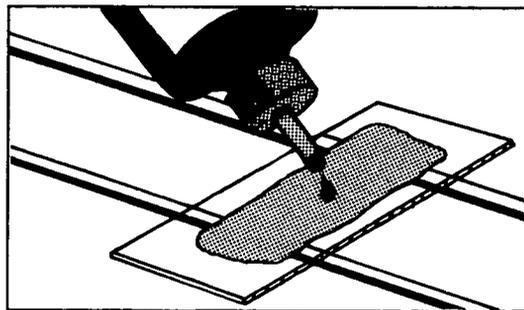
Fije el frotis y déjelo enfriar.

#### 1. *Cristal de violeta: 1 minuto*

Vierta el cristal de violeta en el portaobjetos. Extiéndalo por el portaobjetos completamente.

Déjelo reposar 1 minuto.

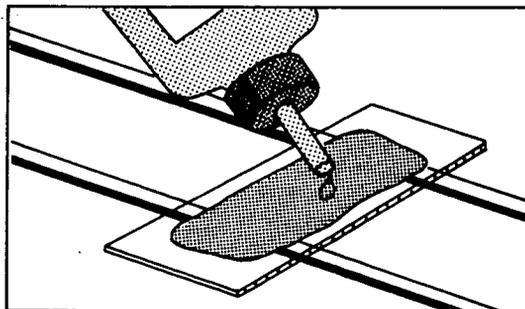
Enjuáguelo con agua corriente y déjelo escurrir.



#### 2. *Solución de yodo de Gram: 1 minuto*

Bañe el portaobjetos con solución de yodo de Gram y déjelo reposar un minuto.

Escorra la solución y enjuague el portaobjetos con agua corriente.



#### 3. *Etanol al 95%: 1 minuto*

Bañe completamente el portaobjetos.

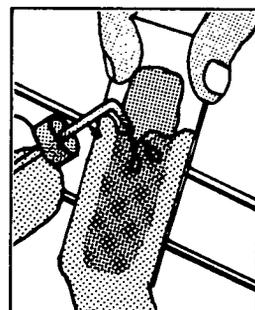
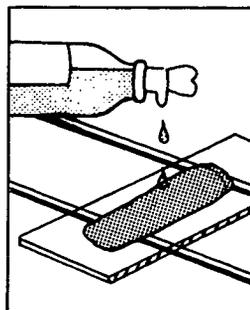
Déjelo reposar 1 minuto.

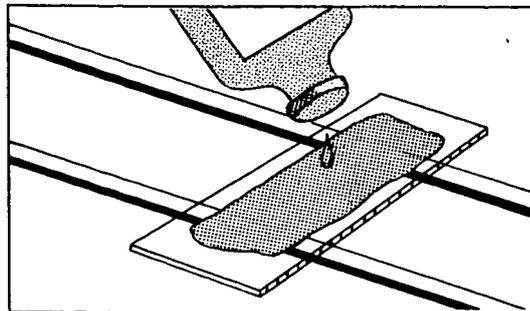
Enjuague con agua corriente y déjelo escurrir.

Examine el frotis:

- si quedan algunas zonas de color violeta aplique nuevamente etanol durante 15 - 30 segundos.

Enjuáguelo bien con agua y escúrralo.





4. *Solución de safranina: 10 segundos*

Vierta la solución de safranina en el portaobjetos y déjela reposar 10 segundos.

En seguida lávela con agua, brevemente.

Póngase a escurrir y déjela secar al aire libre.

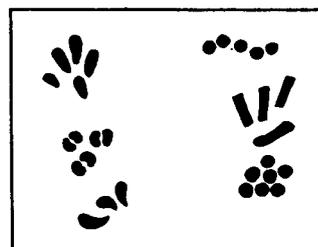
**SE DEBERAN BUSCAR:**

Bacterias = teñidas de violeta oscuro, o grampositivas, como estafilococos, estreptococos, micrococos, neumococos, enterococos, bacilos de la difteria y bacilos del ántrax.

Bacterias = teñidas de color de rosa, o gramnegativas, como gonococos, meningococos, bacilos coliformes, shigelas, salmonelas o vibriones del cólera.

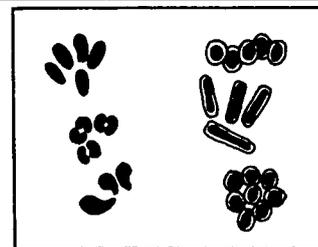
Para el examen directo de bacterias véase la página 238.

Bacterias gramnegativas      Bacterias grampositivas

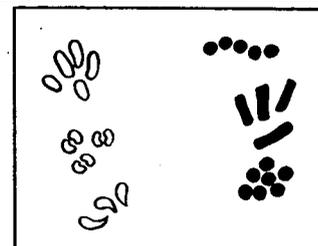


**PRINCIPIO DE LA REACCION DE TINCION**

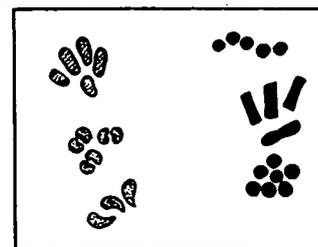
1. El color violeta tiñe todas las bacterias de violeta intenso.



2. La solución de yodo fija el color violeta más o menos firmemente a las bacterias.



3. El etanol al 95%:  
 - Decolora ciertas bacterias cuando la solución de yodo no ha fijado firmemente la tinción violeta  
 - No decolora otras bacterias si la solución de yodo ha fijado firmemente la tinción violeta.



4. La solución de safranina (color de rosa):  
 - Tiñe nuevamente de color de rosa las bacterias que han sido decoloradas por el etanol  
 - No tiene efecto sobre las demás bacterias, que quedan color violeta oscuro.

## CAUSAS DE ERROR

*Puede ocurrir una reacción grampositiva falsa porque:*

- el frotis se ha fijado antes de que estuviera seco
- el frotis ha sido demasiado grueso
- quedaron sedimentos en el frasco de cristal de violeta (fíltrese antes de usarlo)
- la solución de yodo de Gram no se escurrió completamente
- no se dejó que el etanol actuara suficiente tiempo
- la solución de safranina fue demasiado fuerte o se dejó demasiado tiempo en el portaobjetos.

*Puede ocurrir una reacción gramnegativa falsa porque:*

- no se dejó actuar suficiente tiempo la solución de yodo de Gram
  - el etanol se dejó demasiado tiempo en el portaobjetos y no se lavó adecuadamente.
-

## 29. Microorganismos que se observan por examen directo de los frotis

Los gérmenes son microorganismos sumamente pequeños ( $0,5 - 5 \mu\text{m}$  y, cuando mucho,  $10 \mu\text{m}$ ). Casi todos los que se intentan detectar por microscopía o en cultivos son bacterias y de ahí que las observaciones de esta clase se llamen "exámenes bacteriológicos". La detección de otros tipos de gérmenes (rickettsias, virus, etc.) se lleva a cabo en laboratorios especializados.

Se acostumbra dividir las bacterias en:

### *Bacterias patógenas\**

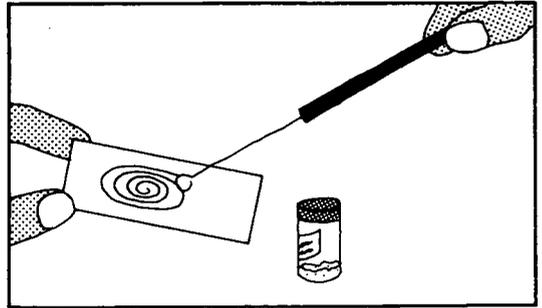
Estas bacterias pueden causar enfermedades. Existen en el organismo que han infectado y se detectan por medio de exámenes en el laboratorio.

### *Bacterias no patógenas*

Son inocuas y las hay en números incontables en la naturaleza. Algunas se multiplican normalmente en el hombre sin afectar su salud y se denominan "saprofitas".

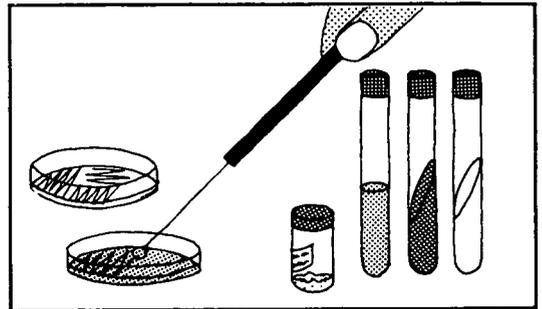
### COMO SE DETECTAN LAS BACTERIAS EN EL LABORATORIO

1. *Por examen microscópico directo* de frotis (con muestras de pus, orina, esputo, piel, LCR y exudados nasales o faríngeos) que se preparan en portaobjetos y se tiñen (con colorantes de Gram o de Ziehl y Neelsen).



2. *Por cultivos bacterianos:*

- en medios sólidos (por ejemplo, agar en cajas de Petri o tubos de ensayo)
- en medios líquidos (tubos con caldos de cultivo).



Los cultivos son *esenciales* para determinar la identidad exacta de las bacterias y, más especialmente, para reconocer si los microorganismos que se han encontrado en una muestra son patógenos o inocuos. Con objeto de identificar los microorganismos que se han cultivado se emplean ensayos bioquímicos, serológicos (aglutinación) y otros.

Cuando sea necesario efectuar cultivos, nunca se debe omitir el envío de muestras a los laboratorios especializados (para lo relacionado con la remisión de muestras véanse las páginas 268 y 273).

*\*Nota: Bacterias patógenas obligatorias y facultativas.* Bacterias patógenas obligatorias son las que invariablemente causan enfermedades (por ejemplo, el bacilo de la tuberculosis). Las bacterias patógenas facultativas son inocuas en ciertas regiones del organismo (por ejemplo, los bacilos coliformes, que normalmente son saprofitas del intestino), pero pueden causar enfermedades cuando invaden otras regiones (los bacilos coliformes pueden producir infecciones en el aparato urinario).

*Valor del examen directo*

El examen directo es extremadamente útil para reconocer el tipo de microorganismo del caso y, otras veces, para establecer diagnóstico de una enfermedad (tuberculosis, lepra, gonorrea, etc.)

Por eso es esencial que se suministre una descripción detallada de los microorganismos que se han observado y de todos los demás elementos encontrados (leucocitos, eritrocitos, células epiteliales, etc.) (véase la página 242).

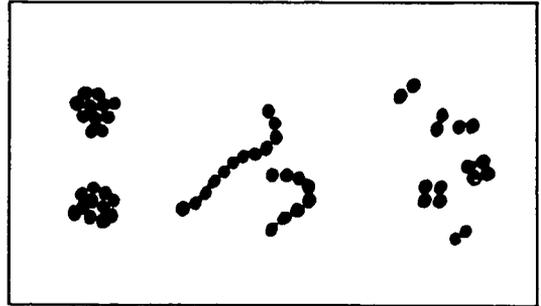
**DIVERSOS GRUPOS DE BACTERIAS QUE SE OBSERVAN CON EL MICROSCOPIO (EXAMEN DIRECTO CON TINCIÓN DE GRAM)**

**1. Cocos grampositivos: de forma redonda**

Se pueden encontrar:

- en racimos (estafilococos)
- en cadenas (estreptococos)
- en pares
- en grupos de 4, etc.

Se observan en muestras de pus, orina, sangre y otras.



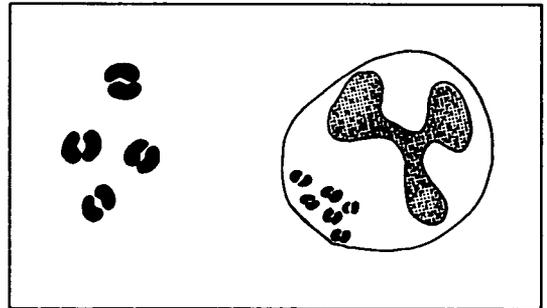
**2. Diplococos gramnegativos: en pares de forma redondeada**

Se pueden encontrar:

- semejando granos de café
- formando racimos en el citoplasma de un leucocito

Se observan en muestras de pus provenientes de la uretra (gonococos) y de LCR (meningococos).

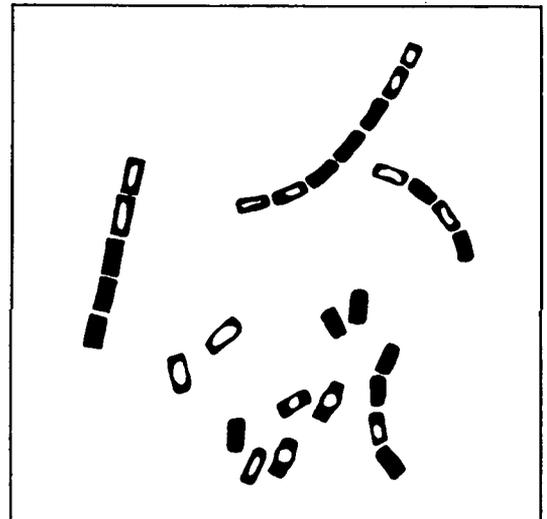
Existen otros diplococos gramnegativos que generalmente no son patógenos. Se pueden observar en muestras de exudado faríngeo o de esputo.



**3. Bacilos grampositivos: semejantes a bastoncillos**

**(a) Bacilos grampositivos con esporas**

Son largos y gruesos y pueden terminar en extremos cuadrados (ántrax) o romos (tétanos, saprofitas). La espora es una amplia zona incolora, en el interior del bacilo, que no se tiñe con la coloración de Gram.



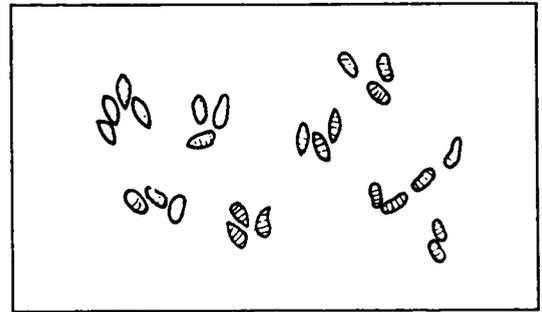
(b) *Bacilos grampositivos sin esporas*

Por lo general son pequeños y de forma variable, y los extremos pueden estar ensanchados; se agrupan en hileras o parecen formar letras. Se observan en muestras de exudado faríngeo, sangre, piel, etc. (diftérico, difterioide, listeria).



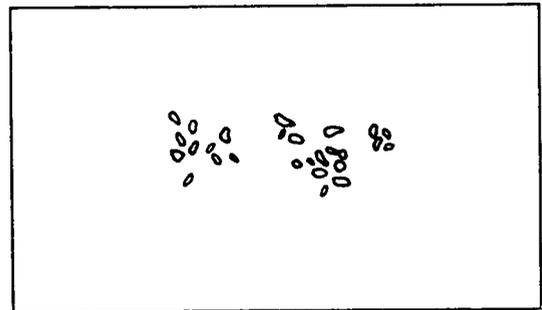
4. **Bacilos gramnegativos**

Son de tamaño variable, con extremos redondeados o agudos. Pueden ser largos y rectos (bacilos coliformes), con forma de coma (vibriones) o cortos y gruesos (Proteus). En este grupo figuran numerosas especies.



5. **Cocobacilos gramnegativos**

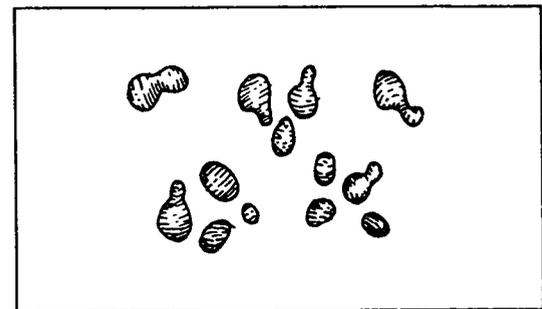
Su forma es sumamente variable; no son tan redondos como los cocos, ni tan alargados como los bacilos normales (peste, Haemophilus). Se pueden encontrar en muy diversas muestras.



6. **Levaduras y actinomicetos**

(a) *Levaduras*

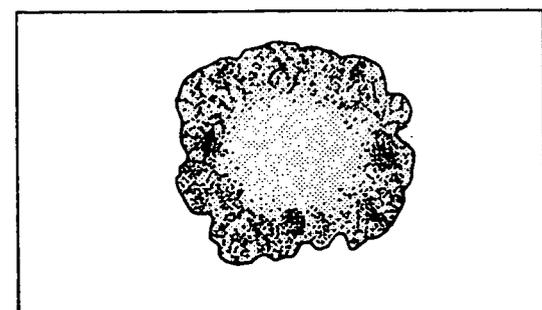
Son de tamaño variable, aunque mayores que las bacterias. Al observarlas se pueden hallar en el proceso gemación. Generalmente se detectan como contaminantes, aunque algunas veces son patógenas (exudado genital, esputo, etc.)



(b) *Actinomicetos*

Gránulos voluminosos que a veces se pueden observar a simple vista (su color varía entre blanco y amarillo).

El centro es gramnegativo y la periferia grampositiva. Se encuentran en muestras de pus cutáneo, esputo, etc.



## 7. Espiroquetas

### *Treponema y Borrelia*

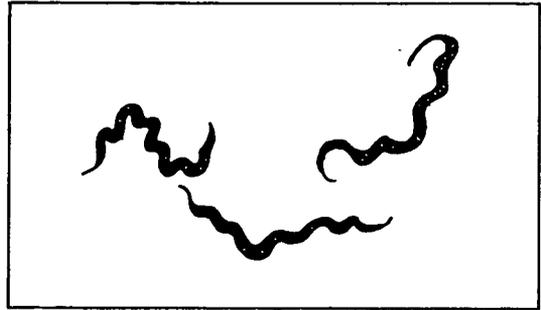
Tienen forma de una espiral irregular y suelta; se tiñen débilmente como gramnegativas.

(a) *Treponema vincentii* (anteriormente, *Borrelia vincenti*)

Se encuentra junto con los bacilos fusiformes gramnegativos, que tienen forma de cigarro habano, en muestras de la faringe y la cavidad bucal (angina de Vincent) (véase la página 272).

(b) *Borrelia recurrentis*

Se encuentra en frotis de sangre teñidos con coloración de Giemsa. Causa fiebre recurrente.



| CAVIDADES, LIQUIDOS Y TEJIDOS ESTERILES EN EL ORGANISMO   | CAVIDADES, LIQUIDOS Y TEJIDOS NO ESTERILES EN EL ORGANISMO   |
|---|--|
| <p>En los individuos sanos son estériles:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- la sangre</li> <li>- el líquido cefalorraquídeo</li> <li>- el tejido subcutáneo</li> <li>- los órganos internos (corazón, hígado, riñones, etc.</li> </ul> | <p>En los individuos sanos pueden contener numerosos microorganismos no patógenos (saprofitas):</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- conductos respiratorios como la boca, la nariz y la garganta, y el esputo</li> <li>- el tubo gastrointestinal</li> <li>- la piel, los oídos y los ojos</li> <li>- el conducto urogenital (vagina, uretra anterior)</li> </ul> |
| <p>En casos de enfermedad todas estas áreas pueden estar infectadas por microorganismos patógenos</p>   |  |

## REGISTRO DE LOS RESULTADOS DE EXAMENES BACTERIOLÓGICOS DIRECTOS

El informe del laboratorio deberá contener una descripción detallada de todos los elementos y microorganismos encontrados e indicar su cantidad.

---

### Elementos

*Tipo:* leucocitos, eritrocitos, células epiteliales

### Microorganismos

|                                   |  |
|-----------------------------------|--|
| <i>Forma</i>                      | cocos, bacilos, etc.                                       |
| <i>Arreglo</i>                    | pares, cadenas, racimos                                    |
| <i>Afinidades de tinción</i>      | Gram, Ziehl y Neelsen                                      |
| <i>Características especiales</i> | esporas, gránulos, etc.                                    |
| <i>Cantidad</i>                   | sumamente escasos, escasos, cantidad moderada, abundantes. |

---

### Ejemplos de informes

1. Pus obtenido de un absceso (examen bacteriológico directo) (tinción de Gram):
    - abundantes leucocitos
    - escasos eritrocitos
    - escasas células epiteliales
    - cantidad moderada de cocos grampositivos en racimos.
  2. Orina (examen bacteriológico directo) (tinción de Gram):
    - escasos leucocitos
    - muy escasos eritrocitos
    - escasas células epiteliales
    - escasos bacilos gramnegativos
  3. Espudo (examen bacteriológico directo) (tinción de Ziehl y Neelsen):
    - cinco bacilos acidorresistentes encontrados/10 campos (2+)
  4. Muestra de exudado faríngeo (examen bacteriológico directo) (tinción de Gram):
    - escasos leucocitos
    - escasos eritrocitos
    - escasas células epiteliales
    - abundantes cocos grampositivos en cadenas
    - escasos bastoncillos grampositivos sin esporas (difteroides)
    - escasos displococos gramnegativos
    - muy escasos bacilos gramnegativos.
- 

### Importante:

Raras veces es posible diagnosticar una enfermedad en el laboratorio basándose en la identificación de los microorganismos encontrados por examen bacteriológico directo de una muestra. Sin embargo, los resultados de tal examen pueden ayudar al médico a establecer un diagnóstico al estudiarlos junto con las manifestaciones clínicas del paciente.

---

## 30. Gonococos: examen directo del pus uretral. Sífilis

### GONORREA

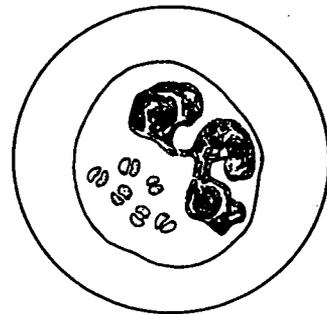
El gonococo, *Neisseria gonorrhoeae*, es el causante de la gonorrea, una enfermedad de transmisión sexual sumamente frecuente. Su término de incubación es de 4 - 8 días.

#### Exudado genitourinario

Pus amarillo y denso: ¿gonococos?  
Líquido claro, blanquecino: *Trichomonas*\*.  
Exudado blanco y denso: ¿hongos?\*

Otros tipos de exudado: uretritis inespecífica (no identificable por examen directo).

\* Véase lo relativo a *Trichomonas* y los hongos en la página 186.



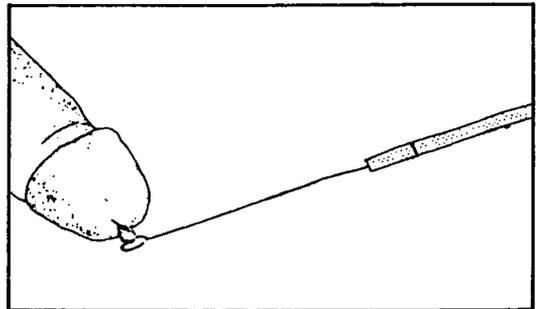
#### Principio

Los frotis de pus uretral toman la tinción de Gram. Los gonococos se pueden reconocer por tres características:

1. Son diplococos (se agrupan en pares)
2. Son gramnegativos
3. Son intracelulares (se hallan dentro de los leucocitos).

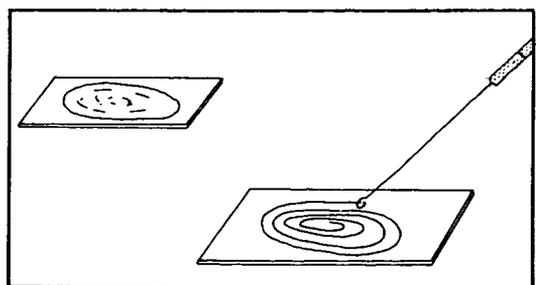
#### Obtención de muestras del hombre

1. Si es posible, tómese la muestra a primera hora de la mañana, antes de que el paciente haya orinado. Cuando sea necesario límpiase el meato con un hisopo de algodón humedecido con solución de cloruro sódico estéril.
2. Aplíquese al pene una ligera presión, de manera que salga una gota de pus por el meato.
3. Tómese el pus con asa estéril para siembra o directamente en un portaobjetos limpio.
4. Si la gota de pus no aparece, introdúzcase el asa estéril en el conducto uretral, hasta una profundidad de 2,5 cm aproximadamente para obtener la muestra.



#### 5. Prepare dos frotis:

- tan finos como sea posible
- que abarquen la mayor extensión que se pueda en el portaobjetos.



### Obtención de muestras en la mujer

La muestra debe ser tomada del conducto cervical por un médico o una enfermera especialista. En los casos de gonorrea crónica se deberá tomar inmediatamente antes o inmediatamente después del periodo menstrual.

El examen directo es de gran valor para el diagnóstico de la gonorrea en el hombre; en la mujer su utilidad es considerablemente menor. *Por lo tanto, el cultivo es necesario* para aislar e identificar los gonococos en muestras obtenidas de mujeres.

### Tinción de los frotis

Aplique tinción de Gram (véase la página 235).

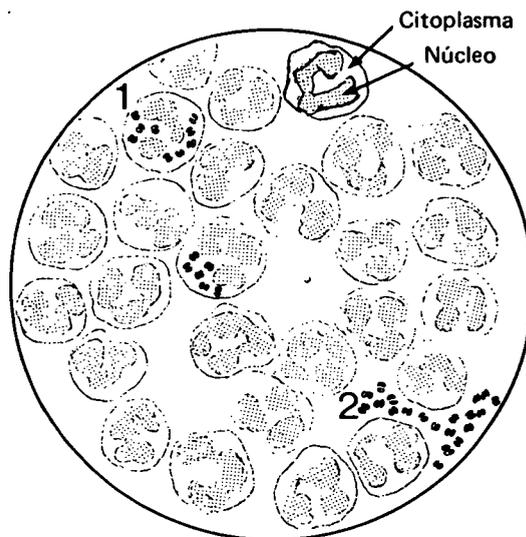
Utilice etanol profusamente después de haber empleado la solución de yodo de Gram (reactivo No. 31).

Lave con agua inmediatamente después de la última tinción con solución de safranina (reactivo No. 42).

### Examen de los frotis

Preste atención especial a las orillas del frotis, donde los elementos se extienden en una capa más delgada, son más fáciles de reconocer y la tinción se concentra menos.

- Pus** (Observe si hay numerosas acumulaciones de leucocitos degenerados. Los núcleos son de color rosa fuerte y el citoplasma es incoloro.)
- Gonococos** ovals, con formas que semejan riñones, gramnegativos (color rosa pálido) agrupados en pares.
- Gonococos intracelulares** aglomerados dentro del citoplasma de los leucocitos (1).
- Gonococos extracelulares** agrupados en racimos entre leucocitos o cerca de leucocitos rotos (2).



### Evaluación de resultados del examen bacteriológico directo del pus uretral

Abundantes leucocitos.  
Escasos eritrocitos.  
Escasas células epiteliales.  
Cantidad moderada de diplococos intracelulares gramnegativos. ○

Abundantes leucocitos.  
Escasos eritrocitos.  
Escasas células epiteliales.  
No se observan diplococos intracelulares gramnegativos. ○  
Escasos diplococos extracelulares gramnegativos.

Abundantes leucocitos.  
Escasos eritrocitos.  
Escasas células epiteliales.  
No se observan diplococos intracelulares gramnegativos.  
No se observan diplococos extracelulares gramnegativos.

### CONCLUSION

Gonococos: positivo.

Gonococos: sospechoso.

Gonococos: negativo.

### Otras bacterias que causan infecciones uretrales En el hombre

Ocasionalmente se observan en frotis de pus uretral diversas cantidades de:

- Cocos grampositivos (estafilococos)
- Bacilos grampositivos (difteroides)
- Bacilos gramnegativos.

Estos microorganismos se describen en las páginas 239 y 240.

Nunca se haga un examen directo en busca de gonococos en un frotis de sedimento urinario.

### En la mujer

Se suele encontrar toda clase de microorganismos en los frotis de la mujer, particularmente:

- Bacilos grampositivos
- Cocos gramnegativos (saprofitas).

Por esta razón el cultivo es *esencial*.

## Remisión de muestras para efectuar cultivos

### A. Empleo del medio "Transgrow" de Martin y Lester\*

Este es el mejor método, si se puede obtener el medio "Transgrow" de un laboratorio especializado.

Los frascos, de 30 ml, contienen 8 ml del medio sólido (en un lado del frasco) y están llenos con una mezcla de aire (90%) y bióxido carbónico (10%). Cada frasco deberá permanecer abierto el menor tiempo posible, para evitar que escape el gas.

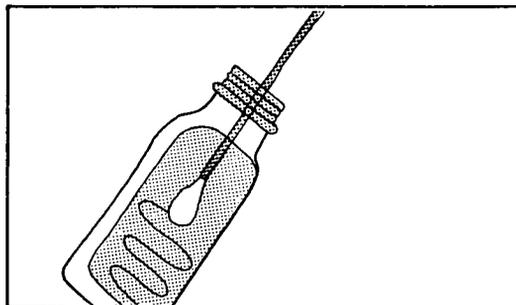
Nota: por conveniencia, este medio se suele suministrar en frascos planos, aunque también se pueden emplear frascos redondos como el que figura en la ilustración.



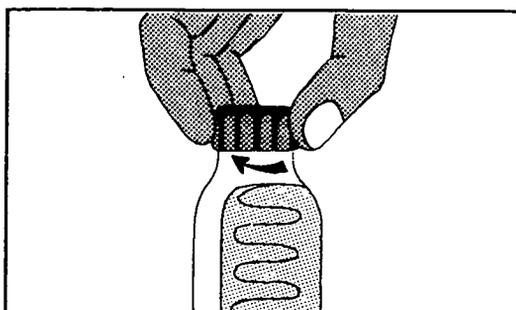
1. Coloque el frasco en posición vertical.  
Recoja la muestra de pus con un hisopo de algodón.  
Desenrosque la tapa del frasco.



2. Sosteniendo el frasco tan verticalmente como sea posible (para evitar que escape el gas) frote el hisopo con pus en toda la superficie del medio sólido, de un extremo del frasco al otro, comenzando por el fondo.



3. Coloque la tapa en el frasco inmediatamente.  
Envíe el frasco, a la temperatura ambiente.  
Esta preparación se conserva hasta 3 días, sin embargo, es conveniente que se envíe cuanto antes.  
Este medio de transporte también es adecuado para meningococos.

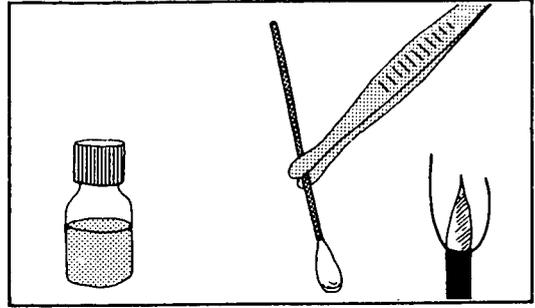


\*Secretaría de Salud de los EUA, HMSHA Health Reports, 1971, Vol. 86, No. 1, página 30.

**B. Empleo de un medio de transporte semisólido para gonococos**

Se puede utilizar el medio de transporte de Stuart (reactivo No. 49) en frascos de 5 ml con tapa.

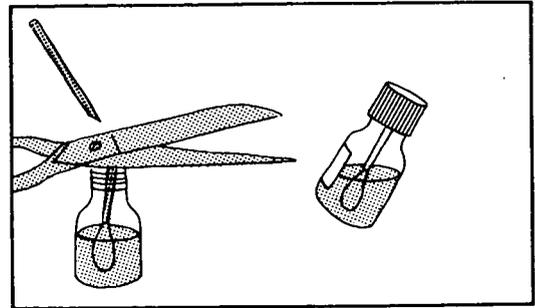
1. Recoja la muestra de pus con un hisopo de algodón sostenido con una pinza estéril (flameada).



2. Introduzca el hisopo en el frasco que contiene el medio de transporte.
3. Corte la porción excedente de la varilla del hisopo con tijeras estériles (flameadas).

4. Enrosque la tapa en el frasco inmediatamente.

Tiempo de conservación: 6 horas a temperaturas normales.

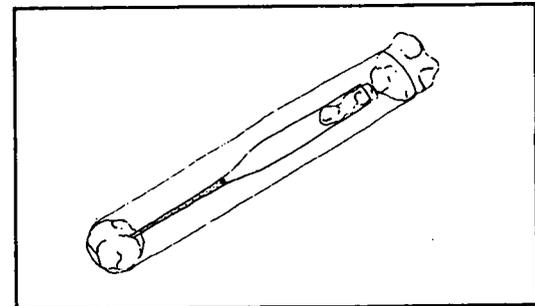


**C. Empleo de una pipeta de Pasteur**

1. aspire la muestra de pus al interior de una pipeta de Pasteur estéril taponada con algodón.
2. Coloque la pipeta dentro de un tubo estéril acojinado y taponado con algodón, como se indica en la ilustración.

Tiempo de conservación: 6 horas a temperaturas normales.

Existen otros medios de transporte; en cada caso se deben respetar las instrucciones del laboratorio especializado.

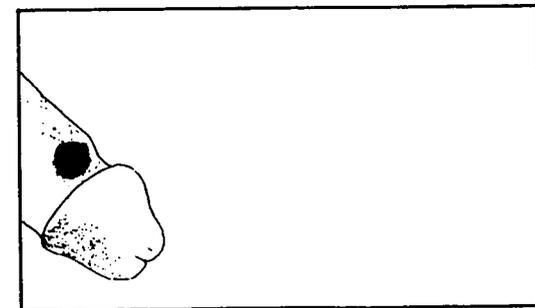


**SIFILIS**

La sífilis es otra enfermedad de transmisión sexual; la causa una espiroqueta, el treponema pálido (*Treponema pallidum*).

El periodo de incubación es, aproximadamente, un mes.

Al cumplirse el periodo de incubación suele aparecer el primer signo de la enfermedad, generalmente en los órganos genitales: un chancro redondo u ovalado, de 1 - 2 cm de diámetro, rojo, con bordes endurecidos.



**Sífilis no venérea (endémica)**

Esta forma de la enfermedad se suele encontrar en regiones semidesérticas como la faja de Sahel, al sur del Sahara, y el Mediterráneo Oriental. Afecta principalmente niños.

**Pian o frambesia**

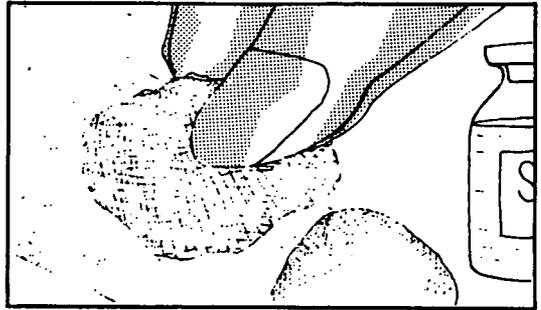
Esta es una enfermedad no venérea que se observa en climas tropicales húmedos. La causa otro treponema (*T. pertenue*), que se asemeja considerablemente a *T. pallidum*.

**Búsqueda de treponemas en la sífilis y la frambesia por examen directo de preparaciones húmedas**

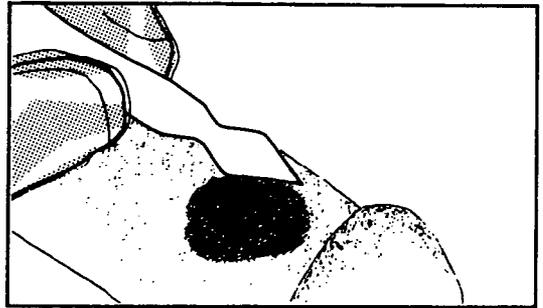
Este examen se puede llevar a cabo solo por personal experto, en un laboratorio provisto de un microscopio con condensador para campo oscuro.

El examen carece de valor si el paciente ha tratado la lesión con algún unguento. En este caso se deben esperar tres días para efectuar el examen.

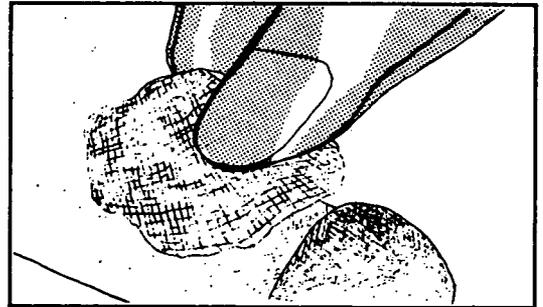
1. Limpie el chancro con gasa humedecida en solución estéril de cloruro sódico; séquelo bien.



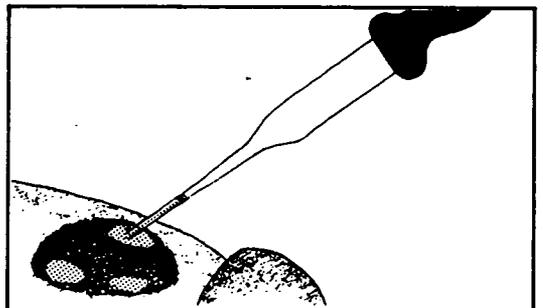
2. Raspe los bordes del chancro varias veces con la hojilla de una lanceta estéril colocada en posición plana. Evite provocar la salida de sangre.



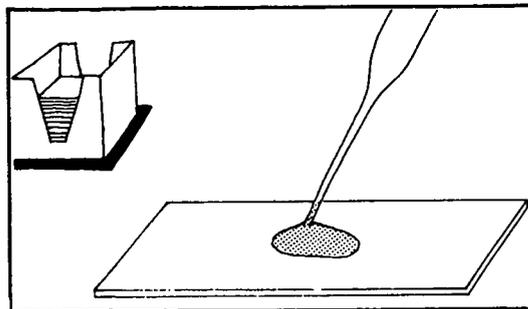
3. Presione con gasa estéril seca.



4. Retire la gasa y espere durante unos minutos a que aparezca un líquido seroso de color rosáceo. Aspírese ese líquido con una pipeta de Pasteur provista de una perilla de goma.



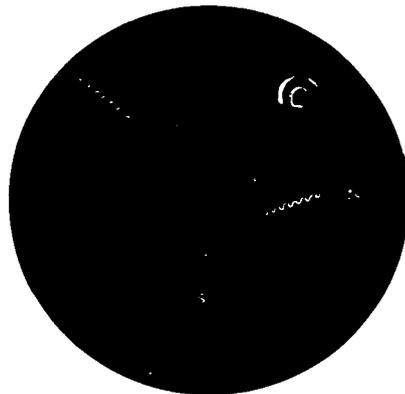
5. Deposite una gota del líquido en un portaobjetos de vidrio delgado (del tipo fabricado especialmente para microscopía en campo oscuro).



6. Examínese con el microscopio empleando un condensador para campo oscuro.

Los treponemas de la sífilis y la frambesia se podrán distinguir de los treponemas saprofitas de la piel por sus cuerpos sumamente delgados y sus movimientos característicos.

El técnico de laboratorio necesitará capacitación especial para reconocerlos.



#### Examen de frotis secos y teñidos

No se recomienda este procedimiento, ya que en la piel y las membranas mucosas suelen existir treponemas saprofitas.

*Examen serológico* de la sífilis y la frambesia: véase el ensayo del VDRL en la página 288. Este ensayo se deberá repetir después de 3 - 4 semanas si el examen en busca de treponemas tiene resultados negativos.

## 31. Bacilos de la tuberculosis. Tinción de Ziehl y Neelsen: método caliente

### Principio

El bacilo de la tuberculosis, *Mycobacterium tuberculosis*, es resistente a los ácidos y se tiñe de rojo con la coloración de Ziehl y Neelsen (véase la página 253), en tanto que casi todos los demás microorganismos se tiñen de azul.

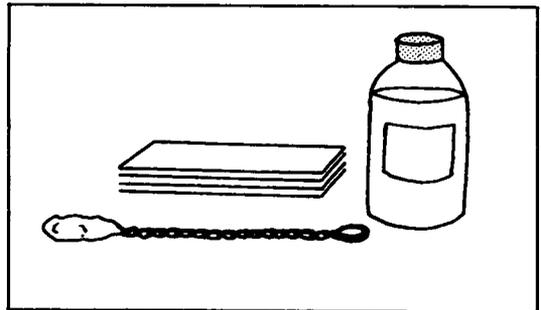
La técnica que se describe más adelante se basa en: Smithwick, R.W. *Laboratory manual for acid-fast microscopy*, 2a. ed., Atlanta, Secretaría de Salud y Servicios Humanos de los EUA, Centros para el Control de Enfermedades, 1976. Véase también: Unión Internacional contra la Tuberculosis, *Technical guide for collection, storage and transport of sputum specimens and examination for tuberculosis by direct microscopy*, París IUAT, 1976.

### Recolección del esputo

La calidad de la muestra es sumamente importante; véase la página 254, donde figura método de recolección para exámenes directos, y la página 255 si la muestra se debe enviar a otro laboratorio para realizar un cultivo.

### MATERIALES

- Portaobjetos de vidrio (si es posible, nuevos, que no estén rayados)
- Asa para siembra
- Taco de algodón colocado en un alambre para flamear
- Cronómetro con campanilla



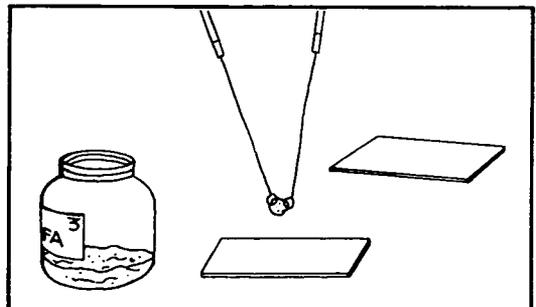
### REACTIVOS

- Fucsina fenicada para tinción de Ziehl y Neelsen (reactivo No. 21)
- Mezcla de ácido y etanol (reactivo No. 4)
- Azul de metileno acuoso (reactivo No. 37)
- Alcohol metílico (para quemar)
- Frasco de lavado con agua destilada.

### PREPARACION DEL FROTIS DE ESPUTO

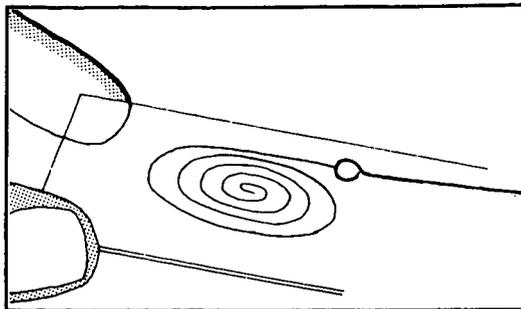
1. Prepare dos portaobjetos.

Tome una porción purulenta del esputo para cada portaobjetos, usando un asa estéril para siembra o dos asas, para hacer una tenaza.



2. Haga los frotis:

- tan delgados como sea posible
- de manera que abarquen el área más extensa que se pueda, trazando con el asa círculos concéntricos bien separados, aunque sin llegar a las orillas del portaobjetos.

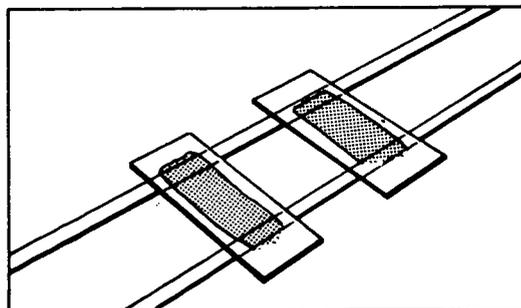


**Importante:**

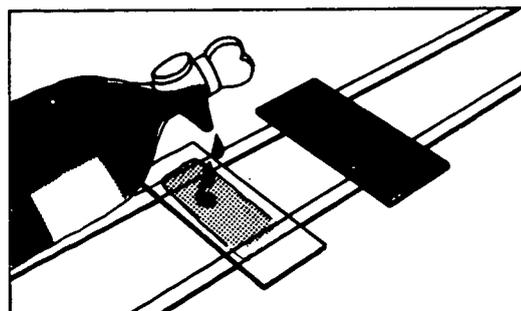
Cuando haya terminado de preparar los frotis sumerja las asas para siembra en un antiséptico líquido y sacúdalas dentro para quitar los residuos de esputo. A continuación coloque las asas junto a la llama, espere a que se sequen y, acto seguido, las pasa a través de ésta. Así se evitará que el esputo infectado se disemine en el aire al exponerlo a la llama.

3. *Fijación*

Deje secar los frotis al aire y enseguida los fija pasando los portaobjetos tres veces a través de la llama.



4. Numere los portaobjetos y colóquelos a través de dos varillas de vidrio sobre el fregadero.

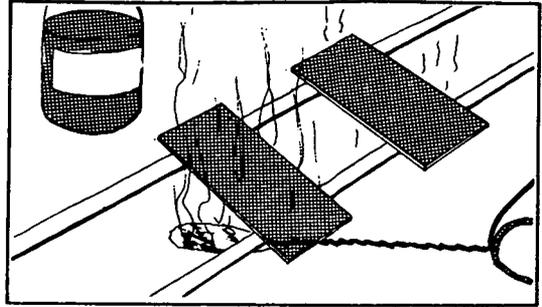


5. *Tinción con fucsina fenicada: 5 minutos al calor*

Cubra los portaobjetos con fucsina fenicada, que deberá filtrarse antes de usarla.

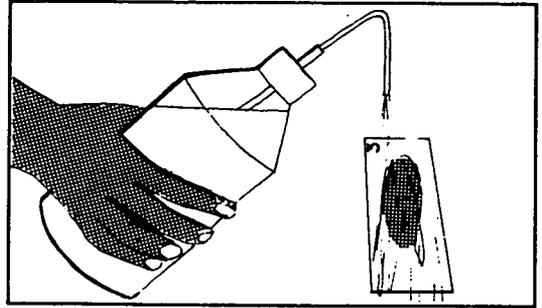
Moje el taco de algodón con alcohol metílico, enciéndalo y pásese lentamente por debajo de los portaobjetos para calentarlos.

6. Tan pronto como los portaobjetos comiencen a emanar vapor ponga el cronómetro a marcar 5 minutos.  
Siga calentando durante 5 minutos de modo que se vea el vapor, aunque sin llegar al punto de ebullición.  
Si la fucsina filtrada comienza a secarse durante este calentamiento añada cierta cantidad inmediatamente para evitar que se seque por completo.



7. *Lavado con agua destilada*

Deje enfriar los portaobjetos. A continuación lávelos suavemente con agua hasta que éste no arrastre color alguno.



8. *Decoloración con la mezcla de ácido y etanol*

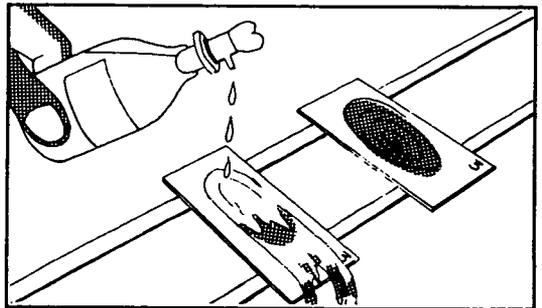
Cúbranse los portaobjetos con la mezcla de ácido y etanol.

Déjense reposar 3 minutos.

Lávense con agua corriente y escúrranse.

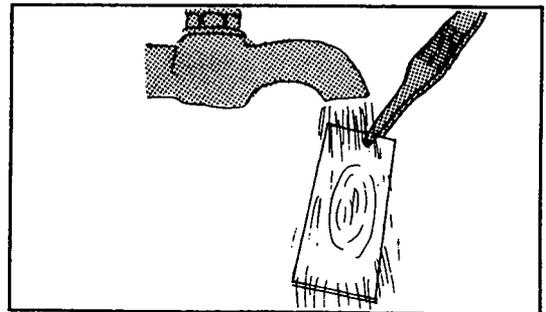
Examinense; si se han decolorado completamente tíñanse con azul de metileno como se indica más adelante, en el punto 10.

Si aún se pueden apreciar residuos de fucsina (en frotis gruesos) aplique nuevamente ácido con etanol y déjelo reposar 1 minuto.



9. *Lavado con agua*

Compruebe que los portaobjetos se decoloran completamente.

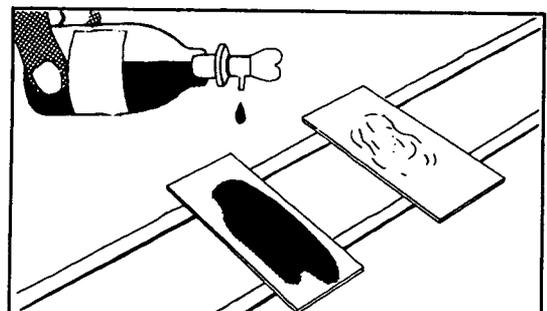


10. *Tinción con azul de metileno: 30 segundos*

Cubra los portaobjetos con este colorante. Déjelos reposar 30 segundos.

Lávelos con agua corriente durante 1 minuto.

Escúrralos y déjelos secar en una gradilla para portaobjetos.



## EXAMEN DE LAS PREPARACIONES

Utilice el objetivo de inmersión en aceite.

### Los bacilos de la tuberculosis:

- son de color rojo fuerte: destacan sobre un fondo azul
- tienen forma recta o ligeramente curva
- son muy pequeños (1 - 4  $\mu\text{m}$ )
- son frecuentemente granulados
- se disponen en grupos de 3 - 10 bacilos que semejan trozos de hilo o parecen formar letras torcidas (con frecuencia se encuentran cerca de los hilos de fibrina).

En lugar de la solución de azul de metileno se puede emplear una solución de verde de malaquita al 0,2% en agua destilada. El procedimiento es igual. El verde de malaquita tiñe de este color el fondo del campo; los bacilos se tiñen de rojo.

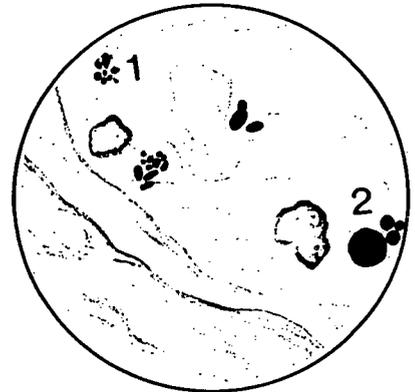


### No se confundan con bacilos de la tuberculosis:

1. Las levaduras, que se tiñen más o menos de rojo. Al calentarlas frecuentemente se rompen y forman conglomerados de gránulos voluminosos de color rojo.
2. Manchas de colorante (cuando el portaobjetos no se ha decolorado adecuadamente).

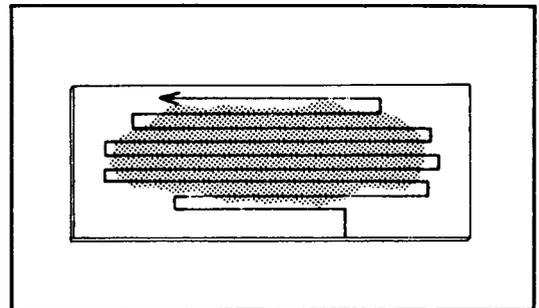
### Importante:

Otro bacilo patógeno resistente a los ácidos es el causante de la lepra (véase la página 262). En la naturaleza, incluso el agua corriente, se suelen encontrar diversos bacilos que son más o menos resistentes a los ácidos. Algunas veces provocan resultados incorrectos en el laboratorio.



### Cómo examinar las preparaciones

Haga un examen completo del primer portaobjetos empleando el objetivo de inmersión en aceite (con iluminación máxima y sin filtro de color), procediendo como se indica en la figura.



### Portaobjetos positivo

Una vez que se hayan examinado aproximadamente 10 bacilos resistentes a los ácidos en el primer portaobjetos, examine el segundo para confirmar este resultado.

### Portaobjetos negativo

Examine el primer portaobjetos minuciosamente (10 minutos) y a continuación haga lo mismo con el segundo portaobjetos (10 minutos).

## REGISTRO DE LOS RESULTADOS

| Número de bacilos acidorresistentes (BAC) observados* | Informe                  | O bien |
|---|--------------------------|--------|
| 0   | Negativo en cuanto a BAC | —      |
| 1 - 2/300 campos                                      | Número observado         | ±      |
| 1 - 9/100 campos                                      | Número/100 campos        | 1+     |
| 1 - 9/10 campos                                       | Número/10 campos         | 2+     |
| 1 - 9/campo   | Número/campo             | 3+     |
| 9/campo   | 9/campo                  | 4+     |

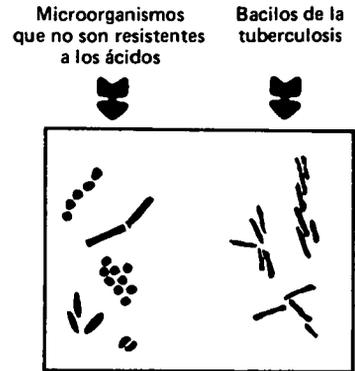
\*Método de los Centros para el Control de Enfermedades y la OMS, en: Smithwick, R.W. *Laboratory manual for acid-fast microscopy*, 2a. ed., Atlanta, Secretaría de Salud y Servicios Humanos de los EUA, Centros para el Control de Enfermedades, 1976.

**PRINCIPIO DEL METODO DE TINCION DE ZIEHL Y NEELSEN**

El bacilo causante de la tuberculosis en el ser humano es *Mycobacterium tuberculosis*:

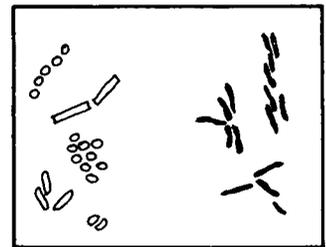
- tipo humano
- tipo bovino y aviario (raro).

Estos bacilos son resistentes a los ácidos; es decir, una vez que se han teñido de rojo con fucsina fenicada no se pueden decolorar por medio de ácidos o etanol.



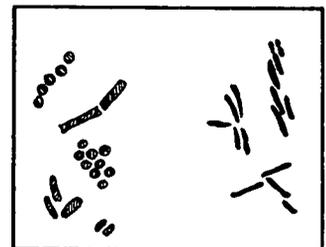
**Fucsina fenicada:**

- tiñe de rojo todos los microorganismos que se encuentran en el esputo.



**Mezcla de ácido y etanol:**

- decolora todos los microorganismos y elementos celulares, exceptuando los bacilos resistentes a los ácidos (bacilos de la tuberculosis).



**Azul de metileno:**

- tiñe de azul todos los microorganismos y elementos decolorados por la mezcla de ácido y etanol, pero los bacilos acidorresistentes se conservan teñidos de rojo.

**OTROS MICROORGANISMOS PATOGENOS QUE SE ENCUENTRAN EN EL ESPUTO**

Invariablemente se necesitan cultivos para identificar estos microorganismos. Sin embargo, la presencia de algunas especies se puede sospechar en los exámenes directos (con tinción de Gram). (Véase la página 239.)

- (a) *Neumococos*: Son diplococos grampositivos. Cada par se encuentra rodeado por una cápsula que se conserva incolora.
- (b) *Hongos*: Son levaduras o filamentos de micelio provistos de esporas o sin ellas. Pueden ser patógenos (es necesario que se haga su identificación en un laboratorio especializado) o saprofitas que se han multiplicado en la muestra después de obtenerla.
- (c) *Actinomicetos (gránulos)*: Véase la página 240. Asimismo es posible encontrar parásitos en las preparaciones sin tinción; por ejemplo, huevos del distoma pulmonar y, muy raras veces, huevos de esquistosomas y *Syngamus*.

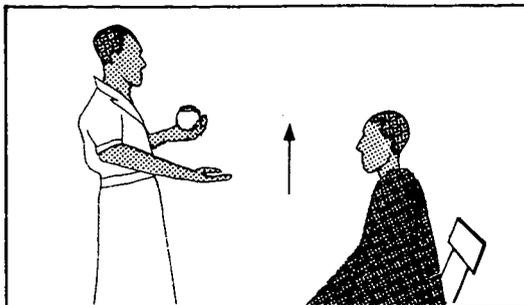


## OBTENCION DE LA MUESTRA

Recójase el primer esputo de la mañana.

*La enfermera o el técnico de laboratorio deberán estar presentes y se empleará el procedimiento siguiente:*

1. Si es posible, el paciente deberá estar de pie.



2. Hará un movimiento inspiratorio sumamente profundo, llenando de aire los pulmones.



3. Vaciará los pulmones con una sola aspiración, tosiendo al mismo tiempo tan fuerte y profundamente como pueda.



4. Escupirá en el interior del tarro para muestras el material que haya expectorado.



5. Coloque una etiqueta en el tarro, en que se lean claramente el nombre del paciente y la fecha.



### **Tarros y cajas para recolectar esputo**

Para recolectar muestras en el sitio donde se encuentre el paciente empléense tarros que se puedan usar nuevamente, o cajas de papel rígido fabricadas en el propio laboratorio (véase la página 70). Para la limpieza y desinfección de los receptáculos véase la página 40.

---

### **Después de obtener la muestra**

Compruebe que se ha recogido una cantidad suficiente de esputo.

El esputo de un individuo infectado suele contener:

- moco denso con burbujas
  - hilos de fibrina
  - porciones de pus
  - algunas vetas de sangre.
- 

### **Importante:**

La saliva espumosa y las secreciones nasales y faríngeas no son expectoraciones aceptables. Debe obtenerse otra muestra del esputo del paciente.

---

## **REMISION DEL ESPUTO**

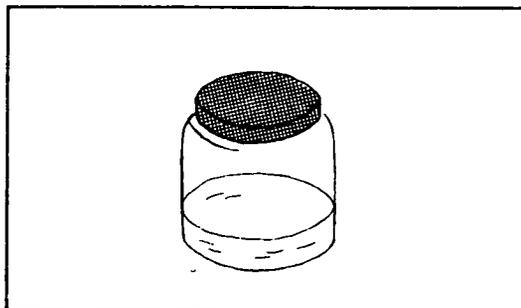
El esputo se suele enviar a otros laboratorios para realizar cultivos de bacilos de la tuberculosis, que tardan 1 - 2 meses, para elaborar antibiogramas o para inocular cobayos.

---

### **Medio de transporte líquido**

Un frasco de boca ancha y tapa de rosca, que contenga:  
25 ml de una solución de bromuro de cetilpiridinio al 0,6% en agua destilada.

---

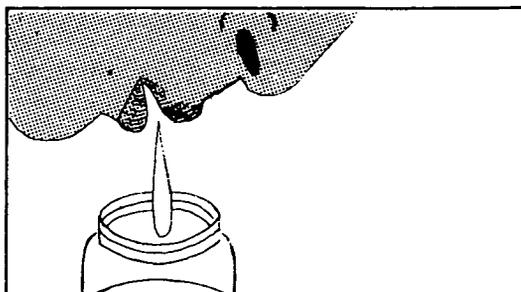


### **Obtención de la muestra**

El paciente deberá expectorar directamente en el líquido contenido en el frasco. Atornille la tapa y efectúe la remisión de la muestra.

Esta preparación se conserva por lo menos durante 10 días.

---



**El diagnóstico de tuberculosis pulmonar también se puede hacer por:**

1. Examen directo (y cultivo) de *líquidos obtenidos por lavado del estómago* (especialmente en niños): centrifúguense estos líquidos a alta velocidad durante 20 minutos, hágase un frotis con el sedimento y tíñase del mismo modo que el esputo.
2. Cultivo de *exudados laríngeos*.

Para investigar otros sitios de infección se intenta detectar los bacilos en:

1. La orina (tuberculosis renal); véase la página 305.
2. El pus de abscesos cerrados (tuberculosis ósea).
3. El líquido cefalorraquídeo (meningitis tuberculosa, especialmente en niños); véase la página 349.
4. Líquidos aspirados de glándulas.

No se recomienda examinar heces fecales en busca de bacilos de la tuberculosis.

## **32. Bacilos de la tuberculosis. Tinción de Kinyoun: método frío**

---

### **Principio**

Con el método en frío se requieren los mismos reactivos, pero se emplea una solución más concentrada de fucsina fenicada que hace innecesario el calentamiento.

Los bacilos de la tuberculosis (y de la lepra) se tiñen de rojo y se destacan sobre un fondo azul.

---

### **Ventajas**

Esta técnica es más simple y rápida que el método en caliente (véase la página 249). Facilita además el examen de gran número de muestras (por ejemplo, en las encuestas epidemiológicas).

Sin embargo, se utiliza una cantidad considerable de fucsina fenicada. Para el trabajo habitual, en un laboratorio general, es más adecuado el método en caliente.

---

### **MATERIALES**

- Un cronómetro
  - Fucsina fenicada de Kinyoun (reactivo No. 32)
  - Mezcla de ácido y etanol (reactivo No. 4)
  - Azul de metileno (reactivo No. 37).
- 

### **PREPARACION DE LOS FROTIS**

Síganse las instrucciones que figuran en la página 249.

---

### **TINCION**

Coloque los portaobjetos a través de las varillas de vidrio sobre el fregadero.

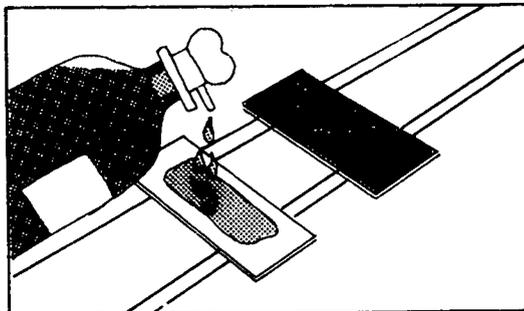
No trate más de 6 portaobjetos a la vez.

Agite bien el frasco de fucsina antes de usarla.

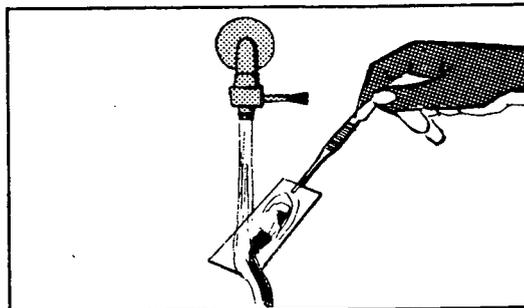
### Método

1. *Fucsina fenicada de Kinyoun: 5 minutos*  
(no se caliente)

Vierta la fucsina sobre los portaobjetos. Cada portaobjetos deberá quedar completamente cubierto por este colorante.



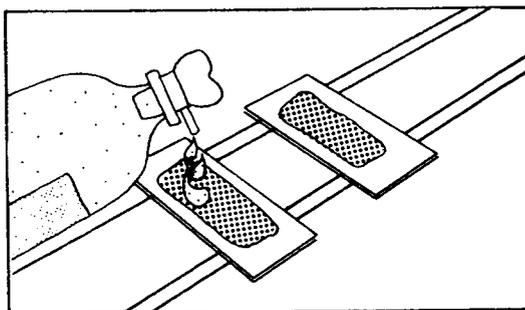
2. Lávense suavemente con agua.  
Enjuague cada portaobjetos minuciosamente bajo el chorro de agua del grifo o con agua de un frasco de lavado.  
Escúrranse bien.



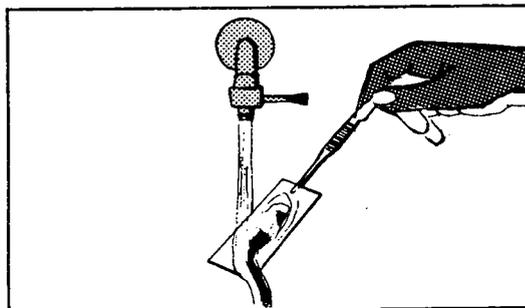
3. Descólórense con mezcla de *ácido y etanol: 2 minutos*

Cubra cada portaobjetos con esta mezcla.

Déjelos reposar 2 minutos (los frotis gruesos y los delgados por igual) o hasta que el lavado no arrastre color alguno.



4. Lávese suavemente con agua  
Enjuague cada portaobjetos con el chorro de agua del grifo.
5. Aplique la tinción de *azul de metileno: 30 segundos*  
Lávese suavemente con agua del grifo.  
Déjelos secar al aire.



### EXAMEN DE LOS PORTAOBJETOS. REGISTRO DE LOS RESULTADOS

Siga las instrucciones correspondientes al método de tinción en caliente (página 252).

### 33. Lepra: búsqueda de bacilos en nódulos y lesiones de la piel

---

#### Principio

En los casos de lepra lepromatosa se observan:

- pequeños nódulos en los lóbulos y bordes de las orejas
- nódulos y placas de mayor tamaño en la cara y el cuerpo.

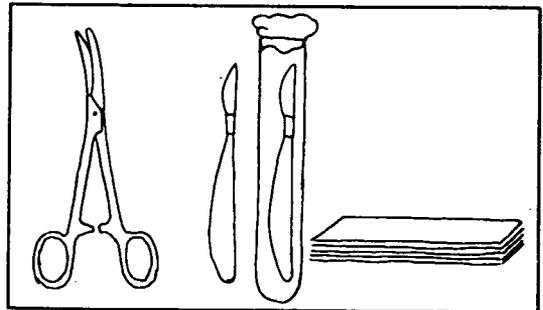
El bacilo de la lepra suele encontrarse en gran número en las lesiones lepromatosas, pero generalmente es muy escaso o no se observa en las lesiones tuberculoideas. Se llama *Mycobacterium leprae* o bacilo de Hansen.

Se incide superficialmente una lesión, sin causar hemorragia. El material seroso de la incisión se extiende sobre un portaobjetos, se deja secar al aire, se fija durante 3 minutos en vapores de formaldehído y se examina con el microscopio después de tñirlo mediante una modificación del método de Ziehl y Neelsen. *Mycobacterium leprae* es resistente a los ácidos.

---

#### MATERIALES

- Un bisturí
- Si es posible, una pinza de puntas romas, sin dientes, o una pinza curva sin dientes, o una pinza para tejidos
- Una caja de Petri grande
- Portaobjetos
- Gasa
- Etanol
- Formaldehído comercial (al 37%)
- Reactivos necesarios para la tinción de Ziehl y Neelsen modificada, que se indican a continuación.



#### REACTIVOS

- Fucsina fenicada (reactivo No. 21) con solución A *modificada* de modo que contenga 10g (en lugar de 3g) de fucsina básica.
  - Mezcla de ácido y etanol (reactivo No. 4) *modificado* a fin de que contenga 1 ml de ácido clorhídrico concentrado, 66 ml de etanol al 95% y 33 ml de agua destilada
  - Solución de azul de metileno (reactivo No. 37) *modificada* de manera que contenga 30 ml de etanol al 95% y 70 ml de agua destilada.
-

## MUESTRAS OBTENIDAS DE LA OREJA

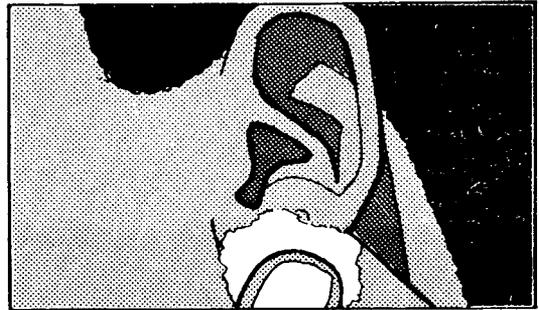
1. Examine cada oreja con buena luz, colocada en forma conveniente:

Busque las lesiones, que son pequeños engrosamientos (infiltración) de superficie lustrosa y tamaños variados.

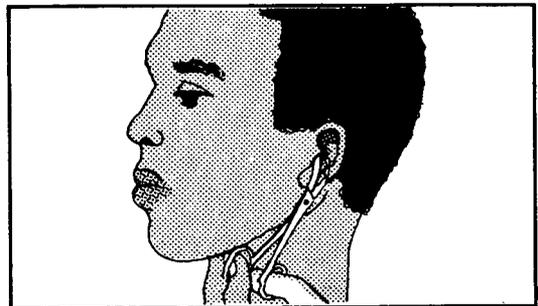
Escoja la lesión o nódulo más congestionado.



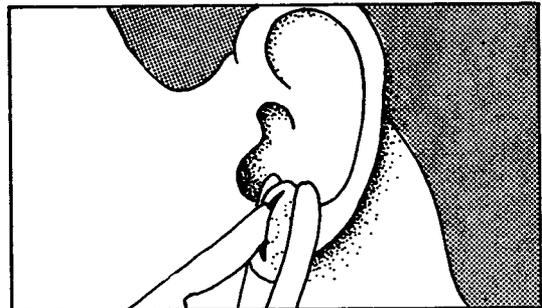
2. Limpie el área con una pieza de gasa humedecida con etanol. Flamee la pinza y el bisturí. Los bisturíes se pueden esterilizar por anticipado en tubos de vidrio taponados con algodón no absorbente. No se use yodo.



3. Apriete firmemente con la pinza el lóbulo de la oreja para detener la irrigación sanguínea del área.

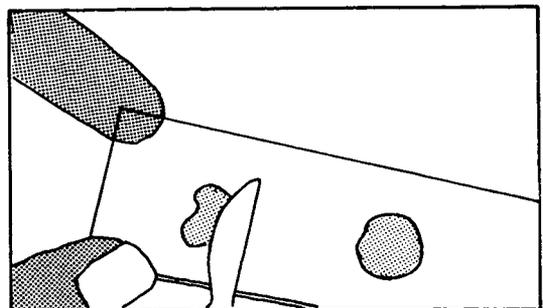


4. Sosteniendo con firmeza las pinzas haga una incisión superficial de arriba abajo, a la mitad de la lesión:
  - aproximadamente de 0,5 cm de longitud
  - de 2 - 3 mm de profundidad.

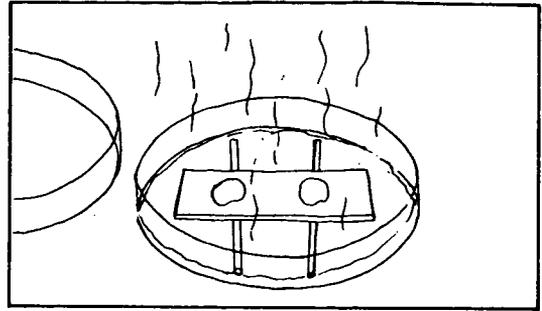


5. Sin dejar de apretar con la pinza, raspe el fondo y los bordes de la incisión con la punta y la hoja del bisturí. Recoja con el bisturí el material seroso, incoloro o rosáceo, de la lesión. No provoque la salida de sangre.

6. Con el lado plano de la hoja del bisturí extienda, con un movimiento circular, el material seroso sobre un área de 5 - 7 mm de diámetro en un portaobjetos que esté numerado con lápiz de diamante. Se pueden colocar 2 - 4 muestras del mismo paciente en un solo portaobjetos.



7. Deje secar el portaobjetos en un lugar donde no haya polvo. Cuando los frotis se encuentren completamente secos fíjense con vapores de formaldehído en una caja de Petri atravesada por dos varillas de vidrio. Utilice la cantidad suficiente de solución de formaldehído de manera que cubra solamente el fondo de la caja. Coloque el portaobjetos sobre las varillas de vidrio. Tape la caja y déjela reposar 3 minutos.



8. Tinción de los frotis:

- Bañe cada portaobjetos con fucsina fenicada recientemente filtrada y déjese reposar 20 minutos.
- Lávense los portaobjetos suavemente con agua del grifo (deposítense en un vaso para análisis con el frotis vuelto hacia el lado contrario del chorro); se pueden dejar en el vaso hasta que se proceda a decolorarlos.
- Decolore los portaobjetos, uno por uno, haciendo correr suavemente sobre ellos la mezcla de ácido y etanol hasta que ésta sea clara e incolora.
- Lávense nuevamente los portaobjetos con agua del grifo y déjense secar hasta que se aplique el siguiente colorante.
- Tíñanse con solución de azul de metileno durante 1 minuto (véase la página 251).



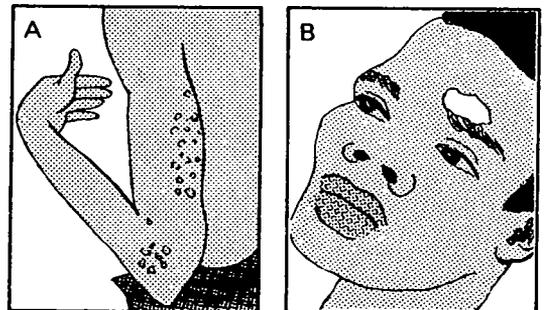
*Nota:* Para la descripción de *Mycobacterium leprae* véase la página 262.

**MUESTRAS DE LA CARA Y EL CUERPO**

Examine la cara y el cuerpo en busca de:

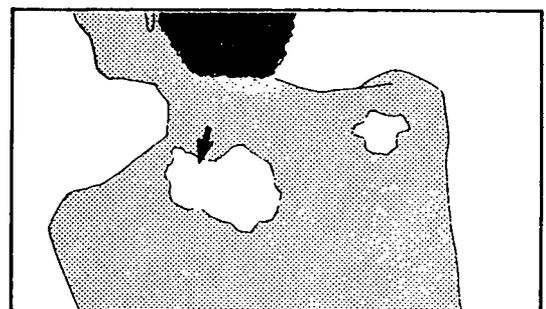
- A lesiones semejantes a las que se han encontrado en la oreja, aunque frecuentemente mayores
- B pápulas, manchas planas (máculas), placas de color pálido o zonas infiltradas, con aspecto de piel de naranja.

También se pueden obtener muestras de zonas de la piel en que se comienzan a observar signos de infiltración leprosa.

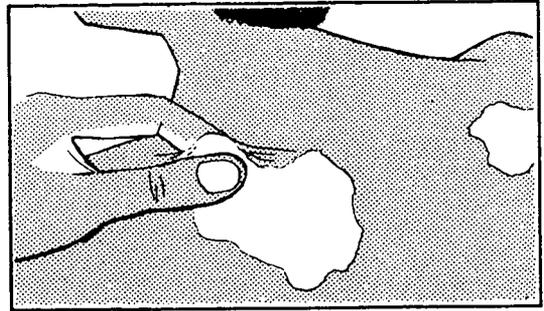


Escoja una lesión en que se observe la infiltración más acusada y seleccione el lugar de donde se obtendrá la muestra. Este sitio deberá estar situado:

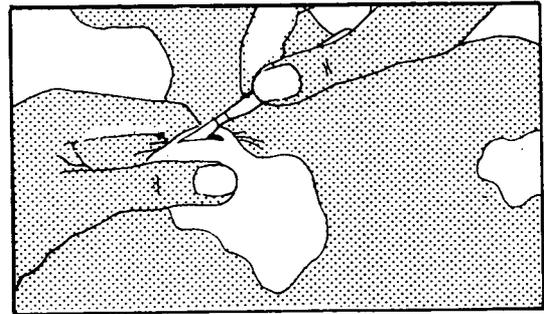
- *inmediatamente dentro del borde de la placa*, donde sea evidente que la piel se está alterando con mayor rapidez. (Esto es importante para estar seguros de que se detecten los bacilos.)



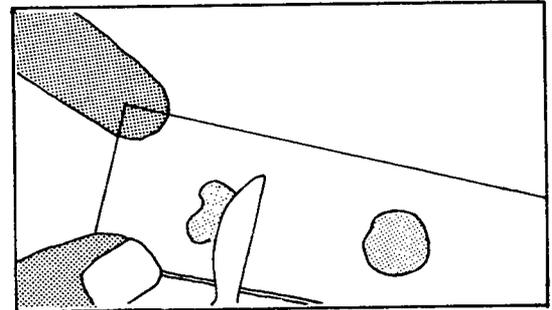
1. Desinfecte el área con una pieza de gasa embebida en etanol. Pellizque vigorosamente con una pinza sin dientes el sitio de donde se obtendrá la muestra.



2. Continúe sosteniendo firmemente. Con la punta del bisturí haga una incisión:
  - de 0,5 cm de longitud
  - de 2 - 3 mm de profundidad
3. Con la misma punta del bisturí raspe el fondo y los bordes de la incisión. Recoja cierta cantidad de pulpa y material seroso. (Siga apretando para evitar que sangre.)



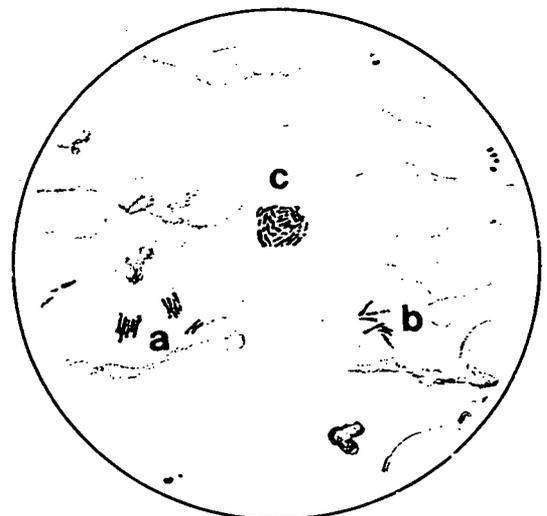
4. Con el lado plano de la hoja del bisturí extienda la muestra sobre un portaobjetos de vidrio numerado con lápiz de diamante en un área de 5 - 7 mm de diámetro por medio de movimientos circulares. En el mismo portaobjetos se podrán colocar 3 - 6 muestras de diferentes lesiones. Seque los frotis y fíjense como se indica en la página 261. Aplique la tinción según se explica en la página 261. Limpie la incisión con éter y etanol y, si sangra, aplique una compresa.



## DESCRIPCION DEL BACILO DE LA LEPROA

Se asemeja al bacilo de la tuberculosis. También es resistente a los ácidos y se tiñe de *rojo* sobre un fondo azul con la técnica modificada de Ziehl y Neelsen.

|                    |   |
|--------------------|---|
| <b>Tamaño</b>      | 1 - 8 $\mu$ m   |
| <b>Forma</b>       | bastoncillo alargado, recto o ligeramente curvo, con extremos romos   |
| <b>Granulación</b> | frecuentemente granuloso; los gránulos, voluminosos y de color rojo fuerte, se hallan separados por espacios incoloros  |
| <b>Arreglo</b>     | (a) Se puede encontrar en grupos de 2 - 5 bacilos dispuestos paralelamente, o<br>(b) En grupos, o racimos mayores, o<br>(c) En gran número, formando conglomerados circulares llamados "globi". |



Si el resultado es positivo, indíquese el grado:

|  |    |
|--|----|
| Ningún bacilo en 100 campos . . . . .  | 0  |
| 1-10 bacilos por 100 campos . . . . .  | 1+ |
| 1-10 bacilos por 10 campos . . . . .   | 2+ |
| 1-10 bacilos por 1 campo . . . . .     | 3+ |
| 1-100 bacilos por campo . . . . .      | 4+ |
| Más de 100 bacilos por campo . . . . . | 5+ |

## REGISTRO DE LOS RESULTADOS

Los resultados se deben registrar de la manera siguiente:

- muestra obtenida de placas o nódulos de la oreja, etc.
- se examinó con el objetivo x 100 y el ocular x 6; no se observaron bacilos resistentes a los ácidos; o bien,
- se observaron bacilos resistentes a los ácidos (especifíquese si se encontraron en globos, "globi").

### Importancia del examen de placas o nódulos

Empiece invariablemente examinando muestras de placas o nódulos, si es que existen.

---

### Índices bacteriológico y morfológico

Estos índices se pueden calcular si el médico lo solicita.

(a) *Índice bacteriológico*. Súmense todos los resultados positivos de todos los sitios del cuerpo de donde se han obtenido muestras y divídase el total entre el número de estos sitios. Por ejemplo:

|                                   |          |
|-----------------------------------|----------|
| sitio 1 = oreja derecha           | +++      |
| sitio 2 = brazo izquierdo         | +        |
| sitio 3 = espalda                 | ++       |
| <hr/> total                       | <hr/> 6+ |
| <hr/> índice bacteriológico 6/3 = | <hr/> 2+ |

(b) *Índice morfológico*. Examínense 100 bacilos de las preparaciones hechas en los portaobjetos. Cuéntese el número de bacilos que se ha teñido uniformemente de rojo en toda su longitud ("bacilos viables"). Si el número de bacilos viables es, por ejemplo, 8, el índice morfológico será 8%. Este índice se emplea para elaborar el diagnóstico, la historia clínica y la observación ulterior de pacientes con bacilos abundantes.

---

### Cultivo

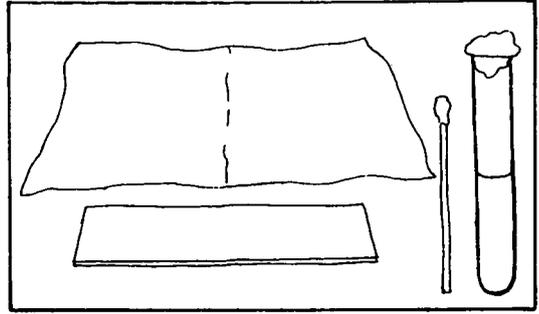
No se dispone de método alguno para cultivar *in vitro* *Mycobacterium leprae*. Sin embargo, este microorganismo se puede multiplicar en la almohadilla plantar del ratón y en el armadillo.

---

### 34. Lepra: búsqueda de bacilos en frotis de exudado nasal

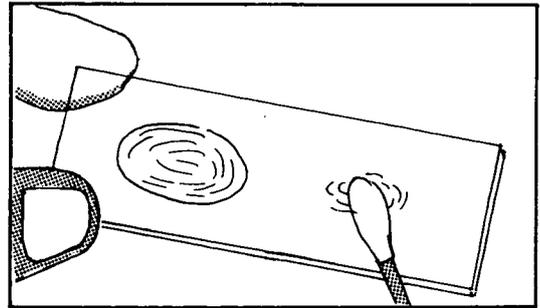
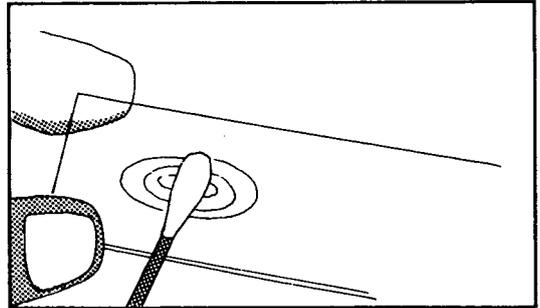
#### MATERIALES

- Una hoja delgada de material plástico o celofán
- Un hisopo de algodón (se deberá emplear la cantidad más pequeña de algodón que sea posible)
- Portaobjetos numerados con lápiz de diamante
- Un tubo de ensayo con solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Reactivos necesarios para efectuar la tinción por el método de Ziehl y Neelsen modificado: véase la página 259.



Las muestras se preparan mejor con el contenido de la cavidad nasal que se expulsa por primera vez en el día, a hora temprana de la mañana. El paciente deberá proporcionar este material "sonándose la nariz" completamente en una hoja limpia y seca de celofán o material plástico.

1. Con un pequeño hisopo de algodón ligeramente humedecido con solución de cloruro sódico traslade cierta cantidad de la sustancia opaca que ha expulsado el paciente, de la hoja de material plástico a un portaobjetos marcado anticipadamente.
2. Extienda la muestra en el portaobjetos con toda la uniformidad que sea posible. En un solo portaobjetos se pueden preparar dos o tres frotis del mismo material.
3. Deje secar los frotis.
4. Cuando se encuentren completamente secos, fije los frotis con vapores de formaldehído (véase la página 261).
5. Tíñanse por medio de la técnica de Ziehl y Neelsen modificada (véase la página 261).
6. Examínelos con el microscopio y registre los resultados como se ha indicado en lo relativo al examen de los bacilos en nódulos y lesiones de la piel (véase la página 263).



#### INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS DEL EXAMEN DE EXUDADO NASAL

| <i>Tipo de lepra</i> | <i>Resultado del examen</i> |
|----------------------|-----------------------------|
| - lepromatoso        | muy frecuentemente positivo |
| - biformo            | frecuentemente positivo     |
| - tuberculoide       | generalmente negativo       |
| - indeterminado      | frecuentemente negativo     |

#### *Importante:*

La búsqueda del bacilo de la lepra se debe llevar a cabo principalmente en el material obtenido de la raspadura de las lesiones cutáneas (orejas, cara, cuerpo). La técnica correspondiente se describe en la página 259. En todos los casos se deberá examinar también el exudado nasal.

Sin embargo, tómese nota de que algunas veces los exudados nasales contienen bacilos no patógenos, resistentes a los ácidos, que no son *M. leprae*.

## 35. Peste: búsqueda de bacilos

### Principio

Para confirmar que existe un caso de peste infecciosa se requiere que se aisle e identifique el bacilo causante, *Yersinia pestis*. Con frecuencia, durante las epidemias o epizootias es posible elaborar un diagnóstico por presunción basado en la presencia de bacilos de la peste, que se colorean característicamente por su forma bipolar con la tinción de Wayson (reactivo No. 57) en muestras obtenidas de bubas por aspiración.

### 1. OBTENCION DE LAS MUESTRAS

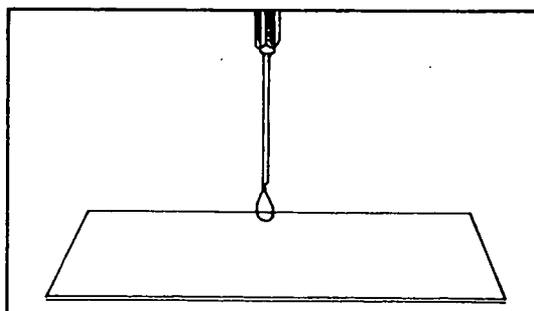
#### Materiales

- Una jeringa de 10 ml ó 20 ml con aguja de calibre 18 (1,2 mm) o calibre 19 (1,0 - 1,1 mm)
- Tintura de yodo
- Etanol al 70%
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Portaobjetos de vidrio.

#### Método

1. Desinfecte la piel de la buba con tintura de yodo.
2. aspire con la aguja y la jeringa algunos milímetros de solución de cloruro sódico.
3. Sosteniendo la jeringa entre el índice y el pulgar de la mano derecha introduzca la aguja en la buba.
4. Con la mano izquierda tire lentamente del émbolo de la jeringa. Deberá entrar en ésta un líquido que puede ser sanguinolento.  
En el caso de que no entre líquido alguno en la jeringa inyecte la solución de cloruro sódico en la buba, empuje suavemente el émbolo con el pulgar. Imprímase a la aguja introducida en la buba un movimiento circular. A continuación tire nuevamente del émbolo hasta que se llene, si es posible, la mitad de la jeringa.
5. Retire la jeringa y limpie con una pieza de algodón impregnada de etanol el sitio donde se hizo la punción.
6. Sostenga la jeringa en posición vertical, con la aguja hacia abajo, y deje que escurran por ésta una o dos gotas sobre un portaobjetos para preparar un frotis como se indica en la página 232.
7. Si el líquido de la buba se va a enviar a un laboratorio especializado para realizar cultivos se deberán depositar algunos mililitros en medio de transporte de Cary y Blair (reactivo No. 13) y despachar el frasco, con la tapa enroscada herméticamente, en un empaque doble (véase la página 74).
8. Sumerja la jeringa y la aguja en fenol al 5%, extrayendo suavemente el émbolo (véase la página 39 en cuanto al desecho de los materiales infectados).

**Importante:** Al manejar el material extraído de las bubas se debe tener sumo cuidado para evitar que se dispersen en el aire gotas minúsculas que pueden causar accidentalmente la infección de otras personas y la propagación de la peste neumónica.



## 2. BUSQUEDA DEL BACILO

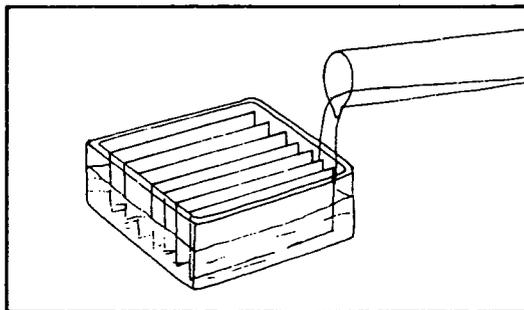
### Materiales

- Metanol (químicamente puro)
- Portaobjetos de vidrio
- Tinción de Wayson (reactivo No. 57)
- Agua corriente.

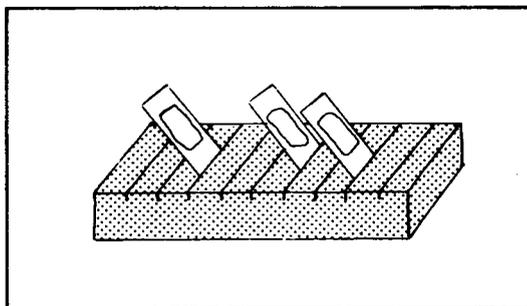
### Método

#### 1. Fijación

- (a) Coloque durante 5 minutos los frotis, que se habrán dejado secar previamente al aire, en una cubeta para tinción llena con metanol químicamente puro.

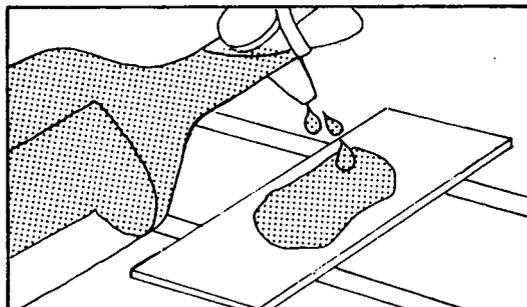


- (b) Saque los portaobjetos de la cubeta y déjelos secar al aire antes de proceder a teñirlos.

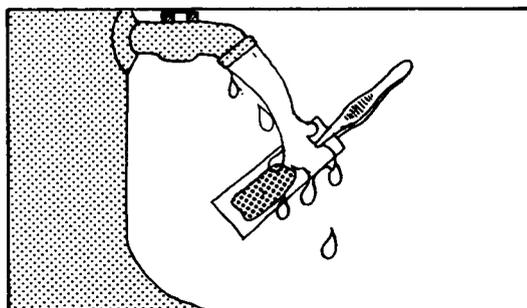


#### 2. Tinción

- (a) Después de haberlos fijado de la manera descrita, cubra los frotis con colorante de Wayson durante 10 - 20 segundos.



- (b) Lave los portaobjetos cuidadosamente con agua corriente.



(c) Déjelos secar y a continuación los examina con la lente de inmersión en aceite (x 100), observando las porciones delgadas de los frotis teñidos en busca de los bacilos característicos de la peste.

---

### **Resultados**

Con el colorante de Wayson los cuerpos polares de *Y. pestis* se tiñen de azul y el resto del frotis toma un color rojizo.

---

## 36. Envío de muestras de heces fecales

Con frecuencia es necesario enviar muestras de heces fecales a otros laboratorios con objeto de que se realicen cultivos:

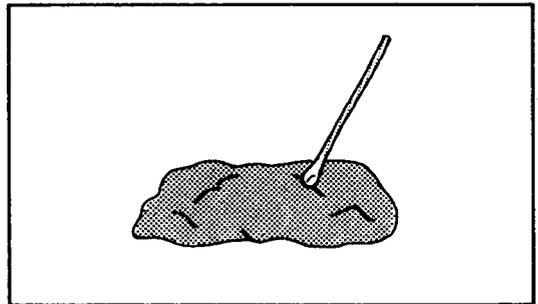
- para detectar vibriones del cólera
- para identificar otras bacterias que causan disentería (*Salmonella*, *Shigella*, etc.)

Se puede utilizar para ambos propósitos la misma forma de transporte, en el medio de Cary y Blair (reactivo No. 13).

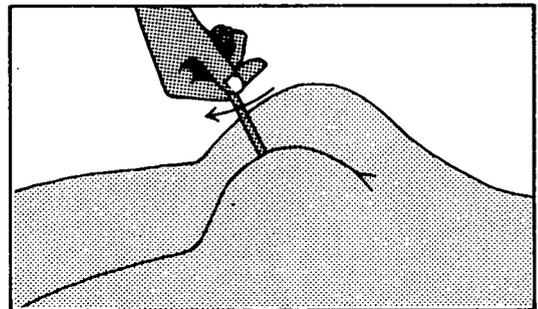
### USO DEL MEDIO DE TRANSPORTE DE CARY Y BLAIR

En el medio de transporte de Cary y Blair se conservan hasta 4 semanas numerosos tipos de bacterias entéricas (vibriones del cólera y otros, salmonelas, shigelas, etc.) Mientras no se utilice este medio de transporte se deberá guardar a la temperatura ambiente durante 8 - 12 semanas, en frascos herméticamente cerrados.

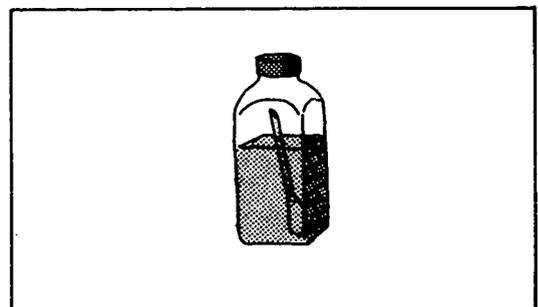
1. Sumerja un hisopo de algodón estéril en la muestra de heces fecales.

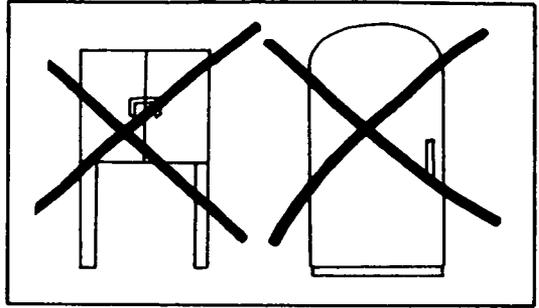


2. En el caso de niños u otros pacientes que no hayan presentado esta muestra, obténgala directamente introduciendo en el recto un hisopo, previamente embebido en solución de cloruro sódico, y una vez que el hisopo está dentro del recto hágalo girar varias veces.



3. Deposite el hisopo en un frasco que contenga medio de Cary y Blair (hasta 3/4 de su capacidad). Si es inevitable que haya cierta tardanza, conserve esta preparación a la temperatura ambiente.





**Importante:**

1. Nunca guarde la preparación en la incubadora.
  2. Nunca guarde la preparación en el frigorífico.
- 

**USO DE SOLUCION SALINA AMORTIGUADA DE GLICEROL**

Quando se deben enviar a otros laboratorios muestras para efectuar cultivos de microorganismos entéricos, aparte de vibriones del cólera, y no se dispone del medio de transporte de Cary y Blair, se puede emplear solución salina amortiguada de glicerol (reactivo No. 6).

*Nota:* Si en su pequeño frasco la solución salina amortiguada de glicerol cambia de color de rosa a amarillo, deséchese y prepárese una solución fresca.

1. Se recomienda utilizar un frasco pequeño, con capacidad para 7,5 ml. Llénese hasta 2 cm de distancia de la boca.
  2. Deposite en este medio de transporte el hisopo que se ha introducido en las heces fecales o en el recto y envíese directamente al laboratorio bacteriológico.
-

## 37. Examen directo de muestras obtenidas en la garganta. Envío de las muestras

### Ventajas

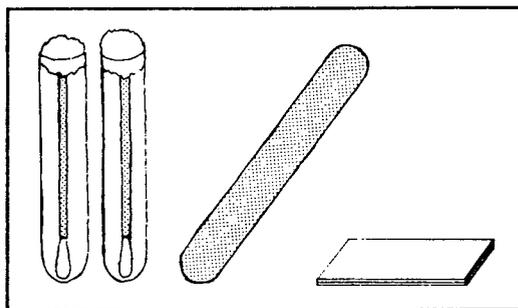
Los exámenes microscópicos de frotis teñidos que se han preparado con muestras obtenidas en la garganta proporcionan a veces indicios de los microorganismos que causan una infección. Para determinar con certeza la identidad de estos microorganismos se necesita efectuar cultivos bacterianos.

### Microorganismos causantes de infecciones en la garganta

- bacilos de la difteria (*Corynebacterium diphtheriae*)
- estreptocócos
- una combinación de espiroquetas y bacilos fusiformes
- *Candida* (un hongo)
- Otras especies menos comunes.

### MATERIALES

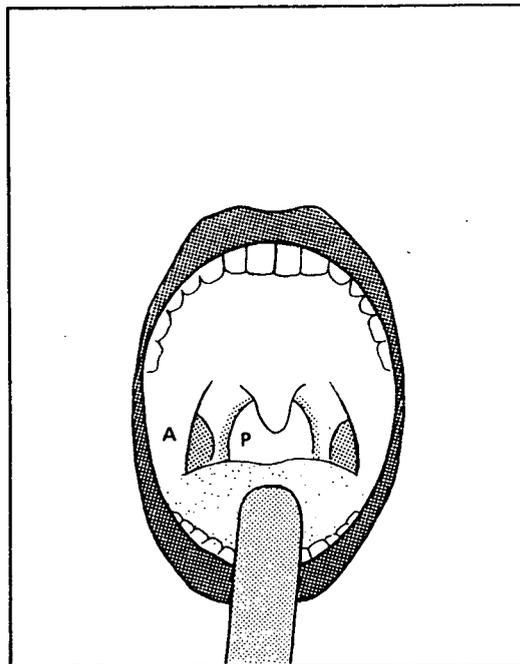
- Hisopos de algodón estéril en tubos de ensayo, para recolectar las muestras (para la preparación de estos hisopos véase la página 274)
- Un abatelenguas o una cuchara
- Reactivos para elaborar la tinción de Gram (véase la página 235).



### OBTENCION DE LA MUESTRA

Idealmente la obtención de la muestra la debería efectuar un médico o una enfermera capacitada, aunque es posible que se solicite al técnico del laboratorista que lo haga.

1. El paciente debe permanecer sentado frente a la luz (se puede usar también una linterna eléctrica).
2. Indique al paciente que abra la boca sin sacar la lengua y diga "Ahhhh...".
3. Mientras el paciente dice "Ahhhh", deprima los 2/3 anteriores de la lengua con el abatelenguas, empleando la mano izquierda. De este modo se deberá poder observar las amígdalas (A) y el fondo de la faringe enmarcado por los pilares (P).
4. Introduzca el hisopo con la mano derecha. Evite tocar la lengua, que se encuentra cubierta de microorganismos.
5. Localice la porción infectada (inflamada) de la garganta. Estará sumamente enrojecida o blanca, dependiendo del caso. Por lo general la infección se descubrirá en las amígdalas o las fauces.
6. Frote el hisopo con firmeza en la parte inflamada, haciéndolo girar y, si existen membranas, recójalas con el hisopo.
7. Si no se encuentran anomalías pase el hisopo por las amígdalas, las fauces y la parte posterior del paladar blando.

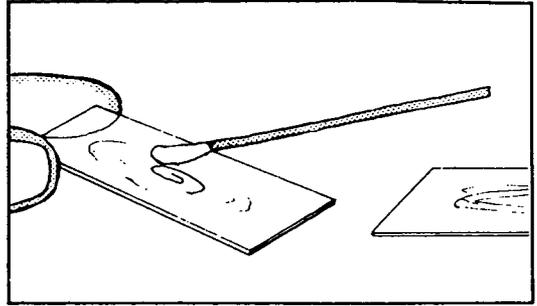


## PREPARACION DE FROTIS

Frote el hisopo sobre 2 ó 3 portaobjetos haciéndolo girar al mismo tiempo para formar frotis amplios y suficientemente gruesos.

Si el material obtenido se va a sembrar en un medio de cultivo o se va a enviar sembrado en un medio de transporte, tome dos muestras:

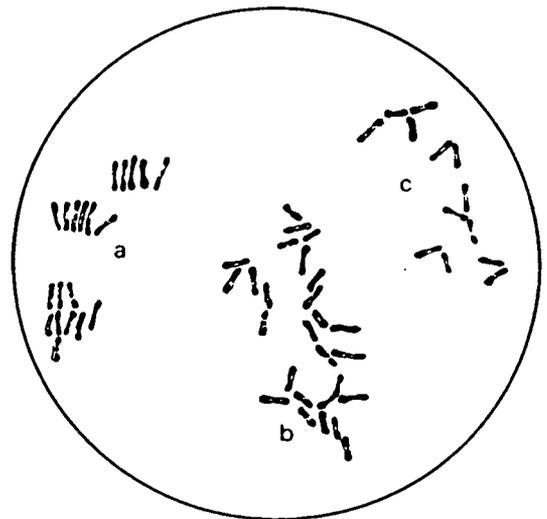
- la primera, para los medios de cultivo o transporte
- la segunda, para preparar frotis que se examinarán directamente.



## EXAMEN DE LAS BACTERIAS. DETECCION DEL BACILO DE LA DIFTERIA

En todos los casos los frotis se deberán teñir por el método de Gram (véase la página 235). Si se sospecha que existe un caso de difteria se deberá colocar un hisopo en medio de cultivo de Loeffler\* y enviarlo a un laboratorio especializado.

\*Este medio solo se puede obtener del laboratorio nacional de referencia.



### Descripción de los bacilos de la difteria

Estos bacilos son bastoncillos estrechos, grampositivos, rectos o ligeramente curvos y frecuentemente ensanchados en uno o ambos extremos. Se pueden encontrar:

- en hileras (a)
- diseminados (b)
- formando ángulos (c).

### Comunicación del resultado

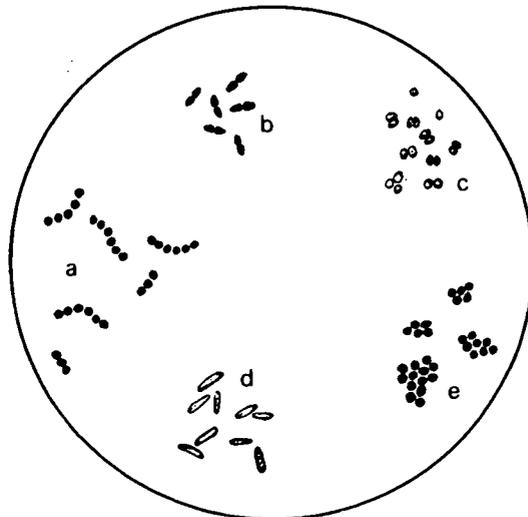
Al comunicar la presencia de microorganismos semejantes a los bacilos de la difteria en una muestra obtenida en la garganta, indique que se han observado bacilos grampositivos semejantes a *Corynebacterium diphtheriae*. La razón para hacerlo es que los bacilos de la difteria solo se pueden identificar con seguridad mediante cultivo.

### Otras variedades de bacterias

El examen directo es de escasa utilidad si se encuentra una mezcla de diferentes especies. Estas pueden ser patógenas o no patógenas y comprender:

- estreptococos (a)
- neumococos (b)
- diplococos gramnegativos (*Neisseria*) (c)
- bacilos gramnegativos (d)
- estafilococos (e), etc.

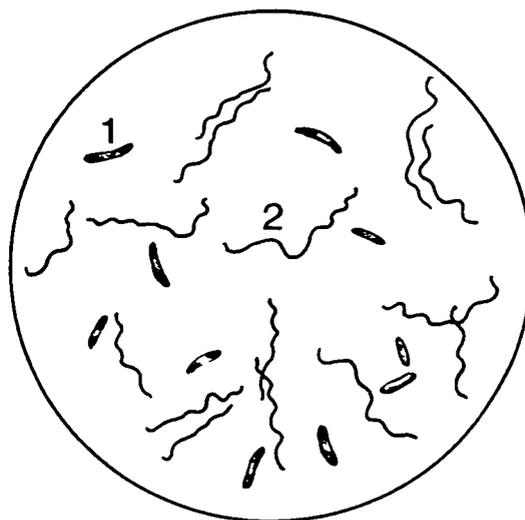
El informe correspondiente debe contener una descripción completa de los microorganismos observados (cantidad, aspecto, reacción a la tinción de Gram).



### Combinación de espiroquetas y bacilos fusiformes

Estos microorganismos causan la ulceración necrótica de la boca y la garganta llamada angina de Vincent. Se suelen encontrar grandes cantidades de las bacterias siguientes, mezcladas y en proporciones aproximadamente iguales:

1. *Bacilos fusiformes*: gramnegativos, largos, con extremos adelgazados.
2. *Treponema vincentii*: espiroquetas gramnegativas que con frecuencia se tiñen débilmente, de 10 - 25  $\mu\text{m}$  de longitud, con forma de espirales sueltas e irregulares, de 5 - 7 vueltas (los extremos suelen ser rizados).

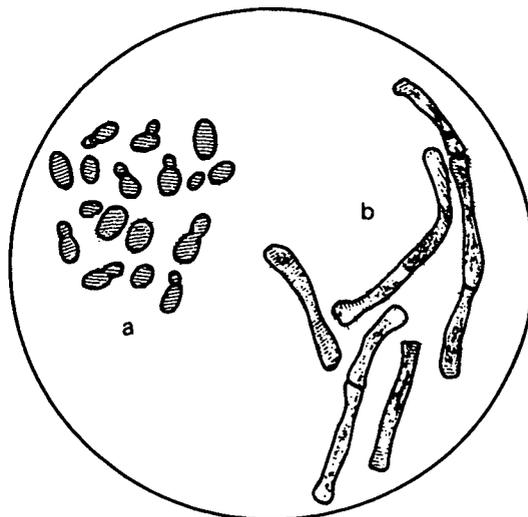


### Candida

Este hongo es causante de la moniliasis (principalmente en niños). Se puede encontrar en las formas siguientes:

- (a) *Levaduras*: esporas ovales o redondas, de 2 - 4  $\mu\text{m}$  de diámetro y paredes delgadas; se observan botones o brotes. Son acusadamente grampositivas.
- (b) *Filamentos miceloides*: de longitud variable y 4  $\mu\text{m}$  de anchura, con extremos redondeados.

Para observar más claramente estas formas hágase una preparación húmeda impregnando el hisopo que contiene la muestra con una gota de solución de cloruro sódico y examínese entre un portaobjetos y un cubreobjetos.

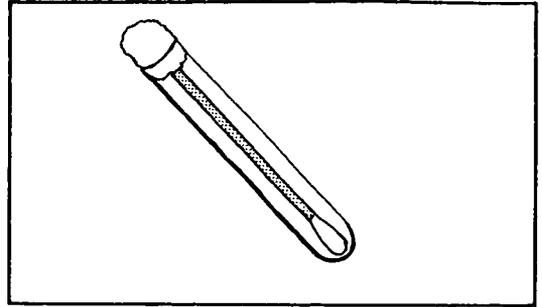


**ENVIO DE MUESTRAS OBTENIDAS DE LA GARGANTA**  
(a un laboratorio bacteriológico para efectuar cultivos)

1. *Envío del hisopo solo*

Tan pronto como se haya obtenido la muestra colóquese nuevamente el hisopo en su tubo estéril y envíese en estas condiciones al laboratorio bacteriológico.

Tiempo de conservación: hasta 4 horas.

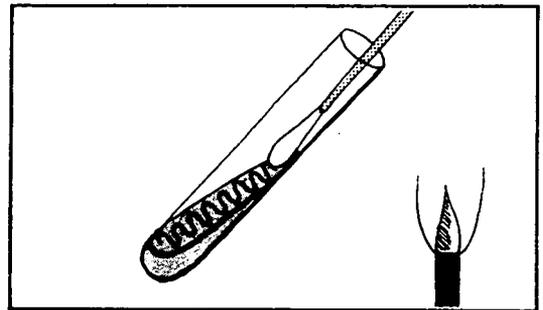


2. *Envío que se hace para detectar bacilos de la difteria*

(a) *Utilizando tubos de suero coagulado* (que se deberán conservar en el frigorífico):

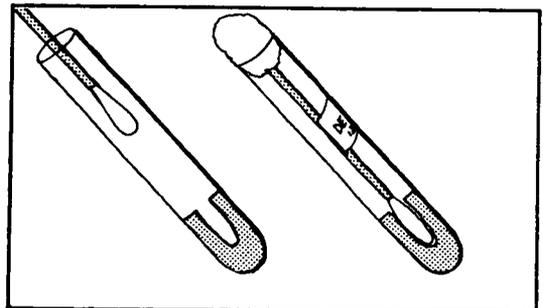
Frótese el hisopo que contiene la muestra en la superficie inclinada del suero, comenzando en el fondo del tubo, sin presionar. Envíese durante el mismo día.

Tiempo máximo para el transporte: 24 horas.



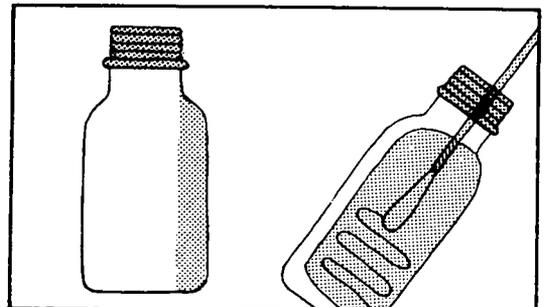
(b) *Utilizando medio de Loeffler en tubos especiales para hisopos*: Inmediatamente después de haber obtenido la muestra introdúzcase el hisopo en el espacio cilíndrico abierto en el centro de este medio. Envíese el mismo día.

Tiempo máximo para el transporte: 24 horas.



3. *Envío que se hace para detectar meningococos*

Raras veces es necesario, excepto durante las encuestas epidemiológicas en que se trata de identificar portadores de meningococos. Si es posible, úsense los medios "Transgrow" o de Stuart (véase la página 245).

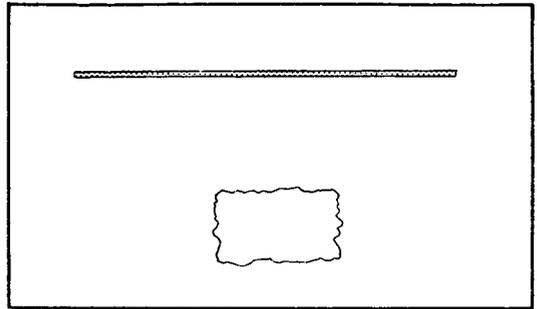


## PREPARACION DE LOS HISOPOS

De preferencia, los hisopos se deben preparar en un laboratorio central con una técnica por la que se eliminen los agentes tóxicos; si esto no es posible, se puede emplear el procedimiento siguiente:

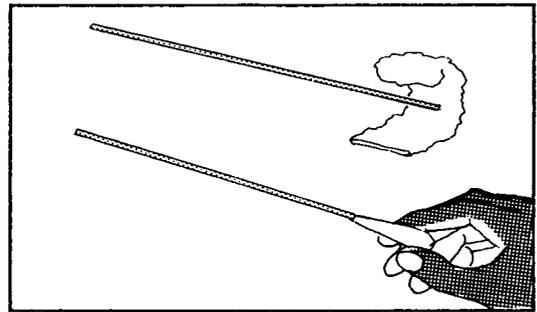
1. Prepárense algunas varillas de madera delgadas (o alambre de aluminio), de 18 cm de longitud y 2 mm de diámetro.

Córtense tiras de algodón, de 6 cm de longitud y 3 cm de anchura, tan delgadas como sea posible.

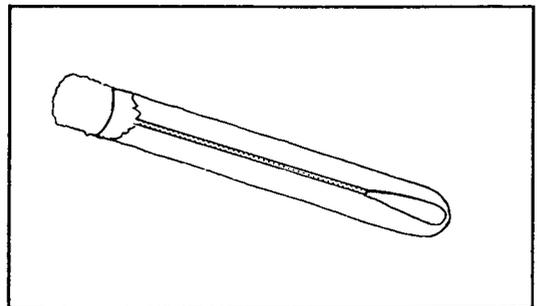


2. Enrolle las tiras de algodón en un extremo de las varillas. Si se emplea alambre aplane primero el extremo que va a usar.

3. Moldee el algodón dándole forma cónica.



4. Coloque cada hisopo en un tubo de ensayo de vidrio Pyrex. Tapone el tubo con algodón no absorbente. Esterilícelos.



## 38. Examen bacteriológico directo de la orina

### Utilidad

En los individuos sanos la orina casi no contiene microorganismos. Se pueden encontrar bacterias:

- cuando existe una infección en alguna porción del aparato urinario (en el conducto inferior, uretritis; en la vejiga, cistitis; en los riñones, nefritis), o bien,
- cuando se excretan en la orina bacterias de una infección que afecta otra parte del organismo.

### Principio del examen directo

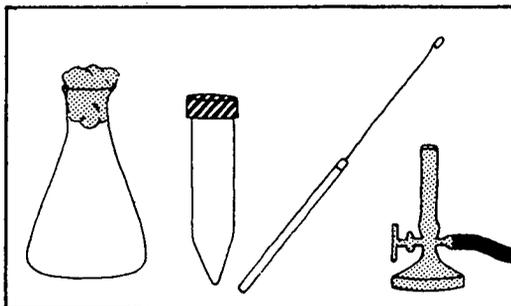
Se centrifuga la orina a alta velocidad. El examen microscópico del sedimento urinario, como se describe en la página 325 es esencial y constituye la parte más importante del ensayo. No obstante, el sedimento se puede utilizar para preparar frotis que:

- se secan y se fijan
- se tiñen con las técnicas de Gram o Ziehl y Neelsen
- se examinan con el microscopio.

El cultivo siempre es fundamental para determinar con precisión la identidad de los microorganismos observados y su cantidad.

### MATERIALES – REACTIVOS

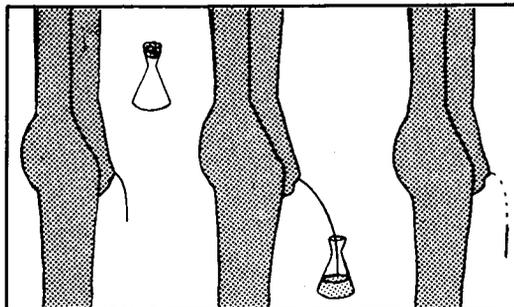
- Un matraz de Erlenmeyer estéril, de 250 ml, con tapón
- Una centrífuga eléctrica
- Tubos cónicos para centrifugación, estériles, con tapón.
- Portaobjetos
- Un asa para siembra
- Un mechero Bunsen
- Reactivos necesarios para las tinciones de Gram (véase la página 235) y Ziehl y Neelsen (véase la página 249).



### OBTENCION DE LA ORINA

Los órganos genitales se deberán limpiar anticipadamente (véanse las instrucciones en la página 306).

Recójase la muestra *a la mitad de la micción* en el matraz estéril. Examínese tan pronto como sea posible. (De otro modo, se puede recoger la orina en un tubo cónico para centrifugación que solamente se haya enjuagado con agua hirviendo, y examinarla inmediatamente.)

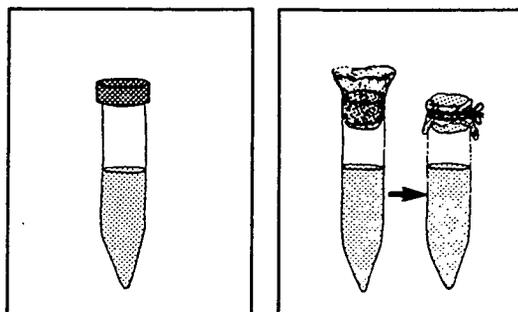


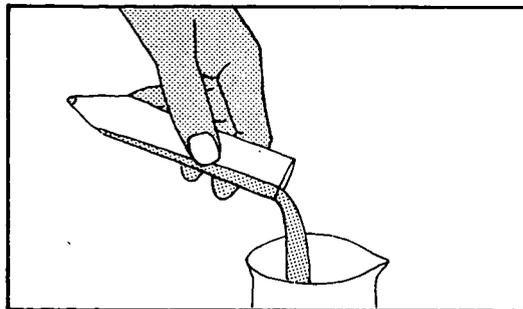
### METODO

1. En un tubo estéril provisto de tapa de rosca o taponado con un taco de algodón estéril que se fijará en su sitio con gasa y un hilo, centrifugue:

- 10 ml de orina fresca

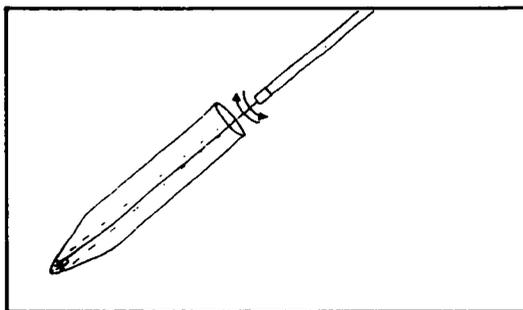
a velocidad media durante 10 minutos.





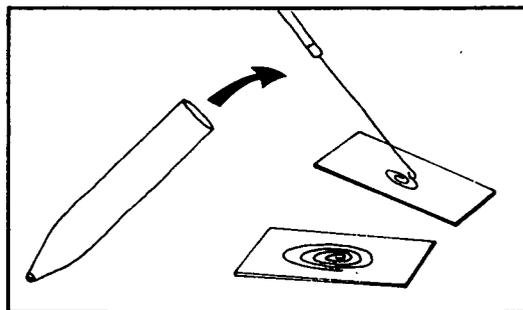
2. Deseche la orina flotante.

---



3. Mezcle el sedimento, usando el asa para siembra (esterilizada por flameado) hasta que se forme una suspensión homogénea.

---



4. Haga 2 frotis. Deje que se sequen.  
Fije los frotis anegándolos con etanol y  
flameándolos, o por calentamiento.

---

5. Para teñirlos:  
el portaobjetos 1, con la técnica de Gram (véase  
la página 235)  
el portaobjetos 2, con la técnica de Ziehl y Neelsen  
(véase la página 249).

---

Examine con el microscopio el frotis que se ha teñido con la técnica de Gram (usando el objetivo x 100, de inmersión en aceite).

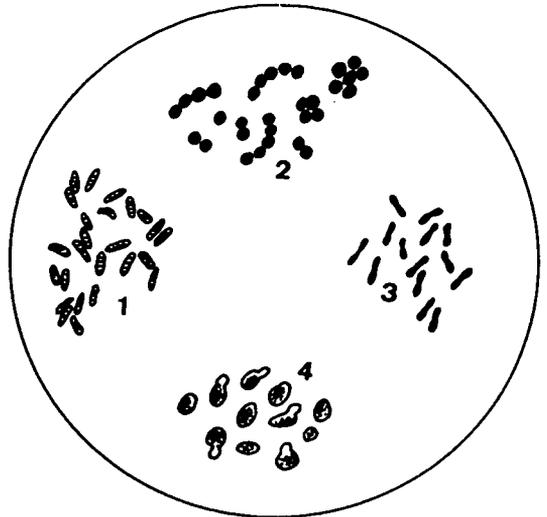
Búsquese pus: numerosos leucocitos teñidos de rojo.

Búsquese asimismo microorganismos como:

1. Bacilos gramnegativos
2. Cocos grampositivos
3. Bacilos difteroides grampositivos
4. Levaduras grampositivas.

Véanse las descripciones de estos microorganismos en la página 239.

Bacilos de la tuberculosis: véase más adelante.



## RESULTADOS

Indique si se han observado leucocitos o pus. Haga una descripción precisa de los microorganismos encontrados.

### *Ejemplo*

Abundantes leucocitos

Escasos eritrocitos

Escasas células epiteliales

Abundantes cocos grampositivos en racimos

### *O bien,*

Escasos leucocitos

Muy escasos eritrocitos

Escasas células epiteliales

Escasos bacilos gramnegativos

### *Gonococos*

Nunca elabore un diagnóstico de gonococia basado en el examen del sedimento urinario. Los gonococos se deben localizar en el pus uretral (véase la página 243).

## BACILOS DE LA TUBERCULOSIS

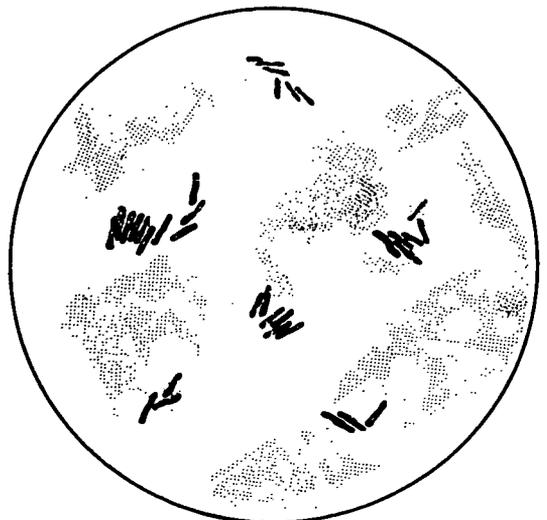
El portaobjetos teñido con la técnica de Ziehl y Neelsen se examina en busca de bacilos de la tuberculosis.

Si este examen se ha solicitado específicamente:

- centrifugue 10 ml de orina a alta velocidad durante 20 minutos.

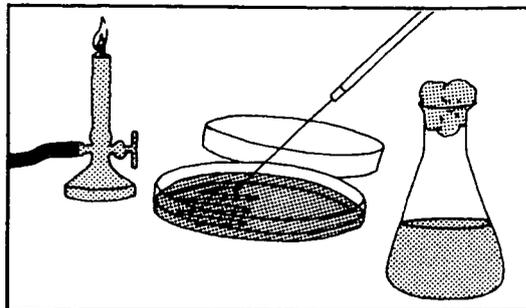
Los bacilos de la tuberculosis se tiñen de rojo oscuro.

Se agrupan formando hileras.



## CULTIVOS DE ORINA

Los sedimentos urinarios se siembran en medios especiales de cultivo. Recientemente se ha descrito otra técnica simple en que se aplica el examen microscópico directo después de teñir con la técnica de Gram orina que no se ha centrifugado. Se debe registrar el número de células de pus observadas, así como el aspecto y los efectos de la tinción de Gram en las bacterias encontradas. En el cuadro siguiente se indica la manera en que se pueden interpretar los resultados.



| Células de pus* | Bacterias  | Interpretación posible  |
|-----------------|--|---|
| > 3             | Cocos grampositivos o bacilos gramnegativos                | Infección del conducto urinario   |
| < 3             | Bacilos grampositivos o flora mixta                        | Muestras contaminadas o que no son frescas  |
| < 3             | Cocos grampositivos o bacilos gramnegativos, pero no ambos | Bacteriuria sin piuria  |
| > 3             | Ninguna  | Infección del conducto urinario consecutiva a tratamiento antibacteriano<br>– tuberculosis<br>– micoplasmosis |

\*Con lente de alto poder, objetivo x 40.

Este procedimiento es esencial para:

- identificar la especie de las bacterias
- determinar el número de bacterias presentes (si éstas provienen de la contaminación de la muestra posterior a su recolección, serán sumamente escasas)
- aislar microorganismos que se encuentren en escasa cantidad
- decidir cuál será el antibiótico más efectivo en el tratamiento de la infección (ensayos de susceptibilidad a los antimicrobianos).

## 39. Muestreo de aguas para exámenes bacteriológicos

### Principio

Son varios los ensayos bacteriológicos que se deben llevar a cabo para determinar si el agua es inocua para consumo del ser humano. Estos ensayos tienen por objeto identificar y contar el número de microorganismos que contaminan el agua. Generalmente se realizan en laboratorios especializados.

Los técnicos que trabajan en laboratorios que se encuentran en el campo deben estar capacitados para recoger muestras de agua adecuadamente y enviarlas al laboratorio más apropiado (bacteriológico, de salud pública, etc.) para su examen.

Las muestras de agua se deben recoger en condiciones de esterilidad, a fin de garantizar que no se contaminen con microorganismos provenientes del exterior.

### MATERIALES

- Un frasco de vidrio blanco de 250 ml con tapón de vidrio esmerilado, lavado y enjuagado con agua destilada
- Papel de estraza para envoltura
- Cordel
- Solución de tiosulfato sódico en proporción de 30 g/l (reactivo No. 47)
- Algodón
- Etanol al 70%
- Un termómetro con escala de 0 - 50°C.

La muestra de agua se puede recoger en:

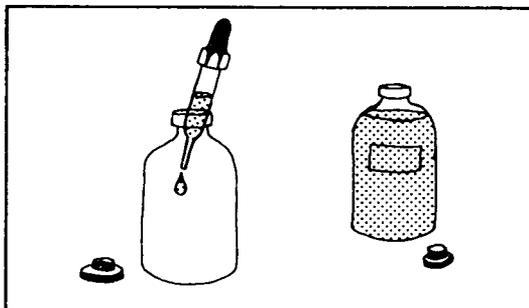
- el grifo
- un pozo
- una fuente abierta, que puede ser un lago o un río.

### METODO

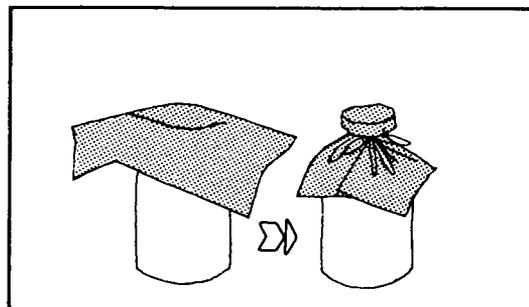
#### Muestreo de agua del grifo

##### A. Preparativos

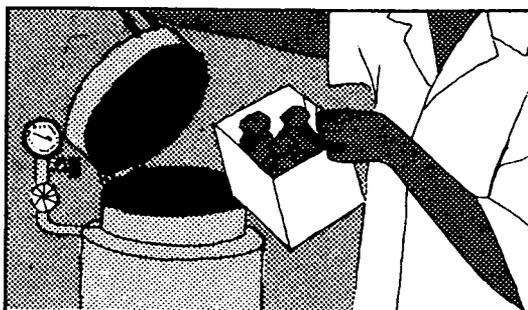
1. Deposite en un frasco para muestreo de 250 ml:
  - 2 gotas de la solución de tiosulfato sódico.



2. Coloque en su sitio el tapón de vidrio esmerilado. Cubra el tapón con una pieza de papel de estraza para envoltura y átelo firmemente con el cordel.

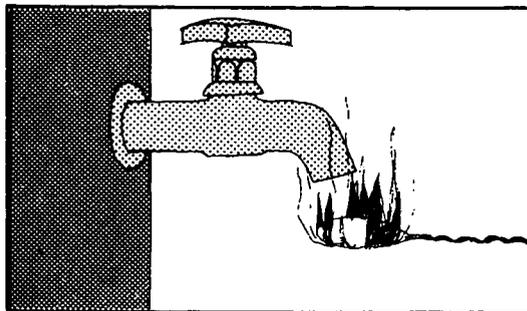


3. Esterilice en el autoclave durante 30 minutos a 120°C, con una presión de aproximadamente 100 kPa (alrededor de 1 atm, 1 kgf/cm<sup>2</sup>, o 15 lbf/pulg<sup>2</sup>).

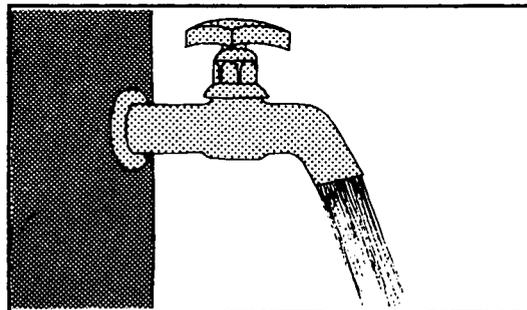


**B. Obtención de la muestra**

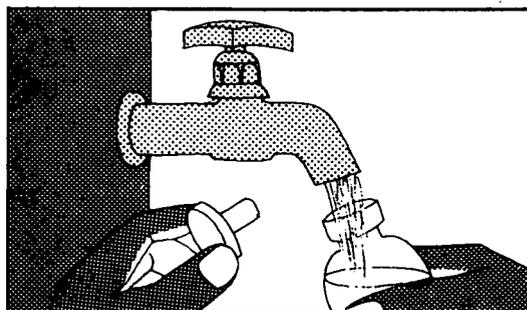
1. Embeba un taco de algodón en etanol al 70%. Desinfecte el grifo encendiendo el taco de algodón y sosteniéndolo bajo el orificio de salida.



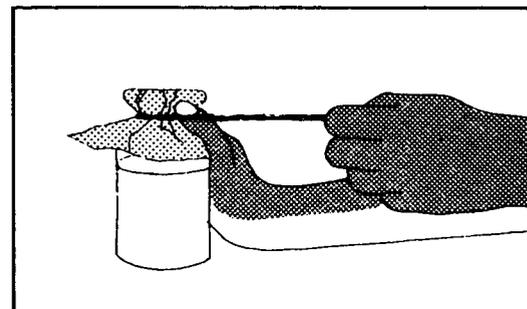
2. Abra la llave del grifo y deje correr el agua durante 2 minutos.



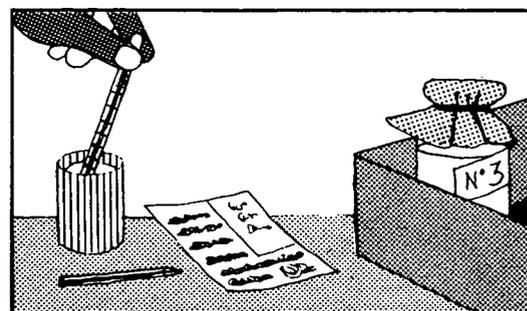
3. Con la mano izquierda quite el tapón del frasco. Con la mano derecha sostenga el frasco bajo el chorro de agua hasta llenar 3/4 de su capacidad.



4. Coloque inmediatamente el tapón en el frasco. Vuelva a colocar el papel de estraza sobre el tapón y átelo alrededor del cuello del frasco.



5. Llene la planilla del informe (véase el modelo de la página 284). Si es posible, recoja otra muestra de agua del grifo y tome la temperatura de ésta. Empaque el frasco que contiene el agua en posición vertical en una caja.

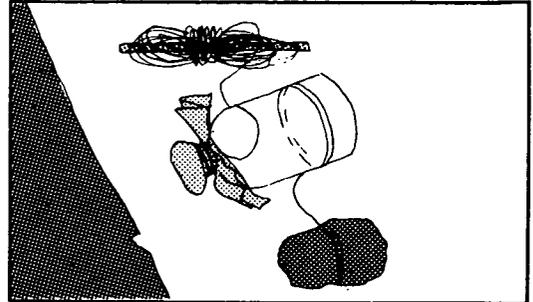


## Muestreo de agua de pozo

### A. Preparativos

1. Ate a la mitad del frasco una piedra de tamaño conveniente.

Enrolle un trozo de cordel de 20 metros en una varilla y ate un extremo alrededor del cuello del frasco.



2. Coloque el papel de estraza alrededor del tapón y átelo con un cordel.

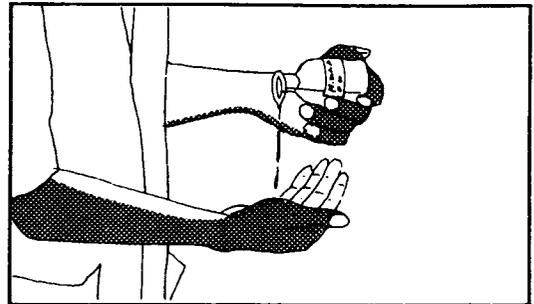
Envuelva todo el conjunto con una hoja grande de papel y póngalo en el autoclave durante 30 minutos a 120°C.

### B. Obtención de la muestra

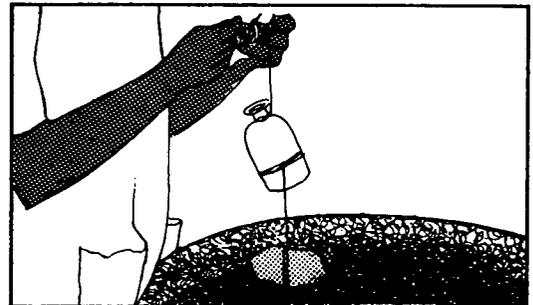
1. Abra el paquete esterilizado ante el pozo, sin tocar el contenido.

Frótese las manos con etanol al 70%.

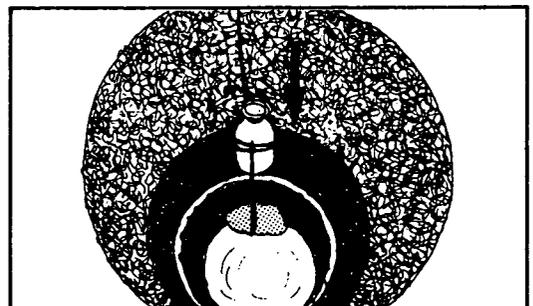
Quite el tapón del frasco para muestreo. Colóquelo sobre el papel esterilizado que se usó para envolver el conjunto.



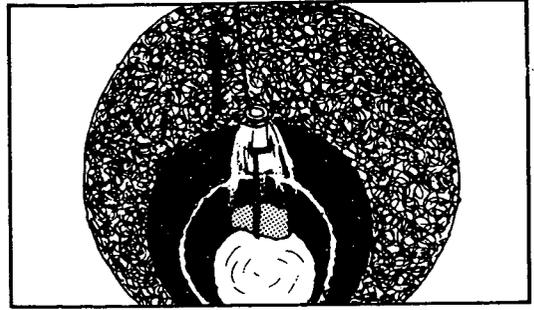
2. Deje descender el frasco, que tendrá por lastre la piedra, en el interior del pozo, desenrollando el cordel lentamente. Evite que el frasco toque las paredes del pozo.



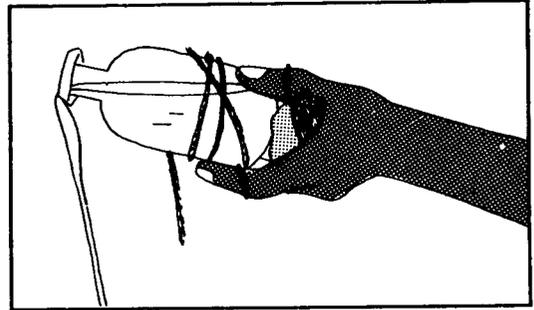
3. Sumerja completamente el frasco en el agua que se encuentra en el fondo del pozo.



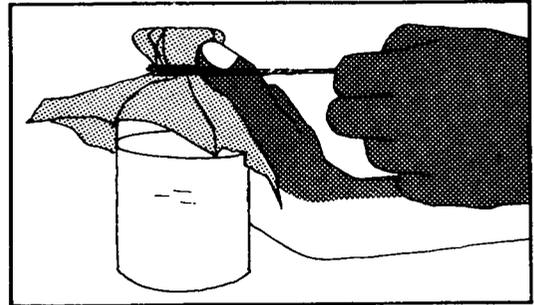
4. Enrolle de nuevo el cordel en la varilla para subir el frasco lleno de agua.



5. Deseche la cuarta parte del agua recogida en el frasco.



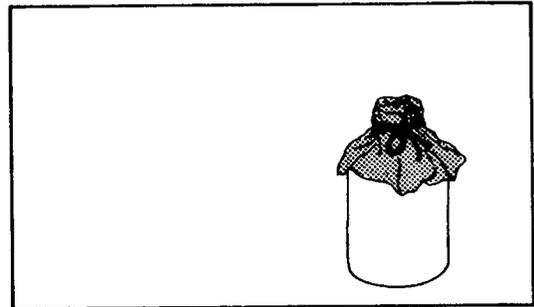
6. Vuelva a colocar el tapón en su sitio.  
Ponga el papel de estraza sobre el tapón y átelo alrededor del cuello del frasco.  
Llene la planilla de información.



**Muestreo en fuentes de agua abiertas: lagos, arroyos, ríos, etc.**

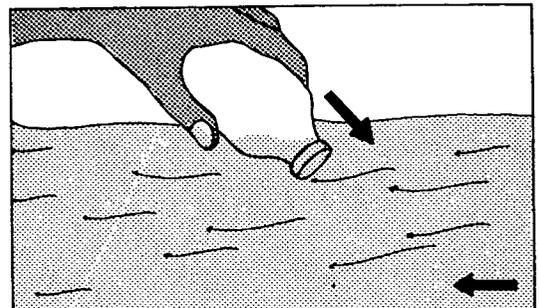
**A. Preparativos**

1. Se puede emplear un frasco para muestreo de 250 ml, estéril, sin la solución de tiosulfato sódico.

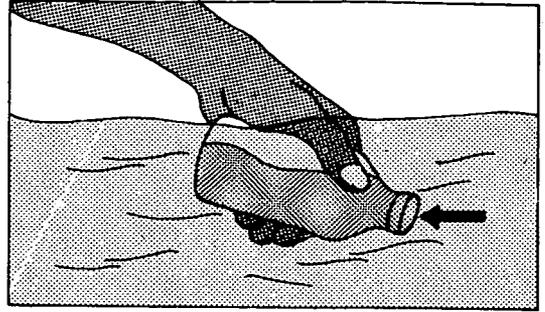


**B. Obtención de la muestra**

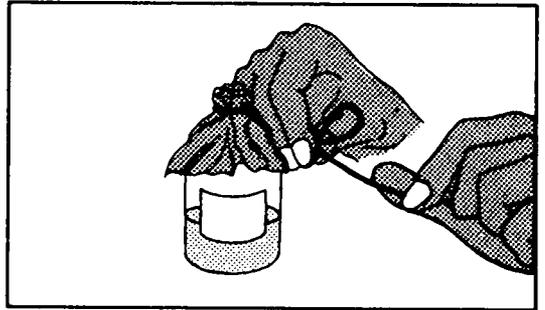
1. Tómese el frasco cerca del fondo y sumérgase unos 20 cm en el agua, con el cuello hacia abajo.



2. Voltee el frasco hasta que el cuello apunte ligeramente hacia arriba, colocando la boca contra la corriente, si ésta existe.



3. Una vez que se recoja la muestra ponga el tapón al frasco. Coloque el papel para envoltura nuevamente sobre el tapón y átese alrededor del cuello del frasco. Pegue al frasco una etiqueta con los datos correspondientes claramente escritos y envíe la muestra sin tardanza al laboratorio.



### Envío

Haga el envío en el mismo día. Conserve las muestras de agua en el frigorífico mientras tanto.

1. Empáquese en una caja de madera:
- provista de tapa
  - con soportes de madera en el interior para conservar los frascos en posición vertical.

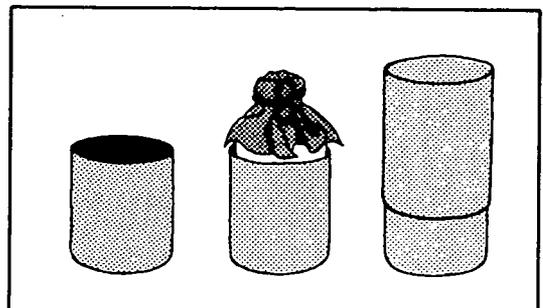
Escríbase en el exterior de la caja:

ARRIBA

URGENTE

ABAJO

2. Existen envases metálicos especiales para enviar las muestras de agua sin que ésta se derrame o se rompan los frascos.



**MODELO DE PLANILLA**

Esta planilla se deberá llenar y enviar junto con las muestras de agua.

|   |       |                   |                                 |                |          |     |
|---|-------|-------------------|---------------------------------|----------------|----------|-----|
| Agua recogida en .....                          |       | (localidad) ..... |                                 | (sitio exacto) |          |     |
| Fuente:   | Grifo | Bomba             | Pozo                            | Arroyo         | Depósito | Río |
| ¿Se usa para beber? .....                       |       |                   |                                 |                |          |     |
| ¿Hay letrinas en la cercanía?                   |       | No                | Sí a: ..... metros de distancia |                |          |     |
| Temperatura del agua* .....°C.....              |       |                   |                                 |                |          |     |
| Nombre del técnico que recogió la muestra ..... |       |                   |                                 | Firma .....    |          |     |

\*Temperatura del agua en su fuente. No se mida la temperatura de la muestra en el frasco.

## C. SEROLOGIA

### 40. Envío de muestras de suero y de sangre seca para efectuar ensayos serológicos

#### Suero

Los ensayos serológicos se llevan a cabo con el fin de determinar si la sangre contiene anticuerpos contra diversas enfermedades infecciosas.

La sangre se centrifuga para separar el suero de los eritrocitos coagulados. El suero se debe conservar en condiciones de esterilidad.

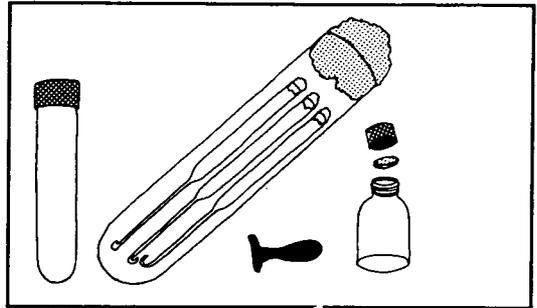
#### Sangre seca

Algunos ensayos serológicos se pueden realizar en gotas de sangre recogidas en piezas de filtro de papel en las que se han dejado secar. Poco antes del ensayo se absorbe la sangre en un solvente.

#### SUERO

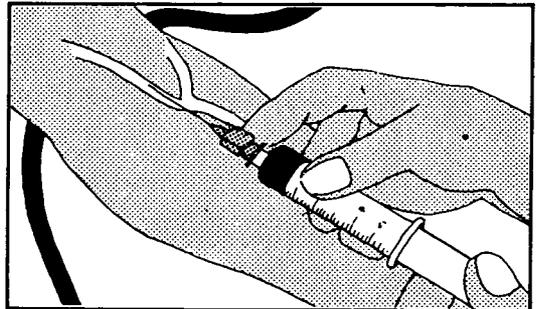
##### Materiales

- Equipo para la extracción de sangre
- Una centrífuga
- Un tubo para centrifugación, de 10 ml, de fondo redondo, con tapa de rosca o tapón de goma; un tubo "Vacutainer" estéril, o una jeringa estéril y seca
- Pipetas de Pasteur estériles
- Chupetes
- Una pinza
- Un frasco estéril, de 10 ml, con tapa hermética a prueba de aire (arandela de goma)
- Un mechero Bunsen.

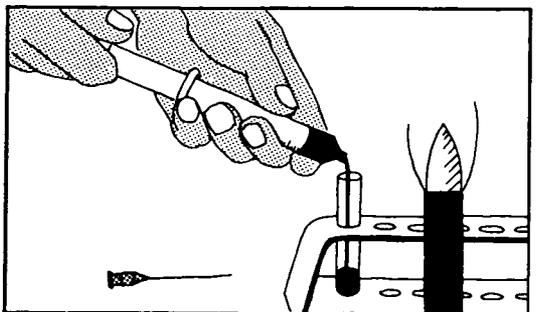


##### Obtención del suero

1. Extraiga 10 ml de sangre de una vena del brazo.

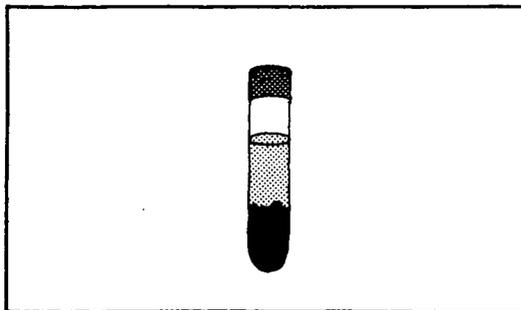


2. Saque la aguja de la jeringa. Deposite la sangre en el tubo para centrifugación. Tape éste inmediatamente.
3. Deje que la sangre se coagule a la temperatura ambiente.

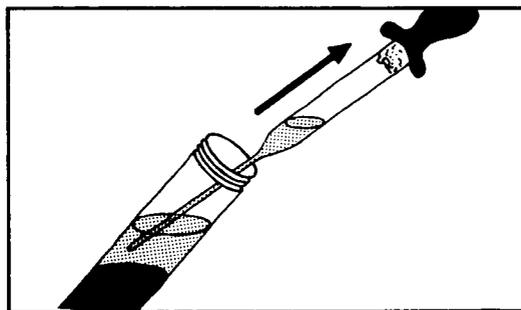


4. Después de un lapso de 30 minutos a 2 horas, pero no más, centrifugue la sangre a alta velocidad durante 10 minutos.

Si no dispone de una centrífuga, la sangre se puede dejar varias horas en el frigorífico; el coágulo se separará del suero.



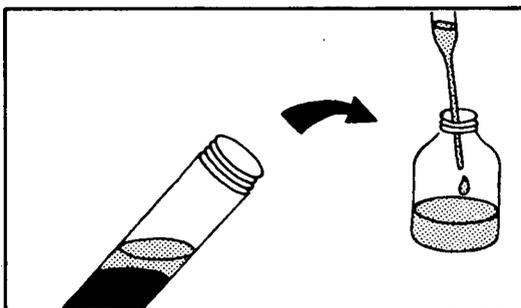
5. Destape el tubo. aspire el suero con una pipeta de Pasteur.



6. Deposite el suero en el frasco estéril de 10 ml. Coloque inmediatamente la tapa de rosca en el frasco.

Para efectuar algunos ensayos serológicos se puede añadir un antiséptico preservativo a la muestra (por ejemplo, tiomersal)\*. Cumpla las instrucciones del laboratorio de referencia.

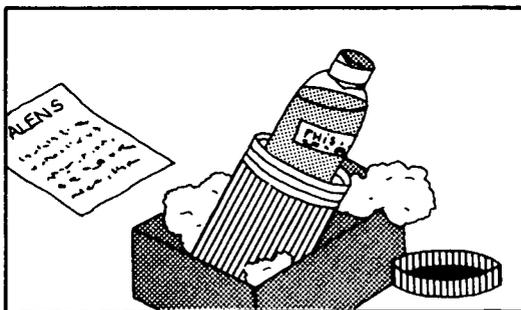
\* También se conoce como mertiolato o timerosal.



### Envío

1. Pegue una etiqueta al frasco, con el nombre del paciente y la fecha.
2. Selle la tapa del frasco con cinta adhesiva.
3. Envuelva el frasco con papel absorbente o gasa.
4. Coloque el frasco en un envase de aluminio y sujételo en su sitio por medio de dos cojincillos de algodón.
5. Ponga el envase en una caja de cartón o madera.
6. Asegúrese que el tiempo de transporte no sea mayor de 3 días.

Las muestras que se envíen en transportes terrestres se empacarán en cajas hieleras.



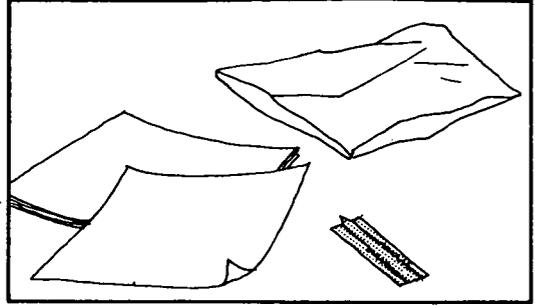
### Conservación

La mayor parte de los sueros que se emplean en ensayos serológicos se puede conservar en el compartimiento congelador del frigorífico a  $-2^{\circ}\text{C}$  o temperaturas inferiores, por lo menos durante un mes.

## OBTENCION Y ENVIO DE SANGRE SECA

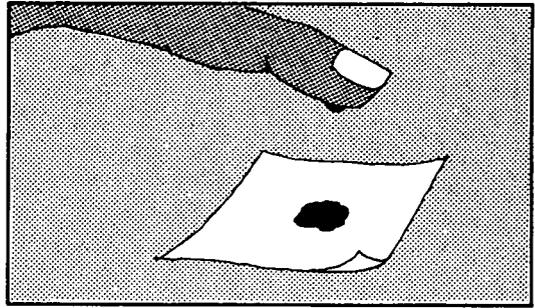
### Materiales

- Lancetas estériles para extraer sangre
- Filtro de papel de Whatman, No. 4 (o filtro de papel ordinario, delgado), cortado en rectángulos de 4 x 3 cm
- Bolsas pequeñas de plástico, si es posible.



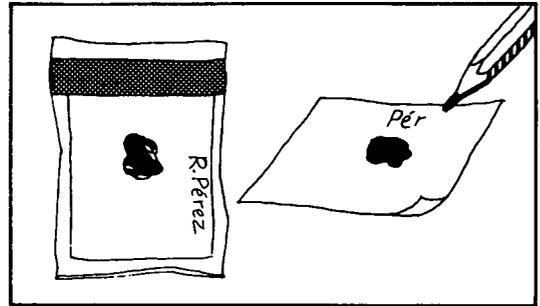
### Método

1. Extraiga sangre capilar de un dedo, de la manera habitual (página 189).
2. Recoja una gota grande de sangre en la porción media de la tira de filtro de papel. Deje que éste absorba completamente la sangre. Déjese secar al aire.

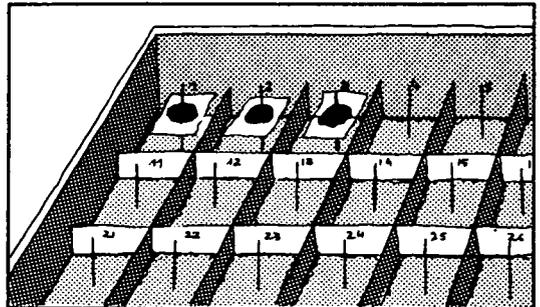


### Envío

Escriba el nombre del paciente y el número de la muestra en la pieza de filtro de papel. Deposite éste en una bolsa de material plástico pequeña, o en un sobre de papel ordinario.



Las tiras de filtro de papel también se pueden fijar con alfileres en pequeños bloques de espuma de material plástico contenidos en una caja con compartimientos numerados (en las encuestas amplias).



### Conservación

Las muestras se conservan por lo menos durante 2 - 3 semanas a la temperatura ambiente en todos los climas.

### Propósito

La sangre seca se emplea particularmente para:

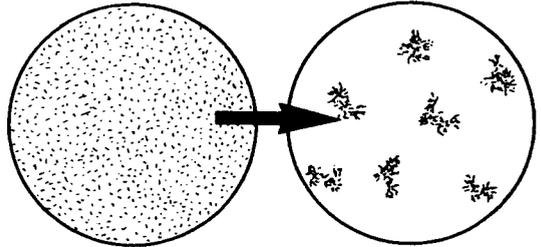
- elaborar el diagnóstico serológico de la frambesia y la sífilis (ensayo de inmunofluorescencia de los treponemas)
- detectar la IgM en la tripanosomiasis, etc.

## 41. Ensayo de VDRL

VDRL significa Venereal Disease Research Laboratory, donde se elaboró originalmente este ensayo.

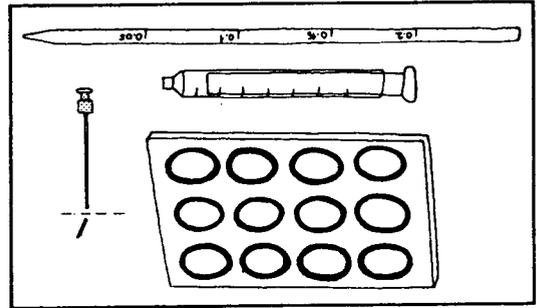
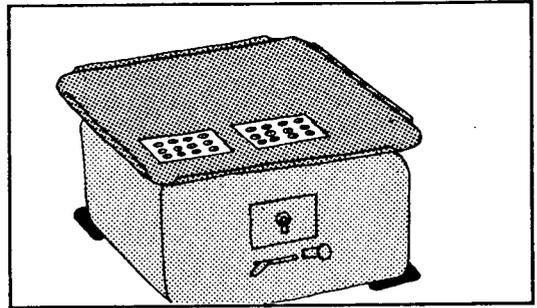
### Principio

1. Se examina el suero en busca de *reaginas*, anticuerpos que se producen en las treponematosis (sífilis, frambesia, mal del pinto).
2. La existencia de estos anticuerpos se pone de manifiesto por un antígeno lipóide (no treponémico), que es una suspensión de partículas minúsculas.
3. La reacción que ocurre entre este antígeno y los anticuerpos produce una *floculación* de la suspensión (microaglutinación). En las regiones tropicales el ensayo del VDRL se debe efectuar, de preferencia, a temperaturas de 23 - 29°C.



### Materiales

- Un bañomaría a 56°C
- Una maquinilla de rotación (180 r/min)
- Un microscopio con oculares x 4 a x 6, un objetivo a 10 y platina mecánica
- Láminas para VDRL con anillos de fondo plano, de cerámica o parafina, de 14 mm de diámetro
- Una jeringa de 2 ml (del tipo usado para insulina)
- Una aguja especial sin bisel, que suministre 60 gotas por ml (aguja de calibre 18 (1,2 mm), a la que se haya cortado la punta con una sierra, o pipeta capilar de Pasteur calibrada para suministrar 60 gotas por ml)
- Pipetas de 0,2 ml con graduaciones de 0,05 ml (o pipetas de 1,0 ml con graduaciones de 1/100)
- Vasos para análisis.



### Reactivos

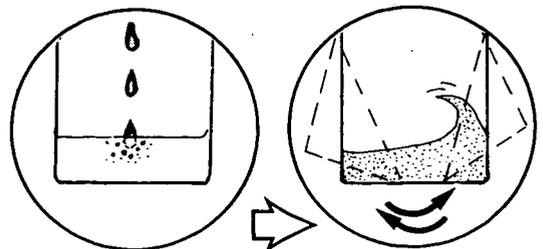
Antígeno VDRL, preparado el mismo día en que se use.

Sueros positivos conocidos, como testigos positivos y débilmente positivos.

Sueros negativos conocidos, como testigos negativos.

### Preparación de la suspensión de antígeno para el ensayo del VDRL

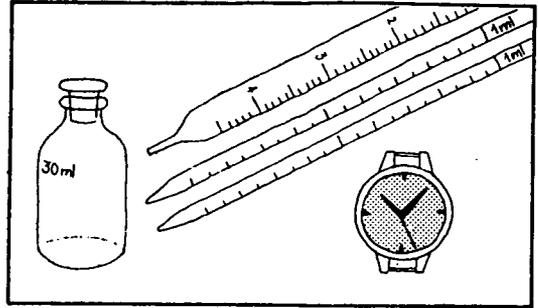
1. El antígeno es una solución alcohólica de lípidos (cardiolipina y lecitina) y colesterol. Estas sustancias son insolubles en agua.
2. La suspensión de antígeno se prepara mezclando éste con la solución de amortiguador para el ensayo del VDRL. Las grasas se precipitan al ponerse en contacto con el agua y se forman partículas minúsculas que producen una suspensión al agitar la mezcla. La solución deberá cubrir completamente el fondo del frasco.



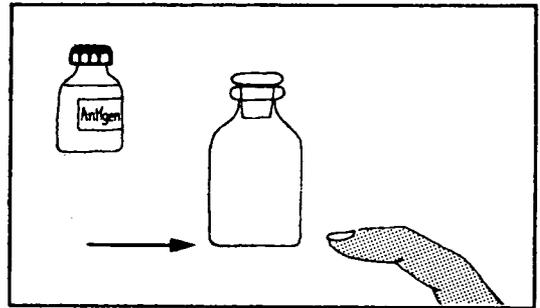
**Materiales para preparar la suspensión de antígeno**

- Un frasco de 31 ml, de boca estrecha, con tapón de vidrio esmerilado redondo, de 35 mm de diámetro en el fondo
- Una pipeta graduada con capacidad para 5 ml
- Dos pipetas graduadas con capacidad para 1 ml
- Un reloj con manecilla segundera
- Antígeno VDRL
- Solución amortiguadora para VDRL, que generalmente se suministra junto con el antígeno (reactivo No. 7).

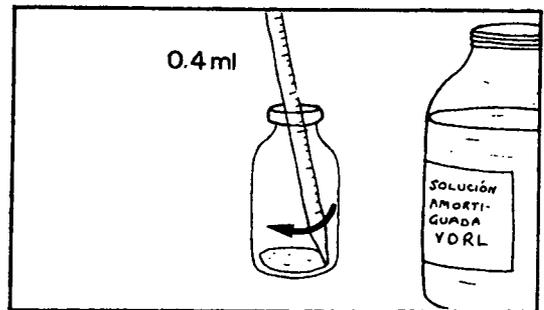
Examine el antígeno sosteniéndolo contra la luz. Si contiene partículas o un precipitado no se debe usar.



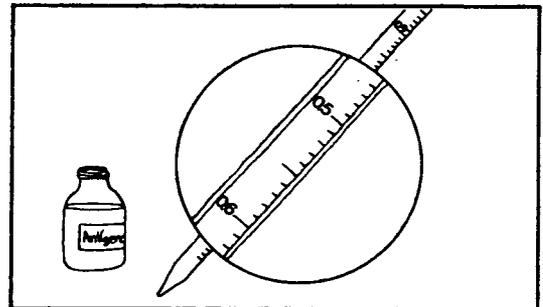
1. Verifique que el fondo del frasco sea completamente plano por el interior. De lo contrario, no se use.



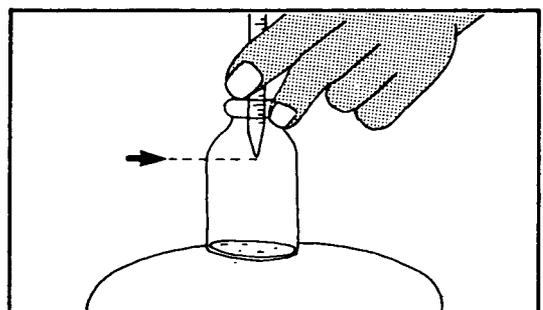
2. Con una pipeta de 1 ml mézase 0,4 ml de solución amortiguadora para VDRL, de la manera siguiente:
  - coloque el extremo de la pipeta de modo que toque el fondo del frasco
  - deje que la solución corra al interior del frasco.



3. Con la pipeta de 1 ml mida 0,5 ml de antígeno en la mitad inferior de una pipeta de 1 ml graduada hasta el extremo. Verifique que el antígeno que se encuentre en la pipeta está completamente claro (sin precipitado).

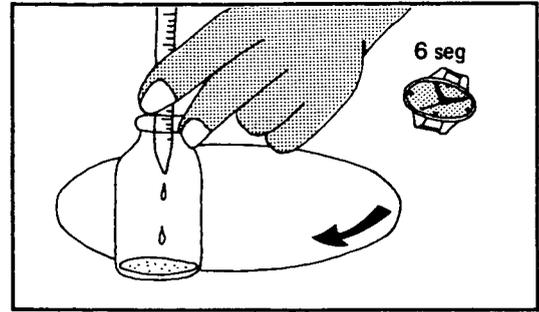


4. Tape firmemente con la yema del dedo la boca de la pipeta e introduzca en el frasco la punta de modo que llegue hasta el tercio superior del frasco.
5. Imprima un movimiento rotatorio al frasco, sosteniéndolo en posición vertical y deslizándolo en la superficie de la mesa de trabajo.



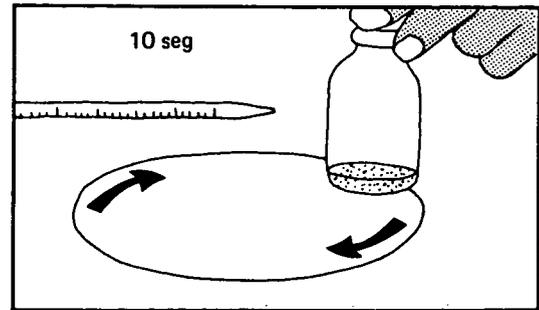
6. A medida que se efectúa este movimiento rotatorio disminuya gradualmente la presión del dedo con que se ha tapado la boca de la pipeta, de manera que el 0,5 ml de antígeno caiga en el interior del frasco, *gota a gota*, sin salpicar la pipeta.

(Esto deberá durar aproximadamente 6 segundos ó 18 - 20 vueltas del frasco en un círculo de 5 cm de diámetro).

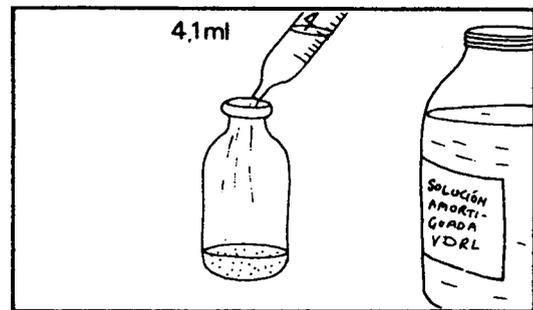


7. Sopla en la boca de la pipeta para expulsar la última gota de antígeno (evite que la pipeta toque la solución).

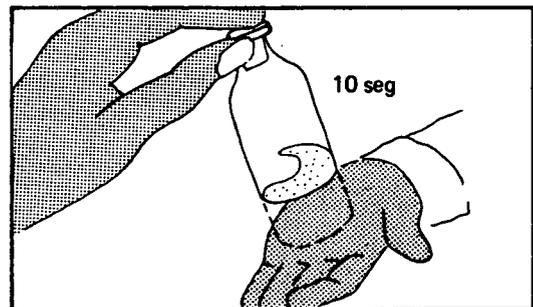
Continúe haciendo rotar el frasco en posición vertical durante 10 segundos.



8. Con la pipeta de 5 ml añádanse inmediatamente:  
— 4,1 ml de solución de amortiguador para VDRL.



9. Coloque en su sitio el tapón de vidrio esmerilado del frasco.  
Agite el frasco hacia arriba y abajo aproximadamente 30 veces durante 10 segundos.  
En este momento la solución estará lista para usarse y se deberá emplear en el mismo día.



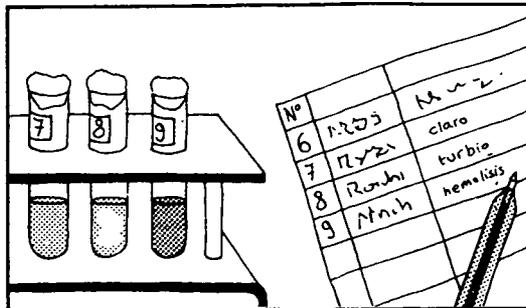
#### Prueba preliminar de la solución de antígeno

1. Los sueros testigos cuya reactividad se ha determinado anticipadamente (reactivo, débilmente reactivo, no reactivo) se prueban contra la suspensión de antígeno.
2. Las reacciones que se produzcan con los sueros testigos deberán dar los resultados que se esperan. Al emplear el suero no reactivo habrá una dispersión completa de las partículas de antígeno.
3. No se usen suspensiones de antígeno que no sean completamente satisfactorias.

### A. ENSAYO CUALITATIVO DEL VDRL EN EL SUERO POR MEDIO DE LAMINAS

1. Examine el suero que va a ensayar, para determinar:

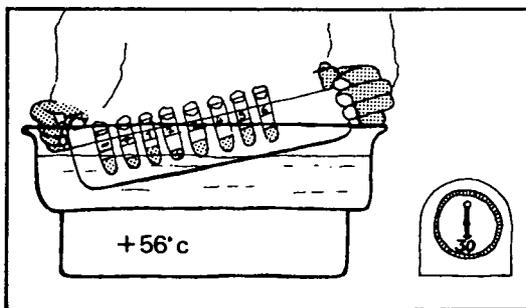
- si es claro
- si se encuentra turbio
- si hay hemolisis (se observará un color rosáceo; no use el suero).



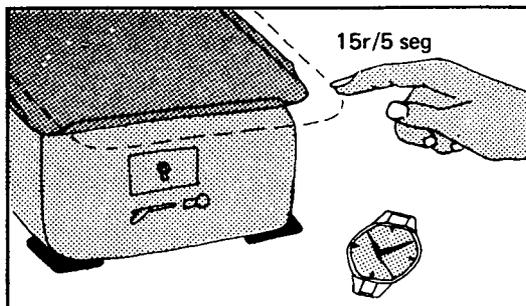
2. Ponga la temperatura del bañomaría a 56°C.

Deje los tubos (taponados con algodón no absorbente y numerados) en el bañomaría durante 30 minutos.

Examine todos los sueros al sacarlos del bañomaría y centrifugue otra vez los que tengan sedimentos.



3. Mientras tanto, verifique la velocidad de la maquinilla rotatoria: 180 r/min, o 15 revoluciones en 5 segundos.

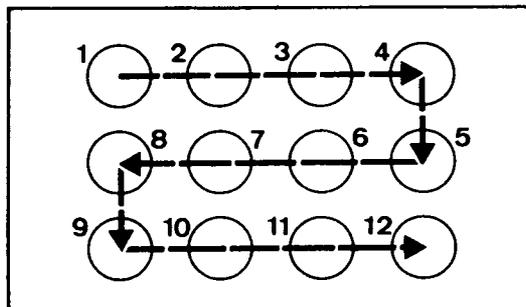


4. Numere los anillos de la lámina para VDRL con un lápiz grasoso o de diamante en el mismo orden que se indica en la figura.

Tome nota de que los números de los tubos correspondan a los números de los anillos.

Por ejemplo:

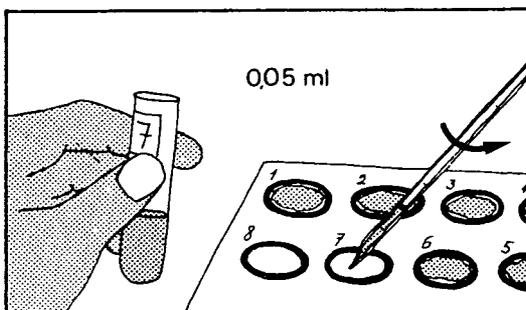
- Solución de cloruro sódico: anillo 1
- Suero estandarizado no reactivo: anillo 2
- Suero estandarizado reactivo: anillo 3



5. Deje enfriar los sueros a la temperatura ambiente antes de iniciar el ensayo (éste deberá comenzar 15 minutos después de que los tubos se hayan sacado del bañomaría).

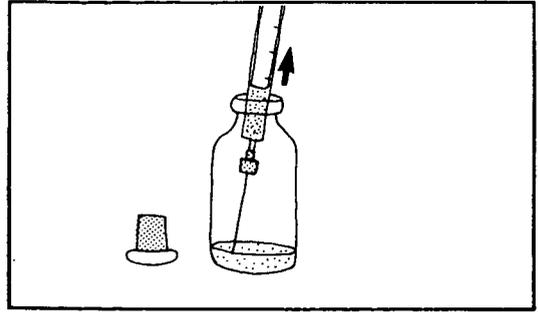
6. Con una pipeta deposite en cada anillo:

- 0,05 ml del suero correspondiente.

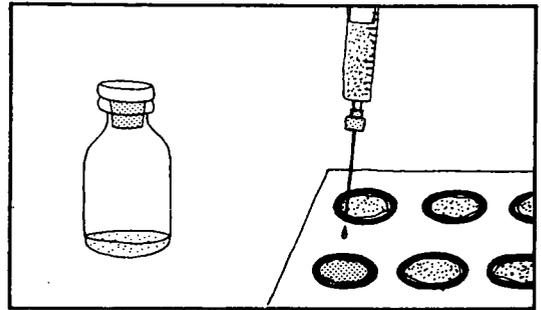


7. Agite el frasco de la suspensión de antígeno suavemente y, en seguida, con un solo movimiento, aspire aproximadamente 0,5 ml de la suspensión con la jeringa en que se habrá montado la aguja de calibre 18 preparada especialmente.

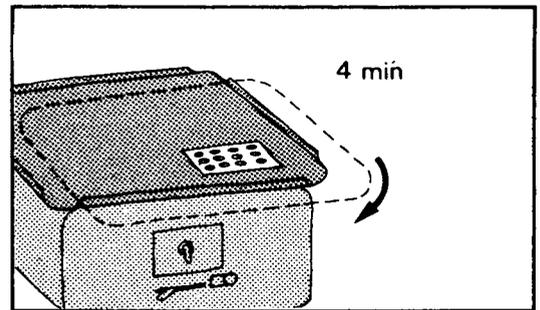
Deje que la primera gota de la suspensión caiga nuevamente al interior del frasco.



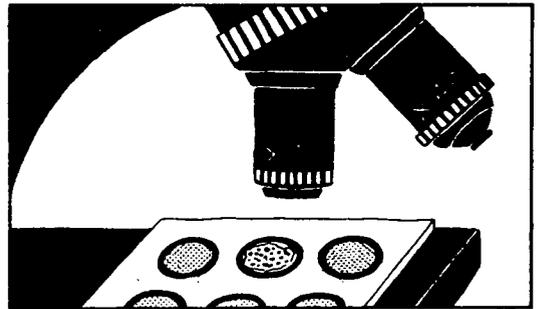
8. Agregue 1 gota de la suspensión al suero contenido en cada uno de los anillos de la lámina.



9. Ponga inmediatamente la lámina en la maquinilla rotatoria. Deje la lámina en la maquinilla 4 minutos. De lo contrario, haga rotar la lámina con la mano, en el plano horizontal, a la misma velocidad.



10. Tan pronto como hayan transcurrido los 4 minutos coloque la lámina en la platina del microscopio. Examine los anillos en orden numérico con el objetivo x 10 (ocular x 10).



## Resultados de la microscopía

### Suero no reactivo (NR)

Se observará una suspensión homogénea de partículas delgadas y cortas, semejantes a agujas.

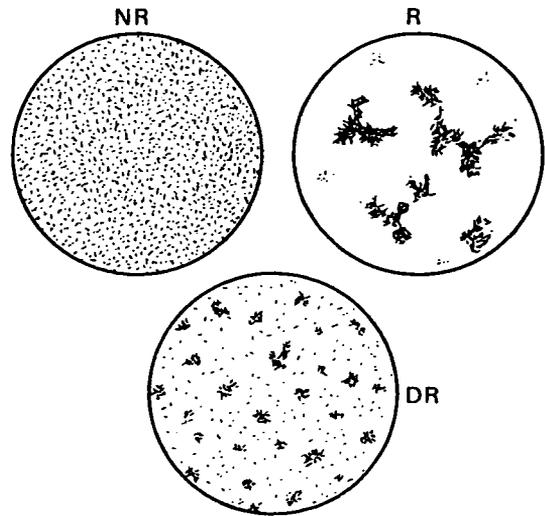
### Suero reactivo (R)

Se formarán conglomerados relativamente voluminosos de partículas sobre un fondo claro.

### Suero débilmente reactivo (DR)

Se formarán numerosos conglomerados pequeños, repartidos entre partículas sueltas que no se han aglutinado. Confírmese esta reacción débil mediante un ensayo cuantitativo del VDRL.

Ocasionalmente se encontrará una reacción que produce dos resultados. Esta ocurre cuando la reactividad se inhibe al emplear un suero no diluido y solo se obtiene la reactividad máxima usando un suero diluido; de esta suerte se observará una reactividad débil o nula al utilizar un suero que, después de diluirlo, tendrá una reactividad intensa. Todos los sueros débilmente reactivos se deberán ensayar nuevamente por el procedimiento cuantitativo antes de notificar los resultados.



Los resultados se registrarán de la manera siguiente:

Ensayo cualitativo del VDRL.

- suero reactivo
- suero no reactivo
- suero débilmente reactivo

En los casos de sífilis:

El ensayo del VDRL produce habitualmente resultados positivos

- 3 semanas después de que haya aparecido el chancro primario; es decir,
- 6 semanas después de que el paciente se haya expuesto a la infección.

**Importante: reacciones positivas falsas**

A veces ocurre que existen pequeñas cantidades de reagentes en el suero de individuos que no han contraído una treponematosis, pero los resultados que se obtienen son positivos. Por esta razón se aconseja que se efectúe el ensayo cuantitativo del VDRL en todos los sueros que resulten reactivos.

## B. ENSAYO CUANTITATIVO DEL VDRL EN LAMINA CON SUERO

Haga este ensayo cuantitativo en todos los sueros que hayan resultado reactivos o débilmente reactivos en el ensayo cualitativo del VDRL. Las diluciones de los sueros que se ensayen serán: no diluido (1:1), 1:2, 1:4, 1:8, 1:16 y 1:32. En una sola lámina se pueden preparar dos ensayos.

### Materiales

Equipo adicional necesario para el ensayo cuantitativo:

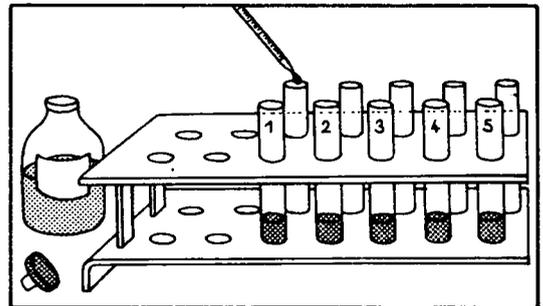
- Tubos de ensayo y gradillas
- Pipetas de 0,2 ml divididas en graduaciones de 0,01 ml
- Pipetas graduadas, de 0,1 ml
- Una aguja de calibre 19 (1,0 - 1,1 mm) sin bisel (deberá suministrar 75 gotas de la suspensión de antígeno por mililitro cuando la jeringa y la aguja se sostengan en posición vertical, y esto se

debe confirmar con cada aguja antes de iniciar el ensayo)

- Una aguja de calibre 23 (0,6 mm) sin bisel (deberá suministrar 100 gotas de solución de cloruro sódico por mililitro cuando jeringa y aguja se sostengan en posición vertical, pero esto se deberá confirmar con cada aguja antes de iniciar el ensayo)
- Solución de cloruro sódico.

### Método

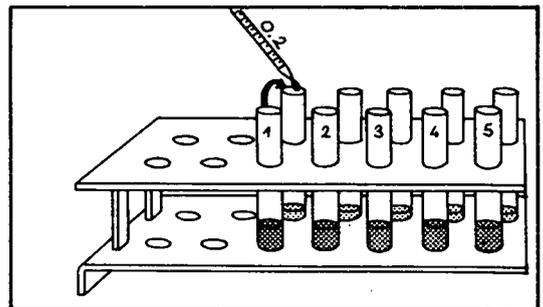
1. Coloque en la hilera frontal de una gradilla los tubos con el suero en que se hará el ensayo cuantitativo y directamente detrás de cada uno ponga un tubo que contenga 0,7 ml de solución de cloruro sódico.



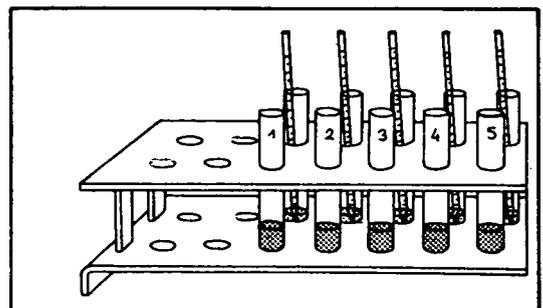
2. Prepare una dilución de cada suero al 1:8, como se indica a continuación:

- añada 0,1 ml de suero a cada uno de los tubos que contienen 0,7 ml de solución de cloruro sódico.

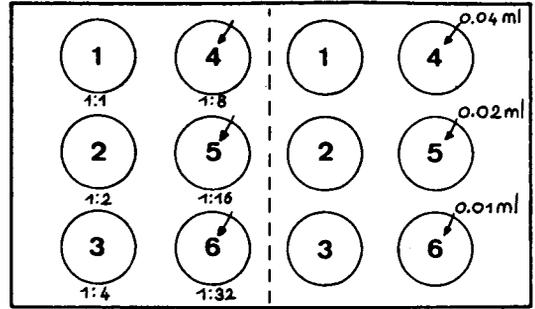
Utilice pipetas de 0,2 ml con graduaciones de 0,01 ml.



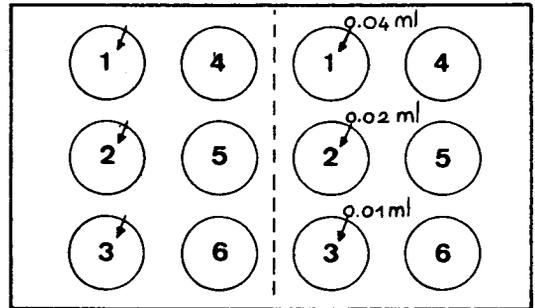
3. Mezcle completamente y deje cada pipeta dentro del tubo en que se haya hecho la dilución hasta que se terminen de preparar todas las diluciones.



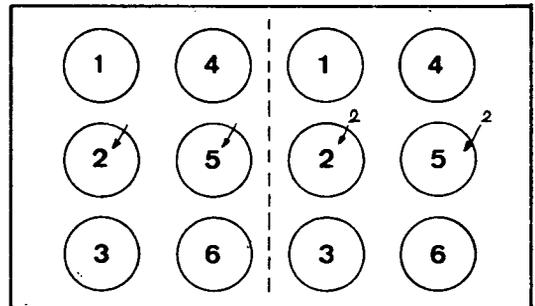
4. Con la pipeta que se encuentra en el interior del tubo en que se hizo la dilución traslade 0,04 ml, 0,02 ml y 0,01 ml de suero al 1:8 a los anillos 4, 5 y 6, respectivamente, de una nueva lámina para VDRL cuyos anillos se hayan numerado como se indica en la ilustración. Vierta en el tubo de dilución el residuo de suero soplando en la boca de la pipeta.



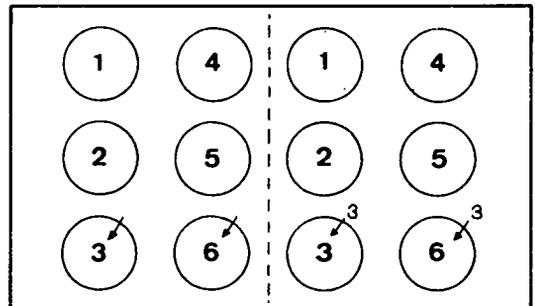
5. Utilizando la misma pipeta añada 0,04 ml, 0,02 ml y 0,01 ml del suero sin diluir a los anillos 1, 2 y 3, respectivamente.



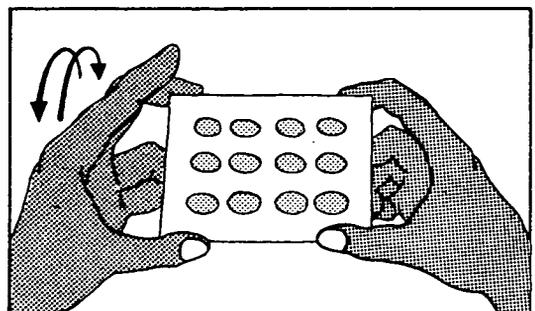
6. Con una aguja de calibre 23 montada en una jeringa agregue 2 gotas de solución de cloruro sódico a los anillos 2 y 5 que contienen el suero respectivo.



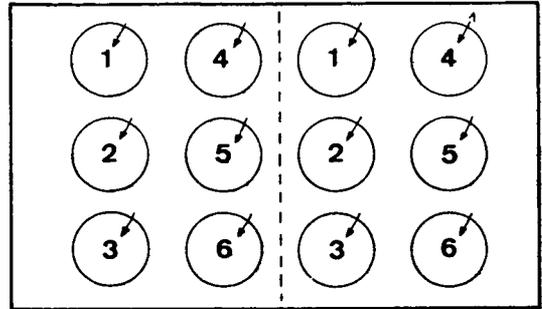
7. Añada 3 gotas de solución de cloruro sódico a los anillos 3 y 6 que contienen sueros, empleando nuevamente una aguja de calibre 23 montada en una jeringa.



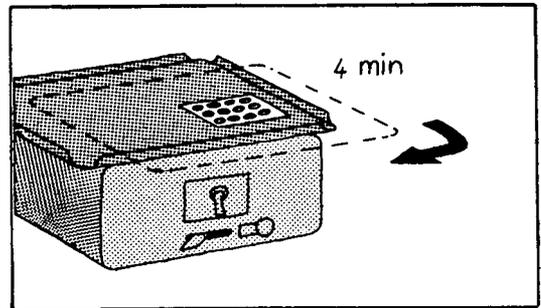
8. Cogiendo las láminas con ambas manos imprima un movimiento rotatorio, aproximadamente durante 15 segundos, para mezclar los sueros y la solución.



9. Con la aguja especial de calibre 19 montada en una jeringa añada una gota de suspensión de antígeno a cada anillo.



10. Coloque cada lámina durante 4 minutos en la maquinilla rotatoria (a 180 r/min). Observe los resultados con el microscopio inmediatamente después.



### Resultados

Notifique los resultados en términos de la mayor dilución de suero en que se haya servido reactividad.

#### Ejemplo

| Suero sin diluir | Diluciones del suero |     |     |      |      |   |
|------------------|----------------------|-----|-----|------|------|---|
|                  | 1:2                  | 1:4 | 1:8 | 1:16 | 1:32 |   |
| R                | R                    | R   | D   | N    | N    | Reactivo, dilución al 1:4               |
| D                | D                    | R   | R   | D    | N    | Reactivo, dilución al 1:8               |
| N                | D                    | R   | R   | R    | N    | Reactivo, dilución al 1:16              |
| D                | N                    | N   | N   | N    | N    | Débilmente reactivo, solo sin dilución. |

R = reactivo  
D = débilmente reactivo  
N = no reactivo

## D. MICOLOGIA

### 42. Pitiriasis versicolor: examen directo

La pitiriasis versicolor es una enfermedad de la piel, frecuente en los climas cálidos, causada por el hongo *Pityrosporum furfur*. La cara y el cuerpo se cubren de placas:

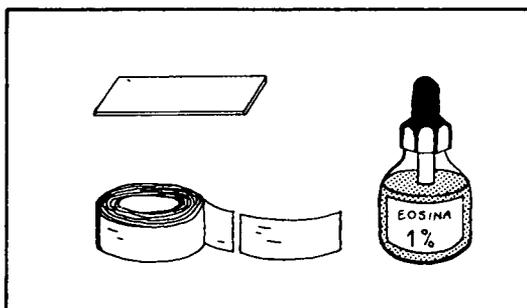
- pálidas y descoloridas en los pacientes de piel oscura
- castaño amarillentas en los pacientes de piel blanca.



#### MATERIALES

- Cinta adhesiva de celofán
- Un portaobjetos
- Una pinza
- Un cojincillo de gasa.

Si es posible, solución acuosa de eosina en proporción de 10 g/l (1%) (reactivo No. 19). De lo contrario, examínese sin tinción.



#### METODO

1. Escoja una placa de piel infectada que se esté extendiendo rápidamente. Humedezca la parte que va a examinar con la gasa empapada en la solución de eosina.

Déjese secar durante 1 minuto.

(Si se ha espolvoreado talco en la piel, no tome la muestra sin lavarla primero.)



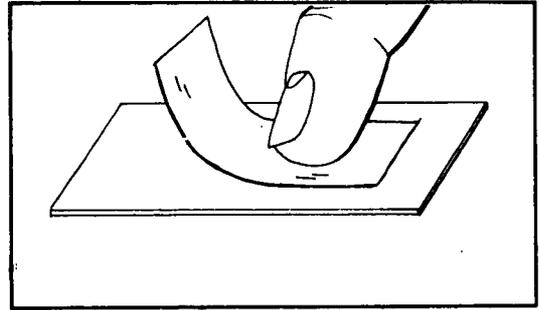
2. Corte una tira de la cinta adhesiva de celofán, aproximadamente de 5 cm de longitud. Colóquela sobre la placa cutánea de manera que sobrepase uno de los bordes.



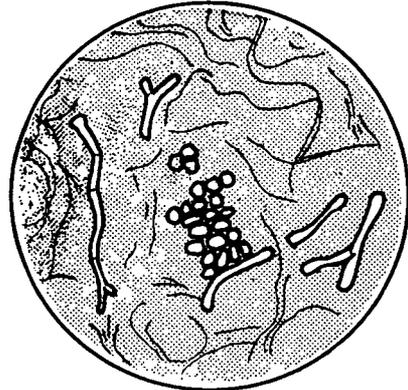
3. Pegue la cinta de celofán a la piel y presione con firmeza de un extremo al otro haciendo pasar varias veces sobre la cinta un abatelenguas o una varilla de vidrio.



Quite de la piel la cinta adhesiva con una pinza. Colóquela inmediatamente sobre un portaobjetos con el lado adherente hacia abajo.



Examine con el microscopio todo el portaobjetos (empleando el objetivo x 40) hasta que vea un racimo de gránulos voluminosos (esporas). Si la piel se ha tratado con eosina estos gránulos serán blancos sobre un fondo rosáceo; también son visibles en preparaciones no teñidas.



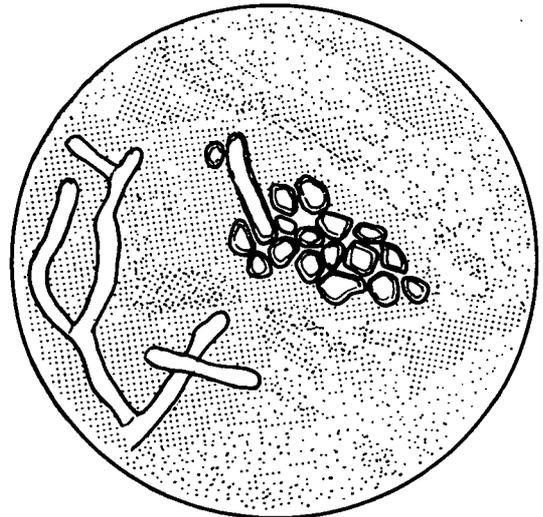
Coloque el objetivo de inmersión en aceite para examinar los detalles:

(a) *Esporas*:

- se encontrarán en conglomerados o racimos
- son redondas o ligeramente rectangulares
- miden 3 - 8  $\mu\text{m}$  de diámetro
- sus paredes son más bien gruesas
- algunas veces se hallan en proceso de producir brotes visibles.

(b) *Filamentos de micelio* (más difíciles de observar):

- son bastoncillos largos, doblados y torcidos
- miden 20 - 40  $\mu\text{m}$  de longitud
- miden 5  $\mu\text{m}$  de anchura
- semejan dedos y poseen ramificaciones.



## COMUNICACION DE LOS RESULTADOS

Examen directo de pitiriasis versicolor: se observaron racimos de esporas (y, cuando así sea, filamentos de micelio).

---

### *Cultivo*

Hasta la fecha no se ha logrado preparar cultivos.

*Tinción con solución de yodo.* La solución de yodo produce descamación de la piel y se observan principalmente filamentos de micelio. No se recomienda este método.

---

### 43. Tiña: examen directo

La tiña es una infección del cuero cabelludo, causada por diferentes hongos, que afecta principalmente a los niños. Los pacientes pierden el pelo en placas redondas de tamaño variable.

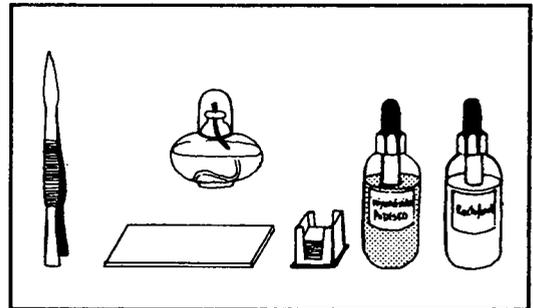
En el laboratorio se pueden detectar los hongos por el examen directo del pelo con el microscopio.

También es posible cultivar e identificar los hongos en laboratorios especializados (cultivos micológicos).



#### MATERIALES

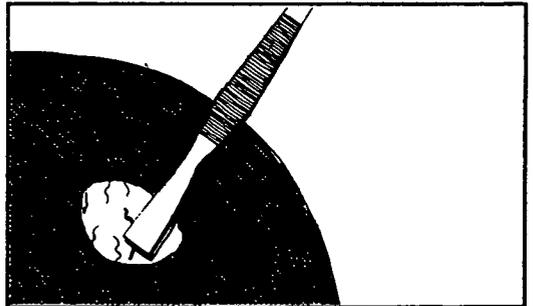
- Pinzas estériles (flameadas)
- Un portaobjetos
- Un cubreobjetos
- Azul algodón de lactofenol (reactivo No. 33), si se cuenta con este material
- Hidróxido potásico (reactivo No. 41) en proporción de 200 g/l (20%)
- Una lámpara de alcohol.



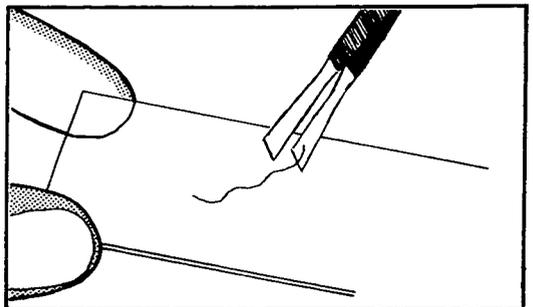
#### OBTENCION DE LA MUESTRA

Escoja un pelo conveniente, que se encuentre dentro de las placas de calvicie, pero cerca del borde. El pelo infectado es corto, quebradizo, se halla retorcido y es más opaco que los demás; a veces existe cierto tipo de pus seco en la raíz.

Ponga las pinzas precisamente en la base del pelo. Tire con firmeza, pero gradualmente. El pelo afectado generalmente se fija con escasa firmeza en su folículo y es fácil extraerlo.

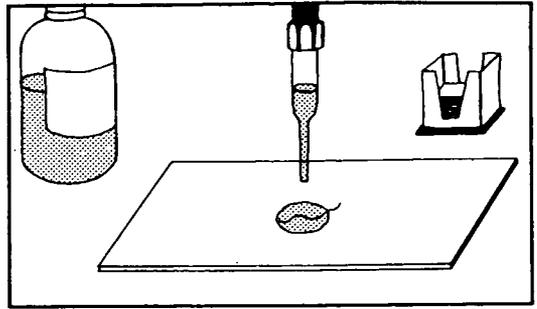


Coloque el pelo en el centro del portaobjetos. Conviene tomar pelos de varias placas (aproximadamente 10 pelos en total). En el mismo portaobjetos se pueden colocar 3 ó 4 pelos.



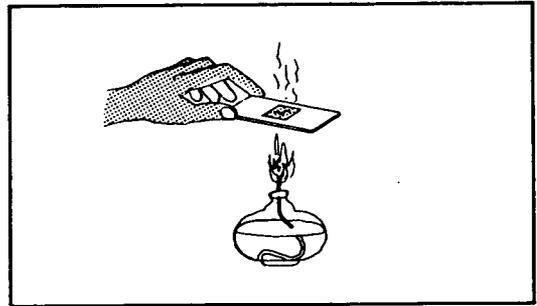
## PREPARACION DEL PORTAOBJETOS

1. Deposite sobre los pelos una gota de azul de lactofenol o de hidróxido potásico al 20%. Cúbralo con un cubreobjetos.



2. Pase el portaobjetos rápidamente 4 veces a través de la llama del mechero Bunsen para calentarlo (o sosténgalo sobre la llama de una lámpara de alcohol durante medio minuto).

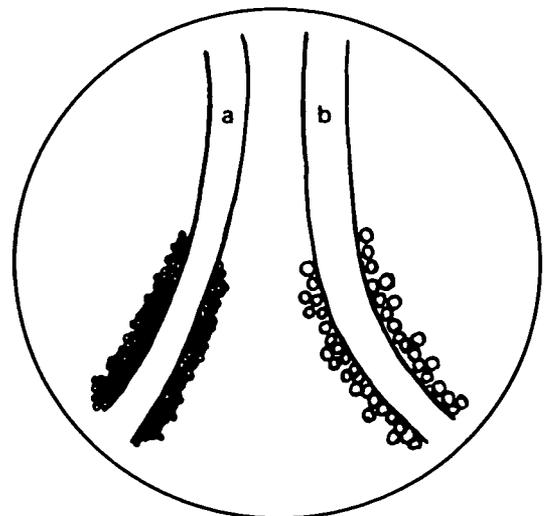
**Advertencia:** El colorante y especialmente el hidróxido potásico pueden hervir súbitamente y borbotear. Tenga el rostro convenientemente alejado del portaobjetos durante el calentamiento.



## EXAMEN MICROSCOPICO

Examine la preparación con el objetivo x 40 (de alto poder) y después, si es necesario, utilice el objetivo de inmersión en aceite. Búsquense esporas (gránulos voluminosos y redondeados, con membrana transparente) alrededor o en el interior del pelo.

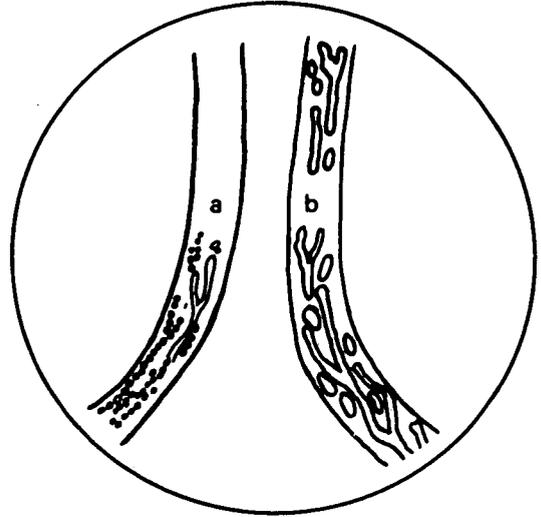
1. *Esporas que se encuentran alrededor del pelo*  
Estas esporas se denominan *ectothrix*. Forman una envoltura en la base del pelo y se pueden observar las siguientes:
  - (a) *Ectothrix de esporas pequeñas:* estas esporas, de tamaño sumamente reducido (2 - 3  $\mu\text{m}$ ) se agrupan en varias capas (microesporas)
  - (b) *Ectothrix de esporas grandes:* estas suelen medir 5 - 8  $\mu\text{m}$  y se presentan en una o dos capas (megaesporas).



2. *Esporas y filamentos que se encuentran en el interior del pelo*

Se llaman *endothrix*. Se pueden hallar las siguientes:

- (a) *Endothrix*: cadenas de esporas grandes (4 - 8  $\mu\text{m}$ ) frecuentemente dispuestas junto a filamentos de micelio.
- (b) *Filamentos de micelio*: estos filamentos son claros y gruesos (4 - 5  $\mu\text{m}$  de anchura), torcidos y fragmentados; se rodean de burbujas de aire en el interior del pelo y se observan principalmente en preparaciones hechas con hidróxido potásico. En el cuero cabelludo se forman pequeñas costras amarillas en la base de cada pelo infectado.



**Importante:**

Estos exámenes pueden ser difíciles, especialmente en las primeras etapas de la enfermedad.

En caso de duda tome un pelo aparentemente normal, de la misma longitud que el pelo enfermo, y colóquelo sobre el portaobjetos al lado del pelo infectado, para compararlos. Solamente por medio de cultivos se puede determinar con exactitud la especie de hongo que causa la infección.

**REGISTRO DEL RESULTADO**

Examen microscópico directo de pelo:

- Se observaron microesporas ectothrix.
- Se observaron filamentos endothrix con burbujas de aire en el interior del pelo.

**Obtención de muestras con el uso de luz ultravioleta**

En los laboratorios especializados las muestras de pelo se obtienen en cuartos oscuros. La cabeza del paciente se examina bajo luz ultravioleta. El pelo infectado por tija suele ser fluorescente y se observa con facilidad.

## **TERCERA PARTE**

## A. EXAMEN DE ORINA

### 1. Recolección y aspecto de las muestras de orina

Las muestras de orina se deben recoger:

- de la manera apropiada
- en los recipientes indicados.

Si estas muestras no se recogen adecuadamente, los resultados que se obtengan en el laboratorio no serán confiables.

#### HORAS MAS CONVENIENTES PARA OBTENER LAS MUESTRAS

*En el hospital:* cuando solo se necesite una muestra, lo más conveniente es obtenerla a primera hora de la mañana (la orina se encuentra concentrada).

*En el dispensario:* si es posible, hágase que el paciente produzca la muestra en el propio dispensario.

*Esquistosomiasis:* el mejor horario para obtener muestras que se examinarán en busca de huevos es entre las 11 h y las 17 h (véase la página 178).



#### MUESTRAS DE 24 HORAS (solicitadas ocasionalmente)

La orina se reúne en un frasco de vidrio claro, de 2 litros, con tapa. El paciente deberá orinar en la mañana, al levantarse; esta orina no se recoge. Posteriormente toda la orina que se produzca durante el resto del día se reunirá en el frasco, así como toda la que se produzca en el curso de la noche. Al día siguiente, cuando el paciente se levante, deberá depositar en el frasco la primera orina de la mañana. El frasco se llevará inmediatamente al laboratorio. Ahí se determinará el volumen de la orina con un cilindro medidor y se hará el registro correspondiente.

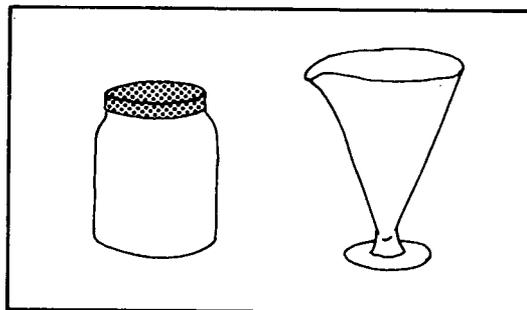
#### RECIPIENTES PARA MUESTRAS

Para la orina que se recoja en el cuarto del paciente úsese:

- un frasco de boca ancha, con tapa. (Si la muestra se emplea en exámenes bacteriológicos, se deberá depositar en un recipiente estéril.)

Para la orina que se obtenga en el laboratorio úsese:

- un vaso cónico para orina, limpio, o bien,
- cualquier recipiente o frasco de vidrio, limpios.



#### CANTIDAD DE ORINA QUE SE DEBE REUNIR

Recójense por lo menos 50 ml en un recipiente apropiado.

## HIGIENE PERSONAL PREVIA A LA OBTENCION DE LA ORINA

**Mujeres:** las pacientes deberán lavar el área genital en todos los casos.  
Evítese la recolección de muestras de orina durante los periodos menstruales.

**Hombres:** el lavado solo es necesario cuando se han de efectuar exámenes bacteriológicos.

## METODOS DE RECOLECCION

### *Muestras obtenidas a la mitad de la micción:*

Este tipo de muestras se necesita para toda clase de exámenes.

### *3 muestras separadas:*

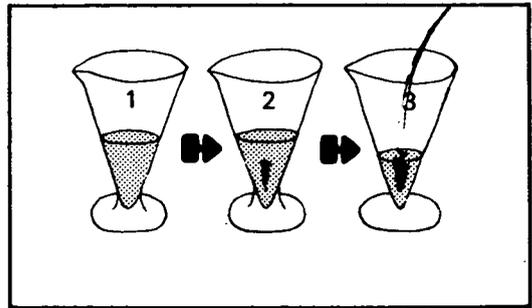
Estas se solicitan algunas veces por los médicos. El paciente orina sin detenerse en 3 vasos sucesivos, marcados con los números 1, 2 y 3. De esta manera se puede determinar, por ejemplo, cuál de los vasos contiene la mayor cantidad de sangre, pus, etc.

### *Muestras obtenidas con sonda:*

La obtención de orina por medio de una sonda debe ser efectuada por un médico o una enfermera capacitados. Este procedimiento se emplea para llevar a cabo algunos ensayos bacteriológicos, principalmente en mujeres. Sin embargo, generalmente se aceptan para este fin muestras obtenidas de la manera habitual después de limpiar el área genital.

### *Niños:*

La orina se puede recoger en una bolsa de material plástico con boca adhesiva. Esta bolsa se fija alrededor de los órganos genitales del niño durante 1 - 3 horas, dependiendo del examen solicitado. Se pueden emplear las bolsas para colostomía.



## ASPECTO DE LA ORINA

Describase el aspecto de la orina:

- el color, ya sea amarillo, oscuro, castaño o incoloro
- indíquese si la orina es clara o turbia.

## 2. Gravedad específica y pH de la orina

### GRAVEDAD ESPECIFICA (GE)

La gravedad específica se mide por medio de un urinómetro calibrado de 1,000 a 1,060. (La gravedad específica del agua es de 1,000 a una temperatura de 20°C).

La temperatura de la orina también se debe medir para calcular correctamente la gravedad específica.

### Utilidad del ensayo

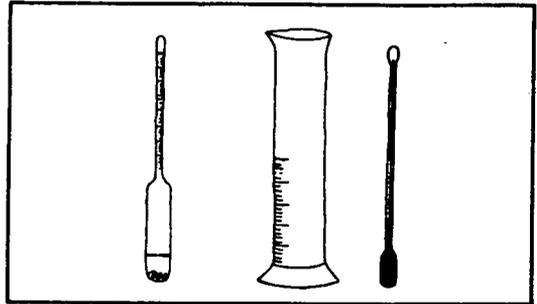
La gravedad específica de la orina varía de acuerdo con el funcionamiento de los riñones.

- Orina concentrada = GE elevada.
- Orina diluida = GE baja.

### Materiales

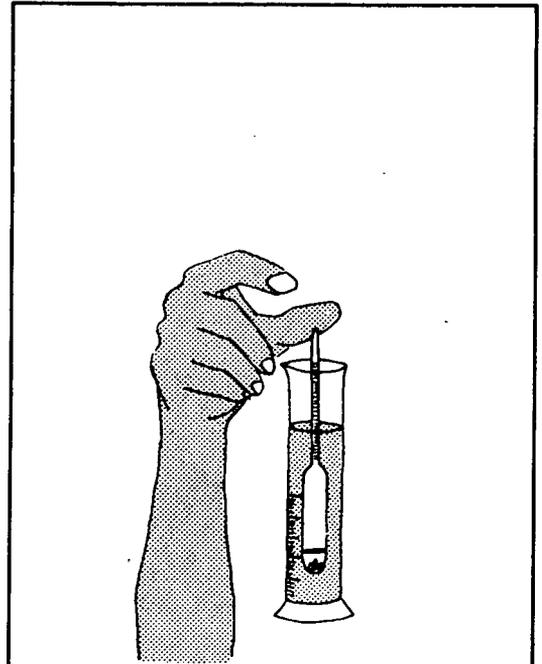
- 1 urinómetro
- 1 termómetro (de 0 – 50°C)
- 1 probeta (50 ml).

Se necesitan por lo menos 40 ml de orina.

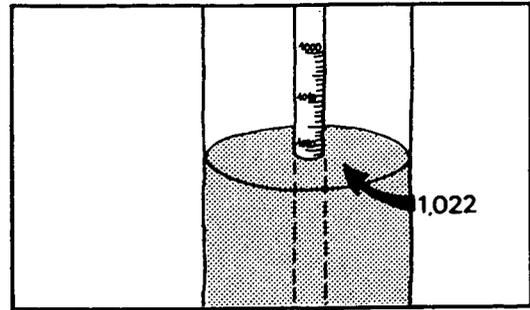


### Método

1. Vierta aproximadamente 40 ml de orina en la probeta.
2. Descienda suavemente el urinómetro en la orina, y suéltese.
3. Espere a que el urinómetro se detenga. No deberá tocar las paredes ni el fondo del cilindro.



4. Léase la GE que indique la escala del urinómetro en la superficie de la orina (punto más inferior del menisco).
5. Retire el urinómetro. Mida la temperatura de la orina inmediatamente con el termómetro.



### Cálculos

Observe la temperatura a que se encuentra calibrado el urinómetro (el fabricante la indica marcándola en el instrumento). Habitualmente es de 20°C. Tome nota de la temperatura que se ha medido en la orina.

Añada a la GE registrada:

- 0,001 por cada 3°C que mida la temperatura de la orina por arriba de la temperatura de calibración del urinómetro.

En el caso contrario reste de la GE que se ha registrado:

- 0,001 por cada 3°C que tenga la temperatura de la orina por debajo de la temperatura de calibración.

### Ejemplo

El urinómetro se ha calibrado a 20°C.

La temperatura de la orina es de 26°C.

La GE medida es de 1,021.

La temperatura de la orina es 6°C mayor que la temperatura de calibración.

Añada a la GE:

$$6 \times 0,001 = 2 \times 0,001 = 0,002$$

Por lo tanto, la GE real de la orina será:  
 $1,021 + 0,002 = 1,023$ .

### Resultados

GE normal: 1,020 (variación normal: 1,010–1,025).

GE baja: menos de 1,010\* (trastornos renales o endocrinos).

GE elevada: superior a 1,025 (glucosuria, proteinuria).

\*Una cifra reducida carece de importancia si el paciente ha ingerido una gran cantidad de líquidos antes del ensayo.

### Cuidado del urinómetro

Cada 3 meses verifique la precisión del urinómetro con agua destilada que se encuentre a la temperatura de calibración. La escala deberá marcar 1,000.

## MEDICION DEL pH

### Utilidad del ensayo

La orina normal producida recientemente es ligeramente ácida, con un pH de 6,0 aproximadamente. En ciertas enfermedades el pH de la orina puede aumentar o disminuir.

### Principio

Se sumergen en la orina piezas de papel indicador de colores.

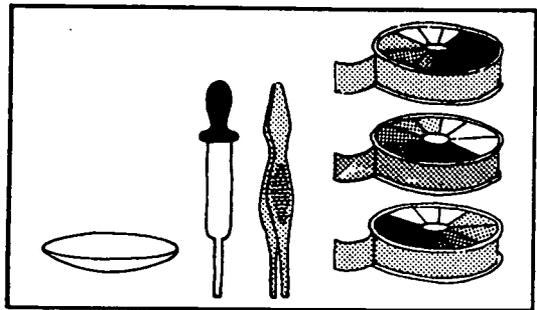
El color cambia según el pH.

Los papeles se comparan entonces con un cuadro testigo estandarizado en el que figuran las cifras correspondientes.

### Materiales

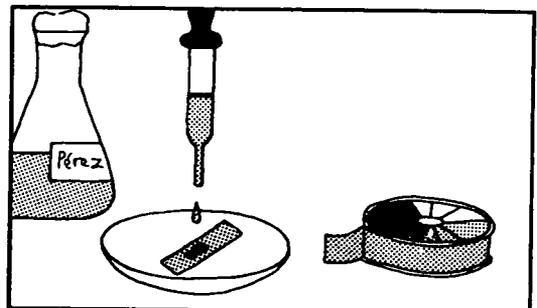
- Cristales de reloj
- 1 gotero
- 1 tenacilla
- Papeles indicadores de tipo universal (para medir pH de 1 a 10)
- Papeles indicadores de graduación limitada: para el intervalo de 5,0 – 7,0 y el intervalo de 6,0 – 8,0.

La orina en que se haga el ensayo deberá ser *fresca*.

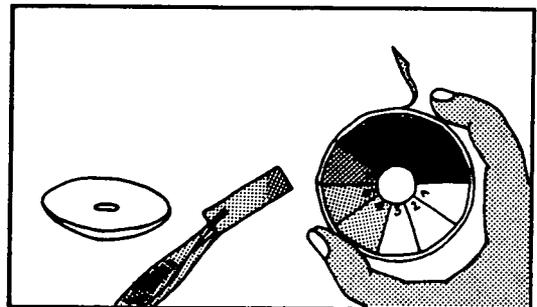


### Método

1. En un cristal de reloj ponga una tira de papel indicador de tipo universal (pH 1 – 10). Deposite en el papel indicador algunas gotas de orina *fresca*.



2. Con la tenacilla tome la tira de papel indicador. Compare el color que se ha producido con los que figuran en el cuadro estandarizado. Vea la cifra del pH en la unidad cuyo color corresponda más estrechamente al de la tira de papel.



3. Según el resultado obtenido tómese una tira de papel de graduación limitada que sea adecuada para el caso.

#### Ejemplo:

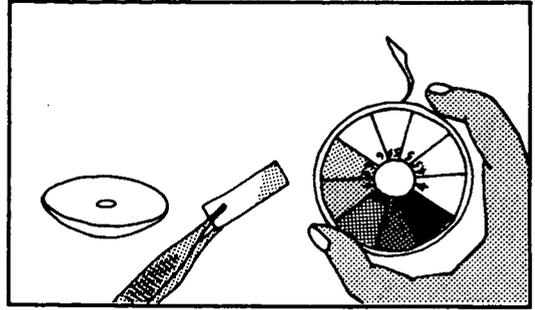
- pH 6: papel indicador con intervalo de 5,0 – 7,0
- pH 8: papel indicador con intervalo de 6,0 – 8,0.

4. Repita el ensayo en otro cristal de reloj, utilizando papel indicador de graduación limitada.

Coteje el pH de la orina por medio del cuadro estandarizado.

*Ejemplo:* pH = 6,0, o pH = 7,5.

El papel indicador también se puede sumergir directamente en la orina, dentro del recipiente, para calcular el pH.



#### Resultados

- pH normal*      aproximadamente 6,0 (límite del intervalo normal, de 5,0 a 7,0 durante el día).
- pH ácido*      4,5 – 5,5 (si persiste, puede obedecer a algunas formas de diabetes, fatiga muscular, o acidosis).
- pH alcalino*    7,8 – 8,0 (infecciones del aparato urinario; alimentación vegetariana).

#### *pH y depósitos de cristales*

La determinación del pH de la orina es útil para identificar depósitos de cristales (véanse las páginas 332–335). Algunos cristales se depositan solo en la orina ácida; otros lo hacen solamente en la orina alcalina.

*Por ejemplo:*

- Orina ácida: oxalatos, ácido úrico.
- Orina alcalina: fosfatos, carbonatos.

---

**Recordatorio:**    Los líquidos ácidos tienen un pH de 0 – 7 (0 es el más ácido).  
                         Los líquidos alcalinos tienen un pH de 7 – 14 (14 es el más alcalino).

### 3. Detección y cálculo de glucosa en la orina

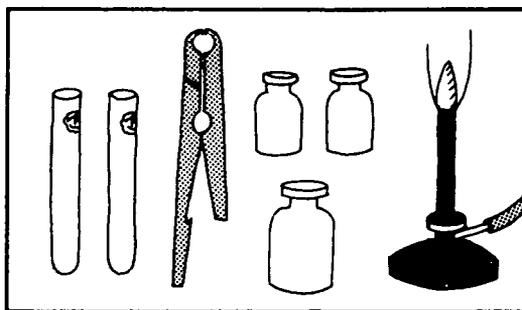
#### Principio

La glucosa (azúcar que se encuentra en la orina de los diabéticos) es una sustancia reductora: reduce el sulfato cúprico, de color *azul*, de la solución de Benedict, a óxido cúprico *rojo*, que es insoluble.

#### METODO DE BENEDICT

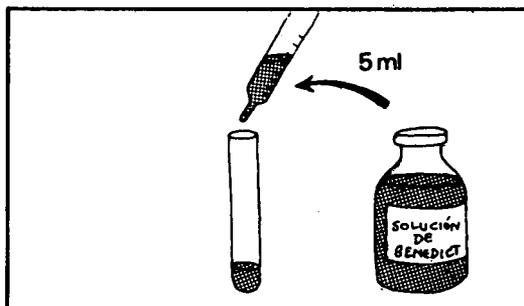
##### Materiales

- Tubos de ensayo de vidrio Pyrex
- Un portatubos de madera
- Un vaso para análisis
- Un mechero Bunsen
- Frascos para penicilina
- Una pipeta
- Solución cualitativa de Benedict (reactivo No. 9)

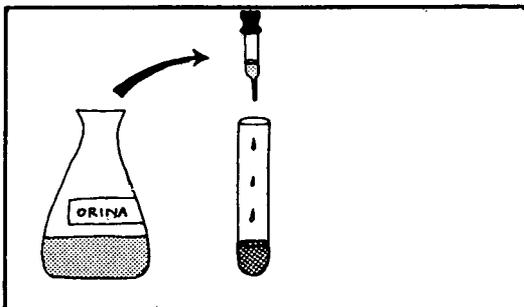


##### Método

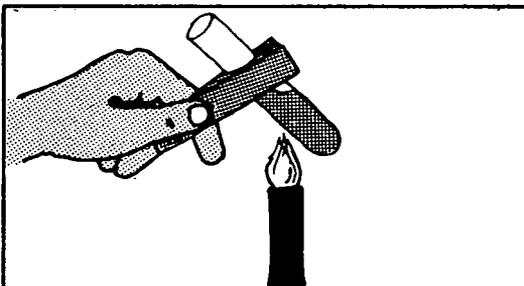
1. Con una pipeta deposite 5 ml de solución de Benedict en un tubo de ensayo.



2. Agregue 8 gotas de orina y mézclelas completamente.



3. Hierva durante 2 minutos en el mechero Bunsen o en una lámpara de alcohol, o sostenga el tubo dentro de un vaso para análisis o un bote con agua hirviendo durante 5 minutos.
4. Deje enfriar la mezcla a la temperatura ambiente.



## Resultados

Examine la mezcla para saber si hay cambios de color o precipitados.

| Color                                | Resultados (presencia de glucosa) | Concentración aproximada (mmol/litro) |
|--------------------------------------|-----------------------------------|---------------------------------------|
| Azul                                 | Negativo                          | 0                                     |
| Verde                                | Huellas                           | 14                                    |
| Verde con precipitado amarillo       | +                                 | 28                                    |
| Desde amarillo hasta verde oscuro    | ++                                | 56                                    |
| Castaño                              | +++                               | 83                                    |
| Desde anaranjado hasta rojo ladrillo | ++++                              | 111 ó más                             |

*Nota:* Para detectar azúcar en la orina por medio de tiras reactivas véase la página 323.

## 4. Detección y cálculo de proteínas en la orina

### DETECCION DE PROTEINAS EN LA URINA

#### METODO DEL ACIDO SULFOSALICILICO AL 30%

##### Principio

Cuando se agrega ácido sulfosalicílico a una muestra de orina que contenga proteínas se forma un precipitado blanco.

##### Orina

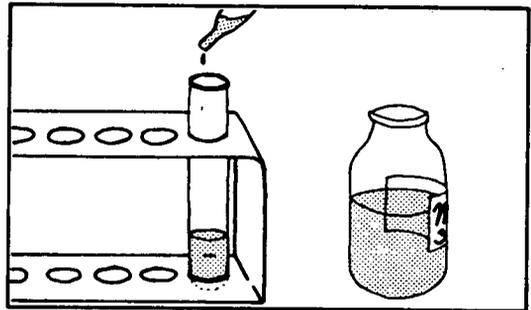
La orina deberá ser clara. Si es turbia fíltrese con un filtro de papel o utilice el líquido flotante de una muestra que se haya centrifugado.

##### Materiales

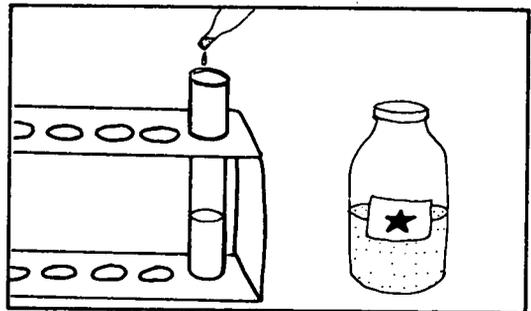
- Tubos de ensayo
- Una pipeta de 5 ml, graduada
- Solución acuosa de ácido sulfosalicílico en proporción de 300 g/l (reactivo No. 50).

##### Método

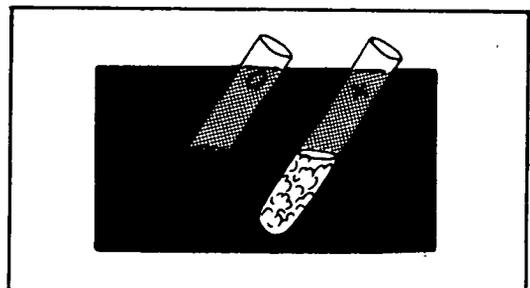
1. Con una pipeta depositense 5 ml de orina en un tubo de ensayo.



2. Mediante una pipeta con gotero añada 2 gotas de solución de ácido sulfosalicílico a la orina contenida en el tubo de ensayo.



3. Compárese este tubo con otro, que contenga orina no tratada, sobre un fondo negro.



## Resultados

### Resultado positivo

Al añadir el reactivo se forma un precipitado blanco. Esta técnica es útil cuando se debe efectuar el ensayo con numerosas muestras. Notifíquense los resultados de la manera siguiente:

|      |       |                                |
|------|-------|--------------------------------|
| +    | ..... | huellas                        |
| ++   | ..... | cantidad pequeña               |
| +++  | ..... | cantidad mediana               |
| ++++ | ..... | gran cantidad (aspecto opaco). |

### Resultado negativo

No se forma el precipitado blanco al agregar el reactivo.

*Nota:* Para la detección de proteínas mediante cintas reactivas véase la página 323.

---

## CALCULO DE LAS PROTEINAS EN LA ORINA

### Principio

Este es un ensayo cuantitativo en que se usan el método del ácido sulfosalicílico y tubos estandarizados con proteínas (proteínómetros) para calcular la cantidad de albúmina por comparaciones visuales.

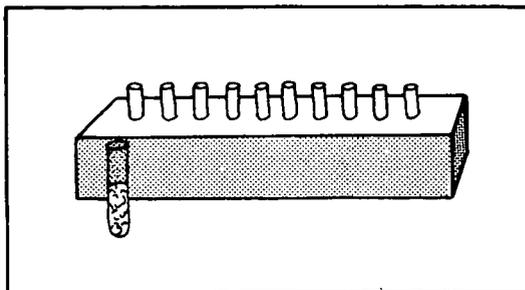
---

### Materiales

- Solución de ácido sulfosalicílico en proporción de 30 g/l (3%) (reactivo No. 51)
  - Tubos estandarizados con proteínas.
- 

### Método

1. Con una pipeta deposítese 1 ml de orina en un tubo pequeño, del mismo calibre que los tubos estandarizados.
  2. Añádanse 3 ml de solución de ácido sulfosalicílico. Mézclese y déjese reposar 5 minutos.
- 



3. Compare la turbidez del tubo en que se ha hecho el ensayo con la de los tubos estandarizados.
-

**Resultados**

Notifique la cantidad de albúmina en g/l. \* Si el resultado es superior a 1 g/l, diluya la orina con solución de cloruro sódico y repita el ensayo, haciendo los ajustes necesarios en los cálculos.

**Ejemplo:**

Para una dilución de orina de 1 x 4 utilice 0,25 ml de orina y 0,75 ml de solución de cloruro sódico. Mézclense. Multiplique por 4 el resultado que se obtenga.

---

\*Para convertir los valores expresados en mg/100 ml en valores que se expresen en g/l, divídase entre 100.

Ejemplo:  $100 \text{ mg}/100 \text{ ml} \times 0,01 = 1 \text{ g/l}$ .

## 5. Pigmentos biliares en la orina

### Utilidad del ensayo

La bilis que segrega el hígado contiene sustancias de color amarillo verdusco: los pigmentos biliares. En algunos padecimientos hepáticos (que producen ictericia), así como en ciertas anemias y estados infecciosos los pigmentos biliares pueden pasar a la circulación sanguínea y ser excretados en la orina.

### Principio

Cuando se añade yodo (solución yodurada de Lugol o tintura de yodo) a orina que contenga pigmentos biliares se forma un color verde.

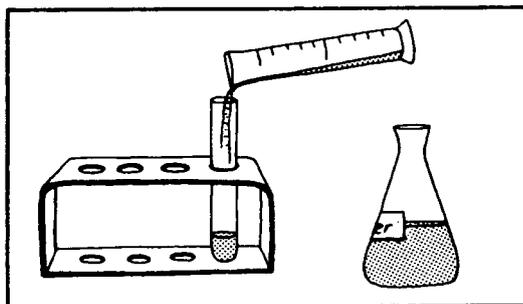
### A. ENSAYO DEL LUGOL

#### Materiales

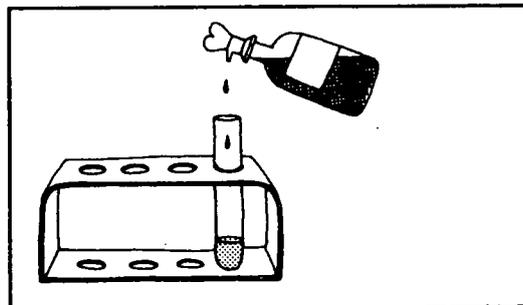
- Tubos de ensayo y una gradilla
- Una probeta de 10 ml
- Solución yodurada de Lugol (reactivo No. 35)
- Una pipeta gotera.

#### Método

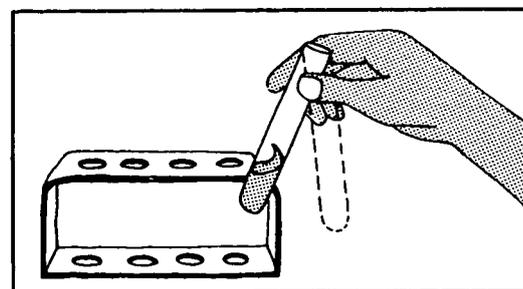
1. En un tubo de ensayo colóquense:
  - 4 ml de orina.



2. Agregue:
  - 4 gotas de solución yodurada de Lugol.



3. Agítese el tubo.  
Observe el color que se forme inmediatamente.



## Resultados

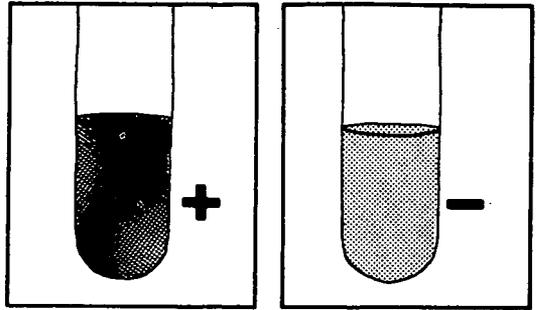
### Resultado negativo

Se forma un ténue color castaño amarillento.

### Resultado positivo

Se produce un color verde:

- verde pálido: +
- verde intenso: ++

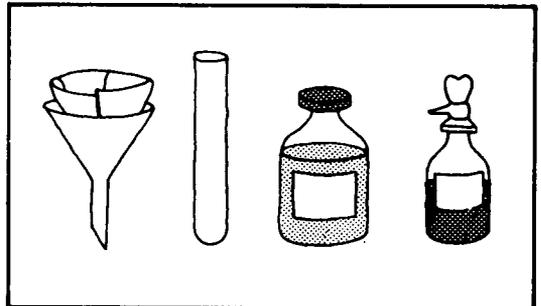


## B. ENSAYO DEL REACTIVO DE FOUCHET

Este ensayo es más sensible y con él se confirman los resultados que se obtengan por la técnica del yodo.

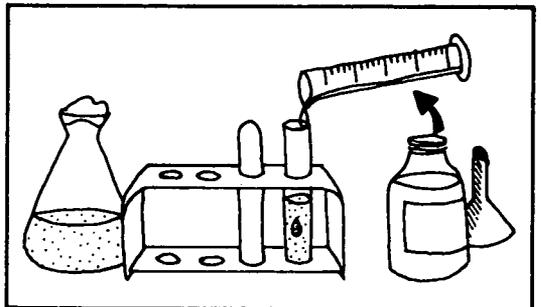
### Materiales

- Tubos de ensayo
- Un embudo
- Filtro de papel
- Una pipeta gotera o un frasco gotero
- Una probeta de 10 ml
- Solución acuosa de cloruro bórico en concentración de 100 g/l (10%) (reactivo No. 8)
- Reactivo de Fouchet (reactivo No. 27).



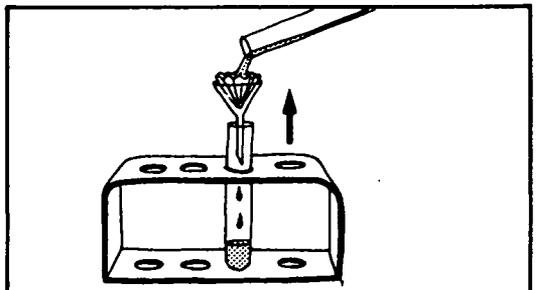
### Método

1. Mezcle en un tubo de ensayo:
  - 5 ml de orina
  - 2,25 ml de solución de cloruro bórico.Se formará un precipitado.

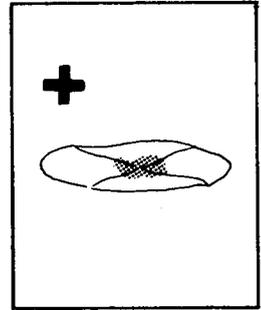
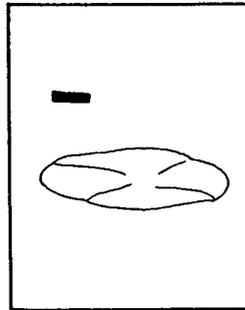
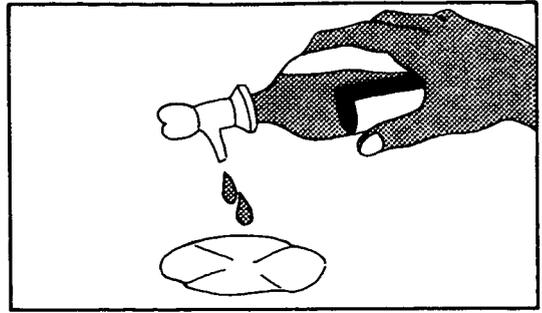


2. Filtre la mezcla.

El precipitado (que contiene los pigmentos biliares) se quedará en el filtro de papel.



3. Desdoble el filtro de papel.  
Agréguese al precipitado detenido en el filtro:  
– 2 gotas de reactivo de Fouchet.



**Resultados**

*Resultado negativo:* el color no cambia.

*Resultado positivo:* el precipitado toma un color verde.

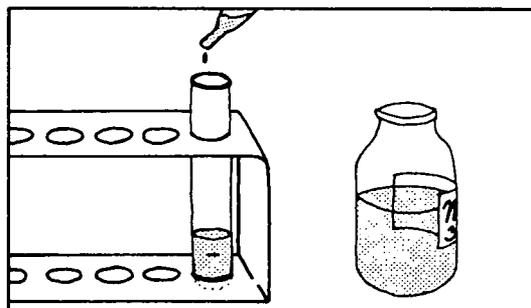
## 6. Urobilinógeno en la orina

### MATERIALES

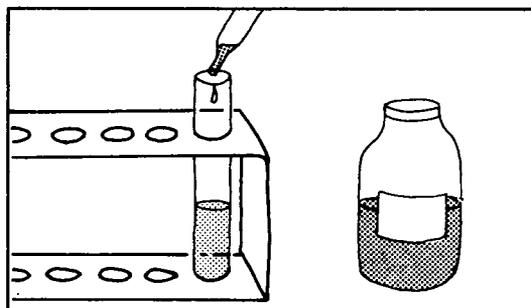
- Reactivo de Ehrlich (véase el reactivo No. 18).
- Un tubo de ensayo.

### METODO

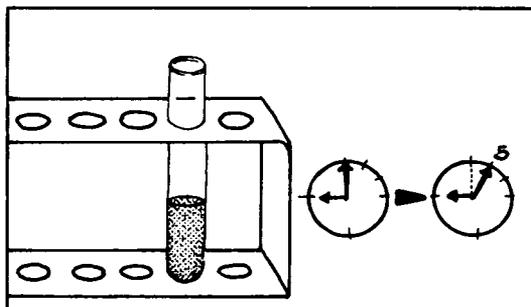
1. Con una pipeta coloque 5 ml de una muestra de orina fresca en un tubo de ensayo. (Si la orina no se utiliza con prontitud el urobilinógeno se oxidará y formará urobilina, que no se puede detectar por medio del reactivo de Ehrlich.)



2. Añada 0,5 ml de reactivo de Ehrlich.



3. Déjese reposar 5 minutos.



### RESULTADOS

*Color rojo intenso:* indica que la cantidad de urobilinógeno ha aumentado.

*Color de rosa a castaño ténues:* indican que la cantidad de urobilinógeno es normal.

*Nota:* Véase el uso de tabletas indicadoras en la página 324.

## 7. Sustancias cetónicas en la orina

---

### Utilidad del ensayo

La orina normal no contiene cuerpos cetónicos.

La acetona y otros cuerpos cetónicos se pueden encontrar en la orina:

- en casos de diabetes grave o sin tratamiento
- durante algunas otras alteraciones (deshidratación, vómito, desnutrición o ejercicio violento).

### Principio

Cuando se añade pentacianonitrosilferrato (2-) sódico (llamado también nitroprúcido sódico)\* a orina que contenga cuerpos cetónicos, se vuelve de un color violeta.

---

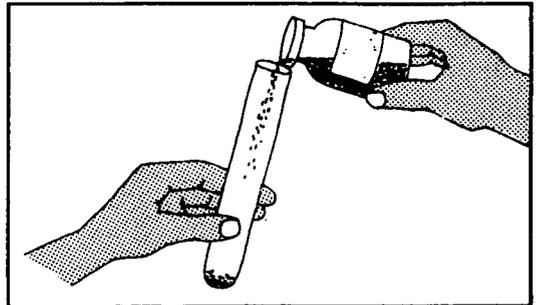
### MATERIALES

- Tubos de ensayo
- Una gradilla
- Una probeta de 10 ml
- Una pipeta gotera
- Pentacianonitrosilferrato (2-) sódico (cristales)
- Acido acético glacial
- Amoníaco.

### METODO

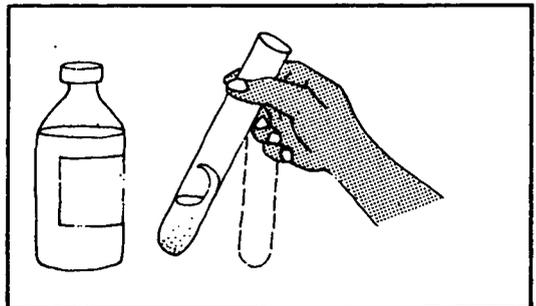
#### 1. Preparación de la solución de pentacianonitrosilferrato (2-) sódico

Inmediatamente antes de llevar a cabo el ensayo deposite algunos cristales de pentacianonitrosilferrato (2-) sódico en un tubo de ensayo (solo los suficientes para cubrir el fondo del tubo).



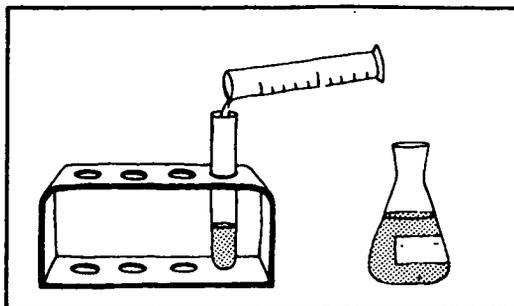
#### 2. Agregue 5 ml de agua destilada.

Agítese bien hasta que los cristales casi se hayan disueltos. No espere que se disuelvan todos los cristales, puesto que la solución estará saturada.

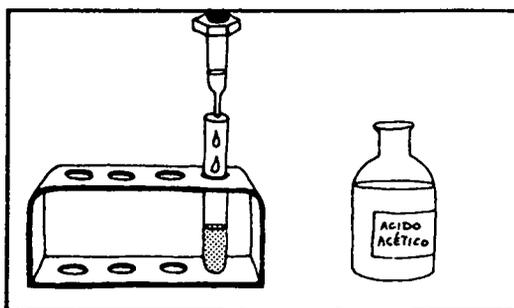


\*En la etiqueta del frasco de que disponga en su laboratorio pueden figurar el nombre recomendado internacionalmente, pentacianonitrosilferrato (2-) sódico, o el más antiguo y ampliamente usado, aunque no recomendado, nitroprúcido. Ambos nombres corresponden a la misma sustancia, pero diferentes fabricantes usan uno u otro.

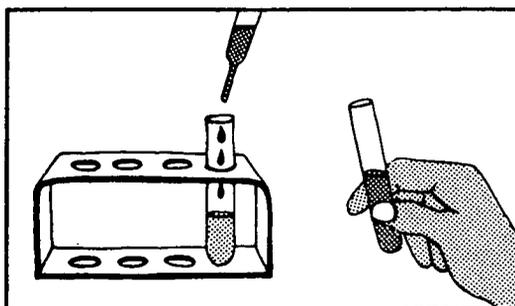
3. En otro tubo de ensayo mézclense:  
– 10 ml de orina.



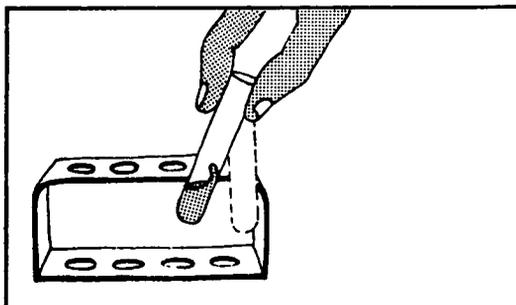
4. Añada a la orina:  
– 10 gotas de ácido acético.



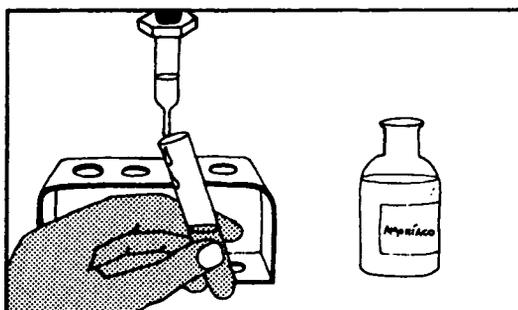
5. A continuación agregue:  
– 10 gotas de la solución recientemente preparada de pentacianonitrosilferrato (2-) sódico.



6. Mézclase bien.



7. Apoyando el extremo de la pipeta en la pared interior del tubo, deslice 20 gotas (1 ml) de solución de amoníaco sobre la superficie del líquido. Espere durante 5 minutos.



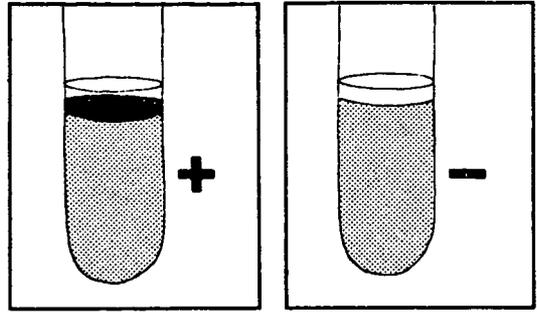
## RESULTADOS

*Resultado negativo:* el color no cambia.

*Resultado positivo:* se forma un anillo de color violeta en la superficie.

Anillo de color de rosa: +. Anillo rojo: ++.

Anillo violeta intenso: +++.



*Nota:* Véase el uso de tabletas o papeles indicadores en la página 323.

## 8. Uso de tabletas y papeles indicadores en los exámenes de orina

---

### Principio

Estos reactivos son productos comerciales. Pueden ser:

- cintas de papel que se sumergen en la orina
- tabletas sobre las cuales se depositan gotas de orina
- tabletas que se ponen en contacto con la orina.

Cuando el resultado es positivo hay un cambio de color.

---

### Instrucciones y precauciones

*Conservación:* conserve estos productos en lugares muy secos. Coloque el tapón en el frasco correspondiente inmediatamente después de usarlos.

Siga las instrucciones del fabricante.

---

### Utilidad

*Ventajas:* este método es rápido, fácil y no requiere utensilios de vidrio, balanzas o sustancias químicas.

*Inconvenientes:* estos reactivos suelen ser costosos. Algunos resultados son difíciles de interpretar. En ciertos casos las cintas o tabletas son poco estables y no reaccionan.

---

### A. Cintas reactivas

Siga las instrucciones del fabricante.

---

### B. Tabletetas

La manera de usarlas depende del ensayo que se pretenda realizar; véase más adelante.

---

## TIPOS DE TABLETAS Y PAPELES INDICADORES\*

### 1. Ensayo de la glucosuria

Papeles (impregnados generalmente con glucosa oxidasa y reactivos de color).

Resultado positivo: se forma en el papel un color violeta azulado.

#### *Ventajas*

Las cintas de papel tratadas con glucosa oxidasa son específicas para los ensayos de la glucosa. Se pueden utilizar para confirmar un resultado débilmente positivo que se haya obtenido por medio de ensayos que no sean específicos.

---

### 2. Ensayo de la proteinuria

Papeles (impregnados con azul de tetrabromofenol).

Resultado positivo: por lo general el papel toma un color verde amarillento (huellas de proteínas) o verde azulado (resultado intensamente positivo).

#### *Inconveniente*

Con frecuencia, los papeles para el ensayo de proteínas son demasiado sensibles y pueden dar resultados débilmente positivos que son falsos.

---

\*En todos los casos respete absolutamente las instrucciones del fabricante.

### 3. Ensayo de cuerpos cetónicos

Papeles (impregnados con pentacianonitrosilferrato (2-) sódico).

Resultado positivo: en el papel se forma un color violeta en menos de 30 segundos.

Tabletas (método habitual):

- colóquese la tableta en un cristal de reloj
- deposítese un gota de orina en la tableta.

Resultado positivo: se forma un color violeta en menos de 30 segundos.

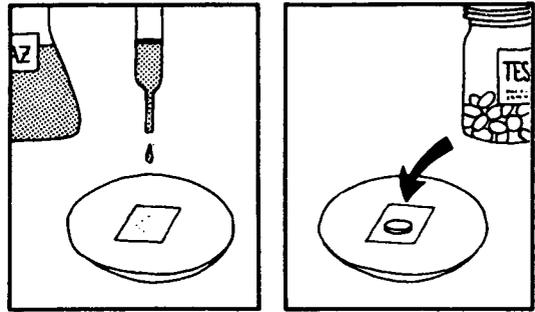
---

### 4. Ensayo del urobilinógeno (*p*-dimetilaminobenzaldehído)

Tabletas. Las tabletas que se encuentran con más frecuencia se usan de la manera siguiente:

1. Coloque una pequeña tira de papel filtro en un cristal de reloj.
2. Deposite 5 gotas de orina en esta tira.
3. Coloque una tableta en el centro de la tira.
4. Deposite 2 gotas de agua en la tableta.

Resultado positivo: se forma un anillo rojo en el papel alrededor de la tableta.



### 5. Ensayo de sangre

Papeles (impregnados con ortotolidina).

Resultado positivo: casi siempre aparece en el papel en menos de 1 minuto un color azul.

---

## 9. Sedimentos urinarios

---

### Principio

La orina contiene elementos microscópicos en suspensión (células, cristales, etc.). Estos elementos se recogen por centrifugación y para examinarlos se pone una gota del sedimento formado entre un portaobjetos y un cubreobjetos.

Como todos estos elementos en suspensión se sedimentan en la orina, si ésta se deja en reposo durante algunas horas, se les llama sedimentos urinarios.

---

### Obtención de la orina

Examine una muestra producida en una sola micción.

Examine asimismo tan pronto como sea posible una muestra de orina fresca obtenida a la mitad de la micción; esta muestra deberá ser:

- obtenida en el mismo laboratorio, o bien
- llevada rápidamente del cuarto del paciente al laboratorio (antes de que transcurran 2 horas desde la micción).

El recipiente será proporcionado por el laboratorio.

A las mujeres se les indicará se laven sus órganos genitales antes de orinar (véase la página 306).

Nunca se examinen muestras de orina que se hayan conservado en el frigorífico.

---

### Utilidad

En ciertas enfermedades del aparato urinario los sedimentos se alteran considerablemente. En estas condiciones se pueden encontrar los elementos siguientes:

- pus
- número anormal de eritrocitos
- cristales anormales, etc.
- diversas formas de parásitos.

### *Preservación de la orina mediante solución de formaldehído*

Para efectuar el examen de sedimento la orina se puede preservar agregando:

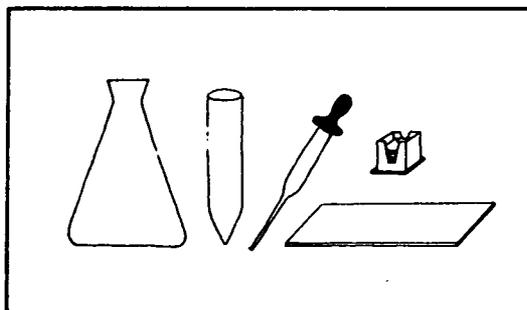
- 8 gotas de solución de formaldehído al 10% por cada 300 ml de orina.

La orina tratada de esta manera no se puede utilizar en otros ensayos, sea cual fuere su naturaleza.

---

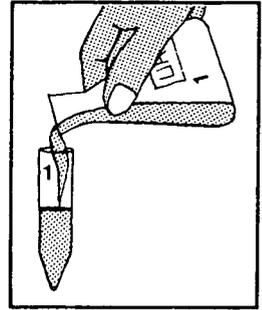
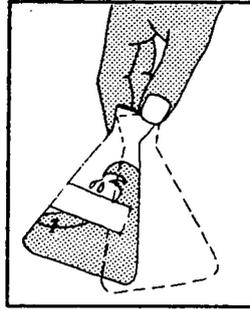
### MATERIALES

- Una centrifuga eléctrica o manual
- Un tubo cónico para centrifugación, de 15 ml
- Una pipeta capilar gotera (pipeta de Pasteur), si es posible, calibrada para suministrar 50 gotas por cada ml
- Un portaobjetos y un cubreobjetos de 20 x 20 mm
- Si es necesario, solución de formaldehído al 10% (reactivo No. 25).

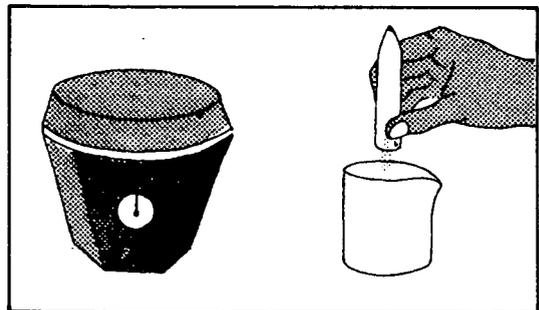


## PREPARACION DEL SEDIMENTO

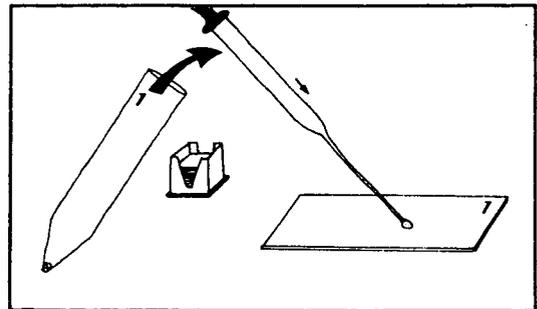
1. Mezcle la orina cuidadosamente.
2. Vierta inmediatamente en un tubo para centrifugación hasta llenar  $\frac{3}{4}$  de su capacidad.
3. Centrifugue a velocidad media durante 5 minutos.



4. En un vaso para análisis vierta la orina flotante invirtiendo el tubo rápidamente, sin sacudirlo.  
(Esta orina se podrá utilizar posteriormente en análisis químicos.)



5. Agite el tubo a fin de que el sedimento forme nuevamente una suspensión.  
Extraiga algunas gotas de esta suspensión con una pipeta.  
Coloque una gota de la suspensión en un portaobjetos y protéjala con un cubreobjetos.  
Numere el portaobjetos con el número que contiene la muestra.



6. Examínela inmediatamente con el microscopio:
  - primero, con el objetivo x 10
  - a continuación, con el objetivo x 40
  - sin filtro de color
  - descendiendo el condensador suficientemente (o reduciendo la abertura de este) a fin de que los elementos transparentes se hagan visibles.

**EN LOS SEDIMENTOS DE ORINA SE PUEDEN ENCONTRAR:**

- eritrocitos
- leucocitos
- levaduras
- *Trichomonas*
- espermatozoides
- células epiteliales
- cilindros
- huevos y larvas de parásitos
- cristales.

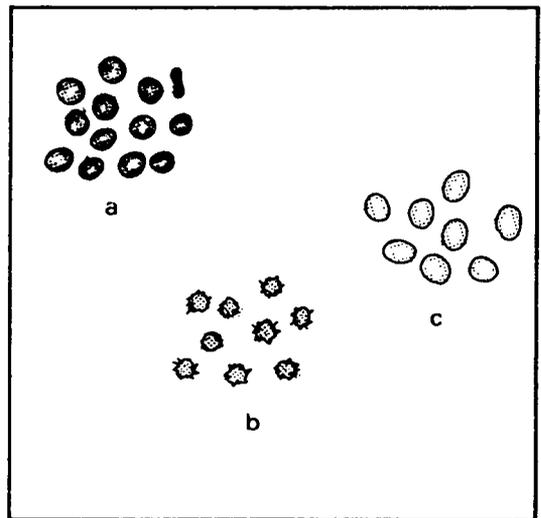
**A. Eritrocitos**

Pueden estar:

- (a) intactos: pequeños discos amarillentos, más oscuros en los bordes ( $8\ \mu\text{m}$ )
- (b) festoneados: con bordes espinosos y diámetro reducido ( $5 - 6\ \mu\text{m}$ )
- (c) henchidos: círculos de poco espesor y diámetro aumentado ( $9 - 10\ \mu\text{m}$ ).

Normalmente no hay eritrocitos en la orina.

*Nota:* Se pueden encontrar eritrocitos en la orina de mujeres si las muestras se obtienen durante el periodo menstrual.

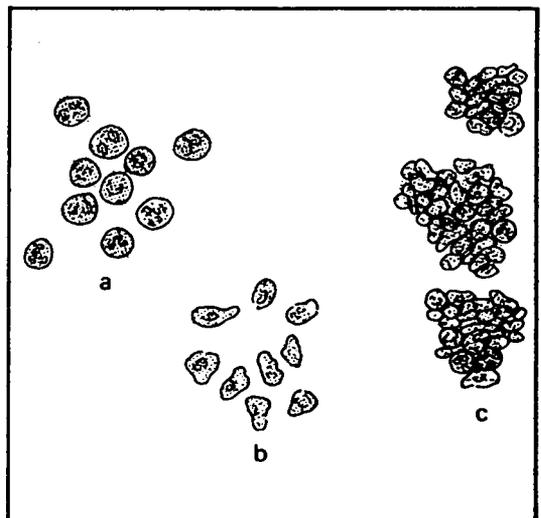


**B. Leucocitos (glóbulos blancos)**

Se pueden hallar:

- (a) intactos: discos claros y granulosos de  $10 - 15\ \mu\text{m}$  (los núcleos pueden ser visibles)
- (b) degenerados: deformes, encogidos, menos granulosos
- (c) como pus: racimos de numerosas células degeneradas.

La existencia de abundantes leucocitos, especialmente en racimos, denota generalmente una infección de los conductos urinarios.



**Cómo expresar la cantidad de eritrocitos y leucocitos encontrados en los sedimentos de orina**

Es importante que se indique *la cantidad* de los diversos elementos que se observen.

También es importante que se use un solo método para expresar las cantidades halladas.

Utilice:

- 1 gota de sedimento urinario (1/50 ml)
- 1 cubreobjetos de 20 x 20 mm
- el objetivo x 40 y oculares x 5 ó x 6  
y examine con el microscopio:

**Eritrocitos**

0 – 10 eritrocitos por campo



escasos eritrocitos  
(normal)

10 – 30 eritrocitos por campo



cantidad moderada de eritrocitos

más de 30 eritrocitos por campo



abundantes eritrocitos

**Leucocitos**

0 – 10 leucocitos por campo



escasos leucocitos  
(normal)

10 – 20 leucocitos por campo



cantidad moderada de leucocitos

20 – 30 leucocitos por campo



abundantes leucocitos

racimos de más de 20 leucocitos  
degenerados



se observaron numerosos leucocitos  
en racimos

racimos de leucocitos y numerosos  
leucocitos degenerados



campo lleno de leucocitos

**C. Levaduras**

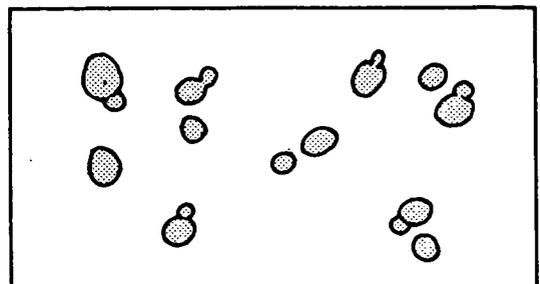
No se deben confundir con eritrocitos.

**Tamaño:** 5 – 12  $\mu\text{m}$

**Forma:** cuerpos redondeados u ovales de *varios* tamaños, que se hallan juntos. Se pueden observar brotes.

No son solubles en ácido acético.

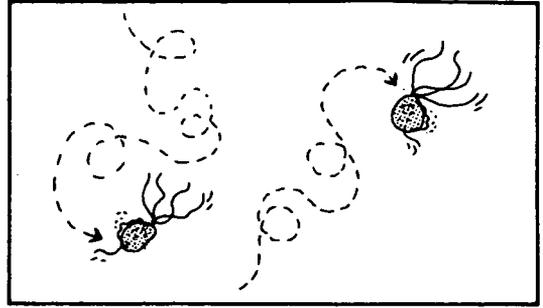
Las levaduras se observan ocasionalmente en muestras de orina que contienen glucosa. Verifique que la orina sea fresca.



#### D. Trichomonas

**Tamaño:** 15  $\mu\text{m}$  (equivalente a 2 eritrocitos)  
**Forma:** redonda, globular  
**Movilidad:** móviles en la orina fresca (giran y se vuelven)

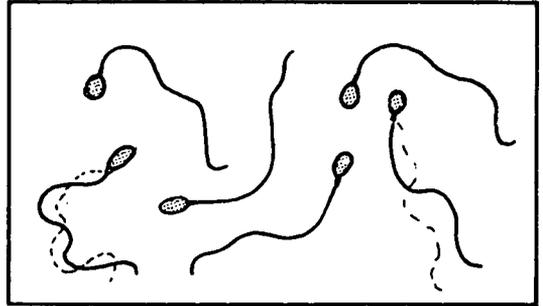
**Membrana undulante:** lateral  
**Flagelos:** 4 flagelos más o menos visibles.  
Véase también la página 187.



#### E. Espermatozoides

Se encuentran ocasionalmente en la orina de hombres.

**Cabeza:** muy pequeña (5  $\mu\text{m}$ )  
**Flagelo:** largo y flexible (50  $\mu\text{m}$ )  
**Movilidad:** móviles en la orina muy fresca.



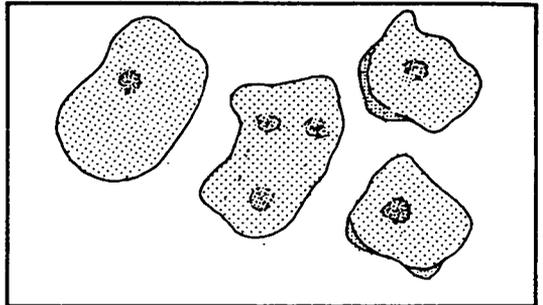
#### F. Células epiteliales

##### 1. Células epiteliales escamosas

Grandes y rectangulares; provienen de la descamación (desprendimiento de células del epitelio de los conductos y órganos urinarios).

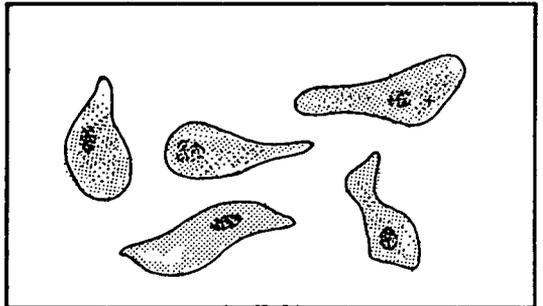
Se originan en:

- el uréter, o
- la vagina.



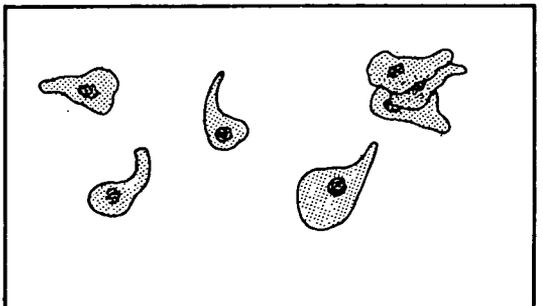
##### 2. Células de la vejiga urinaria

Voluminosas, frecuentemente con formas romboidales y un núcleo claramente visible.



##### 3. Células de la pelvis renal

De tamaño mediano (equivalente al de 3 leucocitos), granulosas, con cierta especie de cola.

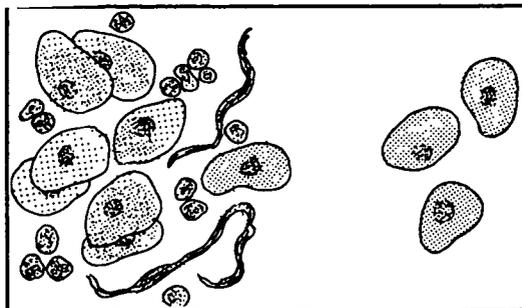


4. *Células del uréter y pelvis renal*

Ovales, de tamaño mediano, con núcleos claramente visibles.

Si son abundantes y se encuentran junto con leucocitos y filamentos, es probable que provengan del uréter.

Si son escasas y no se acompañan de leucocitos pueden ser células de la pelvis renal.



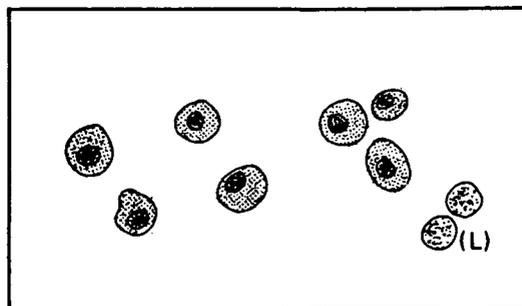
5. *Células renales*

Las células renales son pequeñas:

- su tamaño es el de 1 - 2 leucocitos (L)
- son sumamente granulosa.

Los núcleos refractan la luz y son claramente visibles.

Casi siempre se encuentran junto con las proteínas urinarias.



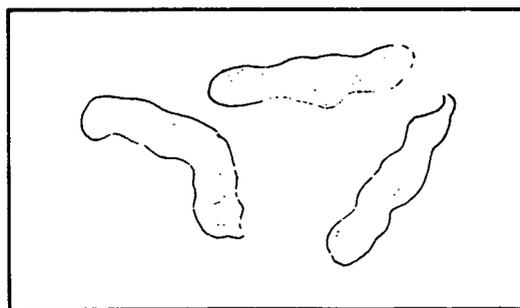
G. *Cilindros*

Los cilindros son cilíndricos y alargados, y cruzan casi todo el campo cuando se examinan con el objetivo x 40. Se forman durante las enfermedades de los túbulos renales, que se pueden llenar de sangre, de otras células y de depósitos de sustancias químicas.

1. *Cilindros hialinos*

Son transparentes y refractan ligeramente la luz; los extremos pueden ser redondeados o delgados.

(Se suelen encontrar en individuos sanos después de esfuerzos musculares intensos.)



2. *Cilindros granulados*

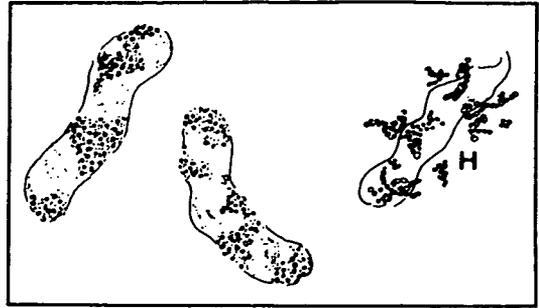
Estos cilindros son más bien cortos, llenos de gránulos voluminosos, de color amarillento y extremos redondeados.

Los gránulos provienen de células epiteliales degeneradas de los túbulos renales.



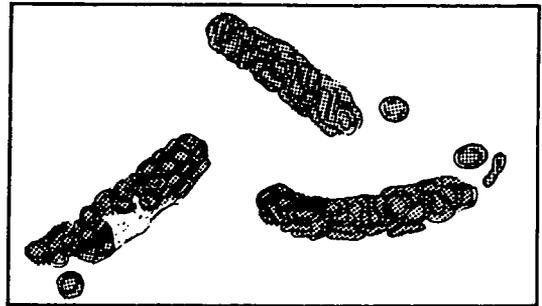
3. *Cilindros de gránulos finos*

Los gránulos de estos cilindros son más pequeños y no llenan el molde completamente. No se deben confundir con los cilindros hialinos (H), que se hallan cubiertos parcialmente por cristales amorfos de fosfatos.



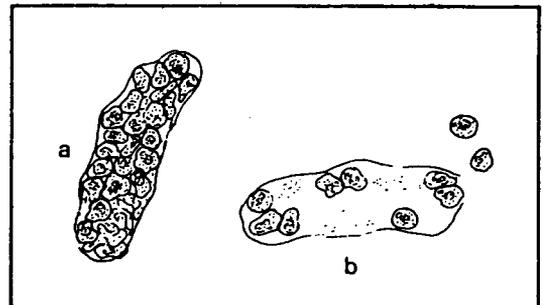
4. *Cilindros sanguíneos*

Estos cilindros se encuentran llenos de eritrocitos más o menos degenerados, de color acastañado.



5. *Cilindros de pus*

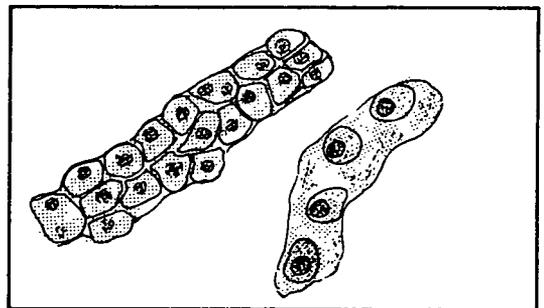
Contienen leucocitos degenerados. Los verdaderos cilindros de pus se llenan completamente de leucocitos (a). Los cilindros hialinos pueden contener algunos leucocitos (b).



6. *Cilindros de células epiteliales*

Se encuentran llenos de células epiteliales de color amarillo pálido.

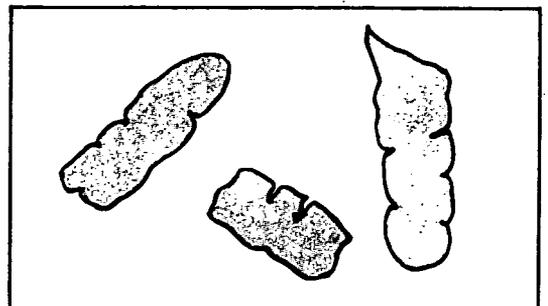
(Para distinguir estas células con mayor facilidad agregue una gota de ácido acético en concentración de 100 g/l (10%) al sedimento.)



7. *Cilindros grasosos (raros)*

Refractan intensamente la luz; son de color amarillento, bordes mellados y claramente visibles, y extremos redondeados. Los cilindros grasosos son solubles en éter e insolubles en ácido acético.

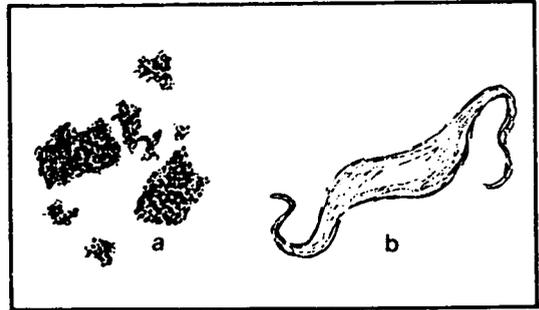
(Se encuentran en casos de enfermedades renales graves.)



### 8. Falsos cilindros

No se deben confundir con cilindros:

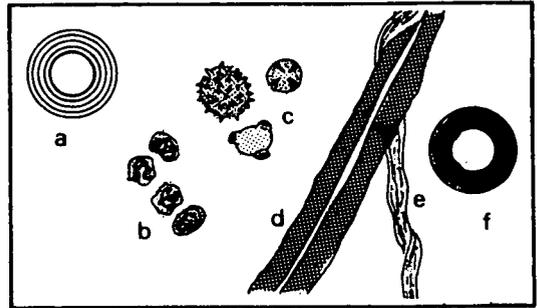
- las acumulaciones de cristales de fosfatos, que son pequeñas y claramente delimitadas (a)
- las acumulaciones de moco translúcido, cuyos extremos se adelgazan hasta tomar forma de hilos (b).



### 9. Diversas sustancias extrañas

Si se usan recipientes o portaobjetos sucios, o las muestras de orina se dejan expuestas al aire, se podrán encontrar las siguientes sustancias extrañas:

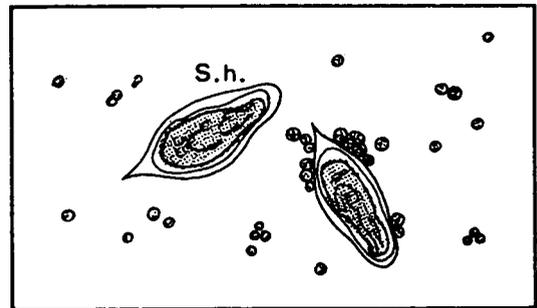
- (a) gotas pequeñas de aceite (refractan la luz)
- (b) gránulos de almidón (se tiñen de negro azulado con la solución yodurada de Lugol)
- (c) granos de polen
- (d) pelos
- (e) fibras de algodón
- (f) burbujas.



### H. Huevos y larvas de parásitos

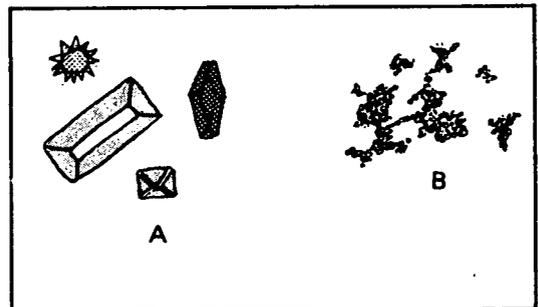
(Véase la página 122)

1. Huevos de *Schistosoma haematobium*: se acompañan de eritrocitos.
2. *Microfilarias* de *W. bancrofti*: la orina es blanquecina y turbia.



### I. Cristales

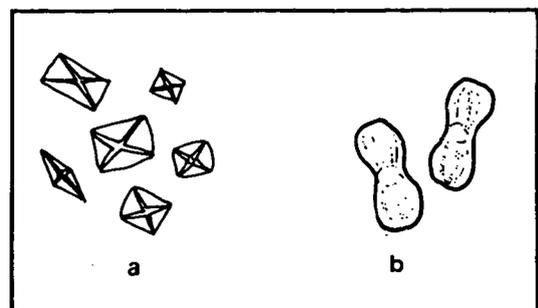
Los cristales tienen formas geométricas uniformes (A), a diferencia de los residuos amorfos, que consisten en acumulaciones de gránulos pequeños sin forma definida (B).



### (a) SEDIMENTOS NORMALES DE CRISTALES

#### 1. Oxalato cálcico (en orina ácida)

- (a) **Forma:** semejan sobres de correo
- Tamaño:** 10 - 20  $\mu\text{m}$  (equivalente a 1 - 2 eritrocitos)
- o bien:
- (b) **Forma:** semejante a cacahuates enteros
- Tamaño:** aproximadamente 50  $\mu\text{m}$ ; refractan intensamente la luz.

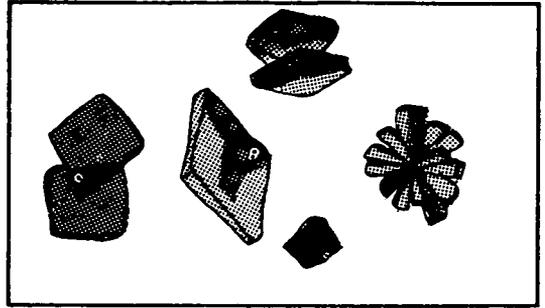


2. *Acido úrico (en orina ácida)*

**Forma:** variada (cuadros, rombos, cubos o forma de "rosas")

**Tamaño:** 30 - 150  $\mu\text{m}$

**Color:** amarillo o rojo parduzco.

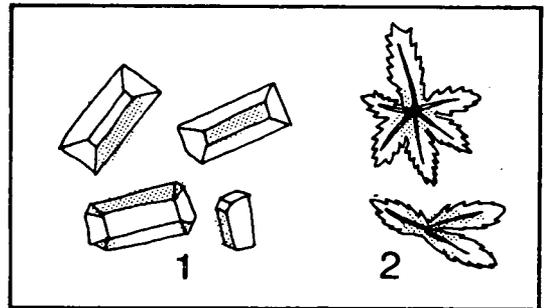


3. *Fosfatos triples (en orina neutra o alcalina)*

**Forma:** rectangulares (1), o semejantes a hojas de helecho o estrellas (2)

**Tamaño:** 30 - 150  $\mu\text{m}$

**Color:** incoloros; refractan la luz.



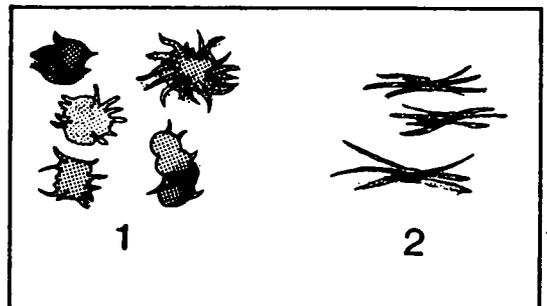
4. *Uratos (en orina alcalina)*

**Forma:** semejan cactus (1) o haces de agujas (2)

**Tamaño:** aproximadamente 20  $\mu\text{m}$   
(2 - 3 eritrocitos)

**Color:** amarillo; refractan la luz.

(Frecuentemente se encuentran junto con los fosfatos.)



5. *Cristales menos frecuentes*

A. *Fosfato cálcico (en orina neutra o alcalina)*

**Forma:** estrellada

**Tamaño:** 30 - 40  $\mu\text{m}$

**Color:** ninguno.

B. *Carbonato cálcico (en orina neutra o alcalina)*

**Cristales:** sumamente pequeños; agrupados en pares; semejan granos de mijo o maíz

**Color:** ninguno.

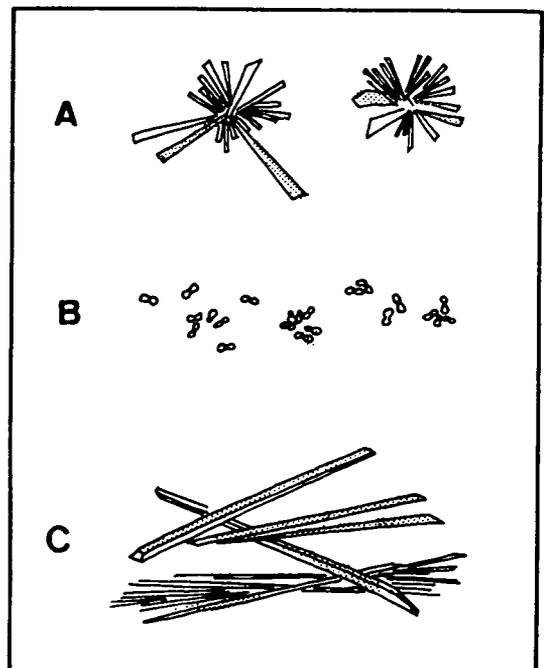
(Si se añade ácido acético en solución de 100 g/l (10%) se disuelven, produciendo burbujas de gas).

C. *Sulfato cálcico (en orina ácida)*

**Forma:** prismas alargados u hojillas, separados o formando haces

**Tamaño:** 50 - 100  $\mu\text{m}$ .

(Se pueden diferenciar de los cristales de fosfato cálcico midiendo el pH de la orina.)



(b) **RESIDUOS AMORFOS**

1. **Fosfatos amorfos (en orina alcalina)**

Gránulos pequeños, blanquecinos, frecuentemente dispersos.

Estos gránulos son solubles en una solución de ácido acético de 100 g/l (1 gota por cada gota de sedimento).



2. **Uratos amorfos (en orina ácida)**

Gránulos muy pequeños, de color amarillento, agrupados en racimos compactos.

No se disuelven en ácido acético en concentración de 100 g/l, pero lo hacen si la orina se calienta suavemente.

(En la orina que se ha conservado en el frigorífico se suelen encontrar gruesos precipitados de uratos.)



(c) **OTROS SEDIMENTOS DE CRISTALES**

Los siguientes se encuentran *raras veces* en la orina. Sin embargo, cuando existen se suelen observar en grandes cantidades.

1. **Cistina (en orina ácida)**

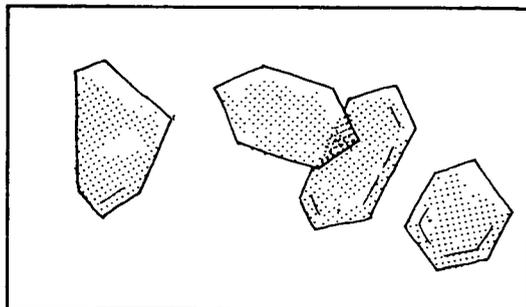
**Forma:** laminillas hexagonales

**Tamaño:** 30 - 60  $\mu\text{m}$

**Color:** incoloras; refractan intensamente la luz.

Estos cristales solo se encuentran en orina fresca, ya que son solubles en amoníaco.

(Se suelen observar en la cistinuria, una enfermedad hereditaria.)



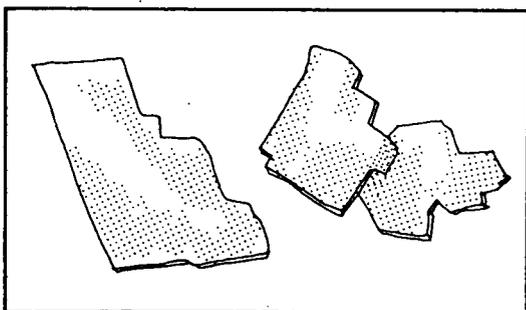
2. **Colesterol (en orina ácida)**

**Forma:** laminillas cuadradas con escotaduras en un lado

**Tamaño:** 50 - 100  $\mu\text{m}$

**Color:** incoloras; refractan la luz.

Solubles en éter.



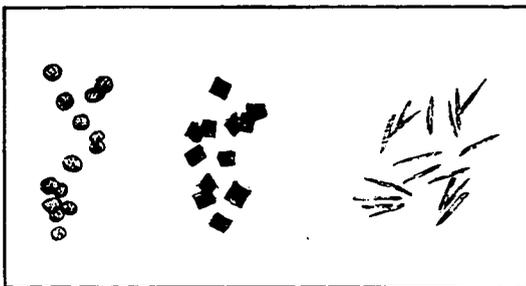
3. **Bilirrubina (muy rara)**

**Forma:** diversos cristales sumamente pequeños, cuadrados, esféricos o en agujas

**Tamaño:** 5  $\mu\text{m}$  (aproximadamente 1/2 eritrocito)

**Color:** castaño.

(El ensayo químico de pigmentos biliares resulta positivo.)



4. *Sulfonamidas acetiladas (en orina neutra o ácida)*

Se observan en pacientes que están siendo tratados con sulfonamidas.

Los cristales de sulfonamidas tienen formas variadas, aunque suelen formar ruedecillas o agujas. Si se observan en la orina cantidades importantes de cristales no identificados, averíguese si el paciente se está tratando con sulfonamidas.

Se debe notificar la existencia de estos cristales, ya que pueden causar lesiones renales.

---

## 10. Pruebas del embarazo

Es posible determinar si una mujer se encuentra o no embarazada mediante ensayos que se realizan en la orina,

- ya sea empleando reactivos comerciales (ensayo inmunoquímico), o
- inyectando la orina a un animal de laboratorio (ensayo biológico).

### *Obtención y preservación de la orina*

Para llevar a cabo pruebas del embarazo las muestras de orina se deben *obtener a primera hora de la mañana*. Recoja la primera orina del día en un frasco limpio, enjuagado con agua destilada. Tómese nota de que cualesquiera huellas de un detergente pueden causar un resultado falso. La prueba se debe efectuar sin tardanza. Si esto no es posible, consérvase la orina en el frigorífico.

### A. ENSAYO INMUNOQUIMICO

Existen numerosos reactivos comerciales para llevar a cabo este estudio:

- en un tubo de ensayo, o
- en un portaobjetos.

#### 1. Método del tubo de ensayo

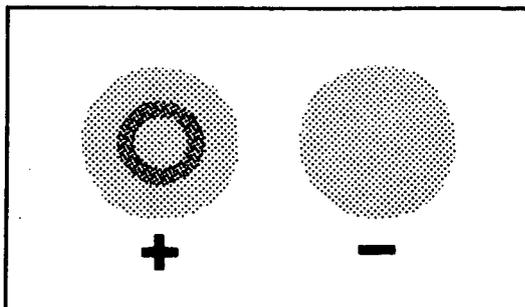
Obedezca invariablemente las instrucciones del fabricante.

##### *Resultado positivo*

Con la mayor parte de los reactivos comerciales disponibles se forma un anillo uniforme, de color rojo parduzco, en el fondo del tubo.

##### *Resultado negativo*

El líquido continúa siendo homogéneo; no se forma un anillo.

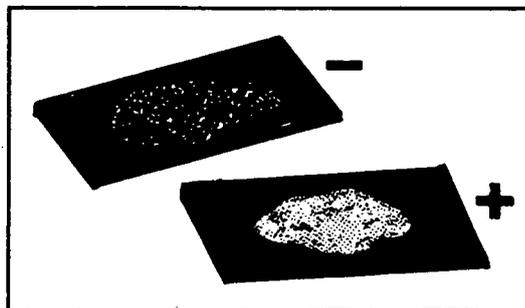


#### 2. Método del portaobjetos

Obedezca las instrucciones del fabricante. Uno de los reactivos se compone principalmente de una suspensión de partículas de látex.

*Si el resultado es negativo* las partículas de látex se aglutinarán sobre el portaobjetos.

*Si el resultado es positivo* no se produce aglutinación; lo impiden las sustancias que se encuentran en la orina de la mujer embarazada.



### B. ENSAYO BIOLÓGICO

Para este ensayo se emplean diversos animales, pero casi siempre se prefieren ranas y sapos machos. La orina en que se va a realizar el ensayo se inyecta al batracio. Si la mujer está embarazada, las hormonas de la orina estimulan al animal, que produce una eyaculación de espermatozoides visibles con el microscopio. Los técnicos laboratoristas deben estar muy bien capacitados por un instructor experto en este procedimiento y obedecer sus indicaciones sobre la elección del tipo de batracio, la cantidad de orina que se debe inyectar, el tiempo de incubación y el examen microscópico del líquido de la cloaca del animal.

*Tiempo que debe transcurrir para obtener un resultado positivo*

Los resultados positivos se suelen obtener 9 - 15 días después de que ha faltado el primer periodo menstrual, dependiendo de los reactivos y del tipo de ensayo que se aplique.

## **DETECCION DE SANGRE EN LA ORINA**

En la orina fresca se puede detectar sangre entera cuando se buscan eritrocitos con el microscopio en el sedimento de una muestra que se ha centrifugado (véase la página 327).

No se recomiendan los ensayos químicos con bencidina, puesto que se ha reconocido que este agente químico es carcinógeno.

Existen cintas reactivas para detectar sangre en la orina (véase la página 324).

---

## B. EXAMEN DEL LIQUIDO CEFALORRAQUIDEO

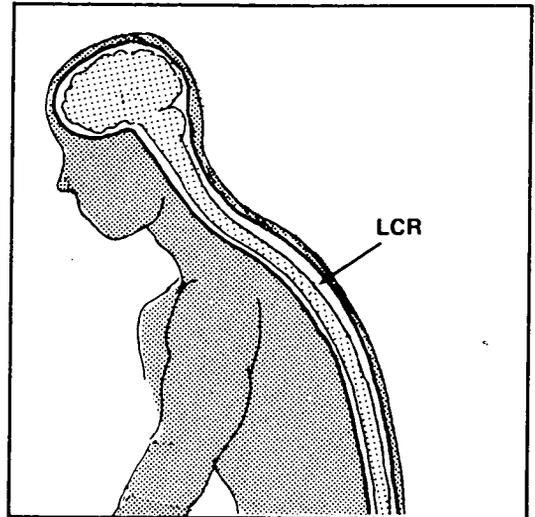
### 11. Obtención del LCR: aspecto

LCR = Líquido cefalorraquídeo

#### ¿Dónde se encuentra el LCR?

El LCR se halla contenido en la cavidad que rodea al encéfalo en el cráneo y la médula espinal en la columna vertebral. Baña los tejidos del sistema nervioso central y ayuda a proteger el encéfalo y la médula espinal de lesiones.

La meningitis es una inflamación de las meninges, membranas que revisten el interior del cráneo y cubren el encéfalo y la médula espinal.



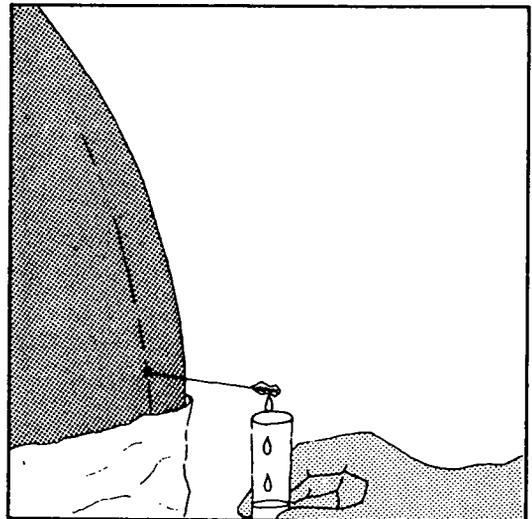
#### Volumen del LCR

El volumen del LCR en los adultos es de 100 - 150 ml.

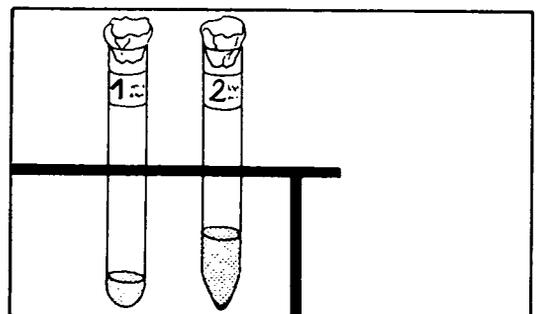
#### OBTENCION DEL LCR EN 2 TUBOS

La muestra solo debe ser extraída por:

- un médico, o bien
  - una enfermera especialmente capacitada.
1. La aguja para punciones lumbares se introduce entre la cuarta y la quinta vértebras lumbares hasta una profundidad de 4 - 5 cm. Se retira el mandril y el líquido fluye por la aguja.



2. El LCR se recoge en dos tubos, que se numeran 1 y 2:
  - tubo 1: esterilizado; sirve para recoger algunas gotas
  - tubo 2: en este tubo se recogen 6 - 7 ml.



El tubo 1 se desecha si contiene abundantes eritrocitos.

El tubo 2 se usa para:

- observar el aspecto del líquido
- estudiar la concentración de leucocitos
- calcular la cantidad de glucosa
- efectuar ensayos del total de proteínas
- llevar a cabo el ensayo de globulinas con el método de Pandy
- examinar con el microscopio:
  - (a) preparaciones húmedas, en busca de tripanosomas
  - (b) preparaciones con tinción de Gram, en busca de otros microorganismos
  - (c) preparaciones con tinción de Ziehl y Neelsen, en busca de bacilos resistentes a los ácidos.

## ASPECTO DEL LCR

El aspecto del LCR se debe indicar en el informe del laboratorio.

A. *LCR claro*: normalmente el LCR es claro e incoloro.

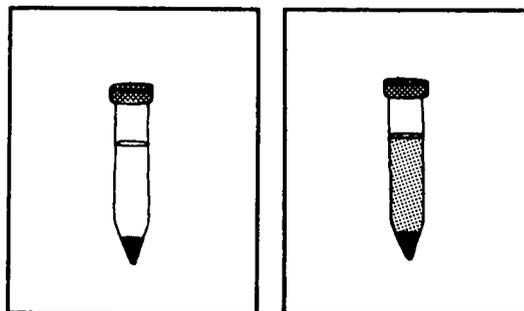
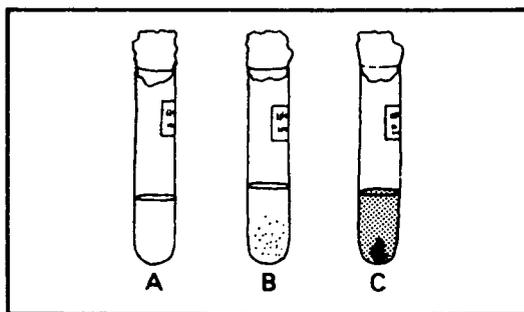
B. *LCR turbio*: cuando el LCR es ligeramente turbio o blanco grisáceo denota la presencia de pus.

C. *LCR sanguinolento*: el LCR puede ser turbio y de color rosáceo o rojizo:

- porque se hayan lesionado vasos sanguíneos al efectuar la punción (en este caso habrá más sangre en el tubo 1 que en el tubo 2)
- porque exista una hemorragia subaracnoidea (si es así, ambos tubos tendrán el mismo color).

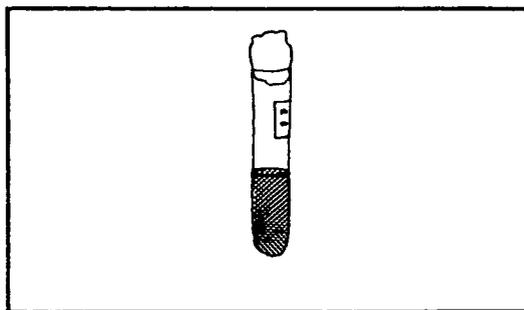
Si solo se cuenta con un tubo con LCR, espere a que se asienten los eritrocitos (o centrifúguese) y examine el líquido flotante.

1. Si el líquido flotante es claro, la presencia de sangre obedecerá a la lesión accidental de un vaso sanguíneo.
2. Si este líquido es sanguinolento, la sangre provendrá de una hemorragia subaracnoidea.



D. *Xantocromia*: coloración amarilla del LCR. La pueden causar:

- una hemorragia antigua
- ictericia grave
- una compresión vertebral.



E. *Formación de coágulos* (indique en el informe si existen coágulos).

Examine los tubos que contienen LCR 10 minutos después de haber obtenido las muestras para determinar si se han formado coágulos:

1. LCR normal: no contiene coágulos.
2. Se producen coágulos en algunas enfermedades:
  - meningitis tuberculosa: un solo coágulo, o bien numerosos coágulos pequeños y delgados cuya presencia fácilmente puede quedar inadvertida
  - meningitis purulenta: un solo coágulo voluminoso
  - compresión vertebral: el LCR se coagula completamente.

## **PRECAUCIONES QUE SE DEBEN TOMAR AL EXAMINAR EL LCR EN EL LABORATORIO**

**1. *No se aplaza el estudio del LCR***

Las células y los tripanosomas se destruyen rápidamente por lisis en el LCR que se ha extraído. Asimismo la glucosa se descompone con suma rapidez a menos que se preserve con oxalato de fluoro (véase la página 344).

**2. *Actúese con cuidado y economía***

Es frecuente que solo se pueda disponer de una pequeña cantidad de LCR para el estudio. Las muestras son difíciles de obtener, de manera que se debe evitar cualquier desperdicio.

**3. *El LCR puede contener microorganismos virulentos***

Por lo tanto, úsense pipetas taponadas con algodón no absorbente, o extráigase el líquido montando una perilla de goma en la pipeta.

---

## 12. Concentración de leucocitos en el LCR

### Principio

En ciertas enfermedades el LCR puede contener leucocitos en cantidades variables.

El LCR se examina para determinar:

1. *el número total de leucocitos*: concentración ("recuento") de glóbulos blancos (empleando una cámara para recuento).
2. *los tipos de leucocitos observados*: identificación (después de aplicar la tinción de Romanowski).

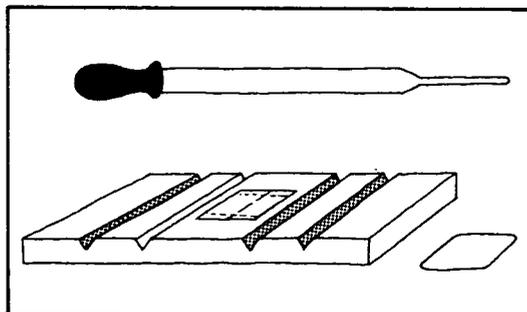
### Importante:

El recuento se debe efectuar con la mayor prontitud posible después de extraer la muestra, ya que las células se destruyen rápidamente.

### CONCENTRACION TOTAL DE LEUCOCITOS EN EL LCR

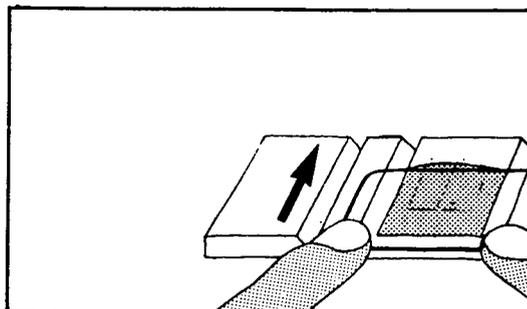
#### Materiales

- una cámara para recuento de Fuchs y Rosenthal (si no se dispone de ella, se puede emplear una cámara de Neubauer mejorada, para recuento)
- una pipeta de Pasteur con perilla de goma
- Solución de Türk (reactivo No. 54).



#### Método

1. Tape la cámara para recuento con la laminilla de vidrio que la acompaña.



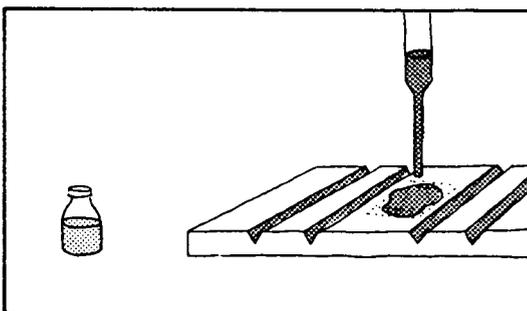
2. Mezcle el LCR con suavidad.

Llene la cámara con el líquido:

- sin diluir, si el LCR es claro
- diluido, si el LCR es turbio.

Prepare una dilución de 1 x 20 empleando 0,05 ml de LCR y 0,95 ml de solución de Türk. Aspire con la pipeta, traslade a un frasco pequeño y mézclese.

3. Deje reposar la cámara para recuento en la mesa de trabajo durante 5 minutos, a fin de que las células se asienten. A continuación coloque la cámara en la platina del microscopio.



4. Cunte las células que haya en 1 mm<sup>3</sup> de LCR, utilizando el objetivo x 10. Al notificar los resultados en unidades SI informe como "número x 10<sup>6</sup> /l"; el valor no cambia. Ejemplo: 150 células por mm<sup>3</sup> se notifican como "150 x 10<sup>6</sup> /l".

### Importante:

Si se emplea LCR sin diluir, examine las células con el objetivo x 40 para cerciorarse de que se trata efectivamente de leucocitos. Si hay eritrocitos haga el recuento utilizando el objetivo x 40.

La cámara cuadrículada de Fuchs y Rosenthal para recuento tiene un área de  $9 \text{ mm}^2$  (cámara modificada), o de  $16 \text{ mm}^2$ . Su profundidad es de  $0,2 \text{ mm}$ .

Cuente las células en  $5 \text{ mm}^2$  empleando los cuadros 1, 4, 7, 13 y 16.

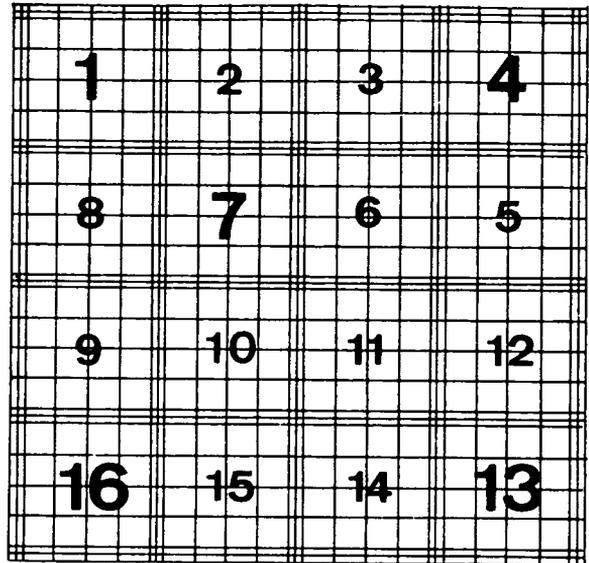
Si se usa LCR sin diluir no se necesita hacer cálculo alguno; el número de células que se haya contado dará el número correspondiente por milímetro cúbico de LCR.

Si se emplea LCR diluido, el número de células contadas multiplicado por 20 dará el número de células por  $\text{mm}^3$  de LCR.

Al emplear la cámara de Neubauer mejorada cuente las células que haya en toda el área cuadrículada, que es de  $9 \text{ mm}^2$ .

Si se usa LCR sin diluir multiplique las células contadas por 10 y divida entre 9 para obtener el número de células por  $\text{mm}^3$  de LCR.

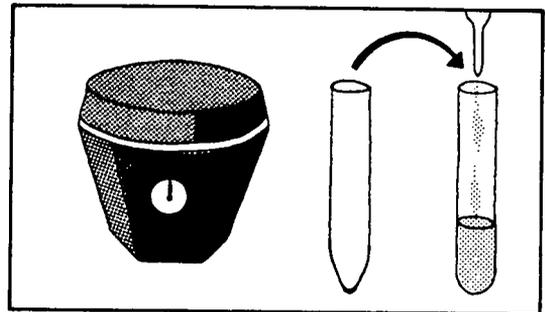
Si se emplea LCR diluido multiplique las células contadas por 200 y divida entre 9 para obtener el número de células por  $\text{mm}^3$  de LCR.



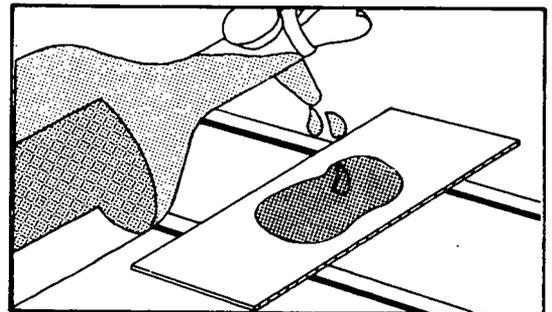
#### FRACCION DE NUMERO DEL TIPO DE LEUCOCITOS ("RECUENTO DIFERENCIAL DE GLOBULOS BLANCOS")

Si el LCR no contiene numerosas células (menos de  $200 \times 10^6/1$ ):

1. Centrifugue a alta velocidad durante 10 minutos. Coloque el líquido sobrenadante en otro tubo (para utilizarlo en ensayos ulteriores).



2. Mezcle el sedimento golpeando ligeramente el extremo del tubo. Extiéndalo en un portaobjetos limpio y déjelo secar. Fíjelo con metanol y coloréelo con la tinción de Romanowski, como se indica en la página 393. Examine las células.



Si hay numerosas células en el LCR:

- con una pipeta coloque 1 gota de LCR no centrifugado, mezclado, en un portaobjetos
- haga un frotis delgado y déjelo secar
- fíjelo y tíñalo como se indica en la página 393.

#### Resultados

LCR normal: menos de  $5 \times 10^6$  leucocitos por litro (menos de 5 por  $\text{mm}^3$ )

El número de leucocitos puede aumentar en:

Meningitis bacteriana (meningocócica, por *H. influenzae*, neumocócica)

- principalmente los neutrófilos

Meningitis tuberculosa y vírica

- principalmente los linfocitos

Tripanosomiasis africana

- principalmente los linfocitos, aunque también se pueden observar células de Mott y tripanosomas.

## 13. Cálculo de la glucosa en el LCR

---

### Principio

En la meningitis (especialmente la meningitis purulenta) se reduce considerablemente la cantidad de glucosa en el LCR.

---

### MATERIALES

Los mismos que se utilizan para calcular la glucosa en la sangre (véase la página 429).

---

### METODO

El mismo que se emplea para calcular la glucosa sanguínea, con la diferencia de que se necesita una cantidad de LCR cuatro veces mayor.

En los individuos sanos la cantidad de glucosa del LCR es de 2,5 - 4,2 mmol/l.\*

---

#### *Importante:*

Ya que la glucosa del LCR se descompone rápidamente una vez que se ha recogido el líquido, es importante que esta determinación se efectúe tan pronto como sea posible.

Si existe la posibilidad de una tardanza, el LCR se deberá preservar con oxalato de flúor (véase el reactivo No. 23).

---

\*En unidades tradicionales, 45 - 75 mg/100 ml.

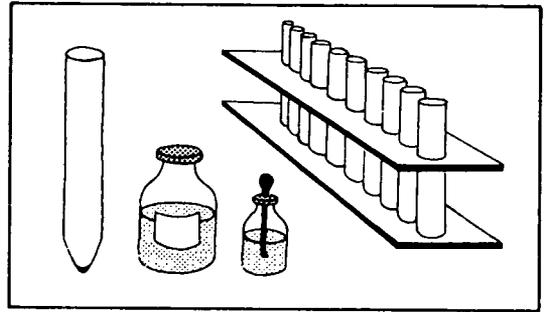
## 14. Proteínas en el LCR

### Principio

La cantidad total de proteínas del LCR se mide diluyendo éste en ácido sulfosalicílico al 3% y comparando la turbidez que se produce con la de un juego de tubos que contienen proteínas estandarizadas. Por medio de la prueba de Pandy se determina el aumento de las globulinas en el LCR, agregando éste a una solución de fenol.

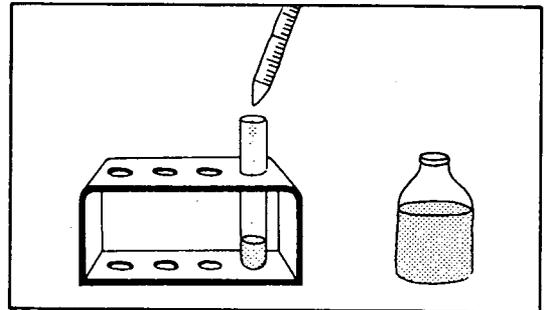
### MATERIALES

- LCR: centrifúguelo y utilice el líquido sobrenadante
- ácido sulfosalicílico (reactivo No. 51) en proporción de 30 g/l
- reactivo de Pandy (reactivo No. 39)
- pipetas graduadas
- proteínas estandarizadas (véase la página 314).

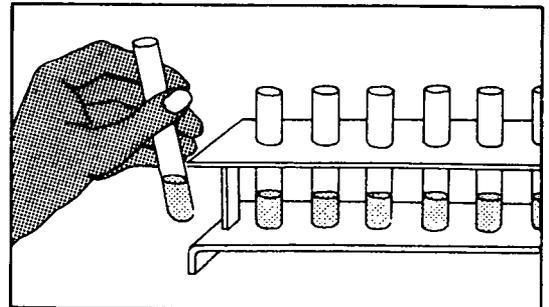


### METODO PARA DETERMINAR LAS PROTEINAS TOTALES

1. Con una pipeta coloque 3 ml de la solución de 30 g/l de ácido sulfosalicílico en un tubo de ensayo igual que los de las proteínas estandarizadas.



2. Añada 1 ml del LCR sobrenadante claro, y mézclalo. Déjelo reposar 5 minutos.
3. Compare la turbidez resultante con la del juego de proteínas estandarizadas. Anote las proteínas del LCR en términos de g/l.



### Resultados

El total de proteínas del LCR normal es de 0,1 - 0,45 g/l.\*

Las proteínas del LCR aumentan:

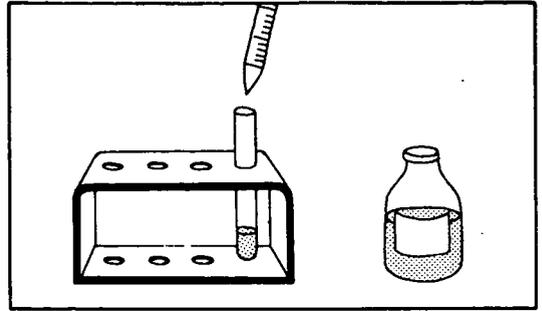
- en la meningitis, las hemorragias subaracnoideas y las compresiones vertebrales
- en la tripanosomiasis africana

\*En unidades tradicionales, 10 - 45 mg/100 ml.

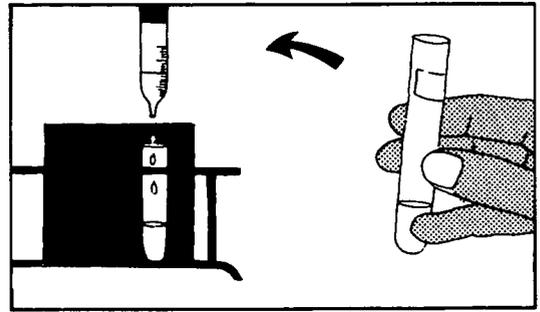
## PRUEBA DE PANDY PARA LAS GLOBULINAS

### Método

1. En un tubo de ensayo pequeño mida:
  - 1 ml de reactivo de Pandey.



2. Coloque el tubo frente a una pieza de cartón negro.
3. Con la pipeta gotera agregue lentamente:
  - 3 gotas de LCR.Examine la solución después de agregar cada gota.



4. Analice los resultados inmediatamente.

### Resultados

#### *Resultado positivo*

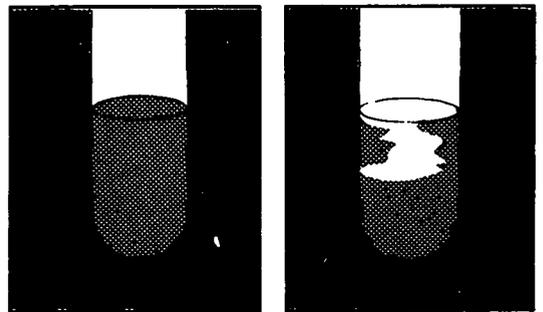
Se forma una zona blanca a medida que las gotas de LCR se mezclan con el reactivo.

#### *Resultado negativo*

No se forma la zona blanca al mezclarse las gotas de LCR con el reactivo, o bien solo se produce una ligera turbidez que se disuelve en seguida.

Notifique los resultados como:

“prueba de Pandey positiva”, o  
“prueba de Pandey negativa”.



## 15. Examen microscópico del LCR

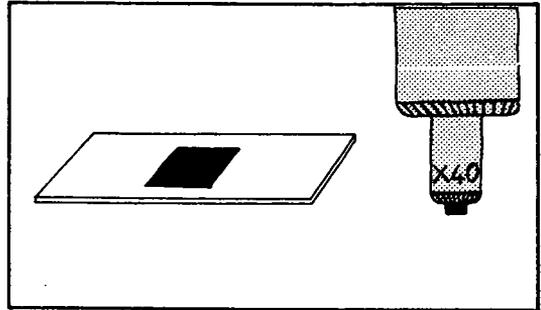
El examen microscópico del LCR comprende:

1. Estudio directo de preparaciones húmedas en busca de tripanosomas, en áreas donde se suele encontrar la tripanosomiasis africana.
2. Estudio de frotis con tinción de Gram en busca de microorganismos causantes de meningitis, como meningococos, neumococos o *Haemophilus influenzae*.
3. Estudio de frotis con tinción de Ziehl y Neelsen si se sospecha que existe una meningitis tuberculosa.
4. Examen en busca de hongos, si se sospecha la presencia de estos.

Estos exámenes se efectúan en sedimentos de LCR centrifugado.

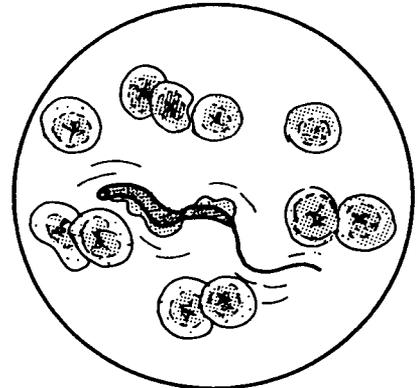
### 1. PREPARACION HUMEDA PARA EXAMEN DIRECTO EN BUSCA DE TRIPANOSOMAS

Deposite una gota de LCR en un portaobjetos y ponga un cubreobjetos sobre ella.  
Examine con el objetivo x 40.

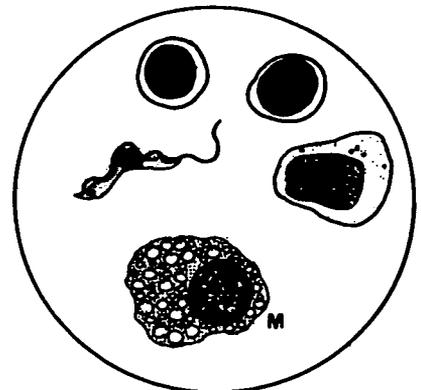


### Resultados

El descubrimiento de tripanosomas móviles en el LCR indica que la enfermedad ha llegado a su etapa tardía en que el sistema nervioso se encuentra infectado. Por medio de la prueba de Pandy se determina si existe un aumento en las proteínas del LCR. Asimismo el líquido contiene una cantidad mayor de leucocitos.



En una preparación teñida se puede determinar si los leucocitos observados son linfocitos y con frecuencia también se identifican las células de Mott (M). Estas células son voluminosas, con vacuolas y una cantidad abundante de inmunoglobulina M que toma un color oscuro con la eosina de la tinción de Romanowski (véase la página 391).



## 2. TINCION DE GRAM PARA RECONOCER CASOS DE MENINGITIS

Prepárese un frotis con el sedimento del LCR y déjese secar al aire.  
Tíñase con el método de Gram, como se indica en la página 235.

### Resultados

La presencia de cualesquiera microorganismos que se observen en el frotis con la tinción de Gram se deberá notificar, indicando:

- su reacción al método de Gram: positiva o negativa
- su morfología: cocos, diplococos, bacilos, etc.
- la cantidad observada.

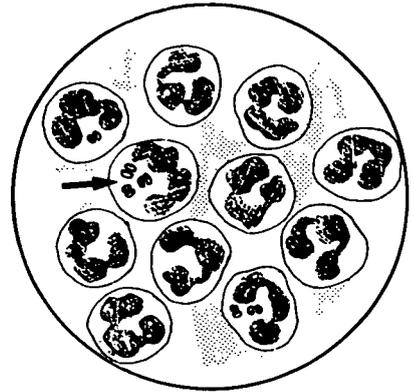
No es posible identificar con claridad las especies empleando solamente el frotis teñido. Se necesita cultivar los microorganismos.

Entre los microorganismos que causan meningitis figuran:

#### A. *Meningococos*

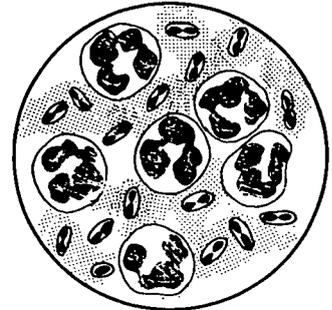
- gramnegativos
- diplococos que se sitúan uno al lado de otro
- intracelulares; se hallan en el interior de los neutrófilos.

Ocasionalmente se observan afuera de los leucocitos en cantidad reducida.



#### B. *Neumococos*

- grampositivos
- diplococos que se juntan por los extremos
- se rodean de una cápsula que no es visible con la tinción de Gram
- generalmente son numerosos.



#### C. *Haemophilus influenzae* (especialmente en niños pequeños)

- gramnegativos
- bacilos pequeños (cocobacilos)
- no son intracelulares
- suelen ser numerosos.



En todas estas formas de meningitis los leucocitos que se observan son neutrófilos.

#### *Bacilos grampositivos*

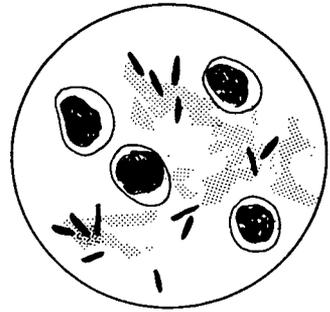
Se observan raras veces. Pueden pertenecer al grupo de *Listeria*. Su cultivo es esencial.

### 3. PREPARACION DE ZIEHL Y NEELSEN PARA RECONOCER LA MENINGITIS TUBERCULOSA

Si se sospecha que existe una meningitis tuberculosa, la muestra de LCR se debe dejar en reposo. Generalmente se forma un coágulo frágil. Este coágulo se debe extraer, extenderlo en un portaobjetos y tratarlo con el método de Ziehl y Neelsen, como se indica en la página 249.

#### Resultados

Si se observan microorganismos, informe que en el frotis se han encontrado "bacilos resistentes a los ácidos".



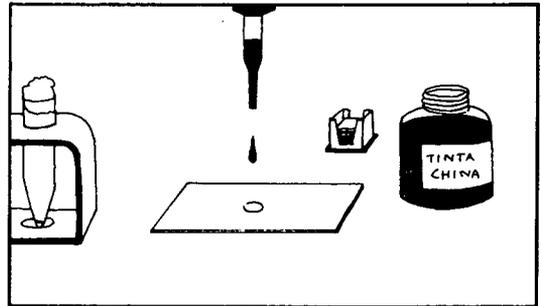
### 4. HONGOS EN EL LCR

En los frotis teñidos con el método de Gram se pueden observar hongos (muy raras veces).

*Cryptococcus neoformans* (LCR turbio, con linfocitos)

Agregue:

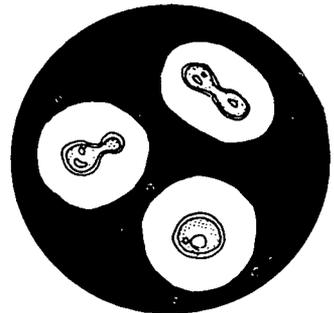
- una gota de sedimento de LCR centrifugado
- una gota de tinta china.



Examine esta mezcla entre un portaobjetos y un cubreobjetos.

Los hongos se reconocerán de la manera siguiente:

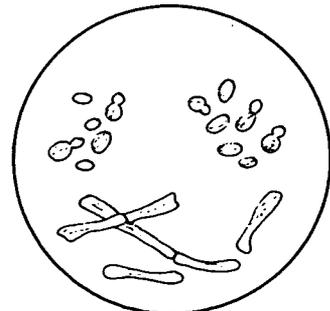
- esporas redondeadas con gemas que contienen granulaciones grisáceas
- cada grupo de 1 - 3 esporas se rodean de una cápsula incolora.



*Candida* (LCR claro, con escasos leucocitos)

En preparaciones húmedas, sin tinción, se encontrarán:

- esporas ovales, con gemas
- filamentos micelares cortos.



## ENVIO DE LCR PARA EFECTUAR CULTIVOS BACTERIANOS

Antes de hacer el envío, conserve el LCR en una incubadora a 37°C. No se guarde en el frigorífico.

Utilice el medio "Transgrow" si se cuenta con él; de lo contrario, use el medio de transporte modificado de Stuart (reactivo No. 49).

---

### Uso del medio "Transgrow" (para aislar meningococos)

Este es el método de elección, si se dispone de frascos del medio "Transgrow". Este medio se suministra como se indica en seguida:

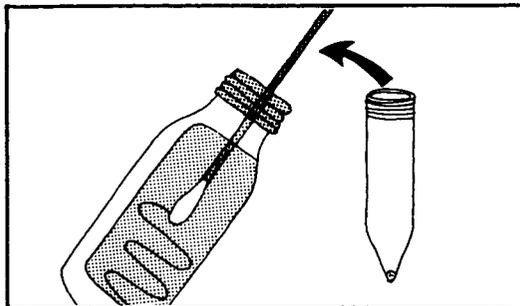
- en frascos de 30 ml
- que contienen un total de 8 ml del medio sólido (en un lado del frasco, que es plano)
- llenos con una mezcla de aire (90%) y bióxido carbónico (10%).

Siga las instrucciones que se han dado en relación con los gonococos en la página 245.

Si es posible, siembre en el medio el sedimento del LCR centrifugado; de lo contrario, utilice el LCR sin tratar.

Tiempo de conservación: hasta 4 días a la temperatura ambiente.

---



# C. HEMATOLOGIA

## 16. Las células sanguíneas

La hematología es el estudio de la sangre, que comprende las células sanguíneas y el líquido que las rodea.

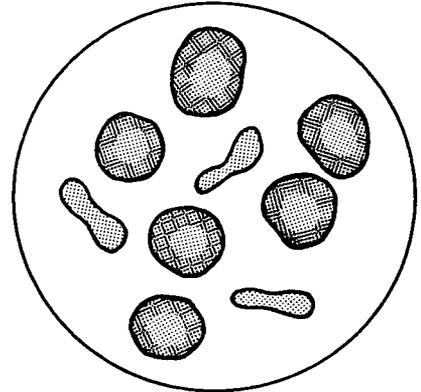
Existen 3 tipos diferentes:

### 1. Glóbulos rojos o eritrocitos

- Aspecto:** células redondas, llenas de hemoglobina. Al observarlos por un lado, los eritrocitos semejan discos bicóncavos; no poseen núcleo.
- Tamaño:** 7,5  $\mu\text{m}$
- Concentración de número:** aproximadamente  $5 \times 10^{12}$  por litro ( $5\,000\,000$  por  $\text{mm}^3$ ) de sangre
- Función:** Los eritrocitos transportan la hemoglobina, que se combina con el oxígeno y lo lleva desde los pulmones hasta los tejidos. También llevan el bióxido carbónico de los tejidos a los pulmones, efectuándose así la eliminación del material más importante al que se degradan por los procesos metabólicos casi todas las sustancias orgánicas que se encuentran en el cuerpo.

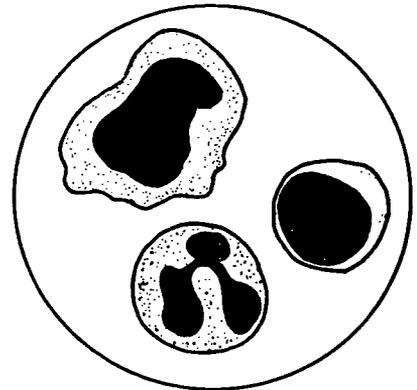
### CELULAS SANGUINEAS

Las células sanguíneas se pueden examinar con el microscopio.



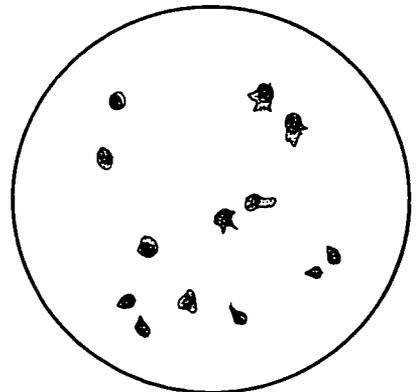
### 2. Glóbulos blancos o leucocitos

- Aspecto:** redondos; contienen un núcleo y algunos gránulos
- Tamaño:** 9 - 20  $\mu\text{m}$
- Concentración de número:** aproximadamente  $8 \times 10^9$  por litro ( $8000 \times \text{mm}^3$ ) de sangre
- Función:** defensa del organismo contra las infecciones.



### 3. Plaquetas o trombocitos

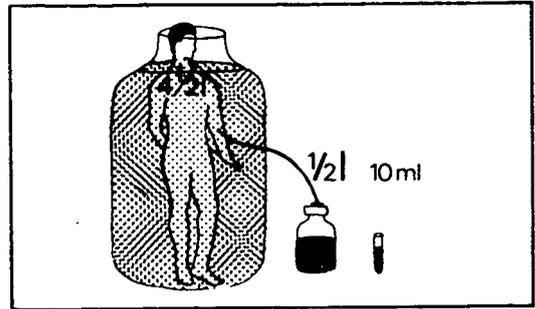
- Aspecto:** fragmentos de células de formas variadas (triangulares, estrelladas, ovales, etc.), con gránulos
- Tamaño:** 2 - 5  $\mu\text{m}$
- Concentración de número:** aproximadamente  $300 \times 10^9$  por litro ( $300\,000 \times \text{mm}^3$ ) de sangre
- Función:** son importantes para la coagulación de la sangre



### Volumen de sangre del cuerpo humano

Un adulto que pese 60 kilogramos posee aproximadamente 4½ litros de sangre.

Por lo tanto, no existe peligro alguno en que se extraiga ½ litro de sangre para efectuar una transfusión, ni en llenar dos o más tubos de ensayo de 10 ml para su estudio. Se debe explicar esto a los pacientes que se muestren atemorizados al extraerles sangre.



### Coagulación de la sangre

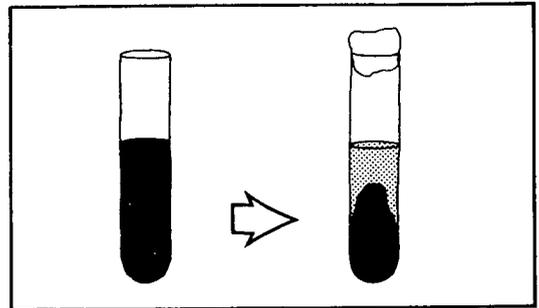
Cuando la sangre se coloca en un tubo de vidrio se solidifica en 5 - 10 minutos, formando un coágulo; en otras palabras, la sangre se ha coagulado.

Si se añade a la sangre un anticoagulante especial tan pronto como se extraiga, se evitará que se coagule y seguirá siendo líquida. Entre otros anticoagulantes se encuentran el oxalato de fluoro, el citrato trisódico, la solución salina bipotásica de EDTA y la mezcla de Wintrobe (véanse las páginas 465 y siguientes).

### ¿Qué ocurre a la sangre coagulada?

Después de varias horas la sangre coagulada se separa en dos componentes:

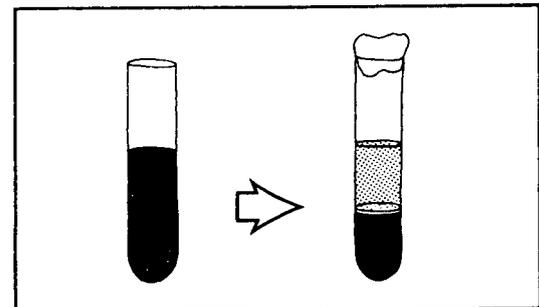
1. *el suero*, un líquido amarillo
2. *el coágulo*, una masa sólida de color rojo.



### ¿Qué ocurre a la sangre que no se coagula?

La sangre tratada con un anticoagulante se separa en dos componentes líquidos:

1. *el plasma*, un líquido amarillo
2. *las células sanguíneas*, que se sedimentan y forman:
  - una capa delgada de leucocitos y un precipitado de eritrocitos.



### ¿Cuál es la diferencia entre el plasma y el suero?

- El plasma contiene una proteína soluble, el fibrinógeno.
- El suero no contiene esta proteína. El fibrinógeno se transforma en fibrina, sustancia insoluble que junto con los eritrocitos forma el coágulo.

## 17. Obtención de sangre venosa

### Principio

La sangre venosa se extrae de una vena del brazo por medio de una aguja y una jeringa.

### MATERIALES

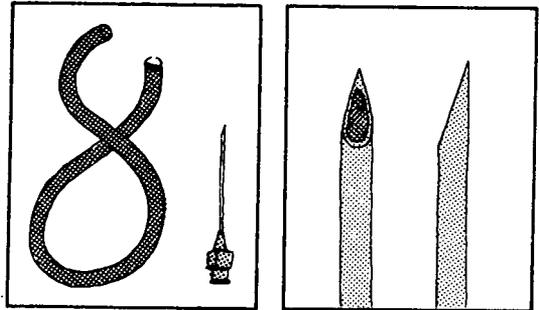
#### Para desinfectar la piel

- Etanol al 70%, o tintura de yodo
- Algodón.

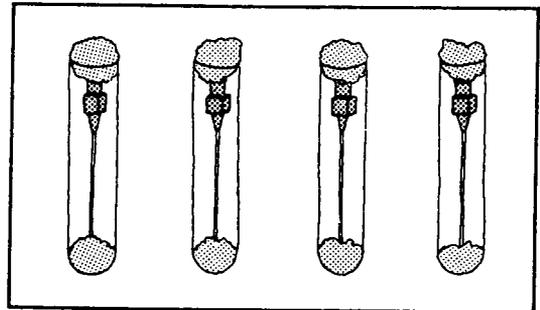
#### Para la punción de la vena

- Un torniquete hecho con un tubo de goma de 2 - 5 mm de calibre
- Agujas
  - longitud: 30 - 40 mm
  - diámetro o calibre: 0,9 mm (calibre 20)
  - 1,0 mm (calibre 19)
  - 1,1 mm (calibre 18)
  - 1,2 mm (calibre 18)
- bisel: mediano

(Los tamaños de las agujas se indican generalmente por su longitud y diámetro). Para extraer sangre de niños menores de cinco años se usan agujas de calibre 23 (0,6 mm) ó 25 (0,5 mm)

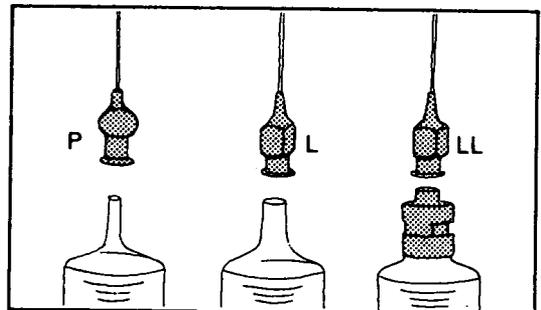


Conserve cierta cantidad de agujas estériles en tubos de vidrio pequeños; las puntas de las agujas deberán descansar en cojincillos de algodón no absorbente y los tubos se taponarán con el mismo material.



#### Para obtener la sangre

- (a) Jeringas (con capacidad para 2, 5, 10 ó 20 ml)
- Verifique que la desembocadura de cada jeringa se ajuste adecuadamente a la entrada de las agujas.
- P. = Jeringa de Pravaz-Record  
L. = Jeringa de Luer (americana)  
LL. = Jeringa de Luer-Lok.



#### (b) Frascos o tubos

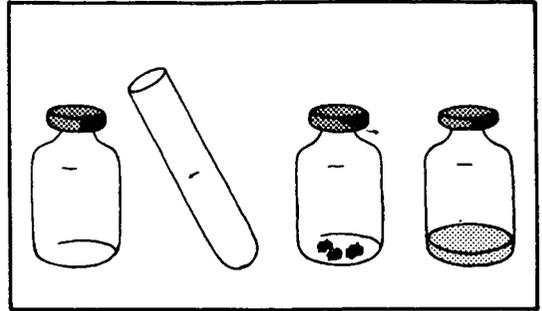
Los frascos o tubos deberán estar vacíos o contener un anticoagulante (para lo relativo a los anticoagulantes véanse las páginas 68 - 69), y deberán tener marcas que correspondan a la cantidad requerida de sangre (por ejemplo, 5 ml).

## METODO

*Léase cuidadosamente la planilla de solicitud del paciente*

- Decida la cantidad de sangre que se necesitará
- Prepare el frasco o el tubo adecuado, que se usará en el ensayo correspondiente.

Antes de extraer la sangre lávese las manos con agua y jabón.



*Si el paciente se encuentra en el laboratorio*

Haga que se siente de manera que quede colocado paralelamente a la mesa de trabajo donde se hará la extracción de sangre.

Ponga el brazo del paciente sobre la mesa de trabajo apoyándolo en un pequeño cojín dispuesto bajo el codo, con la palma de la mano vuelta hacia arriba.



*Si el paciente se encuentra en cama*

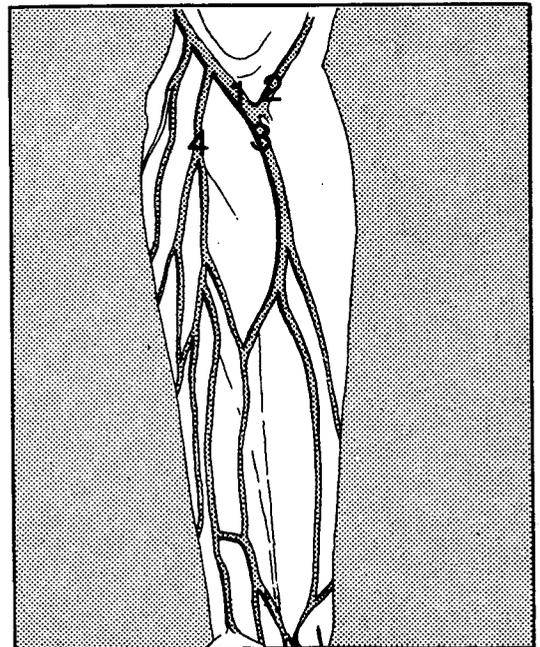
Extienda el brazo del paciente en una posición descansada.



*Puntos para la extracción de sangre*

El sitio más adecuado es la vena que se encuentra en el pliegue anterior del codo, en el punto donde sea más gruesa y fácilmente visible, aprovechando, de preferencia, una de las ramas que forman una Y inmediatamente arriba del lugar donde se juntan (1).

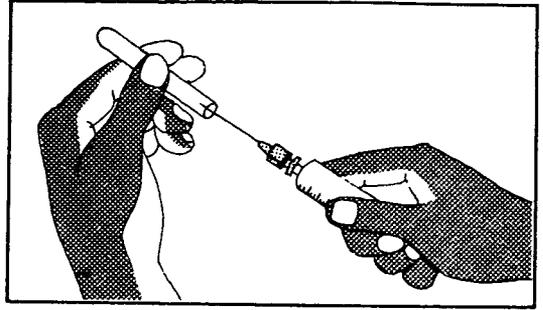
Si fuera necesario se pueden usar los puntos 2, 3 ó 4.



### Uso de la jeringa

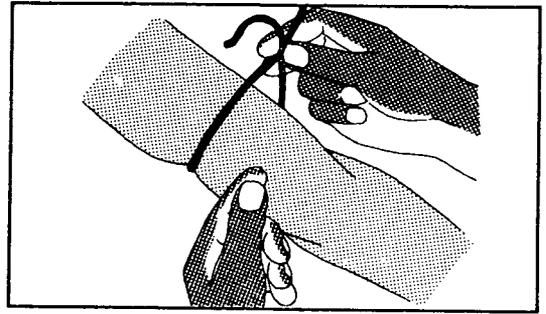
1. Monte la aguja en la jeringa, sin tocar más que la base de la aguja. Pruebe aguja y jeringa para cerciorarse de que no está obstruida y la jeringa es hermética.

Cubra el extremo de la aguja con el tubo estéril hasta que se use.

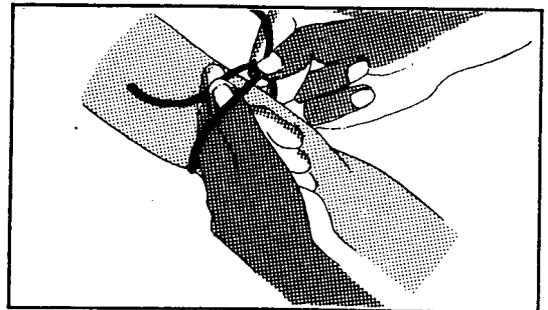


Aplique el torniquete.

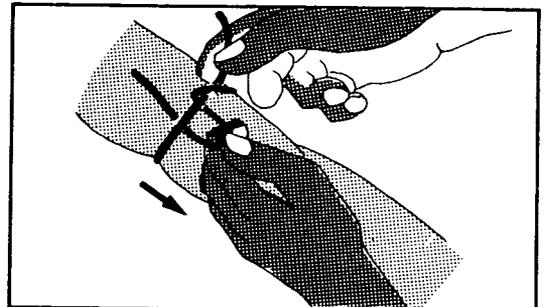
2. Con la mano derecha coloque firmemente el torniquete alrededor del brazo y sujete los extremos.



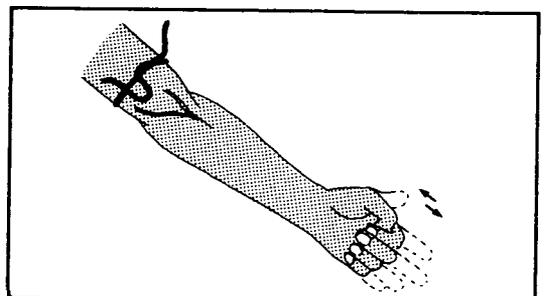
3. Con la mano izquierda tire de un extremo, cruzándolo.



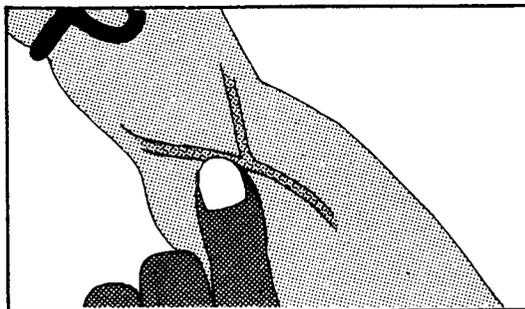
4. A continuación introduzca este extremo por debajo de la parte principal del torniquete. El torniquete se deberá ajustar solo lo suficiente para aminorar la corriente sanguínea y dilatar las venas, sin apretarlo tanto que reduzca el paso de sangre por las arterias.



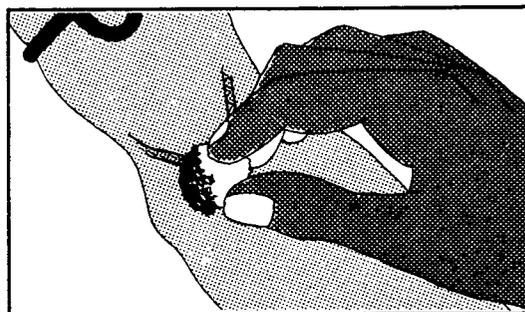
5. Pida al paciente que abra y cierre la mano varias veces, para favorecer la dilatación de las venas.



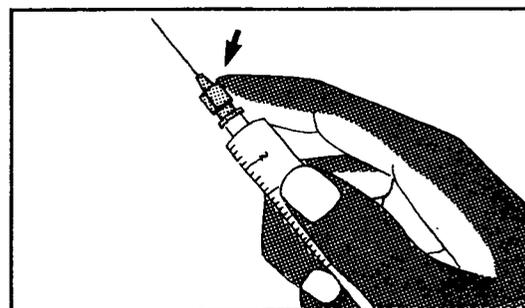
6. Con el dedo índice de la mano izquierda palpe la vena en que introducirá la aguja.



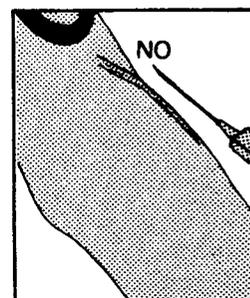
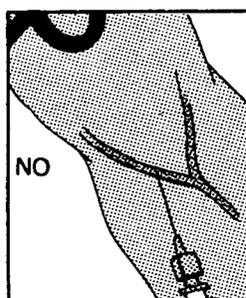
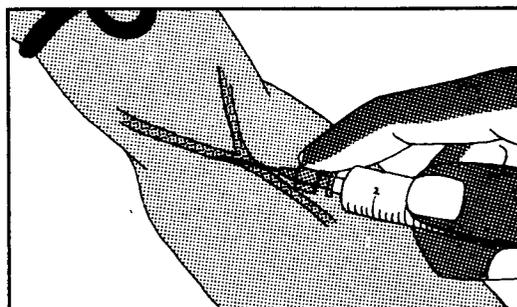
7. Desinfecte la piel con una pieza de algodón embebida en tintura de yodo o etanol.



8. Tome la jeringa con la mano derecha, colocando la yema del dedo índice sobre la base de la aguja.



9. Coloque la aguja sobre la vena, con el bisel hacia arriba.  
Introduzca la aguja en el centro de la vena, sin titubeos.

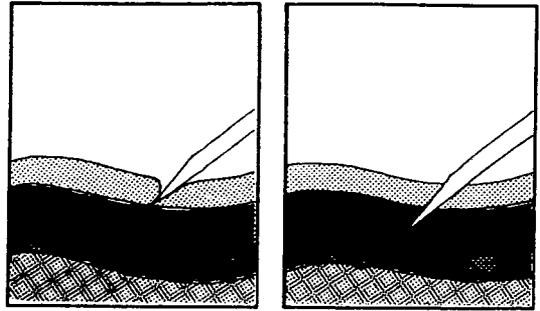


**Importante:**

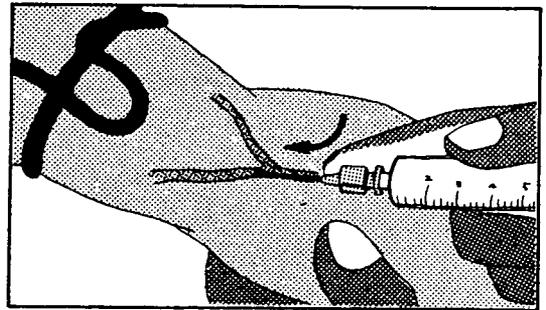
Nunca se intente puncionar una vena por un lado.  
Nunca se introduzca la aguja con el bisel hacia abajo.

Se sentirá que la aguja atraviesa:

- (a) la piel, que es resistente
- (b) inmediatamente después, la pared de la vena, que es menos resistente (más elástica).

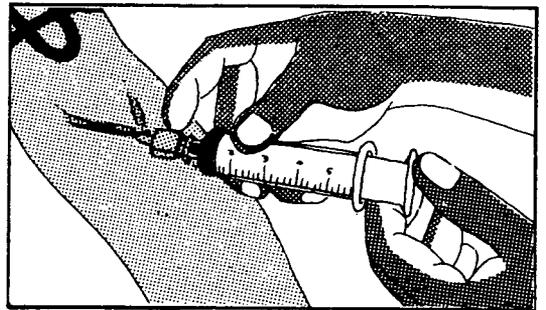


10. Haga entrar la aguja a lo largo de la vena 1 - 1,5 cm.

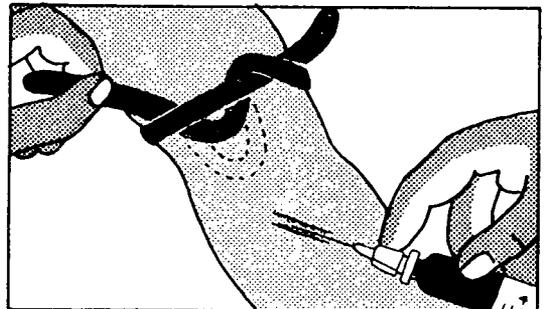


11. Con la mano izquierda tire hacia atrás el émbolo de la jeringa muy lentamente. Deberá entrar sangre en la jeringa.

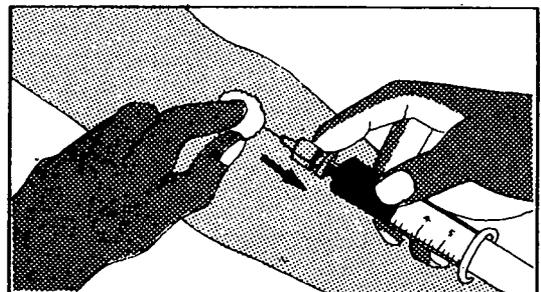
Siga tirando el émbolo hacia atrás hasta llenar la jeringa con la cantidad de sangre que necesite.



12. Retire el torniquete tirando del extremo doblado.

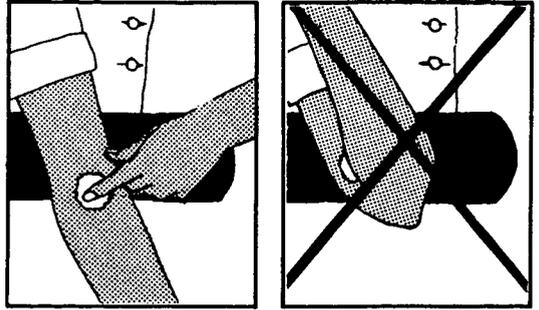


13. Aplique una pieza seca de algodón sobre la parte donde se encuentra oculta la punta de la aguja. Saque la aguja con un movimiento rápido por debajo de la pieza de algodón.

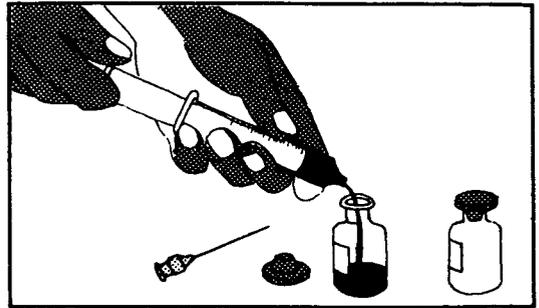


14. Pida al paciente que presione firmemente la pieza de algodón durante 3 minutos, con el brazo extendido.

En la actualidad no se recomienda que se flexione el brazo sobre la pieza de algodón (a causa del riesgo de que se forme un hematoma).

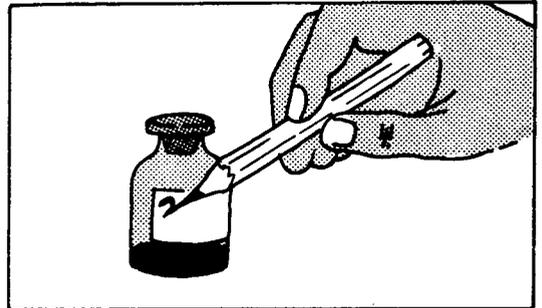


15. Separe la aguja de la jeringa. Llene los tubos o frascos con la muestra de sangre hasta la marca correspondiente. Invierta varias veces los frascos que contengan anticoagulante.



16. Coloque en los frascos etiquetas en que se lean claramente:
- el nombre del paciente
  - la fecha
  - el número del paciente en el servicio de consulta externa o el hospital, si tal número existe.

Enjuague inmediatamente jeringa y aguja con agua fría.



### OBTENCION DE SANGRE CAPILAR

Unas gotas de sangre extraídas de un dedo (el dedo grande del pie en los niños muy pequeños) bastan para realizar ciertos exámenes en el laboratorio.

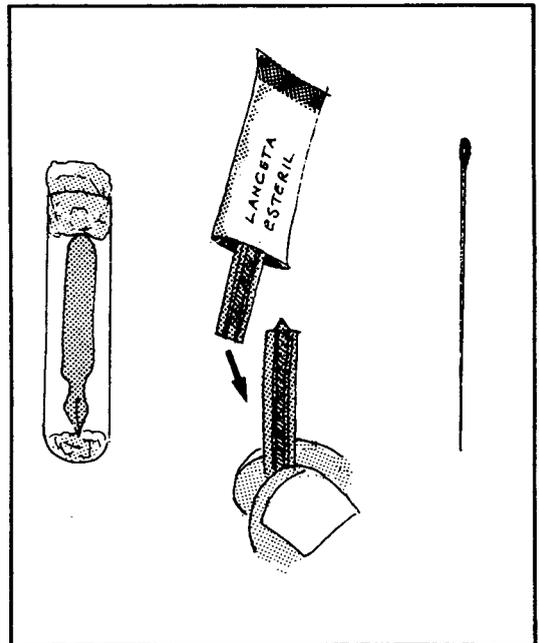
Ejemplos:

- concentraciones de número ("recuentos") de eritrocitos
- fracciones de volumen de eritrocitos
- cálculo de la cantidad de hemoglobina
- detección de parásitos.

Se pueden utilizar:

- lancetas desechables
- lancetas estériles
- agujas de Hagedorn (Nos. 7 u 8).

En relación con el método para la extracción de sangre capilar véase la página 189.



## **ESTERILIZACION DE LANCETAS Y AGUJAS**

Las lancetas y agujas, limpias, se colocan en tubos de vidrio pequeños, taponados con algodón no absorbente y se esterilizan en el autoclave o el esterilizador de calor seco.

---

## 18. Concentración de número de leucocitos

La concentración de número de leucocitos (glóbulos blancos) es el número de ellos que se encuentra en un litro de sangre. (En unidades tradicionales se expresa como el número de leucocitos por milímetro cúbico y se llama "recuento" de leucocitos o glóbulos blancos.)

### Principio

La sangre se deposita en un líquido para diluir leucocitos, que:

- destruye los eritrocitos (hemolisis)
- deja intactos los glóbulos blancos.

A continuación se cuentan los leucocitos (glóbulos blancos) en una cámara para recuento, por medio del microscopio, y se calcula el número que existe en cada litro de sangre.

### Utilidad

En ciertas enfermedades se altera el número de leucocitos. Por ejemplo, durante algunas infecciones ocurre un aumento.

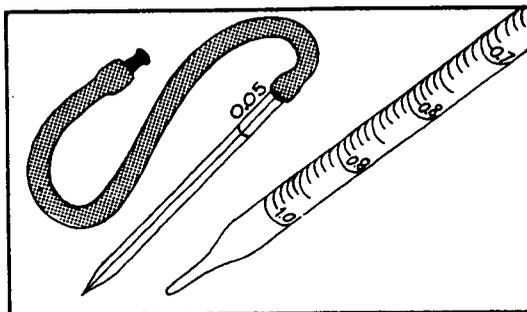
### MATERIALES

#### Pipetas

1. Una pipeta para sangre, graduada hasta  $50 \mu\text{l}$  ( $0,05 \text{ ml}$ , ó  $50 \text{ mm}^3$ ) con tubo de goma y boquilla.

No se recomienda el uso de pipetas con perilla, que son imprecisas, difíciles de usar y limpiar, y más costosas.

2. Una pipeta de  $1 \text{ ml}$ , graduada.

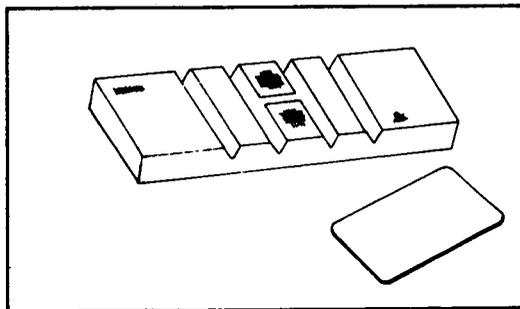


Se pueden utilizar diferentes tipos de cámaras cuadradas, incluso:

- la cámara de Neubauer mejorada, de preferencia con "línea brillante"
- la cámara de Bürker.

La cámara de Thoma solo tiene una pequeña área cuadrada y, por lo tanto, no se recomienda para efectuar recuentos de leucocitos.

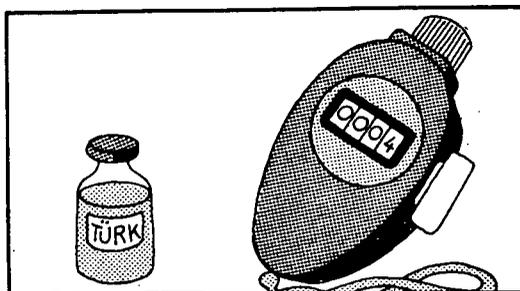
Tape la cámara con la laminilla de vidrio especial que la acompaña.



#### Líquido para dilución

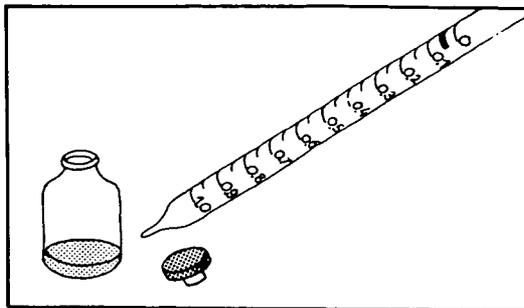
- solución de Türk (reactivo No. 54).

Si es posible, un contador manual.

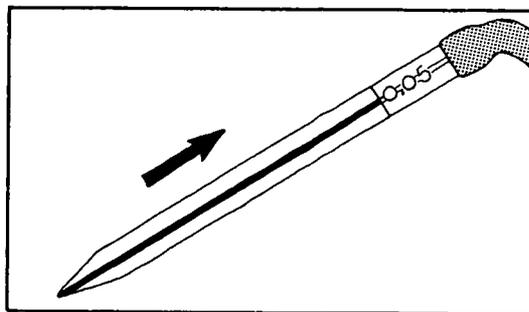


## METODO

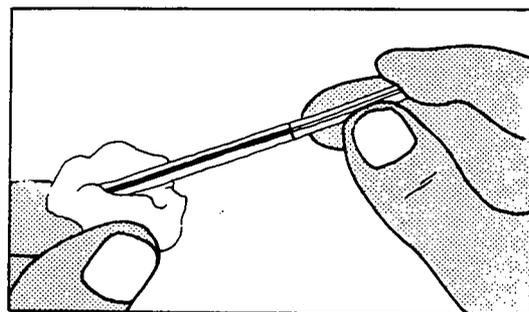
1. Con la pipeta graduada de 1 ml traslade 0,95 ml del líquido para dilución de leucocitos a un frasco pequeño.



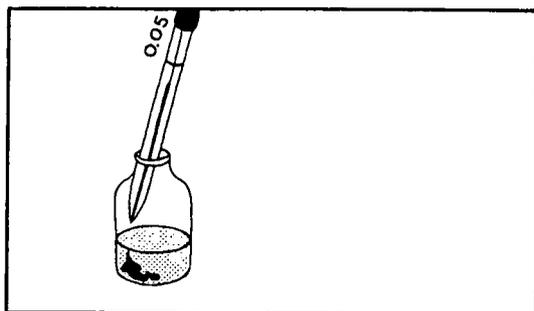
2. aspire sangre venosa o capilar hasta la marca de 0,05 ml de la pipeta para sangre. Evite la entrada de burbujas. Si la sangre es venosa asegúrese que se mezcle completamente invirtiendo el frasco que contiene esta sangre y el anticoagulante (véase la página 68) varias veces durante un minuto, inmediatamente antes de aspirarla con la pipeta.



3. Limpie el exterior de la pipeta con papel absorbente. Verifique que la sangre continúa en el mismo nivel.

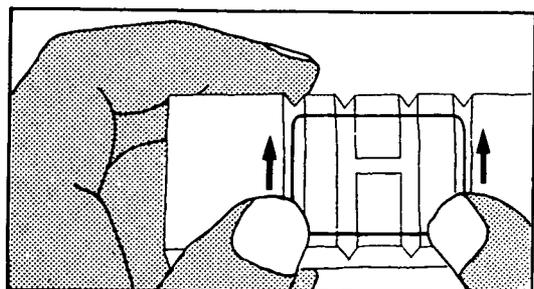


4. Deposite la sangre en el frasco que contiene el líquido para dilución. Enjuague la pipeta aspirando y expulsando este líquido 3 veces. La dilución de esta sangre será de 1 x 20. Coloque en el frasco una etiqueta con el nombre o el número del paciente.



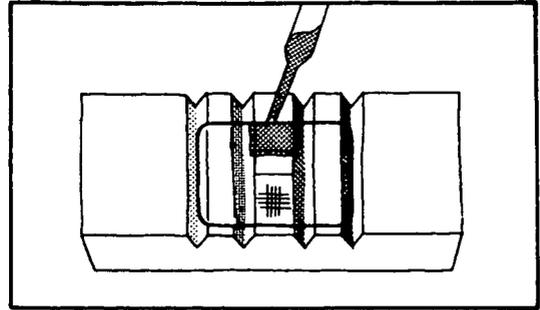
5. Monte la laminilla de vidrio en la cámara para recuento, presionándola cuidadosamente para colocarla en su sitio.

Cuando la laminilla se ha montado adecuadamente, entre las dos superficies de vidrio se observan unas bandas de color, llamadas anillos de Newton.

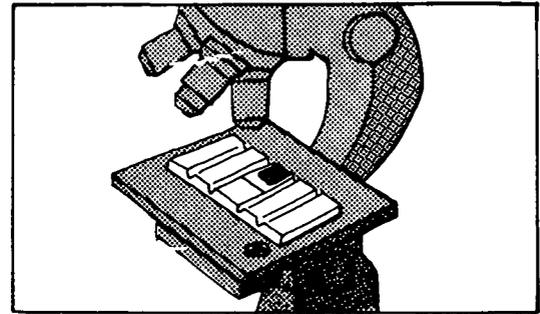


6. Mezcle bien la sangre diluida.  
Por medio de una pipeta de Pasteur llene la cámara para recuento. Evite llenarla más allá del área cuadrículada.

*Importante:* Si el líquido se derrama en el canal que se encuentra entre las dos cámaras, la operación se deberá repetir: quite y limpie la laminilla de vidrio; limpie también la cámara para recuento y llénela con otra gota.



7. Deje reposar la cámara para recuento sobre la mesa de trabajo durante 3 minutos a fin de que las células se asienten.
8. Coloque la cámara en la platina del microscopio. Utilice el objetivo x 10 (con oculares x 6 ó x 10). Reduzca la cantidad de luz que entre en el condensador, ajustando el diafragma iris. Enfoque la cuadrícula de la cámara y los leucocitos. No se confundan los leucocitos con partículas de polvo.



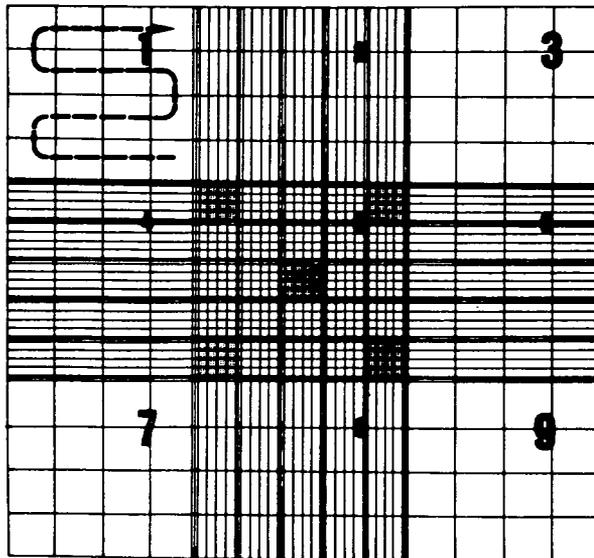
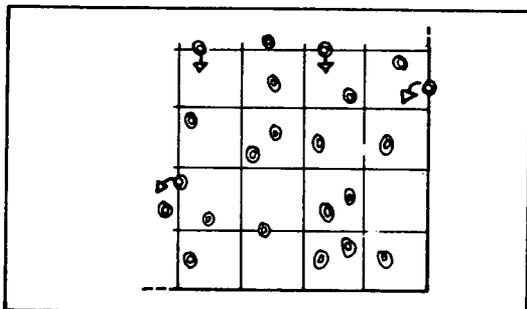
## Recuento de leucocitos

(a) *Uso de la cámara cuadrículada de Neubauer mejorada*

- Área de la cámara =  $9 \text{ mm}^2$
- Profundidad de la cámara =  $0,1 \text{ mm}$

Cuente las células en un área de  $4 \text{ mm}^2$  utilizando los cuadros numerados 1, 3, 7 y 9, como se indica en la figura.

Incluya en este recuento las células que se observen sobre las líneas de dos lados de cada cuadro revisado, como se indica a continuación: Este cuadro representa uno de los cuatro revisados, o sean los cuadros 1, 3, 7 y 9.



Calcule el número de células en un litro de sangre: \*

- Multiplique el número de células contadas en los cuatro cuadros por 0,05
- Notifique el resultado como "número  $\times 10^9 / \text{l}$ "

*Ejemplo:*

Número de células contadas = 188

Células que hay en un litro =  $(188 \times 0,05) \times 10^9$

Resultado que se notifica:  $9,4 \times 10^9 / \text{l}$

### Explicación del cálculo

Cada uno de los cuatro cuadros en que se cuentan las células tiene un área de  $1 \text{ mm}^2$ ; por lo tanto, toda el área mide  $4 \text{ mm}^2$ . La profundidad de la cámara es de  $0,1 \text{ mm}$ ; en consecuencia, el volumen en que se cuentan las células es  $4 \times 0,1 = 0,4 \text{ mm}^3$ . De este modo, la división entre 4 y la multiplicación por 10 dará el número de células que haya en  $1 \text{ mm}^3$  de sangre diluida. Ya que la dilución es de  $1 \times 20$ , la multiplicación por 20 dará el número de células en  $1 \text{ mm}^3$  de sangre sin diluir. Por último, en un litro hay un millón ( $10^6$ ) de milímetros cúbicos, de manera que la multiplicación por  $10^6$  dará el número de células por litro de sangre sin diluir. Esto se puede resumir como se indica a continuación:

$$\text{Células por litro} = \frac{\text{células contadas} \times 10 \times 20}{4} \times 10^6$$

$$= \text{células contadas} \times 50 \times 10^6$$

$$= \text{células contadas} \times 0,05 \times 10^9$$

*Ejemplo:*

En los cuatro cuadros se cuentan 188 células. Por lo tanto, el número de células por milímetro cúbico de sangre sin diluir es:

$$\frac{188 \times 10 \times 20}{4} (= 188 \times 50 = 9400)$$

y el número de células por litro es:  $\frac{188 \times 10 \times 20}{4} \times 10^6 = 9400 \times 10^6 = 9,4 \times 10^9$

\* El cálculo y el ejemplo se han expresado en unidades SI. Sin embargo, en el texto también se explica la unidad tradicional (número de células por milímetro cúbico). (La multiplicación del número de células contadas  $\times 50$  proporciona el número de células por milímetro cúbico.)

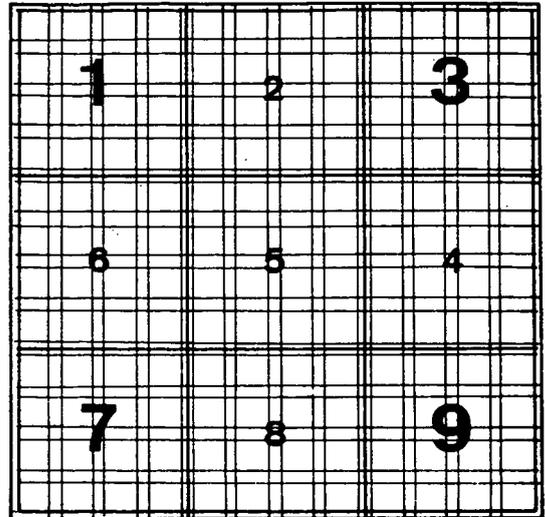
(b) *Uso de la cámara cuadrículada de Bürker*

- Área de la cámara = 9 mm<sup>2</sup>
- Profundidad de la cámara = 0,1 mm

Cuente las células en un área de 4 mm<sup>2</sup> empleando los cuadros numerados 1, 3, 7 y 9, como se indica en la ilustración.

Incluya en este recuento las células que se observen sobre las líneas de dos lados de cada cuadro revisado (véase la página 363).

*Cálculo y ejemplo:* los mismos que se aplican a la cámara cuadrículada de Neubauer mejorada.



## RESULTADOS

### Márgenes normales

|                            | Unidades SI<br>(células x 10 <sup>9</sup> x litro) | Unidades tradicionales<br>(células x mm <sup>3</sup> ) |
|----------------------------|--|--|
| Hombres y mujeres          | 4-10   | 4 000-10 000   |
| Niños de 10 años           | 4-10   | 4 000-10 000   |
| Niños de 3 años            | 4-11   | 4 000-11 000   |
| Niños pequeños (3-9 meses) | 4-15   | 4 000-15 000   |
| Recién nacidos             | 10-20  | 10 000-12 000  |

### Valores elevados

El aumento del número total de leucocitos circulantes se llama *leucocitosis*. Se observa en el curso de algunas infecciones bacterianas piógenas. En la leucemia se pueden encontrar concentraciones de número de leucocitos que varían desde 50 x 10<sup>9</sup>/l hasta 400 x 10<sup>9</sup>/l (50 000/mm<sup>3</sup> a 400 000/mm<sup>3</sup>) y aún más. Por lo tanto, se necesita emplear una dilución mayor de sangre para determinar la concentración de número; por ejemplo, 0,05 ml de sangre y 1,95 ml del líquido para dilución, de modo que se obtenga una dilución de 1 x 40. Si se emplea esta dilución el número de células contadas se deberá multiplicar por 0,1 en vez de 0,05 para obtener el número por 10<sup>9</sup> por litro (si se usan unidades tradicionales, multiplique por 100 en vez de 50 para obtener el número por mm<sup>3</sup>).

### Valores reducidos

La disminución del número total de leucocitos circulantes se denomina *leucopenia*. Se observa en algunas infecciones como la tifoidea y el paludismo, y después de usar durante cierto tiempo algunos medicamentos. Cuando la concentración de número de leucocitos es muy reducida, el grado de dilución de la sangre deberá ser menor; por ejemplo, 0,05 ml de sangre y 0,45 ml del líquido para dilución, con lo que se obtendrá una dilución de 1 x 10. Si se emplea esta dilución, el número de células contadas se deberá multiplicar por 0,25 en vez de 0,05 para obtener el número por 10<sup>9</sup> por litro (si se usan unidades tradicionales multiplique por 25 en vez de 50 para obtener el número por mm<sup>3</sup>).

### Corrección de valores para restar eritrocitos nucleados

Los glóbulos rojos nucleados, o normoblastos (véase la página 403), no se encuentran normalmente en la sangre. Sin embargo, pueden aparecer en ella durante ciertas enfermedades como la anemia falciforme y otras anemias hemolíticas. Los normoblastos no se destruyen (lisis) en el líquido para dilución y, por lo tanto, se suelen contar junto con los leucocitos. Cuando la cantidad de normoblastos es elevada, la concentración de número de leucocitos se debe corregir como se indica en seguida:

Examine una extensión sanguínea teñida con el método de Romanowski (véase la página 393) y cuente el número de normoblastos que se observe por cada 100 leucocitos.

**Cálculo\***

La concentración de número de normoblastos (por litro) es:

$$\frac{\text{Número de normoblastos contados}}{100 + \text{No. de normoblastos contados}} \times \text{concentración de número de leucocitos}$$

**Ejemplo**

Si se cuentan 50 normoblastos y la concentración de número de leucocitos es  $6 \times 10^9 /l$ , la concentración de número de normoblastos será:

$$\frac{50}{100 + 50} \times 16 = 5,3 \times 10^9 /l$$

y la concentración de número de leucocitos corregida será:  $16 - 5,3 = 10,7 \times 10^9 /l$ .

---

\*En unidades tradicionales las concentraciones de normoblastos y leucocitos se expresan por milímetro cúbico. En tales unidades el cálculo correspondiente al ejemplo que se ha dado sería:

$$\frac{50}{100 + 50} \times 16\,000 = 5\,300/\text{mm}^3$$

Recuento corregido de glóbulos blancos o leucocitos =  $16\,000 - 5\,300 = 10\,700/\text{mm}^3$ .

## 19. Concentración de número de eritrocitos

El número de eritrocitos (glóbulos rojos) contenidos en un litro de sangre se denomina concentración de número de eritrocitos. (En unidades tradicionales se expresa como el número de células por milímetro cúbico y se llama "recuento" de eritrocitos o glóbulos rojos.) Es difícil lograr determinaciones precisas de la concentración de número de eritrocitos con una cámara para recuento, y se recomienda que en vez de intentarlas se determinen la fracción de volumen de eritrocitos (hematocrito o volumen de sedimentación globular) y la concentración de hemoglobina. Sin embargo, en este manual se describe el recuento de glóbulos rojos considerando que existen lugares donde no es posible determinar la fracción de volumen.

### Principio

La sangre se diluye por medio del líquido para diluir eritrocitos.

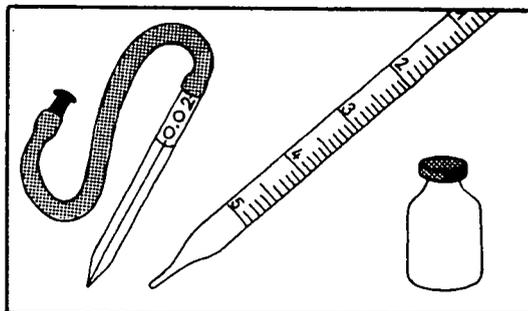
Los eritrocitos se cuentan con el microscopio en una cámara para recuento y se calcula el número por litro de sangre.

### MATERIALES

- Pipetas:
  - (a) Una pipeta para sangre (conocida también como pipeta de Sahli) graduada hasta 0,02 ml ( $20 \text{ mm}^3$  ó  $20 \mu\text{l}$ ), con tubo de goma y boquilla.

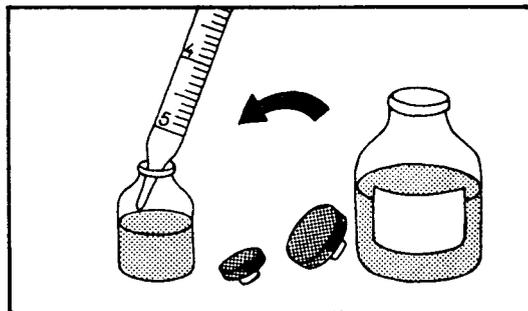
No se recomienda el uso de pipetas con perilla, ya que son imprecisas, difíciles de emplear y limpiar, y más costosas.

  - (b) Una pipeta de 5 ml, graduada.
- Una cámara para recuento. Se pueden emplear diversos tipos de cámara; aquí se describe el uso de la cámara cuadrículada de Neubauer mejorada.
- Líquido para dilución: solución de citrato y formaldehído (reactivo No. 24).
- Un contador manual para recuento, si es posible.

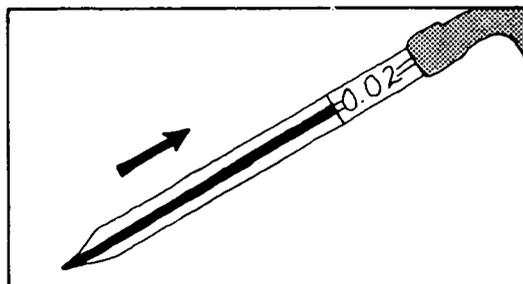


### METODO

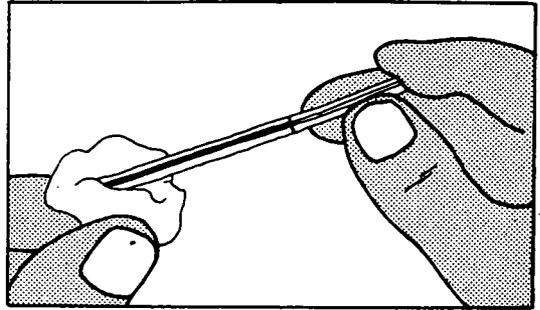
1. Con la pipeta de 5 ml graduada deposite 4,0 ml del líquido para dilución en un frasco pequeño.



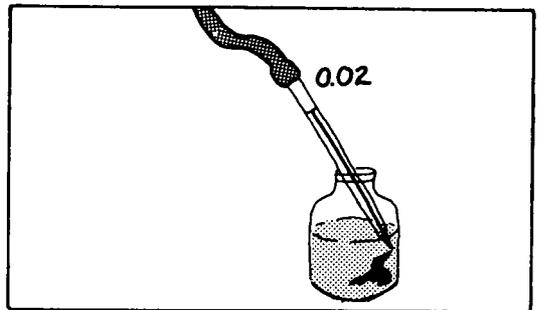
2. aspire sangre venosa o capilar hasta la marca de 0,02 ml de la pipeta para sangre. Evítese la entrada de burbujas. Si se emplea sangre venosa asegúrese que se mezcle adecuadamente con el anticoagulante del frasco (véase la página 68), invirtiendo este varias veces durante 1 minuto inmediatamente antes de aspirarla con la pipeta.



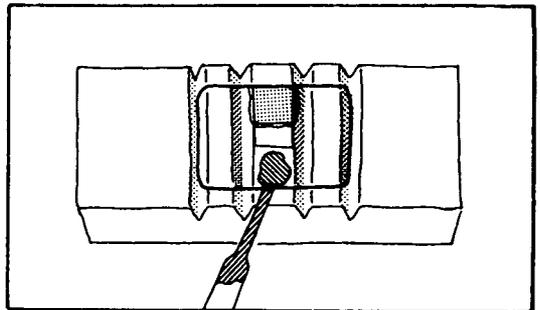
3. Limpie el exterior de la pipeta con papel absorbente. Verifique que la sangre continúa en el mismo nivel.



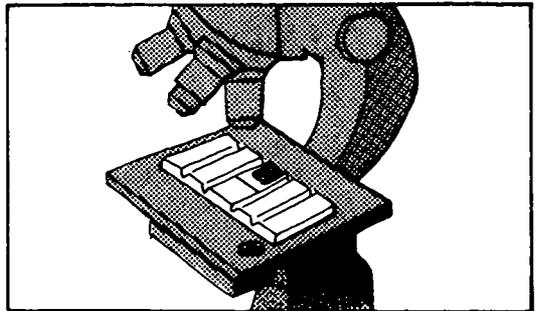
4. Deposite la sangre en el frasco que contiene el líquido para dilución. Enjuague la pipeta aspirando y expulsando este líquido 3 veces. La dilución de la sangre será de 1 x 200. Ponga una etiqueta en el frasco, con el nombre o el número del paciente.



5. Ajuste la laminilla de vidrio en la cámara para recuento, como se indica en la página 361. Mezcle completamente la sangre diluida. Con una pipeta Pasteur llene las dos áreas cuadrículadas de la cámara. Evite llenar excesivamente las áreas cuadrículadas a fin de que la sangre no se derrame.



6. Deje reposar la cámara para recuento en la mesa de trabajo durante 3 minutos, de modo que las células se asienten.
7. Coloque la cámara en la platina del microscopio. Utilice el objetivo x 10, localice el cuadro central de la cámara y cambie en seguida al objetivo x 40 para contar los eritrocitos.



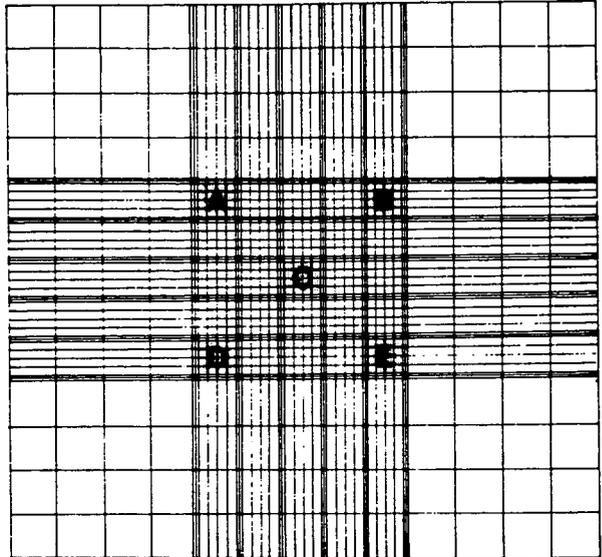
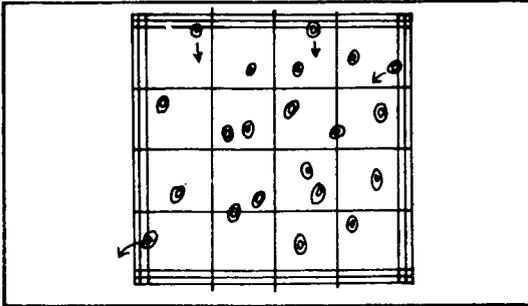
## Recuento de eritrocitos

Por medio de una cámara de Neubauer mejorada:

Cuente las células en un área de  $0,2 \text{ mm}^2$ , empleando los cuadros A, B, C, D y E.

Incluya en este recuento las células que se encuentren sobre las líneas de dos lados de cada cuadro revisado, como se indica a continuación:

Este cuadro representa uno de los cinco en que se ha hecho el recuento, que son los cuadros A, B, C, D y E.



Calcule el número de células en un litro de sangre:

- Multiplique por 0,01 el número de células que se han contado en los primeros cinco cuadros.
- Haga lo mismo con el número de células que se han contado en los segundos cinco cuadros.
- Obtenga el promedio de las dos cifras.
- Notifique el resultado como "número  $\times 10^{12} / l$ "

*Ejemplo:*

Número de células contadas en (a) la primera cámara cuadrículada = 390

Número de células contadas en (b) la segunda cámara cuadrículada = 370

Células por litro en (a) =  $(390 \times 0,01) \times 10^{12} = 3,9 \times 10^{12}$

Células por litro en (b) =  $(370 \times 0,01) \times 10^{12} = 3,7 \times 10^{12}$

Promedio (resultado que se notifica) =  $3,8 \times 10^{12} / l$

### Explicación del cálculo

Cada uno de los cinco cuadros en que se cuentan las células tiene un área de  $0,04 \text{ mm}^2$ ; por lo tanto, el área total es de  $0,2 \text{ mm}^2$ . La profundidad de la cámara es de  $0,1 \text{ mm}$ ; en consecuencia, el volumen en que se cuentan las células es de  $0,2 \times 0,1 = 0,02 \text{ mm}^3$ . De este modo, dividiendo entre 2 y multiplicando por 100 (o bien multiplicando por 50) se obtiene el número de células por  $\text{mm}^3$  de sangre diluida. Puesto que la dilución es de  $1 \times 200$ , al multiplicar por 200 se obtiene el número de células en  $1 \text{ mm}^3$  de sangre no diluida. Por último, en un litro hay un millón ( $10^6$ ) de  $\text{mm}^3$ , de manera que si la multiplicación se hace por  $10^6$ , se obtiene el número de células en un litro de sangre sin diluir. Esto se puede resumir como se indica en seguida:

$$\begin{aligned} \text{Células por milímetro cúbico} &= \text{células contadas} \times 50 \times 200 \\ &= \text{células contadas} \times 10\,000 \end{aligned}$$

Ya que la concentración de células es tan elevada, resulta más fácil expresarla en millones.

$$\begin{aligned} \text{Células por milímetro cúbico} &= \frac{\text{células contadas} \times 10\,000}{1\,000\,000} \text{ millones} \\ &= (\text{células contadas} \times 0,01) \text{ millones} \\ &= (\text{células contadas} \times 0,01) \times 10^6 \end{aligned}$$

El número de células en un litro será  $10^6$  veces este número; por lo tanto:

$$\begin{aligned} \text{Células por litro} &= \text{células contadas} \times 0,01 \times 10^6 \times 10^6 \\ &= \text{células contadas} \times 0,01 \times 10^{12} \end{aligned}$$

*Ejemplo:*

En los primeros cinco cuadros se cuentan 390 células. Por lo tanto, el número de células en  $1 \text{ mm}^3$  de sangre sin diluir es  $390 \times 0,01 \times 10^6 = 3,9$  millones. La concentración por litro de sangre sin diluir es  $390 \times 0,01 \times 10^{12}$ , ó  $3,9 \times 10^{12} / l$ .

## RESULTADOS

### Márgenes normales

|                       | Unidades SI:<br>células x 10 <sup>12</sup> por litro | Unidades tradicionales:<br>millones de células<br>por milímetro cúbico |
|-----------------------|--|--|
| Hombres               | 4,5-5,5  | 4,5-5,5  |
| Mujeres               | 4,0-5,0  | 4,0-5,0  |
| Niños (4 años)        | 4,2-5,2  | 4,2-5,2  |
| Lactantes (1-6 meses) | 3,8-5,2  | 3,8-5,2  |
| Recién nacidos        | 5,0-6,0  | 5,0-6,0  |

Observe que las cifras son iguales en unidades SI y unidades tradicionales; por ejemplo, 5,0 x 10<sup>12</sup> / l ó 5,0 millones/mm<sup>3</sup>. Sin embargo, algunas veces los valores expresados en unidades tradicionales se escriben completos; por ejemplo, 5 000 000/mm<sup>3</sup>.

### Concentraciones bajas

Se encontrarán concentraciones bajas en pacientes con anemia causada por pérdida de eritrocitos o hemolisis.

### Concentraciones elevadas

Se observarán concentraciones elevadas de eritrocitos en pacientes con deshidratación o policitemia.

## LIMPIEZA DEL EQUIPO

### 1. Materiales y preparaciones para la limpieza

Se debe contar con una amplia variedad de materiales de limpieza para la conservación de todo el equipo: pipetas, cámara para recuento, laminilla de vidrio, etc. Los artículos que aquí se recomiendan son los habituales y se obtienen fácilmente:

- perilla de goma y, si es posible, bomba de vacío
- vasos para análisis de 500 ml y 50 ml
- etanol al 95%. Eter. Acetona
- solución al 0,5% de ácido acético en agua: ácido acético ..... 5 ml  
agua destilada ..... 1 000 ml.
- solución limpiadora de bicromato (reactivo No. 10)
- si es posible: bicarbonato sódico.

### 2. Pipetas: limpieza diaria

#### (a) Remojo

Remójense las pipetas en agua corriente, limpia.

#### (b) Limpieza

Por medio de una bomba de vacío o una perilla de goma háganse pasar por cada pipeta:

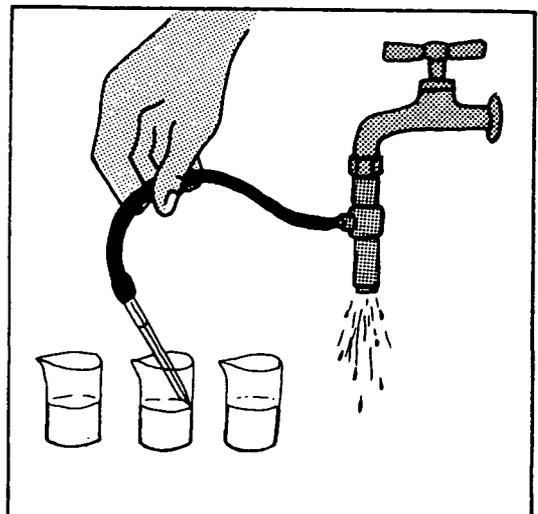
- ácido acético diluido (3 veces)
- agua limpia, destilada si se usa en cantidad abundante (4 veces)
- aire (sosténgase la pipeta con la punta hacia arriba)
- acetona (una vez)
- aire (para secar la pipeta hasta donde sea posible).

#### (c) Secado

Si es posible úsese una incubadora, dejando en ella las pipetas toda una noche a 37°C en un recipiente acojinado con algodón no absorbente.

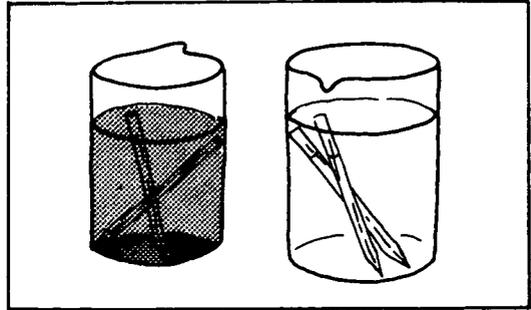
Si se necesita una pipeta inmediatamente, utilice:

- agua, preferiblemente destilada
- éter.
- deje secar completamente la pipeta al aire.



3. *Pipetas: limpieza mensual (o más frecuente, si se necesita)*

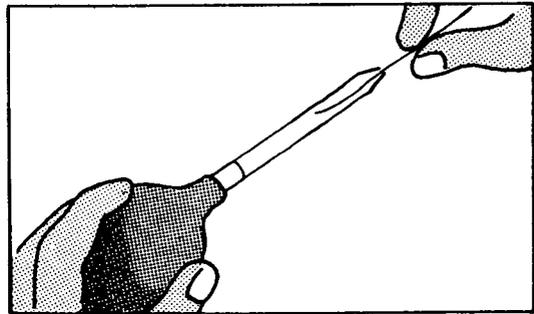
- (a) Sumerja las pipetas, aproximadamente durante 12 horas, en un vaso para análisis que contenga solución limpiadora de bicromato.
- (b) Enjuague primeramente el exterior y, a continuación, el interior de cada pipeta con agua corriente.
- (c) Sumerja las pipetas durante 12 horas en un vaso para análisis que contenga una solución débil de bicarbonato sódico (aproximadamente 10 g/l; 1%)
- (d) Limpie las pipetas como se ha indicado en "limpieza diaria".



4. *Pipetas obstruidas*

Introduzca un hilo delgado de nylon (tipo 000) por la punta de la pipeta al mismo tiempo que se succiona por el extremo contrario.

Si de este modo no se consiguen resultados, sumerja la pipeta durante 12 horas en un vaso para análisis que contenga solución limpiadora de bicromato.



5. *Limpieza de las cámaras para recuento y sus laminillas de vidrio*

Límpiese tan pronto como sea posible después de usarlas:

- remójense en una solución de polvos detergentes durante 2 - 3 horas
- enjuáguese minuciosamente bajo el chorro de agua del grifo
- si se dispone de etanol, enjuáguese nuevamente con este material
- séquense con una pieza de género suave.

Nunca usen polvos para pulir, que rayarían la superficie cuadrículada de la cámara para recuento.

Cuando se van a llevar a cabo varios estudios, limpie la cámara tan pronto como sea posible después de cada ensayo, enjuagándola con agua y secándola con una pieza de género suave y limpia. Es necesario que la cámara se limpie más minuciosamente una vez al mes, como se ha indicado anteriormente.

## 20. Hemoglobina: cálculo de la cianometahemoglobina, método fotométrico

La hemoglobina es el pigmento rojo que se encuentra en los eritrocitos. Se compone de cadenas de proteínas y moléculas que contienen hierro. Transporta oxígeno a las células de los tejidos del organismo.

### Unidades de medición

Estrictamente, la unidad SI para expresar las concentraciones de hemoglobina es el milimol por litro (mmol/l). Cuando se usa esta unidad se necesita especificar la estructura química a la que se aplica. En la práctica esto significa que se debe emplear el término "hemoglobina (Fe)" en vez de la palabra "hemoglobina" sola. Sin embargo, como medida temporal antes de hacer el cambio a mmol/l, algunos laboratorios utilizan la unidad "gramo por litro" (g/l). Cuando se usa esta unidad basta el término simple "hemoglobina" y no se necesita decir "hemoglobina (Fe)". Los valores en gramos por litro se pueden convertir en valores expresados en mmol/l multiplicándolos por 0,062. Ejemplo:

$$\text{hemoglobina, } 150 \text{ g/l} \times 0,062 = \text{hemoglobina (Fe) } 9,3 \text{ mmol/l}$$

En este manual los cálculos y valores se expresan generalmente en ambas formas. Tómese nota de que si se usa la unidad "gramo por litro" los valores son 10 veces mayores que cuando se usa la unidad tradicional "gramo por 100 ml". Por ejemplo,  $150 \text{ g/l} = 15,0/100 \text{ ml}$ .

### Principio

La sangre se diluye en líquido de Drabkin, que destruye los eritrocitos y convierte la hemoglobina en cianometahemoglobina. La solución que se produce se examina por medio de un espectrofotómetro o un colorímetro. Su grado de absorbencia es proporcional a la cantidad de hemoglobina que contenga la sangre.

El método fotoeléctrico de la cianometahemoglobina permite hacer los cálculos más precisos de la cantidad de hemoglobina existente. Se debe usar siempre que sea posible.

### MATERIALES

- Un colorímetro fotoeléctrico\* o un espectrofotómetro.
- Pipetas
  - (a) Una pipeta para sangre (pipeta de Sahli) graduada hasta 0,02 ml ( $20 \text{ mm}^3$  ó  $20 \mu\text{l}$ ), con tubo de goma y boquilla.
  - (b) Una pipeta graduada, de 5 ml.
- Tubos de ensayo
- Líquido de Drabkin para dilución (reactivo No. 16).

Este reactivo se puede adquirir en tabletas o polvos para disolver en 1 litro de agua destilada. Si se dispone de una balanza analítica la preparación se puede hacer en el laboratorio (véase el reactivo No. 16). Esta solución se puede conservar durante un mes en un frasco de vidrio oscuro. Deséchese si se enturbia.

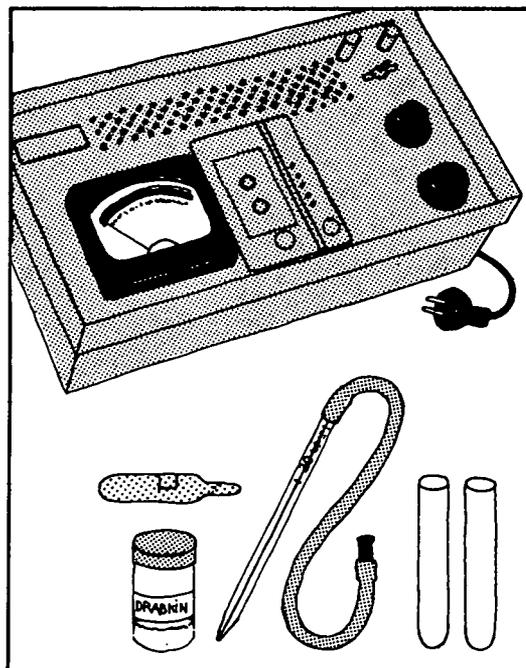
El líquido de Drabkin no debe enfriarse demasiado, pues puede causar una descoloración con reducción del ferricianuro.

- Referencia para cianometahemoglobina (estandarizada)

Esta solución se puede adquirir en el comercio o en un laboratorio de referencia.

En las soluciones de referencia comerciales casi siempre se indica la concentración en miligramos por 100 ml (generalmente en mg%).

\* Algunos fotómetros pueden funcionar con la corriente eléctrica del suministro general o con la de una batería para automóvil. La UNICEF proporciona un modelo de estos aparatos: ref. 09.309.98 (110V - batería) ó 9.310.00 (220V - batería).



## CALIBRACION DEL COLORIMETRO

Antes de usar el colorímetro para calcular la hemoglobina se debe elaborar una curva de calibración. Con esta curva se pueden preparar un gráfico y un cuadro de valores de la hemoglobina.

### Metodo

1. Calcule la concentración de hemoglobina de la solución de referencia en gramos por litro empleando la fórmula siguiente:

$$\frac{\text{concentración en mg/100 ml} \times 10}{1000} \times 251$$

(Nota: 10 es el factor que convierte 100 ml en 1 litro; 1000 es el factor que convierte miligramos en gramos y 251 es el factor de dilución cuando 0,02 ml de sangre se diluyen con 5 ml del líquido de Drabkin).

Ya que  $10 \times 251/1000$  es casi 2,5, la fórmula anterior se puede simplificar de la manera siguiente: \*  
 contenido de hemoglobina de la solución de referencia en gramos por litro = concentración en mg/100 ml  $\times$  2,5

### Ejemplo

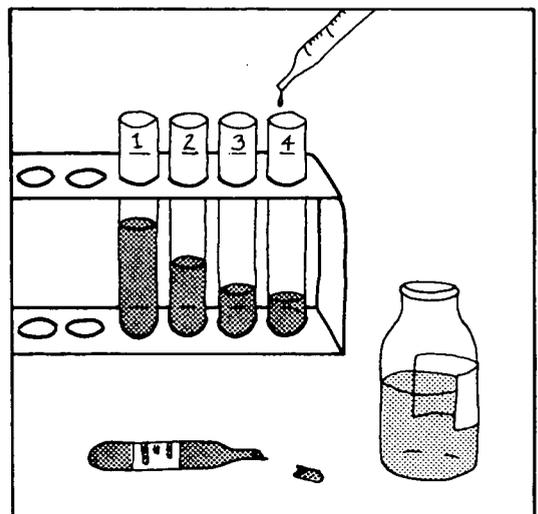
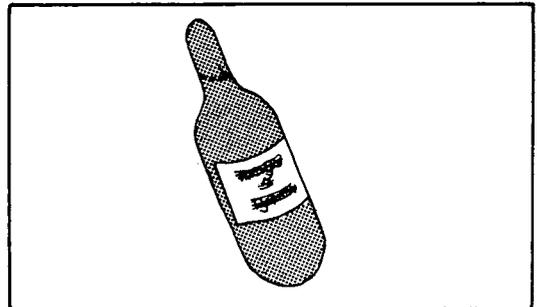
Concentración de la solución de referencia = 60 mg/100 ml

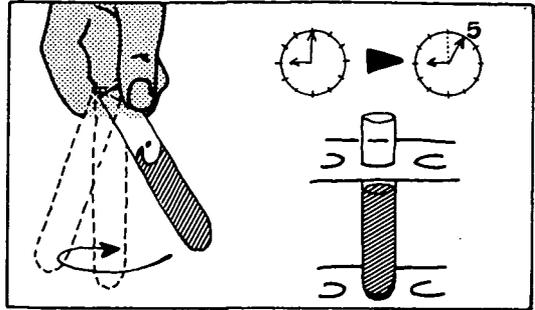
$$\begin{aligned} \text{Valor de la hemoglobina} &= 60 \times 2,5 \\ &= 150/1 \end{aligned}$$

\*Si se emplea una dilución de 1 x 200 (por ejemplo, 0,02 ml de sangre y 4 ml de líquido de Drabkin), multiplique por 2,0 en vez de 2,5.

2. Haga diluciones sucesivas de la solución estandarizada:
  - prepare cuatro tubos y númórelos del 1 al 4
  - por medio de pipetas deposite en cada tubo:

| Tubo número                           | 1          | 2      | 3      | 4      |
|---------------------------------------|------------|--------|--------|--------|
| Solución estandarizada                | 4,0 ml     | 2,0 ml | 1,3 ml | 1,0 ml |
| Líquido de Drabkin                    | —          | 2,0 ml | 2,7 ml | 3,0 ml |
| Dilución de la solución estandarizada | Sin diluir | 1 x 2  | 1 x 3  | 1 x 4  |

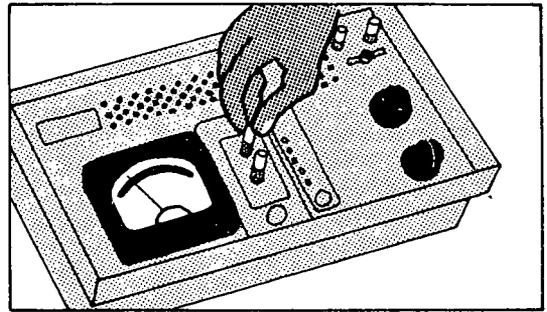




3. Mezcle y deje reposar durante 5 minutos.

4. Lea las diluciones en el colorímetro:

- coloque en el colorímetro un filtro verde (Ilford No. 625) o ponga la longitud de onda en 540 nanómetros (nm)
- llene un tubo de ensayo o una cubeta para colorímetro igualados con líquido de Drabkin y colóquelo en el aparato
- ponga la aguja del colorímetro en cero
- lea en el tablero el contenido de los tubos 1, 2, 3 y 4 usando un tubo de ensayo o una cubeta para colorímetro.



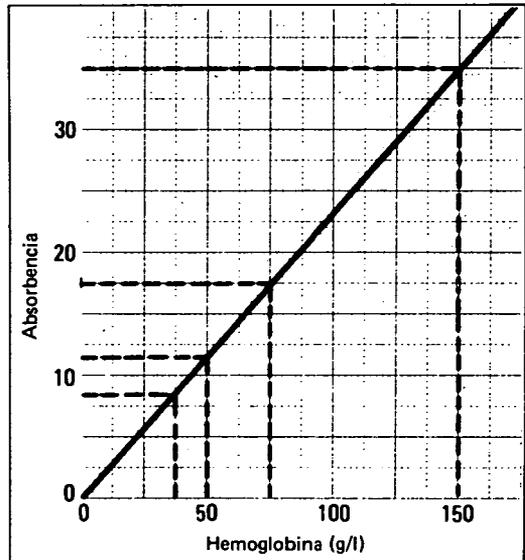
Asegúrese que la aguja regrese al cero entre cada lectura hecha con líquido de Drabkin.

5. Prepare un gráfico trazando las líneas correspondientes a las soluciones estandarizadas diluidas perpendicularmente a las líneas de sus concentraciones.

**Ejemplo**

La concentración de la solución de referencia se ha calculado en 15 g/l

| Solución estandarizada | Concentración de hemoglobina (g/l) | Absorbancia |
|------------------------|------------------------------------|-------------|
| Sin diluir             | 150                                | 35,0        |
| 1 x 2                  | $\frac{150}{2} = 75$               | 17,5        |
| 1 x 3                  | $\frac{150}{3} = 50$               | 11,5        |
| 1 x 4                  | $\frac{150}{4} = 37,5$             | 8,5         |



6. Con el gráfico que se ha preparado:

- elabore un cuadro de valores de la hemoglobina, que abarque desde 20 g/l hasta 180 g/l.

**Importante:**

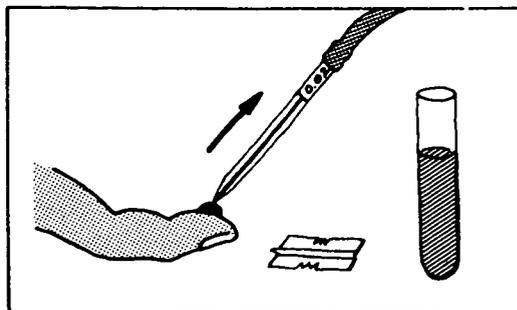
Al comenzar cada día:

- limpie los tubos de ensayo o cubetas para colorímetro
- llene uno de los tubos limpios con líquido de Drabkin fresco, que se usará para poner el colorímetro en cero
- ensaye con una solución de referencia y lea el resultado en el tablero. Se pueden emplear:
  - (a) la solución de referencia de la cianometahemoglobina, fresca, que se utiliza para calibrar el aparato, o
  - (b) una solución de referencia de color gris calibrada anticipadamente por comparación con la solución de referencia de la cianometahemoglobina.

**CALCULO DE LA HEMOGLOBINA EN LA SANGRE DE LOS PACIENTES (método de la cianometahemoglobina)**

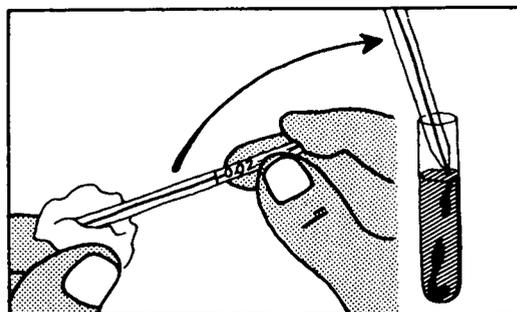
1. Con una pipeta deposite 5 ml de líquido de Drabkin para dilución en tubo de ensayo.

Aspire sangre venosa o capilar hasta la marca de 0,02 ml de una pipeta de Sahli. Evite la entrada de burbujas. Si se usa sangre venosa asegúrese que se mezcle adecuadamente invirtiendo el frasco en que se ha depositado junto con el anticoagulante (véase la página 68) varias veces, aproximadamente durante un minuto, inmediatamente antes de aspirarla con la pipeta.

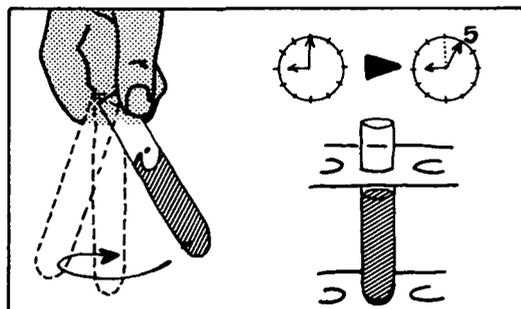


2. Limpie el exterior de la pipeta. Verifique que la sangre continúa en el mismo nivel.

Deposite la sangre en el líquido de Drabkin y enjuague la pipeta varias veces aspirando y expulsando tres veces el líquido del tubo.



3. Mezcle el contenido del tubo y déjelo reposar durante 5 minutos.



4. Ponga el colorímetro en cero con líquido de Drabkin.

Lea en el tablero la absorbencia de la sangre diluida del paciente usando el tubo de ensayo o la cubeta para colorímetro.

Si se forma turbidez en la sangre diluida, puede obedecer a la existencia de proteínas anormales en el plasma o a una concentración elevada de leucocitos. Centrifugue el líquido antes de hacer la lectura en el tablero del colorímetro.

Anote la cantidad de g/l de hemoglobina en el cuadro preparado con la curva de calibración.

**RESULTADOS – MARGENES NORMALES**

|                     | Hemoglobina (Fe)<br>mmol/l | Hemoglobina<br>g/l |
|---------------------|----------------------------|--------------------|
| Niños al nacer      | 8,4-12,1                   | 136-196            |
| Niños de 1 año      | 7,0- 8,1                   | 113-130            |
| Niños de 10-12 años | 7,1- 9,2                   | 115-148            |
| Mujeres             | 7,1-10,2                   | 115-165            |
| Hombres             | 8,1-11,2                   | 130-180            |

## 21. Cálculo de la hemoglobina por medio del comparador de colores

### Principio

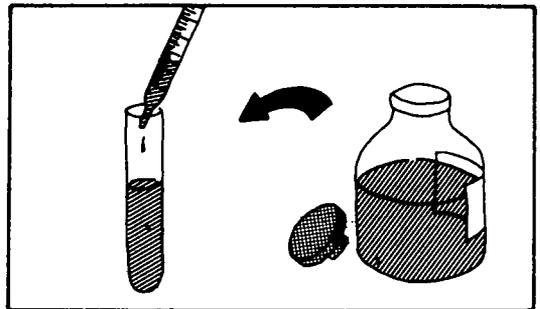
Este es un método visual para calcular la hemoglobina. La solución de ensayo se compara con una serie estandarizada de cristales de colores que indican la cantidad de hemoglobina existente.

### MATERIALES

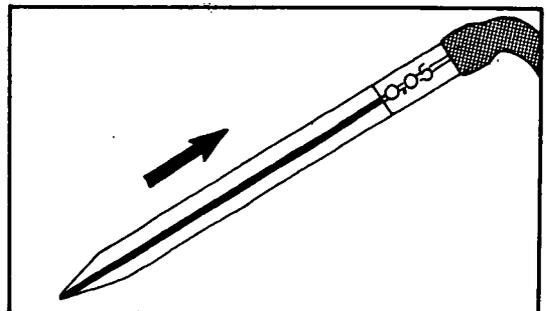
- Un comparador para hemoglobina con cristales estandarizados que abarquen los márgenes de 3-13 g de hemoglobina por decilitro (g/dl)
- Dos tubos comparadores
- Pipetas de 0,05 ml ( $50 \text{ mm}^3$  ó  $50 \mu\text{l}$ )
- Líquido para diluir la hemoglobina. Se prepara añadiendo 0,4 ml de solución fuerte de amoníaco a un litro de agua destilada.

### METODO

1. Llene un tubo de ensayo con 10 ml del líquido para dilución.



2. aspire sangre venosa o capilar hasta la marca de 0,05 ml ( $50 \text{ mm}^3$ , ó  $50 \mu\text{l}$ ) de la pipeta para sangre. Evítese que entren burbujas. Si se usa sangre venosa, asegúrese que se mezcla adecuadamente invirtiendo el frasco donde se ha depositado junto con el anticoagulante (véase la página 68) varias veces, aproximadamente durante un minuto, inmediatamente antes de aspirarla con la pipeta.

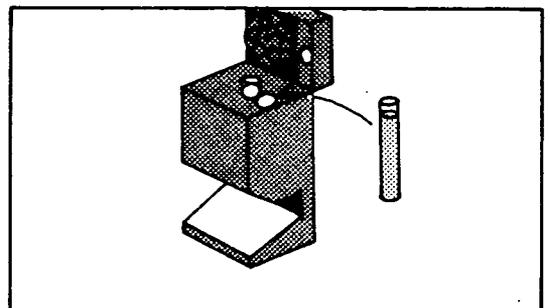


3. Limpie el exterior de la pipeta. Cerciérese de que la sangre esté en el mismo nivel y vierta ésta en los 10 ml de líquido para dilución.

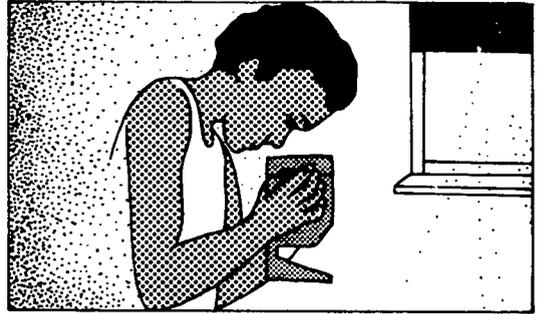
4. Mezcle el contenido del tubo.

El líquido tomará un color rojo claro a medida que los eritrocitos se destruyan. El color de la solución no se desvanecerá durante algunas horas.

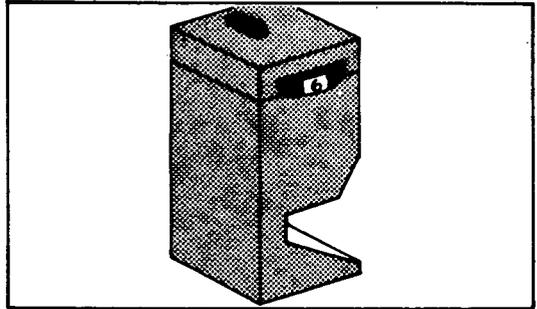
5. Llene con este líquido uno de los tubos comparadores hasta la marca correspondiente. Levante la tapa del comparador y coloque el tubo en el lado derecho.



6. Llene el otro tubo comparador hasta la marca correspondiente con el líquido para dilución y coloque este tubo en el lado izquierdo del comparador. Cierre la tapa.
7. Sostenga el comparador con el frente vuelto hacia la luz del día y observe a través de la abertura ocular, como se indica en la figura.



8. Se debe usar la luz del día, pero sin colocar el comparador directamente bajo los rayos del sol.
9. Comenzando con los colores estandarizados más pálidos, compare cada uno con el color de la solución de ensayo, mirando hacia el lado izquierdo de la abertura ocular.  
Cuando los colores sean lo más iguales posible, haga una revisión final por comparación con los colores estandarizados que se encuentren a cada lado del que se ha escogido.
10. Lea la concentración de hemoglobina en gramos por decilitro (g/dl) que indique el disco que se utiliza para cambiar por rotación los colores estandarizados.



11. Cuando el color de la solución de ensayo se encuentra comprendido entre dos colores estandarizados, haga un cálculo entre ambos valores. Si el líquido de ensayo es más oscuro que el color correspondiente a 3,0 g/dl, comuníquese que la concentración de hemoglobina es superior a 3,0 g/dl. De lo contrario, diluya la solución de ensayo empleando volúmenes iguales del líquido de ensayo y el líquido para dilución (2,5 ml del líquido de ensayo y 2,5 ml del líquido para dilución). Multiplique por 2 el valor que se obtenga.  
(Multiplique por 10 para obtener la concentración de hemoglobina en g/l, o por 0,62 para conocer la concentración de hemoglobina (Fe) en mmol/l.)

## 22. Cálculo de la hemoglobina por el método de Sahli

### Principio

La sangre se diluye en una solución ácida y la hemoglobina se transforma en hematina ácida. El color de la solución de ensayo se compara con el de un cristal de referencia.

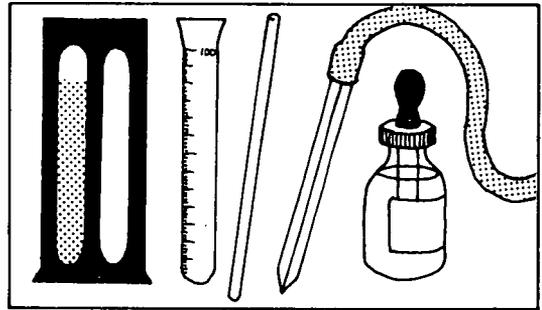
### MATERIALES

- Un hemoglobinómetro de Sahli
- Una pipeta de Sahli (graduada hasta  $20\text{mm}^3$ ; es decir,  $0,02\text{ ml}$ , ó  $20\ \mu\text{l}$ )
- Una varilla de vidrio, pequeña
- Una pipeta gotera
- Papel absorbente
- Acido clorhídrico (HCL) en concentración de  $0,1\text{ mol/l}$  ( $0,1\text{ N}$ ) (reactivo No. 14).

### Imprecisión del método

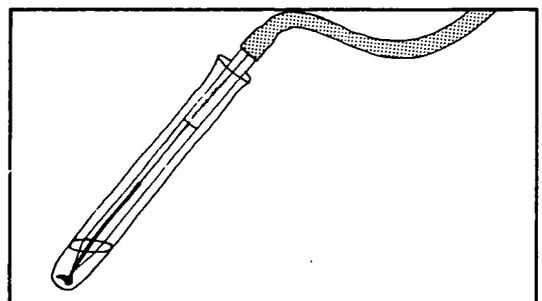
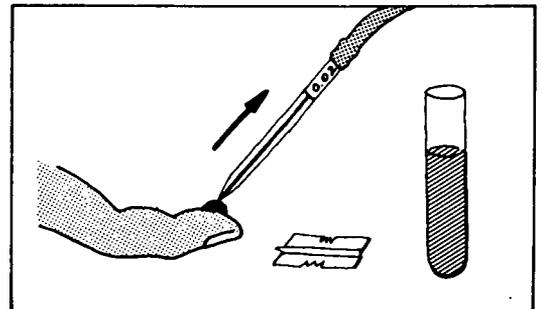
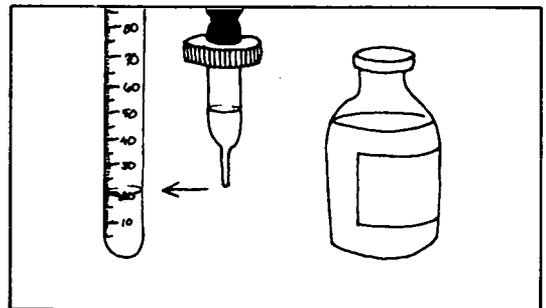
El método de Sahli no es una manera precisa de calcular la hemoglobina. No todas las formas de la hemoglobina circulante se transforman en hematina ácida; los cambios de color que se observan a simple vista no son muy amplios y el color castaño del cristal estandarizado no se puede comparar verdaderamente con el de la solución de hematina ácida.

Se incluye aquí la descripción de este método porque se considera que aún se utiliza en algunos lugares, pero no se recomienda.



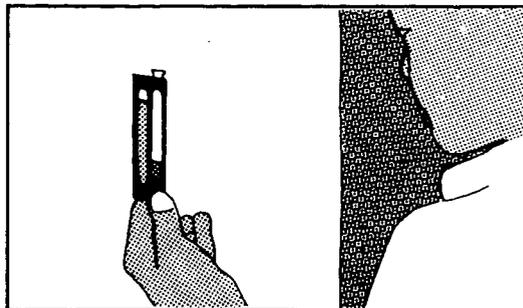
### METODO

1. Llène el tubo graduado hasta la marca de 20 (o hasta la marca de 3 g/100 ml) con ácido clorhídrico en proporción de  $0,1\text{ mol/l}$  HCl.
2. Aspire sangre venosa o capilar hasta la marca de  $0,02\text{ ml}$  de la pipeta de Sahli. Evite que entren burbujas. Si se usa sangre venosa, asegúrese que se mezcle adecuadamente invirtiendo el frasco que la contiene junto con el anticoagulante (véase la página 68), varias veces, aproximadamente durante 1 minuto, inmediatamente antes de aspirarla con la pipeta. (No se recoja la primera gota de sangre del dedo que se ha puncionado.)
3. Limpie el exterior de la pipeta con papel absorbente. Confirme que la sangre continúa en el mismo nivel.
4. Deposite la sangre de la pipeta en el tubo graduado que contiene la solución ácida. Enjuague la pipeta aspirando y expulsando la solución ácida 3 veces. La mezcla de la sangre y el ácido producirá un color castaño parduzco. Deje reposar esta mezcla durante 5 minutos.



5. Coloque el tubo graduado en el hemoglobímetro.  
Sosténgalo ante una ventana.  
Compare el color del tubo que contiene la sangre diluida con el color del tubo de referencia.

Si el color del primer tubo es igual que el del tubo de referencia o más pálido, la concentración de hemoglobina será de 40 g/l o menos.

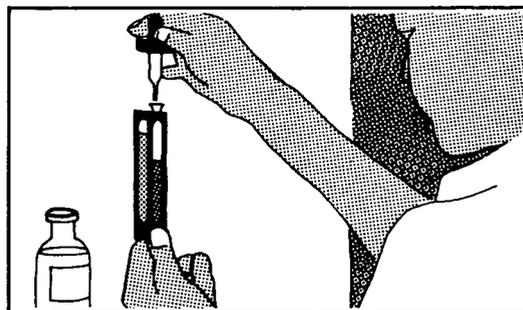


6. Si el color del primer tubo es más oscuro que el del tubo de referencia aumente el grado de dilución añadiendo HCl en concentración de 0,1 mol/l gota a gota.

Mezcle con la varilla de vidrio después de añadir cada gota.

Retire a continuación la varilla y compare los colores de los dos tubos.

Detenga el goteo del ácido cuando los colores se hayan igualado. Para aumentar la dilución de la sangre también se puede usar agua destilada en vez de la solución de 0,1 mol/l de HCl.



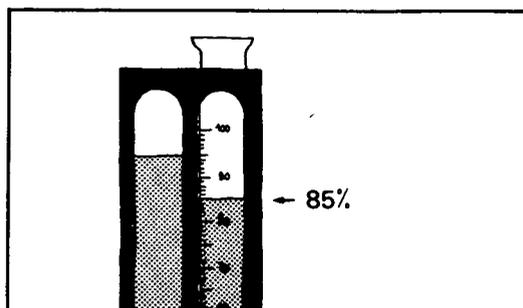
7. Tome nota del número hasta donde ha llegado el nivel de la solución. Según el tipo de hemoglobímetro, este número indicará la concentración de hemoglobina en g/100 ml o como un porcentaje de la cifra "normal" (este último tipo, que figura en la ilustración, no se recomienda). Para convertir g/100 ml a g/l, multiplique por 10. Para convertir los porcentajes a g/l, multiplique por 1,46.

*Ejemplos:*

(a)  $14,8 \text{ g/100 ml} \times 10 = 148 \text{ g/l}$

(b)  $85\% \times 1,46 = 124 \text{ g/l}$

(El método de Sahli es tan poco confiable, que se ha decidido no incluir en esta descripción los factores para convertir los resultados en mmol/l.)



## 23. Fracción de volumen de eritrocitos

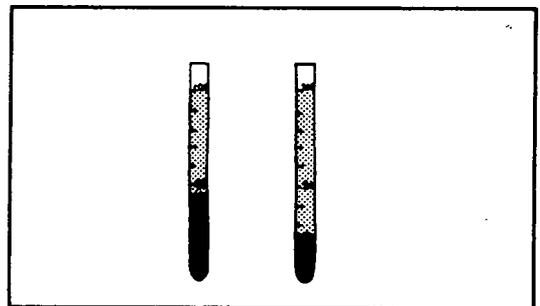
### Principio

El volumen total que ocupan los eritrocitos (glóbulos rojos) en un volumen dado de sangre, dividido entre el volumen de sangre, se denomina fracción de volumen de eritrocitos. Por ejemplo, si el volumen de los eritrocitos en 1 litro (1000 ml) de sangre es de 450 ml, la fracción de volumen de eritrocitos será  $450 \text{ ml}/1000 \text{ ml} = 0,45$  (ya que la fracción consiste en mililitros divididos entre mililitros, la unidad "ml" se cancela y el resultado es una fracción decimal simple, sin unidad). El resto de la sangre se compone casi completamente de plasma, junto con una reducida cantidad de glóbulos blancos (leucocitos). Si estos se pasan por alto, la fracción de volumen del plasma de este ejemplo será  $550 \text{ ml}/1000 \text{ ml} = 0,55$  (obsérvese que  $0,45 + 0,55 = 1,0$  o sea que la fracción de volumen de eritrocitos más la fracción de volumen de plasma = 1). Por lo tanto, la fracción de volumen de eritrocitos es una forma de medir la proporción de éstos en el plasma. Se usa para calcular la concentración media de hemoglobina en los eritrocitos (véase la página 386) y se aprovecha también para elaborar el diagnóstico en pacientes que sufren de deshidratación, choque o quemaduras.

Antes de la introducción de las unidades SI, la fracción de volumen de eritrocitos se denominaba "hematocrito" o "volumen de sedimentación globular" (VSG) y se notificaba como un porcentaje, y no como una fracción decimal. Según el sistema tradicional, el "volumen de sedimentación globular" correspondiente al ejemplo dado sería de 45%. Tómese nota de que al emplear las unidades SI el valor numérico no cambia, pero se convierte en 0,45 en vez de 45%.

### Macroescala

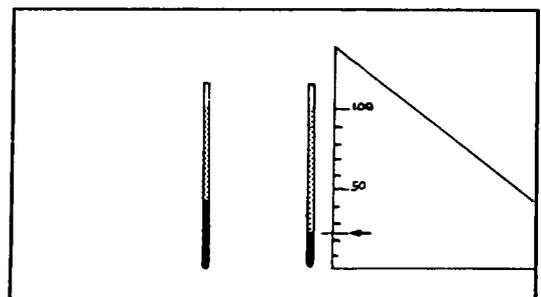
La sangre (mezclada con un anticoagulante) se coloca en un tubo graduado y se centrifuga con el fin de que los eritrocitos se sedimenten. A continuación, en el tubo graduado se mide directamente el nivel de la columna de glóbulos rojos.



### Microescala

La sangre se deposita en un tubo capilar largo y se centrifuga empleando un "cabezal para microhematocrito". A continuación se mide el nivel de la columna de eritrocitos por medio de una escala especial.

Se debe preferir este método; es más rápido y se puede emplear sangre extraída de un dedo.



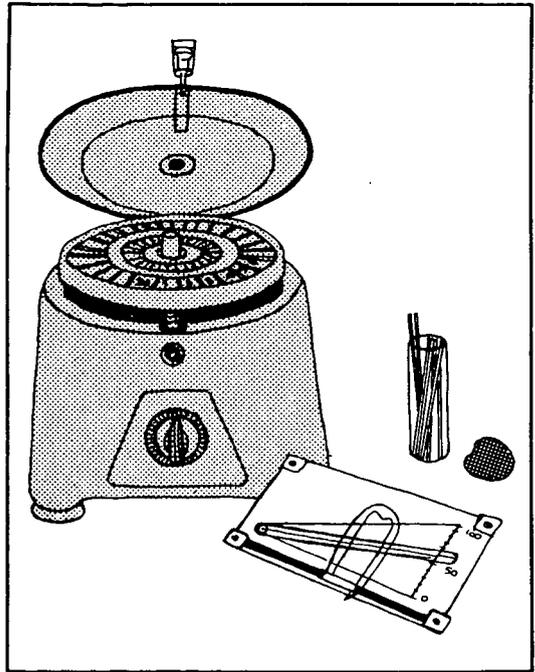
## METODO: MICROESCALA

### Materiales

- Una centrífuga (eléctrica) para "microhematocrito" con cabezal plano para girar a alta velocidad
- Una escala especial para medir los resultados (generalmente se suministra junto con la centrífuga)
- Tubos capilares con heparina:
  - de 75 mm de longitud, y
  - de 1,5 mm de diámetro interior(estos tubos contienen un depósito de heparina seca como anticoagulante).

Si se usa sangre venosa mezclada con sal bipotásica de EDTA no será necesario que los tubos capilares contengan heparina; se pueden emplear tubos ordinarios.

- Cera blanda o arcilla plástica para modelar (o una lámpara de alcohol)
- Una lanceta y etanol, para la extracción de sangre capilar.

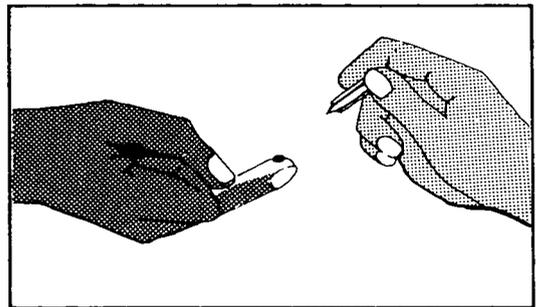


### Obtención de sangre capilar

Provoque la salida de sangre puncionando con una lanceta:

- el dedo cordial o el anular
- o bien, el lóbulo de la oreja
- o el talón (en niños pequeños), después de haber desinfectado el área con etanol.

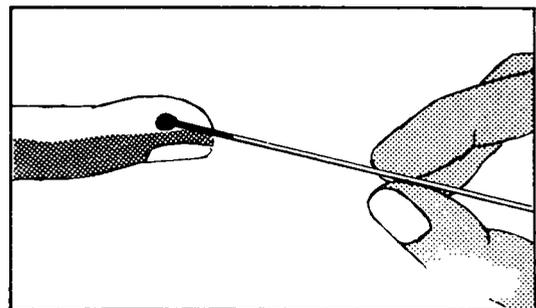
La sangre deberá brotar libremente o después de exprimir muy suavemente el área. Recoja la primera gota de sangre con un filtro de papel.



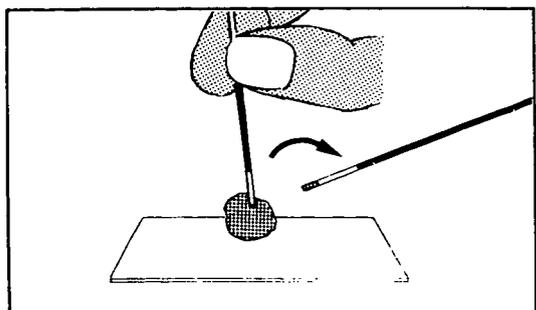
### Técnica para la medición

1. Aplique el extremo delgado (que se hallará marcado con un círculo rojo) del tubo capilar con heparina sobre la gota de sangre.

La sangre entrará en el tubo por capilaridad. Llene aproximadamente  $\frac{3}{4}$  del tubo.

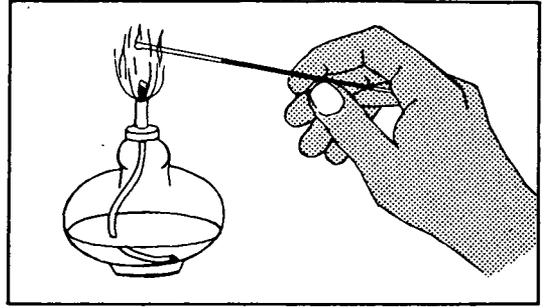


2. Tapone el extremo contrario del tubo (el extremo que no ha estado en contacto con la sangre). Verifique que el taponamiento es hermético y llega a unos 2 mm de profundidad dentro del tubo.

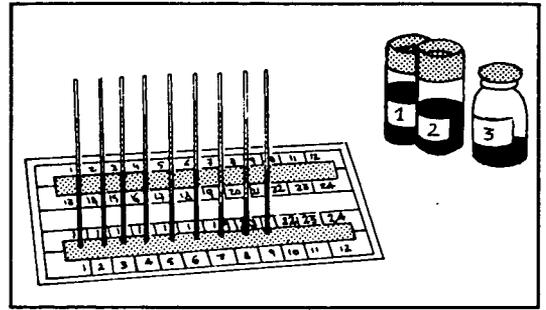


Si no se puede obtener la cera o la arcilla plástica para modelar, cierre este extremo del tubo calentándolo cuidadosamente sobre la llama de una lámpara de alcohol.

Dejelo enfriar *en posición horizontal*.

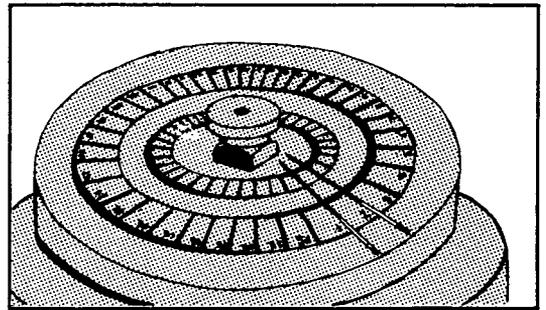


3. Es conveniente disponer de una gradilla numerada en que se haya colocado arcilla plástica para modelar, de manera que el tubo de cada paciente se pueda fijar en posición vertical junto al número correspondiente.

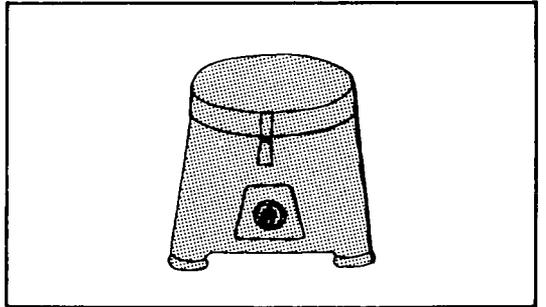


4. Coloque los tubos capilares en las ranuras numeradas del cabezal de la centrífuga, vigilando que el número de la ranura corresponda al número de la muestra.

El extremo del tubo que se ha taponado con cera (o cerrado sobre la llama) deberá apuntar *hacia afuera*, lejos del centro.

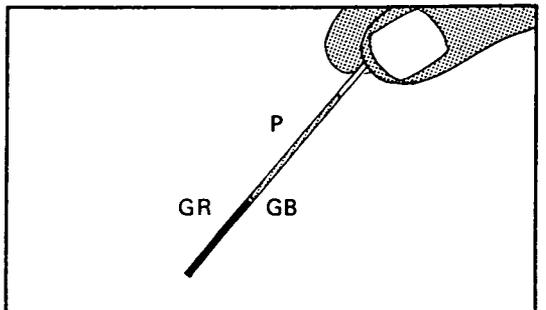


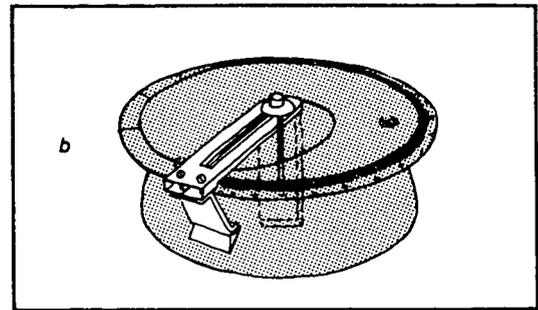
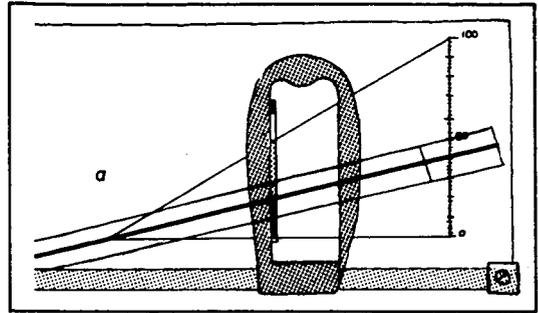
5. Centrifúguese a alta velocidad



- Al terminar la centrifugación cada uno de los tubos tendrá en su interior tres capas:
- *en la parte superior*, una columna de plasma (P)
  - *a la mitad*, una capa sumamente delgada de glóbulos blancos (GB)
  - *en la parte inferior y hasta el fondo*, una columna de glóbulos rojos (GR).

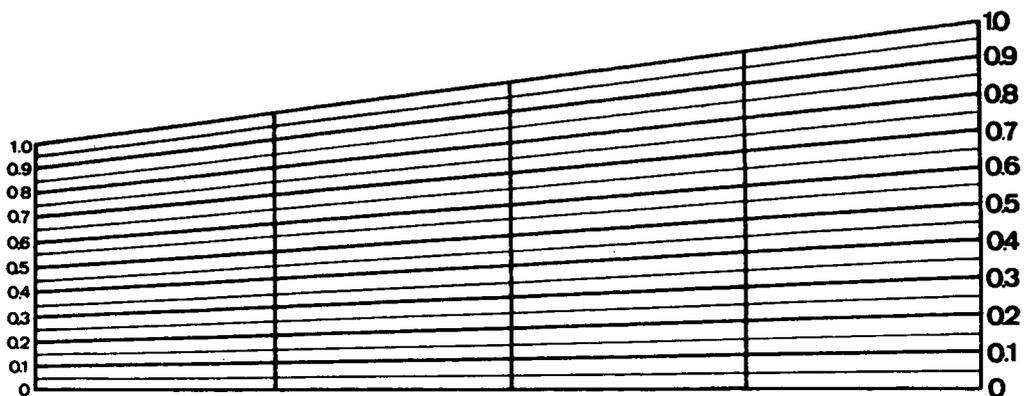
La determinación de la fracción de volumen de eritrocitos se hace precisamente al nivel del tope de la columna de glóbulos rojos.





En esta figura se muestran dos de los utensilios de medición disponibles en el comercio: (a) uno con forma triangular, y (b) uno que funciona en espiral.

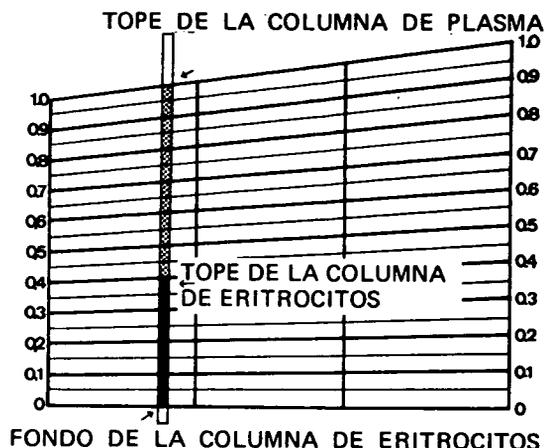
Si no se cuenta con una escala u otro tipo de utensilio para efectuar la medición se puede preparar uno utilizando papel milimétrico de 15 - 20 cm de anchura. En la orilla izquierda del papel, comenzando desde abajo, marque 10 puntos con una distancia de 4 mm entre uno y otro. En la orilla derecha marque 10 puntos con espacios de 6 mm. En la orilla izquierda, junto al punto donde comience la línea horizontal más inferior, escriba "0". Continúe hacia arriba por la orilla izquierda, numerando cada línea trazada en el siguiente orden: 0,1, 0,2, 0,3, etc.; la línea más alta tendrá por número 1,0. En la orilla derecha escriba los mismos números junto al extremo de las líneas trazadas. A continuación, nuevamente con una regla trace una sucesión de líneas horizontales mucho más ténues que las primeras. Cada una de estas líneas ténues se deberá trazar precisamente a la mitad de la distancia entre dos líneas gruesas. Por último, siguiendo las líneas impresas en el papel milimétrico trace líneas verticales gruesas, separadas por espacios de unos 3 cm. La escala resultante deberá ser similar a la que se ilustra en la parte inferior de esta página. (Si se desea, en vez de elaborar una escala se puede usar la que se ha impreso en esta página, para determinar las fracciones de volumen de eritrocitos.)



### Cómo usar la escala

1. Sostenga el tubo frente a la escala de manera que el fondo de la columna de eritrocitos (*no* el extremo inferior del tubo) quede exactamente al mismo nivel de la línea horizontal correspondiente al 0.
2. Desplace el tubo a través de la escala hasta que la línea marcada con el número 1,0 quede al nivel del tope de la columna de plasma. Vigile que el fondo de la columna de eritrocitos continúe sobre la línea 0; también verifique (por medio de las líneas verticales gruesas) que el tubo se encuentre en posición completamente vertical.
3. La línea que pase al nivel del tope de la columna de eritrocitos indicará la fracción de volumen de éstos (en la figura es 0,4). Las líneas ténues intermedias corresponden a intervalos de 0,05; si el tope de la columna de eritrocitos no se encuentra sobre una línea, sino entre una línea gruesa y una tenue, calcule su posición por el 0,01 más próximo.

*Nota:* La misma escala se puede utilizar aunque el laboratorio no haya adoptado todavía las unidades SI y continúe empleando el sistema tradicional. Simplemente ténganse en cuenta los números como porcentajes en vez de fracciones. Por ejemplo, en lugar de "fracción de volumen de eritrocitos: 0,4", anótese "volumen de sedimentación globular: 40%".



### Resultados

| Valores normales    | Fracción de volumen de eritrocitos | Sistema tradicional: volumen de sedimentación globular |
|---------------------|------------------------------------|--|
| Hombres             | 0,40-0,50                          | 40-50%   |
| Mujeres             | 0,37-0,43                          | 37-43%   |
| Niños (5 años)      | 0,38-0,44                          | 38-44%   |
| Lactantes (3 meses) | 0,35-0,40                          | 35-40%   |
| Recién nacidos      | 0,50-0,58                          | 50-58%   |

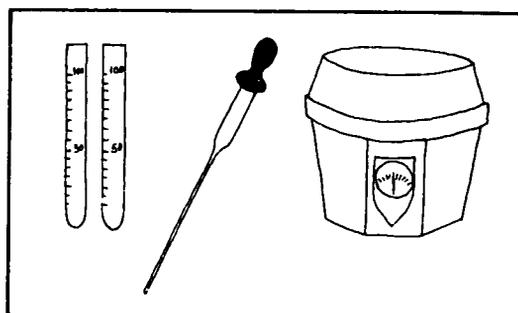
Se suelen encontrar valores reducidos en los pacientes que sufren de anemia; en los hombres, la fracción de volumen de eritrocitos es inferior a 0,4 y en las mujeres desciende a menos de 0,37 (los respectivos volúmenes de sedimentación globular son 40% y 37%).

Se suelen observar fracciones de volumen de eritrocitos elevadas en casos de pérdida de plasma, quemaduras graves, deshidratación, diarrea infantil y cólera (también, aunque raras veces, en la policitemia).

### METODO: MACROESCALA

#### Materiales

- Una centrífuga eléctrica ordinaria, capaz de generar una fuerza sostenida de 2300 g en la base de las cubetas
- Tubos especiales, graduados (tubos de Wintrobe):
  - calibre: 0,6 cm
  - longitud: 9,5 cm
  - calibraciones: 0 - 100
- Una pipeta capilar Pasteur larga y delgada (de longitud suficiente para llegar al fondo del tubo) con perilla de goma.



#### Obtención de la muestra

Extraiga sangre venosa y deposítela en un tubo que contenga un anticoagulante (sal bipotásica de EDTA o solución de Wintrobe).

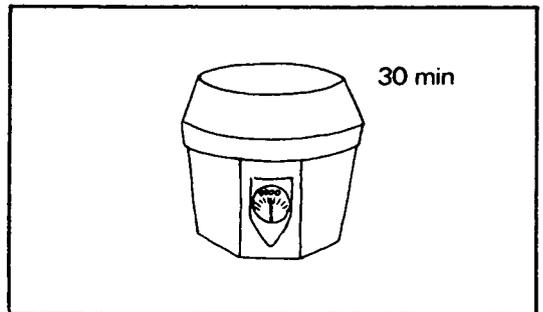
### Método

1. Con la pipeta capilar llénese con sangre el tubo:
  - hasta la marca de 100
  - asegúrese que no se formen burbujas.

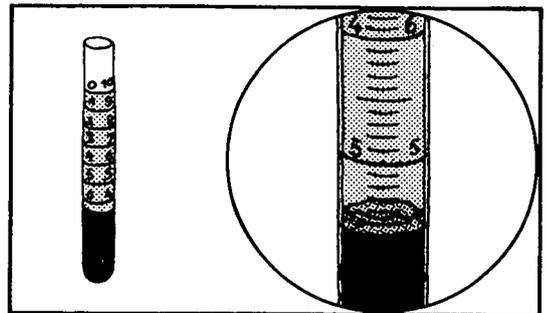


2. Centrifúguese durante 30 minutos con una fuerza centrífuga de 2300 g. Si la longitud del brazo del rotor de la centrífuga (medida desde el eje de rotación hasta la base de la cubeta donde se aloja el tubo) es de 15 cm, se necesitarán 3600 r/min para lograr esta fuerza centrífuga; si el brazo es de 20 cm se necesitarán 3100 r/min.

*Importante:* una fuerza centrífuga inferior a 2300 g producirá resultados falsos.



3. Mida el nivel en que la columna de eritrocitos se encuentra con la capa de leucocitos. Verifique que se usan las unidades de graduación adecuadas, que deberán llegar, ascendiendo, hasta el número 100. La cifra que se obtenga será un porcentaje ("volumen de sedimentación globular"); divídala entre 100 para obtener la fracción de volumen de eritrocitos.



### Resultados

Los valores normales son iguales a los que se han indicado al tratar el método de microescala.

### RELACION ENTRE LA CONCENTRACION DE NUMERO Y LA FRACCION DE VOLUMEN DE ERITROCITOS

Normalmente la concentración de número de eritrocitos (células  $\times 10^{12}$  por litro) guarda cierta relación con la fracción de volumen de eritrocitos. Si la primera es  $C$ , la fracción de volumen de eritrocitos se encontrará generalmente entre  $(C - 0,2)/10$  y  $(C - 0,4)/10$ .

#### Ejemplo:

Si la concentración de número de leucocitos es  $5 \times 10^{12}/l$ , la fracción de volumen oscilará normalmente entre  $(5 - 0,2)/10$  y  $(5 - 0,4)/10$ ; es decir, entre 0,48 y 0,46.

(En unidades tradicionales esta relación es similar, pero la fórmula para calcularla es ligeramente distinta: si  $C$  es el recuento de eritrocitos (glóbulos rojos) el volumen de sedimentación globular (hematocrito), como porcentaje, estará normalmente entre  $(C \times 10) - 2$  y  $(C \times 10) - 4$ .)

## RELACION ENTRE LA FRACCION DE VOLUMEN DE ERITROCITOS Y LA CONCENTRACION DE HEMOGLOBINA

La fracción de volumen de eritrocitos es, normalmente, unas 0,003 veces mayor que la concentración de hemoglobina cuando ésta se expresa en gramos por litro. Si la concentración de hemoglobina se expresa en milimoles de hemoglobina (Fe) por litro, la fracción de volumen de eritrocitos será *más o menos* 0,05 veces mayor que la cifra obtenida.

### *Ejemplo:*

Una persona cuya concentración de hemoglobina sea de 130 g/l tendrá normalmente una fracción de volumen de eritrocitos de  $130 \times 0,003 = 0,39$ . En términos de hemoglobina (Fe), tal concentración será aproximadamente de 8,0 mmol/l, y la fracción de volumen de eritrocitos será aproximadamente de  $8,0 \times 0,05 = 0,4$ .

---

## INFORMACION ADICIONAL QUE PROPORCIONA EL ENSAYO DE LA FRACCION DE VOLUMEN DE ERITROCITOS

### *Leucocitos (Glóbulos blancos)*

Examine la capa que formán los leucocitos inmediatamente arriba de la columna de glóbulos rojos. En condiciones normales es sumamente delgada; cuando aparentemente sea gruesa, determine la concentración de número de leucocitos. Esta capa será anormalmente gruesa si la concentración de número de leucocitos es superior a  $20 \times 10^9/l$  ( $20\,000\text{ mm}^3$ ). En casos de leucemia, en que la concentración de número de leucocitos puede ser de  $100\text{-}200 \times 10^9/l$  ( $100\,000\text{-}200\,000\text{ mm}^3$ ), esta capa tendrá varios milímetros de espesor.

---

## 24. Concentración media de hemoglobina en los eritrocitos

---

La concentración media de hemoglobina en los eritrocitos es una medida del contenido *promedio* de esta sustancia en los glóbulos rojos. Se expresa en gramos de hemoglobina por litro o en milimoles de hemoglobina (Fe) por litro,\* y se calcula dividiendo la concentración de hemoglobina de la sangre entre la fracción de volumen de eritrocitos.

### Ejemplos

- (1) Si la hemoglobina se expresa en gramos de hemoglobina por litro:  
hemoglobina = 150 g/l; fracción de volumen de eritrocitos = 0,43  
concentración media de hemoglobina en los eritrocitos =  $150/0,43 = 349$  g/l
- (2) Si la hemoglobina se expresa en milimoles de hemoglobina (Fe) por litro:  
hemoglobina (Fe) = 9,3 mmol/l; fracción de volumen de eritrocitos = 0,43  
concentración media de hemoglobina en los eritrocitos =  $9,3/0,43 = 21,7$  mmol/l
- (Nota: para convertir valores en g/l a valores en mmol/l multiplique por 0,062 06.  
Así, empleando el ejemplo anterior,  $349$  g/l  $\times$  0,062 06 = 21,7 mmol/l.)
- 

### RESULTADOS

Normalmente la concentración media de hemoglobina en los eritrocitos se encuentra entre los límites siguientes: (a) límite inferior: hemoglobina, 322 g/l o hemoglobina (Fe), 20 mmol/l; (b) límite superior: hemoglobina, 371 g/l o hemoglobina (Fe), 23 mmol/l. Cuando la cifra se halla entre estos límites se dice que los glóbulos rojos son "normocrómicos" (de color normal). Si los valores descienden debajo del límite inferior de los márgenes normales indicarán que los eritrocitos son "hipocrómicos" (de color menos intenso que el de los eritrocitos normales), como ocurre en las anemias hipocrómicas. Si los valores son más altos que el límite superior de los márgenes normales deberán despertar sospechas y se habrá de determinar nuevamente la concentración media de hemoglobina en los eritrocitos. Los glóbulos rojos nunca son "hipercrómicos" (de color más intenso que el normal), pero pueden aumentar de tamaño y, en estas condiciones, contener mayor cantidad de hemoglobina que los eritrocitos normales; en este caso la concentración media de hemoglobina puede ascender hasta 380 g/l (hemoglobina (Fe) = 23,6 mmol/l), aunque nunca es superior a esta cifra.

---

### Unidades tradicionales

En el sistema tradicional la concentración media de hemoglobina en los eritrocitos se denominaba "concentración globular media de hemoglobina" (abreviándola generalmente como CGMH) y se expresaba por un porcentaje. Se calculaba dividiendo la concentración de hemoglobina de la sangre expresada en gramos por 100 ml entre el volumen de sedimentación globular expresado como un porcentaje y multiplicando por 100. Ejemplo: concentración de hemoglobina, 15,0 g/100 ml; volumen de sedimentación globular, 43%; concentración globular media de hemoglobina =  $(15,0/43) \times 100 = 34\%$ . En este sistema los márgenes normales son de 32-36% y los valores nunca ascienden a más de 38%.

---

\* Véase la nota sobre la forma de expresar la concentración de hemoglobina, en la página 371.

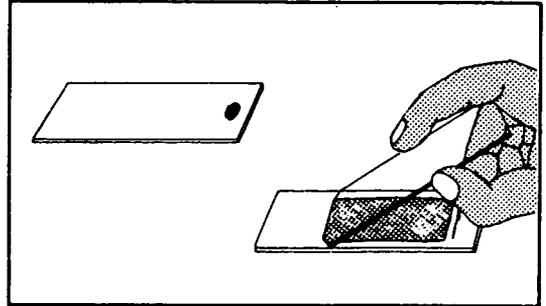
## 25. Preparación de extensiones de sangre

### Principio

La extensión se prepara repartiendo uniformemente una gota pequeña de sangre sobre un portaobjetos de manera que solo se deposite una capa de células.

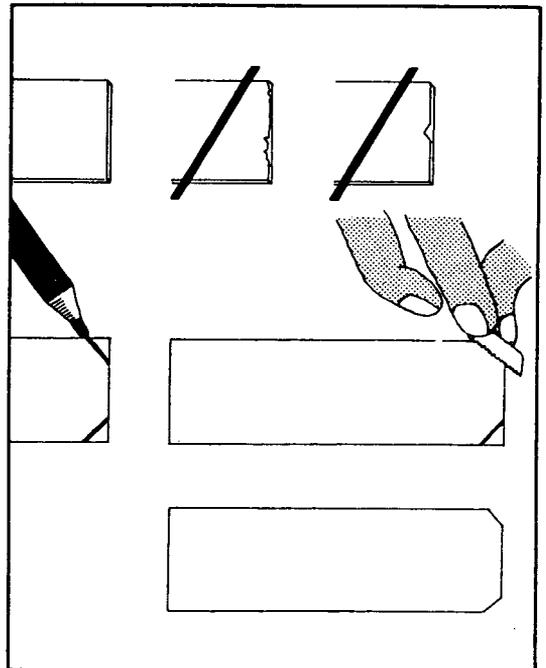
Después de teñirlas, las extensiones de sangre se usan:

- para determinar las fracciones de número de los tipos de leucocitos
- para detectar glóbulos rojos anormales
- para identificar ciertos parásitos.



### MATERIALES

- Portaobjetos de vidrio limpios y desgrasados

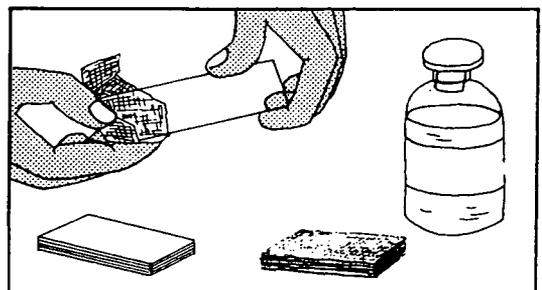


### Cómo hacer un instrumento para extender el frotis

1. Seleccione un portaobjetos cuyos bordes estén completamente lisos.
2. Con una sierra pequeña marque diagonalmente hasta cierta profundidad dos esquinas de uno de los extremos del portaobjetos.
3. Corte estas dos esquinas.

### PREPARACION DE PORTAOBJETOS

Los portaobjetos que se habrán de usar para extensiones sanguíneas se lavarán minuciosamente y, si es necesario, se limpiarán con una pieza de tela suave embebida en una mezcla de etanol y éter.

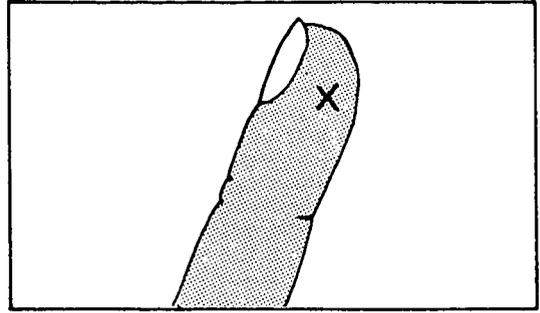


## OBTENCION DE LAS MUESTRAS DE SANGRE

Obtenga la sangre:

- del dedo cordial o el anular
- en una cara lateral de estos dedos.

Deje que la sangre salga libremente. Recoja primero las muestras en que se determinarán las concentraciones de número de las células sanguíneas (si se han solicitado).



*Importante. No se extraiga sangre de:*

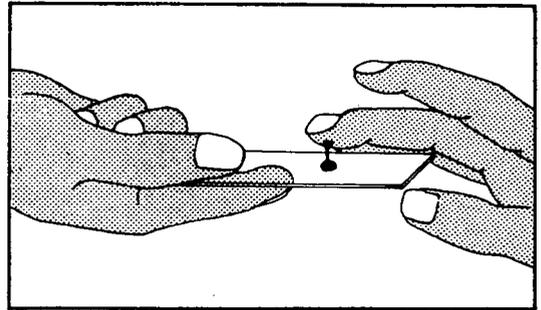
- el dedo índice o el pulgar
- un dedo infectado (paroniquia, etc.)
- la oreja (contiene demasiados monocitos).

### Uso de anticoagulantes

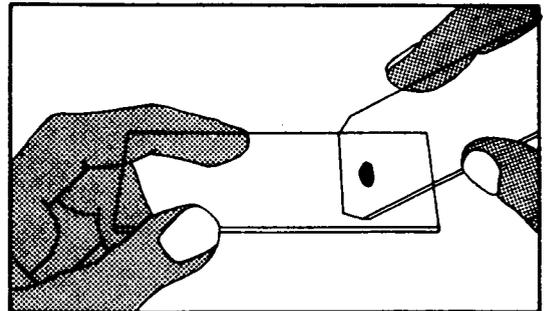
Utilice solamente solución salina bipotásica de EDTA seca; otros anticoagulantes alteran la conformación de los leucocitos. No se debe dejar la sangre con el anti-coagulante en reposo antes de preparar el frotis.

## PREPARACION DE LA EXTENSION

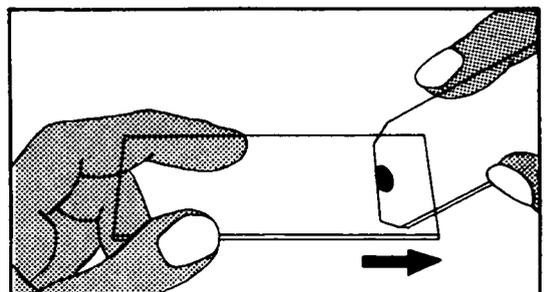
1. Recoja una gota de sangre aproximadamente de este tamaño: ● tocándola ligeramente con una cara del portaobjetos, cerca del extremo de este.



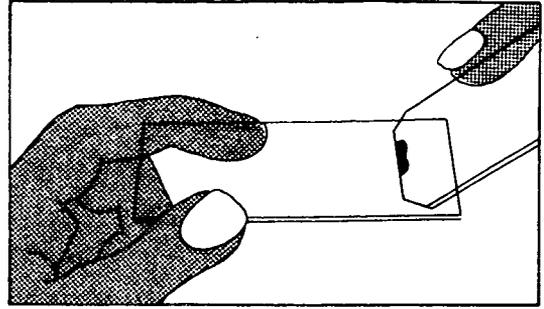
2. Sostenga el portaobjetos con una mano. Con la otra mano coloque el borde del portaobjetos que se ha recortado exactamente frente a la gota de sangre.



3. Desplace el portaobjetos recortado hacia atrás, hasta que toque la gota de sangre.

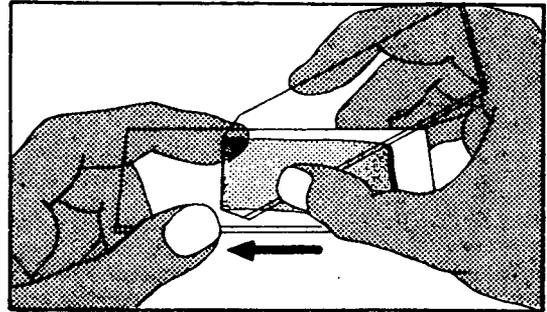


4. Deje que la gota de sangre se extienda por el borde del portaobjetos recortado.



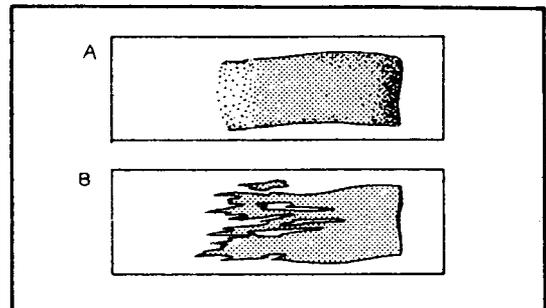
5. A continuación, deslice el portaobjetos recortado hacia el extremo opuesto del portaobjetos que contiene la gota de sangre con un movimiento suave (se deberá agotar toda la gota de sangre antes de llegar al extremo del portaobjetos).

Extienda con mayor rapidez la sangre de los pacientes anémicos.



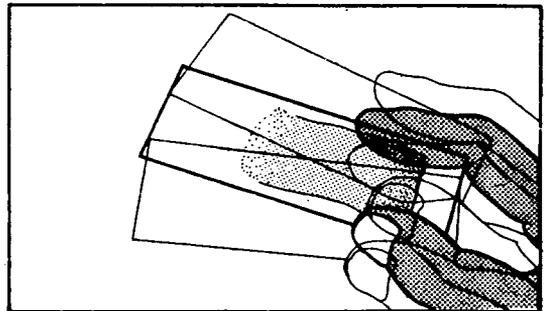
6. Confirme que la extensión esté bien hecha (véase la figura A):
- no deberá haber líneas a lo ancho ni a lo largo del frotis
  - el extremo de la extensión deberá terminar suave y gradualmente, sin desgarros ni vetas como los que se observan en la figura B
  - la extensión no deberá ser demasiado larga
  - tampoco deberá ser demasiado gruesa
  - no deberá tener espacios vacíos (debido a que se ha usado un portaobjetos con grasa).

La preparación de una extensión distribuida adecuadamente es sumamente importante. Una extensión preparada mal producirá errores en la determinación de las fracciones de número de los tipos de leucocitos y hará imposible que se reconozca la morfología de los glóbulos rojos.



## SECADO DE LA EXTENSION

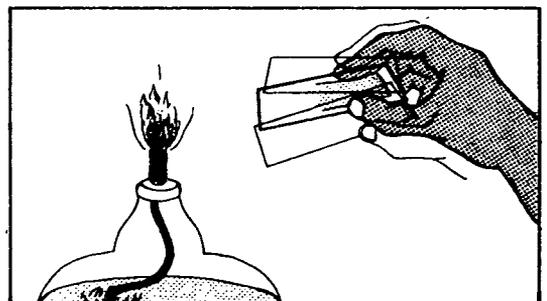
Es esencial que la extensión se seque de manera adecuada para conservar su calidad, en especial en climas húmedos.



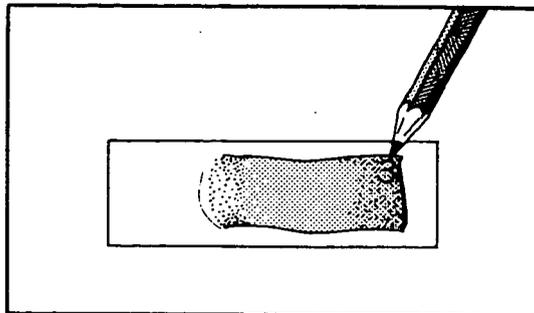
*Durante la estación de lluvias (en los trópicos):*

Seque la extensión con rápidos movimientos de vaivén a unos 5 cm de distancia, a un lado y ligeramente arriba (pero nunca encima) de la llama de una lámpara de alcohol.

Si es necesario, proteja la preparación de las moscas.



Marque la extensión ya seca con el nombre o el número del paciente. Escriba ésta con un lápiz de grafito en la porción gruesa de la extensión sanguínea que no se utilizará para el examen.



---

### FIJACION

Si la extensión se ha preparado para determinar fracciones de número de los tipos de leucocitos se deberá fijar con metanol, o directamente por medio de la tinción de May-Grünwald (véase la página 393).

Para la detección de parásitos (empleando las tinciones de Giemsa o Field, la extensión se fijará con metanol (véanse las páginas 393 y 395).

---

### CONSERVACION

Fije las extensiones con metanol.

Envuélvanse por separado una vez que estén secas, con hojas de papel blanco.

---

## 26. Tinción de extensiones de sangre

### Principio

Las extensiones de sangre se colorean con las tinciones de Romanowski, que contienen azul de metileno y eosina. Entre las tinciones de Romanowski más ampliamente usadas figuran:

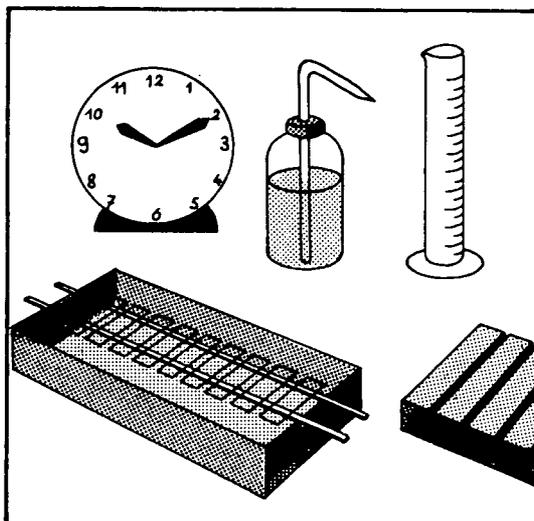
- La de Leishman y la de Wright, que proporcionan resultados similares y se emplean como tinciones individuales
- La de May-Grünwald y la de Jenner, cuyos resultados son semejantes y se emplean con la tinción de Giemsa
- La de Giemsa, que se puede usar como tinción individual o junto con la de May-Grünwald o la de Jenner
- Las de Field, A y B, que se preparan con agua a diferencia de las otras tinciones mencionadas, que se elaboran con metanol. Las tinciones de Field se usan por igual en extensiones de sangre y de gota gruesa.

El colorante de Romanowski con metanol se pueden utilizar para fijar las extensiones antes de diluirlo en los portaobjetos para la tinción. Los mejores resultados se obtienen haciendo primero la fijación con metanol y coloreando a continuación con colorantes diluidos, preparados anticipadamente como se indica más abajo.

### TINCION DE LEISHMAN

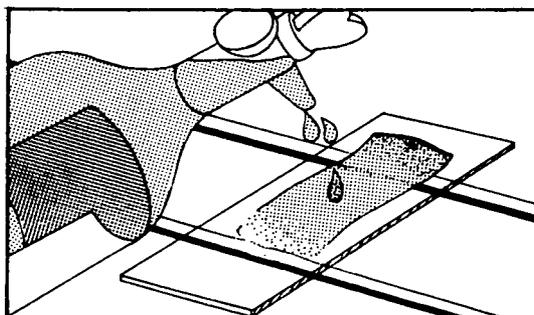
#### Materiales

- Dos varillas de vidrio colocadas a través del fregadero o sobre una cubeta para tinción
- Una probeta de 50 ml ó 100 ml
- Un frasco de lavado con agua amortiguada (reactivo No. 5)
- Un cronómetro para marcar los intervalos
- Una gradilla para secar los portaobjetos
- Tinción de Leishman (reactivo No. 34)
- Metanol.



#### Método

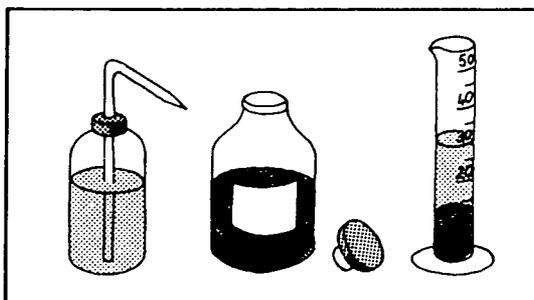
1. Fije la extensión de sangre con metanol durante 2-3 minutos.



2. Prepare una dilución del colorante de Leishman al 1 x 3, mezclando una parte de los colorantes con 2 partes de agua amortiguada. Mézclese.

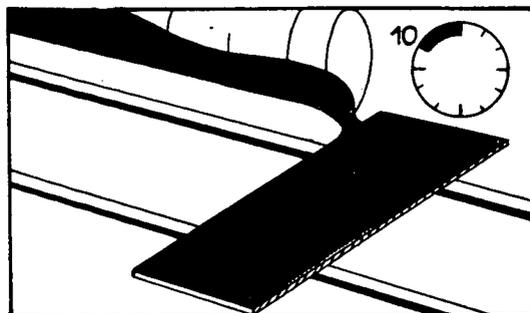
*Ejemplo:* Utilice 10 ml de los colorantes y 20 ml de agua amortiguada.

Prepare solo la cantidad suficiente para un día, ya que el colorante diluido no se conserva bien.

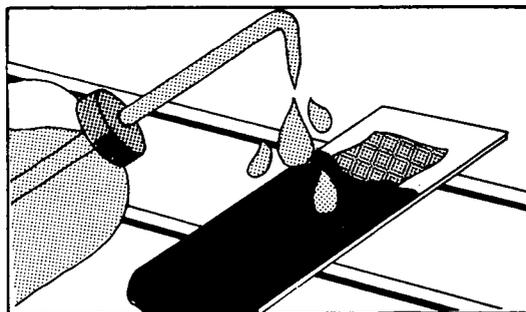


3. Cubra el portaobjetos con el colorante diluido durante 7-10 minutos

*Importante:* Es posible que se necesite cambiar el tiempo de tinción, especialmente si se ha recibido en el laboratorio un nuevo lote de colorantes o bien si han estado guardados durante algún tiempo.



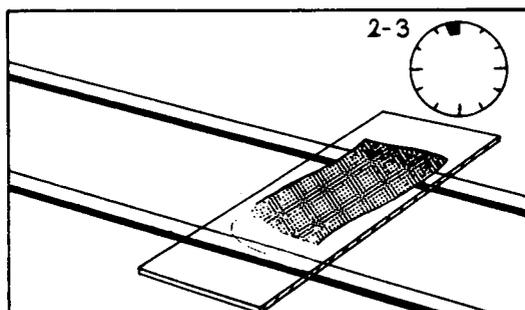
4. Lave el colorante con una corriente de agua amortiguada. No escurra el colorante porque dejaría un depósito sobre la extensión.



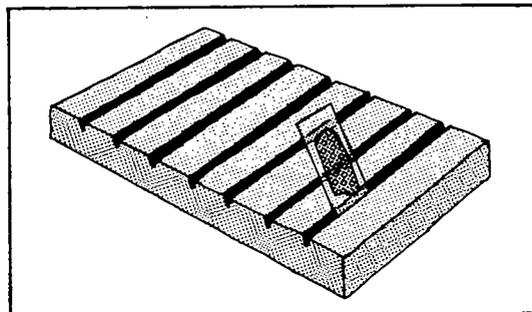
5. Vierta agua limpia sobre el portaobjetos y déjela durante 2-3 minutos para la diferenciación de la extensión.

El tiempo necesario para la diferenciación dependerá de la tinción y del pH del agua que se use.

El pH es de importancia definitiva para diferenciar leucocitos con la tinción de Leishman. Este pH deberá ser de 6,8 y 7,2 y preferiblemente entre 7,0 y 7,2 (véase la página 61).



6. Escurra el agua y coloque el portaobjetos en una gradilla hasta que se seque.



### Resultados

En una extensión adecuadamente teñida:

|                             |  |
|-----------------------------|--|
| <i>Neutrófilos</i>          | el citoplasma se tiñe de color rosáceo y en su interior se observan gránulos pequeños de color malva   |
| <i>Eosinófilos</i>          | el citoplasma se tiñe de color rosáceo y en su interior se observan gránulos voluminosos de color rojo |
| <i>Monocitos</i>            | el citoplasma se tiñe de color azul grisáceo   |
| <i>Linfocitos (grandes)</i> | el citoplasma se tiñe de color azul claro  |
| <i>(pequeños)</i>           | el citoplasma se tiñe de color azul oscuro   |
| <i>Basófilos</i>            | numerosos gránulos de color azul malva oscuro llenan la célula   |
| <i>Eritrocitos</i>          | se tiñen de color rojo pálido  |
| <i>Plaquetas</i>            | se tiñen de color malva rosáceo.   |

## TINCIONES DE MAY-GRÜNWARD Y DE GIEMSA

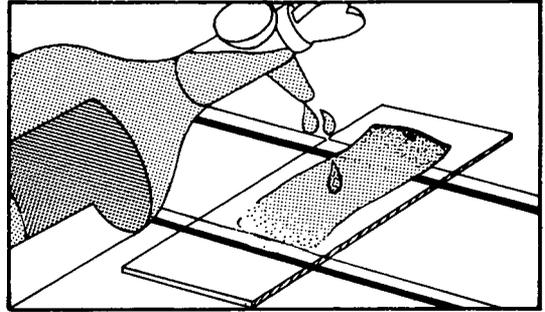
### Materiales

Los mismos que se usan para la tinción de Leishman.

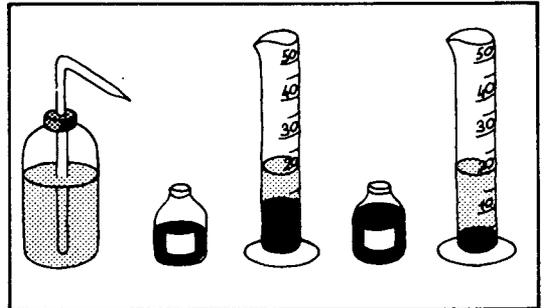
- Tinción de May-Grünwald (reactivo No. 36)
- Tinción de Giemsa (reactivo No. 28)
- Agua amortiguada (reactivo No. 5).

### Método

1. Fije la extensión con metanol durante 2 - 3 minutos.

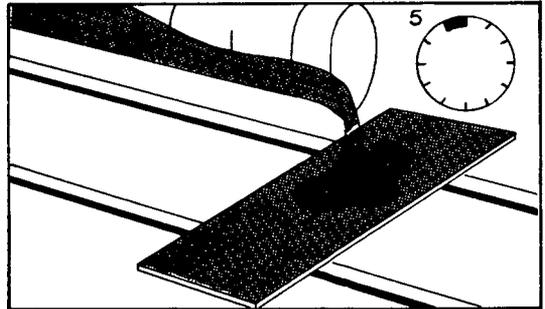


2. Prepare los colorantes de la manera siguiente:
- Diluya el colorante de May-Grünwald al 1 x 2; use volúmenes iguales de los colorantes y agua amortiguada. Mézclese.  
*Ejemplo:* utilice 10 ml de los colorantes y 10 ml de agua amortiguada.
  - Diluya el colorante de Giemsa al 1 x 10 empleando un volumen de los colorantes y 9 volúmenes de agua amortiguada. Mézclese con suavidad.  
*Ejemplo:* utilice 2 ml de los colorantes y 18 ml de agua amortiguada.



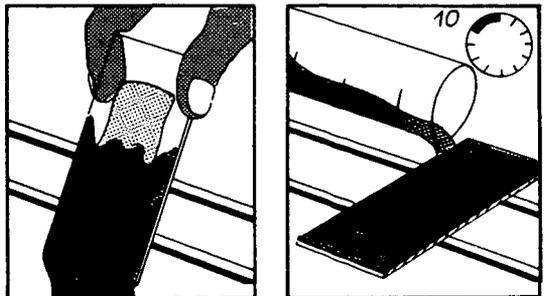
Prepare solo las cantidades suficientes para un día, ya que los colorantes diluidos no se conservan bien.

3. Cubra el portaobjetos con el colorante diluido de May-Grünwald durante 5 minutos.

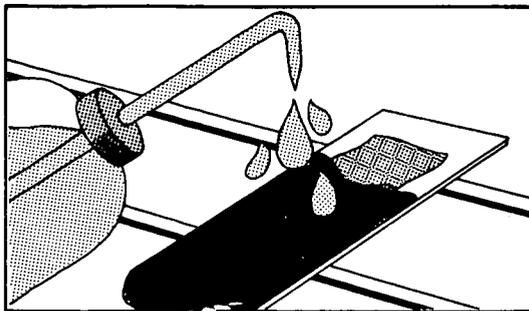


4. Escorra el colorante y sustitúyalo con colorante diluido de Giemsa durante 10 minutos.

*Importante:* Es posible que se necesite cambiar los tiempos de tinción, especialmente si se ha recibido en el laboratorio un lote nuevo de colorantes o bien éstos han permanecido guardados durante algún tiempo.

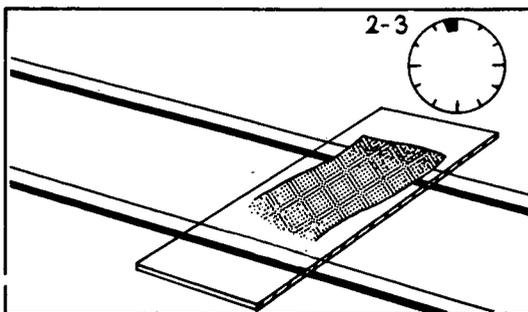


5. Lave el colorante con una corriente de agua amortiguada. No se escurra el colorante porque dejaría un depósito la extensión.

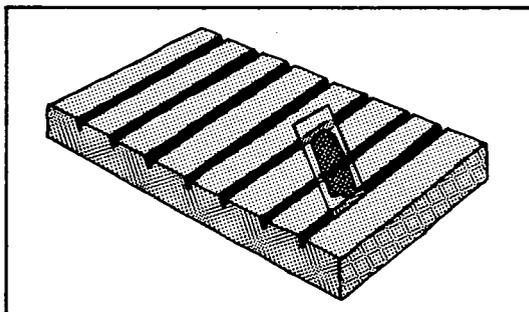


6. Deposite agua limpia sobre el portaobjetos y déjela durante 2 - 3 minutos para que se afirmen las diferencias dentro de la extensión.

El tiempo necesario para la diferenciación dependerá de la tinción y del pH del agua que se use. El pH deberá ser de 6,8 - 7,0 (véase la página 61).

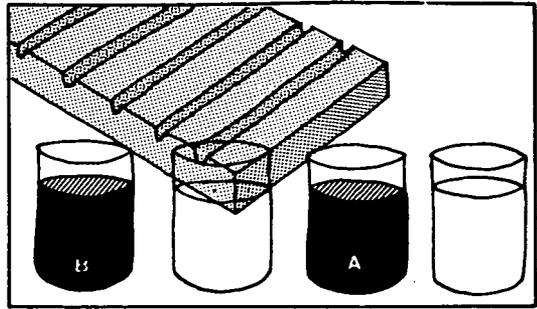


7. Escurra el agua y coloque el portaobjetos en una gradilla hasta que se seque.



### Resultados

Similares a los que se obtienen con la tinción de Leishman (véase la página 391).



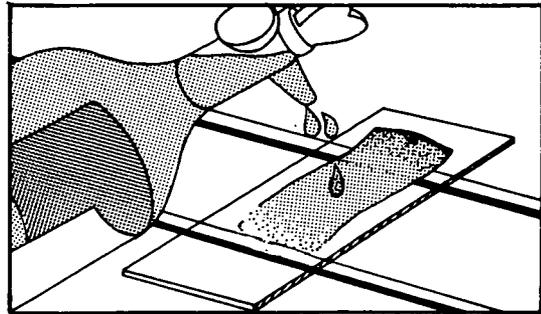
## TINCION RAPIDA DE EXTENSIONES CON EL METODO DE FIELD

El método de Field para teñir extensiones es diferente del que se usa para teñir gotas gruesas; el colorante B de Field se emplea *antes* del colorante A.

### Materiales

- Colorantes A y B de Field (reactivo No. 22).
- Frascos o vasos para análisis con agua limpia (no se necesita agua amortiguada).

Los colorantes A y B de Field se pueden usar sin diluir mientras proporcionen resultados satisfactorios. Se deben filtrar cada 2 - 3 días.

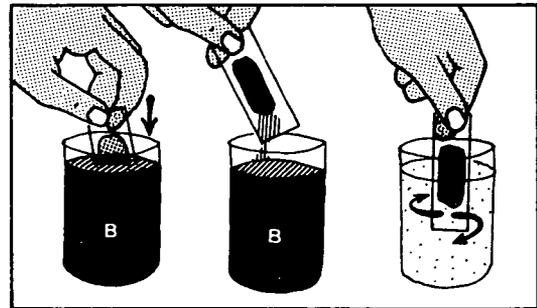


### Método

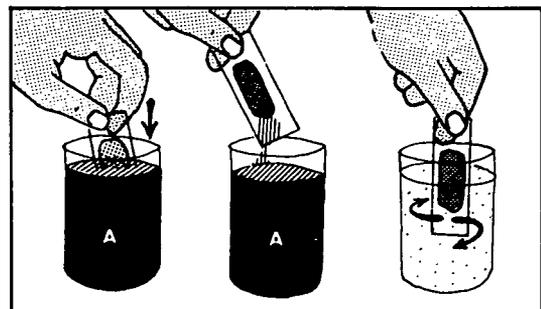
1. Fije la extensión con metanol durante 2 - 3 minutos.

2. Sumerja el portaobjetos en el colorante B de Field y cuente hasta cinco.

Escorra la extensión y lávela en el primer recipiente con agua limpia.



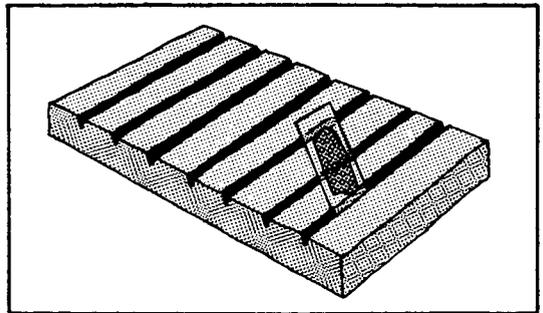
3. Escorra el portaobjetos y sumérralo en el colorante A de Field y cuente hasta 10. Escúrralo de nuevo y lávelo bien en el segundo recipiente con agua.



4. Examine el color de la extensión. Deberá ser malva; ni demasiado azul ni demasiado rojizo.

Si no es satisfactoria, sumérgala de nuevo durante algunos segundos en el colorante A o el colorante B de Field (cualquiera de los dos), según se necesite.

Si esta vez la extensión es satisfactoria, coloque el portaobjetos en una gradilla y déjelo escurrir hasta que se seque.



---

### Resultados

Similares a los que se obtienen con la tinción de Leishman (página 392).

---

### PRECAUCIONES ESENCIALES PARA OBTENER RESULTADOS PROVECHOSOS

Evite la formación de depósitos de colorante. En las extensiones tienen el aspecto de acumulaciones de manchas negras y pequeñas.

Evite las tinciones defectuosas, que dan por resultado extensiones demasiado azules; demasiado rojizas o demasiado oscuras.

1. *Utensilios de vidrio completamente limpios.* Lávense todos los días. No utilice ácidos. Elimine los depósitos de colorantes con metanol.
2. *Agua neutra* (amortiguada, si es posible). Véase la técnica para su preparación en la página 61. El agua ácida hace que el frotis sea demasiado rojo; el agua alcalina hace que sea demasiado azul. El agua neutra que se use se deberá haber preparado recientemente, ya que se acidifica al exponerse al aire.
3. *Mezcla de Giemsa.* Prepárese con lentitud y cuidado. Los sacudimientos producen precipitaciones en los colorantes.

---

### COMO REMEDIAR RESULTADOS INSATISFACTORIOS

1. *Depósitos de colorantes*

Son causados por la tinción de May-Grünwald o el agua neutra y se pueden observar a simple vista en el líquido que se encuentra sobre el portaobjetos. Escurra el colorante. Enjuague el portaobjetos dos veces con metanol. Déjese secar y tíñalo de nuevo con colorantes de May-Grünwald frescos o filtrados.

2. *Depósitos de la tinción de Giemsa*

Se pueden observar a simple vista o con el microscopio. Enjuague el portaobjetos con metanol, como en el caso anterior, pero lave inmediatamente después con agua neutra. Déjelo secar y repita el procedimiento de tinción desde el principio.

3. *Extensiones demasiado azules (tinción basofílica)*

Prepare una solución de ácido bórico al 1% en etanol al 95%. Enjuague el portaobjetos dos veces en esta preparación. Lávelo inmediatamente después con agua neutra. Déjese secar y examínelo con el microscopio sin otros tratamientos. Por lo general, la tinción basofílica se puede evitar empleando agua amortiguada con un pH más ácido y, si es necesario, alterando el tiempo para la diferenciación.

## 27. Fracción de número y examen del tipo de leucocitos

No todos los leucocitos (glóbulos blancos) que circulan en la sangre son idénticos. Hay cinco tipos principales, que se diferencian por el tamaño, la forma del núcleo, el color de los gránulos del citoplasma y otros caracteres. La proporción de cada tipo de leucocitos es importante para el diagnóstico. Esta proporción se denomina fracción de número del tipo de leucocitos.

### Principio

Se cuentan 100 leucocitos y se anota el número que se ha encontrado de cada tipo de ellos. La proporción de cada tipo de leucocitos se expresa como una fracción decimal.\*

Ejemplo:

|             |      |
|-------------|------|
| neutrófilos | 0,56 |
| linfocitos  | 0,25 |
| eosinófilos | 0,12 |
| monocitos   | 0,06 |
| basófilos   | 0,01 |

La suma de todas las fracciones deberá ser igual a 1.

### MATERIALES

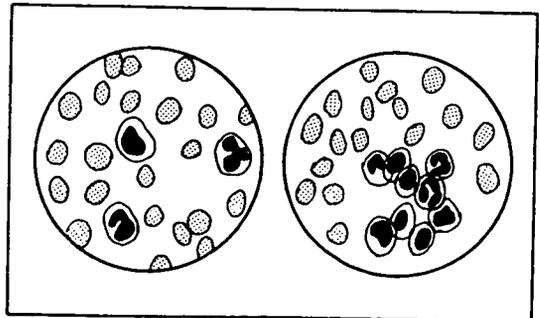
- Un microscopio (con oculares x 5 ó x 6 y un objetivo x 100, de inmersión en aceite; también se puede usar un objetivo seco x 40 con cubreobjetos).
- Aceite para inmersión.
- Una extensión de sangre, bien extendida y teñida con el método de Romanowski (véase la página 393).
- Si es posible, un contador especial provisto de teclas, o uno en que se haga la cuenta por medio de abalorios, frijoles o granos de maíz, que se puede fabricar en el laboratorio.

### METODO

#### Examen de la extensión

Empleando el objetivo x 100, de inmersión en aceite, verifique que los glóbulos blancos se encuentran uniformemente distribuidos en la extensión.

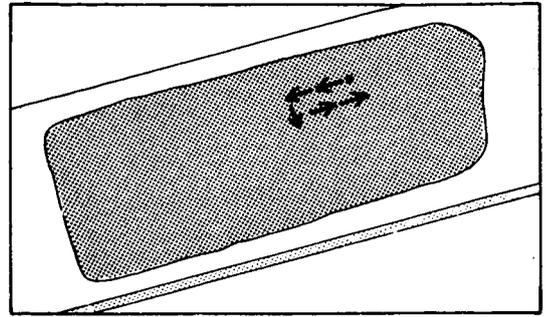
En un frotis defectuosamente extendido es posible que los neutrófilos se hallen agrupados en la última porción.



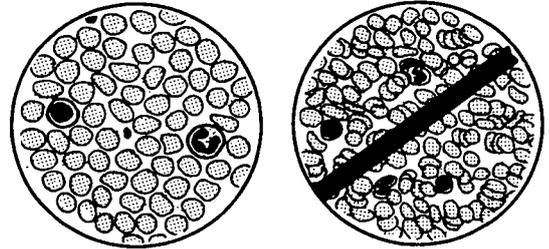
\*En el sistema tradicional las fracciones de número de los tipos de leucocitos se denominan "recuento diferencial de leucocitos (o glóbulos blancos)" y la proporción de cada tipo se notifica como un porcentaje; así, el ejemplo anterior se expresaría de la manera siguiente: neutrófilos, 56%; linfocitos, 25%; eosinófilos, 12%; monocitos, 6%; basófilos, 1%.

### Recuento de leucocitos

1. Inicie el recuento en la última porción de la extensión, precisamente donde se observe que los eritrocitos comienzan a agruparse y sobreponerse.
2. Examine una porción rectangular de la extensión mediante un movimiento ordenado, de un campo al siguiente, como se indica en la ilustración. Tome nota del tipo de leucocitos que se observe en cada campo.
3. Cuente un total de 100 leucocitos.



Vigile que la extensión no sea demasiado gruesa. Si observa que la extensión es cada vez más gruesa (los eritrocitos se encuentran muy agrupados), detenga el movimiento hacia el extremo donde comienza la extensión y retroceda hacia la última porción.

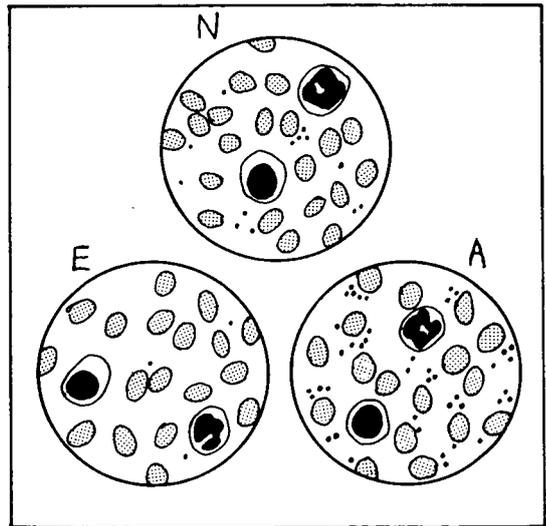


### Examen de anomalías de los eritrocitos y las plaquetas en la extensión

Examine los eritrocitos (véase la página 407) y tome nota de la presencia posible de parásitos del paludismo (páginas 200 - 201).

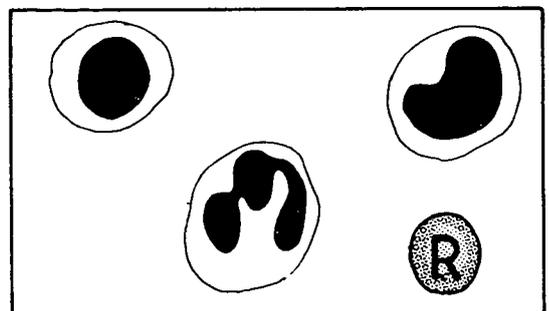
Examine asimismo el número de plaquetas, notificándolo como "normal" (N), "escaso" (E) o "abundante" (A).

Si la extensión se ha preparado con sangre capilar, las plaquetas (página 351) probablemente se encuentren aglutinadas.

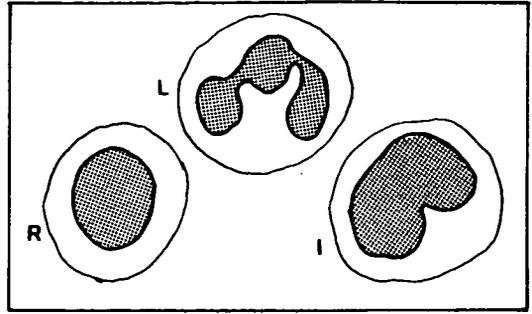


### EXAMEN DE LOS LEUCOCITOS

1. Tome nota de la forma y el tamaño de los leucocitos en comparación con los glóbulos rojos (R).



2. Observe la forma y el tamaño del núcleo en relación con el área total de la célula:
- redondo, R;
  - lobulado, L;
  - dentado, D.



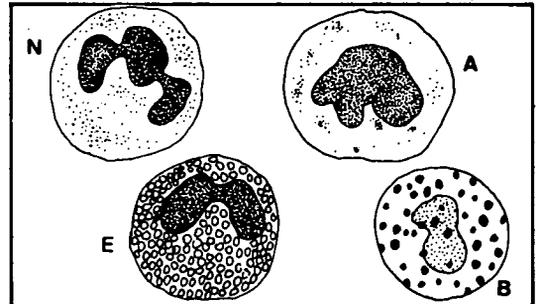
3. Asimismo tome nota del aspecto del citoplasma.

Color:

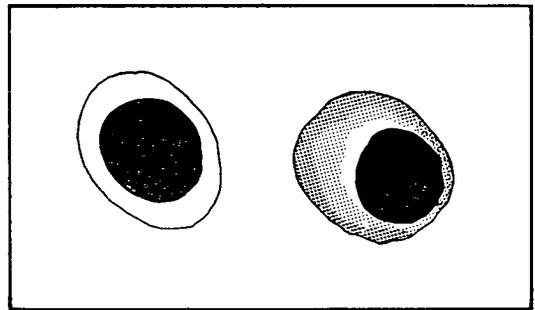
- incoloro
- rosáceo
- azul pálido
- azul oscuro.

Gránulos del citoplasma:

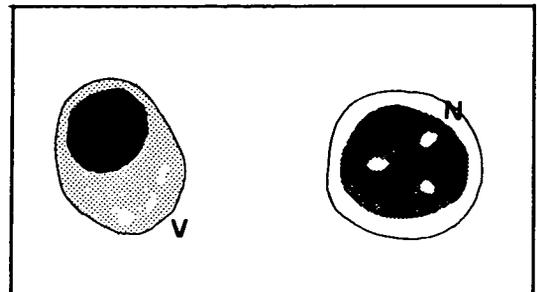
- gránulos neutrófilos (N): pequeños, de color malva
- gránulos eosinófilos (E): grandes, de color anaranjado
- gránulos azurófilos (A): muy voluminosos, de color morado rojizo brillante
- gránulos basófilos (B): sumamente voluminosos, de color morado oscuro.



4. Observe el aspecto de la cromatina del núcleo: intensamente o débilmente teñida. Véase también la posición que ocupa el núcleo en la célula: central o excéntrica.



5. Las vacuolas y los nucleolos constituyen áreas redondas u ovales, más o menos claramente visibles, que no se tiñen o lo hacen muy débilmente:
- las vacuolas (V) se encuentran en el citoplasma
  - los nucleolos (N) se observan en el núcleo.



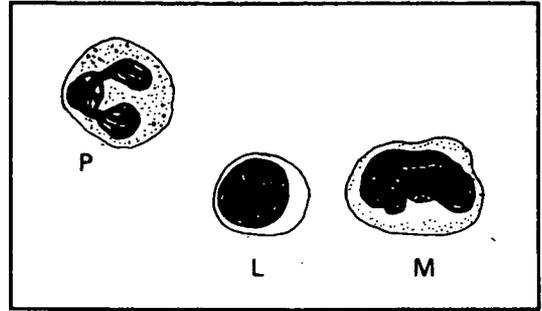
### Células normales

Los neutrófilos polimorfonucleares (P) poseen:

- un núcleo con varios lóbulos
- gránulos en el citoplasma (de aquí su nombre habitual: granulocitos)

Los linfocitos (L) y los monocitos (M) tienen:

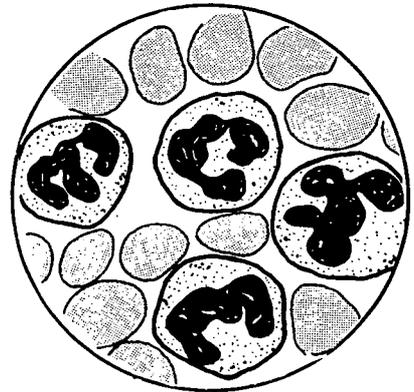
- un núcleo compacto
- citoplasma con gránulos o sin ellos.



#### 1a. NEUTROFILOS POLIMORFONUCLEARES

- Tamaño:** 12 - 15  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda, bien definida  
**Citoplasma:** abundante, rosáceo  
**Gránulos:** de color malva, muy pequeños, numerosos pero separados  
**Núcleo:** varios lóbulos (2 - 5), unidos por bandas de cromatina. La cromatina tiene el aspecto de una masa uniforme de color morado oscuro.

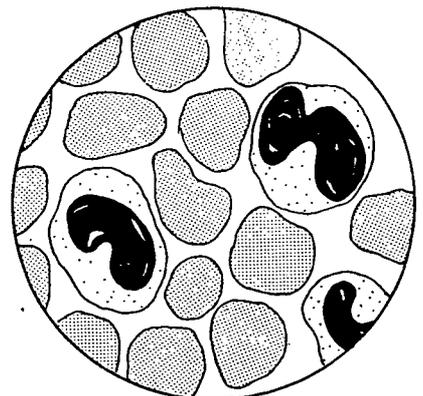
(A medida que el leucocito envejece aumenta el número de lóbulos del núcleo.)



#### 1b. NEUTROFILOS POLIMORFONUCLEARES INMADUROS ("EN BANDA" O "EN CAYADO")

Son semejantes a los neutrófilos polimorfonucleares maduros, con la diferencia de que el núcleo aún no se ha dividido en lóbulos. Frecuentemente este núcleo tiene forma de S.

Si se observa que existe este tipo de leucocitos notifique su fracción de número del mismo modo que las de otros tipos de glóbulos blancos.



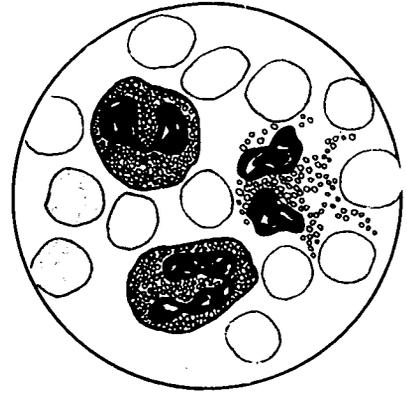
## 2. EOSINOFILOS POLIMORFONUCLEARES

**Tamaño:** 12 - 15  $\mu\text{m}$

**Gránulos:** voluminosos, redondos, de color rojo anaranjado, abundantes y agrupados estrechamente

**Núcleo:** generalmente consta de dos lóbulos.

Algunas veces se observa que estos leucocitos se han dañado y los gránulos se encuentran diseminados en el exterior.



## 3. BASOFILOS POLIMORFONUCLEARES

Este es el tipo más raro de los granulocitos.

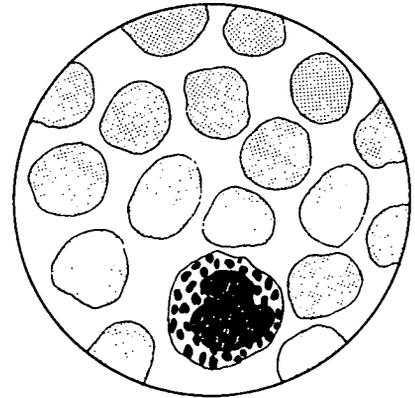
**Tamaño:** 11 - 13  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda

**Gránulos:** muy voluminosos, redondos, de color morado oscuro, abundantes pero menos estrechamente agrupados que los gránulos de los eosinófilos

**Núcleo:** difícil de observar, pues se halla cubierto por los gránulos

**Vacuolas:** en el citoplasma se encuentran escasas vacuolas incoloras y pequeñas.



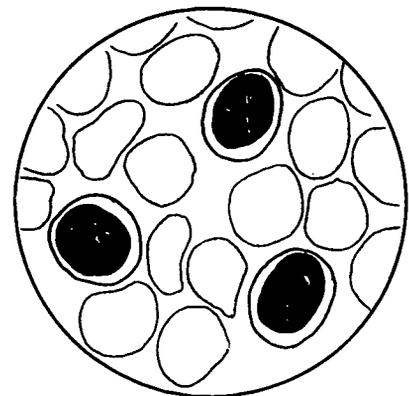
## 4. LINFOCITOS PEQUEÑOS

**Tamaño:** 7 - 10  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda

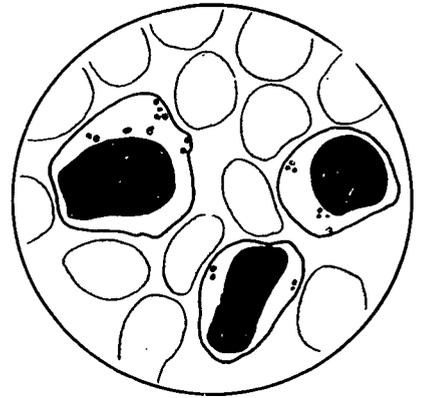
**Núcleo:** voluminoso; ocupa la mayor parte de la célula; la cromatina es de color morado oscuro, y densa

**Citoplasma:** la cantidad visible es reducida, de color azul y sin gránulos.



### 5. LINFOCITOS GRANDES

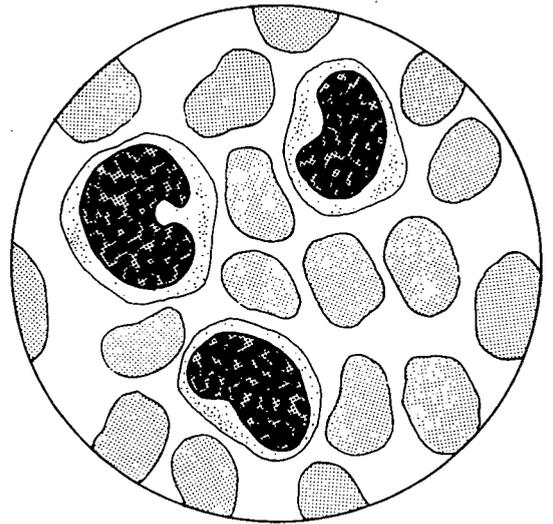
- Tamaño:** 10 - 15  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda o irregular  
**Núcleo:** oval o redondo; puede ocupar un lado de la célula  
**Citoplasma:** abundante, de color azul pálido  
**Gránulos:** escasos, voluminosos y azurófilos (de color rojo oscuro).



### 6. MONOCITOS

- Tamaño:** 15 - 25  $\mu\text{m}$ ; son los leucocitos más voluminosos  
**Forma:** irregular  
**Núcleo:** variable, frecuentemente con forma de riñón; la cromatina se dispone en cordones irregulares de color malva pálido  
**Gránulos:** sumamente pequeños; semejan partículas de polvo; generalmente rojizos  
**Vacuolas:** casi siempre hay vacuolas en el citoplasma.

En los pacientes que sufren de *paludismo* el citoplasma suele contener depósitos de color negro castaño, formados por el pigmento palúdico.

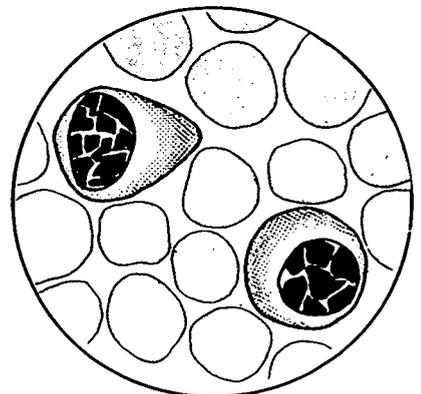


### Células raras o anormales

#### 7. CELULAS PLASMATICAS

Las células plasmáticas o plasmocitos producen anticuerpos. Se pueden observar en las extensiones sanguíneas de casos de sarampión, tuberculosis, otras virosis e infecciones bacterianas y mieloma múltiple.

- Tamaño:** 12 - 15  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda u oval  
**Núcleo:** redondo, excéntrico, con la cromatina aglutinada y frecuentemente dispuesta de tal manera que recuerda una rueda de color azul oscuro, con un área que se tiñe débilmente alrededor del núcleo  
**Citoplasma:** numerosas y muy pequeñas; visibles con dificultad.  
**Vacuolas:** numerosas y muy pequeñas; visibles con dificultad.



### 8. GLOBULOS ROJOS NUCLEADOS (NORMOBLASTOS)

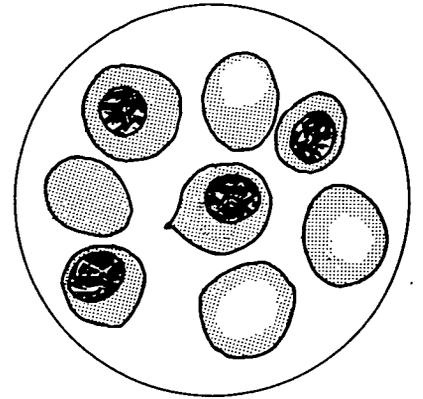
Los normoblastos son glóbulos rojos inmaduros y nucleados que normalmente se hallan en la médula ósea. En el curso de algunas enfermedades (anemias) se pueden observar estas células nucleadas en las extensiones sanguíneas.

**Tamaño:** 8 - 10  $\mu\text{m}$

**Forma:** redonda o irregular

**Citoplasma:** de color rosa o azul grisáceo, sin gránulos

**Núcleo:** redondo, a menudo excéntrico, con cromatina aglutinada y densa, se tiñe de color oscuro.



### 9. GRANULOCITOS INMADUROS

Durante algunas enfermedades (infecciones bacterianas graves) los granulocitos polimorfonucleares inmaduros emigran de la médula ósea al torrente sanguíneo. Se pueden distinguir por los caracteres siguientes:

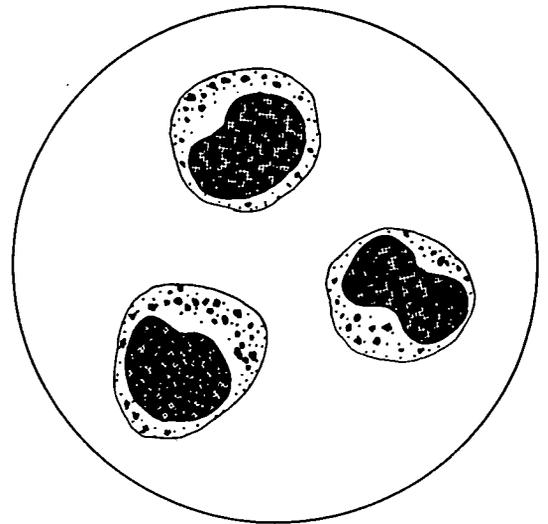
**Tamaño:** 12 - 18  $\mu\text{m}$

**Núcleo:** un solo núcleo sin lóbulos, con cromatina de color que varía entre el rojo oscuro y el morado

**Citoplasma:** de color azul pálido o rosáceo

**Gránulos:** abundantes, voluminosos, de color malva o rojo oscuro. A veces se puede observar una granulación tóxica con gránulos muy voluminosos que se tiñen de color oscuro.

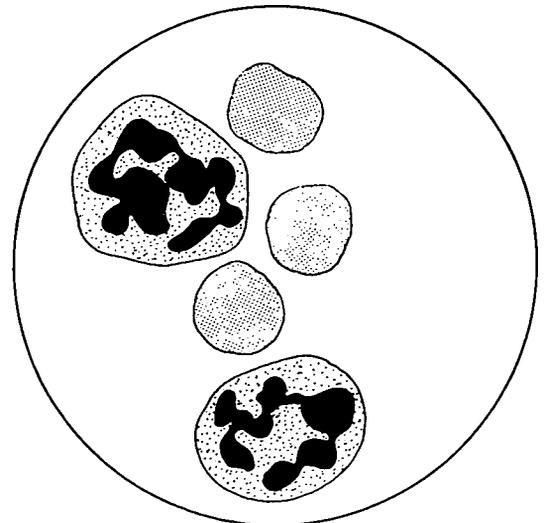
También es posible que se detecten leucocitos inmaduros de este tipo, sin gránulos, pero con nucleolos (véase el número 12, más adelante).



### 10. NEUTRÓFILOS POLIMORFONUCLEARES HIPERSEGMENTADOS

Son neutrófilos polimorfonucleares "viejos", de aspecto normal, exceptuando que los núcleos poseen 5 - 10 lóbulos y con frecuencia son más voluminosos.

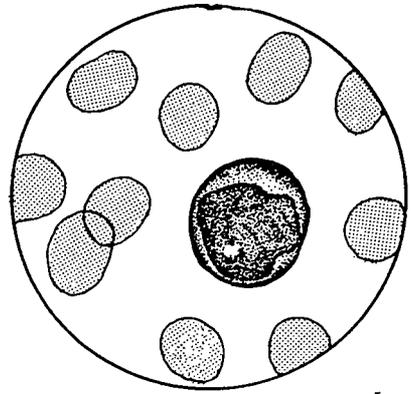
Estos neutrófilos se suelen observar en pacientes que sufren de anemia macrocítica causada por deficiencias de ácido fólico o vitamina B-12.



### 11. LINFOCITOS ATÍPICOS

Los linfocitos atípicos se pueden encontrar en infecciones víricas, especialmente la mononucleosis infecciosa (fiebre glandular), la tos ferina y el sarampión. También es posible que se detecten en casos de tuberculosis y paludismo grave.

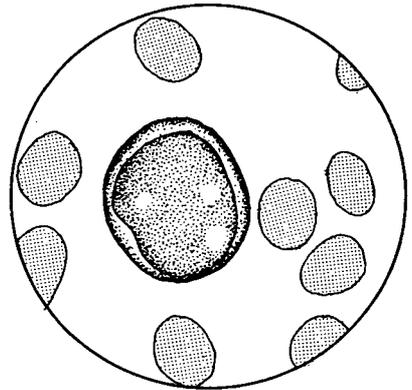
- Tamaño:** muy variable, de 12 - 18  $\mu\text{m}$   
**Forma:** generalmente irregular  
**Núcleo:** redondo o irregular; con frecuencia ocupa un lado de la célula, con nucleolos visibles  
**Citoplasma:** casi siempre es de color más oscuro que el de los linfocitos grandes; se oscurece a medida que se acerca a la pared de la célula.



### 12. MIELOBLASTOS

Constituyen el tipo más joven (e inmaduro) de todos los leucocitos. Se observan en extensiones sanguíneas de pacientes con leucemia.

- Tamaño:** voluminoso, de 15 - 25  $\mu\text{m}$   
**Núcleo:** grande, redondo, de color malva pálido, provisto invariablemente de 1 - 5 nucleolos  
**Citoplasma:** de color azul oscuro, con un área clara que no se tiñe, situada alrededor del núcleo.

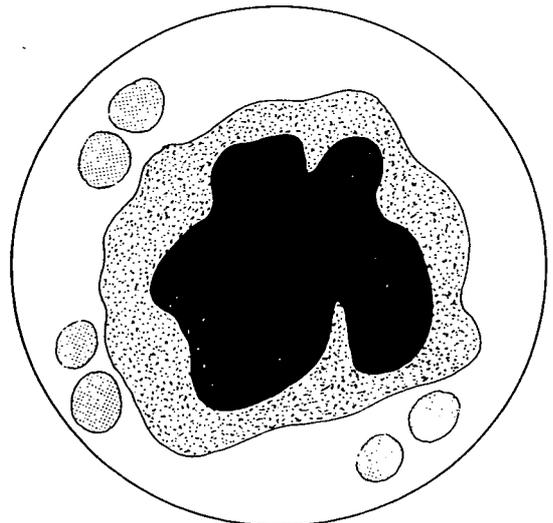


### 13. MEGACARIOCITOS

Son los precursores de las plaquetas en la médula ósea.

- Tamaño:** muy voluminosos, de 60 - 100  $\mu\text{m}$   
**Núcleo:** sumamente irregular, denso y con abundantes lóbulos  
**Citoplasma:** lleno de gránulos pequeños, principalmente azurófilos, y de plaquetas. La pared celular no está claramente definida.

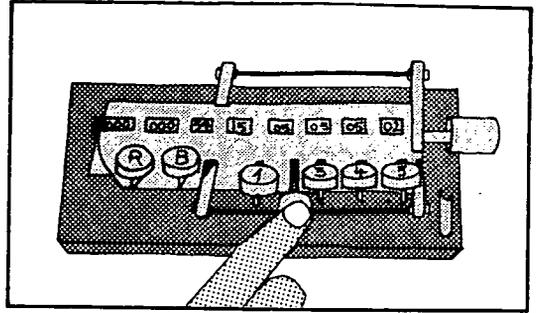
(Muy raras veces se encuentran en la sangre.)



## MÉTODOS DE RECuento

### Máquina especial para recuento, con teclado

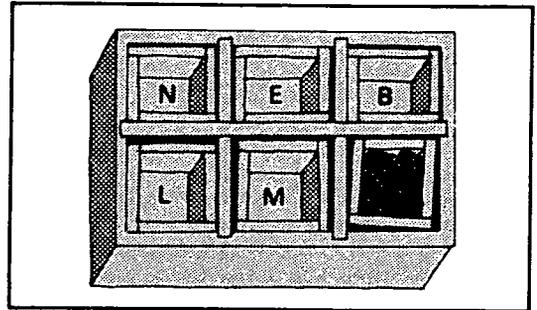
Esta máquina contadora tiene un teclado, cada tecla corresponde a un tipo de leucocitos; la cantidad de cada tipo se registra automáticamente. Su costo es elevado.



### Caja para contar por medio de abalorios

En el laboratorio se puede fabricar una caja como la que se muestra en figura. Se compone de:

- 5 cajas menores que se identifican por las letras siguientes:  
 N = neutrófilos  
 E = eosinófilos  
 B = basófilos  
 L = linfocitos  
 M = monocitos.
- una sexta caja, que contiene 100 cuentecillas de vidrio (o bien, frijoles o granos de maíz) que se emplean para hacer las cuentas.



### Lápiz y papel

Para registrar los diversos tipos de leucocitos a medida que se cuentan, proceda de la manera siguiente:

Trace un cuadro con:

- (a) 5 columnas verticales (N, E, B, L y M) y
- (b) 10 líneas horizontales (véase la figura).

Una vez que se hayan hecho 10 marcas en la primera línea, pase a la siguiente. De este modo, cuando se haya llenado la décima línea se habrán contado 100 leucocitos.

A continuación sume las marcas de las columnas verticales.

Los totales de las columnas corresponderán al porcentaje de cada tipo de leucocitos. Estos totales se convertirán en fracciones decimales colocando un punto a la izquierda de los dos últimos números de cada cifra (en algunos casos se necesitará intercalar un 0). Así, 59 se convertirá en 0,59; 8 será 0,08; 1 se volverá 0,01; 28 se transformará en 0,28, etc., como se observa en la última línea de la figura. Estas cifras decimales son las fracciones de número de cada tipo de leucocitos y constituyen los resultados que se deben comunicar cuando se usan unidades SI.

|       | N    | E    | B    | L    | M    |
|-------|------|------|------|------|------|
| 1     |      |      |      |      |      |
| 2     |      |      |      |      |      |
| 3     |      |      |      |      |      |
| 4     |      |      |      |      |      |
| 5     |      |      |      |      |      |
| 6     |      |      |      |      |      |
| 7     |      |      |      |      |      |
| 8     |      |      |      |      |      |
| 9     |      |      |      |      |      |
| 10    |      |      |      |      |      |
| Total | 59   | 8    | 1    | 28   | 4    |
| Frac. | 0.59 | 0.08 | 0.01 | 0.28 | 0.04 |

## RESULTADOS

|                                | Valores normales por grupos de edad* |                   |           |           |           |
|--------------------------------|--------------------------------------|-------------------|-----------|-----------|-----------|
|                                | Recién nacidos                       | Después de 4 días | 1-4 años  | 10 años   | Adultos   |
| Neutrófilos polimorfonucleares | 0,55-0,65                            | 0,40-0,48         | 0,36-0,48 | 0,45-0,55 | 0,55-0,65 |
| Eosinófilos polimorfonucleares | 0,02-0,04                            | 0,02-0,05         | 0,02-0,05 | 0,02-0,05 | 0,02-0,04 |
| Basófilos polimorfonucleares   | 0 -0,01                              | 0 -0,01           | 0 -0,01   | 0 -0,01   | 0 -0,01   |
| Linfocitos                     | 0,30-0,35                            | 0,40-0,48         | 0,44-0,54 | 0,38-0,45 | 0,25-0,35 |
| Monocitos                      | 0,03-0,06                            | 0,05-0,10         | 0,03-0,06 | 0,03-0,06 | 0,03-0,06 |



En lugar de la fracción de número de cada tipo de leucocitos se puede notificar su concentración de número (número de células por litro). Esta se calcula multiplicando la fracción de número de un tipo de leucocitos por la concentración de número del total de leucocitos. Ejemplo: \*\*

$$\begin{aligned} \text{Concentración de número de leucocitos} &= 5 \times 10^9 / l \\ \text{Fracción de número de neutrófilos} &= 0,42 \\ \text{Concentración de número de neutrófilos} &= 0,42 \times 5 \times 10^9 = 2,1 \times 10^9 / l \end{aligned}$$

### Resultados anormales

- NEUTROFILIA:** aumento de la proporción de neutrófilos (más de 0,65). Ocurre especialmente en las infecciones agudas.
- EOSINOFILIA:** aumento de la proporción de eosinófilos (arriba de 0,05). Casi siempre sugiere que existe en los tejidos una infestación por parásitos: esquistosomas, filarias, ancilostomas, ascariis, etc. También puede obedecer a una alergia.
- LINFOCITOSIS:** aumento de la proporción de linfocitos (por encima de 0,35). Se suele observar en algunas infecciones víricas (sarampión, etc.), ciertas infecciones crónicas (paludismo, tuberculosis, etc.) y varios estados tóxicos.
- MONOCITOSIS:** aumento de la proporción de monocitos (arriba de 0,06). Se observa en algunas infecciones bacterianas y parasitarias como la fiebre tifoidea, el paludismo y la leishmaniasis visceral.
- NEUTROPENIA:** disminución del número de neutrófilos. Puede ocurrir en ciertas infecciones y algunas otras enfermedades.

\* Estos valores se indican en unidades SI; es decir, como fracciones de número. Para obtener los valores correspondientes en unidades tradicionales (expresados como porcentajes) multiplíquese cada cifra por 100.

\*\* En unidades tradicionales este cálculo se hace multiplicando el porcentaje de neutrófilos por el total de los leucocitos que se han contado y dividiendo a continuación entre 100. Ejemplo:

$$\begin{aligned} \text{Total de leucocitos contados} &= 5\,000/\text{mm}^3 \\ \text{Porcentaje de neutrófilos} &= 42\% \\ \text{"Recuento absoluto de neutrófilos"} &= (42 \times 5\,000)/100 = 2\,100/\text{mm}^3 \end{aligned}$$

## 28. Eritrocitos anormales: examen microscópico

---

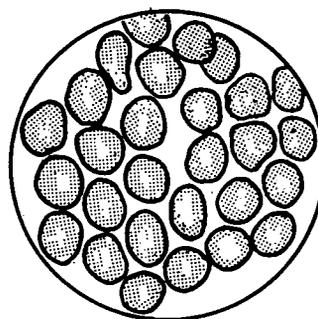
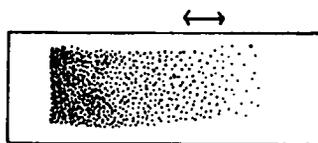
En algunas enfermedades, principalmente anemias, los eritrocitos pueden sufrir anomalías:

- en la forma
  - en el tamaño
  - en el color.
- 

### EXAMEN MICROSCOPICO

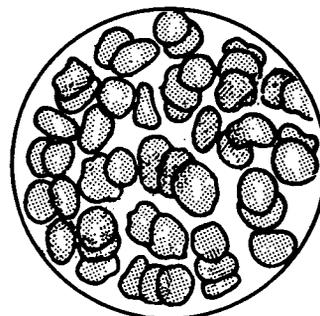
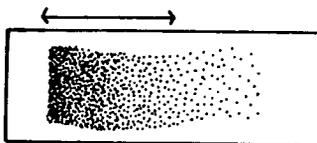
*Dónde se deben observar los eritrocitos*

Los eritrocitos se deben observar poco antes del extremo donde termina la extensión de sangre; en esta porción se hallan diseminados y se tocan unos a otros sin sobreponerse.



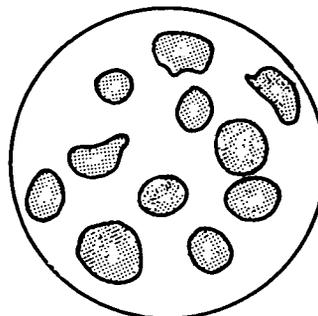
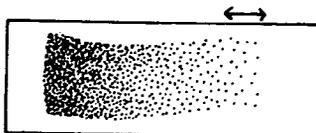
*Error*

En esta porción la extensión es demasiado gruesa; los eritrocitos se aglomeran.



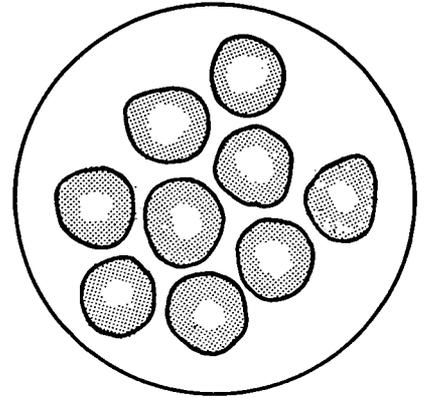
*Error*

En esta porción los eritrocitos son demasiado escasos.



**ERITROCITOS NORMALES**

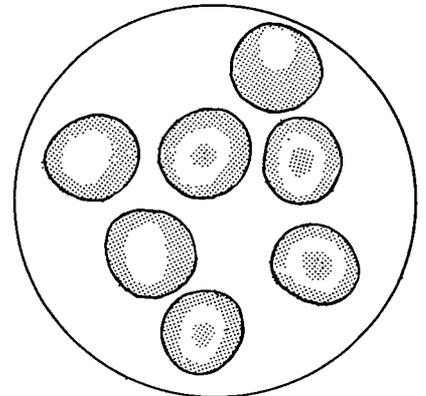
**Tamaño:** 7 - 8  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda o ligeramente irregular  
irregular  
**Tinción:** la periferia se tiñe de color de rosa intenso;  
el centro lo hace de color rosa pálido, o  
bien es casi incoloro.



**ERITROCITOS ANILLADOS**

**Tamaño:** 6-8  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda o ligeramente irregular  
**Tinción:** el centro y la orilla se tiñen intensamente,  
pero entre ambos se observa un anillo  
incoloro.

Este tipo de eritrocitos se suele encontrar en la talasemia, la anemia drepanocítica y otras anemias causadas por la existencia de hemoglobinas anómalas, así como en la anemia ferropénica.

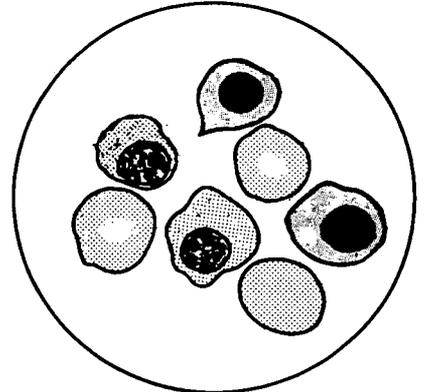


**ERITROCITOS NUCLEADOS (NORMOBLASTOS)**

**Tamaño:** 8-10  $\mu\text{m}$   
**Forma:** redonda y, frecuentemente, irregular  
**Núcleo:** pequeño, de color morado oscuro,  
frecuentemente excéntrico y provisto de  
cromatina densa

**Citoplasma:** de color rosa o azul grisáceo.

Los normoblastos se observan en las anemias graves, como la anemia drepanocítica, en ciertas infecciones bacterianas graves y en las leucemias.

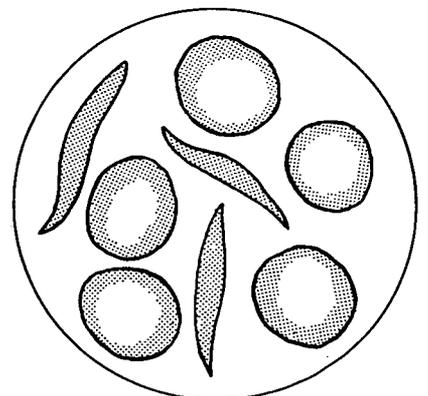


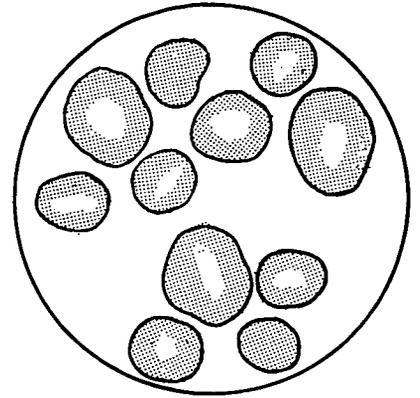
**ERITROCITOS FALCIFORMES**

**Forma:** alargada y estrecha, frecuentemente con  
uno o ambos extremos curvos.

Se suelen hallar en la anemia falciforme o drepanocítica y la talasemia falciforme junto con eritrocitos nucleados, eritrocitos normales y muchas veces también macrocitos.

El examen de los eritrocitos falciformes en preparaciones húmedas se describe en la página 411.

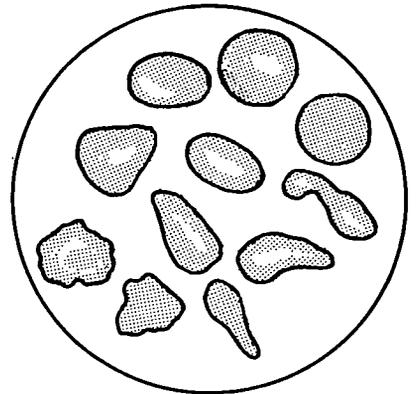




**ANISOCITOSIS**

Este término se emplea para señalar una afección en que hay eritrocitos de *tamaños diferentes* en la misma sangre; por ejemplo, eritrocitos de 9  $\mu\text{m}$  mezclados con pequeños glóbulos rojos de 6  $\mu\text{m}$ .

Se observan en anemias de numerosos tipos.



**POIQUILOCIOS**

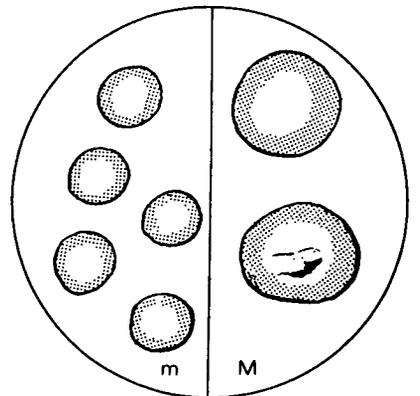
Los poiquilocitos son eritrocitos de *formas diferentes* que se encuentran en la misma sangre; por ejemplo, puede haber una mezcla de células redondas, ovales, triangulares, piriformes y dentadas.

Se encuentran en numerosos tipos de anemias.

**MICROCITOS (m)**

Los microcitos son eritrocitos pequeños, que miden aproximadamente 5  $\mu\text{m}$ .

Se suelen observar en la anemia ferropénica.



**MACROCITOS (M)**

Son eritrocitos grandes que miden 9-10  $\mu\text{m}$ .

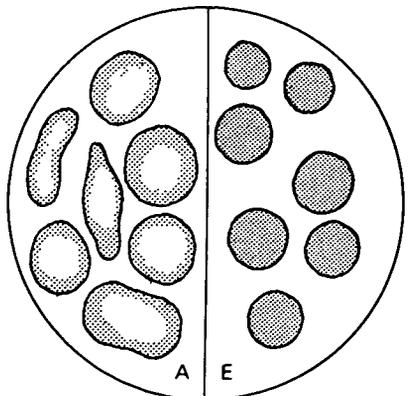
Se observan en las anemias macrocíticas causadas por deficiencias de ácido fólico o vitamina B-12 y en ciertos padecimientos hepáticos.

Los eritrocitos voluminosos que se tiñen de color malva azulado (policromasia) se denominan reticulocitos (véase la página 414).

**ERITROCITOS HIPOCROMICOS (A)**

**Tamaño:** normal o un poco menor que el normal  
**Tinción:** solo se tiñe la periferia, a causa de la falta de hierro en el eritrocito.

Se observan en la anemia ferropénica.



**ESFEROCITOS (E)**

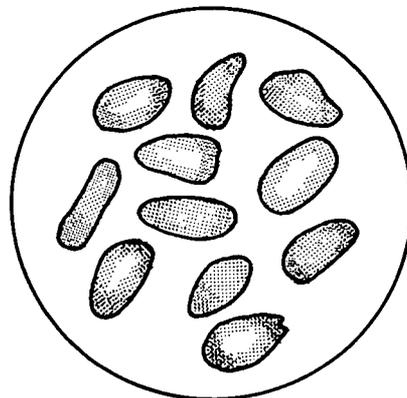
**Tamaño:** pequeño (6  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** completamente redonda  
**Tinción:** uniforme; todo el eritrocito se tiñe intensamente.

Se suelen encontrar en las anemias hemolíticas.

**ELIPTOCITOS**

**Tamaño:** normal (8  $\mu\text{m}$ )  
**Forma:** oval  
**Tinción:** más oscura en la periferia (especialmente en los polos)

Se observan muy raras veces. Se hallan en la eliptocitosis hereditaria.



**ERITROCITOS QUE CONTIENEN CUERPOS DE HOWELL Y JOLLY (H.J.)**

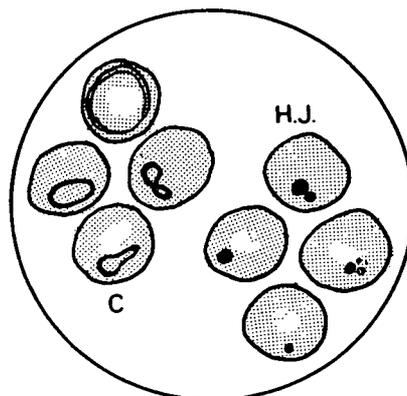
En el interior de estos eritrocitos se observan uno o más gránulos voluminosos de color morado (restos del núcleo).

No se deben confundir con las plaquetas que se suelen adherir a la superficie de los eritrocitos.

**ERITROCITOS QUE CONTIENEN CUERPOS ANULARES DE CABOT (C)**

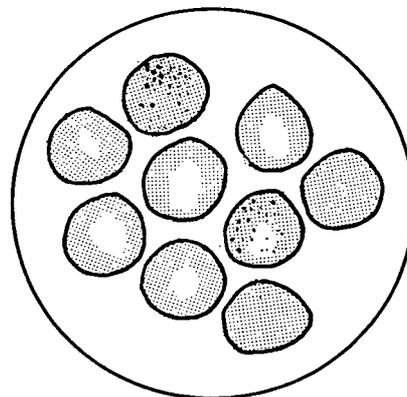
En su interior se observan líneas rojas y delgadas que se rizan o adoptan forma de "8".

No se confundan con parásitos del paludismo.



**ERITROCITOS QUE CONTIENEN GRANULOS BASOFILICOS**

En estos eritrocitos hay cierto número de gránulos pequeños de color azul violáceo. Tales gránulos no se deben confundir con depósitos de los colorantes.



**Nota:** Siempre que se encuentren eritrocitos anormales y difíciles de identificar envíe el frotis a un especialista.

## 29. Estudio de los eritrocitos falciformes

### Principio

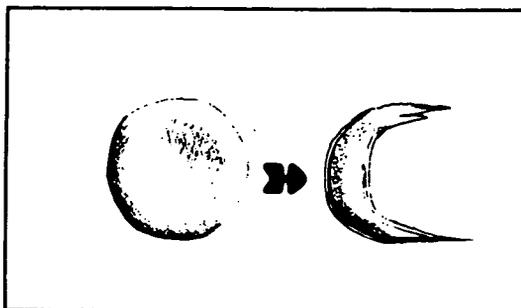
En un portaobjetos se mezcla una gota de sangre con una gota de un reactivo elaborado a base de metabisulfito sódico. Si los eritrocitos contienen una hemoglobina anormal denominada hemoglobina S, adoptan formas de hoz o media luna.

El reactivo mencionado desplaza el oxígeno de los eritrocitos, con lo que sobreviene el cambio de forma de éstos.

La hemoglobina S es un compuesto anormal de tipo hereditario. Si se hereda de ambos progenitores produce anemia falciforme (drepanocítica), una enfermedad grave. Cuando solo se hereda de un progenitor determina una propensión genética a la formación de células falciformes, aunque generalmente no causa la enfermedad.

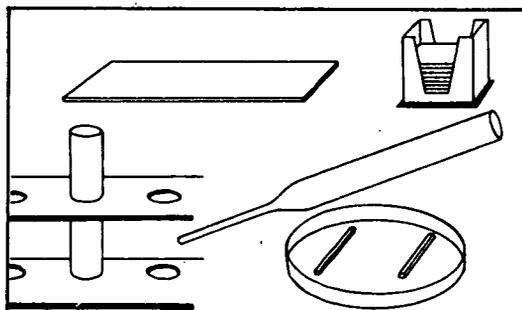
En el frotis para la prueba de los eritrocitos falciformes no se distingue entre la anemia falciforme propiamente dicha y la propensión genética a ella.

La hemoglobina S se suele encontrar en las regiones tropicales de África, aunque también se observa en el Oriente Medio y entre los negros de las Américas.



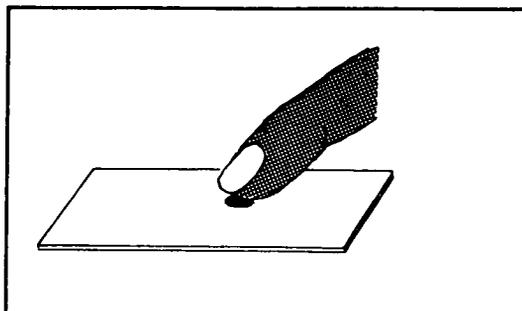
### MATERIALES

- Un portaobjetos y un cubreobjetos de vidrio
- Una pipeta Pasteur (o una pipeta gotera)
- Metabisulfito sódico en solución de 20 g/l, fresca (reactivo No. 46)
- Un recipiente, que puede ser una caja de Petri, para evitar que la preparación se seque.

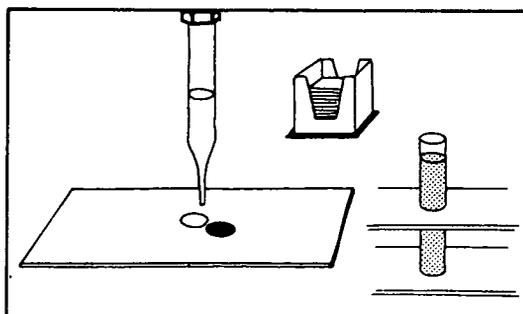


### TECNICA DEL METABISULFITO SODICO

1. En el centro del portaobjetos deposite una gota pequeña de sangre capilar (aproximadamente 0,02 ml).

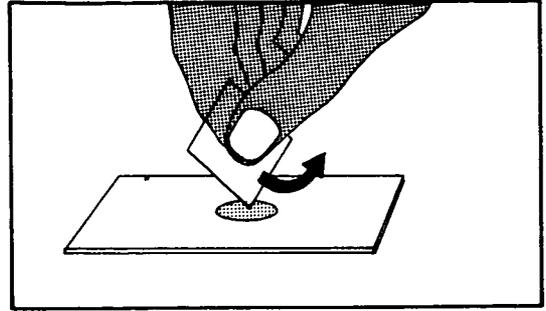


2. Añada una gota igual de la solución de metabisulfito sódico.



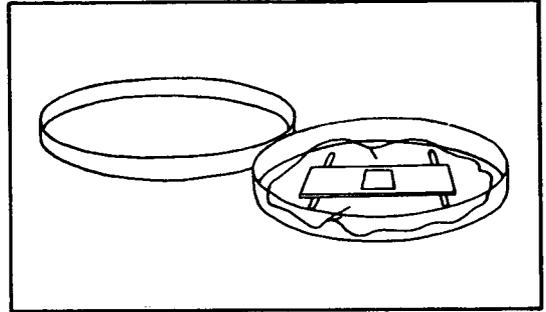
3. Con una esquina del cubreobjetos mezcle cuidadosamente ambas gotas.

Coloque el cubreobjetos sobre la mezcla, verifique que *no se forman burbujas*.



4. Coloque el portaobjetos sobre dos palillos, en una caja de Petri que tenga en el fondo un filtro de papel humedecido.

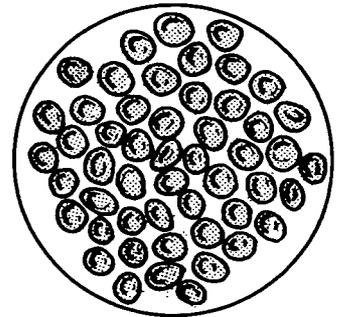
*Nota:* Cuando se usa un reactivo reductor como el metabisulfito sódico no se necesita cerrar herméticamente el recipiente en que se coloca la preparación.



5. Deje transcurrir 15 minutos.

Examine la preparación con el microscopio (usando el objetivo x 40).

Si el resultado es negativo, examine de nuevo la preparación 15 minutos después, y dos veces más después de una hora y dos horas.



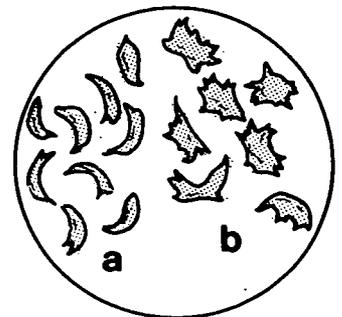
## RESULTADOS

*Resultado negativo:* los eritrocitos conservan su forma redonda.

*Resultado positivo:* los eritrocitos toman forma de: a) hoz o banana, y b) frecuentemente tienen espolones.

Es importante que se examinen varias porciones de la preparación, ya que los cambios de forma pueden ocurrir más rápidamente en una parte que en otra.

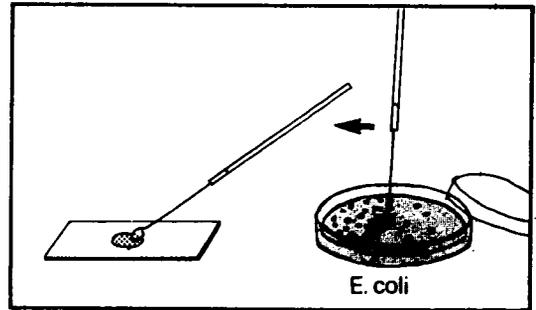
Es preciso tener cuidado de no confundir las células falciformes con los eritrocitos que se encuentran de canto ni los eritrocitos crenados.



## OTROS METODOS

1. Esta misma prueba se puede realizar con sangre venosa, a condición de que se haya obtenido *muy recientemente* (1 - 2 horas) en un recipiente que contenga un anticoagulante (sal bipotásica de EDTA).
2. Método del tubo: en el comercio existen los reactivos necesarios para poner en práctica este método.

3. La solución de metabisulfito sódico se puede sustituir con una gota de una suspensión densa de bacilos coliformes (*Escherichia coli*) obtenida de una muestra de heces fecales que se haya mezclado con una solución de cloruro sódico.



### *Importante:*

Si el resultado del frotis es positivo se deberá examinar una extensión de sangre. En los pacientes que sufren de anemia falciforme se suelen encontrar al mismo tiempo células con forma irreversible de hoz, eritrocitos nucleados, eritrocitos anillados, abundantes poiquilocitos y, con frecuencia, también numerosos macrocitos. Por lo general, los pacientes que tienen el rasgo genético falciforme no son anémicos y la morfología de sus glóbulos rojos es normal. Siempre que sea posible se deberá efectuar un estudio de la hemoglobina por electroforesis para confirmar el diagnóstico de anemia falciforme. Tal estudio se hará en un laboratorio de referencia.

## 30. Reticulocitos

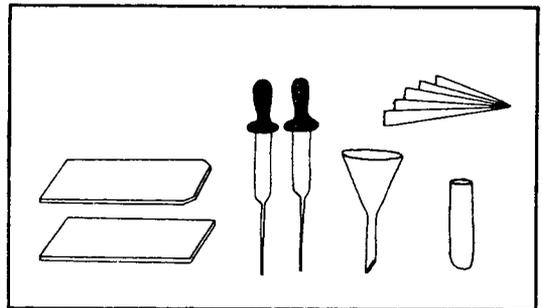
Los reticulocitos son glóbulos rojos inmaduros que emigran de la médula ósea al torrente sanguíneo. La cantidad de reticulocitos que se encuentre en la sangre indicará el grado de actividad de la médula ósea, y cuando ésta es muy activa (como ocurre en las anemias) su número aumenta.

### Principio

Los reticulocitos contienen gránulos pequeños que se pueden teñir con azul de cresil brillante. Este colorante se aplica a una extensión de sangre y a continuación se observa con el microscopio cierto número de eritrocitos. Con este examen se calculan: a) el número de reticulocitos por litro de sangre, o b) la proporción de glóbulos rojos que integran los reticulocitos.

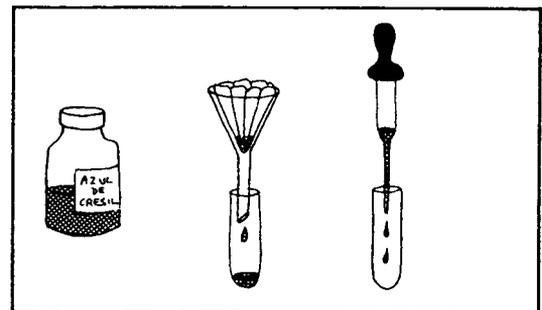
### MATERIALES

- Portaobjetos (desgrasados)
- Un portaobjetos recortado, para la extensión
- Tubos de ensayo pequeños
- Un embudo
- Filtro de papel
- Dos pipetas Pasteur con chupetes
- Si es posible, un contador manual
- Solución saturada de azul de cresil brillante (reactivo No. 15).

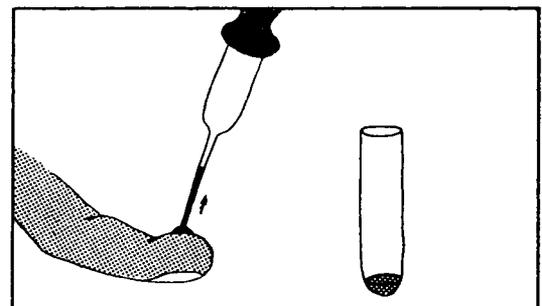


### METODO

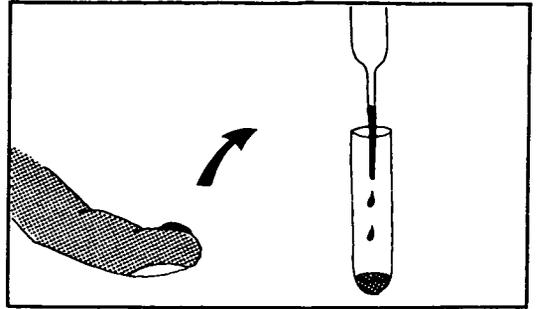
1. Filtre al interior de un tubo de ensayo una cantidad pequeña de la solución de azul de cresil.  
En el fondo de otro tubo deposite:
  - 2 gotas de la solución filtrada de azul de cresil.



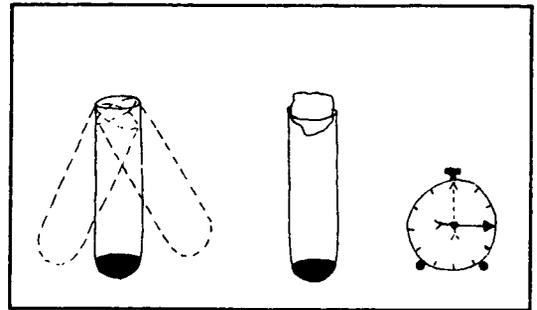
2. Con una pipeta de Pasteur aspire algunas gotas de sangre de un dedo, o utilice sangre venosa que se haya recogido en un recipiente con sal bipotásica de EDTA, mezclándola completamente.



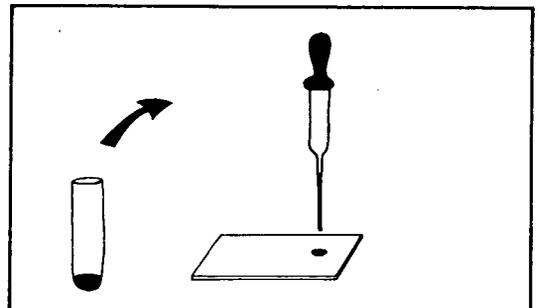
3. En el tubo que contiene las 2 gotas de la solución de azul de cresil deposite:  
— 2 gotas de sangre.



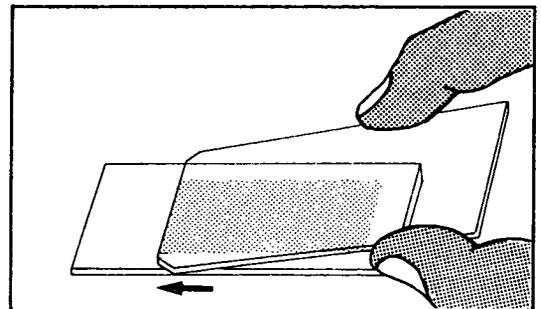
4. Haga la mezcla sacudiendo suavemente el tubo.  
Tape éste con algodón no absorbente.  
Déjelo reposar 15 minutos.



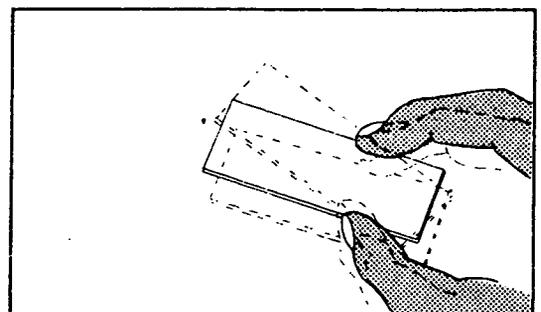
5. Tome el tubo y agítelo de nuevo con suavidad.  
Aspire una gota de la mezcla.  
Deposite esta gota en un portaobjetos, lista para hacer la extensión.

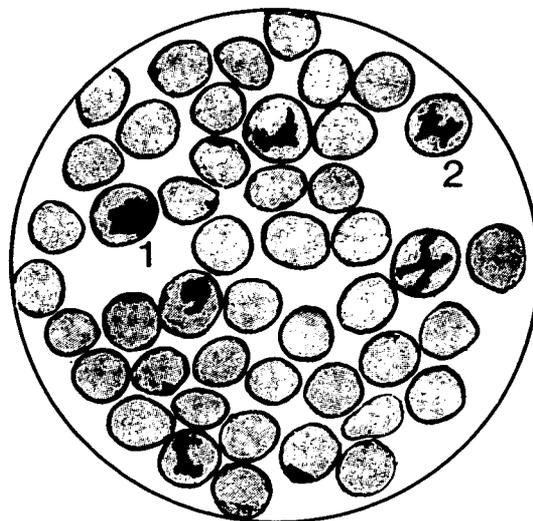


6. Haga una extensión sanguínea con el portaobjetos recortado.



7. Séquela al aire.





8. Examine el frotis con el objetivo de inmersión en aceite. Observe la porción cercana al extremo donde termina la extensión, en que los eritrocitos suelen estar muy bien separados.

*Los eritrocitos se tiñen de color azul pálido.*

*Los reticulocitos son glóbulos rojos en cuyo interior se observan pequeños gránulos que se tiñen de color violeta oscuro, y forman una red (retículo). Los retículos pueden contener: 1) gránulos, o 2) filamentos.*

9. Examine por lo menos 100 eritrocitos con el objetivo x 100 de inmersión en aceite. Cuente cuidadosamente: a) la cantidad total de glóbulos rojos examinados, y b) el número total de reticulocitos que haya entre ellos. (Estos recuentos se efectúan más fácilmente si se reduce el tamaño del campo microscópico. Tal cosa se logra colocando en el ocular una pieza de papel negro y rígido en la que se haya abierto un orificio de unos 5 mm de diámetro.)

10. Algunos hematólogos prefieren que la cantidad de reticulocitos se comunique en términos de la concentración de número (número de reticulocitos por litro de sangre), en tanto que otros suelen solicitar que se les notifiquen en términos de la fracción de número (la proporción de reticulocitos que hay en el total de eritrocitos). Según la costumbre adoptada en el laboratorio o la solicitud específica del médico haga los cálculos como se indica a continuación:\*

- a) *Concentración de número:* para poder calcularla se necesita conocer primero la concentración del número total de eritrocitos. Si esta es  $C$  (omitiendo la multiplicación " $\times 10^{12}/l$ " y  $n$  es el número total de reticulocitos que se ha encontrado al estudiar 500 eritrocitos, la concentración de número de reticulocitos será  $C \times 2n \times 10^9/l$ . Ejemplo:

$$\begin{aligned} \text{concentración de número de eritrocitos} &= 4,5 \times 10^{12}/l \\ \text{número de reticulocitos observados al contar 500 eritrocitos} &= 6 \\ \text{concentración de número de reticulocitos} &= 4,5 \times (2 \times 6) \times 10^9/l \\ &= 4,5 \times 12 \times 10^9/l \\ &= 54 \times 10^9/l \text{ (comunique este resultado).} \end{aligned}$$

- b) *Fracción de número:* para calcularla no es necesario conocer anticipadamente la concentración de número de eritrocitos. Si  $n$  es el número de reticulocitos observados al examinar 500 eritrocitos, la fracción de número de reticulocitos será  $2n \times 10^{-3}$ . Ejemplo:

$$\begin{aligned} \text{número de reticulocitos observados al contar 500 eritrocitos} &= 6 \\ \text{fracción de número de reticulocitos} &= (2 \times 6) \times 10^{-3} = 12 \times 10^{-3}. \end{aligned}$$

*Nota:* Si se examinan más de 500 eritrocitos en la extensión de sangre, el cálculo se deberá ajustar proporcionalmente.

### Márgenes normales

|                 | concentración de número de reticulocitos ** | fracción de número de reticulocitos     |
|-----------------|---|---|
| Niños al nacer  | $100 \times 10^9/l - 300 \times 10^9/l$     | $20 \times 10^{-3} - 60 \times 10^{-3}$ |
| Adultos y niños | $8 \times 10^9/l - 110 \times 10^9/l$       | $2 \times 10^{-3} - 20 \times 10^{-3}$  |

\*Estos cálculos (y el cuadro de márgenes normales) se expresan aquí en unidades SI. En el sistema tradicional la cantidad de reticulocitos se indicaba mediante un porcentaje (el porcentaje de reticulocitos integrantes del total de eritrocitos circulantes). Así, si se han observado 500 eritrocitos en la extensión sanguínea y  $n$  de ellos son reticulocitos, el porcentaje correspondiente se calculará multiplicando  $n \times 0,2$ . Ejemplo: de 500 eritrocitos estudiados, 25 son reticulocitos; en consecuencia, el porcentaje de reticulocitos será  $25 \times 0,2 = 5\%$ . En los recién nacidos los márgenes normales son de 2,0-6,0%; en los niños y los adultos son de 0,2- 2,0%.

\*\* Estas son cifras aproximadas. La concentración depende de la concentración de número de eritrocitos; véase el cuadro de la página 369.

## **OTRAS ESTRUCTURAS QUE SE OBSERVAN EN EL FROTIS DE SANGRE**

Es posible que también se observen las estructuras siguientes en la extensión de sangre teñida con azul de cresil brillante que se utiliza en la determinación de los reticulocitos:

*Cuerpos de hemoglobina H.* Cuando los hay son pequeñas manchas de color azul pálido, de tamaño variable. A diferencia del retículo de los reticulocitos, se observan en la mayor parte de los glóbulos rojos de la extensión sanguínea. Se suelen encontrar en la talasemia y la hemoglobinopatía H.

*Cuerpos de Heinz.* Si los hay en la extensión se distinguen como unos gránulos azules de tamaño variable que se agrupan en un lado de la célula, cerca de la membrana. Se suelen encontrar en la deficiencia de dehidrogenasa de la glucosa-6-fosfato consecutiva al empleo de ciertos medicamentos.

---

## 31. Velocidad de sedimentación de los eritrocitos (VSE)

### Principio

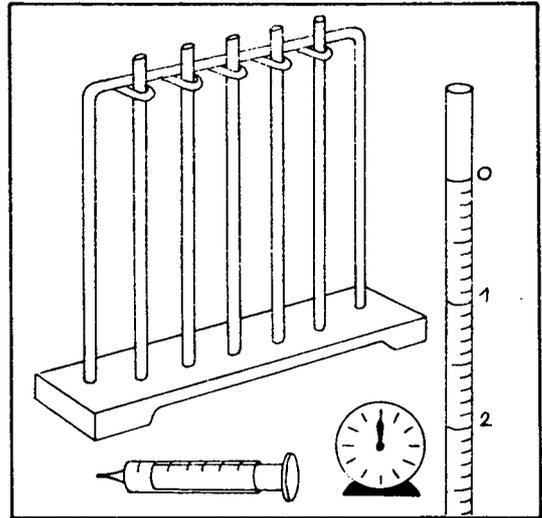
La sangre recogida en un recipiente que contiene un anticoagulante se deposita en un tubo largo y graduado, que se mantiene en posición vertical.

Los eritrocitos se sedimentan en el fondo del tubo y sobre este sedimento se forma una columna de plasma.

La altura de la columna de plasma, medida después de una hora, indica la velocidad de sedimentación de los eritrocitos (glóbulos rojos).

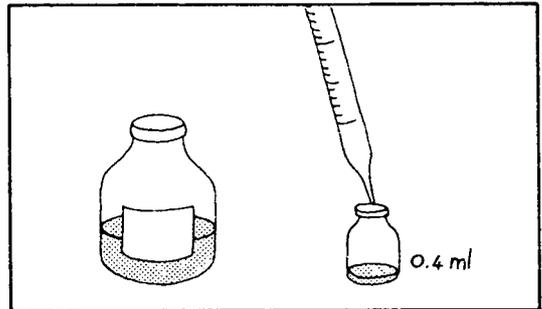
### MATERIALES

- Un tubo de Westergren para medir la VSE:
  - de 2,5 mm de diámetro interior
  - graduado de 0 a 200 mm (con frecuencia, la graduación es de 1 a 20, en que 1 equivale a 10, 2 a 20, etc.)
- Una gradilla de Westergren
- Anticoagulante: solución de citrato trisódico en proporción de 38 g/l (3,8%) (reactivo No. 53), que se deberá conservar en el frigorífico
- Una jeringa graduada, de 5 ml
- Un cronómetro.



### METODO

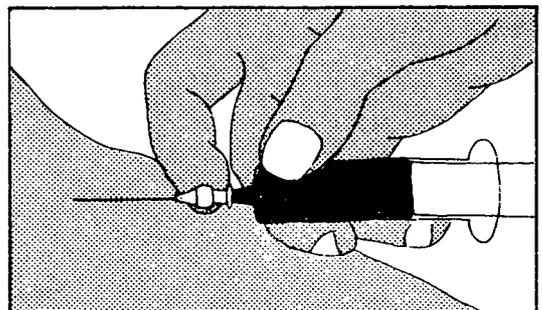
1. En un tubo o frasco deposite:
  - 0,4 ml de la solución de citrato trisódico.



2. Extraiga sangre venosa.\*  
Ponga el torniquete tan flojo como sea posible; puncione la vena inmediatamente y suelte el torniquete.

Aspire con la jeringa:

- 2 ml de sangre.

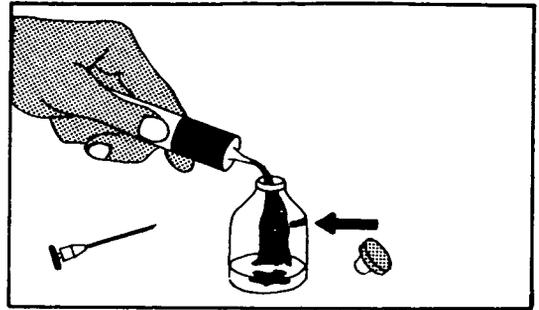


\*En este ensayo también se puede emplear sangre que se haya recogido anteriormente en un frasco que contenga sal bipotásica de EDTA.

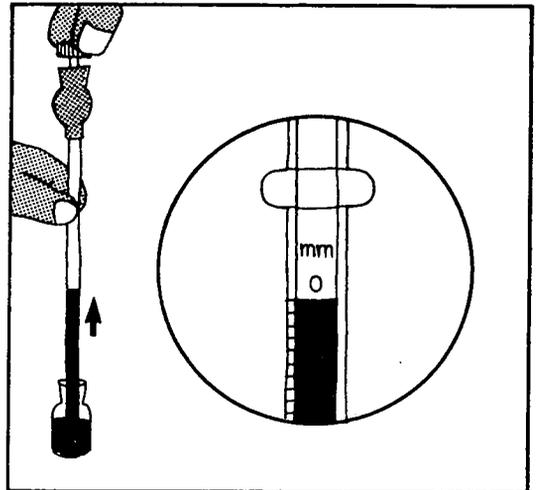
3. Desmonte la aguja de la jeringa y deposite 1,6 ml de sangre en el frasco con anticoagulante (este frasco tendrá una marca al nivel de los 2,0 ml).

Agite con suavidad.

La medición de la VSE se deberá efectuar menos de dos horas después de que se haya obtenido la sangre.



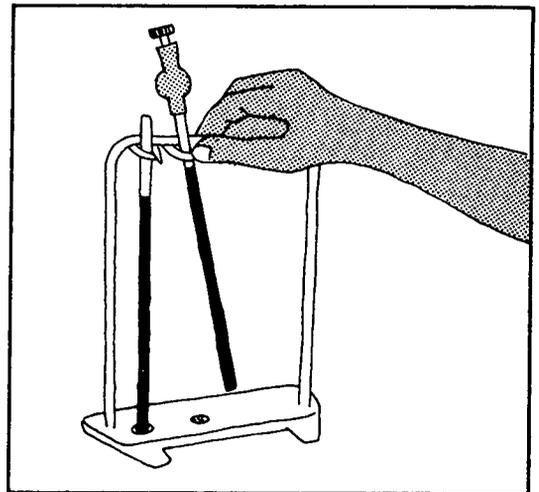
4. Aspire la sangre con citrato y deposítela en el tubo de Westergren (si es posible, empleando una perilla de goma) hasta la línea 0.



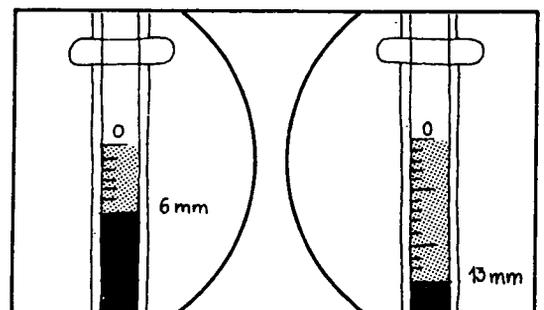
5. Coloque el tubo en la gradilla de Westergren, asegurándose de que se encuentre en posición completamente vertical.

Confirme que no hay burbujas en el interior del tubo.

Verifique que la gradilla se halle en un plano completamente horizontal.



*Espera durante una hora* (haga sonar la campanilla del cronómetro) y a continuación tome nota de la altura de la columna de plasma según la graduación milimétrica del tubo a partir de la línea 0, del extremo superior.



## RESULTADOS

El resultado se expresará de la manera siguiente:  
VSE . . . . . mm de altura.

### Márgenes normales

*Hombres:* 1-10 mm de altura  
*Mujeres:* 3-14 mm de altura.

### VSE en la anemia

Si el paciente sufre de una deficiencia de eritrocitos, la medición de la VSE tendrá escasa utilidad.

Carece de utilidad medir la VSE de pacientes cuya fracción de volumen de eritrocitos sea inferior a 0,3 (volumen de sedimentación globular inferior a 30%).

### VSE en la deshidratación

Si el paciente se encuentra deshidratado, la medición de la VSE tendrá escasa utilidad.

### VSE aumentada

Todas las enfermedades que producen cambios en las proteínas del plasma hacen que aumente la VSE.

También ocurre así durante las infecciones crónicas.

La VSE suele ser de cifras muy elevadas en:

- la tuberculosis
- las tripanosomiasis
- el cáncer.

En el curso del embarazo normal también aumenta la VSE.

---

### *Temperatura del ensayo*

La VSE aumenta con la temperatura (a partir de 23°C). En los países cálidos se debe vigilar que la gradilla de Westergren no se coloque en un lugar caluroso del laboratorio (por ejemplo, bajo la luz del sol).

### *Lavado de los tubos de Westergren*

Enjuague los tubos con agua y a continuación déjelos en remojo en agua limpia durante 12 horas.

Déjelos secar completamente (si es posible, en una incubadora, a 37°C).

No utilice polvos para lavar, ácidos o etanol.

---

## 32. Tiempo de sangrado: método de Duke

### Principio

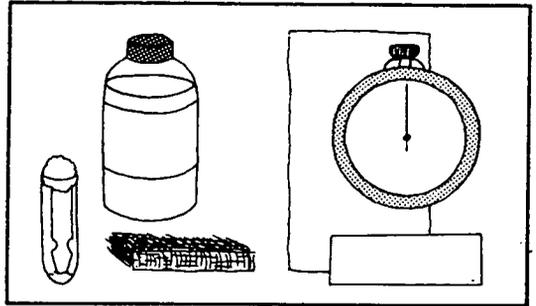
Con una lanceta se hace una pequeña incisión en el lóbulo de la oreja. La sangre fluye por esta incisión y se mide el tiempo que transcurre hasta que se detiene el sangrado.

Este ensayo se lleva a cabo:

- para diagnosticar ciertos padecimientos hemorrágicos
- antes de realizar operaciones quirúrgicas
- antes de efectuar una punción en el hígado o el bazo.

### MATERIALES

- Una lanceta estéril
- Éter
- Un portaobjetos
- Filtro de papel (o papel secante)
- Si es posible, un cronómetro o, en su lugar un reloj con segundero.

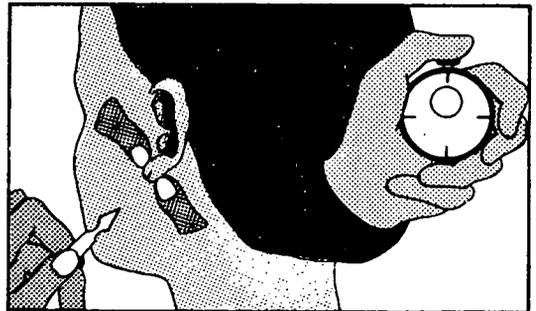


### METODO

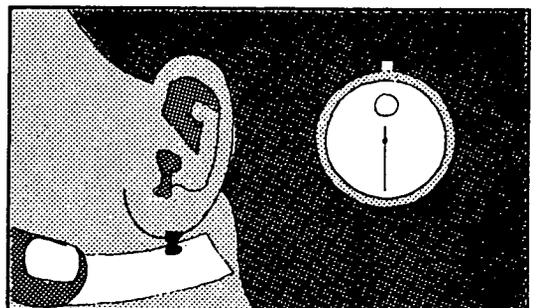
1. Limpie con suavidad el lóbulo de la oreja utilizando una pieza de algodón embebida en éter. No frote. Déjese secar.



2. Haga la incisión en el lóbulo de la oreja con cierta profundidad.  
*Póngase a funcionar* el cronómetro.  
La sangre deberá fluir libremente, sin que se necesite exprimir el lóbulo de la oreja.

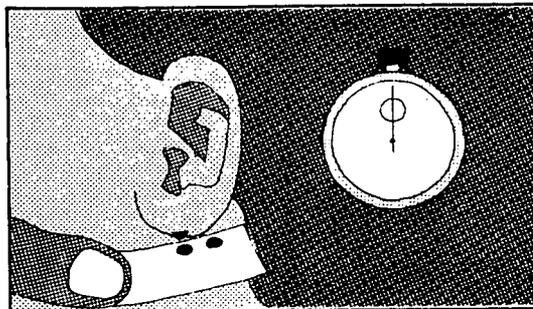


3. *Después de 30 segundos:*  
Recoja la primera gota de sangre en una esquina del papel secante.  
No toque la piel con el papel.



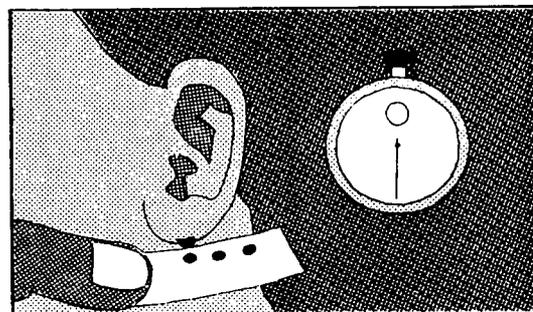
4. *Espere otros 30 segundos y:*

Recoja la segunda gota de sangre con el papel secante, un poco más adelante de la primera.



5. *Continúe recogiendo las siguientes gotas de sangre, una cada 30 segundos.*

Las gotas serán cada vez más pequeñas.

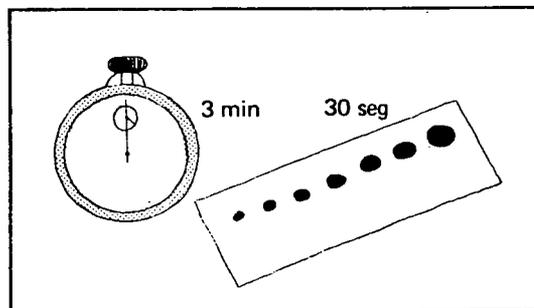


6. *Cuando las gotas de sangre dejen de fluir, detenga el cronómetro (o anote el tiempo transcurrido, según el reloj).*

Otro método consiste en contar el número de gotas recogidas en el papel secante y multiplicarlo por 30 segundos.

Por ejemplo: se han recogido 7 gotas.

El tiempo de sangrado será  $7 \times 30$  segundos =  $3\frac{1}{2}$  minutos.



## RESULTADOS

Comuníquese el tiempo de sangrado redondeándolo al medio minuto más cercano.

Indique también los márgenes normales que correspondan al método empleado.

Ejemplo: tiempo de sangrado:  $3\frac{1}{2}$  minutos (tiempo normal según el método de Duke: 1 - 5 minutos).

### Márgenes normales

— 1 - 5 minutos.

Si el tiempo de sangrado se prolonga examine una extensión de sangre teñida según el método de Romanowski (véase la página 391) para observar si las plaquetas son escasas (se debe usar sangre venosa).

### 33. Tiempo de coagulación de la sangre entera: método de Lee y White

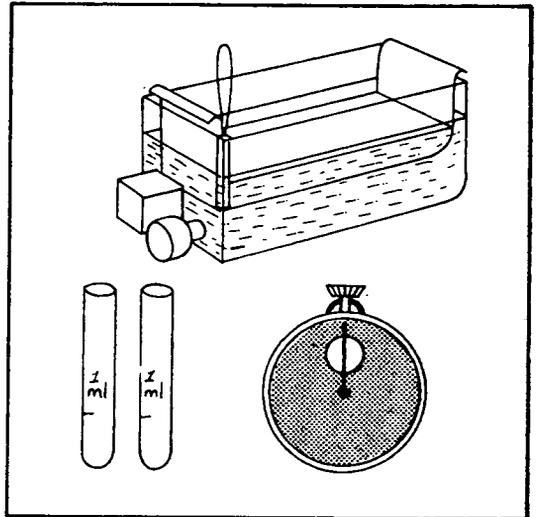
#### Principio

Se recoge sangre venosa en un tubo de ensayo.  
Se toma nota del tiempo que tarda la sangre para coagularse.

La utilidad de este ensayo es limitada, ya que solo sirve para detectar deficiencias graves del factor de coagulación.

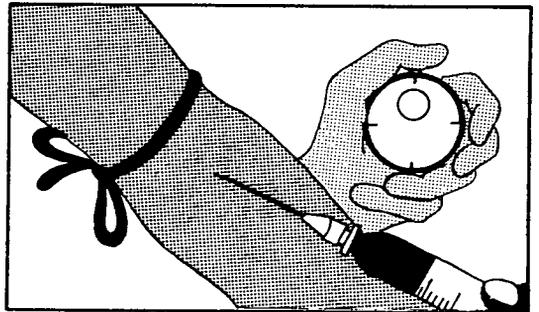
#### MATERIALES

- Dos tubos de ensayo limpios, de 75 x 10 mm, del mismo calibre, marcados en el nivel de 1 mm
- Un cronómetro
- Un bañomaría a 37°C, o un matraz al vacío, con agua a la misma temperatura
- Utensilios y materiales para punción venosa.

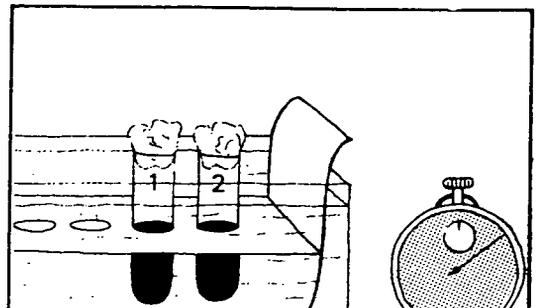


#### METODO

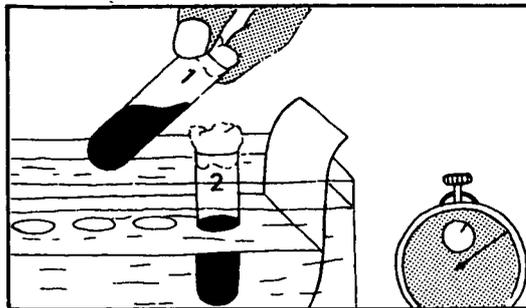
1. Mediante una jeringa de material plástico extraiga poco más de 2 ml de sangre venosa.  
Puncione la vena rápidamente, de la manera adecuada.  
*Póngase a funcionar* el cronómetro tan pronto como la sangre comience a entrar en la jeringa.



2. Llene con esta sangre cada uno de los dos tubos de ensayo hasta la marca de 1 ml.  
Tapone ambos tubos con algodón no absorbente.  
Coloque los tubos en el bañomaría a 37°C (o en el matraz al vacío, con la misma temperatura).

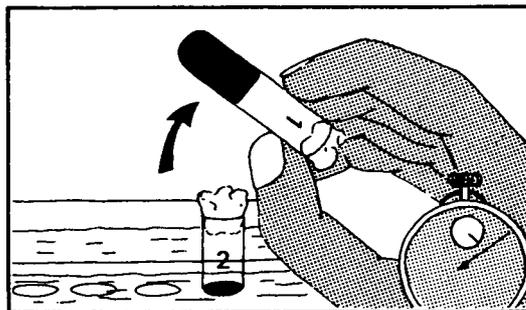


3. Después de 3 minutos saque el primer tubo del bañomaría.

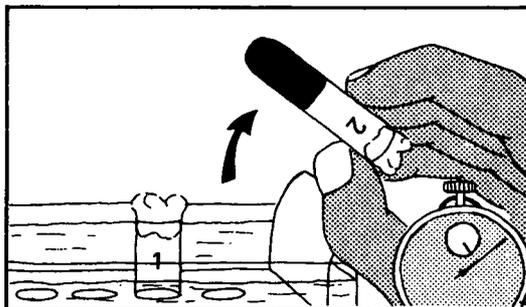


Incline el tubo hasta un plano de 45° para observar si la sangre se ha coagulado.

4. Si la sangre no se ha coagulado coloque el tubo otra vez en el bañomaría y examínelo cada 30 segundos hasta que sobrevenga la coagulación.



5. Examine el segundo tubo inmediatamente después de que se haya coagulado la sangre del primero. Por lo general, la sangre del segundo tubo se coagula muy rápidamente después de que lo ha hecho la sangre del primero. *Detenga* el cronómetro o tome nota del tiempo transcurrido. Se notifica como tiempo de coagulación de la sangre el correspondiente al segundo tubo.



## RESULTADOS

Registre el tiempo de coagulación en minutos, redondeándolo al medio minuto más cercano.

### Márgenes normales

— 5-12 minutos.

Si el tiempo de coagulación se prolonga, envíe al paciente a un centro especializado a fin de que se amplíe la investigación.

## 34. Tiempo de retracción y lisis del coágulo

### Principio

El tiempo de coagulación de la sangre intacta se mide como se ha indicado en la página 423.

Los tubos de ensayo que contienen la sangre se guardan para:

- observar la retracción del coágulo
- medir el tiempo en que el coágulo se disuelve (lisis).

Estas observaciones se hacen:

- para establecer el diagnóstico de ciertos padecimientos hemorrágicos
- antes y después de las operaciones quirúrgicas.

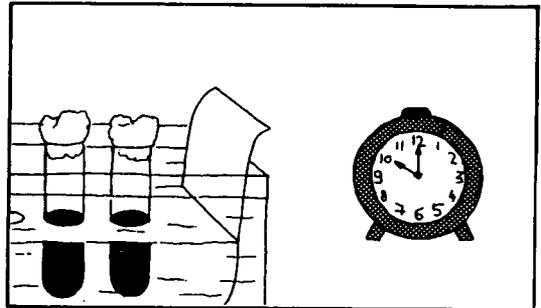
### METODO

1. Coloque en el bañomaría los tubos que contienen la sangre (o déjelos a la temperatura ambiente).

Examine el coágulo:

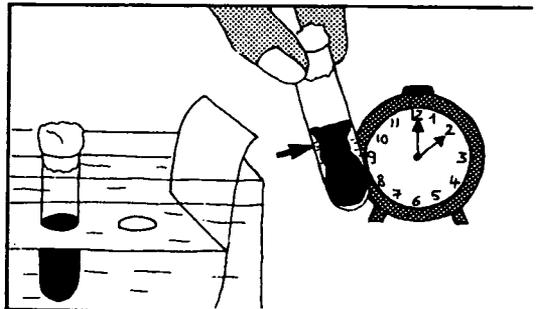
- a la hora
- a las 2 horas
- a las 3 horas
- a las 4 horas.

Normalmente el coágulo sigue siendo sólido durante las primeras 4 horas, si bien comienza a retraerse desde la primera hora.



2. Examine el coágulo cuando hayan transcurrido 4 horas.

Se habrá retraído y la masa de glóbulos rojos se hallará separada del suero amarillo.



### RESULTADOS

#### (a) Retracción normal

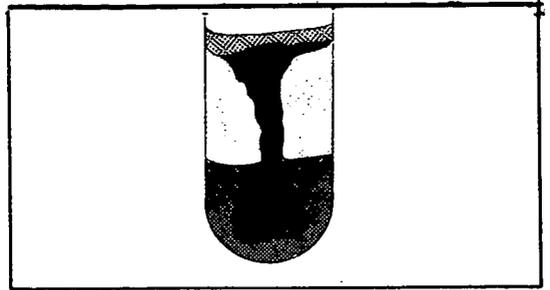
El coágulo rojo se separa completamente y en su parte más alta se adhiere a la superficie interior del tubo de ensayo.

En el fondo del tubo se suele formar un pequeño sedimento de glóbulos rojos; su espesor no debe ser mayor de 5 mm.

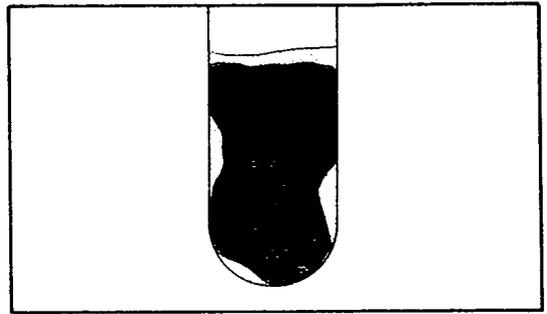


**(b) Retracción anormal**

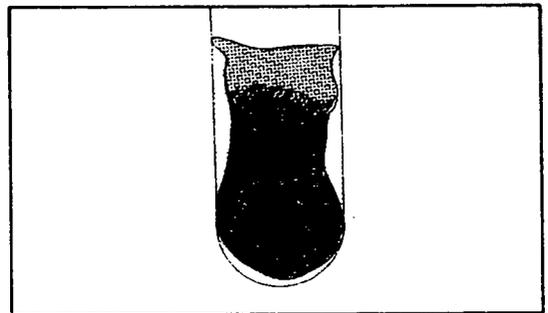
1. En el fondo del tubo se forma un pequeño coágulo rojo que solo algunas veces se adhiere a la superficie interior. Se rodea de glóbulos rojos y por arriba lo cubren el plasma y el suero.
  - En este caso existe en la sangre una deficiencia de fibrinógeno.



2. Se forma un coágulo rojo que se adhiere casi completamente a la superficie interior del tubo y a veces se retrae un poco. El exudado de suero es sumamente reducido.
  - Existe una deficiencia de plaquetas en la sangre. (Prepare una extensión sanguínea venosa, teñida con la técnica de Romanowski y examínela como se ha indicado en la página 391.)



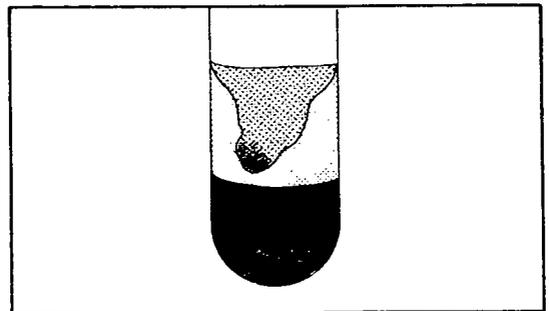
3. Puede que se produzca un coágulo amarillo, es plasma coagulado. Inmediatamente debajo se observa un coágulo rojo ligeramente retraído.
  - La coagulación del plasma obedece a la presencia de proteínas plasmáticas anormales.



4. Puede ocurrir que no se forme coágulo alguno, o bien se produzca muy lentamente un coágulo amarillo sobre el sedimento de glóbulos rojos.
  - Si es así, existe una grave deficiencia del factor de coagulación, como se observa en la hemofilia. La hemofilia es una enfermedad hemorrágica hereditaria que solo afecta individuos de sexo masculino.

Notifique la retracción del coágulo de la manera siguiente:

- normal, o
- anormal, con una descripción completa del coágulo.

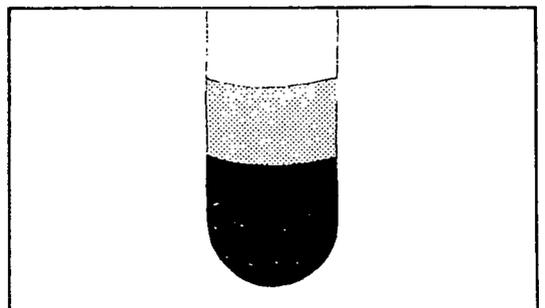


**Tiempo en que sobreviene la lisis**

Examine el coágulo:

- después de 12 horas
- después de 24 horas
- después de 48 horas
- después de 72 horas

hasta que ocurra la lisis; es decir, hasta que el coágulo se disuelva completamente y los glóbulos rojos se sedimenten en el fondo del tubo de ensayo.



**Resultados**

*Tiempo normal de lisis del coágulo: 72 horas o más.*

*Disminución del tiempo de lisis del coágulo: 1 - 48 horas.*

En algunas afecciones fibrinolíticas agudas el coágulo se puede disolver en 1 - 4 horas.

Comunique en horas el tiempo transcurrido hasta que sobrevino la lisis del coágulo.

---

## D. QUIMICA SANGUINEA

### 35. Cálculo de la glucosa en la sangre y en el LCR: método de la ortotoluidina

#### Principio

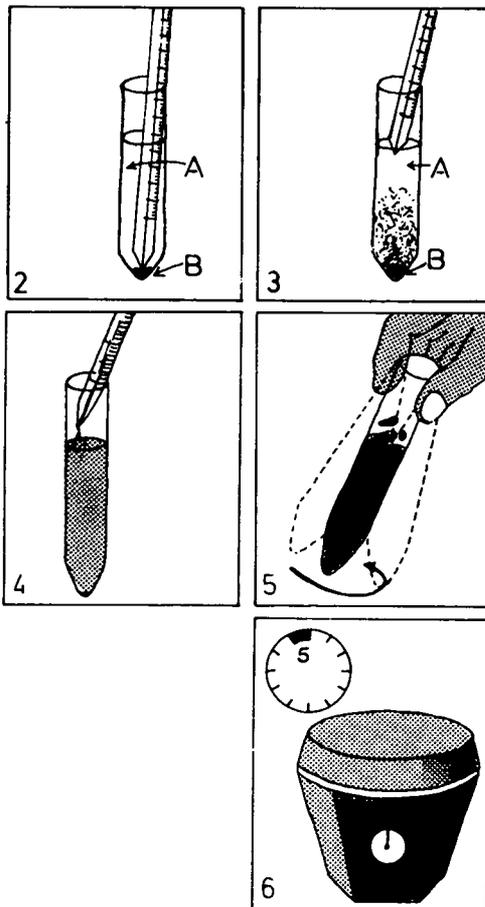
Primeramente se provoca la precipitación de las proteínas de la sangre por medio de ácido tricloroacético. En el producto resultante, filtrado, la glucosa reacciona con la ortotoluidina y se forma un color verde, cuya intensidad se mide en un colorímetro fotoeléctrico.

La determinación de la glucosa (azúcar) sanguínea es necesaria para establecer el diagnóstico de la diabetes mellitus y otras enfermedades en que existen alteraciones en el metabolismo de los carbohidratos. En la diabetes mellitus hay una deficiencia de insulina, hormona que regula el proceso metabólico del azúcar en el organismo. En el curso de esta enfermedad se suele encontrar glucosa en la orina (véase la página 311). La determinación de azúcar en el LCR es necesaria para diagnosticar casos de meningitis (véase la página 344).

#### MATERIALES

- Reactivos para glucosa (reactivo No. 29)
  - (a) ácido tricloroacético en solución de 30 g/l (3%)
  - (b) reactivo de ortotoluidina
  - (c) ácido benzoico en concentración de 1 g/l (0,1%)
  - (d) solución normal de referencia para glucosa
  - (e) referencia para trabajar con glucosa
- Un colorímetro
- Sangre entera (capilar o venosa), plasma o suero obtenidos del paciente en ayunas\*
- Tubos cónicos para centrifugación y tubos de ensayo de mayor tamaño (con capacidad para 20 ml)
- Pipetas graduadas de 0,1 ml (100  $\mu$ m), 1,0 ml, 5,0 ml
- Un bañomaría en ebullición
- Suero testigo. Se deberá usar un suero testigo con cada lote de muestras para ensayo. Si los resultados obtenidos con el suero testigo son correctos, se podrá suponer que también lo serán los que se obtengan con la sangre del paciente.

\*Si se emplea sangre venosa es conveniente utilizar oxalato de flúor (reactivo No. 23) como anticoagulante. De este modo se evitará que la glucosa se descomponga en la sangre.



#### METODO

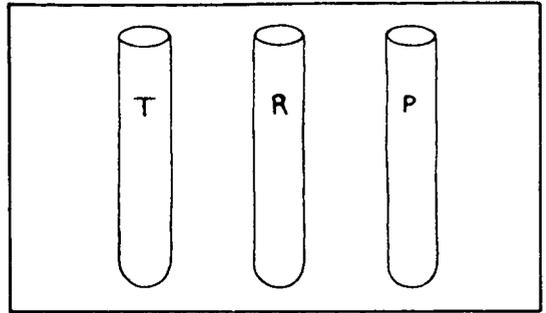
1. Por medio de una pipeta coloque en un tubo cónico para centrifugación 1,9 ml de solución de ácido tricloroacético.
2. Con una pipeta para sangre, de 0,1 ml, deposite precisamente 0,1 ml de sangre total, suero o plasma (B en la figura) en el fondo del tubo cónico; es decir, debajo de la solución de ácido tricloroacético (A en la figura). La solución de ácido tricloroacético se enturbiará al ponerse en contacto con la sangre, etc.
3. Suba la pipeta dentro del tubo cónico y aspire la solución clara de ácido tricloroacético para enjuagar los residuos de sangre, plasma o suero.
4. Sin sacar la pipeta del tubo expulse la solución de ácido tricloroacético que ha aspirado primero.
5. Mézclela bien (toda la solución se enturbiará) y déjela reposar 5 minutos.
6. Centrifúguela a la velocidad máxima durante 5 minutos a fin de que las proteínas precipitadas se sedimenten y se pueda obtener un líquido flotante claro.

Nota: el ácido tricloroacético es *corrosivo*. Usese con cuidado.

7. Prepare 3 tubos de ensayo grandes (o más, si se necesitan) y márkelos de la manera siguiente:

- Tubo testigo: T
- Tubo de referencia: R
- Tubo del paciente: P

*Nota:* Si se lleva a cabo más de un ensayo coloque en cada tubo P una etiqueta con el nombre y el número que correspondan a cada paciente.



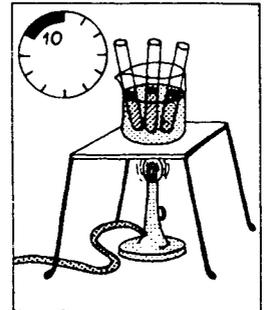
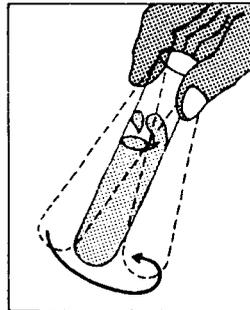
8. Con las pipetas deposite en cada tubo lo siguiente:

- En el tubo testigo:
  - 1,0 ml de agua destilada y
  - 5,0 ml del reactivo de ortotolidina
- En el tubo de referencia:
  - 1,0 ml de solución de referencia para trabajar con glucosa y
  - 5,0 ml del reactivo de ortotolidina
- En el tubo del paciente:
  - 1,0 ml del líquido sobrenadante y
  - 5,0 ml del reactivo de ortotolidina

*Nota:* el reactivo de ortotolidina es *corrosivo*; si es posible, utilice una perilla de goma para aspirar el líquido al interior de la pipeta.

9. Mezcle el contenido de cada tubo.

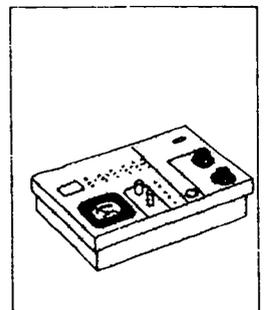
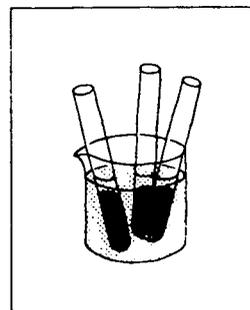
Coloque todos los tubos en bañomaría de agua en ebullición durante 10 minutos, a fin de que se forme el color verde.



10. Saque los tubos del bañomaría y déjelos enfriar durante 15 minutos en un vaso para análisis lleno de agua fría.

Mida la intensidad del color que se ha formado por medio de un colorímetro con longitud de onda de 630 nm:

- coloque el filtro de color rojo anaranjado en el colorímetro
- llene el tubo de ensayo o la cubeta del colorímetro con la solución contenida en el tubo que se ha marcado con una T (testigo) y colóquelo en el colorímetro
- ponga en 0 la aguja del colorímetro, conservando en su sitio la cubeta que contiene la solución T
- deseche la solución T de la cubeta; enjuague ésta con una pequeña cantidad de la solución R (referencia); deseche esta pequeña cantidad de la solución y llene la cubeta de nuevo con solución R; coloque otra vez la cubeta en el colorímetro y vea en el tablero el grado de absorbencia,  $A_R$
- deseche la solución R de la cubeta; lávela con una cantidad reducida de la solución P (paciente); deseche también ésta y a continuación llene la cubeta con solución P; coloque la cubeta en el colorímetro y observe el grado de absorbencia,  $A_P$ .



## CALCULO

Calcule la concentración de glucosa en la sangre o el líquido cefalorraquídeo como se indica a continuación: \*

(a) *En la sangre:*

$$\text{Concentración de glucosa} = (A_P/A_R) \times 11,1 \text{ mmol/l (milimoles por litro)}$$

(b) *En el líquido cefalorraquídeo:*

$$\text{Concentración de glucosa} = (A_P/A_R) \times 2,78 \text{ mmol/l}$$

*Nota:* si se ha incluido un suero testigo haga el cálculo que le corresponde, exactamente de la misma manera, pero sustituya  $A_C$  (absorbencia de la solución testigo) por  $A_P$  en la fórmula.

---

### Márgenes normales

Los márgenes normales de concentración de glucosa en la sangre de pacientes en ayunas son, aproximadamente, los siguientes:

sangre venosa, suero o plasma: 3 - 5 mmol/l

sangre capilar: 3,3 - 5,5 mmol/l

En el líquido cefalorraquídeo estos márgenes son, aproximadamente, 2,5 - 4,2 mmol/l.

### Concentraciones elevadas o bajas

Si se encuentran concentraciones de glucosa exageradamente elevadas o bajas, repita el ensayo para confirmar los resultados, como se indica a continuación:

**Concentraciones superiores a 16,5 mmol/l:** Diluya las soluciones T (testigo) y P (paciente) con cantidades iguales de ácido acético glacial. Coloque la solución T diluida en la cubeta del colorímetro y ponga la aguja en 0. Después vea en el tablero el grado de absorbencia  $A_P$  con la solución P diluida en la cubeta. Calcule otra vez la concentración de glucosa utilizando la nueva cifra de  $A_P$  y el valor de  $A_R$  obtenido anteriormente. Multiplique el resultado por 2 (puesto que la solución P se ha diluido al 1 x 2) para conocer la concentración verdadera de la glucosa.

**Concentraciones inferiores a 2,2 mmol/l:** Si se obtienen cifras tan reducidas como éstas, repita todo el ensayo. En el paso 1 utilice 1,8 ml de solución de ácido tricloroacético (en vez de 1,9 ml) y en el paso 2 utilice 0,2 ml de sangre, suero o plasma (en vez de 0,1 ml). El ensayo y el cálculo del resultado se harán exactamente con el mismo procedimiento usado anteriormente. Divida el resultado entre 2 para conocer la concentración verdadera de la glucosa.

---

\*Estos cálculos se expresan en unidades SI. En unidades tradicionales las concentraciones de glucosa en la sangre se calculan por medio de la fórmula  $(A_P/A_R) \times 200 =$  concentración en mg/100 ml; las concentraciones de glucosa en el LCR se calculan por la fórmula  $(A_P/A_R) \times 50 =$  concentración en mg/100 ml. Los márgenes normales aproximados son: en la sangre venosa, 55 - 90 mg/100 ml; en la sangre capilar, 60 - 100 mg/100 ml; en el líquido cefalorraquídeo, 45 - 75 mg/100 ml.

## 36. Cálculo de la urea: método de la diacetilmonoxima/tiosemicarbácida

### Principio

Primeramente se precipitan las proteínas de la sangre por medio de ácido tricloroacético. La urea que se encuentra en el producto filtrado reacciona con la diacetilmonoxima en presencia del ácido, del reactivo oxidante y de la tiosemicarbácida, formándose un color rojo en la solución. La intensidad del color se mide en un colorímetro fotoeléctrico.

La urea es un producto de desecho, que se forma en el hígado por la degradación de las proteínas. Pasa a la sangre, se filtra en los riñones y se excreta en la orina.

Si los riñones no eliminan la urea, aumenta su concentración en la sangre. Esto puede ocurrir cuando se lesionan los túbulos renales o disminuye la irrigación sanguínea de los riñones.

### MATERIALES

- Reactivos para urea (reactivo No. 55):
  - (a) Acido tricloroacético en proporción de 100 g/l (10%)
  - (b) Diacetilmonoxima estandarizada
  - (c) Tiosemicarbácida estandarizada
  - (d) Diacetilmonoxima/tiosemicarbácida para trabajar con urea
  - (e) Reactivo ácido
  - (f) Reactivo testigo
  - (g) Solución de referencia estandarizada para urea
  - (h) Solución de referencia para trabajar con urea
- Un colorímetro
- Suero, plasma o sangre del paciente (en solución salina dipotásica de EDTA)
- Tubos cónicos para centrifugación y tubos de ensayo con capacidad para 20 ml
- Pipetas graduadas, de 0,5 ml (si es posible), o de 1 ml, 2 ml, 5 ml y 10 ml
- Una probeta pequeña, con capacidad para 25 ml (si es posible)
- Un bañomaría con agua en ebullición
- Suero testigo.

En cada lote de muestras para ensayo se deberá emplear un suero testigo o una mezcla de sueros de los pacientes. Si el resultado obtenido con el suero testigo es correcto, se podrá suponer que también será el que se obtenga con el suero del paciente.

### METODO

1. Prepare el reactivo colorante inmediatamente antes de usarlo, depositando una solución de trabajo de diacetilmonoxima/tiosemicarbácida al 1 x 6 en el reactivo ácido.

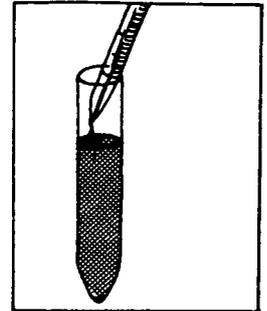
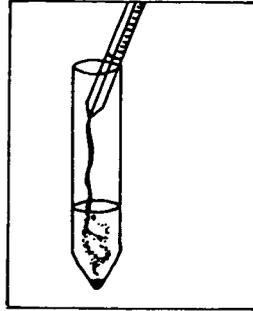
*Ejemplo:* Se necesitarán 5 ml del reactivo colorante, respectivamente, para el tubo testigo, el de referencia y el que corresponda al paciente.

|               | Reactivo ácido                  | Diacetilmonoxima/<br>tiosemicarbácida<br>para trabajo |      |
|---------------|---------------------------------|---|------|
| Por lo tanto: | Para 1 cálculo de urea utilice  | 15 ml   | 3 ml |
|               | Para 2 cálculos de urea utilice | 20 ml   | 4 ml |
|               | Para 3 cálculos de urea utilice | 25 ml   | 5 ml |

Mezcle el reactivo en un tubo de ensayo grande o un matraz pequeño.

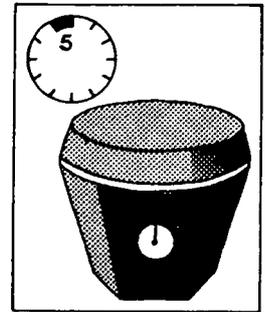
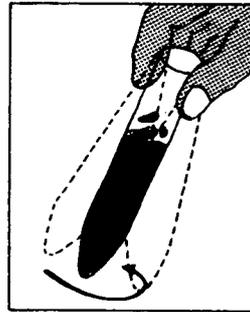
2. Con una pipeta coloque en un tubo cónico para centrifugación:
- 0,8 ml de agua destilada
  - 0,2 ml de sangre total tratada con sal bipotásica de EDTA, o bien la misma cantidad de suero o plasma.

Mezcle.



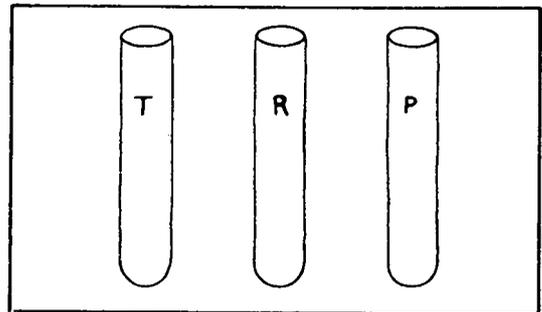
3. Añada 1 ml de ácido tricloroacético al 10% y mézclelo.  
La mezcla se enturbiará.

Centrifugue durante 5 minutos a alta velocidad a fin de que se sedimenten las proteínas precipitadas y se obtenga un líquido flotante claro.



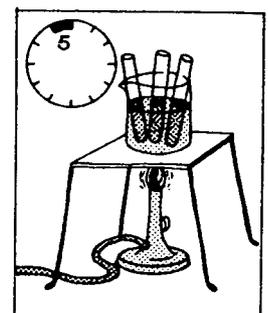
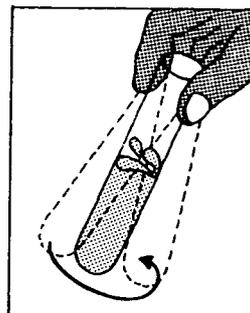
4. Tome 3 tubos de ensayo grandes (o más, si se necesitan) y márkelos como se indica a continuación:
- Tubo testigo: T
  - Tubo de referencia: R
  - Tubo del paciente: P.

*Nota:* Si se lleva a cabo más de una determinación, coloque etiquetas en cada uno de los tubos P, con los nombres y números de los pacientes.



5. Por medio de pipetas deposite:
- En el tubo testigo - 0,5 del reactivo testigo  
- 5,0 del reactivo de color, preparado recientemente
  - En el tubo de referencia - 0,5 ml de la solución de referencia para trabajar con urea  
- 5,0 ml del reactivo de color, preparado recientemente
  - En el tubo del paciente: - 0,5 ml del líquido sobrenadante  
- 5,0 ml del reactivo de color, preparado recientemente.

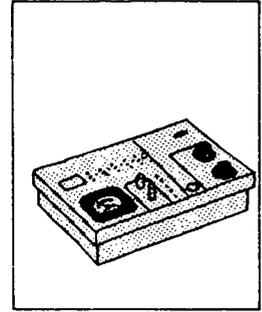
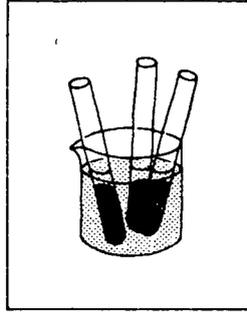
6. Mezcle el contenido de cada tubo. Coloque todos los tubos al bañomaría en ebullición durante 5 minutos, dejando que se forme el color rojo.



7. Saque los tubos del bañomaría y déjelos enfriar durante 10 minutos en un vaso para análisis lleno de agua fría.

Mida el color que se ha formado empleando el colorímetro con una longitud de onda de 520 nm:

- coloque el filtro verde en el colorímetro
- llene el tubo de ensayo o la cubeta del colorímetro con la solución del tubo marcado T (testigo) y colóquelo en el colorímetro
- ponga la aguja del colorímetro en O, conservando en su sitio la cubeta que contiene la solución T
- deseche la solución T de la cubeta; lave ésta con una cantidad pequeña de la solución R; (referencia); deseche también esta pequeña cantidad y llene la cubeta con solución R; coloque la cubeta en el colorímetro y lea en el tablero el grado de absorbencia  $A_R$
- deseche la solución R de la cubeta; enjuague ésta con una cantidad pequeña de la solución P (paciente); deseche también esta pequeña cantidad y llene la cubeta con solución P; coloque la cubeta en el colorímetro y lea en el tablero el grado de absorbencia  $A_P$ .



## CALCULO

Calcule la concentración de urea en la sangre de la manera siguiente:\*

$$\text{Concentración de urea} = (A_P/A_R) \times 16,7 \text{ mmol/l (milimoles por litro).}$$

### Márgenes normales

Los márgenes normales de la concentración de urea en la sangre son, aproximadamente, de 3 - 7 mmol/l.

### Concentraciones elevadas

Si se obtienen cifras superiores a 25 mmol/l, repita todo el ensayo empleando 0,1 ml de sangre total tratada con sal bipotásica de EDTA, o bien suero o plasma, y 0,9 ml de agua destilada en el paso 2 del procedimiento.

Efectúe el ensayo y calcule el resultado exactamente de la misma manera que se ha descrito anteriormente, pero esta vez divida el resultado entre 2 para obtener la concentración real de urea.

\* Este cálculo se expresa en unidades SI. En unidades tradicionales las concentraciones de urea en la sangre se calculan por la fórmula  $(A_P/A_R) \times 100 =$  concentración de urea en miligramos por 100 mililitros (mg/100 ml). En las unidades tradicionales los márgenes normales son aproximadamente de 20 - 40 mg/100 ml. Los ensayos se deben repetir si se obtienen cifras superiores a 150 mg/100 ml.

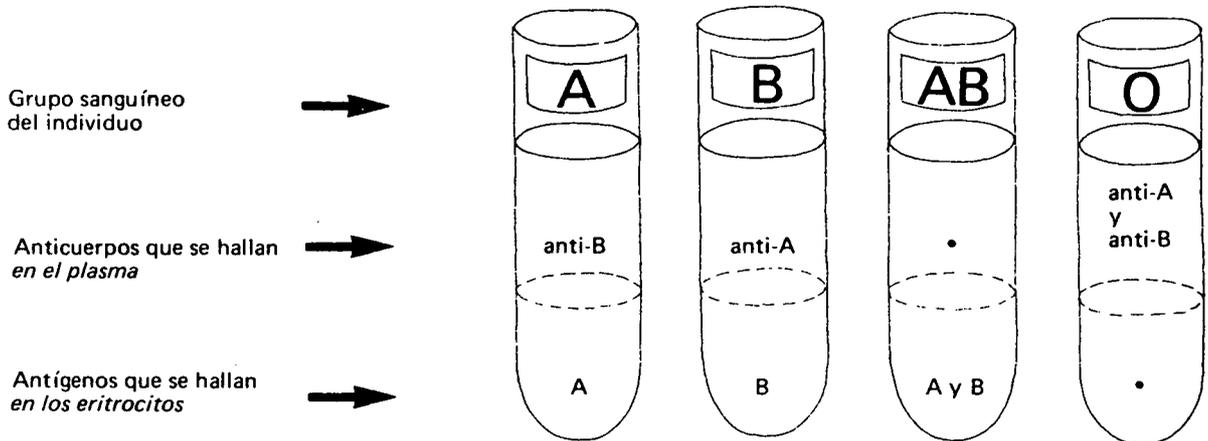
## E. TRANSFUSION DE SANGRE

### 37. Grupos sanguíneos: teoría

El propósito de las transfusiones sanguíneas consiste en lograr que el paciente reciba sangre sin sufrir riesgos. Esto implica:

- que se determine el grupo o tipo de sangre que posee
- que se estudie cuidadosamente la compatibilidad de su sangre con la sangre de un donador escogido (compatibilidad sanguínea).

#### SISTEMA ABO: 4 GRUPOS



El antígeno A se halla en dos formas: un antígeno que reacciona intensamente, denominado  $A_1$  y otro que reacciona débilmente y se denomina  $A_2$ . Por esta razón, los grupos A y AB se dividen en los subgrupos  $A_1$ ,  $A_1 B$ ,  $A_2$  y  $A_2 B$ .

#### SISTEMA RHESUS: 2 GRUPOS PRINCIPALES\*

|                     | Rh positivo    | Rh negativo       |
|---------------------|----------------|-------------------|
| En los eritrocitos: | Hay antígeno D | No hay antígeno D |

Los individuos que pertenecen al grupo Rh negativo no poseen normalmente el anticuerpo anti D en el plasma. Se pueden producir anticuerpos Rhesus en las personas que no los tenían al recibir antígenos Rhesus. Esto puede ocurrir a consecuencia de una transfusión sanguínea o un embarazo.

#### Otros sistemas de grupos sanguíneos

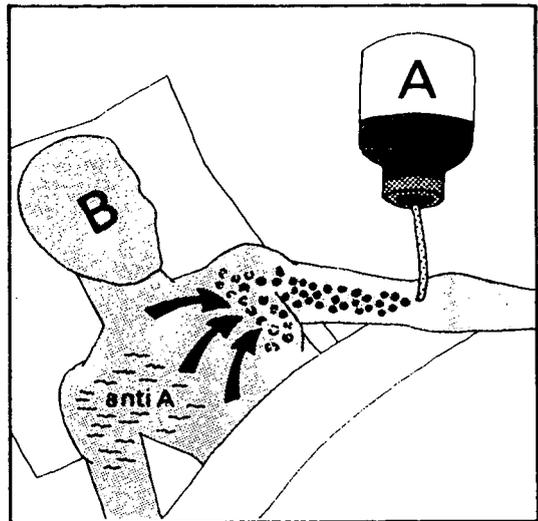
Los sistemas Li, Lutheran, P, Lewis, MN, Kidd, Kell, Duffy, etc. son menos importantes para prevenir trastornos hemolíticos en el recién nacido y reacciones consecutivas a transfusiones sanguíneas.

\*El sistema Rhesus es complejo y no solo comprende el antígeno D, sino también otros antígenos Rhesus; por ejemplo, C, E, c y e.

## REACCIONES CONSECUTIVAS A TRANSFUSIONES SANGUINEAS: SISTEMA ABO

*Ejemplo:* Donador del grupo A  
Receptor del grupo B.

Los glóbulos rojos del donador perteneciente al grupo A son destruidos por los anticuerpos contrarios a este grupo, que circulan en la sangre del receptor perteneciente al grupo B.  
El resultado es una reacción grave.



## PREVENCION DE ACCIDENTES

1. Determine con cuidado extremo los grupos sanguíneos de cada donador y cada receptor:
  - probando los glóbulos rojos (para reconocer sus antígenos) con sueros clasificadores conocidos, anti A, anti B y anti AB (véase la página 437)
  - probando el plasma o el suero (para identificar sus anticuerpos) con eritrocitos de ensayo conocidos, pertenecientes a los grupos A, B y O (véase la página 443)
  - probando los glóbulos rojos, con respecto a la índole del factor Rh, con un suero anti D conocido (véase la página 448) y, cuando sea necesario, también con otros antisueros específicamente contrarios al sistema Rhesus (en laboratorios especializados).

2. Seleccione la sangre del grupo adecuado, que se pueda administrar al paciente. Siempre que sea posible el paciente deberá recibir sangre de su propio grupo.

En los hospitales pequeños y especialmente en casos de urgencia puede ser que el paciente deba recibir sangre de un grupo distinto al suyo. Aplíquense las reglas siguientes:

- *Paciente del grupo A* Deberá recibir sangre del grupo A y, si no se dispone de ella, se usará sangre del grupo O
- *Paciente del grupo B* Deberá recibir sangre del grupo B; si no se dispone de ella, se utilizará sangre del grupo O
- *Paciente del grupo AB* Deberá recibir sangre del grupo AB; si no se dispone de ella se podrá usar sangre del grupo A, del grupo B o del grupo O (en este orden)
- *Paciente del grupo O* Solamente podrá recibir sangre del grupo O.

3. Estudie cuidadosamente la compatibilidad del suero del paciente con los glóbulos rojos del donador (prueba de compatibilidad) para estar seguro que la transfusión no significa riesgos.
4. Haga estos estudios junto con un experto hasta que tenga los conocimientos teóricos y prácticos suficientes para trabajar con seguridad y responsabilidad.

## 38. Clasificación de los grupos A, B y O por medio de antisueros

### Principio

Los eritrocitos se ensayan con 3 antisueros:

- suero anti A
- suero anti B
- suero anti AB.

El estudio se puede efectuar:

- en un portaobjetos, o bien
- en un tubo de ensayo (especialmente en los casos dudosos).

### A. METODO DEL PORTAOBJETOS

#### Materiales

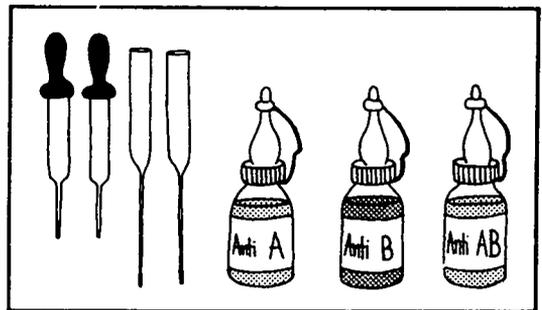
- Una pipeta gotera (calibrada para suministrar 20 gotas por ml)
- Pipetas Pasteur con perillas de goma
- Vasos para análisis
- Una centrífuga
- Un lápiz grueso
- Solución de cloruro sódico (reactivo No. 48)
- Tubos de ensayo de 50 x 11 mm, para el lavado de los eritrocitos
- Eritrocitos testigos de los grupos A, B y O.

*Antisueros: anti A, anti B y anti AB:*

Consérvense según las instrucciones del fabricante, ya sea a 4°C o en el compartimiento de congelación del frigorífico.

Si hay turbidez en un antisuero es probable que se encuentre contaminado por bacterias; no se deberá usar.

Los frascos que se hayan abierto se deberán conservar en el frigorífico a 4°C.

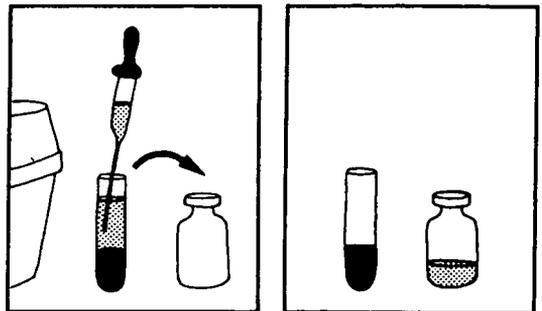


#### 1. Obtención de la sangre: separación

Se puede usar:

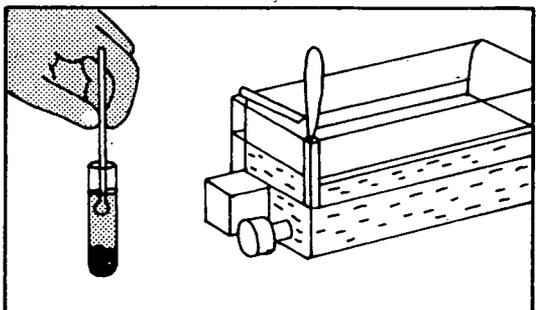
(a) *Sangre venosa que se recoja en un recipiente provisto de un anticoagulante (sal bipotásica de EDTA):*

- centrifúguela durante 5 minutos a alta velocidad
- aspire el plasma con una pipeta de Pasteur. Este plasma se debe conservar para clasificar grupos sanguíneos por medio de glóbulos rojos conocidos (véase la página 443).

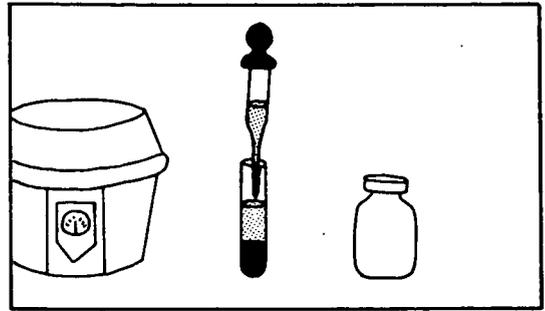


(b) *Sangre venosa coagulada: 5 - 10 ml en un tubo de ensayo:*

- deje coagular la sangre (para lograr una coagulación rápida coloque un aplicador en el tubo que contiene la sangre, durante 15 - 20 minutos a 37°C)
- centrifúguela durante 5 minutos a alta velocidad.

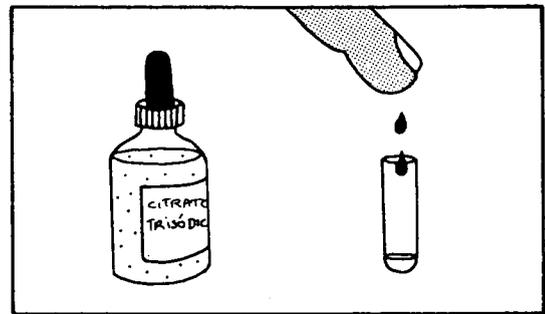


- aspire el suero con una pipeta Pasteur. Conserve el suero para hacer clasificaciones de grupos sanguíneos por medio de glóbulos rojos conocidos.



(c) *Sangre capilar:*

- en un tubo de ensayo deposite 3 gotas de solución de citrato trisódico en concentración de 38 g/l (reactivo No. 53)
- en el mismo tubo coloque inmediatamente 10 gotas de sangre; esta sangre no se coagulará. (Este método es útil en niños).



2. **Lavado de los eritrocitos**

Mezcle:

- 5 gotas del sedimento de eritrocitos y
- 2 ml de solución de cloruro sódico.

Centrifugue a alta velocidad.

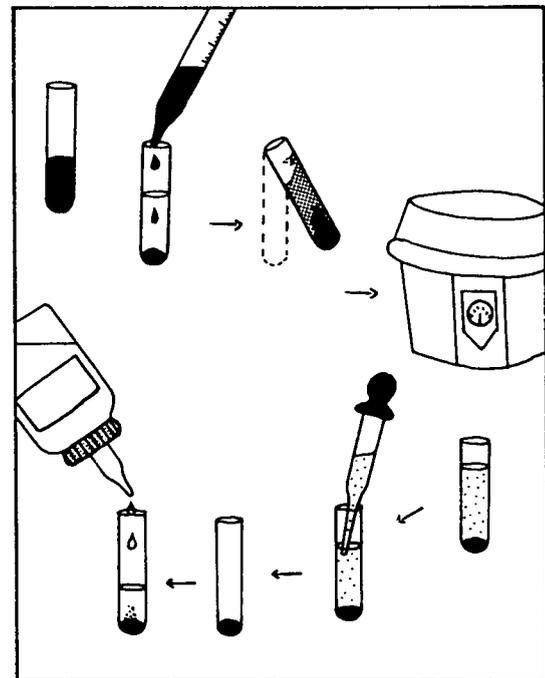
Aspire y deseche el líquido sobrenadante.

Añada nuevamente:

- 2 ml de solución fresca de cloruro sódico.

Agite el tubo con suavidad.

De este modo se obtendrá una suspensión de glóbulos rojos al 10%.

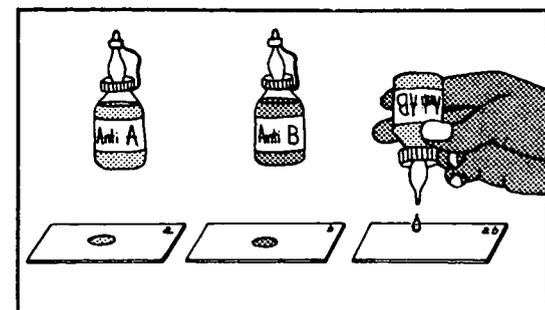


3. **Ejecución del ensayo**

Prepare y numere 3 portaobjetos.

Deposite:

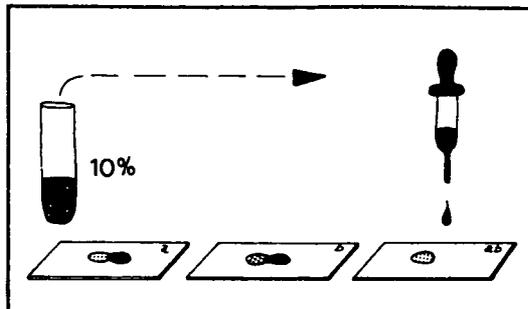
| en el portaobjetos No. 1 | en el portaobjetos No. 2 | en el portaobjetos No. 3 |
|--------------------------|--------------------------|--------------------------|
| 1 gota de suero anti A   | 1 gota de suero anti B   | 1 gota de suero anti AB  |



Agréguese a cada portaobjetos:

1 gota                    1 gota            1 gota

de la suspensión de glóbulos rojos al 10% preparada para el ensayo.

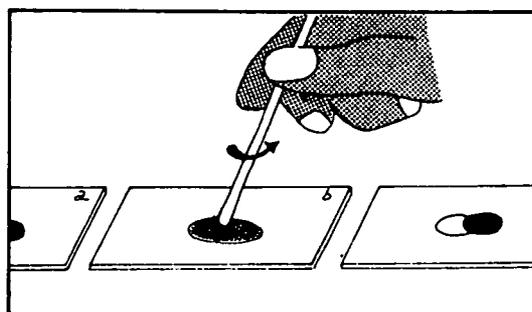


Mezcle la preparación de cada portaobjetos:

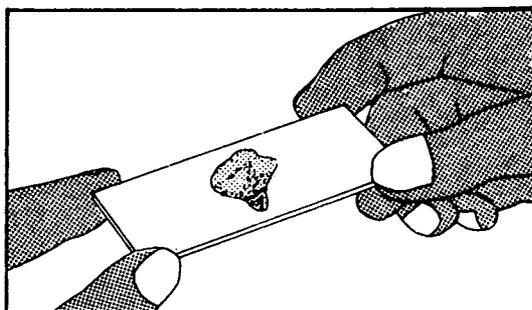
- con un aplicador de madera, o
- con el extremo inferior redondo de un tubo de ensayo pequeño, o
- con la esquina de otro portaobjetos.

Utilice un aplicador nuevo de madera en cada portaobjetos, o limpie el extremo del tubo de ensayo después de usarlo en cada portaobjetos. No pase residuos de la mezcla de un portaobjetos al siguiente.

No toque con las manos la sangre del paciente o del donador (existe el riesgo de contraer una hepatitis infecciosa).



Haga oscilar el portaobjetos hacia adelante y hacia atrás para terminar de hacer la mezcla. Se debe examinar antes de que transcurran 2 minutos, vigilando que no ocurra una evaporación que causaría una aglutinación falsa.



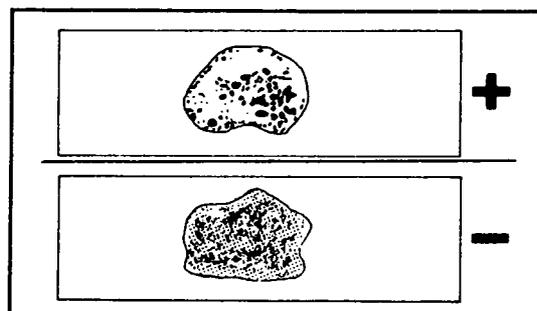
#### 4. Examen de los resultados

*Aglutinación positiva (+)*

Se forman pequeños conglomerados de glóbulos rojos, que flotan en un líquido claro. Esta aglutinación deberá ocurrir en menos de 2 minutos.

*Reacción negativa (-)*

Los glóbulos rojos no se aglutinan.



#### Resultados

| Portaobjetos 1<br>anti A | Portaobjetos 2<br>anti B | Portaobjetos 3<br>anti AB | Grupo sanguíneo<br>del paciente |
|--------------------------|--------------------------|---------------------------|---------------------------------|
| +                        | -                        | +                         | Grupo A                         |
| -                        | +                        | +                         | Grupo B                         |
| +                        | +                        | +                         | Grupo AB                        |
| -                        | -                        | -                         | Grupo O                         |

#### Importante:

No es posible determinar un grupo sanguíneo solo por este método (con antisueros).

Se debe efectuar un segundo ensayo del plasma o el suero del paciente empleando *glóbulos rojos conocidos* (véase la página 443).

## B. METODO DEL TUBO DE ENSAYO

La clasificación de grupos sanguíneos por el método del tubo de ensayo tarda más tiempo y requiere una cantidad mayor de equipo, pero los resultados son más confiables. Por esta razón, en muchos centros de transfusión sanguínea solo se usa la técnica del tubo de ensayo. Cuando se emplea el método del portaobjetos todos los casos dudosos y los resultados difíciles de reconocer se deben estudiar nuevamente, por el método del tubo de ensayo.

### Materiales

Los mismos que se usan en el método del portaobjetos, más:

- tubos de ensayo pequeños, con una gradilla
- un espejo cóncavo para microscopio

### 1. Lavado de los eritrocitos (3 veces)

Mezcle:

- 2 gotas del sedimento de eritrocitos
- 4 ml de la solución de cloruro sódico.

Centrifugue a alta velocidad.

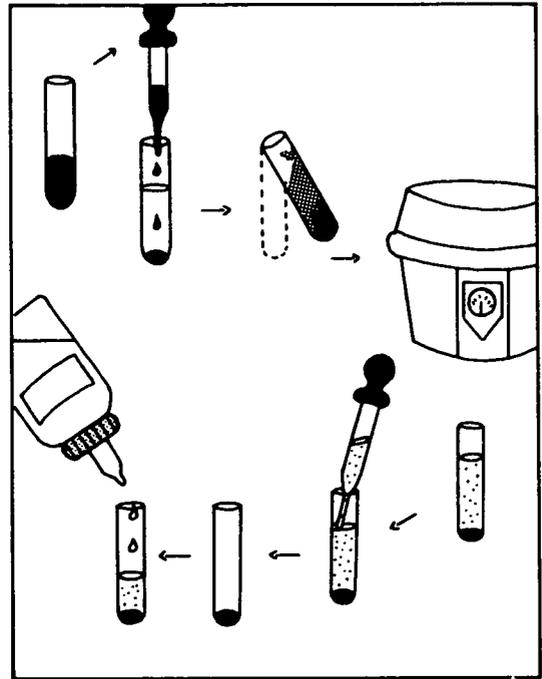
Extraiga el líquido sobrenadante.

Agregue:

- 4 ml de solución fresca de cloruro sódico.

Agite el tubo suavemente para formar una suspensión.

El resultado será una suspensión de eritrocitos al 2%.

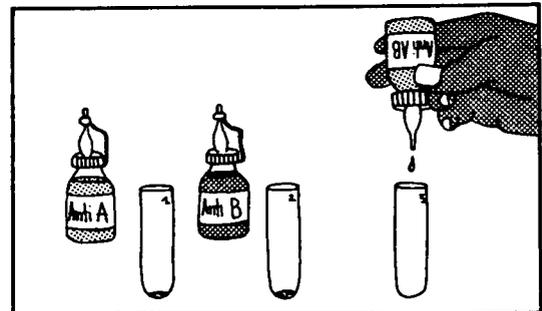


### 2. Ejecución del ensayo

Marque 3 tubos de ensayo con el número de cada suero.

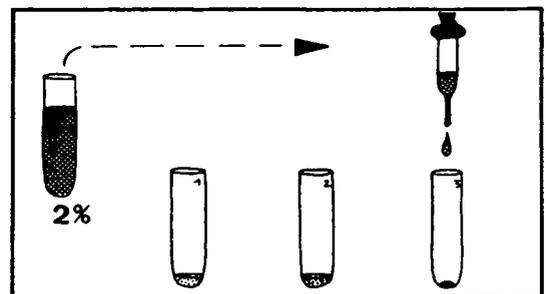
Deposite en estos tubos:

| No. 1                  | No. 2                  | No. 3                   |
|------------------------|------------------------|-------------------------|
| 1 gota de suero anti A | 1 gota de suero anti B | 1 gota de suero anti AB |



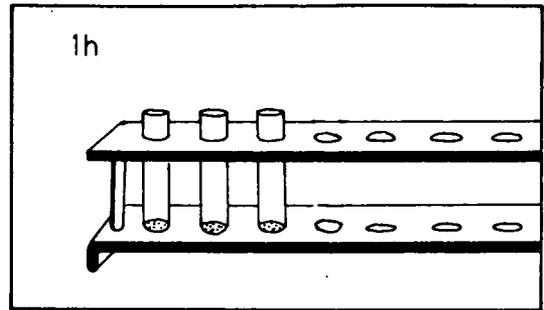
Agregue a cada tubo:

- 1 gota de la suspensión de eritrocitos al 2% que se va a ensayar.



### 3. Incubación sin centrifugación

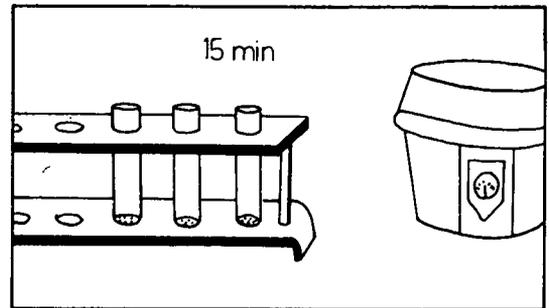
Deje reposar los tubos *durante 1 hora* a la temperatura ambiente.



### 4. Empleo de la centrifuga (método rápido)

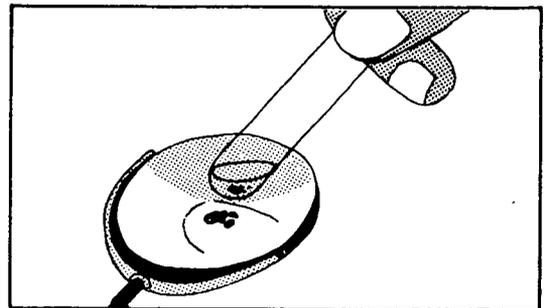
Deje reposar los tubos *15 minutos* a la temperatura ambiente.

A continuación centrifúguense durante 1 minuto a baja velocidad.



### 5. Examen de la reacción

Sacudiendo ligeramente el fondo del tubo de ensayo examine el sedimento de glóbulos rojos. Se puede usar el espejo cóncavo de microscopio.

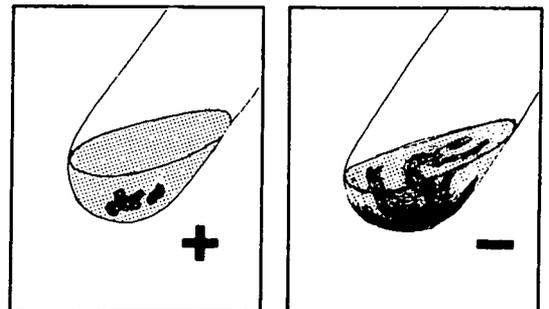


### 6. Aglutinación positiva (+)

Los glóbulos rojos forman uno o más conglomerados y se observa un líquido sobrenadante claro.

*Reacción negativa (-)*

Los glóbulos rojos vuelven a formar una suspensión fácilmente, sin aglutinación visible.



## TESTIGOS

La calidad de los antisueros utilizados se deberá confirmar ensayando:

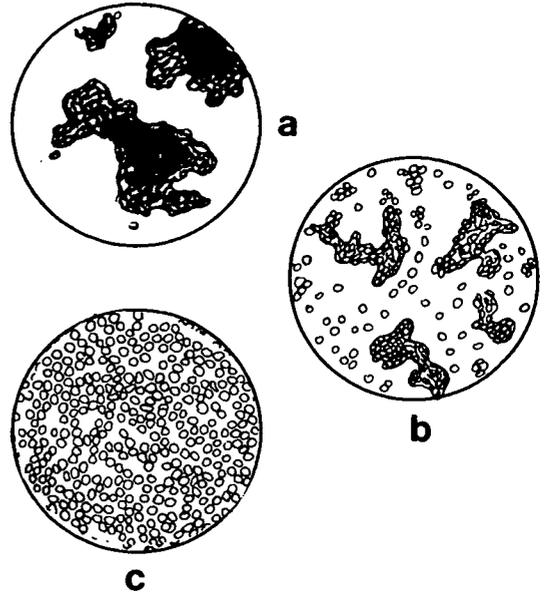
- los sueros anti A y anti B con eritrocitos conocidos de los grupos A, B y O, por el método del tubo de ensayo.

## REACCIONES DUDOSAS – ERRORES

### 1. Observación de los resultados con el microscopio

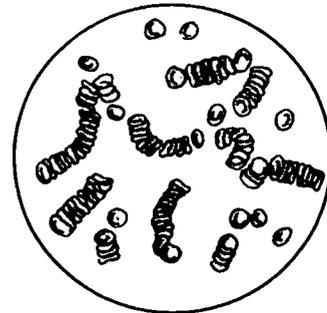
Cuando ocurra una aglutinación débil coloque una gota del suero de los eritrocitos y examine con el microscopio (usando el objetivo x 10).

- (a) *Aglutinación evidente:*  
se observan grandes conglomerados de glóbulos rojos sobre un fondo claro
- (b) *Aglutinación débil:*  
se observan conglomerados más pequeños de glóbulos rojos y algunos eritrocitos sueltos en el campo microscópico
- (c) *No ocurre aglutinación:*  
todos los glóbulos rojos se encuentran sueltos.

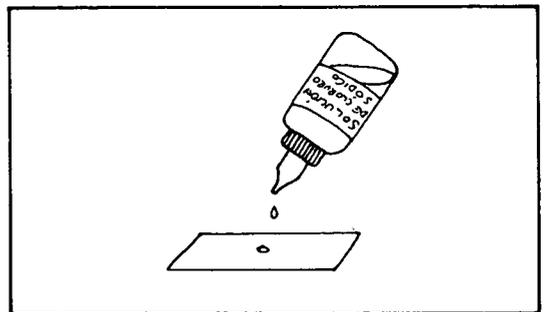


### 2. Formación de "columnas de monedas"

Los eritrocitos no se aglutinan, sino se colocan uno sobre otro en pilas semejando columnas de platos o monedas. Esta formación puede parecer una aglutinación falsa. Es difícil diferenciar a simple vista.



Para dispersar las "columnas de monedas", añada 2 gotas de la solución de cloruro sódico a la gota de la mezcla de glóbulos rojos que se encuentra en el portaobjetos. A continuación, examine con el microscopio. Si existe una aglutinación falsa, la "columna de monedas" se dispersará, pero si la aglutinación es verdadera los conglomerados de eritrocitos conservarán su forma.



### Conservación de los antisueros

- 1. Antes de usarlos: vea las instrucciones del fabricante.
- 2. Después de abrir el frasco: guárdese en el frigorífico a + 4°C.
- 3. Conserve siempre los frascos cerrados herméticamente y procure tenerlos el menor tiempo posible a la temperatura ambiente.
- 4. Los sueros contaminados son turbios y blanquecinos. Examine una gota con el microscopio, usando el objetivo x 40. Si se observan bacterias deseche el suero.

## 39. Clasificación de los grupos A, B y O por medio de eritrocitos estandarizados

---

### Principio

El suero o plasma cuyo grupo se pretende identificar se ensaya con tres suspensiones de eritrocitos conocidos:

- eritrocitos del grupo A<sub>1</sub>
- eritrocitos del grupo B
- eritrocitos del grupo O.

Este ensayo se puede llevar a cabo:

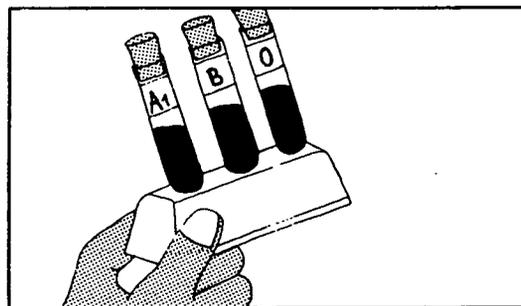
- en portaobjetos, o
  - en tubos de ensayo (particularmente en los casos dudosos).
- 

### A. METODO DEL PORTAOBJETOS O EL MOSAICO

#### Materiales

Los mismos que se utilizan para hacer la clasificación de grupos por medio de antisueros (véase la página 437).  
Separe el suero o plasma de los glóbulos rojos, como se indica en la página 437.

---



#### Reactivos: glóbulos rojos de referencia

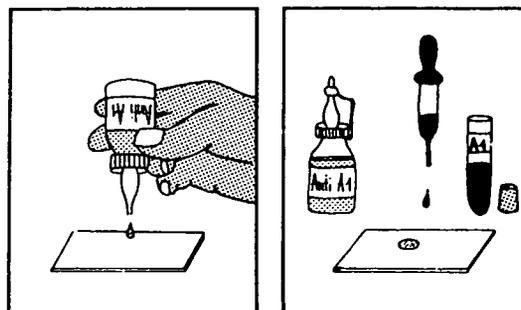
Utilice muestras frescas de sangre conocida, de los tipos A<sub>1</sub>, B y O.

---

#### Sangre del grupo A<sub>1</sub>

Ensaye varias muestras de sangre del grupo A con el suero anti A<sub>1</sub>, como se indica en la página 437 (método del portaobjetos) o en la página 440 (método del tubo de ensayo).

Con el método del portaobjetos la aglutinación ocurre en menos de 30 segundos si la sangre ensayada pertenece al grupo A<sub>1</sub>.



### Lavado de los eritrocitos de referencia

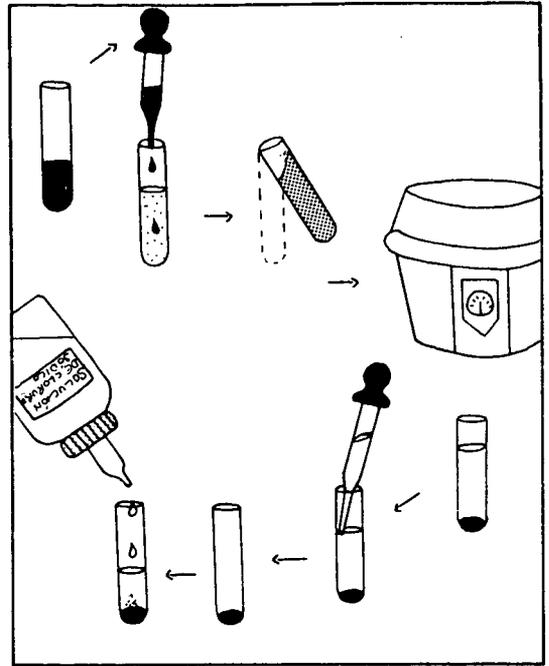
Lave los 3 tipos de eritrocitos de referencia en 3 tubos de ensayo. En cada tubo mezcle:

- 1 ml de sangre entera (con anticoagulante) y
- 4 ml de solución de cloruro sódico,

o bien,

- 0,5 ml de eritrocitos sedimentados y
- 4,5 ml de solución de cloruro sódico.

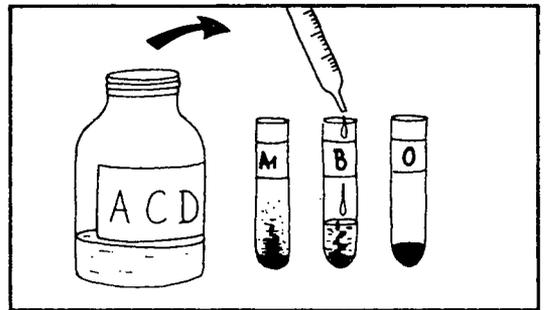
Centrifugue durante 5 minutos a alta velocidad. Deseche el líquido sobrenadante. Sustituya con el volumen equivalente de solución de cloruro sódico. Mezcle, centrifugue y deseche de nuevo el líquido sobrenadante.



### Preservativo para los eritrocitos lavados

Después de lavarlo, haga una suspensión del sedimento de eritrocitos en una solución conservadora que puede ser:

- solución ACD, o
  - solución de cloruro sódico,
- siempre en las mismas proporciones:
- 4,5 ml de la solución y
  - 0,5 ml de glóbulos rojos lavados (sedimento).

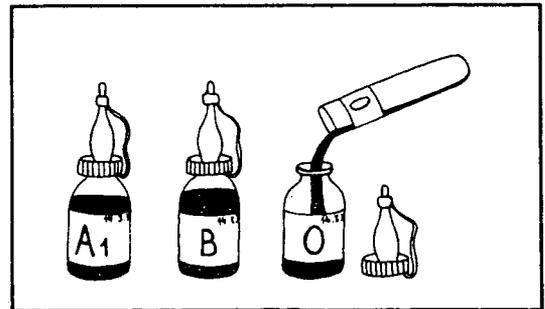


De esta manera se producirá una *suspensión de glóbulos rojos de referencia al 10%*, que se puede conservar en el frigorífico a 4°C, en frascos goteros provistos de la etiqueta correspondiente (indique en ella la fecha en que se ha hecho la preparación).

Usando este método de preservación, la suspensión puede durar:

- 3 días en la solución de cloruro sódico
- 1 semana en ACD.

La solución de ACD (ácido, citrato y dextrosa) se puede preparar en el laboratorio (reactivo No. 1) u obtenerse de frascos para transfusión que se deberán desechar si se ha extraído una cantidad, sea cual fuere, de la solución de ACD.



### Realización de la prueba

Prepare 3 portaobjetos marcados con las identificaciones A<sub>1</sub>, B y O.

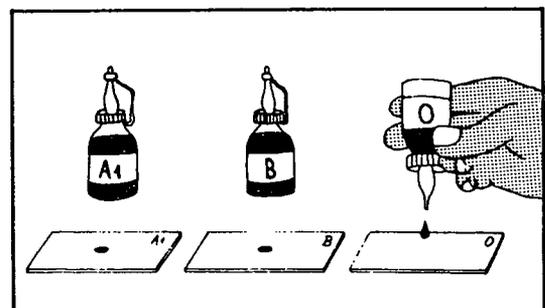
Coloque:

en el portaobjetos A<sub>1</sub>    en el portaobjetos B    en el portaobjetos O

1 gota de  
suspensión al 10%  
de eritrocitos A<sub>1</sub>

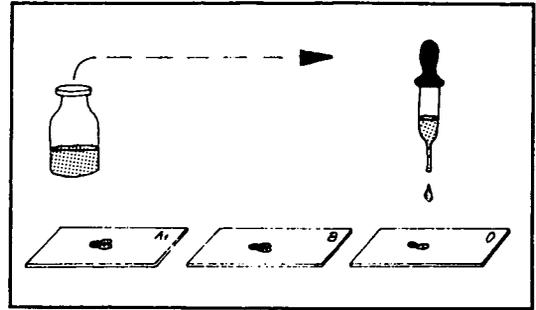
1 gota de  
suspensión al 10%  
de eritrocitos B

1 gota de  
suspensión al 10%  
de eritrocitos O

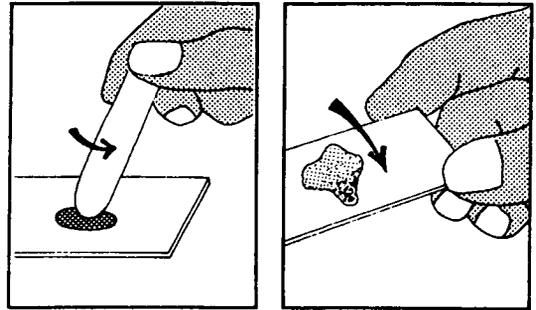


Deseche los eritrocitos de referencia si la solución conservadora sobrenadante muestra que ha habido hemolisis (se forma un color rosáceo cuando esto ocurre).

Añada a cada portaobjetos:  
2 gotas del suero o plasma que se va a ensayar.



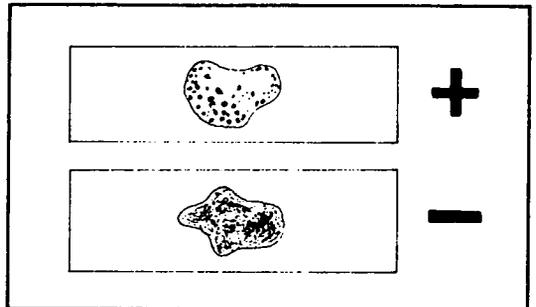
Mezcle la preparación de cada portaobjetos utilizando un aplicador de madera o el extremo redondo de un tubo de ensayo. No se haga pasar cantidad alguna de la mezcla hecha en un portaobjetos a la de otro portaobjetos. Haga oscilar el portaobjetos hacia adelante y hacia atrás para terminar la preparación de la mezcla.



#### Observación del resultado

El tamaño de la aglutinación varía de una persona a otra (dependiendo de la concentración de anticuerpos anti A o anti B que haya en el suero).

Las aglutinaciones suelen ser más pequeñas que las que se observan al ensayar glóbulos rojos y antisueros, aunque su aspecto es similar.



#### Resultados

| Eritrocitos A <sub>1</sub> | Eritrocitos B | Eritrocitos O | Grupo del paciente |
|----------------------------|---------------|---------------|--------------------|
| -                          | +             | -             | Grupo A            |
| +                          | -             | -             | Grupo B            |
| -                          | -             | -             | Grupo AB           |
| +                          | +             | -             | Grupo O            |

Compare estos resultados con los que se obtienen en el ensayo con antisueros. Deberán ser iguales con ambas técnicas. Si no es así repita los ensayos.

#### Reacciones dudosas

Examine la preparación con el microscopio. La formación de "columnas de monedas" se puede identificar como se indica en la página 442.



## B. METODO DEL TUBO DE ENSAYO

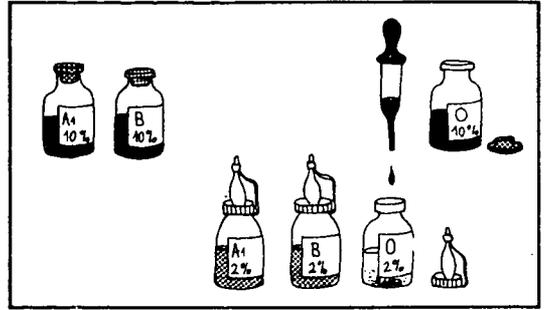
### Preparación de los eritrocitos de referencia (al 2%)

Prepare suspensiones al 2% de eritrocitos estandarizados A<sub>1</sub>, B y O a partir de las suspensiones al 10% que se dispusieron para el ensayo por el método del portaobjetos (véase la página 444).

Mezcle:

- 2 ml de solución de cloruro sódico y
- 10 gotas de suspensión de eritrocitos al 10%.

Las suspensiones al 2% se deben usar durante el mismo día que se han preparado.

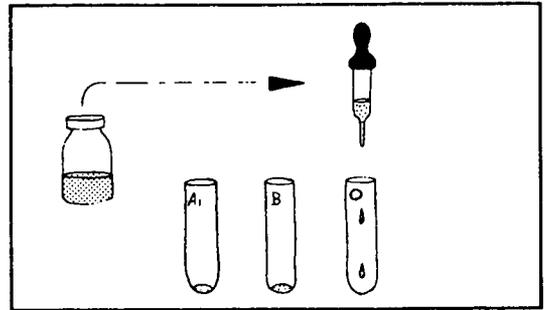


### Realización de la prueba

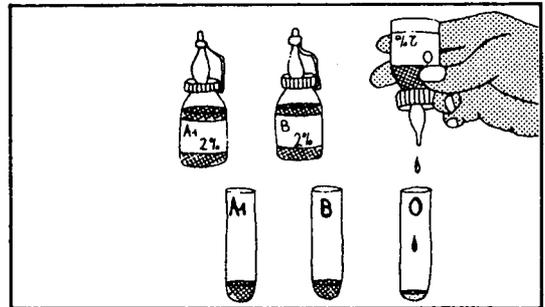
Marque 3 tubos de ensayo con las identificaciones A<sub>1</sub>, B y O.

|          |                           |              |              |
|----------|---------------------------|--------------|--------------|
| Coloque: | en el tubo A <sub>1</sub> | en el tubo B | en el tubo O |
|          | 2 gotas                   | 2 gotas      | 2 gotas      |

del suero o plasma que se va a ensayar.



|          |   |  |  |
|----------|---|--|--|
| Agregue: | al tubo A <sub>1</sub>  | al tubo B  | al tubo O  |
|          | 1 gota de la<br>suspensión al 2%<br>de eritrocitos A <sub>1</sub> | 1 gota de la<br>suspensión al 2%<br>de eritrocitos B | 1 gota de la<br>suspensión al 2%<br>de eritrocitos O |



### Incubación sin centrifugación

Deje los tubos en reposo *una hora* a la temperatura ambiente.

### Uso de la centrífuga (método rápido)

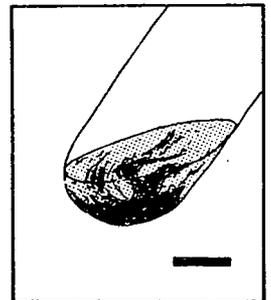
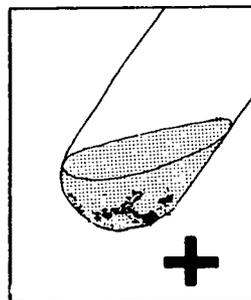
Deje reposar los tubos *15 minutos* a la temperatura ambiente.

A continuación centrifúguense durante *2 minutos* a baja velocidad.

### Examen de la reacción

Sacudiendo el tubo con suavidad, observe si ha ocurrido la aglutinación:

- Aglutinación positiva:  
los eritrocitos forman pequeños conglomerados.
- Aglutinación negativa:  
los eritrocitos se suspenden nuevamente con facilidad, sin que se formen conglomerados visibles.



## Combinación de resultados

|          | ANTISUEROS |        |         | ERITROCITOS DE REFERENCIA |   |   |
|----------|------------|--------|---------|---------------------------|---|---|
|          | Anti A     | Anti B | Anti AB | A <sub>1</sub>            | B | O |
| Grupo A  | +          | -      | +       | -                         | + | - |
| Grupo B  | -          | +      | +       | +                         | - | - |
| Grupo AB | +          | +      | +       | -                         | - | - |
| Grupo O  | -          | -      | -       | +                         | + | - |

## UTILIDAD DE LA PRUEBA CON ERITROCITOS DEL GRUPO O

Por medio de esta prueba se logra confirmar que el suero del paciente no contenga anticuerpos anormales que aglutinen todos los tipos de glóbulos rojos.

Si existe alguna duda, lleve a cabo un nuevo ensayo para detectar estos anticuerpos. Deposite en una pipeta:

- 2 gotas del suero del paciente
- 1 gota de los eritrocitos del paciente en suspensión al 2%.

Incuba durante 1 hora a la temperatura ambiente y examine para determinar si ha sobrevenido la aglutinación.

La reacción positiva denotará la existencia de autoanticuerpos. Los resultados que se obtengan de la clasificación de grupos empleando los glóbulos rojos del paciente lavados indicarán cuál es verdaderamente el grupo sanguíneo del caso.

El suero y los glóbulos rojos del paciente se deberán enviar a un laboratorio de referencia a fin de que se efectúe la investigación correspondiente si se sospecha que existen autoanticuerpos o el ensayo realizado con antisueros y eritrocitos de referencia no produce los resultados que figuran en el cuadro anterior.

## JUSTIFICACION DEL USO DE ERITROCITOS DEL GRUPO A<sub>1</sub>

De cada 10 personas pertenecientes al grupo A, aproximadamente:

- 8 son del grupo A<sub>1</sub> y
- 2 son del grupo A<sub>2</sub>.

(otros subgrupos son raros).

Los anticuerpos anti A de individuos pertenecientes a los grupos B y O aglutinan débilmente los eritrocitos del grupo A<sub>2</sub>.

Por lo tanto, si se pretende usar glóbulos rojos A<sub>2</sub> existirá el riesgo de una aglutinación dudosa y será difícil interpretar los resultados.

## DISTRIBUCION DE GRUPOS SANGUINEOS EN EL MUNDO (estimada)

|          | Razas blancas | Razas amarillas | Razas negras |
|----------|---------------|-----------------|--------------|
| Grupo O  | 43%           | 36%             | 48%          |
| Grupo A  | 44%           | 28%             | 27%          |
| Grupo B  | 9%            | 23%             | 21%          |
| Grupo AB | 4%            | 13%             | 4%           |

## 40. Clasificación del grupo Rhesus

### Principio

Se hace un ensayo de los eritrocitos para detectar el antígeno D, empleando el suero anti D.

Se dice que los individuos son Rhesus (Rh) positivos cuando son portadores del antígeno D.

Son Rhesus (Rh) negativos los individuos que carecen del antígeno D.

Este ensayo se efectúa a 37° C-40° C:

- en un portaobjetos, o
- en un tubo de ensayo.

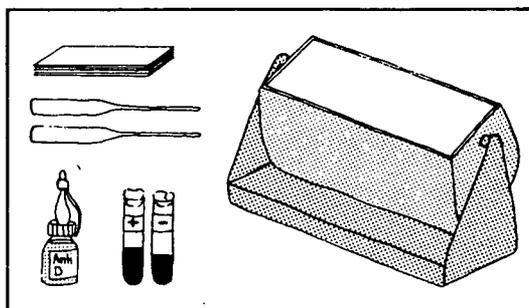
### A. METODO DEL PORTAOBJETOS

#### Materiales

- Portaobjetos
- Una pipeta capilar
- Un calentador eléctrico "de cajón"
- Suero anti D\*
- Muestras testigos para sangre Rh positiva y Rh negativa (si es posible).

#### Importante:

Si se usa suero anti D comercial se deberá aplicar el método de ensayo que indique el fabricante. Puede ser diferente del que se describe en este manual.

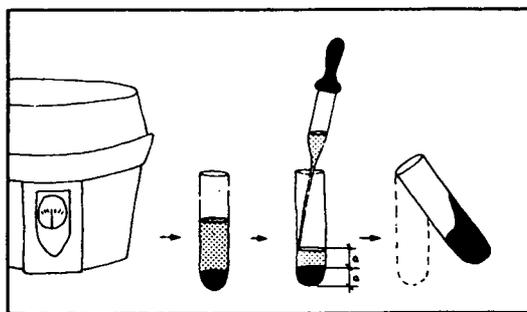


#### Preparación de la sangre para determinar el grupo

Prepare una suspensión de eritrocitos al 50% en su propio suero o plasma.

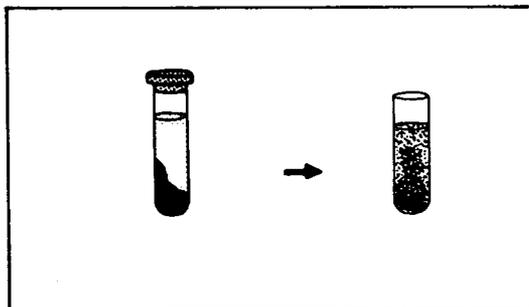
##### (a) Sangre con anticoagulante (sal bipotásica de EDTA)

- Centrifugue 2,5 ml de sangre durante 5 minutos a alta velocidad
- Vigile que el volumen del sedimento de eritrocitos sea igual que el del plasma sobrenadante
- Si el volumen de plasma es mayor (sangre anémica), aspire el excedente con una pipeta hasta que ambos volúmenes sean iguales
- A continuación, mezcle el plasma y los eritrocitos con suavidad.



##### (b) Sangre coagulada

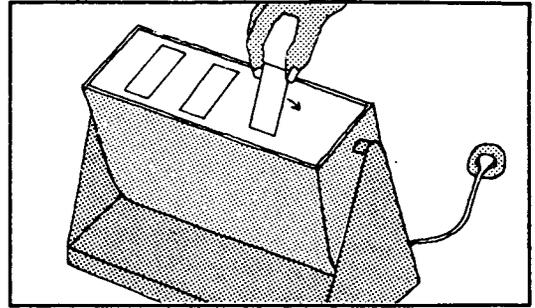
- Rompa el coágulo con una pipeta capilar para dispersar los eritrocitos.
- Traslade una porción de eritrocitos sueltos, acompañados de suero, a un tubo para centrifugación
- Centrifugue durante 5 minutos a alta velocidad
- Con una pipeta aspire el exceso de suero hasta que el volumen de este y el de los eritrocitos sean iguales
- Mezcle suavemente el suero y los eritrocitos
- Extienda una gota de la suspensión de eritrocitos en un portaobjetos limpio y examine con el microscopio (empleando el objetivo x 10). Si contiene conglomerados de glóbulos rojos, deseche esta suspensión y prepare otra, fresca, teniendo cuidado de emplear solamente eritrocitos sueltos.



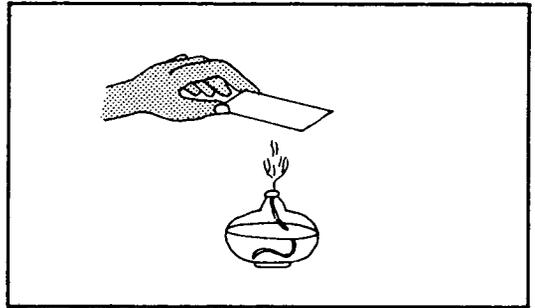
\*El suero anti D puede ser del tipo completo, que aglutina los eritrocitos en solución salina, o del tipo incompleto, que los aglutina en albúmina. La mayor parte de los sueros anti D pertenece al tipo incompleto.

### Método

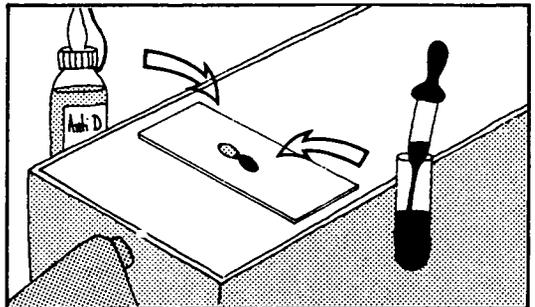
1. Encienda el calentador, cuya temperatura deberá ser de 40° C en la superficie.  
Coloque en el calentador los portaobjetos numerados que se usarán en el ensayo.  
Deje calentar estos portaobjetos durante 5 minutos.



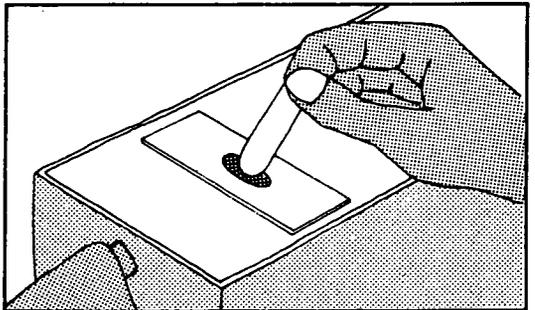
Si no se dispone de un calentador eléctrico los portaobjetos se pueden calentar sobre la llama de una lámpara de alcohol antes de iniciar el ensayo. Pruebe la temperatura sobre el dorso de la mano; el calor deberá ser soportable.



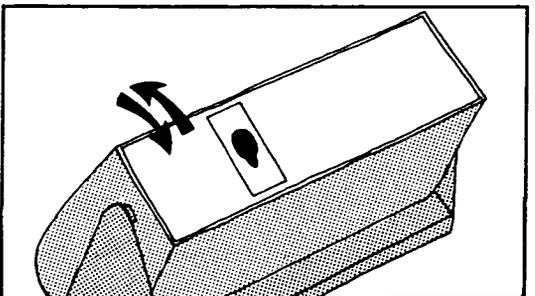
2. Deposite en el portaobjetos que se usará en el ensayo:
  - 1 gota de suero anti D
  - 1 gota de la mezcla de eritrocitos y del suero que se va a ensayar.



3. Mézclense empleando un aplicador o el extremo redondo de un tubo de ensayo pequeño.



4. Continúe la mezcla haciendo oscilar el calentador hacia adelante y hacia atrás.

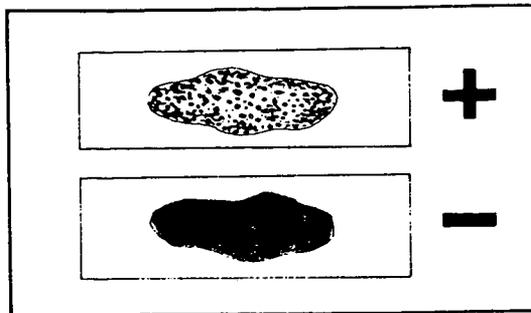


## Resultados

*Aglutinación = Rh positivo*

En el centro y la periferia de la mezcla se observa claramente un gran número de pequeñas aglutinaciones de eritrocitos. Estas aglutinaciones se deberán formar en menos de 3 minutos.

*Falta de aglutinación = Rh negativo*

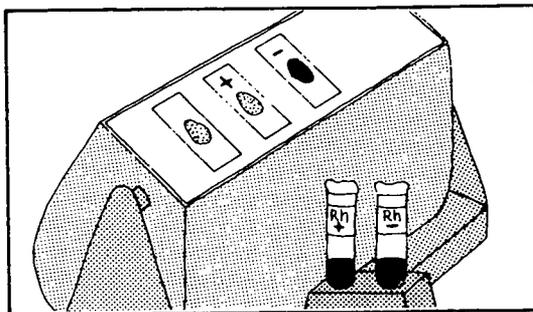


## Testigos

Se recomienda que para cada serie de ensayos cotidianos se disponga de:

- un testigo positivo de sangre Rh positiva y
- un testigo de sangre Rh negativa (si se puede conseguir).

Para comprobar que la sangre estudiada es Rh positiva y sospechosa de causar autoaglutinación, se puede efectuar un ensayo de los glóbulos rojos del paciente en su propio suero.

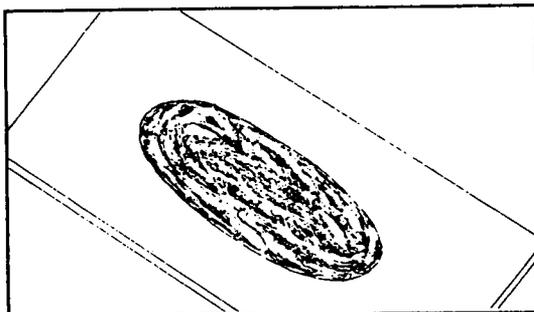


## Dificultades en la interpretación de los resultados

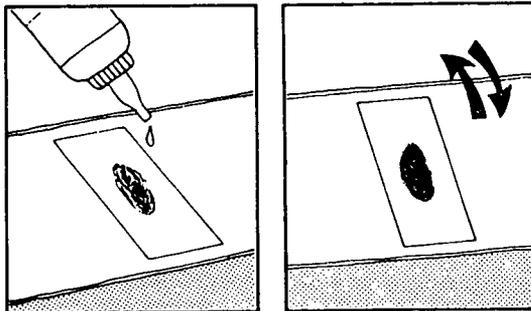
### 1. Formación de vetas

En la preparación se forman vetas después de 2 minutos, especialmente en la periferia.

Pueden obedecer a que los eritrocitos se hayan acumulado en "columnas de monedas" a causa de la evaporación (calentamiento excesivo), a que no se haya empleado la cantidad suficiente de anticoagulante o a que el contenido de proteínas del plasma sea muy elevado.



Añada una gota pequeña de solución de cloruro sódico y mézclase. Por lo general, si la sangre es Rh negativa, la "columna de monedas" se dispersará.



### 2. Aglutinación débil

Primero pruebe el suero anti D con sangre Rh positiva conocida para cerciorarse de que produzca una aglutinación intensa.

También pueden ocurrir reacciones débiles porque:

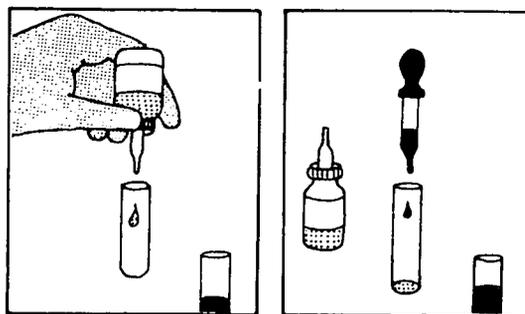
- la sangre pertenezca a un subgrupo Rh (Du), o bien
- existan en la sangre anticuerpos poco frecuentes.

Corrobore los resultados dudosos por el método del tubo de ensayo (véase la descripción que se hace más adelante, en B).

En los laboratorios especializados se efectúan, además, otros ensayos (prueba de Coombs, técnicas enzimáticas, etc.)

## B. METODO DEL TUBO DE ENSAYO

1. Prepare una suspensión de eritrocitos al 2% en su propio suero o plasma.



2. En un tubo de ensayo pequeño coloque:
  - 1 gota de suero anti D y
  - 1 gota de la suspensión de eritrocitos al 2%.

### Incubación sin centrifugación

Se recomienda emplear este método.

Coloque el tubo a 37°C en un bañomaría o una incubadora durante 60 minutos.

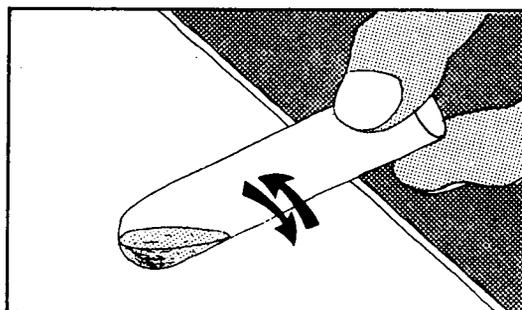
### Empleo de la centrífuga (método rápido)

Deje el tubo de ensayo 30 minutos a 37°C.

A continuación centrifúguelo durante 1 minuto a poca velocidad.

### Observación de los resultados a simple vista

Examine el líquido que se encuentre en el fondo del tubo de ensayo, colocando éste en posición casi horizontal. Si es posible, examínelo sobre una superficie iluminada (el vidrio del calentador o una lámpara).

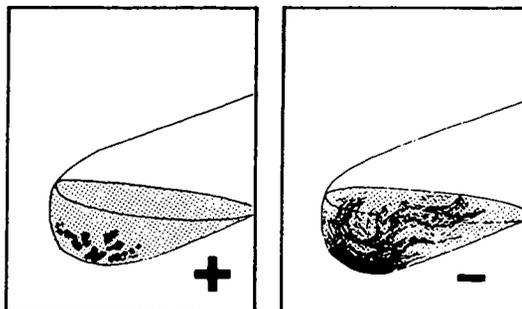


### Reacción Rh positiva

Se observan pequeñas aglutinaciones de eritrocitos en un líquido claro.

### Reacción Rh negativa

Los eritrocitos permanecen suspendidos y no se observan aglutinaciones.



### Examen microscópico

En caso de duda, caliente un portaobjetos, aspire una gota del sedimento de eritrocitos con una pipeta Pasteur y prepare un frotis. Examínelo con el microscopio (empleando el objetivo x 10).



### C. ERRORES QUE SE PUEDEN COMETER EN LA DETERMINACION DE LOS GRUPOS Rh

1. *Contaminación del suero anti D por bacterias*

El suero contaminado es turbio y blanquecino. Se debe desechar.

2. *Equivocaciones en la lectura de las etiquetas*

3. *Hemólisis o adición de citrato en la sangre del paciente*

Es difícil identificar el grupo al que pertenece la sangre que ha permanecido más de 2 días en el frigorífico si hay hemólisis (el plasma toma un color rojizo). Por otra parte, si la sangre se ha recogido en un recipiente con citrato sódico el grupo solo se podrá determinar por el método del tubo de ensayo.

4. *Tubos tratados con brusquedad*

Aplice la centrifugación precisamente durante el tiempo y a la velocidad que se indiquen. Saque con cuidado los tubos de la centrífuga. Inclínelos con lentitud hasta colocarlos en una posición casi horizontal. Frecuentemente se producen resultados negativos falsos porque los tubos se han tratado con movimientos bruscos.

5. *Uso correcto de los sueros anti D*

Algunos sueros anti D se elaboran para usarlos únicamente con el método del tubo de ensayo o el método del portaobjetos. Otros solamente se deben emplear con una solución de cloruro sódico; en este caso prepare una suspensión de eritrocitos al 2% en esta solución y use el método del tubo de ensayo. Lea invariablemente las instrucciones que figuran en las etiquetas de los frascos para usar estos antisueros.

---

### D. UTILIDAD DE LA IDENTIFICACION DE LOS GRUPOS RHESUS

1. *En transfusiones repetidas*

*Ejemplo:* el paciente es *O, Rh negativo*

- primera transfusión: se le administra sangre *O, Rh positiva* y se forman anticuerpos anti D;
- segunda transfusión: nuevamente se le administra sangre *O, Rh positiva* y los anticuerpos anti D que se han formado pueden aglutinar los eritrocitos Rh positivos (D) del donador.

2. *En la hemopatía hemolítica del recién nacido*

*Ejemplo:* la madre es *Rh negativa*

- primer embarazo: para un niño *Rh positivo*. Durante el alumbramiento algunos eritrocitos del feto (portadores del antígeno D) pueden entrar en el torrente sanguíneo de la madre y determinar que ésta produzca anticuerpos anti D;
- segundo embarazo: nuevamente para un niño *Rh positivo*. Los anticuerpos anti D de la madre pueden destruir los eritrocitos del feto, de manera que éste nace con hemopatía hemolítica.

Por lo tanto, se recomienda que en todas las mujeres embarazadas se identifique el grupo Rh al que pertenecen.

---

### DISTRIBUCION DEL ANTIGENO D

|   |                            |
|---|----------------------------|
| Habitantes del Sudeste de Asia y el Pacífico    | 98 - 100% Rhesus positivos |
| Habitantes de Ecuador y Chile                   | 91 - 97% Rhesus positivos  |
| Habitantes de Brasil y Argentina                | 82 - 94% Rhesus positivos  |
| Habitantes de Africa (bantúes, etíopes)         | 94 - 97% Rhesus positivos  |
| Habitantes de Africa (negros)                   | 82 - 94% Rhesus positivos  |
| Habitantes de Europa Occidental y Norte América | 80 - 85% Rhesus positivos  |

---

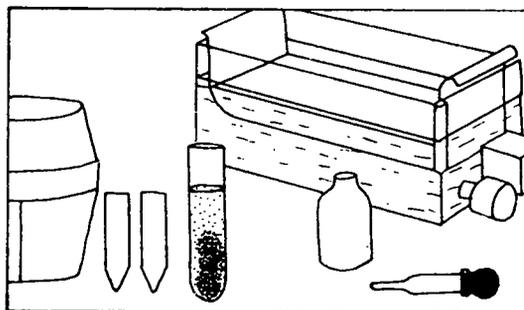
## 41. Estudio de la compatibilidad sanguínea

### Principio

El estudio de la compatibilidad sanguínea se lleva a cabo para evitar que ocurran reacciones consecutivas a las transfusiones de sangre. El objeto de esta clase de estudio consiste en determinar si el suero del paciente contiene algunos anticuerpos que puedan aglutinar los eritrocitos del donador.

### MATERIALES

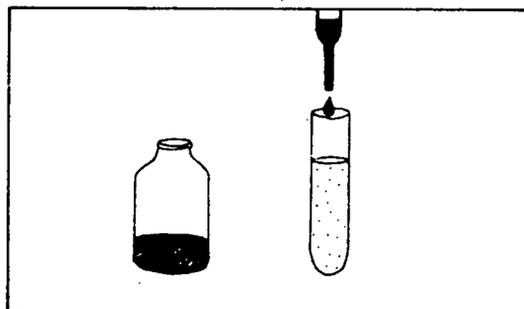
- Suero del paciente (véase la página 437)
- Eritrocitos del paciente
- Eritrocitos del donador, del frasco piloto
- Solución de cloruro sódico en proporción de 8,5/1 (reactivo No. 48)
- Albúmina bovina al 20% (reactivo No. 12)
- Bañomaría o incubadora a 37° C
- Una centrífuga
- Pipetas
- Tubos de ensayo pequeños y medianos.



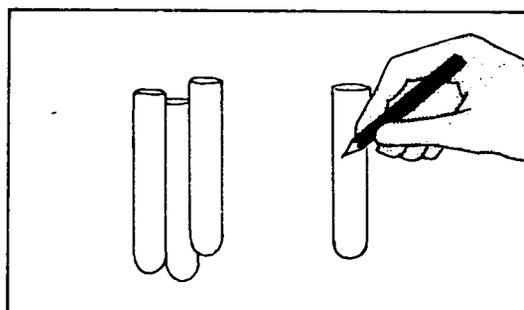
### PROCEDIMIENTO HABITUAL

Seleccione sangre de un donador apropiado para estudiar su compatibilidad con el grupo sanguíneo del paciente (véase la página 436).

1. Prepare una suspensión al 2 - 5% de eritrocitos lavados del donador, como se indica a continuación:
  - coloque una etiqueta en un tubo de ensayo de tamaño mediano, en que se indiquen el nombre y el número del donador
  - deposite en este tubo aproximadamente 4 ml de solución de cloruro sódico
  - agregue 3 gotas de eritrocitos del donador
  - mezcle
  - lave los eritrocitos 3 veces como se indica en la página 440.



2. Numere progresivamente 4 tubos de ensayo pequeños y utilice:
  - el tubo 1, para el estudio de la compatibilidad en cloruro sódico
  - el tubo 2, para el estudio de la compatibilidad en albúmina
  - el tubo 3, para detectar autoanticuerpos del paciente en cloruro sódico
  - el tubo 4, para detectar autoanticuerpos del paciente en albúmina.



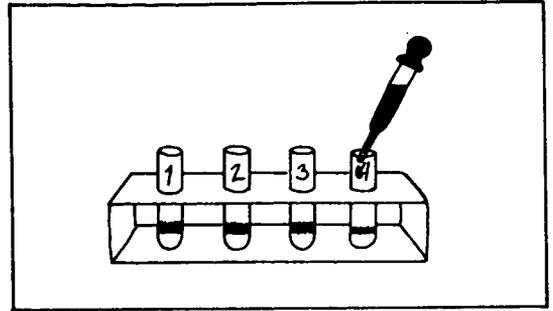
3. Por medio de pipetas deposite:

en el tubo 1 y el tubo 2:

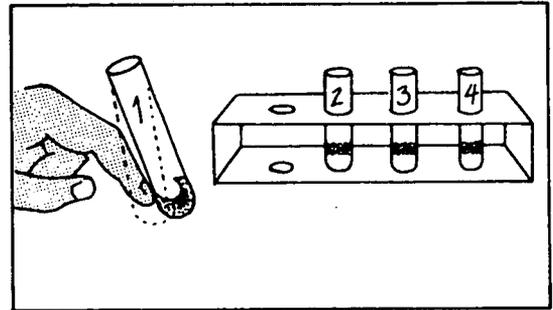
- 2 gotas del suero del paciente y
- 2 gotas de la suspensión al 2-5% de eritrocitos del donador lavados

en el tubo 3 y el tubo 4:

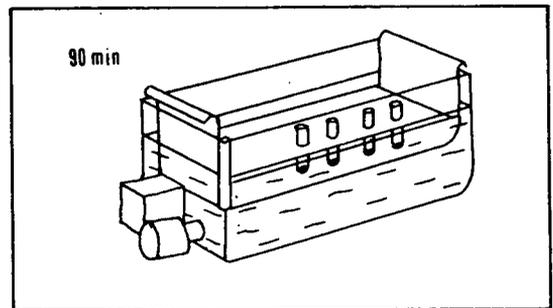
- 2 gotas de suero del paciente y
- 2 gotas de la suspensión al 2-5% de eritrocitos del paciente lavados.



4. Mezcle los eritrocitos y el suero golpeando suavemente el fondo de cada tubo.



5. Coloque los tubos en un bañomaría o una incubadora a 37°C durante 90 minutos.

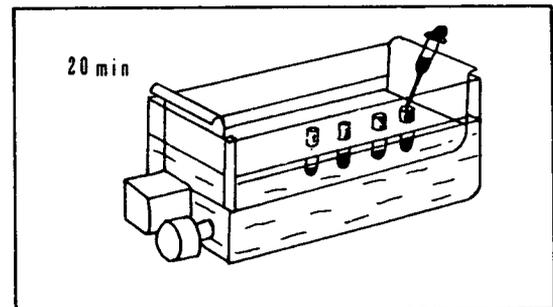


6. Añada 2 gotas de albúmina bovina al 20%:

- al tubo 2 y
- al tubo 4.

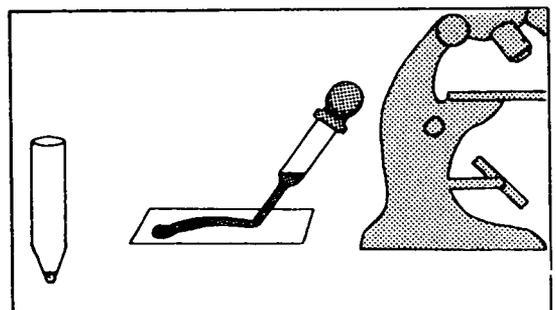
No lo mezcle.

Incúbelos durante otros 20-30 minutos.



7. Observe con el microscopio el sedimento de eritrocitos de cada tubo;

- utilice pipetas, Pasteur (cuyos extremos no se encuentren rotos)
- aspire cuidadosamente el sedimento de eritrocitos, evitando agitarlo demasiado
- extienda el sedimento en portaobjetos limpios
- examine con el microscopio, empleando el objetivo x 10, para determinar si existe aglutinación.



## RESULTADOS

*No hay aglutinación*

La sangre es compatible y se puede administrar sin riesgos al paciente.

*Aglutinación intensa o hemolisis en el tubo 1, con menor aglutinación en el tubo 2*

La sangre es incompatible y no se debe administrar al paciente. Es probable que se haya usado un grupo sanguíneo inadecuado, A, B u O. Se debe examinar de nuevo el grupo sanguíneo del paciente y el del donador.

*Solo hay aglutinación en el tubo 1*

La sangre es incompatible y no se debe administrar. El paciente posee lo que se llama anticuerpos del tipo completo. Es posible que se encuentre sangre compatible si se recurre a otro donador; sin embargo, siempre que se pueda conseguir, pídase asesoría a un centro especializado.

*Solo hay aglutinación en el tubo 2*

La sangre es incompatible y no se debe administrar. Es probable que el paciente posea anticuerpos inmunitarios; por ejemplo, anti D si es Rhesus negativo y se ha empleado sangre Rhesus positiva.

*Hay aglutinación en los 4 tubos*

El suero del paciente contiene autoanticuerpos. Se deberá obtener el consejo de un centro especializado y, si es posible, el estudio de la compatibilidad sanguínea deberá efectuarse en ese mismo centro.

*"Columna de monedas"*

La formación de abundantes "columnas de monedas" puede ser difícil de distinguir de la aglutinación verdadera. Es frecuente que las "columnas de monedas" sean menos numerosas en los tubos que contienen albúmina. Al agregar solución de cloruro sódico a la suspensión de eritrocitos que se encuentra en el portaobjetos las "columnas de monedas" se suelen dispersar suficientemente para que se reconozca la diferencia (véase la página 442).

---

## ESTUDIO URGENTE DE LA COMPATIBILIDAD SANGUINEA

En casos de urgencia es probable que no se puedan incubar los tubos durante el tiempo necesario. Si se cuenta con menos de 45 minutos, examine el tubo 1:

- centrifúguelo durante 1 minuto a baja velocidad
- a continuación, examine con el microscopio el sedimento de eritrocitos.

Si no existe aglutinación se puede aceptar la sangre para el paciente, escribiendo con claridad en la etiqueta: "Sangre compatible según estudio urgente". De cualquier manera invariablemente efectúe el estudio de la compatibilidad sanguínea por el método del tubo de ensayo.

---

## 42. Detección de donadores pertenecientes al grupo O que pueden constituir riesgos

### Importante

En los casos de urgencia algunas veces se debe administrar sangre del grupo O a pacientes que pertenecen a los grupos A, B, o AB. En ciertos individuos del grupo O el plasma contiene cantidades crecidas de anticuerpos anti A y, más frecuentemente, anticuerpos anti B que pueden reaccionar con los eritrocitos A, B, o AB del paciente receptor. Por lo tanto, es necesario que se detecten estos individuos del grupo O, para evitar que se empleen como "donadores universales".

La sangre que contiene cantidades mayores de anticuerpos anti A o anti B solo se debe utilizar en pacientes del grupo O.

### Principio

El suero fresco del donador se incuba con una cantidad sumamente pequeña de eritrocitos A<sub>1</sub> y B. Si la titulación de anticuerpos anti A y anti B es elevada sobrevendrá una hemólisis y el suero tomará un color rojizo.

### METODO

#### Prepare:

- una suspensión de eritrocitos A<sub>1</sub> al 5% en solución de cloruro sódico
- una suspensión de eritrocitos B al 5% en solución de cloruro sódico

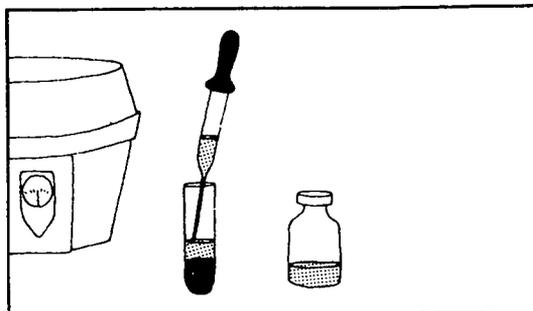
(Ponga en práctica las instrucciones que se han dado para preparar eritrocitos de referencia, en la página 443).

Lave los eritrocitos dos veces.

1. Separe el suero del donador (empleando sangre del tubo que no contenga anticoagulante).

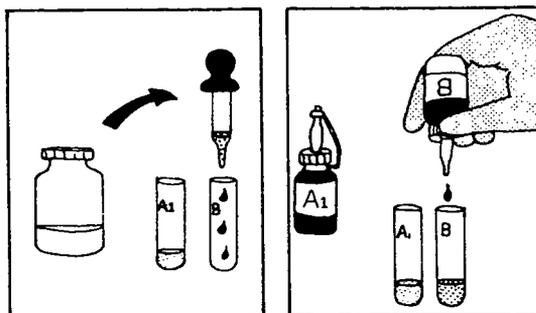
El ensayo se deberá efectuar *menos de 6 horas después* de haber obtenido la muestra.\*

\*Si se excede este límite de tiempo se deberá añadir un volumen igual de suero fresco, perteneciente al grupo AB.

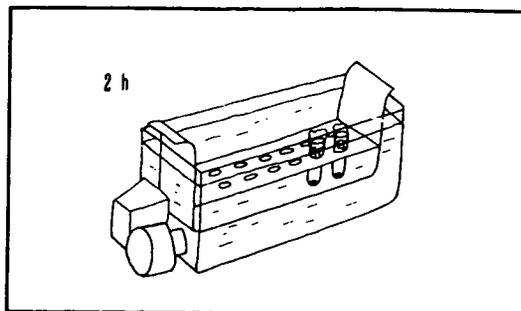


2. Deposite en dos tubos:

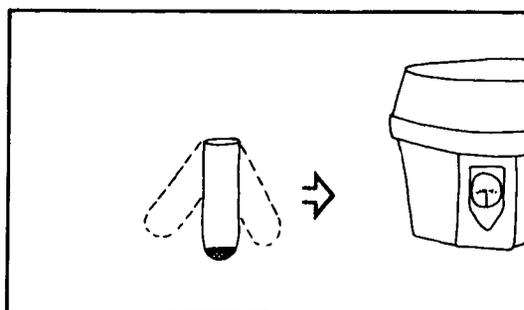
|  | En el tubo A <sub>1</sub> | En el tubo B |
|--|---------------------------|--------------|
| suero fresco del donador                       | 9 gotas                   | 9 gotas      |
| suspensión de eritrocitos A <sub>1</sub> al 5% | 1 gota                    | —            |
| suspensión de eritrocitos B al 5%              | —                         | 1 gota       |



3. Deje los tubos:  
— en una incubadora o un bañomaría durante 2 horas a 37°C.



4. Sacuda ligeramente los tubos a fin de que se vuelva a formar una suspensión de eritrocitos.  
Centrifúgelos durante 1 minuto a baja velocidad.



Observe el color del suero sobrenadante.

## RESULTADOS

1. *Si el color es amarillo:*

Habrà un sedimento de eritrocitos.  
El individuo se podrá utilizar como "donador universal".

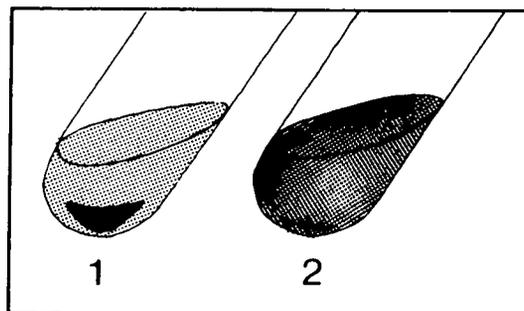
2. *Si el color es rosáceo:*

Habrà hemolisis de todos, o la mayor parte de los glóbulos rojos y solo quedará un reducido sedimento.  
La sangre de este donador perteneciente al grupo O únicamente se podrá administrar a pacientes del grupo O.

En este caso escriba en la etiqueta del frasco que contiene la sangre:

**DONADOR DEL GRUPO O QUE CONSTITUYE RIESGO.**

**USESE ÚNICAMENTE EN PACIENTES DEL GRUPO O.**



## 43. Obtención y conservación de la sangre

La sangre para transfusiones se debe obtener y conservar adecuadamente a fin de evitar que ocurran reacciones.

### DONADORES DE SANGRE

Requisitos:

- adultos sanos, no menores de 18 años ni mayores de 50 años de edad
- la concentración de hemoglobina deberá ser superior a 125 g/l, o la de hemoglobina (Fe) deberá ser mayor de 7,8 mmol/l.

Las mujeres embarazadas no deben donar sangre.

Una persona puede donar sangre cada 4 - 6 meses.

Determinese el grupo sanguíneo del donador por el método del portaobjetos (véanse las páginas 437 y 443).

### OBTENCION DE LA SANGRE

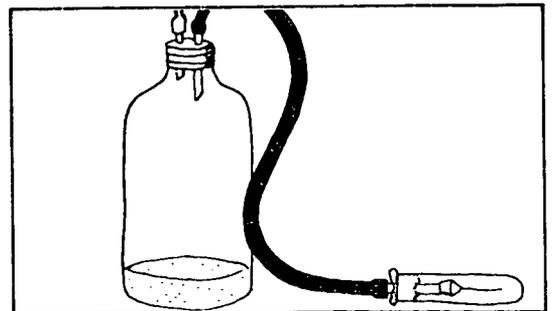
#### Materiales

- Algodón y etanol
- Un esfigmomanómetro
- Un frasco para recolectar sangre ( o un envase especial de material plástico)
- Una aguja extractora de aire, para el frasco recolector
- Un juego para recolectar sangre, que contenga 120 ml de solución de ACD
- Un objeto que el donador pueda apretar con la mano
- Una pinza
- Unas tijeras
- Cinta adhesiva
- Un frasco piloto que contenga 1 ml de solución de ACD (reactivo No. 1; véase la página 444), anexo al frasco recolector
- Un tubo de ensayo para suero, si la sangre pertenece al grupo O.

#### Método

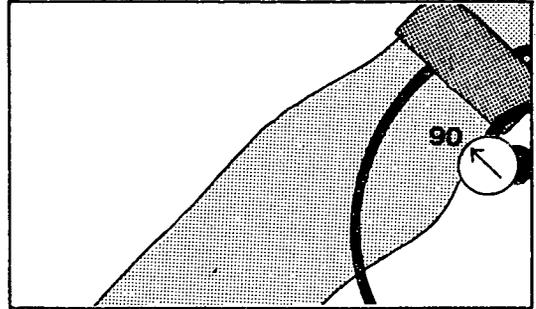
1. Diga al donador que se acueste en una cama y que apoye la cabeza en un cojín.
2. Prepare el frasco recolector de acuerdo con las instrucciones del fabricante. Si el frasco es de vidrio y no tiene sistema de vacío:
  - limpie con etanol la tapa que se va a perforar
  - introduzca la aguja extractora de aire
  - introduzca a continuación la aguja del juego recolector, cerciorándose de que la punta quede en un nivel más bajo que la punta de la aguja extractora de aire.

Si las puntas de ambas agujas se encuentran en el mismo nivel. la sangre puede entrar en la aguja extractora de aire, y obstruirla.



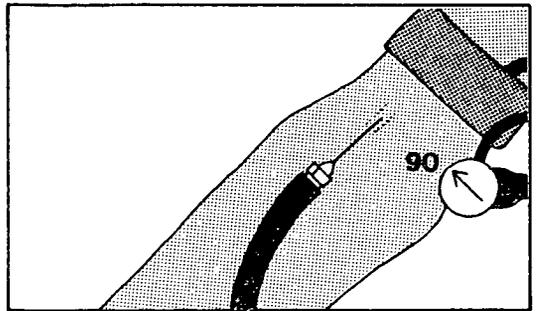
3. Coloque el esfigmomanómetro en la parte superior del brazo del donador.

Suba la presión a 80 - 100 mmHg (11 - 13,5 kPa) y palpe la vena. (Para efectuar la punción venosa véase la página 353).

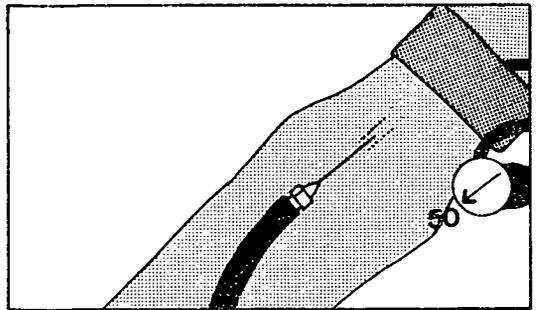


4. Limpie minuciosamente el área de piel que rodea la vena con un pedazo de algodón embebido con etanol al 70%.

Introduzca la aguja siguiendo el trayecto de la vena.



5. Cuando la sangre comience a entrar en el frasco recolector reduzca la presión del esfigmomanómetro a 40 - 60 mmHg (5,5 - 8 kPa) y mueva el frasco recolector suavemente a fin de que la sangre se mezcle con el anticoagulante.



6. Pida al donador que apriete con la mano un objeto pequeño para hacer que el flujo de sangre aumente.

Si este flujo disminuye:

- eleve la presión del esfigmomanómetro a unos 80 mmHg (11 kPa).

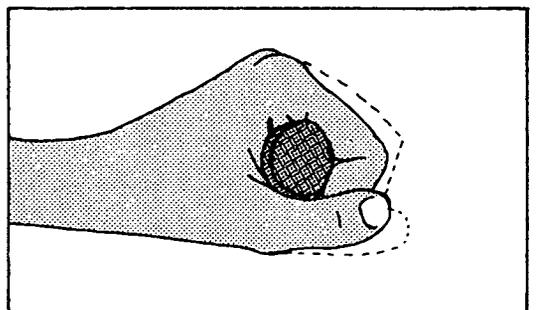
Si de este modo no aumenta el flujo:

- introduzca en el frasco otra aguja extractora de aire.

Si aun así tampoco aumenta el flujo de sangre:

- trate de ajustar la aguja en la vena suave y cuidadosamente.

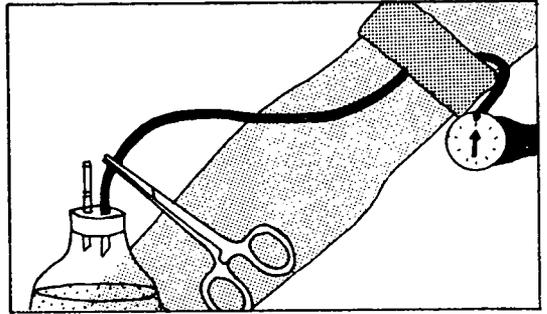
Si la aguja se sale de la vena y se forma una protuberancia (hematoma) debido a la hemorragia ocurrida bajo la piel, reduzca la presión del esfigmomanómetro, saque la aguja y oprima el sitio firmemente con un pedazo de algodón hasta que se detenga la sangre.



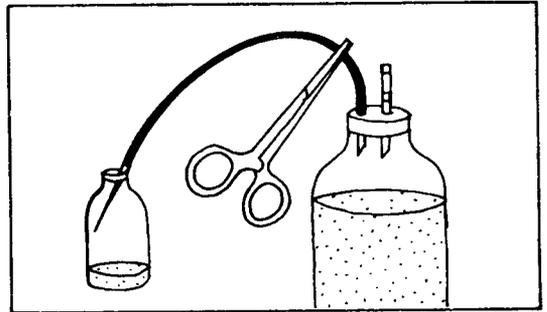
**Importante:**

Si el flujo de sangre al interior del frasco se detiene, *nunca reduzca* la presión del esfigmomanómetro sin que antes se haya introducido en el frasco otra aguja extractora de aire. Puede ser que el flujo de sangre se ha detenido debido a que esté tupida la aguja extractora de aire produciéndose así, un aumento de la presión del aire en el frasco. Si la presión del esfigmomanómetro se reduce, el aire saldrá del frasco por el tubo del equipo recolector y ascenderá hasta la vena del paciente, causando una embolia aérea que puede ser mortal.

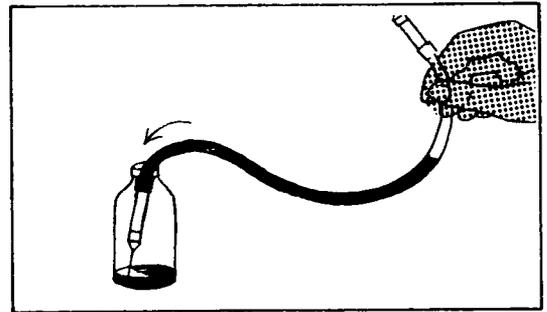
7. Cuando la sangre llegue a la marca del frasco recolector, que generalmente indica 540 ml (120 ml de anticoagulante de ACD y 420 ml de sangre):
- disminuya la presión
  - apriete con la pinza el tubo recolector, cerca del frasco
  - retire el objeto que el paciente ha estado apretando con la mano.



8. Retire el esfigmomanómetro. Saque la aguja de la vena y oprima con una pieza de algodón el sitio donde se hizo la punción. Coloque la aguja en el frasco piloto.

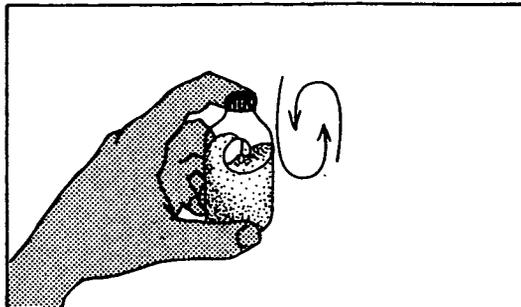


9. Retire la aguja del frasco recolector:
- quite la pinza
  - deje excurrir la sangre al interior del frasco piloto.
- Si la sangre pertenece al grupo O, deposite una cantidad pequeña en un tubo de ensayo vacío. El suero de esta sangre se empleará para estudiar la hemolisina (véase la página 456).

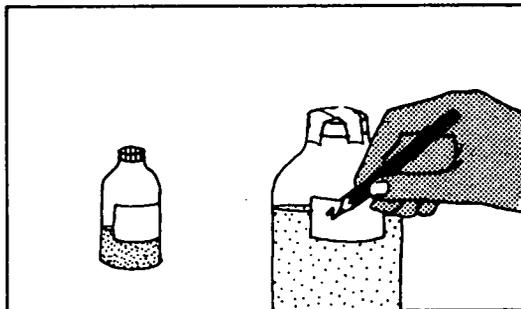


10. Retire del frasco recolector la aguja extractora de aire. Tape la entrada del frasco con un tapón de material plástico o cinta adhesiva.

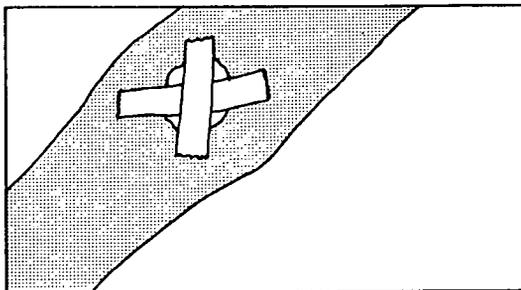
11. Saque la aguja del frasco piloto. Coloque la tapa del frasco en su lugar. Mezcle la sangre con el anticoagulante que contiene el frasco piloto, invirtiendo éste varias veces.



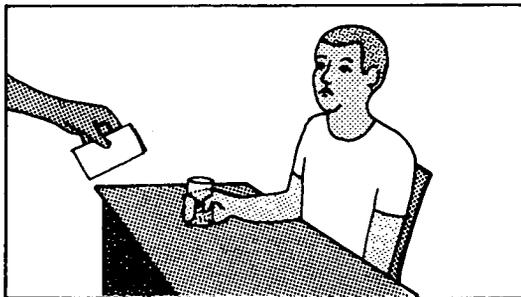
12. Coloque etiquetas en el frasco piloto y el frasco recolector en que se indiquen claramente:
- el grupo sanguíneo, A, B u O, y Rhesus
  - el número del frasco del donador
  - la fecha de vencimiento (3 semanas a partir del día en que se obtuvo la sangre).



13. Examine el sitio donde se hizo la punción venosa a fin de comprobar que la hemorragia se ha detenido. Ponga un apósito en el sitio de la punción.



14. Haga que el donador ingiera líquidos (los zumos de frutas son convenientes; nunca se deben ingerir bebidas alcohólicas).  
Entregue al donador un certificado de donación de sangre, obtenido del centro de transfusiones.  
Mantenga un libro de registro de donadores y anote el nombre del donador, su grupo sanguíneo, la concentración de hemoglobina observada, el número del donador y la fecha en que se obtuvo la sangre.



## COMO GUARDAR LA SANGRE

La sangre obtenida se puede guardar hasta 3 semanas en el frigorífico, con ciertas condiciones:

- La temperatura deberá ser de 4°C - 6°C. Para esto se requiere un frigorífico provisto de un termostato regulador, preferiblemente del tipo que funciona por compresión. También se puede usar un frigorífico de tipo doméstico que funcione por absorción, ya sea a base de gas o electricidad, siempre que la puerta no se abra con frecuencia.
- Si la sangre se ha guardado a 8°C - 10°C, se deberá desechar después de algunos días.
- La sangre no se deberá guardar junto con vacunas, reactivos o medicamentos que requieran el uso frecuente del frigorífico.
- Se mantendrá un registro diario de la temperatura por medio de un termómetro colocado en un recipiente con agua dentro del frigorífico. Idealmente se deberá emplear un frigorífico para banco de sangre provisto de un registrador de temperaturas.
- Se mantendrá un registro escrito de toda la sangre utilizada que se haya guardado en el frigorífico.

## EXAMEN DE LA SANGRE DE LOS DONADORES

Algunas enfermedades se transmiten por medio de la sangre; para prevenirlas se pueden necesitar algunos exámenes:

- En la sangre puede haber parásitos del paludismo, especialmente en las áreas endémicas. Por lo general, en estas áreas es preferible administrar un tratamiento a base de cloroquina a los receptores en vez de desechar la sangre en que se descubran estos parásitos. Los parásitos del paludismo no se destruyen en la sangre que se ha guardado a 4° C - 6° C.
- *Treponema pallidum*, causante de la sífilis, puede ser viable en la sangre hasta 48 horas. Por lo tanto, si la sangre se guarda más de 2 días esta enfermedad no se transmite. De cualquier manera, siempre que sea posible se efectuará el ensayo del VDRL.
- En las áreas endémicas se deberá examinar la sangre tratando de detectar los microorganismos causantes de la tripanosomiasis africana o sudamericana con el método de gota gruesa teñida con el método de Romanowski. Para descubrir la presencia de *T. cruzi* se requieren habitualmente ensayos serológicos, ya que en la sangre solo circula un número pequeño de estos microorganismos. En el caso de la tripanosomiasis africana suele ser provechoso que se estudie la velocidad de sedimentación de los eritrocitos y se haga un examen con el método de gota gruesa de sangre.
- *Leishmania donovani*, causante de la leishmaniasis visceral, se deberá investigar en las áreas endémicas mediante el ensayo de coagulación del suero sanguíneo por medio de formaldehído.\* Si el resultado es positivo no se deberá utilizar la sangre afectada.
- Las microfilarias patógenas pueden causar reacciones alérgicas, aunque la enfermedad no se transmite.
- La hepatitis vírica se puede transmitir por transfusión sanguínea. Si se cuenta con los medios apropiados es aconsejable que se lleve a cabo el ensayo del antígeno de Australia para detectar la presencia de virus.

\*Técnica: Deposite una gota de formaldehído al 40% (comercial) en 1 ml de suero sanguíneo. Si el resultado es positivo, el suero se coagulará completamente en pocos segundos (no escurrirá al invertir el tubo de ensayo). La mezcla se enturbiará en 20 minutos. Esta reacción puede ser lenta en la primera etapa de la enfermedad.

---

## 44. Clasificación de grupos sanguíneos y estudio de la compatibilidad: resumen del plan de trabajo

### CLASIFICACION DE GRUPOS (TIPOS) SANGUINEOS

#### Método del portaobjetos o el mosaico

1. Prepare una suspensión de eritrocitos del paciente en solución de cloruro sódico (reactivo No. 48). (Para determinar el grupo Rhesus haga esta preparación en suero sanguíneo.)
2. Tome los portaobjetos o mosaicos, numérelos y, por medio de pipetas, deposite:

| Anti-A   | Anti-B   | Anti-AB   |
|--|--|---|
| - 1 gota de anti-A<br>- 1 gota de eritrocitos del paciente | - 1 gota de anti-B<br>- 1 gota de eritrocitos del paciente | - 1 gota de anti-AB<br>- 1 gota de eritrocitos del paciente |

| Eritrocitos A <sub>1</sub>   | Eritrocitos B   | Eritrocitos O   |
|--|---|---|
| - 1 gota de eritrocitos A <sub>1</sub><br>- 1 gota de suero del paciente | - 1 gota de eritrocitos B<br>- 1 gota de suero del paciente | - 1 gota de eritrocitos O<br>- 1 gota de suero del paciente |

| Anti-D   |
|--|
| - 1 gota de anti-D<br>- 1 gota de eritrocitos del paciente (suspensión en suero) |

3. Mezcle.
4. Coloque el portaobjetos con la preparación anti-D en el calentador.
5. Examine los resultados:

| Grupo  | Anti-A | Anti-B | Anti-AB | Eritrocitos A <sub>1</sub> | Eritrocitos B | Eritrocitos O | Anti-D |
|--------|--------|--------|---------|----------------------------|---------------|---------------|--------|
| A Pos  | +      | -      | +       | -                          | +             | -             | +      |
| B Pos  | -      | +      | +       | +                          | -             | -             | +      |
| AB Pos | +      | +      | +       | -                          | -             | -             | +      |
| O Pos  | -      | -      | -       | +                          | +             | -             | +      |

6. Registre todos los resultados en el libro correspondiente.

#### Método del tubo de ensayo

1. Prepare una suspensión de eritrocitos del paciente en solución de cloruro sódico al 2 - 5%. (Haga la preparación en suero sanguíneo cuando se trate de determinar el grupo Rhesus.)
2. Escoja 7 tubos de ensayo, numérelos y, por medio de pipetas, deposite:

**1** 1 gota de anti-A;  
1 gota de eritrocitos del paciente

**2** 1 gota de anti-B;  
1 gota de eritrocitos del paciente

**3** 1 gota de anti-AB;  
1 gota de eritrocitos del paciente

**4** 2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos A<sub>1</sub>

**5** 2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos B

**6** 2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos O

**7** 1 gota de anti-D;  
1 gota de eritrocitos del paciente (suspensión en suero).

3. Mezcle.
4. Incube el tubo de ensayo con la preparación anti-D a 37°C.
5. Deje todos los tubos en reposo durante 2 horas.
6. Examine los resultados, corroborando con el microscopio los que sean negativos.

## ESTUDIO DE LA COMPATIBILIDAD

### Estudio habitual

1. Prepare una suspensión de eritrocitos del donador y el paciente en solución de cloruro sódico al 2%.
2. Disponga de 4 tubos de ensayo, numérelos y, por medio de pipetas, deposite:



*Estudio de la compatibilidad en albúmina*  
2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos del donador



*Estudio de anticuerpos del paciente en albúmina*  
2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos del paciente



*Estudio de la compatibilidad en cloruro sódico*  
2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos del donador



*Estudio de anticuerpos del paciente en cloruro sódico*  
2 gotas de suero del paciente;  
1 gota de eritrocitos del paciente.

3. Mezcle.
4. Coloque en la incubadora todos los tubos a 37°C durante 1 hora.
5. Agregue 2 gotas de albúmina bovina al 20% en los tubos 2 y 4. **NO SE MEZCLE.**
6. Deje los tubos a 37°C durante otros 20 minutos.
7. Examine con el microscopio el sedimento de glóbulos rojos de cada tubo.

Si no se produce aglutinación, la sangre será compatible. Mande con la etiqueta correspondiente al estudio habitual de la compatibilidad.

Si hay aglutinación, véase la página 455 para interpretarla.

Anote todos los resultados en el libro de registro de transfusiones sanguíneas.

---

### Estudio urgente de la compatibilidad

1. Haga lo mismo que en el estudio habitual.
2. Haga lo mismo que en el estudio habitual.
3. Haga lo mismo que en el estudio habitual.
4. Ponga en la incubadora todos los tubos a 37°C tanto tiempo como sea posible.  
Si la incubación ha durado menos de 45 minutos:  
– centrifugue el tubo 1 durante 1 minuto a baja velocidad.
5. Examine con el microscopio el sedimento de eritrocitos del tubo 1.

Si no se produce aglutinación, despache la sangre con la etiqueta correspondiente al estudio de urgencia.

#### *Importante:*

Complete el estudio de compatibilidad según los pasos 5, 6 y 7 que se explican en la página 454. Si se observa cualquier grado de aglutinación informe al médico inmediatamente.

---

## Los reactivos y su elaboración

---

### Orden

La relación de reactivos se ha dispuesto en orden alfabético. Por ejemplo:

|                           |                       |   |
|---------------------------|-----------------------|---|
| acético, ácido .....      | se encuentra en ..... | A |
| bovina, albúmina .....    | se encuentra en ..... | B |
| fenicada, fucsina .....   | se encuentra en ..... | F |
| potásico, hidróxido ..... | se encuentra en ..... | P |
| sódico, carbonato .....   | se encuentra en ..... | S |

A cada reactivo se ha dado un número, que figura inmediatamente después del nombre (estos números también se encuentran junto a las descripciones de las técnicas).

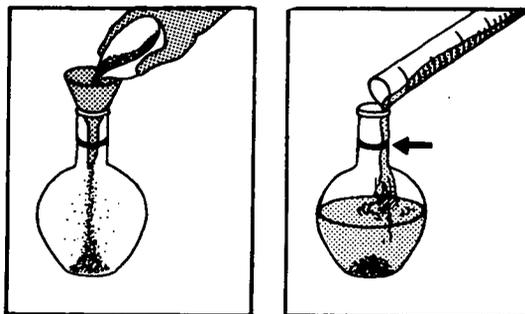
---

q.s. = cantidad necesaria para preparar un volumen dado

Por ejemplo: cloruro sódico ..... 8,5 g  
                  agua destilada ..... q.s. 1 000 ml

Significado:

Coloque 8,5 g de cloruro sódico en un matraz volumétrico o un cilindro medidor. Agregue agua destilada suficiente (q.s.) para lograr un volumen total de 1 000 ml.



### Fórmulas químicas

Las fórmulas químicas de los compuestos empleados se indican, por lo general, inmediatamente después de los nombres:

- sódico, cloruro (NaCl)
- potásico, hidróxido (KOH)
- sulfúrico, ácido (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>)
- etc.

Esto puede ser útil para comparar la etiqueta del frasco correspondiente.

Una *solución acuosa* es la que se prepara con un compuesto disuelto en agua.

---

### ACD, SOLUCION DE (No. 1)\*

|                             |        |
|-----------------------------|--------|
| Glucosa . . . . .           | 2,45 g |
| Citrato trisódico . . . . . | 2,20 g |
| Acido cítrico . . . . .     | 0,89 g |
| Agua destilada . . . . .    | 100 ml |

\*Según fórmula de la Farmacopea de los Estados Unidos de América (USP).

### ACETICO, ACIDO, 100 g/l (10%) (No. 2)

|  |             |
|--|-------------|
| Acido acético glacial ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ) . . . . . | 20 ml       |
| Agua destilada . . . . .                                     | q.s. 200 ml |

*Advertencia:* el ácido acético glacial es sumamente corrosivo.

### ACIDO, REACTIVO (No. 3)

|  |             |
|--|-------------|
| Acido sulfúrico concentrado . . . . .              | 40 ml       |
| Acido ortofosfórico al 85% . . . . .               | 5 ml        |
| Solución de cloruro férrico, 50 g/l (5%) . . . . . | 5 ml        |
| Agua destilada . . . . .                           | q.s. 500 ml |

Coloque el agua destilada en un matraz de 500 ml, hasta la mitad de su capacidad; agregue el ácido sulfúrico con extrema lentitud, agitando sin interrupción y añada en seguida el ácido ortofosfórico (mezclando). A continuación agregue el cloruro férrico y llene el matraz con agua destilada hasta la marca de 500 ml. Consérvese en un frasco de vidrio oscuro.

*Advertencia:* el ácido sulfúrico es sumamente corrosivo.

### ACIDO Y ETANOL, para la tinción de Ziehl y Neelsen (No. 4)

|   |       |
|---|-------|
| Acido clorhídrico concentrado . . . . . | 3 ml  |
| Etanol al 95% . . . . .                 | 97 ml |

*Advertencia:* el ácido clorhídrico es sumamente corrosivo.

### AMORTIGUADA, AGUA (No. 5)

Solución amortiguadora para las tinciones de May-Grünwald, de Giemsa y de Leishman.

|   |               |
|---|---------------|
| Hidrofosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ) . . . . . | 3,76 g        |
| Fosfato de potasio y dihidrógeno ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) anhidro . . . . .         | 2,1 g         |
| Agua destilada . . . . .  | q.s. 1 000 ml |

Mida el pH por medio de cintas de papel reactivo de graduación reducida o de un comparador, como se indica en la página 61. El pH deberá oscilar entre 7,0 y 7,2.

### AMORTIGUADA, SOLUCION SALINA DE GLICEROL (No. 6)

|   |          |
|---|----------|
| Cloruro sódico . . . . .  | 4,2 g    |
| Bihidrofosfato potásico ( $\text{K}_2\text{HPO}_4$ ) anhidro . . . . .          | 1,0 g    |
| Fosfato de potasio y dihidrógeno ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) anhidro . . . . . | 3,1 g    |
| Rojo de fenol . . . . .   | 0,003 g  |
| Agua destilada . . . . .  | 700,0 ml |
| Glicerol . . . . .  | 300,0 ml |

pH final = 7,2

Despáchese en frascos sin cuello, de modo que solo haya una distancia de 2 cm entre la superficie de la solución y la boca del recipiente.

### AMORTIGUADORA, SOLUCION, para el ensayo del VDRL (No. 7)

|   |             |
|---|-------------|
| Hidrofosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ) anhidro           | 0,04 g      |
| Fosfato de potasio y dihidrógeno ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) anhidro | 0,17 g      |
| Cloruro sódico  | 10,00 g     |
| Agua destilada  | 1 000,00 ml |
| Solución de formaldehído, por lo menos al 37%, neutra, grado reactivo | 0,50 ml     |

Disuelva las sales en el agua destilada; primeramente el bisódico, a continuación el fosfato potásico y por último el cloruro sódico, revolviendo la mezcla minuciosamente. Agregue en seguida la solución de formaldehído. Verifique el pH de la solución, que deberá ser de  $6,0 \pm 0,1$ . Consérvese en un frasco con tapa de rosca o tapón de vidrio.

*Advertencia:* el formaldehído es corrosivo y tóxico.

### BARICO, CLORURO, 100 g/l (10%) SOLUCION ACUOSA DE (No. 8)

|                                    |               |
|------------------------------------|---------------|
| Cloruro bórico ( $\text{BaCl}_2$ ) | 10 g          |
| Agua destilada                     | q.s. 1 000 ml |

### BENEDICT, SOLUCION CUALITATIVA DE (No. 9)

|   |          |
|---|----------|
| Sulfato cúprico ( $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ )                               | 17,3 g   |
| Citrato trisódico ( $\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ) | 173,0 g  |
| Carbonato sódico ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) anhidro                                       | 100,0 g  |
| Agua destilada  | 1 000 ml |

Disuelva los cristales de sulfato cúprico por calentamiento en 100 ml de agua destilada. Disuelva el citrato trisódico y el carbonato sódico aproximadamente en 800 ml de agua. Añada la solución de sulfato cúprico lentamente a la solución de citrato trisódico y carbonato sódico removiendo la mezcla continuamente. Complete los 1 000 con agua destilada.

### BICROMATO, SOLUCION LIMPIADORA DE (No. 10)

Para la limpieza de los utensilios de vidrio.

|  |          |
|--|----------|
| Bicromato potásico ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ ) | 100 g    |
| Agua   | 1 000 ml |
| Acido sulfúrico puro ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ )         | 100 ml   |

Disuelva el bicromato en el agua. Añada el ácido poco a poco y con mucho cuidado, revolviendo continuamente. Invariablemente se debe añadir el ácido al agua, y NO el agua al ácido. En general, si se dispone de detergentes comerciales como Teepol 053, Labrite o Extran, la solución limpiadora de bicromato no es necesaria.

*Advertencia:* puesto que el bicromato potásico y el ácido sulfúrico son corrosivos y su mezcla aún más, evite usar esta solución siempre que sea posible.

### BLANCO, REACTIVO (No. 11)

|  |             |
|--|-------------|
| Solución de ácido tricloroacético, 100 g/l (10%) | 50 ml       |
| Agua destilada                                   | q.s. 100 ml |

Mézclese.

*Advertencia:* el ácido tricloroacético es sumamente corrosivo.

### BOVINA, ALBUMINA, AL 20% (No. 12)

Para los trabajos de transfusión sanguínea.

Prepare a partir de una solución de albúmina bovina al 30%, que se puede adquirir en el comercio.

|                        |       |
|------------------------|-------|
| Albúmina bovina al 30% | 10 ml |
| Agua destilada estéril | 5 ml  |

También existe una solución comercial al 22%. Se puede emplear sin diluirla y algunos especialistas la recomiendan.

### CARY Y BLAIR, MEDIO DE TRANSPORTE (No. 13)

|   |          |
|---|----------|
| Tioglicolato sódico   | 1,5 g    |
| Hidrofosfato disódico (Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> ) anhidro | 1,1 g    |
| Cloruro sódico  | 5,0 g    |
| Agar  | 5,0 g    |
| Agua destilada  | 991,0 ml |

1. Si es posible, prepárese en utensilios de vidrio químicamente limpios.
2. Caliéntese a medida que se mezcla, precisamente hasta que la solución comience a aclararse.
3. Enfríese hasta 50°C, agréguese 9 ml de solución acuosa de cloruro cálcico recién preparada en proporción de 10 g/l (1%) y ajústese el pH aproximadamente a 8,4.
4. Deposítense 7 ml en frascos pequeños, de 9 ml, con tapa de rosca, enjuagados y esterilizados.
5. Colóquense en vapor los frascos con el medio de transporte durante 15 minutos, enfríense y apriétense las tapas de rosca.

### CLORHIDRICO, ACIDO, 0,1 mol/l (0,1 N) (No. 14)

|                                     |               |
|-------------------------------------|---------------|
| Acido clorhídrico (HCl) concentrado | 8,6 ml        |
| Agua destilada                      | q.s. 1 000 ml |

Mida 400 ml de agua. Añada el ácido, gota a gota. Complete 1 litro con el resto del agua. La solución que se produzca solo se podrá utilizar para cuantificar la concentración de hemoglobina por el método de Sahli. Se debe renovar cada mes.

*Advertencia:* el ácido clorhídrico es sumamente corrosivo.

### CRESIL BRILLANTE, AZUL DE (No. 15)

|   |        |
|---|--------|
| Azul de cresil brillante                                      | 1,0 g  |
| Citrato trisódico   | 0,4 g  |
| Solución de cloruro sódico, 8,5 g/l (0,85%) (reactivo No. 48) | 100 ml |

Disuelva juntos el colorante y el citrato en la solución de cloruro sódico. Filtre la solución resultante.

### DRABKIN, LIQUIDO DE, PARA DILUCION (No. 16)

El líquido de Drabkin para dilución se puede preparar con tabletas reactivas que se adquieren directamente del fabricante. Estas tabletas se acompañan de las instrucciones pertinentes.

En los laboratorios que cuentan con una balanza de precisión el líquido de Drabkin se puede elaborar de la manera siguiente:

|                                  |               |
|----------------------------------|---------------|
| Ferricianuro potásico            | 0,4 g         |
| Cianuro potásico                 | 0,1 g         |
| Fosfato de potasio y dihidrógeno | 0,28 g        |
| Nonidet P40 (Shell Chemical Co.) | 2 ml          |
| (o Sterox SE)                    | (1 ml)        |
| Agua destilada                   | q.s. 2 000 ml |

Disuelva los tres primeros agentes químicos en el agua y mézclelos.

Agregue el detergente Nonidet (o Storex) y mézclelos con suavidad.

El reactivo resultante deberá ser claro y de color amarillo pálido.

Al medirlo en un espectrofotómetro con longitud de onda de 540 nm empleando agua como testigo. La absorbencia será igual a 0.

Conservese en un frasco de vidrio oscuro. Se debe desechar si se enturbia.

*Advertencia:* el cianuro potásico es una sustancia química extraordinariamente tóxica que solo debe ser manejada por químicos capacitados. Mientras no se emplee se deberá guardar en una alacena con cerrojo. Después de utilizarla las manos se lavarán escrupulosamente.

**EDTA, SOLUCION SALINA BIPOTASICA DE, 100 g/l (10%)**  
(“edetato potásico”) (No. 17)

Etilendiaminotetraacetato bipotásico ..... 20 g  
Agua destilada ..... q.s. 200 ml

Para utilizar esta solución trasládese por medio de pipetas a recipientes pequeños, con capacidad para 2,5 ml de sangre. Déjese secar este anti-coagulante haciendo que los recipientes permanezcan toda la noche sobre una mesa de trabajo tibia o en una incubadora a 37°C.

**EHRlich, REACTIVO DE (No. 18)**

Paradimetilaminobenzaldehído ..... 2 g  
Acido clorhídrico (HCl) concentrado ..... 20 ml  
Agua destilada ..... 80 ml

Mezcle el agente químico con el agua y a continuación agregue el ácido clorhídrico cuidadosamente.

Mezcle completamente todos los componentes.

*Advertencia:* el ácido clorhídrico es sumamente corrosivo.

**EOSINA, 10 g/l (1%), SOLUCION ACUOSA DE (No. 19)**

Eosina ..... 1g  
Agua destilada ..... q.s. 100 ml

**EOSINA, 20 g/l (2%), SOLUCION SALINA DE (No. 20)**

Eosina ..... 2g  
Cloruro sódico, 8,5 g/l (0,85%) en solución acuosa ..... q.s. 100 ml

**FENICADA, FUCSINA, para la tinción de Ziehl y Neelsen (No. 21)**

Solución A:

*Solución saturada de fucsina básica*

Fucsina básica ..... 3 g  
Etanol al 95% ..... 100 ml

Solución B.

*Solución de fenol acuosa, 50 g/l (5%)*

Fenol ..... 10 g  
Agua destilada ..... q.s. 200 ml

A continuación:

Solución A ..... 10 ml  
Solución B ..... 90 ml

*Advertencia:* esta solución es sumamente corrosiva y tóxica.

**FIELD, TINCION DE (No. 22)**

**COLORANTE A DE FIELD:**

*Elaboración a partir de polvos preparados:*

Polvos para colorante A de Field ..... 5,0 g  
Agua destilada caliente ..... q.s. 600 ml

Mezcle hasta que los polvos se disuelvan. Filtre cuando se haya enfriado.

*Elaboración a partir de colorantes y agentes químicos originales:*

Azul de metileno (medicinal) ..... 1,6 g  
Azur 1 ..... 1,0 g  
Hidrofosfato disódico (Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>) anhidro ..... 10,0 g  
Fosfato de potasio y dihidrógeno (KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) anhidro ..... 12,5 g  
Agua destilada ..... 1 000 ml

Disuelva ambos fosfatos en el agua. Vierta aproximadamente la mitad de esta solución en un frasco con capacidad para un litro, en que se hayan colocado algunas cuentecillas de vidrio. Añada los polvos colorantes y mezcle minuciosamente todo el contenido del frasco. Agregue el resto de la solución de fosfatos. Mezcle bien y filtre.

## COLORANTE B DE FIELD:

*Elaboración a partir de polvos preparados:*

|  |             |
|--|-------------|
| Polvos para colorante B de Field . . . . . | 4,8 g       |
| Agua destilada caliente . . . . .          | q.s. 600 ml |

Mezcle bien hasta que se disuelva. Filtre la mezcla cuando se haya enfriado.

*Elaboración a partir de colorantes y agentes químicos originales:*

|   |               |
|---|---------------|
| Eosina (hidrosoluble, amarilla) . . . . .                                       | 2,0 g         |
| Hidrofosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ) anhidro . . . . .           | 10,0 g        |
| Fosfato de potasio y dihidrógeno ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) anhidro . . . . . | 12,5 g        |
| Agua destilada . . . . .  | q.s. 1 000 ml |

Disuelva ambos fosfatos en el agua. Vacíe la mezcla en un frasco con capacidad para 1 litro. Añada la eosina. Mezcle hasta que se disuelva. Filtre.

## FLUOR, OXALATO DE (No. 23), Anticoagulante

|                            |             |
|----------------------------|-------------|
| Fluoruro sódico . . . . .  | 1,2 g       |
| Oxalato potásico . . . . . | 6,0 g       |
| Agua destilada . . . . .   | q.s. 100 ml |

Para usar este anticoagulante, trasládalo con una pipeta de 0,1 ml a recipientes pequeños con capacidad para 2 ml de sangre (o LCR).

*Advertencia:* el fluoruro sódico y el oxalato potásico son sustancias tóxicas.

## FORMALDEHIDO, CITRATO (No. 24)

|   |          |
|---|----------|
| Citrato sódico . . . . .  | 3,0 g    |
| Solución comercial de formaldehído, por lo menos al 37% ("formalina") . . . . . | 1,0 ml   |
| Agua destilada . . . . .  | 100,0 ml |

*Advertencia:* el formaldehído es corrosivo y tóxico.

## FORMALDEHIDO, SOLUCION AL 10% DE (No. 25)

|   |          |
|---|----------|
| Solución comercial de formaidehído, por lo menos al 37% ("formalina") . . . . . | 100,0 ml |
| Agua destilada . . . . .  | 300,0 ml |

*Advertencia:* el formaldehído es corrosivo y tóxico.

## FORMALDEHIDO, SOLUCION SALINA DE (No. 26)

|  |       |
|--|-------|
| Solución neutra de formaldehído, por lo menos al 37% ("formalina") . . . . . | 10 ml |
| Solución de cloruro sódico, 8,5 g/l (0,85%) (No. 48) . . . . .               | 90 ml |

La solución comercial de formaldehído se neutraliza añadiendo unas gotas de solución de carbonato sódico en concentración de 50 g/l (5%) (reactivo No. 43). Mida el pH con una cinta de papel indicador.

*Advertencia:* el formaldehído es corrosivo y tóxico.

## FOUCHET, REACTIVO DE (No. 27)

1. Primeramente prepárese una solución de cloruro férrico al 10%:  
Cloruro férrico ( $\text{FeCl}_3$ ) . . . . . 10 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 100 ml
2. Elaboración del reactivo:  
Solución de cloruro férrico . . . . . 10 ml  
Ácido tricloroacético ( $\text{CCl}_3\text{COOH}$ ) . . . . . 25 g  
Agua destilada . . . . . 100 ml

Disuelva el ácido en unos 70 ml de agua destilada, en un matraz volumétrico con capacidad para 100 ml. Agregue los 10 ml de solución de cloruro férrico al 10%. Complete los 100 ml con agua destilada.

*Advertencia:* el ácido tricloroacético es sumamente corrosivo.

### GIEMSA, TINCION DE (No. 28)

|  |        |
|--|--------|
| Colorante de Giemsa en polvo . . . . . | 0,75 g |
| Metanol (CH <sub>3</sub> OH) . . . . . | 65 ml  |
| Glicerol . . . . .                     | 35 ml  |

Coloque los ingredientes en un frasco que contenga cuentecillas de vidrio y sacúdalo. Después sacuda el frasco 3 veces al día durante 4 días consecutivos. Por último, fíltrese.

(Véanse las instrucciones del fabricante; puede ocurrir que las cantidades indicadas por éste sean diferentes).

En algunos países se usa la tinción de Wright (No. 60) en vez de la tinción de Giemsa.

### GLUCOSA, REACTIVOS PARA (No. 29)

#### ACIDO TRICLOROACETICO, 30 g/l (3%)

|                                 |             |
|---------------------------------|-------------|
| Acido tricloroacético . . . . . | 15 g        |
| Agua destilada . . . . .        | q.s. 500 ml |

Pese el ácido con rapidez, ya que es sumamente delicuescente. Trasládalo a un vaso para análisis y agregue agua para disolverlo. Vacíe la solución en un matraz con capacidad para 500 ml y llene hasta esta marca con agua. Esta solución se puede conservar en el frigorífico por tiempo indefinido.

*Advertencia:* el ácido tricloroacético es sumamente corrosivo.

#### REACTIVO DE ORTOTOLUIDINA

|                                 |        |
|---------------------------------|--------|
| Tiourea . . . . .               | 0,75 g |
| Acido acético glacial . . . . . | 470 ml |
| Ortotoluidina . . . . .         | 30 ml  |

Disuelva la tiourea en el ácido acético glacial. (Si esto resulta difícil, coloque el matraz en un recipiente con agua caliente). Añada la ortotoluidina y mezcle bien. Vacíe en un frasco oscuro y consérvese a la temperatura ambiente.

*Advertencia:* evite tocar estos agentes químicos; el ácido acético glacial es sumamente corrosivo.

#### ACIDO BENZOICO, 1 g/l (0,1%)

|                          |            |
|--------------------------|------------|
| Acido benzoico . . . . . | 1 g        |
| Agua destilada . . . . . | q.s. 1 000 |

Mida 1000 ml de agua destilada y caliéntela casi hasta el punto de ebullición. Agregue el ácido benzoico. Disuelva y déjela enfriar.

#### SOLUCION ESTANDARIZADA DE REFERENCIA PARA GLUCOSA

|   |             |
|---|-------------|
| Glucosa (dextrosa) pura, anhidra . . . . .  | 5 g         |
| Solución de ácido benzoico, 1 g/l . . . . . | q.s. 500 ml |

Pese la glucosa con precisión extrema. Trasládela a un matraz volumétrico de 500 ml y llene el matraz hasta ese nivel con la solución de ácido benzoico. Mezcle bien.

Congelé fracciones separadas, aproximadamente de 20 ml. Utilice un nuevo frasco de solución de referencia congelada cada vez que se prepare la solución de referencia para trabajar con glucosa.

#### SOLUCION DE REFERENCIA PARA TRABAJAR CON GLUCOSA

100 mg de esta referencia se componen de:

|   |             |
|---|-------------|
| Solución estandarizada de referencia para glucosa . . . . . | 1,0 ml      |
| Acido benzoico, 1 g/l . . . . .                             | q.s. 100 ml |

Con la mayor precisión traslade por medio de una pipeta 1,0 ml de la solución estandarizada de referencia a un matraz volumétrico de 100 ml.

Llénelo hasta ese nivel con la solución de ácido benzoico. Mézclelo adecuadamente. Guárdese en el frigorífico. Se debe renovar cada mes.

### GLICEROL EN AGUA (No. 30)

|   |               |
|---|---------------|
| Glicerol puro . . . . .                         | 5 ml          |
| Agua destilada (o filtrada y hervida) . . . . . | q.s. 1 000 ml |

### GRAM, SOLUCION DE YODO DE (No. 31)

|                                |        |
|--------------------------------|--------|
| Yodo . . . . .                 | 1 g    |
| Yoduro potásico (KI) . . . . . | 2 g    |
| Agua destilada . . . . .       | 300 ml |

Pulverice en un mortero el yodo y el yoduro potásico secos. Añada agua poco a poco algunos mililitros cada vez y muévelo minuciosamente después de cada adición hasta que el yodo y el yoduro se disuelvan. Mezcle esta solución en un frasco de vidrio oscuro con el resto del agua destilada. De otro modo:

Coloque 100 ml de agua en una probeta. Disuelva primero el yoduro potásico en unos 30 ml de este agua. Agregue el yodo y mezcle hasta que se disuelva. Añada el resto del agua y mezcle minuciosamente. Consérvese en un frasco oscuro.

### KINYOUN, FUCSINA FENICADA DE (No. 32)

|                          |        |
|--------------------------|--------|
| Fucsina básica . . . . . | 4 g    |
| Fenol . . . . .          | 8 g    |
| Etanol al 95% . . . . .  | 20 ml  |
| Agua destilada . . . . . | 100 ml |

Primero disuelva la fucsina en el etanol. A continuación añada el fenol al agua.

*Advertencia:* el fenol es sumamente corrosivo y tóxico.

### LACTOFENOL, SOLUCION AZUL ALGODON DE (No. 33)

|                              |       |
|------------------------------|-------|
| Cristales de fenol . . . . . | 20 mg |
| Acido láctico . . . . .      | 20 ml |
| Glicerol . . . . .           | 40 ml |
| Agua destilada . . . . .     | 20 ml |

Mezcle todo y disuélvalo calentando suavemente. Agregue 0,05 g de azul algodón.

*Advertencia:* el fenol es sumamente corrosivo y tóxico.

### LEISHMAN, TINCION DE (No. 34)

|                              |              |
|------------------------------|--------------|
| Polvos de Leishman . . . . . | 1,5 g        |
| Metanol . . . . .            | q.s. 1000 ml |

Enjuague con metanol un frasco limpio. Coloque en su interior algunas cuentecillas de vidrio limpias y secas. Añada los polvos colorantes y el metanol. Mezcle bien para disolver los polvos colorantes. El material de tinción estará así listo para usarlo al día siguiente. Al preparar una tinción de la técnica de Romanowski empleando metanol, como la tinción de Leishman, es importante que se impida la entrada a la humedad durante la elaboración y posteriormente, durante su conservación.

### LUGOL, SOLUCION YODURADA DE (No. 35)

|                                |             |
|--------------------------------|-------------|
| Yodo . . . . .                 | 1 g         |
| Yoduro potásico (KI) . . . . . | 2 g         |
| Agua destilada . . . . .       | q.s. 100 ml |

Pese el yodo en un plato de porcelana o un cristal de reloj. Pulverícelo junto con el yoduro potásico, ambos secos, en un mortero. Añada algunos mililitros de agua a intervalos y muele minuciosamente hasta que el yodo y el yoduro se disuelvan. Deposite esta solución en un frasco de vidrio de color ambar con el resto del agua destilada. De otro modo:

Coloque 100 ml de agua en una probeta. Disuelva primero el yoduro potásico en unos 30 ml de este agua. Agregue el yodo y mezcle hasta disolverlo. Añada el resto del agua y mezcle bien. Consérvese en un frasco oscuro.

### MAY-GRÜNWARD, TINCION DE (No. 36)

Polvos de May-Grünward. . . . . 5 g  
Metanol. . . . . q.s. 1000 ml

Enjuague con metanol un frasco limpio. Deposite en su interior algunas cuentecillas de vidrio limpias y secas. Agregue los polvos colorantes y el metanol. Mezcle bien para disolver completamente los polvos colorantes.

Esta tinción mejora después de conservarla durante 1 - 2 semanas, mezclándola con suavidad a intervalos. Cuando se prepara una tinción de la técnica de Romanowski empleando metanol, como la de May-Grünward, es importante que se impida la entrada de humedad durante su elaboración y posteriormente, al guardarla.

### METILENO, AZUL DE, ACUOSO (No. 37)

Azul de metileno. . . . . 0,3 g  
Agua destilada. . . . . 100 ml

Fíltrelo después de disolver.

### MIF (No. 38)

#### 1. Prepare una solución madre:

Tintura de tiomersal, 1:1000 (Merthiolate, Lilly) . . . . . 200 ml  
Solución de formaldehído (No. 25) . . . . . 25 ml  
Glicerol . . . . . 5 ml  
Agua destilada. . . . . 250 ml

Consérvese en un frasco oscuro hasta 3 meses.

#### 2. Elaboración de solución yodurada de Lugol, 50 g/l (5%):

Yodo. . . . . 5 g  
Yoduro potásico (KI) . . . . . 10 g  
Agua destilada. . . . . q.s. 100 ml

Prepárela de la misma manera que la solución yodurada de Lugol (No. 35). Se debe guardar durante un mes solamente en un frasco oscuro.

#### 3. El día en que se vaya a usar, mezcle:

Solución madre de tiomersal . . . . . 9,4 ml  
Solución yodurada de Lugol; 50 g/l (5%) . . . . . 0,6 ml

*Advertencia:* el formaldehído es corrosivo y tóxico.

### PANDY, REACTIVO DE (No. 39)

Fenol. . . . . 30 g  
Agua destilada. . . . . 500 ml

Coloque el fenol en un frasco de 1000 ml. Agregue el agua. Agite vigorosamente. Deje en reposo durante un día. Observe si hay alguna parte de fenol que no se haya disuelto. Si es así, fíltrelo. (Si todo el fenol se ha disuelto, añada otros 10 g y espere durante un día más antes de filtrar). El reactivo de Pandy es una solución saturada de fenol.

*Advertencia:* el fenol es sumamente corrosivo y tóxico.

### PLATA, SOLUCION DE NITRATO DE, 17 g/l (1,7%) (No. 40)

Nitrato de plata. . . . . 5,1 g  
Agua destilada. . . . . q.s. 300 ml

*Advertencia:* el nitrato de plata es cáustico.

### POTASICO, HIDROXIDO, 200 g/l (20%) (No. 41)

Hidróxido potásico a granel (KOH) . . . . . 20 g  
Agua destilada. . . . . q.s. 100 ml

*Advertencia:* el hidróxido potásico es corrosivo.

### SAFRANINA, SOLUCION DE (No. 42)

|                                 |             |
|---------------------------------|-------------|
| Solución madre:                 |             |
| Safranina O (certificada) ..... | 2,5 g       |
| Etanol al 95% .....             | q.s. 100 ml |
| Solución de trabajo:            |             |
| Solución madre .....            | 10 ml       |
| Agua destilada .....            | 90 ml       |

### SALINA, SOLUCION ISOTONICA (véase Sódico, solución de cloruro)

### SODICO, SOLUCION ACUOSA DE CARBONATO, 50 g/l (5%) (No. 43)

|   |             |
|---|-------------|
| Carbonato sódico anhidro ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) (o una cantidad equivalente de uno de sus hidratos) ..... | 5 g         |
| Agua destilada .....  | q.s. 100 ml |

### SODICO, SOLUCION ACUOSA DE HIDROXIDO, 30 g/l (3%) (No. 44)

|                                 |             |
|---------------------------------|-------------|
| Hidróxido sódico a granel ..... | 3 g         |
| Agua destilada .....            | q.s. 100 ml |

*Advertencia:* el hidróxido sódico es corrosivo.

### SODICO, SOLUCION ACUOSA DE HIDROXIDO, 100 g/l (10%) (No. 45)

|                                 |             |
|---------------------------------|-------------|
| Hidróxido sódico a granel ..... | 10 g        |
| Agua destilada .....            | q.s. 100 ml |

### SODICO, SOLUCION ACUOSA DE METABISULFITO, 20 g/l (2%) (No.46)

|  |            |
|--|------------|
| Metabisulfito sódico ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_5$ ) ..... | 0,5 g      |
| Agua destilada .....   | q.s. 25 ml |

Prepárese para usarse inmediatamente.

### SODICO, SOLUCION ACUOSA DE TIOSULFATO, 30 g/l (3%) (No. 47)

|  |             |
|--|-------------|
| Tiosulfato sódico anhidro (o una cantidad equivalente de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ ) ..... | 3 g         |
| Agua destilada .....   | q.s. 100 ml |

Consérvese en un frasco oscuro. Usese para neutralizar el cloro en las muestras de agua sujetas a exámenes bacteriológicos.

### SODICO, SOLUCION DE CLORURO, 8,5 g (0,85%) ("solución salina isotónica") (No. 48)

|                      |              |
|----------------------|--------------|
| Cloruro sódico ..... | 8,5 g        |
| Agua destilada ..... | q.s. 1000 ml |

### STUART, MEDIO DE TRANSPORTE MODIFICADO DE (No. 49)

|   |          |
|---|----------|
| Agar .....  | 4,00 g   |
| Agua destilada .....  | 1,00 l   |
| Calientese hasta que se disuelva y, mientras se encuentra caliente:       |          |
| Cloruro sódico .....  | 3,00 g   |
| Cloruro potásico .....  | 0,20 g   |
| Hidrofosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ) anhidro .....         | 1,15 g   |
| Fosfato sódico y de hidrógeno ( $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ ) anhidro ..... | 0,20 g   |
| Tioglicolato sódico .....   | 1,00 g   |
| Cloruro cálcico, 10 g/l (1%), solución acuosa recién preparada .....      | 10,00 ml |
| Cloruro magnésico, 10 g/l (1%), solución acuosa .....                     | 10,00 ml |

pH final: 7,3

1. Agite hasta que se disuelva. Agregue 10 g de polvos de carbón neutro.
2. Coloque 5-6 ml en tubos de 13 x 10 mm con tapa de rosca (no se aplaste).
3. Esterilice los tubos en el autoclave a 121°C durante 20 minutos. Invierta los tubos antes de que el medio se solidifique, a fin de que el carbón neutro se distribuya uniformemente. A continuación guarde en el frigorífico.

**SULFOSALICILICO, SOLUCION ACUOSA DE ACIDO, 300 g/l (30%)  
(No. 50)**

Acido sulfosalicílico . . . . . 30 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 100 ml

**SULFOSALICILICO, SOLUCION DE ACIDO, 30 g/l (3%) (No. 51)**

Para análisis cuantitativos de proteínas empleando proteínas estandarizadas:

- dilúyase la solución de 300 g/l de la siguiente manera:
  - ácido sulfosalicílico, 300 g/l . . . . . 50 ml
  - agua destilada . . . . . 450 ml

**TRISODICO, SOLUCION ACUOSA DE CITRATO, 20 g/l (2%) (No. 52)**

Citrato trisódico . . . . . 2 g  
Solución de cloruro sódico (No.48). . . . . q.s. 100 ml  
Consérvese en el frigorífico.

**TRISODICO, SOLUCION ACUOSA DE CITRATO, 38 g/l (3%) (No. 53)**

Citrato trisódico anhidro (o una cantidad equivalente de behidrato o pentahidrato) . . . . . 3,8 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 100 ml  
Consérvese en el frigorífico. Usese 1 ml de la solución por 4 ml de sangre.

**TÜRK, SOLUCION DE (No. 54)**

Acido acético (CH<sub>3</sub>COOH) glacial . . . . . 4 ml  
Agua destilada . . . . . q.s. 200 ml  
Solución acuosa de azul de metileno . . . . . 10 gotas

La solución de azul de metileno se prepara disolviendo 0,3 g de azul de metileno en 100 ml de agua destilada. Fíltrese antes de añadirla a la solución ácida.

*Advertencia:* el ácido acético es corrosivo.

**UREA, REACTIVOS PARA (No. 55)**

**ACIDO TRICLOROACETICO, 100 g/l (10%)**

Acido tricloroacético . . . . . 20 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 200 ml

Pese el ácido con rapidez, ya que es sumamente delicuescente.  
Trasládelo a un vaso para análisis. Agregue agua para disolverlo.  
Trasládelo a una probeta o a un matraz con tapón y complete los 200 ml con agua.

*Advertencia:* el ácido tricloroacético es sumamente corrosivo.

**DIACETIL MONOXIMA ESTANDARIZADA**

Diacetil monoxima (monoxima 2,3-butanodiona) . . . . . 6,25 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 250 ml

Disuelva la diacetil monoxima en agua destilada. Esta solución se deberá renovar cada mes.

**TIOSEMICARBACIDA ESTANDARIZADA**

Tiosemicarbacida . . . . . 0,63 g  
Agua destilada . . . . . q.s. 250 ml

Disuélvase la tiosemicarbacida en el agua destilada. Esta solución es estable a la temperatura ambiente.

### SOLUCION DE CITRATO TRISODICO AL 5%

|                         |             |
|-------------------------|-------------|
| Citrato trisódico ..... | 5 g         |
| Agua destilada .....    | q.s. 100 ml |

### SOLUCION DE TRABAJO DE DIACETIL MONOXIMA Y TIOSEMICARBACIDA

|                                       |             |
|---------------------------------------|-------------|
| Diacetil monoxima estandarizada ..... | 24 ml       |
| Tiosemicarbacida estandarizada .....  | 10 ml       |
| Agua destilada .....                  | q.s. 100 ml |

Mezclense las soluciones. Renuévense cada mes.

### SOLUCION ESTANDARIZADA DE REFERENCIA PARA UREA

|  |             |
|--|-------------|
| Urea .....   | 0,5 g       |
| Solución acuosa de ácido benzoico, 10 g/l (1%) ..... | q.s. 500 ml |

Pese con precisión extrema. Disuelva el ácido benzoico en un matraz volumétrico de 500 ml. Mezcle minuciosamente la solución de ambos compuestos.

### SOLUCION DE REFERENCIA PARA TRABAJAR CON UREA

|  |             |
|--|-------------|
| Solución estandarizada de referencia para urea ..... | 10 ml       |
| Acido tricloroacético al 10% .....                   | 50 ml       |
| Solución acuosa de ácido benzoico, 10 g/l (1%) ..... | q.s. 100 ml |

Utilice pipetas para medir con toda precisión. Mezcle bien las soluciones en un matraz volumétrico de 100 ml.

*Advertencia:* el ácido tricloroacético es sumamente corrosivo.

### VIOLETA CRISTAL DE HUCKER, MODIFICADO (No. 56)

|                                     |       |
|-------------------------------------|-------|
| Solución A:                         |       |
| Violeta cristal (certificado) ..... | 2 g   |
| Etanol al 95% .....                 | 20 ml |

|  |         |
|--|---------|
| Solución B:  |         |
| Oxalato de amonio ( $(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ ) ..... | 0,8 g   |
| Agua destilada .....   | 80,0 ml |

Mezcle las soluciones A y B. Guarde la mezcla 24 horas antes de usarla. Fíltrela en un frasco para tinción usando un filtro de papel.

### WAYSON, TINCION DE (No. 57)

|                                    |       |
|------------------------------------|-------|
| Solución A <sub>1</sub> :          |       |
| Fucsina básica .....               | 0,2 g |
| Metanol anhidro ("absoluto") ..... | 10 ml |

|                                    |       |
|------------------------------------|-------|
| Solución A <sub>2</sub> :          |       |
| Azul de metileno .....             | 0,7 g |
| Metanol anhidro ("absoluto") ..... | 10 ml |

Combine las dos soluciones = Solución A.

|   |        |
|---|--------|
| Solución B: (solución acuosa de fenol, 50 g/l (5%)) |        |
| Fenol .....   | 10 g   |
| Agua destilada .....                                | 200 ml |

Agregue la solución A a la solución B. Las propiedades de la tinción de Wayson mejoran con el tiempo. Prepare en grandes volúmenes y distribúyase en cantidades pequeñas, en frascos de vidrio oscuro, para usarla posteriormente.

*Advertencia:* el fenol es corrosivo.

### WILLIS, SOLUCION DE (No. 58)

Esta es una solución saturada de cloruro sódico.

|                      |        |
|----------------------|--------|
| Cloruro sódico ..... | 125 g  |
| Agua destilada ..... | 500 ml |

Disuelva el cloruro sódico calentando la mezcla hasta el punto de ebullición. Déjese enfriar y reposar. Observe si cierta proporción de sal queda sin disolver. Si toda la sal se ha disuelto agregue otros 50 g. Fíltrela y consérvela en un frasco con tapón de corcho.

**WINTROBE, MEZCLA DE (No. 59)**

Solución anticoagulante.

|  |             |
|--|-------------|
| Oxalato de amonio ( $(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ ) ..... | 1,2 g       |
| Oxalato potásico ( $\text{K}_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ ) .....       | 0,8 g       |
| Agua destilada .....   | q.s. 100 ml |

Deposite 0,5 ml de esta mezcla en cada frasco de 5 ml que se use para recolectar sangre. Deje los frascos abiertos a fin de que se sequen a la temperatura ambiente o, de preferencia, coloque en una incubadora a 37°C.

**WRIGHT, TINCION DE (No. 60)**

|                                   |       |
|-----------------------------------|-------|
| Polvos colorantes de Wright ..... | 0,3 g |
| Glicerol .....                    | 3 ml  |
| Metanol .....                     | 97 ml |

**ZENKER, FIJADOR DE (No. 61)**

|                          |             |
|--------------------------|-------------|
| Bicromato potásico ..... | 2,5 g       |
| Cloruro mercurico .....  | 5,0 g       |
| Sulfato sódico .....     | 1,0 g       |
| Agua destilada .....     | q.s. 100 ml |

Poco antes de usarla, agregue a los 100 ml de la solución:

|                             |      |
|-----------------------------|------|
| Acido acético glacial ..... | 5 ml |
|-----------------------------|------|

*Advertencia:* el ácido acético glacial es sumamente corrosivo y el cloruro mercurico es extremadamente tóxico. Este fijador solo debe ser preparado por técnicos totalmente capacitados, que posean suficiente experiencia.

# INDICE

## A

- ABO, clasificación de grupos sanguíneos, 435-436
  - por medio de antisueros, método del portaobjetos, 437-439, 443-445, 463
  - método del tubo del ensayo, 440-441, 446, 463
  - por medio de eritrocitos estandarizados, método del portaobjetos (mosaico), 437-439, 443-445, 463
  - método del tubo de ensayo, 440-441, 446, 463
- Accidentes, 98
  - prevención de, 101
- ACD, solución de, 444, 458, 466
- Acético, ácido, 175, 331, 334, 466
- Acido, reactivo, 432, 466
- Acido y etanol, 249, 253, 257, 466
  - modificado, 259
- Actinomicetos, 240
- Agitadores, fabricación, 66
- Agua, amortiguada, 61-63, 466
  - desmineralizada, 59
  - destilada, 57
  - limpia, 56
  - muestreo para análisis, 279-284
  - para usar en el laboratorio, 56
  - pH del, 58, 60, 61-63
- Agujas, 105, 226, 265
  - esterilización, 34
  - limpieza, 32
  - para ensayo del VDRL, 288, 294
  - punción venosa, 353
- Aire caliente, horno de, 37
- Alcohol polivinílico, 73, 173, 174
- Amebas, 73
  - formas móviles, 147-148, 150-152, 165
  - quistes, 157-158
- Ancylostoma duodenale*, 123, 142
  - helmintos, 146
  - huevos, 125, 126, 163
  - larvas, 169
- Anillados, eritrocitos, 408, 413
- Anisocitosis, 409
- Anticoagulantes, 68-69, 72, 352, 466, 469, 470, 475, 477
- Antígeno D, 435, 448
  - distribución geográfica, 452
- Antrax, bacilos, 239
- APV, véase Alcohol polivinílico
- Asa para siembra, fabricación, 232

- Ascaris lumbricoides*, 123, 142
  - helmintos, 143
  - huevos, 125, 127, 140, 163
- Autoclave, 33, 35

## B

- Bacilos, ácidosresistentes, 249, 252
  - ántrax, 239
  - difteria, 270, 271
  - gramnegativos, 240, 244
  - grampositivos, 239, 244
  - lepra, 252, 259-263, 264
  - peste, 265-267
  - tétanos, 239
  - tuberculosis, 249-258, 277
- Balanzas, 48-57
- Balantidium coli*, quiste, 155, 159
  - forma móvil, 148, 159
- Bárico, solución acuosa de cloruro, 100 g/l, 317, 467
- Basófilos polimorfonucleares, 401
- Basofílicos, gránulos, 410
- Bencidina, ensayo de la, 177
- Benedict, método para determinar glucosa en la orina, 311-312
- Benedict, solución cualitativa, 311, 467
- Benzoico, ácido, 429, 471
- Bicromato, solución limpiadora de, 30, 369, 467
- Biliares, pigmentos en la orina, 316-318
- Biopsia, material de, fijación y envío, 73, 75-77
- Blanco, reactivo (ácido tricloroacético), 432, 467
- Blastoquistes, en las heces fecales, 160
- Borrelia*, 241
- Bovina, albúmina, al 20%, 453, 464, 467
- Brugia malayi*, 213, 214
- Buretas, 46
- Burker, cámara cuadrículada de, para recuentos de células sanguíneas, 364

# C

- Cabot, cuerpos de, 410
- Candida*, 270, 272, 349
- Cantidades, nombres de, 7-10
- Cary y Blair, medio de transporte de, 265, 268, 468
- Centrífugas, 52-55
  - véase también Microhematocrito, centrífuga para
- Chagas, enfermedad de
  - véase Tripanosomiasis americana
- Chilomastix mesnili*, 154
  - formas móviles, 148, 154
  - quistes, 158
- Ciliados, 147, 156
  - formas móviles, 147, 148
  - quistes, 155, 158
- Cilindros, en sedimentos urinarios, 330-332
- Clonorchis sinensis*, 123
  - helminetos, 146
  - huevos, 125, 128, 141, 163
- Clorhídrico, ácido, 0,1 mol/l, 377, 468
- Coagulación, tiempo de, 421-422
  - sangre entera, 423-427
- Coágulo, tiempo de retracción y lisis, 425-427
- Coccidios, en las heces fecales, 161
- Cocobacilos, gramnegativos, 240
- Cocos, gramnegativos, 244
  - grampositivos, 239, 244
- Cólera, vibrión del, 72, 268, 269
- "Columnas de monedas", formación de, 442, 450, 455
- Compatibilidad sanguínea, ensayo de la, 453-455, 464
- Compatibilidad sanguínea, ensayo para transfusiones, 453-455, 464
- Concentración, métodos de, 223-225
  - de microfilarias, 223-225
  - de parásitos en las heces fecales, 162-169
  - de tripanosomas, 207-208
- Corynebacterium diphtheriae*, 270, 271
- Cresil brillante, azul de, 414, 417, 468
- Cristalería, utensilios de, 27-32, 34, 37, 64-67, 105, 369-370
- Cristales, en los sedimentos urinarios, 332-335

# D

- Diabetes mellitus, 429
- Diacetil monoxima con tiosemicarbácida, método para la determinación de urea, 432-434

- Dicrocoelium*, 123, 142
  - helminetos, 146
  - huevos, 128, 141, 163
- Dientamoeba fragilis*, 158
  - forma móvil, 148, 152
- Difteria, bacilos, 271
- Dipetalonema perstars*, 213
- Dipetalonema streptocerca*, 218
- Diphyllobothrium latum*, 123, 142
  - huevos, 128, 141
- Diplococos, gramnegativos, 239, 243
- Dipylidium saninum*, 123, 142
  - helminetos, 129
  - huevos, 145
- Drabkin, líquido para dilución, 371, 468
- Duke, método para el tiempo de sangrado, 421-422

# E

- Echinococcus granulosus*, 195
- EDTA, solución salina bipotásica, 68, 72, 352, 380, 383, 388, 413, 414, 418, 433, 437, 448, 469
- Ehrlich, reactivo de, 319, 469
- Eléctrico, equipo, instalación y conservación, 87-93
- Eléctrico, choque, 101
- Eliptocitos, 410
- Embarazo, pruebas de, 336
- Endolimax nana*, 152
  - forma móvil, 152
  - quistes, 158
- Enfermedad de Chagas,
  - véase Tripanosomiasis americana
- Entamoeba coli*, 148, 150
  - forma móvil, 150, 151
  - quistes, 157
- Entamoeba hartmanni*, 148
  - forma móvil, 152
  - quistes, 157
- Entamoeba histolytica*, 142, 148, 150
  - forma móvil, 148, 150, 151
  - quistes, 155, 157, 159
- Enterobius vermicularis*, 123, 129
  - helminetos, 143
  - huevos, 125, 129, 140
  - recolección de huevos, 119-121
- Eosina, solución acuosa de, 10 g/l, 297, 469
  - solución salina de, 20 g/l, 147, 469
- Eosinofilia, 406
- Eosinófilos polimorfonucleares, 401
- Epiteliales, células en los sedimentos urinarios, 329
- Eritrocitos, 351
  - anormales, 407-410
  - en los sedimentos urinarios, 327

Eritrocitos, concentración de número, 9, 366-370, 384  
 Eritrocitos, recuento, véase Eritrocitos, concentración de número  
 Eritrocitos, fracción de volumen, 8, 9, 379-385  
 Eritrocitos, velocidad de sedimentación (VSE), 418-420  
 Esferocitos, 409  
 Espermatozoides, en los sedimentos urinarios, 329  
 Espiroquetas, 182, 241, 246-248, 272  
 Espujo, 254  
   bacilos de la tuberculosis en el, 249  
   examen de las preparaciones, 252  
   huevos en el, 183-184  
   preparación del frotis, 249-251  
   recolección, 254  
   remisión del, 72, 255  
 Esquizonte, 197, 200-201  
 Estafilococos, 239  
 Esterilización, 33-38  
 Estreptococos, 239  
 Examen bacteriológico, 231-234  
   agua, envío de, para efectuar el, 279-284  
   gonorrea, 243-244  
   heces fecales, envío de, para efectuar el, 268-269  
   lepra, 259-264  
   muestras de exudado faríngeo, 270-272  
   peste, 265-267  
   sífilis, 246-248  
   tinción, 235-237  
   tuberculosis, 249-258  
   urinario, 275-277

## F

Falciformes, células, 408, 411-413  
 Faríngeo, exudado, muestras de, envío, 71, 273  
   examen, 270-272  
   preparación de hisopos, 274  
*Fasciola hepatica*, 123, 142  
   helminths, 140  
   huevos, 125, 130, 141, 163  
*Fasciolopsis buski*, 123, 142  
   helminths, 146  
   huevos, 125, 130, 141, 163  
 Fenicada, fucsina de Kinyoun, 257, 472  
   de Ziehl y Neelsen, 249, 253, 469  
   modificada para el ensayo de lepra, 259  
 Field, tinción de, véase Tinción, Field

Fijación de frotis bacterianos, 232-235, 250, 261, 266  
   extensiones de sangre, preparación de, 387-390, 393, 395  
   gota gruesa, preparación de, 189-192  
   tejidos de biopsias, 73, 75-78  
   tinción, 193-195, 391-396  
 Filarias, véase Microfilarias  
 Flagelados, 153-154  
   en las heces fecales, 158  
   formas móviles, 148, 153-154, 165  
   quistes, 158  
   rasgos para reconocerlos, 156  
   en la orina, 181  
 Fluoro, oxalato de, 341, 344, 352, 429, 470  
 Fontanería, procedimientos simples, 94-97  
 Formaldehído, solución al 10%, 73, 165, 173, 325, 470  
 Formaldehído, solución de citrato de, 366, 470  
 Formaldehído, solución salina, 73, 75, 470  
 Formaldehído y éter, técnica de concentración, 162, 165-167  
 Fouchet, reactivo de, 317, 470  
 Frotis, para examen bacteriológico, fijación, 233-234  
   preparación, 232-233  
   tinción, 234  
 Frambesia o pian, 246, 247, 287, 288  
 Fuchs y Rosenthal, cámara para recuento, 343

## G

Gametocitos, 197, 200-201  
*Giardia lamblia*, forma móvil, 148, 153  
   quistes, 155, 158, 159  
 Giemsa, tinción de, véase Tinción Giemsa  
 Glicerol, solución salina amortiguada de, 72, 269, 466  
 Glóbulos blancos, véase Leucocitos  
 Glóbulos rojos, véase Eritrocitos  
*Glossina*, 226  
 Glucosa, cálculo en el líquido cefalorraquídeo, 344, 429  
   cálculo en la sangre, 429-431  
   cálculo en la orina, 311-312  
 Glucosa, reactivos para, 429, 471  
 Gonococos, 239, 243-244  
 Gonorrea, 231, 243-244  
 Gram, tinción de, véase Tinción, Gram  
 Granulocitos, 403  
 Gravedad específica de la orina, 307-308

# H

- Haemophilus influenzae*, 348
- Hansen, bacilo de,  
véase *Mycobacterium leprae*
- Harada y Mori, técnica para la concentración de heces fecales, 162, 168-169
- Heces fecales,
  - concentración de parásitos en, 162-169
  - envío, 71-74, 173-174, 268-269
  - examen, 113, 170-172
  - helminfos, adultos, en, 143-146
  - huevos en, 122-141
  - recolección, 114
  - sangre oculta en, 175-177
- Helminfos,
  - adultos, en las heces fecales, 143-146
  - véase también Huevos
- Hematocrito,  
véase Eritrocitos, fracción de volumen
- Hemoglobina, concentración de, 385
  - cálculo por el método fotométrico de la cianometahemoglobina, 371-374
  - cálculo por el método de Sahli, 377-378
  - cálculo por el uso de un comparador, 375-376
  - unidades de medición, 371
- Hemoglobina H, cuerpos de, 417
- Hemoglobina S, 411
- Heinz, cuerpos de, 417
- Heparina, 69, 380
- Heterophyes heterophyes*, 123, 131
  - helminfos, 146
  - huevos, 131, 141, 163
- Hipocrómicos, eritrocitos, 409
- Hisopos, preparación de, 274
- Hongos,
  - en el exudado genitourinario, 188
  - en las heces fecales (levaduras), 160
  - en el líquido cefalorraquídeo, 349
  - en los sedimentos urinarios (levaduras), 328
- Howell y Jolly, cuerpos de, 410
- Huevos en el esputo, 183-185
  - en las heces fecales, relación alfa-bética, 123
    - aspecto microscópico, 121, 126-137, 140-141
    - hallazgos que no se deben confundir, 138-140
    - guía para su identificación, ---
    - métodos de concentración, 163-169
    - términos empleados, 124
  - en la orina, 178-180
- Hymenolepis diminuta*, 123, 142
  - huevos, 131, 141
- Hymenolepis nana*, 123, 142
  - helminfos, 145
  - huevos, 125, 132, 140, 163

# I

- Intoxicación, 100
- Informes, del examen bacteriológico, 242
  - del examen de heces fecales, 172
  - mensual, del laboratorio, 84
- Iodamoeba butschli*,
  - forma móvil, 148, 152
  - quistes, 158

# J

- Jenner, tinción de,  
véase Tinción, Jenner
- Jeringas, 105
  - esterilización, 34

# K

- Kala-azar (leishmaniasis visceral), ensayo de la sangre en, 462
- Kinyoun, fucsina fenicada de, 257, 472

# L

- Laboratorio, aparatos y equipo del, 27-28, 104-107
- Laboratorio, utensilios de vidrio del, 27
  - fabricación, 64-68
  - limpieza, 29-32
- Laboratorio, planos del, 102-103
- Laboratorio, ejemplos de registros del, 78-83
- Lactofenol, solución de azul algodón de, 300, 472
- Lavado, matraz, preparación de, 67

LCR; véase Líquido cefalorraquídeo  
 Lee y White, método de, para medir el tiempo de coagulación en la sangre intacta, 423-424  
 Leishman, tinción de, véase Tinción, Leishman  
*Leishmania donovani*, 462  
 Lepra, 259-264  
 Lepra, bacilos de la, en los frotis de exudado nasal, 264  
*Leptospira icterohaemorrhagiae*, en la orina, 182  
 Leptospirosis, 182  
 Leucocitos, 351  
   en las heces fecales, 160  
   en el líquido cefalorraquídeo, 342  
   en los sedimentos urinarios, 327  
   examen, 398-404  
   recuento, 363, 405-406  
 Leucocitos, concentración de número, 9, 360-365  
 Leucocitos, fracción de número del tipo de, 8, 9, 193, 343, 397-398  
 Leucocitos, recuento, véase Leucocitos, concentración de número  
 Leucocitosis, 364  
 Leucopenia, 364  
 Levaduras, 240  
   en el exudado genitourinario, 188  
   en las heces fecales, 160  
   en los sedimentos urinarios, 328  
 Linfocitos, 401-402, 404  
 Linfocitosis, 406  
 Líquido cefalorraquídeo, aspecto, 340  
   cálculo de la glucosa en el, 344, 429  
   concentración de leucocitos en el, 342  
   envío de muestras del, 71, 350  
   examen microscópico del, 347  
   hongos en el, 349  
   meningococos en el, 348  
   neumococos en el, 348  
   obtención de, 339  
   proteínas en el, 345-346  
   registro, 80  
   tripanosomas en el, 347  
   Ziehl y Neelsen, tinción con la técnica de, 349  
*Loa loa*, 212, 214  
 Loeffler, medio de cultivo de, 271, 273  
 Lovibond, comparador de, 61  
 Lugol, ensayo con la solución yodurada de, 316  
 Lugol, solución yodurada de, 116, 147, 155, 165, 173, 316, 472

## M

Macroцитos, 409  
 Mal de pinto, 288

*Mansonella ozzardi*, 213, 214  
 May y Grunwald, tinción de, véase Tinción, May y Grunwald  
 McArthur, microscopio de, 26  
 Media, concentración globular de hemoglobina, véase Media, concentración de hemoglobina en los eritrocitos  
 Media, concentración de hemoglobina en los eritrocitos, 10, 386  
 Medios de transporte, para esputo, 255  
   para gonococos, 245-246  
   para heces fecales, 268-269  
   para líquido cefalorraquídeo, 350  
   para muestras de exudado faríngeo, 273  
 Megacariocitos, 404  
 Meningitis, 339, 344, 347-349, 429  
 Meningococos, 239  
   en el líquido cefalorraquídeo, 347  
 Mensual, informe, ejemplo de, 84  
*Metagonimus yokogawai*, 123  
   helmintos, 146  
   huevos, 132, 141, 163  
 Metileno, azul de, acuoso, 249, 253, 257, 473  
   modificado, 259  
 Micelio, filamentos de, en el exudado genitourinario, 188  
 Microcitos, 409  
 Microfilarias, cutáneas, 215-219  
   del líquido ganglionar, 230  
   del ojo, 219  
   de la orina, 181-182  
   sanguíneas, concentración, 207-208  
   especies, 212-214  
   horas más adecuadas para obtener las muestras, 204  
   preparación húmeda, 204-206  
   rasgos para reconocerlas, 210-214  
   tinción, 209  
 Microhematocrito, centrífuga para, 208, 224, 379-383  
 Microscopio, 13-26  
   enfoque del objeto, 21  
   medidas cotidianas de conservación, 23  
   precauciones al usarlo, 24  
   preparación, 18  
   sistema de ajuste, 17  
   sistema de aumento, 14  
   sistema de iluminación, 16  
   sistema de soporte, 13  
 Mieloblastos, 404  
 MIF, solución de, 73, 165, 173, 473  
 MIF, técnica de concentración en heces fecales, 162, 167  
 Moniliasis, 272  
 Monocitos, 402  
   en el paludismo, 202  
 Monocitosis, 406  
 Mosca tsetse, véase *Glossina*  
 Móviles, formas de protozoarios en las heces fecales, 147-154  
   aspecto microscópico, 150-154  
   examen en portaobjetos, 147  
   rasgos para reconocerlos, 149

Muestras, envío de, 71-73  
desecho de, 39-41  
empaque de, 74  
registro de, 78  
*Mycobacterium leprae*, 259  
*Mycobacterium tuberculosis*, 249, 253

## N

*Necator americanus*, 123, 142  
helminths, 146  
huevos, 125, 132, 140, 163  
*Neisseria gonorrhoeae*, 243  
Neubauer, cámara cuadrada de, para  
recuentos de células sanguíneas, 363, 368  
Neutrofilia, 406  
Neutrófilos polimorfonucleares, 400  
en cayado, 400  
inmaduros, 400  
Neutropenia, 406  
Normoblastos, 364, 403, 408

## O

*Onchocerca volvulus*, 215  
en la orina, 181  
rasgos para reconocerlo, 218  
Oncocercosis, 215-219  
*Opisthorchis felinus*, 123  
helminths, 146  
huevos, 133, 141, 163  
Orina, registro de análisis, 80  
aspecto, 306  
bacilos de la tuberculosis en la, 277  
cultivos de, 278  
examen bacteriológico directo de la,  
275-277  
glucosa en la, 311-312, 323  
gravedad específica de la, 309-310  
papeles indicadores para examinar la,  
323-324  
parásitos en la, 178-182  
pH, 309-310  
pigmentos biliares en la, 316-318  
proteínas en la, 313-315, 323  
pruebas del embarazo en la, 336  
recolección de la, 275, 305  
sangre en la, 337  
sustancias cetónicas en la, 320-321  
urobilinógeno en la, 319, 324

Ortotoluidina, método de la, para la determi-  
nación de la glucosa, 429-431  
Ortotoluidina, reactivo de, 429, 471  
Oxiuro, véase *Enterobius vermicularis*

## P

Paludismo, parásitos del, 196-203  
densidad, 198, 203  
distribución geográfica, 199  
en la sangre de los donadores, 462  
etapas de desarrollo, 197  
preparación de frotis de sangre, 196  
extensiones sanguíneas, 387-390  
frotis de gota gruesa, 189-192  
rasgos distintivos, 200-202  
Pandy, ensayo de globulinas en el LCR por el  
método de, 346  
Pandy, reactivo de, 346, 473  
*Paragonimus westermani*, 123  
huevos, 125, 133, 141, 163, 183-184  
Parásitos, 111  
concentración en las heces fecales, 162  
en la orina, 178-182  
véanse también los parásitos específicos  
de cada caso  
*Pasteurella pestis*, véase *Yersinia pestis*  
Periférico, laboratorio, equipo para el,  
104-107  
plano, 102-103  
Peste, 265-267  
pH, determinación en el agua, 60, 61-63  
en la orina, 309-310  
Piel, lesiones de la, bacilos de la lepra en las,  
259-262  
Pigmentos biliares, en orina, 316-318  
Pinto, 288  
Pipetas, 43  
de Pasteur, 64, 246  
goteras, 46  
limpieza, 30  
Pitiriasis versicolor, examen directo, 297-299  
*Pityrosporum furfur*, 297  
Planillas para registro y registros del labora-  
torio, 79-83  
análisis de orina, 80-81  
donadores de sangre, 82  
hematología, 79  
Líquido cefalorraquídeo, 80-81  
parasitología, 83  
química sanguínea, 79  
transfusiones de sangre, 80-81  
serología, 83  
Plaquetas, véase Trombocitos  
Plasma, sangre, 352  
Plasmáticas, células, 402  
Plasmocitos, 402

Plata, solución de nitrato de, 17 g/l,  
58, 60, 473  
Poiquilocitos, 409  
Polimorfonucleares, células, 400-401, 403  
  en banda, 400  
  en cayado, 400  
Portaobjetos, limpieza, 31-32  
Potásico, hidróxido, 200 g/l, 300, 473  
Presión, olla de, esterilización con la, 36  
Primeros auxilios, procedimientos de, 98-101  
Proteínas, en el líquido cefalorraquídeo,  
345-346  
  en la orina, 313-316  
Protozoarios, 113, 142  
  formas móviles, 147-161  
  quistes, 155-159, 165  
  *véanse también los protozoarios especí-  
  ficos de cada caso*  
Punción venosa, 353-358, 458-461  
Pus, en las heces fecales, 161  
  en la uretra, 71, 243-245

## Q

Quemaduras, por ácidos, 98  
  por álcalis, 99  
  por calor, 100  
Quistes, aspecto microscópico, 157-159  
  en las heces fecales, 155-161  
  examen en portaobjetos, 155  
  objetos, no confundir con hongos, 160, 161  
  rasgos distintivos, 156

## R

Reactivos, preparación, 465-477  
Recipientes para muestras, 68-73  
  agua, 279  
  desecho y esterilización, 39-41  
  esputo, 70, 255  
  exudado faríngeo, 71, 273  
  heces fecales, 72-73, 114, 268  
  líquido cefalorraquídeo, 71, 350  
  orina, 73, 305  
  sangre, 68-69, 72, 286-287, 461  
  tejidos para biopsias, 73, 76  
Recuento de glóbulos blancos,  
  *véase* Leucocitos, concentración de  
  número  
Recuento de glóbulos rojos,  
  *véase* Eritrocitos, concentración de  
  número

Registros, 78-83  
Reticulocitos, 414-417  
  concentración de número, 9, 416  
  fracción de número, 9, 416  
Rhesus, clasificación de grupos sanguíneos,  
435-436  
  método del portaobjetos, 448-450  
  método del tubo de ensayo, 451-463  
Ríos, ceguera de los,  
  *véase* Oncocercosis  
Romanowski, tinción de,  
  *véase* Tinción, Romanowski

## S

Safranina, solución de, 235-244, 474  
*Salmonella*, 268  
Sangrado, tiempo de, 421-422  
Sangre,  
  cálculo de la glucosa en la, 429-431  
  en el líquido cefalorraquídeo, 340  
  en la orina, 337  
  envío de, 72, 285-287  
  oculta, en las heces fecales, 175-177  
  capilar, recolección de, 189-190, 358,  
  388  
  venosa, 353-358, 437, 458-461  
  seca, 287  
  urea en la, 432-434  
Sangre, coagulación de la, 325  
  ensayos de, 421-427  
Sangre, compatibilidades de la, 453-455, 464  
Sangre, donadores de, 458  
  riesgos del grupo O, 456-457  
  registro, 82  
Sangre, extensiones de, fijación, 390  
  preparación, 387-390  
  tinción, 391-396  
Sangre, gota gruesa de, preparación, 189-192  
  tinción, 191-196  
Sangre, plaquetas, *véase* Trombocitos  
Sangre, plasma, *véase* Plasma, sangre  
Sangre, suero, *véase* Suero, sangre  
Sangre, transfusión de, 435-464  
  Sanguíneos, grupos, 435-436  
  clasificación, 437-452  
  plan de trabajo, 463-464  
  sistema ABO, 437-447  
  sistema Rhesus, 448-452  
Saprofitas, 238, 239, 241, 244  
Scolex hidatídico, 185  
*Schistosoma bovis*, 123, 142  
  helmintos, 146  
  huevos, 133, 163  
*Schistosoma haematobium*, 123, 125, 142  
  helmintos, 146  
  huevos, 125, 134, 140, 163, 178-180,  
  332

*Schistosoma intercalatum*, 123, 142  
 helmintos, 146  
 huevos, 134, 141, 163  
*Schistosoma japonicum*, 123, 142  
 helmintos, 146  
 huevos, 125, 135, 141, 163  
*Schistosoma mansoni*, 123, 142  
 helmintos, 146  
 huevos, 122, 125, 135, 140, 163, 180  
 Sedimentos urinarios, aspecto microscópico,  
 327-335  
 cilindros, 330-332  
 cristales en los, 332-335  
 preparación, 326  
 Sífilis, 246-248, 287, 288  
*Shigella*, 268  
*Simulium*, 215  
 Sódico, carbonato, 98, 474  
 Sódico, nitroprusido,  
 véase Sódico, pentacianonitrosilferrato  
 (2-)  
 Sódico, pentacianonitrosilferrato (2-), 320  
 Sódico, solución acuosa de hidróxido, 30 g/l,  
 183, 474  
 solución acuosa, 100 g/l, 178, 474  
 Sódico, solución acuosa de metabisulfito,  
 20 g/l, 411, 474  
 Sódico, solución acuosa de tiosulfato, 30 g/l,  
 279, 474  
 Sódico, solución de cloruro, 8,5 g/l, 116, 121,  
 147, 155, 165, 186, 204, 209, 215, 220,  
 226, 264, 265, 288, 437, 453, 463, 474  
 Solución salina isotónica,  
 véase Sódico, solución de cloruro, 8,5 g/l  
*Strongyloides stercoralis*, 123, 142  
 huevos, 125, 136, 141  
 larvas, 136, 140, 163, 168-169  
 Sueño, enfermedad del,  
 véase Tripanosomiasis africana  
 Suero, sangre, 352  
 color en la sangre del donador, 457  
 envío de, 286  
 preservación del, 286  
 recolección de, 285-286  
 Stuart, medio de transporte de, modificado,  
 246, 273, 350, 474  
 Sulfosalicílico, ácido, solución acuosa de,  
 30 g/l, 345, 475  
 solución acuosa, 300 g/l, 313, 475  
 Suministros, inventario, 85  
 almacén, 85  
 pedidos, 86

## T

*Taenia saginata*, 123, 142  
 helmintos, 144, 145  
 huevos, 125, 137, 140, 163

*Taenia solium*, 123, 142  
 helmintos, 144, 145  
 huevos, 125, 137, 140, 163  
 Tétano, bacilo del, 239  
 Tiempo de lisis de los coágulos de sangre, 426  
 Tinción, Field, A y B, 191, 196, 222,  
 390, 395  
 Giemsa, 191, 193-196, 207, 209, 218  
 222, 230, 241, 390, 393  
 Gram, 235-238, 242, 244, 253  
 270, 275  
 Jenner, 391  
 Kinyoun, 257-258  
 Leishman, 391  
 May y Grünwald, 193, 390, 393  
 Romanowski, 391  
 Wayson, 265-267  
 Wright, 391  
 Ziehl y Neelsen, 238, 242, 249, 253,  
 259, 262, 264, 275, 349  
 Tiña, examen directo, 300-302  
 Tiosemicarbácida, reactivo de, 432, 476  
 Transgrow, medio de transporte, 71, 245,  
 273, 350  
*Treponema pallidum*, 246, 462  
*Treponema pertenue*, 246  
*Treponema Vincentii*, 241, 272  
 Tricloroacético, ácido, 30 g/l, 429, 471  
 100 g/l, 432, 476  
*Trichomonas hominis*, forma móvil, 148, 153  
*Trichomonas vaginalis*, en el exudado genito-  
 urinario, 186-187  
 en la orina, 181  
 en los sedimentos urinarios, 329  
*Trichostrongylus*, 123, 142  
 huevos, 137, 141  
*Trichuris trichiura*, 123, 142  
 helmintos, 146  
 huevos, 125, 137, 140  
 Tripanosomas, en el líquido cefalorraquídeo,  
 347  
 en el líquido de los nódulos linfáticos,  
 226-230  
 en la sangre, 220-224, 287, 462  
 rasgos con que se reconocen, 221, 222,  
 225, 229, 230  
 Tripanosomiasis, Africana, 220, 226  
 Americana, 220, 225  
 Trisódico, solución acuosa de citrato, 20 g/l,  
 207, 208, 475  
 solución acuosa, 38 g/l, 69, 72, 352,  
 418, 438, 475  
 Trofozoitos, 197, 200-201  
 Trombocitos (plaquetas), 203, 351, 398, 426  
 Trombocitos, concentración de número,  
 9, 351  
 Trombocitos, recuento,  
 véase Trombocitos, concentración de  
 número  
*Trypanosoma cruzi*, 225, 462  
*Trypanosoma gambiense*, 222  
*Trypanosoma rangeli*, 225  
*Trypanosoma rhodesiense*, 222  
 Tuberculosis, 231, 249-258  
 Turk, solución de, 342, 360, 475

# U

Unidades SI, 6-10  
Urea, cálculo, 432-434  
Urea, reactivos para, 432, 475  
Urobilinógeno, 319, 324

# V

VDRL, ensayo del, 248, 288  
    cualitativo, 291-293  
    cuantitativo, 294-296  
    preparación de la suspensión antigénica,  
    288  
    solución amortiguadora para, 289, 46  
Vidrio, utensilios de,  
    véase Cristalería  
Vincent, angina de, 241, 272  
Violeta cristal de Hucker, modificado,  
    235, 468  
Volumen de sedimentación globular,  
    véase Eritrocitos, fracción de volumen de  
Volumen, medición del, 42-47  
VSE,  
    véase Eritrocitos, velocidad de sedimen-  
    tación de

# W

Willis, técnica de concentración de,  
    162-164  
Willis, solución de, 163, 477  
Wintrobe, mezcla de, 352, 383, 477  
Wright, tinción de,  
    véase Tinción, Wright  
*Wuchereria bancrofti*, 212, 214  
    en la orina, 181  
    en los sedimentos urinarios, 332

# X

Xantocromia, 342

# Y

*Yersinia pestis*, 265, 267

# Z

Zenker, fijador de, 73, 75, 477

Precio: US\$15,00

PXT02  
ISBN - 92 75 31439 X