FAO
DOCUMENTO
TÉCNICO
DE PESCA

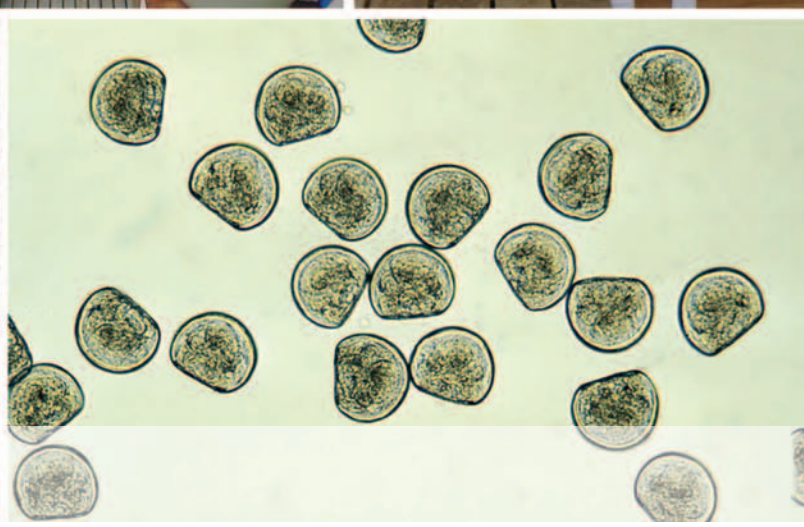
471

Cultivo de bivalvos en criadero

Un manual práctico







FAO
FIAT PANIS

Fotografías de la cubierta:

Fila superior de izquierda a derecha: Cilindros de fibra de vidrio utilizados para el cultivo de microalgas; interior de un criadero pequeño de bivalvos; semillero flotante para semilla de bivalvos.
Fila inferior de izquierda a derecha: hembra de almeja japonesa desovando (cortesía de Brian Edwards); microfotografía de larvas D de *Crassostrea gigas* (cortesía de Michael M. Helm).

Cultivo de bivalvos en criadero

Un manual práctico

FAO
DOCUMENTO
TÉCNICO
DE PESCA

471

Preparación

Michael M. Helm
Consultor de la FAO
Nueva Escocia, Canadá

y

Neil Bourne
Consultor de la FAO
Columbia Británica, Canadá

Compilación y edición

Alessandro Lovatelli
Servicio de Recursos de Aguas Continentales y Acuicultura
Dirección de Recursos Pesqueros de la FAO
Roma, Italia

Traducción

Marie-Louise Tall
Instituto Agronómico Mediterráneo de Zaragoza
Zaragoza, España

Juan Cigarría
Tinamenor, S.A.
Pesués, España

ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN
Roma, 2006

Preparación de este documento

Este manual forma parte del programa de publicaciones del Servicio de Recursos de Aguas Continentales y Acuicultura de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Constituye una síntesis de las metodologías actuales que se pueden aplicar al cultivo intensivo de moluscos bivalvos en criadero, y muestra las similitudes y diferencias entre las metodologías utilizadas en la producción de almejas, ostras y vieiras en distintas regiones climáticas. Se describen todos los aspectos del proceso de cultivo, además de otros aspectos relacionados con la elección del emplazamiento y el diseño de instalaciones apropiadas. Asimismo el manual incluye una descripción del manejo de la semilla de bivalvos tras abandonar el criadero y pasar por los semilleros situados en tierra y en el mar antes del engorde. La publicación tiene como objetivo ayudar a los técnicos que comienzan a trabajar en este campo y a aquellos inversores interesados en evaluar la complejidad de la producción intensiva en criadero.

Los autores reúnen la experiencia combinada de 80 años de trabajo en la biología, gestión y funcionamiento de los criaderos, abarcando un amplio abanico de las especies más cultivadas en distintas partes del mundo. La preparación del manual ha estado a cargo de la coordinación general del responsable de recursos de pesca (acuicultura) Alessandro Lovatelli.

Los autores desean agradecer las aportaciones de muchos antiguos y actuales compañeros y líderes de la industria, sin los cuales esta publicación no habría sido posible.

Se agradece especialmente la colaboración de Clara Guelbenzu en la revisión del manuscrito.

El diseño gráfico de la publicación ha sido realizado por J.L. Castilla Civit.

Todas las fotografías del manual han sido realizadas por los autores, salvo indicación contraria.

Resumen

El cultivo de moluscos bivalvos ocupa un lugar importante en la producción acuícola mundial que se encuentra en rápida expansión y que representa aproximadamente el 20 por ciento de la producción del sector, estimada en 14 millones de toneladas en 2000. La mayor parte de la producción procede de poblaciones naturales, si bien los stocks se están acercando cada vez más o han sobrepasado ya el máximo rendimiento sostenible. El aumento de los stocks a través de la pesca y el uso de semilla de captación natural tanto en cultivos extensivos como intensivos son prácticas habituales en todo el mundo, pero en el futuro no siempre se podrá contar con el reclutamiento natural, además de que cada vez son más acuciantes los conflictos de uso de las zonas litorales. Una solución para satisfacer la demanda de semilla de la industria de bivalvos, aplicable a la producción de especies de alto valor unitario como la almeja, la ostra y la vieira, pasa por el cultivo en criadero. La producción de semilla a través de la propagación en criadero supone hoy en día un pequeño porcentaje de los requisitos totales de semilla, pero es probable que estas necesidades aumenten conforme se vayan produciendo variedades seleccionadas genéticamente y adaptadas a condiciones específicas.

Los criaderos de bivalvos llegaron a Europa y a Estados Unidos en los años sesenta. Desde aquellos primeros años, se conoce mejor y se sigue investigando sobre las necesidades biológicas de las diferentes especies que predominan en la producción acuícola mundial, así como sobre la tecnología empleada para producirlas. Este manual describe la situación actual de conocimientos al incluir los diferentes aspectos del cultivo y producción en criadero, desde la adquisición de reproductores hasta la etapa en la que la semilla tiene talla suficiente para transferirse al engorde en mar. El manual centra su atención en los métodos intensivos empleados en las instalaciones creadas como criaderos, más que en los métodos más extensivos de producción de semilla en sistemas de estanques en tierra. Para ofrecer una visión completa también se describe y trata a fondo la fase intermedia de producción en semillero, la interfase entre el criadero y el engorde en el mar, así como el concepto de telecaptación.

Este manual no pretende ser un tratado científico sobre el tema, sino proporcionar al lector una visión práctica de los recursos que se necesitan así como los detalles de cómo manejar y gestionar las distintas etapas de la vida de los bivalvos dentro del ciclo productivo de un criadero. La mayoría de los ejemplos se refiere a las especies de climas templados que más se cultivan, incluyendo el ostión japonés, *Crassostrea gigas*, la ostra virgínica, *Crassostrea virginica*, la ostra europea, *Ostrea edulis*, la almeja japonesa, *Tapes philippinarum* y diferentes especies de vieira. También se tiene en cuenta el cultivo de bivalvos tropicales. Los métodos descritos también son extrapolables a bivalvos menos importantes desde el punto de vista de la producción mundial.

Los autores reconocen que la producción de bivalvos en criadero es un arte basado en la ciencia más que una ciencia *per se*. En lo que se refiere al nivel de sofisticación de las instalaciones y la precisión con la que se aborda cada etapa de la producción, existen tantas maneras de dirigir y gestionar un criadero como criaderos. En este sentido, muchos experimentados gerentes de criaderos considerarán exagerado el nivel de detalle de gran parte de la información que aquí se presenta. Sin embargo, los autores entienden que es necesario incluir también en el manual una sólida base para aquellos que comienzan a trabajar en este campo, explicando no sólo cómo se realizan las diferentes tareas sino también los fundamentos biológicos de por qué se hace y de qué manera. Por esta razón, el contenido del manual es igualmente válido tanto para un criadero experimental rigurosamente controlado, como para un criadero comercial.

Además de explicar la tecnología y métodos de cultivo, el manual incorpora una breve descripción de los procesos de identificación de sitios adecuados para ubicar un criadero, así como los aspectos que hay que tener en cuenta en la planificación y diseño. También se incorporan avances que probablemente mejorarán la fiabilidad y viabilidad económica de la industria de criaderos en un futuro cercano, incluyendo temas como la poliploidía, el desarrollo de variedades seleccionadas, la crioconservación de gametos y la necesidad de contar con alimentos novedosos e inertes.

Palabras clave: Acuicultura marina, cultivo de bivalvos, criaderos de bivalvos, semilleros de bivalvos, producción de semilla de bivalvos, ostras, almejas, vieiras.

Helm, M.M.; Bourne, N.; Lovatelli, A. (comp./ed.)
Cultivo de bivalvos en criadero. Un manual práctico.
FAO Documento Técnico de Pesca. No. 471. Roma, FAO. 2006. 184 pp.

Índice

Preparación de este documento iii
Resumen iv
Índice de ilustraciones xi
Índice de cuadros xvi
Glosario xvii
Abreviaturas, siglas y equivalencias xxi

Introducción 1

Primera parte – Selección del emplazamiento, diseño del criadero y aspectos económicos

1.1 SELECCIÓN DEL EMPLAZAMIENTO 5
1.1.1 Introducción 5
1.1.2 Consideraciones 6
1.1.2.1 Reglamentación gubernamental 6
1.1.2.2 Calidad del agua de mar 6
1.1.2.3 Emplazamiento del criadero 7

1.2 ASPECTOS RELACIONADOS CON EL DISEÑO DEL CRIADERO 8
1.2.1 Introducción 8
1.2.2 Captación de agua de mar 9
1.2.3 Instalaciones 12
1.2.3.1 Instalaciones para el cultivo de algas 13
1.2.3.2 Zona de mantenimiento y desove de reproductores 14
1.2.3.3 Zona de cultivo de larvas 15
1.2.3.4 Zona de cultivo de semilla 15
1.2.3.5 Otros requisitos de espacio 15

1.3 ASPECTOS ECONÓMICOS 16

1.4 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 17

Segunda parte – Biología básica de los bivalvos: taxonomía, anatomía y ciclo vital

2.1 TAXONOMÍA Y ANATOMÍA 19
2.1.1 Introducción 19
2.1.2 Anatomía externa 20
2.1.3 Anatomía interna 21

2.2 CICLO VITAL 23
2.2.1 Desarrollo gonadal y desove 23
2.2.2 Desarrollo embrionario y larvario 25
2.2.3 Metamorfosis 26
2.2.4 Alimentación 27
2.2.5 Crecimiento 27
2.2.6 Mortalidad 27

2.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 29

Tercera parte – Funcionamiento del criadero: cultivo de algas

3.1 INTRODUCCIÓN 33

3.2 MANTENIMIENTO DE CEPAS E INÓCULOS 36
3.2.1 Procedimientos para el manejo de cepas 37
3.2.2 Manejo del cultivo de inóculos 40

3.3 CULTIVOS A ESCALA INTERMEDIA 41
3.3.1 Fases de crecimiento de los cultivos 42
3.3.2 Detalles de funcionamiento para cultivos a escala intermedia 43
3.3.3 Estimación de la densidad de algas 45

3.4 CULTIVOS A GRAN ESCALA 48
3.4.1 Cultivo en bolsa y en cilindro 49
3.4.2 Cultivo con iluminación interna 51
3.4.3 Principios del manejo de cultivos a gran escala 51
3.4.4 Cultivos a gran escala automatizados 55
3.4.5 Resolución de problemas 56
3.4.6 Cultivo extensivo al aire libre 57

3.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 59

Cuarta parte – Funcionamiento del criadero: acondicionamiento de los reproductores, puesta y fecundación

4.1 ACONDICIONAMIENTO DE LOS REPRODUCTORES 61
4.1.1 Introducción 61
4.1.2 Métodos de acondicionamiento 64
4.1.2.1 Sistemas de tanques y tratamiento del agua 64
4.1.2.2 Alimentación de los reproductores 67
4.1.2.3 Cálculo de raciones alimenticias para el acondicionamiento 68
4.1.2.4 Adecuación de las raciones para los sistemas de circulación abierta 69
4.1.2.5 Acondicionamiento en dos fases al inicio de la temporada 70
4.1.3 Acondicionamiento de bivalvos en los trópicos 70

4.2 PUESTA Y FECUNDACIÓN 71
4.2.1 Introducción 71
4.2.2 Obtención manual de gametos 73
4.2.3 El caso de la ostra plana 74
4.2.4 Inducción de la puesta en bivalvos ovíparos 77
4.2.4.1 Procedimientos de tratamiento térmico 77
4.2.4.2 Desove en bivalvos dioicos 78
4.2.4.3 Desove en bivalvos monoicos 80
4.2.5 Procedimientos para la fecundación 80

4.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 83

Quinta parte – Funcionamiento del criadero: cultivo de larvas, metodología básica, alimentación y nutrición, factores que inciden en el crecimiento y la supervivencia, fijación y metamorfosis

5.1 METODOLOGÍA BÁSICA 86
5.1.1 Introducción 86
5.1.2 Métodos para el desarrollo embrionario 86
5.1.2.1 Tanques para embriones y larvas 86
5.1.2.2 Tratamiento del agua 87
5.1.2.3 Cultivo de embriones 88
5.1.3 Métodos de cultivo larvario 94
5.1.3.1 Iniciación de un nuevo cultivo 95
5.1.3.2 Manejo de cultivos larvarios 96
5.1.4 Cultivo larvario más eficiente 99
5.1.4.1 Cultivo de alta densidad 99
5.1.4.2 Cultivo en sistemas de circulación abierta 100
5.1.5 Crecimiento y supervivencia de larvas 103

5.2 ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN 104
5.2.1 Introducción 104
5.2.2 Aspectos de la dieta 105
5.2.3 Composición de la dieta y raciones 107
5.2.3.1 Estrategias de alimentación 110
5.2.3.2 Cálculo de raciones alimenticias 111

5.3 FACTORES QUE INCIDEN EN EL CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA 113
5.3.1 Introducción 113
5.3.2 Efectos de la temperatura y la salinidad 113
5.3.3 Calidad del agua de mar 116
5.3.4 Calidad de los huevos y de las larvas 119
5.3.5 Enfermedades 123

5.4 FIJACIÓN Y METAMORFOSIS 124
5.4.1 Introducción 124
5.4.2 Preparación de las larvas para la metamorfosis 125
5.4.3 Fijación de las larvas 126
5.4.3.1 Estímulos para la fijación 126
5.4.3.2 Sustratos adecuados para la fijación 126

5.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 132

Sexta parte – Funcionamiento del criadero: telecaptación en criadero y en semillero

6.1 INTRODUCCIÓN 137

6.2 TELECAPTACIÓN 140
6.2.1 Antecedentes 140
6.2.2 Preparación de larvas para el transporte 141
6.2.3 Preparación en el lugar de destino 141
6.2.4 Recepción de larvas con ojo 143
6.2.5 Fijación de las larvas y cultivo de la semilla 143

6.3 MÉTODOS PARA EL CULTIVO DE SEMILLA PEQUEÑA 145
6.3.1 Introducción 145
6.3.2 Sistemas de engorde de semilla sobre material de fijación 145
6.3.3 Sistemas de engorde de semilla no fijada 145
6.3.4 Operaciones en sistemas cerrados de circulación ascendente 149
6.3.5 Operaciones en sistemas cerrados de circulación descendente 150
6.3.6 Clasificación y estimación de la semilla 151
6.3.7 Operaciones en sistemas de circulación abierta 153

6.4 DIETAS Y RACIONES ALIMENTICIAS PARA SEMILLA PEQUEÑA 155
6.4.1 Composición específica de la dieta 155
6.4.2 Cálculo de la ración alimenticia 155

6.5 CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA 157
6.5.1 Variabilidad en el crecimiento de la semilla entre especies 157
6.5.2 Efecto de la ración sobre el crecimiento 158
6.5.3 Efectos combinados de la ración y de la temperatura 160
6.5.4 Supervivencia 161
6.5.5 Producción en criadero 162

6.6 CULTIVO EN SEMILLERO 163
6.6.1 Semilleros en tierra 165
6.6.2 Semilleros en barcazas 167

6.7 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 170

Séptima parte – El futuro de los criaderos: tecnologías en desarrollo

7.1 GENÉTICA 175
7.1.1 Poliploidía 176
7.1.2 Genética cuantitativa y molecular 177

7.2 EL FUTURO 179

7.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 182

Índice de ilustraciones

Ilustración 1: Producción de bivalvos procedentes de la pesca y de la acuicultura durante el decenio 1991-2000 1

Ilustración 2: Comparación de la producción procedente de la pesca y de la acuicultura con la contribución relativa de los principales grupos de bivalvos en 1991 y 2000 2

Ilustración 3: Selección de fotografías de criaderos que refleja las distintas dimensiones y los niveles de sofisticación de las construcciones que existen en el mundo 8

Ilustración 4: Diagrama de las diversas etapas en el tratamiento del agua de mar para uso en criaderos, desde los conductos de captación hasta los puntos donde se utiliza el agua para las diferentes actividades 10

Ilustración 5: Plano general de una planta diseñada especialmente como criadero de bivalvos .. 13

Ilustración 6: Características internas y externas de las valvas de una concha de chirla mercenaria, *Mercenaria mercenaria* 20

Ilustración 7: Anatomía del tejido blando interno de una almeja del género *Tapes* 20

Ilustración 8: Anatomía del tejido blando de la ostra plana, *Ostrea edulis*, y de la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, visible después de haber retirado una de las valvas de la concha 21

Ilustración 9: Anatomía del tejido blando interno de una vieira hermafrodita 21

Ilustración 10: Microfotografías de secciones histológicas del ovario de una vieira, *Argopecten gibbus*, durante la gametogénesis 24

Ilustración 11: Representación de las etapas de desarrollo de la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, dentro de un criadero 26

Ilustración 12: Microfotografías de dos especies de algas que se cultivan habitualmente en los criaderos, *Isochrysis* sp. y *Tetraselmis* sp. mostrando la diferencia relativa de tamaño celular 33

Ilustración 13: Etapas en la producción de algas 35

Ilustración 14: El proceso de cultivo de algas con los diferentes insumos necesarios 35

Ilustración 15: Incubadoras con control de luz y temperatura para el mantenimiento de pequeños cultivos de algas 36

Ilustración 16: Esquema de una cámara de transferencia de cultivos. Autoclave apta para la esterilización de volúmenes reducidos de medios de cultivo 37

Ilustración 17: Fotografías que muestran las típicas instalaciones de mantenimiento de inóculos 41

Ilustración 18: Dos sistemas diferentes de cultivo de algas a escala intermedia 42

Ilustración 19: Fases en el crecimiento de los cultivos de algas ilustradas con una típica curva de crecimiento para el gran flagelado verde, *Tetraselmis suecica* 42

Ilustración 20: Diagrama de la rejilla marcada sobre un porta de hemocitómetro 46

Ilustración 21: Contadores de partículas electrónicas utilizados en los criaderos para registrar la densidad celular en cultivos de algas 47

Ilustración 22: El cultivo a gran escala solía hacerse en grandes tanques circulares o rectangulares con iluminación superior 48

Ilustración 23: Tanques eficientes de cultivo de algas con 200 l de capacidad, enfriados con agua, y con iluminación interna 48

Ilustración 24: Ejemplos de sistemas de cultivo de algas con cilindros de fibra de vidrio, células fotovoltaicas y bolsas de polietileno 49

Ilustración 25: Relación entre la productividad del sistema de cultivo (rendimiento) y el aporte de energía lumínica 52

Ilustración 26: El efecto de la intensidad de luz sobre el rendimiento de *Tetraselmis* en recipientes de cultivo de 200 l y con iluminación interna 53

Ilustración 27: Efectos de la densidad celular poscosecha (PHCD) y del pH sobre la tasa de división celular, y la influencia de la salinidad sobre la productividad de cultivos de *Tetraselmis suecica* 53

Ilustración 28: Relación entre la densidad celular poscosecha (PHCD) y el tamaño de célula en cuanto a peso y productividad del cultivo semicontinuo de *Tetraselmis suecica* 54

Ilustración 29: Relación entre la densidad de células poscosecha y el rendimiento a una densidad celular estándar de cultivos de *Skeletonema costatum* en un sistema semicontinuo con dos intensidades de luz y concentraciones de silicato 54

Ilustración 30: Esquema de un sistema de cultivo continuo «turbidostato» 55

Ilustración 31: Ejemplos de producción de algas a gran escala en el exterior 57

Ilustración 32: Sistema típico de acondicionamiento de reproductores 62

Ilustración 33: La anatomía de una vieira Calico (*Argopecten gibbus*) en plena madurez 62

Ilustración 34: Selección de almejas cultivadas habitualmente en criadero 63

Ilustración 35: Diagrama que muestra un tanque de circulación continua para reproductores en el que los adultos se mantienen separados del fondo a través de una bandeja de malla y un tanque similar con sistema de filtración bajo gravilla 64

Ilustración 36: Ejemplos de diferentes tipos de tanques de circulación continua empleados para el acondicionamiento de reproductores 65

Ilustración 37: Un tanque de 120 l para reproductores que contiene 55 ostras de 80 g de peso vivo medio 66

Ilustración 38: Desove de una hembra de almeja japonesa 72

Ilustración 39: Obtención manual y transferencia de gametos del ostión japonés a un vaso de agua de mar filtrada utilizando una pipeta Pasteur 73

Ilustración 40: Anatomía de una ostra plana en desarrollo, *Ostrea edulis* 74

Ilustración 41: Etapas reproductivas de la ostra europea, *Ostrea edulis* 75

Ilustración 42: Aspecto de larvas veliger de *Ostrea edulis* (175 µm de longitud media de concha) en el momento en el que son expulsadas por el adulto 75

Ilustración 43: Acondicionamiento experimental de *Ostrea edulis* 76

Ilustración 44: Obtención manual de larvas en un adulto de *Ostrea edulis* 76

Ilustración 45: Diagrama de la disposición de una bandeja utilizada habitualmente para el desove de bivalvos ovíparos 77

Ilustración 46: Adultos de *Pecten ziczac* durante el ciclo térmico en una bandeja de desove ... 79

Ilustración 47: Esta secuencia de fotografías ilustra el desove de la vieira Calico dioica, *Argopecten gibbus*, en la Estación de Investigación Biológica de Bermudas 81

Ilustración 48: División de los óvulos de *Crassostrea gigas* unos 50 minutos después de la fecundación 82

Ilustración 49: Primeras etapas en el desarrollo de los óvulos 82

Ilustración 50: Los huevos fecundados se pueden incubar en agua de mar utilizando diversos tanques durante un período de 2 a 3 días, según la especie y la temperatura 86

Ilustración 51: Microfotografía de larvas D de *Crassostrea gigas* 87

Ilustración 52: Recipientes de cultivo apropiados para el desarrollo embrionario (y larvario).... 87

Ilustración 53: Ejemplos del equipo adecuado para el tratamiento del agua 88

Ilustración 54: Desarrollo embrionario desde la etapa de trocófora hasta la de larva D con un desarrollo completo de la concha 89

Ilustración 55: Mediciones de larvas: cada larva se orienta y alinea con el retículo ocular calibrado 90

Ilustración 56: La disposición de los tamices para captar larvas D de un tanque 91

Ilustración 57: El aspecto de casi 5 millones de larvas de la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, concentradas en un tamiz de 20 cm de diámetro y después de haber sido transferidas a un frasco graduado de 4 l, antes de la valoración 91

Ilustración 58: Equipo empleado para calcular el número de larvas 92

Ilustración 59: Pasos para recoger submuestras de larvas para el recuento necesario en el cálculo de la cifra total 93

Ilustración 60: Ejemplo de la hoja de registro diario y del tipo de información que se necesita registrar para poder hacer un seguimiento de un lote o de un tanque de larvas 97

Ilustración 61: Drenaje de tanques larvarios estáticos los días de cambio de agua 98

Ilustración 62: Control automático experimental de la densidad celular del alimento en cultivos de alta densidad de larvas de bivalvos 100

Ilustración 63: Disposición típica para cultivos larvarios con circulación continua..... 101

Ilustración 64: Detalle de la parte superior de un tanque experimental de circulación continua que muestra el filtro tipo «raqueta» 102

Ilustración 65: Microfotografías del crecimiento y desarrollo de larvas de ostión japonés, *Crassostrea gigas*, y de la vieira zigzag, *Pecten ziczac* 103

Ilustración 66: Crecimiento comparado de larvas de algunas especies de bivalvos de agua templada 104

Ilustración 67: Larvas alimentándose mientras nadan 105

Ilustración 68: Crecimiento, desarrollo y fijación de larvas de *Ostrea edulis* alimentadas a base de varias dietas simples y mixtas 105

Ilustración 69: Comparación de lípidos totales como porcentaje del peso seco sin cenizas y la abundancia relativa de varios ácidos grasos muy insaturados (HUFAs) en varias especies de algas 106

Ilustración 70: Crecimiento de larvas de *Crassostrea gigas*, *Crassostrea rhizophorae*, *Mercenaria mercenaria* y *Tapes philippinarum* alimentadas con T-Iso, *Chaetoceros calcitrans* y una mezcla de dos especies de estas dos algas 109

Ilustración 71: Efectos de la temperatura y la salinidad sobre el crecimiento de las larvas de vieira japonesa, *Patinopecten yessoensis* 114

Ilustración 72: Crecimiento de larvas de ostión de mangle, *Crassostrea rhizophorae* y ostión japonés, *Crassostrea gigas*, a diversas temperaturas y salinidades 115

Ilustración 73: Crecimiento de larvas de almeja japonesa, *Tapes philippinarum*, desde la etapa D hasta la metamorfosis, con tres temperaturas diferentes 115

Ilustración 74: Tasa de supervivencia relativa en bioensayos que comparan el desarrollo de óvulos fecundados de ostión japonés hasta la etapa larvaria D en criadero con agua de mar tratada y agua de mar artificial 117

Ilustración 75: Crecimiento comparativo de larvas de ostión japonés durante un período de 6 días, a 25 °C en condiciones de criadero y con agua de mar normal y artificial calculado como índice de crecimiento 118

Ilustración 76: Índices de crecimiento de muestras de crías de larvas de ostra europea, *Ostrea edulis*, cultivadas en criadero a escala de vaso de precipitados 119

Ilustración 77: Contenido en ácidos grasos poliinsaturados de huevos de almeja japonesa, *Tapes philippinarum*, procedentes de reproductores que habían sido alimentados en el criadero con diferentes dietas durante el acondicionamiento 120

Ilustración 78: Comparación de la composición en ácidos grasos poliinsaturados de stocks salvajes y acondicionados en criadero de larvas de ostra europea, *Ostrea edulis* 120

Ilustración 79: Relación entre el contenido total de lípidos como porcentaje del peso seco y el porcentaje de huevos de ostión japonés, *Crassostrea gigas*, que llegan a la etapa de larva D 121

Ilustración 80: Relación entre el contenido total en lípidos de huevos de ostión japonés recién desovados y meses del año en dos años diferentes y contenido en clorofila α en el agua de mar sin filtrar suministrada a reproductores en un criadero con un protocolo de acondicionamiento estándar 121

Ilustración 81: Relación entre el incremento del crecimiento de larvas de *Ostrea edulis* en un período de 4 días tras la liberación y contenido total de lípidos en el momento de la liberación de reproductores acondicionados del criadero 122

Ilustración 82: Comparación de los incrementos de peso (orgánico) seco sin cenizas y contenido lipídico por larva en relación con la longitud de concha media en larvas de cuatro especies de bivalvos 122

Ilustración 83: Microfotografias de larvas de *Argopecten gibbus* nadando y mostrando el órgano ciliado de alimentación y natación, el velo, y larvas pediveliger con ojo de la misma especie 124

Ilustración 84: Comportamiento natatorio de «encadenamiento» (o «embudo») de larvas maduras antes de la fijación 125

Ilustración 85: Sistema de telecaptación de ostras ubicado en la Isla de Vancouver, Columbia Británica, Canadá 127

Ilustración 86: En este ejemplo se muestra la utilización de láminas de PVC con superficie mate como sustrato para la fijación de semilla de ostra y su colocación en el fondo de los tanques de cultivo larvario 128

Ilustración 87: Las larvas pediveliger de vieira pueden fijarse con densidades de hasta 2 000 por litro en tanques llenos de material de fijación equipados con sistemas estáticos de recirculación o continuos 130

Ilustración 88: Bandejas cilíndricas con fondo de malla de nailón empleadas para la fijación de larvas pediveliger de vieira en la Estación de Investigación Biológica de Bermudas 131

Ilustración 89: Recepción de un envío de larvas con ojo de ostión japonés envueltas en malla de nailón en un lugar de telecaptación en la Columbia Británica, Canadá 141

Ilustración 90: Colocación de tanques en un emplazamiento de la Columbia Británica, Canadá ... 142

Ilustración 91: Sistemas de tanques simples utilizados para engordar semilla sobre el material de fijación..... 146

Ilustración 92: Sistema cerrado de tanques diseñado para semilla de vieira en cilindros con un sistema de circulación de agua descendente 147

Ilustración 93: Diagrama que ilustra las diferencias en la circulación de agua en sistemas ascendentes y descendentes para semilla 148

Ilustración 94: Sistemas ascendentes y cerrados utilizados para cultivar semilla pequeña de ostra . 149

Ilustración 95: Clasificación de la semilla utilizando tamices manuales (pantallas) en tanques poco profundos 152

Ilustración 96: Módulos de tanques con un sistema ascendente para semilla de mayor tamaño y con sistema continuo 154

Ilustración 97: Ejemplo de un producto registrado de pasta de algas, adecuado para sustituir parcial o totalmente las algas vivas cultivadas en criadero y empleadas en el cultivo de semilla de bivalvos 155

Ilustración 98: Comparación del crecimiento de semilla de ostión japonés, almeja japonesa y vieira Calico en condiciones similares 158

Ilustración 99: Relación entre la ración alimenticia y el crecimiento de semilla de ostión japonés 159

Ilustración 100: Comparación del crecimiento de semilla de ostra europea y ostión japonés a 24 °C alimentada con varias raciones de una dieta mixta de *Isochrysis* y *Tetraselmis* 160

Ilustración 101: Crecimiento y supervivencia de semilla de vieira Calico, *Argopecten gibbus*, en un período de 6 semanas tras la fijación 162

Ilustración 102: Diagrama que resume diversos aspectos de la producción en criaderos y muestra el rango de temperaturas y las necesidades alimenticias diarias por número unitario de animales en cada una de las etapas 163

Ilustración 103: Semilleros en tierra y sobre una plataforma flotante 164

Ilustración 104: Ejemplos de semilleros en tierra 165

Ilustración 105: Datos de un sistema de semillero en tierra con estanques en Nueva Escocia, Canadá, operativo desde principios de mayo hasta finales de octubre 166

Ilustración 106: Ejemplos de criaderos sobre plataformas flotantes 168

Ilustración 107: Pequeño criadero de sistema ascendente y fabricación comercial que funciona con una bomba de circulación axial en la Granja Ostrícola de Harwen, Port Medway, Nueva Escocia, Canadá 169

Ilustración 108: Sistemas flotantes ascendentes que utilizan la energía mareal «FLUPSYS» 169

Ilustración 109: Representación del proceso de inducción de la triploidía 177

Ilustración 110: Dispositivo que ejerce presión sobre los huevos para evitar que se reduzca el número de cromosomas como resultado de la supresión de la meiosis y experimentos de crioconservación de gametos y larvas de bivalvos 181

Índice de cuadros

Cuadro 1: Volumen celular, peso orgánico y contenido bruto en lípidos de algunas de las especies de algas cultivadas habitualmente en la alimentación de larvas y semilla de bivalvos ... 34

Cuadro 2: Composición y preparación del medio de cultivo de mantenimiento de Erdschreiber .. 37

Cuadro 3: Medio de cultivo F/2 de Guillard utilizado para el cultivo de algas en criaderos de bivalvos (1975) 39

Cuadro 4: Medio HESAW utilizado para el cultivo de algas en criaderos de bivalvos. A partir de Harrison *et al.* (1980) 39

Cuadro 5: Soluciones de sales de nutrientes para el enriquecimiento de cultivos de diatomeas en agua de mar tratada 44

Cuadro 6: Densidades celulares de cosecha (células μl^{-1}) alcanzadas en un lote a pequeña escala (L) y en cultivo semicontinuo (SC) de 2 l ó 20 l para la selección de especies interesantes desde el punto de vista nutritivo 45

Cuadro 7: Comparación entre rendimientos de *Tetraselmis* y *Phaeodactylum* en diversos sistemas de cultivo a gran escala 50

Cuadro 8: Efecto de la dieta en la producción de larvas de *Ostrea edulis* 67

Cuadro 9: Resumen de información de interés para el acondicionamiento y la producción de huevos (o larvas) de una serie de bivalvos cultivados habitualmente 71

Cuadro 10: Resumen de datos de densidades embrionarias típicas, tamaño inicial de larvas D, densidades de larvas D y condiciones de cultivo con respecto a la temperatura y salinidad adecuadas para el cultivo de embriones y primeras larvas de diversos bivalvos 89

Cuadro 11: Relación entre la luz de malla del tamiz y el tamaño mínimo de larvas retenidas ... 92

Cuadro 12: Número medio de larvas en el cultivo inicial (N_o) y supervivencia inmediatamente previa a la fijación (N_p) en 5 comparaciones con densidades altas y normales en la ostra plana *O. edulis* y 3 comparaciones con el ostión japonés, *C. gigas* 100

Cuadro 13: Número de células de algas ingeridas por larva y por día, respecto de la longitud media de la concha de larvas de tres bivalvos cultivados habitualmente 113

Cuadro 14: Volumen de agua en el tanque y necesidades alimenticias diarias de semilla de bivalvos de distintos tamaños cuando se cultivan con una biomasa de 200 g de peso vivo en 1 000 l 139

Cuadro 15: Peso vivo medio de semilla de *Ostrea edulis* y *Crassostrea gigas* al final de un período de 7 días 160

Cuadro 16: Efectos combinados de la temperatura y de la ración alimenticia sobre semilla de *Ostrea edulis* que comienza el período de crecimiento semanal con un peso vivo medio de 2 mg 161

Glosario

Algas	plantas acuáticas que se reproducen por esporas
Altura de la concha	distancia en línea recta desde el umbo hasta el margen ventral de la concha
Anterior	delantero o perteneciente a la cabeza
Aurícula	proyección auriculada o alada en la charnela de la vieira (puede referirse a la cámara del corazón que recibe la sangre del resto del cuerpo)
Axénico	cultivo de especies en condiciones de esterilidad
Biso	filamentos que los bivalvos utilizan para adherirse a un sustrato
Bivalvo	molusco pelecípodo con concha de dos valvas unidas por una charnela
Branquia	apéndice en forma de hoja que sirve para la respiración y filtración de alimentos en el agua (también llamado ctenidio)
Cigoto	célula resultante de la unión de los gametos masculino y femenino
Cilios	filamentos cuyo movimiento rítmico produce una corriente de agua en los bivalvos
Circulación ascendente	en un criadero, un sistema de cultivo en el que se induce el flujo de agua a través de la base del recipiente de la semilla (véase circulación descendente)
Circulación descendente	en un criadero, un sistema de cultivo en el que el agua entra por la parte superior de un recipiente de semilla (véase circulación ascendente)
Ctenidios	apéndices en forma de hoja que respiran y filtran alimentos en el agua (también se utiliza el término «branquias»)
Cuerpo polar	células diminutas liberadas durante la división meiótica del óvulo después de la penetración del espermatozoide. Contienen el exceso de material cromosómico para formar un óvulo haploide
Charnela	zona dorsal de la concha de los bivalvos donde se unen las dos valvas
Detrito	material orgánico procedente de la descomposición de restos animales o vegetales
Diatomea	alga unicelular bacilariofícea; las células están encerradas en un caparazón silíceo o frústula y pueden formar cadenas
Dimiario	bivalvos con dos músculos aductores, p. ej. almejas y mejillones
Dioico/dioecio	organismo en el que se producen los gametos masculinos y femeninos en diferentes individuos
Diploide	número normal de cromosomas (2n) en una célula
División meiótica	proceso en el que un número normal de cromosomas (2n) se reduce al número haploide (n)
Dorsal	perteneciente al dorso

Embrión	organismo en las primeras fases de desarrollo; en los bivalvos, antes de la etapa larvaria
Engorde	proceso de cultivo de semilla producida en criadero hasta alcanzar la talla comercial
Exhalante	zona del bivalvo desde la que el agua fluye hacia el exterior
Exótico	proveniente de otro país o región geográfica
Fecundación, fertilización	unión del óvulo y el espermatozoide
Fijación natural de semilla	en bivalvos, semilla obtenida de la puesta de poblaciones naturales
Fijación	proceso de comportamiento de las larvas maduras que consiste en buscar un sustrato adecuado donde adherirse
Flagelados	grupo de algas unicelulares caracterizadas por disponer de un órgano locomotor o flagelo
Frústula	caparazón silíceo que recubre las diatomeas
Gameto	célula sexual madura, haploide y funcional capaz de unirse a la del sexo contrario para formar un cigoto
Gametogénesis	proceso por el que se forman óvulos y espermatozoides
Haloclina	zona donde se produce un cambio brusco en la salinidad
Indígeno	autóctono, nativo, no importado
Inhalante	zona de los bivalvos donde el agua fluye hacia el interior
Lámina branquial	lámina u hoja de la branquia de un bivalvo
Larva D	la fase veliger inicial de los bivalvos, también llamada larva de charnela recta
Larva de charnela recta	fase larvaria inicial, a veces llamada fase de larva D
Larva veliger	la fase larvaria de la mayoría de los moluscos, caracterizada por la presencia de un velo
Larva	fase del desarrollo de los bivalvos desde el embrión hasta la metamorfosis
Ligamento	material fibroso elástico que une las dos valvas de un bivalvo a través de la charnela
Línea paleal	ligera línea circular sobre la superficie interior de la concha de los bivalvos, que señala la adherencia del manto a la concha
Longitud de la concha	distancia en línea recta desde el margen anterior al margen posterior de la concha
Mancha ocular	órgano fotosensible que se desarrolla cerca del centro de la larva madura de algunos bivalvos
Manto	pliegue blando segregado por la concha que encierra el cuerpo del bivalvo
Material de fijación	material utilizado para recolectar semilla de bivalvos
Media	promedio

Metamorfosis	en los bivalvos, el período de transformación entre la fase larvaria y la fase juvenil
Microalgas	pequeñas algas del tamaño de una célula, diatomeas unicelulares o en cadena, cultivadas en los criaderos como alimento para larvas y semilla
Microlitro (µl)	la millonésima parte de un litro o la milésima parte de un ml
Micrómetro (µm)	la millonésima parte de un metro o la milésima parte de un mm
Monoico o monoecio	organismo que produce tanto los gametos masculinos como femeninos en el mismo individuo
Monomiario	bivalvos con un músculo aductor, p. ej. ostras y vieiras
Mordeduras	situación en la que las conchas de dos vieiras se enganchan, dañando las partes blandas en el interior
Músculo aductor	músculo grande que ejecuta movimientos de cierre entre las dos valvas
Palpo	apéndice sensorial que acompaña el aparato bucal, facilitando la introducción de alimentos
Pedal	perteneciente al pie
pH	medida de acidez
Plancton	organismo acuático flotante o con escasa autonomía en el agua, puede ser fitoplancton (plantas) o zooplancton (animales)
Planctotrófico	organismo que se alimenta de plancton
Poliploide	animal que tiene un número de cromosomas diploides (2n) mayor de lo normal
Posterior	trasero, alejado de la cabeza
Pronúcleos	en el óvulo, el núcleo haploide después de la meiosis pero antes de la fusión con el núcleo espermático
Pseudoheces	heces falsas, material residual no absorbido por el aparato digestivo
PSU	unidades prácticas de salinidad. Una medida de salinidad, equivalente a partes por mil
PUFAs	ácidos grasos poliinsaturados
Resilio, ligamento interno	parte interna del ligamento localizado a lo largo de la charnela de un bivalvo que produce la apertura de las valvas cuando se relaja el músculo aductor
Salinidad	el contenido en sales del agua de mar, normalmente medido en partes por mil (ppt) o en unidades prácticas de salinidad (PSU)
Semilla	un bivalvo recién fijado o adherido (en bivalvos también se llama poslarva o juvenil). En un criadero, juveniles de tamaño comercial
Tentáculo	protuberancia sin segmentaciones que sobresale del borde del manto con una función sensorial especializada
Termoclina	zona donde se produce un cambio brusco de temperatura vertical
Tetraploide	animal poliploide que presenta el doble de cromosomas (4n)
Triploide	un animal poliploide con un juego adicional de cromosomas (3n)
Trocófora	fase planctónica en el embrión del bivalvo

Umbo	proyecciones picudas en la parte dorsal de la concha. Es la parte más vieja de la concha
Urogenital	sistema de órganos relacionados con la excreción (riñón) y la reproducción (gónada)
Valva	una de las dos partes de la concha de un bivalvo, una concha está compuesta de dos valvas
Velo	órgano ciliado locomotor de las larvas
Ventral	perteneciente a la parte inferior de un animal

Abreviaturas, siglas y equivalencias

BBSR	Bermuda Biological Station for Research [Estación de Investigación Biológica de Bermudas]
DHA	Ácido docosahexaenoico
DOPA	Dihidroxifenilalanina
EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético
EPA	Ácido eicosapentaenoico
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación
FLUPSY	Sistema flotante de circulación ascendente
FSW	Agua de mar filtrada
GI	Índice de crecimiento
GRP	Plástico reforzado con vidrio
HUFA	Ácido graso muy insaturado
LDR	Fotorresistores
MAFF	Ministry of Agriculture, Food and Fisheries [Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación del Reino Unido]
NTM	Mortalidad Neta por Tratamiento
PHCD	Densidad celular poscosecha
PUFA	Ácido graso poliinsaturado
PVC	Cloruro de polivinilo
RSR	Relé sensor de resistencias
SI	Sistema Internacional
TBT	Tributilestaño
TCBS	Tiosulfato-citrato-sales biliares-sacarosa
UV	Ultravioleta

En el manual no se han utilizado todas las abreviaturas que aparecen a continuación, pero se incluyen a modo de referencia para su uso en otros documentos.

<	menor que
>	mayor que
n.a.	abreviatura inglesa –también escrita N/A– que tiene dos significados: not analysed (datos sin analizar) o not available (datos no disponibles)
µm	micra
mm	milímetro
cm	centímetro
m	metro
km	kilómetro
inch	pulgada
ft	pie
yd	yarda
mi	milla
ft²	pie cuadrado
yd²	yarda cuadrada
mi²	milla cuadrada
m²	metro cuadrado
ha	hectárea
km²	kilómetro cuadrado

cc	centímetro cúbico (= ml)
m³	metro cúbico
ft³	pie cúbico
yd³	yarda cúbica
µl	microlitro
ml	mililitro (= cc)
l	litro
µg	microgramo
mg	miligramo
g	gramo
kg	kilogramo
t	tonelada métrica (1 000 kg)
oz	onza
lb	libra
cwt	unidad de peso de los países de habla inglesa que en el Reino Unido y Canadá equivale a 112 libras (50,8 kg) y en EE.UU. a 100 libras (43,36 kg) (consúltese las equivalencias de unidades de peso)
t	tonelada (su valor varía en las unidades del Reino Unido [sistema imperial] y de EE.UU. – Consúltese las equivalencias de unidades de peso)
psi	libras por pulgada cuadrada
psu	unidades prácticas de salinidad
gpm	galones por minuto (sistema imperial = Reino Unido)
mgd	millones de galones por día (sistema imperial = Reino Unido)
cfm	pies cúbicos por minuto
ppt	partes por mil (también escrito ‰)
ppm	partes por millón
ppb	partes por billón (mil millones)
min	minuto
hr	hora
kWhr	kilovatio-hora

Equivalencias

Sería recomendable utilizar esta sección del anejo junto con la de abreviaturas.
Nota: los términos ingleses «gallon» y «tonne» tienen valores diferentes según se haya escrito el texto original en inglés «británico» o «americano».

Longitud:

1 µm	0,001 mm = 0,000001 m
1 mm	0,001 m = 1 000 µm = 0, 0394 in
1 cm	0,01 m = 10 mm = 0,394 in
1 m	1 000 000 µm = 1 000 mm = 100 cm = 0,001 km = 39,4 in = 3,28 ft = 1,093 yd
1 km	1 000 m = 1 093 yd = 0,621 mi
1 inch	25,38 mm = 2,54 cm
1 ft	12 in = 0,305 m
1 yd	3 ft = 0,914 m
1 mi	1 760 yd = 1,609 km

Peso:

1 µg	0,001 mg = 0,000001 g
1 mg	0,001 g = 1 000 µg
1 g	1 000 000 µg = 1 000 mg = 0,001 kg = 0,0353 oz

1 kg	1 000 g = 2,205 lb
1 mt	1 000 kg = 1 000 000 g = 0,9842 t (Reino Unido) = 1,102 t (EE.UU.)
1 oz	28,349 g
1 lb	16 oz = 453,59 g
1 cwt (Reino Unido)	112 lb = 50,80 kg
1 cwt (EE.UU.)	100 lb = 45,36 kg
1 t (Reino Unido)	20 cwt (Reino Unido) = 2 240 lb
1 t (EE.UU.)	20 cwt (EE.UU.) = 2 000 lb
1 t (Reino Unido)	1,016 mt = 1,12 t (EE.UU.)

Volumen:

1 µl	0,001 ml = 0,000001 l
1 ml	0,001 l = 1 000 µl = 1 cm^3
1 l	1 000 000 µl = 1 000 ml = 0,220 galones imperiales (Reino Unido) = 0,264 galones (EE.UU.)
1 m^3	1 000 l = 35,315 ft^3 = 1,308 yd^3 = 219,97 galones imperiales (Reino Unido) = 264,16 galones (EE.UU.)
1 ft^3	0,02832 m^3 = 6,229 galones imperiales (Reino Unido) = 28,316 l
1 galón inglés	4,546 l = 1,2009 galones (EE.UU.)
1 galón norteamericano	3,785 l = 0,833 galones imperiales (Reino Unido)
1 MGD	694,44 GPM = 3,157 m^3/min = 3 157 l/min

Concentraciones - disolución de sólidos en líquidos:

1 %	1 g en 100 ml
1 ppt	1 g en 1 000 ml = 1 g en 1 l = 1 g/l = 0,1%
1 ppm	1 g en 1 000 000 ml = 1 g en 1 000 L = 1 mg/l = 1 µg/g
1 ppb	1 g en 1 000 000 000 ml = 1 g en 1 000 000 l = 0,001 ppm = 0,001 mg/l

Concentraciones - dilución de líquidos en líquidos:

1 %	1 ml en 100 ml
1 ppt	1 ml en1 000 ml = 1 ml en 1 l = 1 ml/l = 0,1%
1 ppm	1 ml en 1 000 000 ml = 1 ml en 1 000 l = 1 µl/l
1 ppb	1 ml en 1 000 000 000 ml = 1 ml en 1 000 000 l = 0,001 ppm = 0,001 ml/l

Superficie:

1 m^2	10,764 ft^2 = 1,196 yd^2
1 ha	10 000 m^2 = 100 ares = 2,471 acres
1 km^2	100 ha = 0,386 mi^2
1 ft^2	0,0929 m^2
1 yd^2	9 ft^2 = 0,836 m^2
1 acre	4 840 yd^2 = 0,405 ha
1 mi^2	640 acres = 2,59 km^2

Temperatura:

°F	(9 ÷ 5 x °C) + 32
°C	(°F - 32) x 5 ÷ 9

Presión:

1 psi	70,307 g/cm^2

Unidades científicas

Los científicos suelen emplear formas diferentes de algunas de las unidades que se describen en el glosario. Utilizan el denominado Sistema Internacional de Unidades (SI) y las unidades se conocen como unidades SI. En las revistas científicas, por ejemplo,

1 ppt se escribe 1 g l^{-1} en lugar de 1 g/l (consúltese apartado de concentraciones más arriba). También se escribe 1 g kg^{-1} en lugar de 1 g/kg, 12 mg kg^{-1} en lugar de 12 mg/kg, 95 µg kg^{-1} en lugar de 95 µg/kg, y una densidad de carga de 11 kg/m^3 se escribiría 11 kg m^{-3}. Este sistema de normalización no suele emplearse en criaderos comerciales ni en unidades de engorde, por lo que no se ha utilizado en este manual. Se puede obtener más información sobre este tema realizando búsquedas en internet sobre unidades SI.

Introducción

Los moluscos bivalvos (ostras, mejillones, almejas y vieiras) constituyen una parte importante de la producción pesquera mundial. Durante el decenio 1991-2000 se observó un aumento constante de la producción de bivalvos, pasando de 6,3 millones de toneladas desembarcadas en 1991 a más del doble en 2000, con 14 204 152 toneladas métricas (t) de bivalvos procedentes de la pesca y de la acuicultura (Ilustración 1).

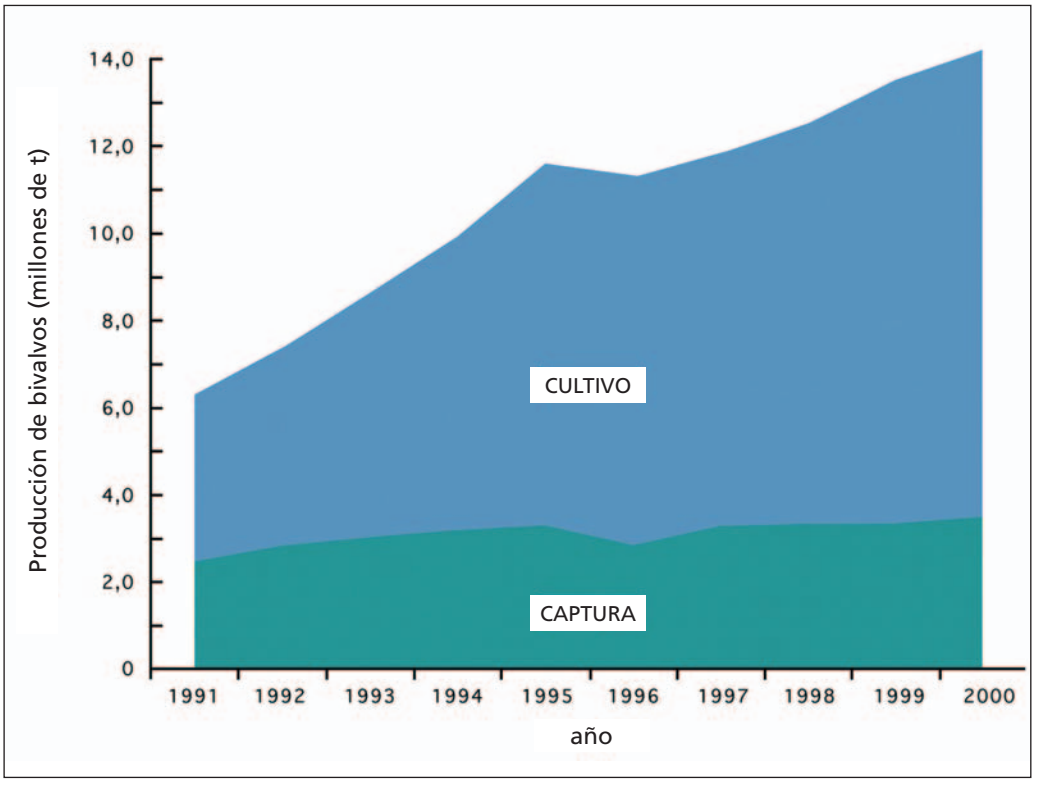


Ilustración 1: Producción (en millones de toneladas) de bivalvos procedentes de la pesca y de la acuicultura durante el decenio 1991-2000 (a partir de los Anuarios de Estadísticas de Pesca de la FAO).

Sin lugar a dudas, esta creciente tendencia global en el consumo de productos de mar va a continuar en el futuro. Los productos de la pesca forman parte importante y esencial de la dieta en muchos países del mundo donde la necesidad de mayores producciones va a aumentar con el crecimiento demográfico mundial. La demanda de productos de la pesca también va a aumentar en aquellos países donde los productos del mar se consideran una parte importante y saludable de la dieta. La mayor parte de la demanda de productos del mar se refiere al pescado, sin embargo la producción y cosecha de moluscos, especialmente de bivalvos, también va a tener un papel esencial a la hora de satisfacer esta creciente demanda. La captación de bancos naturales de bivalvos va a seguir teniendo importancia, pero muchas de estas poblaciones naturales ya se encuentran cerca de los límites máximos sostenibles y en algunos lugares ya los han sobrepasado, situación que puede paliarse a través de la acuicultura, que ofrece una alternativa a la explotación de las poblaciones naturales. Durante el período 1991-2000, los desembarques procedentes de la pesca apenas aumentaron en 2,5-3,5 millones de toneladas, mientras que los desembarques procedentes del cultivo se duplicaron

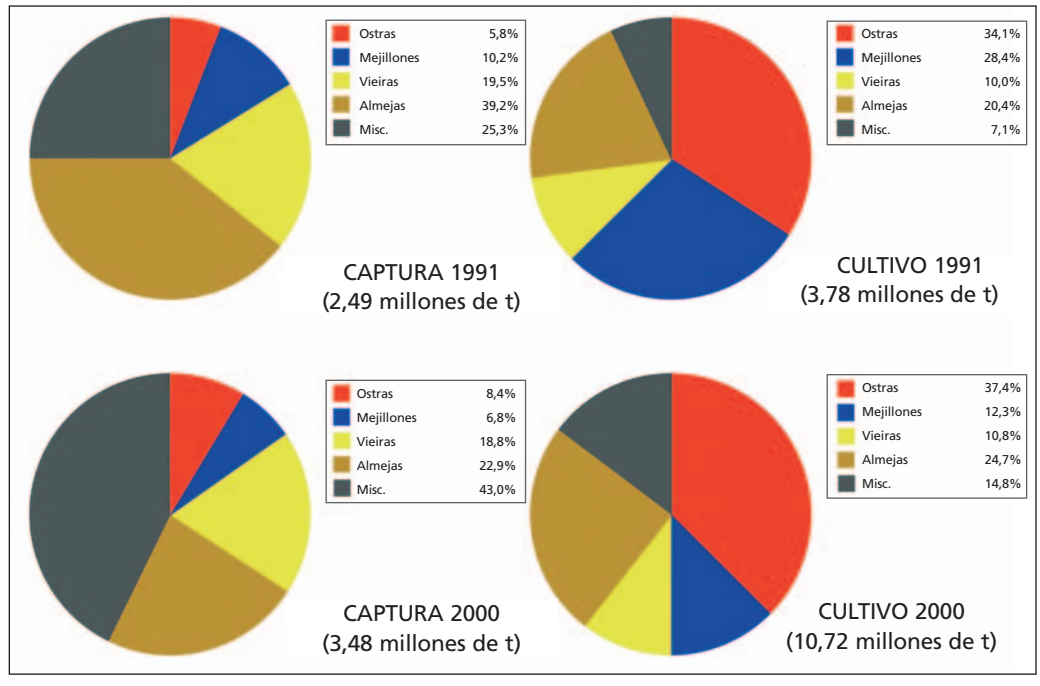


Ilustración 2: Comparación de la producción procedente de la pesca y de la acuicultura con la contribución relativa de los principales grupos de bivalvos en 1991 y 2000.

durante el mismo período, aumentando de 6,3 a 14 millones de toneladas (Ilustración 2). En 2000 alrededor del 75% de la producción mundial de bivalvos procedía ya de alguna forma de cultivo.

Los bivalvos son animales ideales para la acuicultura, ya que son herbívoros que requieren un manejo mínimo y que no necesitan más alimento que las algas que se encuentran de forma natural en el agua de mar. Aunque se hayan cultivado durante siglos, los recientes avances tecnológicos en el campo del cultivo de moluscos han permitido incrementar la producción de forma significativa. Los métodos y tecnologías de cultivo requieren constantes mejoras para poder satisfacer la demanda creciente y para convertir el cultivo de bivalvos en una actividad económicamente atractiva para los inversores y para aquellos que deseen iniciarse en dicha actividad. Cada vez más será de vital importancia mejorar la eficacia de las actividades acuícolas, dado que las zonas donde se puede practicar el cultivo de moluscos en el mundo ya son limitadas y será cada vez más difícil encontrar nuevos emplazamientos para esta actividad debido al incremento de la presión demográfica y el desarrollo urbanístico de las costas.

Un requisito esencial para cualquier actividad de cultivo o de explotación es contar con semilla abundante, fiable y barata. Actualmente, en la mayoría de las explotaciones de bivalvos del mundo se recolecta la semilla en bancos naturales y se coloca el sustrato (material de fijación) en las zonas de reproducción; luego se recogen las larvas en metamorfosis, para luego transferir la semilla recolectada a las zonas de engorde hasta que ésta alcance la talla comercial. En otros casos, se recolecta la semilla en zonas de abundancia natural y se transporta a zonas de engorde que pueden estar alejadas de la fuente de semilla (telecaptación). La recolección de semilla en zonas de reclutamiento natural seguirá siendo importante en las explotaciones de bivalvos de todo el mundo y sin lugar a dudas en algunas zonas esta práctica podrá intensificarse para satisfacer la mayor demanda de semilla de las explotaciones. Es por tanto necesario reconocer la importancia que tienen estas zonas de reproducción y hacer un gran esfuerzo para conservarlas.

En muchos otros lugares de cultivo, no existen zonas de reproducción natural que suministren semilla y, si existen, no pueden producir suficiente semilla para satisfacer los requisitos de la fase de engorde, incluso la reproducción es errática y no se puede garantizar una fuente fiable de semilla. Se dan además otros inconvenientes que condicionan la recolección de semilla natural para su uso en las actividades acuícolas, ya que, a veces, los engordadores de algunas zonas desarrollan y cultivan razas o variedades de bivalvos que se ajustan a sus necesidades particulares, pero puede que ese tipo de semilla no se encuentre disponible localmente. Otro caso es el de aquellos productores que deseen introducir una especie no alóctona (exótica) y no dispongan de una fuente de semilla, para los que la alternativa consiste en la recolección en bancos naturales de bivalvos para producir luego la semilla en el criadero. Los criaderos de bivalvos llevan funcionando más de cincuenta años y hoy en día están bien implantados en muchos países, formando parte integral de muchas explotaciones y constituyendo la mayor o única fuente de semilla. Indudablemente en el futuro los criaderos de bivalvos desempeñarán un papel muy importante dentro del conjunto de actividades acuícolas, conforme la explotación de moluscos se especialice y aumente la demanda de semilla.

Los criaderos ofrecen varias ventajas con respecto a la recolección en bancos naturales ya que son fiables y pueden suministrar semilla a los engordadores según sus requisitos y cuando les sea conveniente –a menudo mucho antes en la época de crecimiento que con los bancos naturales. Pueden proporcionar semilla que no está disponible en los bancos naturales, como es el caso de las variedades genéticas con características biológicas mejoradas para su explotación en zonas locales o semilla de bivalvos exóticos. El coste supone la mayor desventaja de la producción de semilla en criadero ya que es más caro criar la semilla en unas instalaciones que recolectarla de un banco natural. Aunque en el pasado los factores económicos probablemente hayan sido la causa del fracaso de algunos criaderos de bivalvos, las recientes mejoras tecnológicas han potenciado enormemente su fiabilidad y su viabilidad económica, puesto que es posible producir semilla a precios competitivos y, de hecho, en algunas partes del mundo, los criaderos constituyen la única fuente de semilla para la industria acuícola comercial. No obstante, aún queda margen para acrecentar la eficacia de los criaderos y aumentar su aceptación como mejor fuente de semilla.

La construcción y el funcionamiento de un criadero de bivalvos es una empresa importante y costosa, por lo tanto la fase de desarrollo tiene que estudiarse concienzudamente, de lo contrario estará abocada al fracaso. No existe un plan único para construir un criadero de bivalvos y ponerlo en funcionamiento; de hecho, muchos han comenzado como explotaciones pequeñas y han ido creciendo a la vez que el mercado de sus productos. Los criaderos varían enormemente en cuanto a su diseño, configuración y construcción, en función de las especies cultivadas, objetivos de producción, y, sobre todo de las condiciones locales y las preferencias personales de sus propietarios o de la empresa. En cambio, los elementos básicos son los mismos para cualquier criadero de bivalvos e incluyen un método para acondicionar a los reproductores e inducir la puesta, criar y fijar las larvas, engordar la semilla hasta una talla aceptable, y unas instalaciones para la producción de grandes cantidades de algas para la alimentación en todas las fases del ciclo productivo. Si bien los elementos esenciales son comunes a todos los criaderos, también es cierto que existen variaciones en cuanto a tecnologías y a la eficacia en cada fase productiva, que deben ser mejoradas de forma constante para conseguir que los criaderos sean cada vez más rentables.

Esta publicación no se ha concebido como un manual de gestión de criaderos. Existen otros documentos que también describen los criaderos de bivalvos, y muchos se están volviendo obsoletos y no incluyen las mejoras tecnológicas más recientes. Este manual pretende ser una introducción práctica a los elementos básicos de las actividades que se

llevan a cabo en un criadero, dirigido a principiantes en este campo. También permitirá a los futuros inversores valorar la posibilidad de construir y gestionar un criadero de bivalvos y entrar en el negocio de producción de semilla para la industria acuícola. El manual no está ideado como una publicación científica en el sentido convencional y gran parte del contenido se basa en la propia experiencia del autor, así como en la experiencia acumulada a lo largo de un período de más de 80 años. Aunque existe una extensa bibliografía sobre criaderos de bivalvos, muchas de las publicaciones prácticas tienen una divulgación limitada o están agotadas y sólo están disponibles a través de los servicios especializados de las bibliotecas. Puede ocurrir que muchos lectores no consigan estos documentos y por lo tanto se ha hecho un esfuerzo para que este manual sea lo más completo posible y para garantizar y facilitar su acceso. En lugar de incluir unas extensas referencias bibliográficas en el texto, se ha optado por ofrecer una lista de lecturas recomendadas al final de cada sección del manual para proporcionar otras fuentes de información sobre temas concretos y aspectos relacionados con el funcionamiento de un criadero.

Primera parte

Selección del emplazamiento, diseño del criadero y aspectos económicos

1.1 SELECCIÓN DEL EMPLAZAMIENTO 5
1.1.1 Introducción 5
1.1.2 Consideraciones 6
1.1.2.1 Reglamentación gubernamental 6
1.1.2.2 Calidad del agua de mar 6
1.1.2.3 Emplazamiento del criadero 7

1.2 ASPECTOS RELACIONADOS CON EL DISEÑO DEL CRIADERO 8
1.2.1 Introducción 8
1.2.2 Captación de agua de mar 9
1.2.3 Instalaciones 12
1.2.3.1 Instalaciones para el cultivo de algas 13
1.2.3.2 Zona de mantenimiento y desove de reproductores 14
1.2.3.3 Zona de cultivo de larvas 15
1.2.3.4 Zona de cultivo de semilla 15
1.2.3.5 Otros requisitos de espacio 15

1.3 ASPECTOS ECONÓMICOS 16

1.4 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 17

1.1 SELECCIÓN DEL EMPLAZAMIENTO

1.1.1 Introducción

Uno de los factores más importantes a la hora de construir un criadero de bivalvos –que no siempre se tiene en cuenta– es la selección de un emplazamiento idóneo. Existen varios aspectos que pueden condicionar la ubicación de una instalación en el lugar inadecuado, como por ejemplo, la falta de alguno de los componentes esenciales de la infraestructura, la disponibilidad de terreno a un coste razonable, el suministro local de electricidad y de agua dulce, la existencia de personal cualificado o de buenas comunicaciones. Puede ocurrir que una empresa o un particular decida construir un criadero al lado de una instalación de engorde de bivalvos que ya esté en funcionamiento, en cuyo caso, el criadero se convertiría en una unidad adicional de la instalación ya existente. En otras ocasiones, por ejemplo, un particular o una empresa pueden poseer o ser propietarios de los derechos de propiedad sobre un emplazamiento, que reúne las condiciones idóneas para la construcción de un criadero. Si bien es cierto que no siempre es posible construir los criaderos en el lugar adecuado, al menos se deberían seguir ciertos criterios para evitar condenar el criadero al fracaso.

1.1.2 Consideraciones

1.1.2.1 Reglamentación gubernamental

El primer aspecto que hay que considerar es la posibilidad de que la reglamentación gubernamental permita la construcción de un criadero de bivalvos en el emplazamiento escogido. Esto se puede resolver rápidamente consultando con las autoridades locales, estatales, provinciales o federales. Si la ley no permite la construcción de un criadero en el lugar elegido, habrá que encontrar otro emplazamiento autorizado o bien intentar cambiar la reglamentación gubernamental para así conseguir la autorización necesaria para el lugar escogido.

Antes de obtener la autorización para construir cualquier tipo de infraestructura puede que sea necesario tramitar una serie de permisos y licencias para cumplir con las normas de construcción locales y con las reglamentaciones nacionales y locales sobre el medio ambiente. Este proceso puede llevar tiempo y llegar a ser costoso y quizás se necesite contar con una evaluación del impacto potencial del criadero en el medio local antes de que se conceda, o no, el permiso para empezar a construir.

1.1.2.2 Calidad del agua de mar

Antes de analizar los elementos que conforman el emplazamiento idóneo para instalar un criadero, es esencial poder garantizar la calidad de la captación de agua de mar durante todo el año en el sitio en cuestión. Este requisito es imprescindible, ya que si no se dispone de una buena captación de agua de mar, será difícil, si no imposible, desarrollar las actividades del criadero de manera eficiente y rentable. Por este motivo es muy importante obtener toda la información que se pueda sobre la calidad del agua de mar del sitio escogido a lo largo de todo el año. No sólo se necesita información de las aguas superficiales sino también de toda la columna de agua, ya que pueden aparecer termoclinas y circulaciones ascendentes de forma periódica. Si con anterioridad se han realizado estudios oceanográficos de la zona, deberían analizarse los datos. Pero si no se cuenta con esta información, el interesado debería realizar un muestreo detallado de las aguas en el emplazamiento propuesto y durante al menos un año.

La ubicación geográfica del sitio y las posibles especies de cultivo determinarán en parte los parámetros ambientales del agua de mar que necesitan ser examinados. Las larvas, los juveniles y los adultos de los bivalvos tienen requisitos fisiológicos estrictos, como por ejemplo, la temperatura del agua, la salinidad y los niveles de oxígeno; parámetros que deben mantenerse en el criadero. La temperatura del agua es más elevada en los trópicos que en las zonas templadas y los bivalvos autóctonos están bien adaptados a estas condiciones y las toleran bien. Sin embargo, las temperaturas en el criadero no deberían descender demasiado para evitar efectos negativos sobre la supervivencia de las larvas y los juveniles o sobre su crecimiento. En las zonas templadas, la temperatura del agua no debería sobrepasar los niveles inferiores o superiores letales para las larvas y para los juveniles. La salinidad puede sufrir grandes variaciones y la tolerancia a estas fluctuaciones varía en las diferentes especies de bivalvos. Algunas necesitan altos niveles oceánicos de salinidad mientras que las especies eurihalinas (de estuarios y de aguas salobres) muestran una tolerancia mucho mayor. Las estaciones de lluvias torrenciales pueden desencadenar períodos de baja salinidad, y las fuertes escorrentías asociadas a estas lluvias también pueden provocar un incremento de la cantidad de limo y de otros materiales que a su vez pueden crear problemas en el criadero. Las elevadas concentraciones (afloraciones) de algunas algas marinas y especies bacterianas pueden liberar sustancias tóxicas que podrían llegar a reducir la supervivencia y crecimiento de las larvas o de los juveniles de bivalvos, e incluso en casos extremos provocar importantes mortandades. Es esencial recopilar tantos datos como sea posible sobre estos parámetros antes de tomar una decisión sobre la idoneidad de un emplazamiento para un criadero de

bivalvos. Las medidas correctoras para mejorar un inadecuado nivel de calidad del agua de mar pueden resultar muy costosas y comprometer la rentabilidad de un proyecto.

Sería conveniente evitar aquellos emplazamientos que puedan verse afectados por vertidos procedentes de plantas industriales, ya que todavía no se conocen a fondo los efectos letales y subletales de muchos contaminantes industriales. Tampoco se comprenden bien los efectos aditivos de varias industrias ubicadas en un mismo lugar y que vierten residuos potencialmente tóxicos para los tramos aguas abajo. Los efectos de dichos efluentes pueden ser muy perjudiciales para las larvas de los bivalvos. Por ejemplo, un compuesto que se encuentra en muchas pinturas marinas antiincrustantes, el tributilestaño (TBT), ha resultado ser letal para las larvas de bivalvos, aún en concentraciones tan bajas como unas partes por billón. Se debe evitar la captación de agua de mar desde zonas cercanas a puertos deportivos y comerciales. Siempre que sea viable, es aconsejable realizar estudios de bioensayos utilizando embriones de bivalvos para ayudar a determinar la calidad del agua en el emplazamiento donde se piensa instalar el criadero. La presencia de materiales deletéreos puede ser temporal o estacional, por tanto el muestreo de los bioensayos debe llevarse a cabo durante un período de no menos de un año y realizarse preferentemente cada semana.

También es recomendable evitar los focos de contaminación agraria, incluso forestal. Recientemente se ha podido demostrar que la escorrentía de algunos suelos agrícolas puede llevar concentraciones de plaguicidas deletéreas para el crecimiento y supervivencia de las larvas de bivalvos. A veces, la contaminación doméstica no sólo contiene contaminantes tóxicos para las larvas de bivalvos, sino que su alto contenido orgánico puede provocar el agotamiento del oxígeno y dar lugar a mayores niveles de bacterias que a su vez pueden reducir el crecimiento y provocar la mortalidad de las larvas.

Al decidir sobre el emplazamiento de un criadero de bivalvos también hay que tener en cuenta otros factores como el desarrollo urbano y prever la posibilidad de que la «civilización» llegue pronto a engullir el sitio. El desarrollo urbanístico, con todos los problemas que conlleva, es una de las mayores preocupaciones en el cultivo de bivalvos. Si está previsto que la urbanización llegue pronto al emplazamiento, convendrá tomar todas las medidas necesarias para mantener al mínimo las fuentes potenciales de contaminación. Esto requiere una estrecha colaboración entre los responsables de la planificación y las empresas constructoras.

1.1.2.3 Emplazamiento del criadero

El criadero debe estar situado cerca del océano para reducir al mínimo la distancia que hay que salvar para bombear el agua, y así evitar tener que emplear tuberías muy largas. También tiene que estar ubicado tan cerca como sea posible del nivel del mar para evitar bombear agua sobre grandes distancias verticales. Si se dan fluctuaciones frecuentes en la temperatura y la salinidad de las aguas superficiales, será preciso colocar las tomas a cierta profundidad (hasta 20 m por debajo de la superficie) para mantener niveles más constantes de temperatura y salinidad del agua. Dependiendo de la naturaleza de los estratos geológicos, a veces se pueden perforar pozos cerca de la orilla para acceder a los acuíferos de agua de mar. Una captación de agua de esta naturaleza mantendrá la temperatura más constante durante todo el año y proporcionará agua ya filtrada, por haberse percolado a través de los estratos. Sin embargo, puede que se necesite oxigenar esta agua antes de poder utilizarla. Siempre conviene consultar con un ingeniero debidamente cualificado cuando se toman decisiones sobre las mejoras metodológicas y tecnológicas en el abastecimiento de agua.

El emplazamiento debe disponer de suficiente superficie para los edificios auxiliares y permitir una futura ampliación de las instalaciones. Otro aspecto importante

es la necesidad de contar con una vigilancia apropiada, además de un suministro adecuado de energía eléctrica, captación de agua dulce y personal cualificado para el funcionamiento del criadero. Deben existir buenas comunicaciones para facilitar el suministro de materiales y el rápido transporte de larvas y semilla a su destino. También hay que considerar la proximidad de instituciones, tales como universidades, laboratorios gubernamentales y bibliotecas, ya que estos recursos pueden ser de gran ayuda en el funcionamiento del criadero y en la búsqueda de soluciones a problemas. Como paso previo es recomendable elaborar una relación de parámetros que han de cumplirse, o que hay que comprobar, cuando se está valorando la posibilidad de elegir un emplazamiento para un criadero de bivalvos. Hay que analizar todos los elementos de la lista para comprobar que el emplazamiento cumple el máximo número de requisitos.

1.2 ASPECTOS RELACIONADOS CON EL DISEÑO DEL CRIADERO

1.2.1 Introducción

No existe un diseño único para los criaderos de bivalvos. La distribución de los criaderos varía de un sitio a otro, según la especie cultivada, la ubicación geográfica, el presupuesto, la especie que se quiera producir, además de las preferencias personales (Ilustración 3). Existen criaderos pequeños que producen semilla para sus propias actividades de engorde de bivalvos. Otros son más grandes y se dedican sólo a la producción de semilla para la venta o para sus propias actividades además de un excedente que venden a otros productores. Hay criaderos que tienen semillero propio, mientras que algunos sólo producen larvas maduras para enviar a otros sitios, a diferencia de los criaderos que cultivan y suministran semilla de tamaño variable, desde 1 a 12 mm de longitud de concha. Todo ello depende en gran medida de la naturaleza, necesidades y nivel de sofisticación de las actividades de engorde que de forma conjunta conforman la clientela.



Ilustración 3: Selección de fotografías de criaderos que refleja las distintas dimensiones y los niveles de sofisticación de las construcciones que existen en el mundo. De izquierda a derecha y de arriba a abajo: Tinamenor S.A. (Pesués, España), Criadero Turpiolito, (Golfo de Cariaco, Venezuela), criadero de vieiras de la Estación de Investigación Biológica de Bermudas que utiliza contenedores de carga aislados y el criadero de ostras SMS (Point Pleasant, Nueva Escocia, Canadá).

Muchos criaderos se han construido sin demasiada planificación o sin pensar en la posibilidad de ampliar en el futuro. Hay criaderos que se construyen con el objetivo inicial de producir una cantidad determinada de semilla y una vez cumplido ese objetivo deciden ampliar y añadir un módulo, pero la instalación posterior de módulos adicionales no suele ser ni eficiente ni cómoda para el trabajador. En otros casos, los criaderos se construyen inicialmente para producir semilla de una única especie, pero después, al empezar a producir otras especies, el criadero deja de ser eficiente en su nuevo papel.

Se puede ahorrar mucho tiempo y evitar muchas frustraciones con una buena planificación antes de construir el criadero. Hay que considerar varios aspectos antes de diseñar un criadero, pero hay dos factores que requieren una atención especial. En primer lugar, el trabajo en el criadero tiene que ser cómodo para los operarios y eficiente para que las actividades sean lo más rentables posible, y en segundo lugar, es necesario contar con una posible ampliación en el futuro.

Los criaderos de bivalvos tienen dos partes principales, el sistema de agua de mar y las instalaciones propiamente dichas.

1.2.2 Captación de agua de mar

Como ya se apuntó, es necesario contar con agua de mar de alta calidad, y es importante asegurarse de que la fuente de agua de mar y el sistema de bombeo y tratamiento estén convenientemente situados cerca del criadero y que se haga uso óptimo del mismo para mantener al mínimo los gastos de explotación y de capital.

El criadero debe estar ubicado lo más cerca posible del nivel del mar para evitar tener que bombear agua. Las tomas de agua de mar deben ser lo más cortas posible y estar ubicadas convenientemente para que se puedan arreglar o mantener con un esfuerzo mínimo. Es recomendable colocar las tomas de agua salada a cierta profundidad para evitar fluctuaciones en la temperatura y la salinidad y para reducir también el número de organismos y residuos que puedan entrar en el sistema. En zonas templadas es conveniente que las tomas estén por debajo de cualquier termoclina que se dé en verano para reducir las variaciones de temperatura. En las zonas donde puede haber períodos de lluvias fuertes, las tomas instaladas a suficiente profundidad evitarán tanto las fluctuaciones súbitas de salinidad como la excesiva acumulación de lodos por la lluvia. La colocación de las tomas a cierta profundidad evita que se produzcan fuertes afloraciones de plancton, que podrían llegar a ser perjudiciales para las larvas de los bivalvos, y reducir considerablemente la entrada en el sistema de organismos incrustantes que pueden adherirse a las cañerías y reducir notablemente el caudal de agua que llega al criadero. Se puede evitar la incidencia de muchas de las fuentes de variabilidad arriba mencionadas perforando pozos para la captación de agua de mar. Esta es una posibilidad que habría que contemplar antes de abordar cualquier otra solución.

El tamaño de la bomba y el diámetro de las cañerías dependerá de la escala a la que se trabaje y los volúmenes de agua de mar necesarios para todas las etapas de la producción. Las bombas se pueden encontrar en establecimientos comerciales y el tipo y tamaño de bomba se puede determinar comentándolo con los distribuidores. Es importante asegurarse de que las superficies que entran en contacto con el agua de mar no sean tóxicas. La mayoría de los plásticos, hierro fundido y ciertas clases de acero inoxidable son una opción adecuada. Sería aconsejable evitar el uso de bombas con componentes de acero dulce o latón.

Una vez bombeada directamente desde el océano, el agua de mar pasa primero a través de filtros de arena que retienen la mayor parte del material particulado de más de 20-40 µm

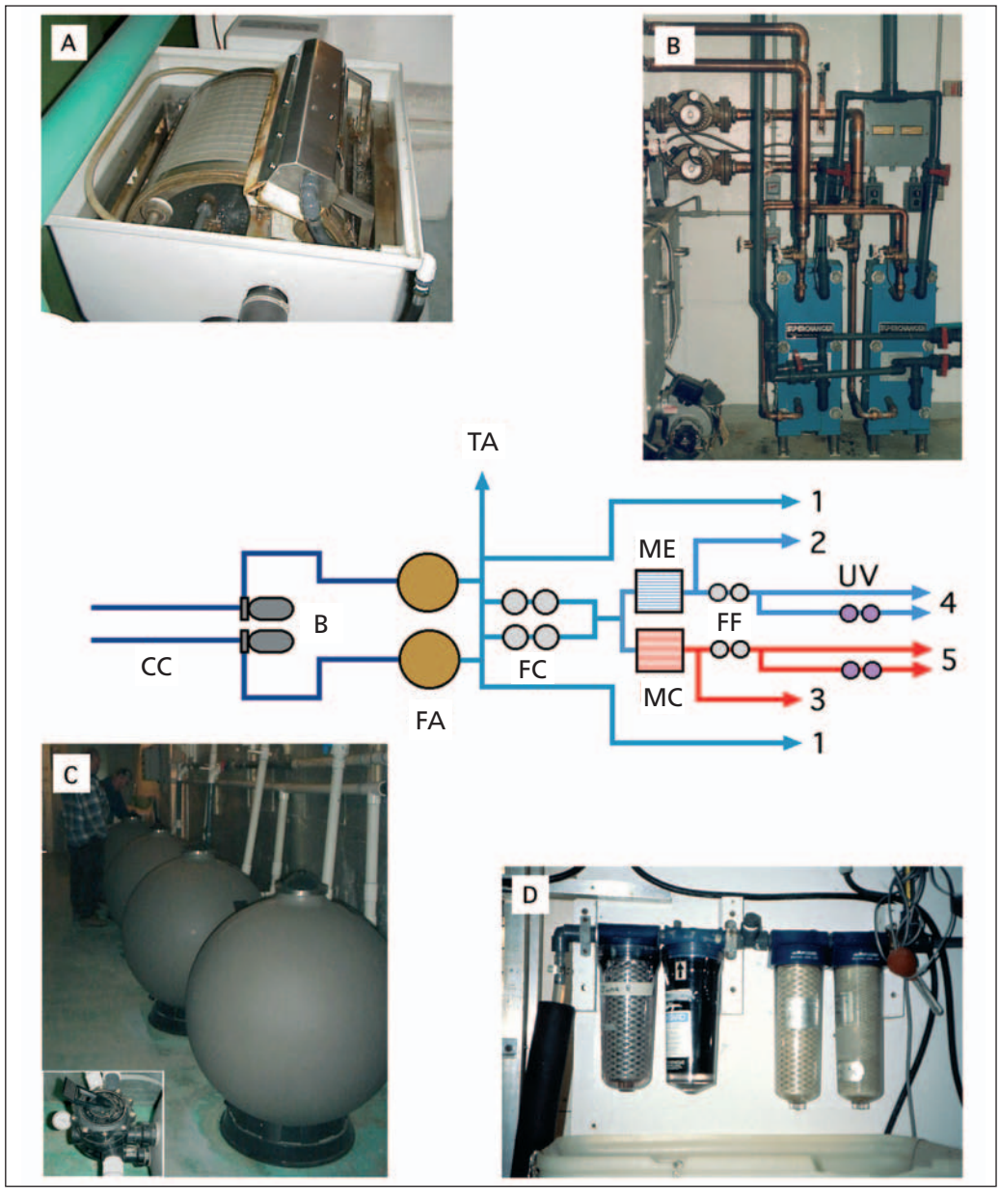


Ilustración 4: Diagrama de las diversas etapas en el tratamiento del agua de mar para uso en criaderos, desde los conductos de captación (CC) hasta los puntos donde se utiliza el agua para las diferentes actividades (1 a 5). **B** – bombas de agua de mar; FA – filtros de arena (fotografía **C**) o filtros de tambor alternativos de autolimpieza (fotografía **A**); TA – hacia los tanques de almacenamiento (si fuera necesario); FC – filtros de cartuchos de 20 µm y 10 µm; ME – módulo de enfriamiento del agua de mar (si fuera necesario); MC – módulo de calentamiento del agua de mar (si fuera necesario – fotografía **B**); FF – filtrado final (5 µm y 1 ó 2 µm – fotografía **D**); UV – módulos de desinfección con luz ultravioleta (si fuera necesario).
Indicaciones de uso (los niveles de tratamiento varían de un criadero a otro):

1 – Agua sin calentar y filtrada con arena para reproductores y juveniles de mayor tamaño (paso 3 si se necesita calentar el agua).
2 – Agua de mar refrigerada y filtrada a 10 µm para el desove de reproductores o para el cultivo a gran escala de algas de especies resistentes. El agua refrigerada (o a temperatura ambiente) se suele mezclar con agua de mar calentada para proporcionar temperaturas intermedias con diferentes fines.
3 – Agua de mar calentada y filtrada a 10 µm para acondicionar y desovar reproductores y para cultivar semilla de mayor tamaño. Algunos criaderos tienen un sistema separado de calefacción bien para agua de mar sin filtrar o para agua filtrada con arena para acondicionar a los reproductores.
4 – Agua refrigerada y filtrada a 1 µm y desinfectada o no con UV para el cultivo de algas.
5 – Agua calentada y filtrada a 1 µm y desinfectada o no con UV para el cultivo de larvas.

(Ilustración 4). Un filtro de arena en buenas condiciones elimina la mayor parte de los desechos y organismos del agua que pudieran afectar a las larvas de los bivalvos. También elimina muchos de los organismos incrustantes que podrían adherirse y crecer en las tuberías del criadero. No sólo pueden generar problemas en el caudal de agua sino que al morir provocan condiciones anaerobias que pueden llegar a ser tóxicas para las larvas de los bivalvos. También pueden retener y eliminar bacterias perjudiciales para las larvas. Los filtros de arena se comercializan en las tiendas especializadas y son parecidos o iguales a los que se emplean para filtrar el agua de las piscinas. Se suelen instalar una serie de dos o más filtros de este tipo que se retrolavan de forma regular para evitar la obturación del medio de filtración. Se puede emplear otro tipo de filtros según la preferencia personal y los costes. Los filtros de tambor giratorio y autolimpiables son una alternativa para eliminar el material particulado de gran tamaño, y los filtros de cartuchos o bolsas de gran superficie son muy efectivos para retener partículas de menor tamaño.

Otra manera de obtener agua de mar para un criadero es bombeándola desde un pozo de agua marina. En los últimos años ésta se ha convertido en la fuente de agua de mar preferida de los criaderos. Se trata de excavar o perforar un pozo cerca del criadero y a suficiente profundidad como para suministrar bastante agua marina para el criadero. El agua de este tipo de pozos es de alta calidad y suele tener una salinidad y temperatura constantes. Además ya se ha filtrado a través de la roca sedimentaria o porosa, contiene pocos desechos y pocos o ningún organismo incrustante. El agua que se capta de esta manera no necesita filtrarse o filtrarse muy poco. La construcción de pozos de agua de mar puede tener un coste inicial elevado pero éste se ve compensado al reducirse los gastos de explotación.

Después de filtrada el agua de mar, toda o parte se bombea hacia un tanque de almacenamiento de hormigón o de fibra de vidrio. El empleo de un tanque de almacenamiento es cuestión de preferencias y existen muchos criaderos que no cuentan con ellos. Son útiles cuando sólo se puede obtener agua en momentos determinados, p. ej. con marea alta. A veces se utiliza este método en zonas con un suministro eléctrico poco fiable, para así garantizar el aporte de agua de mar. Se bombea suficiente agua al tanque como para que abastezca al criadero hasta que se rellene el tanque de nuevo. El tanque se coloca en alto para que con el efecto de la gravedad se mantenga un caudal de agua suficiente en todo el criadero. Otros criaderos cuentan con un sistema de agua de mar continuo y el agua se bombea al criadero de forma constante para que se use donde sea necesario y luego se elimina como residuo. Muchos criaderos han instalado recientemente sistemas de recirculación completos o parciales para reducir los gastos de explotación, lo cual es especialmente interesante si existe un suministro limitado de agua de mar o si se ha calentado o enfriado. Se pueden utilizar filtros activados biológicamente con el agua recirculada para eliminar los residuos metabólicos y guardarla hasta que se vaya a reutilizar. Si se ha calentado o enfriado el agua, se pueden usar intercambiadores de calor para calentar o enfriar parcialmente el agua que entra y así reducir los costes energéticos.

Las tuberías no deben ser tóxicas, normalmente se emplean de PVC (cloruro de polivinilo), Clase 40 ó 80, aunque a veces como alternativa se emplean conductos y accesorios de ABS o polietileno. El diámetro de las tuberías depende de las necesidades de agua, pero en la mayoría de los criaderos las líneas principales de distribución dentro del criadero tienen 50 mm o menos de diámetro a pesar de que los conductos principales de captación puedan tener hasta 15 cm de diámetro. Las tuberías deberían estar bien apoyadas y a suficiente altura, para así estar apartadas pero accesibles para las operaciones de limpieza. Las válvulas y desagües tienen que estar convenientemente ubicados. Si el agua se ha filtrado suficientemente no será necesario limpiar las tuberías

con frecuencia. En el caso de que sea necesaria una limpieza periódica es importante contar con tomas o juntas de rosca limpias y ubicadas de tal forma que las líneas puedan limpiarse con facilidad in situ o desmontarse rápidamente para realizar una limpieza a fondo.

En la mayoría de los criaderos instalados en zonas templadas se necesita contar con la posibilidad de calentar y a veces enfriar parte del agua de mar. En el mercado se pueden encontrar módulos con este fin y junto con el distribuidor se puede calcular la capacidad necesaria para garantizar la disponibilidad de un suministro adecuado a la temperatura precisa. De nuevo es esencial evitar que las superficies de aquellos módulos que entran en contacto con el agua de mar sean tóxicas para las larvas de bivalvos. La mayoría de los intercambiadores de calor que se encuentran en el mercado utilizan titanio en la superficie de transferencia de calor, el material más empleado en los criaderos. El gerente del criadero puede decidir esterilizar (o dicho de forma más correcta, desinfectar) toda o parte del agua de mar antes de su uso, especialmente en el caso de enfermedades. El agua de mar se puede esterilizar con luz UV (ultravioleta) o con ozono. Existen en el mercado módulos comerciales y con un simple cálculo se puede determinar el tamaño de módulo que se precisa. Estos módulos comerciales suelen estar clasificados según su calidad a la hora de esterilizar el agua dulce. En el caso del agua de mar, donde la carga orgánica y turbidez producida por los materiales coloidales suele ser superior a la del agua dulce, se aconseja utilizar estos módulos a mitad del caudal (o menos) recomendado, para obtener resultados satisfactorios. Si se esteriliza utilizando luz UV, el agua tiene que filtrarse aproximadamente a 1 µm antes de la esterilización ya que las partículas en el agua absorben rápidamente la luz UV y por lo tanto se reduce la eficiencia del módulo. La filtración se puede incorporar fácilmente al módulo de UV y muchos módulos disponibles cuentan con filtros y lámparas de UV.

En algunos lugares existe una normativa oficial que regula el vertido de efluentes de criaderos, que hay que estudiar antes de construir un criadero y en el caso de que exista una reglamentación al respecto, debe cumplirse.

Es esencial contar con grandes desagües que bajen hacia el fondo de las zonas húmedas y que estén colocados convenientemente en todo el criadero. Estos desagües tienen que estar preparados para descargar grandes volúmenes de agua cuando se realizan operaciones tales como el vaciado de tanques.

Algunos criaderos producen especies o variedades o razas de especies exóticas, y según la normativa oficial, habría que instalar un centro de cuarentena para asegurarse de que no se introducen plagas, parásitos o enfermedades junto con las especies o larvas exóticas y evitar que puedan escapar de forma accidental hacia el entorno natural. Para ello es necesario disponer de un sistema separado de drenaje en la zona del criadero destinada a la cuarentena y que vacíe su contenido en tanques especiales donde los efluentes puedan ser esterilizados con una fuerte solución de hipocloruro. Luego se trata el agua esterilizada con tiosulfato para neutralizar cualquier resto de cloro antes de devolverla al exterior. Las instalaciones de cuarentena tienen que contar con una sala independiente para mantener, acondicionar y desovar adultos. Los desagües procedentes de esa sala también vaciarán en los tanques de tratamiento de cuarentena.

1.2.3 Instalaciones

El diseño del criadero tiene que estudiarse con detenimiento para facilitar un trabajo eficiente y cómodo. Además, el criadero debe ser versátil y poder adaptarse a los cambios sin caer en la necesidad de hacer grandes obras. En algunos criaderos, por ejemplo, donde se han construido tanques de hormigón, después no ha sido fácil hacer

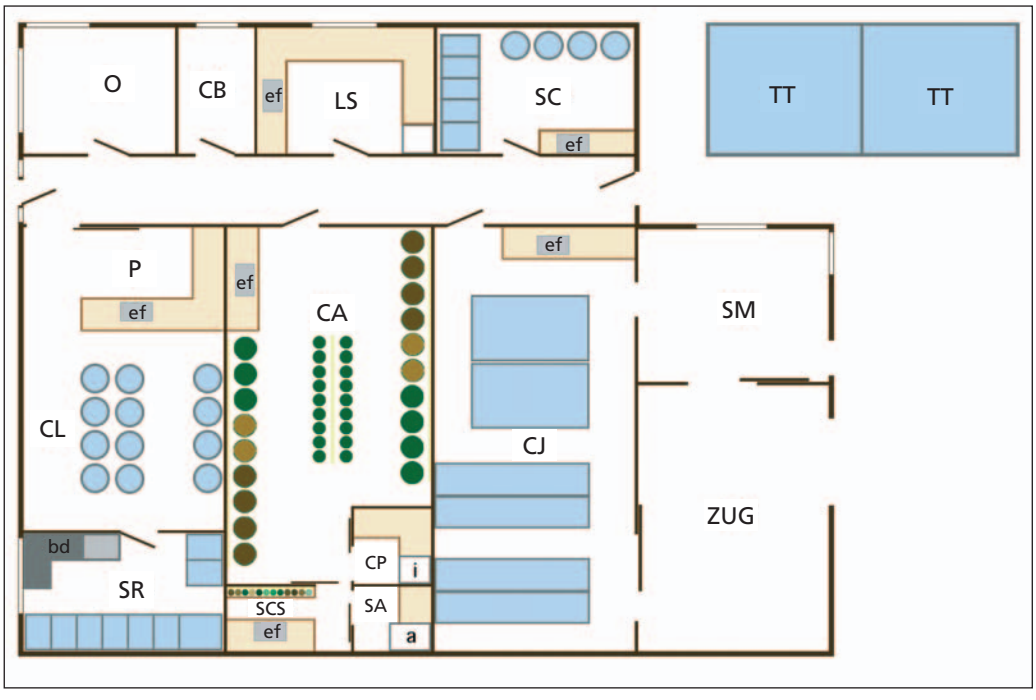


Ilustración 5: Plano general de una planta diseñada especialmente como criadero de bivalvos (véase la explicación en el texto que a continuación sigue).

cambios. Es mejor contar con tanques de plástico o de fibra de vidrio que se desplazan con facilidad o se cambian si la ocasión lo requiere. El suelo debe ser de hormigón y tener suficientes desagües. Todas las superficies tienen que estar cubiertas de una terminación duradera y resistente al moho para garantizar unas buenas condiciones de limpieza. Los armarios y módulos de almacenamiento de madera que están sobre el suelo deberían montarse sobre pedestales de hormigón para evitar que se dañen con el agua de mar. Si no es posible, las superficies de madera tienen que pintarse con una resina epoxídica de buena calidad.

Los criaderos tienen varias zonas interconectadas y que, por practicidad, se han dividido de la siguiente manera: cultivo de algas, acondicionamiento y desove de reproductores, cría de larvas, cultivo de juveniles y zonas de servicio (Ilustración 5).

1.2.3.1 Instalaciones para el cultivo de algas

El éxito de un criadero de bivalvos depende de la producción de algas. Es una parte muy importante de cualquier criadero y es imprescindible un buen diseño para proporcionar una zona de trabajo adecuada para este fin ya que se necesita contar con grandes cantidades de algas de alta calidad (CA – Ilustración 5). Como las algas se utilizan en todas las fases de producción, la instalación debería ubicarse en una zona céntrica y conveniente. El espacio necesario para el cultivo de algas dependerá en parte de los niveles de producción, los métodos de cultivo y si las algas se van a cultivar dentro del criadero con iluminación artificial, o si se van a criar en el exterior con luz natural, o una combinación de los dos métodos. Si se opta por usar la luz natural se necesitará un invernadero bien ventilado que tendrá que instalarse de forma tal que reciba la máxima cantidad de luz solar, aunque habrá que proteger a los cultivos más jóvenes o menos densos del sol directo.

Será necesario contar con una pequeña sala para mantener las cepas de algas [también llamadas cultivo patrón (CP)]. Las dimensiones varían pero pueden llegar a ser tan reducidas como de 2 x 3 m. La sala debe contar con aislamiento y temperatura fría constante. Si se utilizan luces fluorescentes se necesitarán estanterías al fondo para

proporcionar la fuente de luz. También será necesario contar con un aporte de aire. En esta sala también se guardan tubos de ensayo con cultivo inclinado de algas y pequeños matraces con cepas monoespecíficas y axénicas normalmente dentro de una incubadora refrigerada e iluminada. Los métodos se describen en la Parte 3.

En la siguiente fase de cultivo se utilizan las cepas de la sala fría y se cultivan en matraces de 4 l y botellones de 20 l delante de una batería de lámparas fluorescentes (LF). Esto puede ser parte de la zona principal de cultivo de algas o una pequeña sala independiente. El espacio necesario dependerá del número de especies y la cantidad de algas que se produzcan. Esta zona requiere un aporte de aire y dióxido de carbono y debe mantenerse de 15 a 18 ºC. Otra pequeña sala adyacente (SA) alberga una autoclave (a), que se utiliza para termoesterilizar el medio para los cultivos más pequeños. Algunos criaderos utilizan métodos alternativos para preparar el medio de cultivo que se describen en la Parte 3.

El tamaño de la zona principal de cultivo de algas dependerá del número de especies que se cultiven y de la cantidad de algas que se necesiten. Esta zona puede llegar a ocupar una parte sustancial del criadero.

Si la mayoría de las algas se cultivan dentro del criadero utilizando el método de cultivo en tandas entonces tiene que haber suficiente espacio para una serie de tanques de 3-4 m de diámetro y 2 m de profundidad. Si se emplean los métodos de cultivo en saco o cilindro alto se puede reducir la superficie de suelo necesaria. Las reactancias para las lámparas fluorescentes empleadas para iluminar los cultivos tienen que ser del tipo «funcionamiento en frío» o estar aisladas en una zona independiente desde donde se pueda disipar el calor que generan. En condiciones ideales esta zona debería mantenerse de 15 a 20 ºC.

En muchos criaderos, una parte importante de las algas, si no todas, se cultivan en invernaderos, que pueden ser estructuras independientes o anejas a un lateral del criadero –preferentemente el lado sur en el hemisferio norte y el lado norte en el hemisferio sur– para así obtener máxima luz solar. El tamaño de los invernaderos dependerá del método de cultivo y de las cantidades de algas que se vayan a producir.

Debe haber suficiente energía eléctrica para la iluminación artificial cuando la natural es inadecuada. El aporte de aire y dióxido de carbono es esencial. También deberá haber una correcta ventilación o instalación de aire acondicionado para mantener la temperatura a o por debajo de 20 ºC aquellos días en los que la fuerte luz solar calienta las instalaciones. Se necesitará un generador en aquellas zonas donde el suministro de electricidad sea poco fiable o pueda estar desconectado durante varias horas. Aunque la falta de luz durante una o dos horas no compromete la supervivencia de los cultivos de algas, sí es necesario airearlos. Sin aireación las diatomeas se irán al fondo de los cultivos y éstos pueden llegar a peligrar.

1.2.3.2 Zona de mantenimiento y desove de reproductores

Se necesita contar con espacio para mantener y acondicionar a los reproductores (SR – Ilustración 5). Esto dependerá en parte del número de especies que se mantienen y si el acondicionamiento o parte de éste se realiza en entorno abierto en lugar de en el criadero. Puede que sea preciso utilizar agua de mar calentada o refrigerada en esta parte del proceso en algunos períodos del año. También es deseable poder aislar los tanques para así ajustar el fotoperíodo ya que las fluctuaciones de luz y oscuridad pueden afectar a la maduración de las gónadas.

Hay que contar con espacio para las bandejas de desove (bd), aunque éstas pueden formar parte de la zona de cultivo larvario ya que el espacio no se necesita de forma continua. Luego se pueden almacenar las bandejas o platos de desove cuando ya no se empleen. Los métodos para el acondicionamiento de reproductores, desove y fecundación se describen en la Parte 4.

1.2.3.3 Zona de cultivo de larvas

Otra parte importante del criadero está ocupada por la instalación de cultivo larvario (CL) y sus dimensiones estarán determinadas por la escala de producción. El espacio está ocupado por tanques, en un número que dependerá de los niveles de producción y las técnicas utilizadas para cultivar las larvas. En la costa pacífica de Norteamérica se cultivan larvas a densidades bajas de 2-3 por ml en grandes tanques que miden 3-4 m de diámetro, 4-5 m de altura, con capacidad para 40 000 a 50 000 l. En otros criaderos, las larvas se cultivan en tanques más pequeños de hasta 5 000 l de volumen a densidades larvarias mayores. Cuando se diseña esta parte del criadero, el gerente debe tomar decisiones sobre la producción deseada para satisfacer la demanda del mercado y la metodología que empleará para criar las larvas.

Los tanques de cultivo larvario están normalmente realizados en fibra de vidrio o de un plástico adecuado y deben estar convenientemente lavados antes de su uso. Independientemente del tamaño del tanque, es preciso que haya grandes desagües por debajo del nivel del suelo capaces de soportar grandes volúmenes de agua cuando se vacíen los tanques. En la sala de cultivo larvario se necesita contar con una zona de preparación (P) para lavar, clasificar, contar y medir las larvas y para acomodar el equipo utilizado. Esta área debe estar dotada de armarios y estanterías para guardar el equipo cuando no se use.

1.2.3.4 Zona de cultivo de semilla

Una vez que las larvas maduras se han fijado (se han asentado y han iniciado la metamorfosis) se trasladan a tanques en la sala de cultivo de juveniles (CJ) para su cultivo hasta que alcancen la talla suficiente para transferirse a los sistemas de semilleros, que pueden estar en el criadero o en otro sitio. Normalmente esto ocurre cuando los juveniles (semilla) sobrepasan los 2 mm de longitud de concha. El tamaño y tipo de tanques, en cuanto a volumen y superficie utilizada para este fin, varía de una especie a otra.

Las larvas maduras se fijan en el criadero o en instalaciones externas (a veces a cierta distancia). Cuando este procedimiento se da dentro del criadero se suele hacer en la zona de cultivo larvario, y con frecuencia directamente en los tanques larvarios. Puede que sean necesarios tanques adicionales para estos propósitos específicos. La semilla (fase inicial de juveniles) se transfiere después a los sistemas de tanques en una zona independiente y específica para el cultivo de juveniles (JC). El tamaño y tipo de tanques, en cuanto a volumen y superficie utilizada para este fin, varía de una especie a otra. Los juveniles se crían en sistemas de circulación ascendente, descendiente o en bandejas con variada configuración hasta que sobrepasan los 2 mm de longitud de concha. No es muy rentable cultivar la semilla hasta una talla superior dentro del criadero basándose en alimento cultivado ya que las necesidades de alimento incrementan de manera exponencial con el tamaño. Si el sistema de semillero está ubicado fuera del criadero, se debe asignar suficiente espacio para esta actividad. Los métodos de cultivo larvario se describen en la Parte 5 y los de cultivo de semilla en la Parte 6.

1.2.3.5 Otros requisitos de espacio

Como se ha comentado antes, los criaderos que trabajan con reproductores procedentes de lugares remotos o con especies exóticas a veces necesitan someterlos a cuarentena y cultivar las crías de forma separada. Este tipo de criaderos cuenta con salas de cuarentena (SC) para este fin, y el efluente de las mismas se vierte en los tanques de tratamiento

(TT). Cuentan también con un laboratorio seco (LS), oficina (O) y cuarto de baño (CB). En el laboratorio seco se realizan las trasferencias de algas (si no hay otro espacio asignado para esta actividad), se pesan y mezclan las sustancias químicas, se guardan los microscopios para estudiar los cultivos, los registros y el equipo científico.

La maquinaria estática, como las bombas principales, filtros y prefiltros de arena (para eliminar partículas de hasta 10 µm), el módulo de calentamiento o enfriamiento de agua de mar, las calderas, el sistema de ventilación, los compresores o calefactores de aire, un generador de reserva para suministrar energía en caso de emergencia, junto con los paneles eléctricos y equipamiento de control, se guardan en una sala de máquinas insonorizada (SM). Es preferible duplicar el equipo esencial por si hubiera un fallo mecánico o eléctrico. Se necesita aire comprimido en todas las fases del cultivo así como anhídrido carbónico para el cultivo de algas. En muchos criaderos las bombas de entrada de agua de mar y los filtros de arena están ubicados en una caseta de bombas cerca del punto de captación y la filtración final de agua de mar puede hacerse en el punto de uso en lugar de en el módulo central de filtración fina.

Como el almacenamiento es siempre un problema en un criadero, es útil tener una amplia zona para uso general (ZUG) que pueda emplearse para almacenar equipo y material, envasar semilla así como para taller. La mayor parte de las zonas de trabajo deberían contar con encimeras y fregaderos (ef). Es preferible que las distintas partes del criadero se puedan aislar en caso de que haya un brote de alguna enfermedad.

1.3 ASPECTOS ECONÓMICOS

Un criadero de bivalvos es un negocio y como tal debe gestionarse, de forma eficiente y ser económicamente viable. Las subvenciones o ayudas de los gobiernos pueden servir para compensar los costes, especialmente durante las etapas iniciales de la actividad, pero luego el criadero tiene que mantenerse sólo y ser rentable. Los aspectos económicos de la construcción y funcionamiento de un criadero de bivalvos varían de una empresa a otra, de una zona a otra y de un país a otro, pero en cualquier caso esta actividad siempre tiene que dar beneficios.

Los criaderos son actividades caras. Se necesita bastante capital para construir un criadero y financiar sus actividades. El propietario debe contar con suficiente capital circulante como para llevar adelante actividades hasta que se generen ingresos. Antes de tomar la decisión de construir un criadero hay que examinar con detenimiento todas las facetas de la construcción y funcionamiento y determinar el nivel al que el criadero será viable económicamente. Hay que tener en cuenta muchos costes, incluidos la compra del terreno, la construcción del criadero, la instalación del sistema de agua de mar, el equipo necesario en todas las fases de la producción, el mantenimiento, los gastos generales de material y electricidad, la amortización de préstamos y la necesidad de contar con personal capacitado.

La rentabilidad puede variar enormemente dependiendo de otros factores como la zona geográfica, la escala operativa y si forma parte de un negocio de cultivo de bivalvos plenamente integrado. En las zonas templadas un elemento importante de los gastos de explotación es el calentamiento (y enfriamiento) del agua de mar, un coste que normalmente se evita en las zonas tropicales. Esto puede condicionar el emplazamiento elegido para el criadero en zonas templadas hacia sitios donde haya agua de mar templada al menos en algún momento del año, para reducir de esta manera los costes de la calefacción.

Algunos criaderos son pequeñas empresas familiares que solo producen suficiente semilla para sus propias necesidades de producción. Los criaderos de este tipo suelen estar en funcionamiento unos meses al año, con una producción limitada, y sus costes son mucho menores que los de criaderos más grandes.

Los criaderos grandes suelen formar parte de un negocio de cultivo de bivalvos plenamente integrado o pueden dedicarse sólo a producir semilla. Si el criadero es parte de un negocio integrado de cultivo, puede que funcione para recuperar gastos y no obtenga ganancias o incluso funcione con pequeñas pérdidas, ya que los beneficios de la empresa se obtendrán en otras fases del negocio de cultivo. En el caso de que el criadero solo exista para producir y vender semilla a otros productores, se tiene que sacar beneficio de la actividad del criadero. Esto no hace sino subrayar el hecho de que antes de construir un criadero hay que hacer una valoración minuciosa del mercado de la semilla que se vaya a producir; no sólo la cantidad de semilla que se pueda vender, sino también el precio que se estará dispuesto a pagar por esa semilla.

Otro aspecto del funcionamiento de un criadero de bivalvos es mantener un nivel crítico de producción para permitir la rentabilidad. Un criadero no puede existir produciendo simplemente unos miles de juveniles cada año, lo cual resulta demasiado costoso. De hecho, los costes asociados a la producción de unos miles de juveniles son prácticamente los mismos que si se produjeran varios millones – es decir, se aplican las economías de escala. El gerente debe determinar el nivel crítico de producción que necesita alcanzar para rentabilizar la actividad, lo cual nos lleva de nuevo a la necesidad de conocer la amplitud y valor del mercado de este producto.

Es imprescindible llevar un registro minucioso de los costes, producción y ventas para valorar la rentabilidad del criadero.

1.4 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Anon. 1979. Feasibility study for a commercial oyster hatchery in Tasmania. Tas. Fish. Devel. Authority: 115 pp.

Breese, W.P. & Malouf, R.E. 1975. Hatchery manual for the Pacific oyster. Sea Grant Program Pub. No. ORESU-H-002. Oregon State Univ. Corvallis, Oregon, USA: 22 pp.

Castagna, M. & Kraeuter, J.N. 1981. Manual for growing the hard clam *Mercenaria.* VIMS Spec. Rep. In Applied Mar. Sci. and Ocean Eng. **249**: 110 pp.

Curtin, K. 1983. Oyster hatchery pilot scheme; setting up, operation and future role of hatcheries. N.Z. MAF: 16 pp.

Dupuy, J.L., Windsor, N.T. & Sutton, C.E. 1977. Manual for design and operation of an oyster seed hatchery for the American oyster, *Crassostrea virginica*. Spec. Rep. Applied Mar. Sci. Ocean. Eng. **142**. VIMS, Gloucester Point, Virginia.

Helm, M.M. 1994. Towards reliable bivalve seed supply in Nova Scotia. Bull. Aquacul. Assoc. Canada **94** (4): 9–14

Holliday, J.E. 1984. International developments in oyster hatchery technology. Misc. Bull. 1. Div. Fish, Dept. Agriculture. New South Wales, Australia: 101 pp.

Huguenin, J.E. & Colt, J. (eds.). 1989. Design and operating guide for aquaculture

seawater systems. Dev. Aquaculture Fish. Sci. Elsvier. **20**: 264 pp.

Hurley, G., Henderson, K., Percy, M. & Roscoe, D. 1987. Design of a small scale shellfish hatchery. Nova Scotia Dept. Fish. Halifax, NS, Canada: 45 pp.

Im, K.H. & Langmo, R.D. 1977. Hatchery produced Pacific oyster seed: economic feasibility on cultch in the Pacific Northwest. Sea Grant, Oregon State Univ. Corvallis, Oregon, USA. Pub. No. ORSESU-T-77-010: 80 pp.

Neima, P.G. & Kenchington, E. 1997. Report on commercial scallop hatchery design. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci., **2176**: 55 pp.

Robert, R. & Gerard, A. 1999. Bivalve hatchery technology: the current situation for the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, and the scallop *Pecten maximus* in France. Aquat. Living Resour. **12** (2): 121–130

Spencer, B.E., Helm, M.M. & Dare, P.J. 1977. Recommended quarantine measures for marine molluscs. MAFF Fish. Res. Tech. Rep., Lowestoft, No. 32: 7 pp.

Utting, S.D. & Helm, M.M. 1985. Improvement of seawater quality by physical and chemical pre-treatment in a bivalve hatchery. Aquaculture, **44**: 133–144

Wickins, J.F. & Helm, M.M. 1981. Sea water treatment. p 63–128. In: Hawkins, A. D. (ed.) Aquarium Systems. Academic Press, London: 452 pp.

Tercera parte

Funcionamiento del criadero: cultivo de algas

3.1 INTRODUCCIÓN 33

3.2 MANTENIMIENTO DE CEPAS E INÓCULOS 36
3.2.1 Procedimientos para el manejo de cepas 37
3.2.2 Manejo del cultivo de inóculos 40

3.3 CULTIVOS A ESCALA INTERMEDIA 41
3.3.1 Fases de crecimiento de los cultivos 42
3.3.2 Detalles de funcionamiento para cultivos a escala intermedia 43
3.3.3 Estimación de la densidad de algas 45

3.4 CULTIVOS A GRAN ESCALA 48
3.4.1 Cultivo en bolsa y en cilindro 49
3.4.2 Cultivo con iluminación interna 51
3.4.3 Principios del manejo de cultivos a gran escala 51
3.4.4 Cultivos a gran escala automatizados 55
3.4.5 Resolución de problemas 56
3.4.6 Cultivo extensivo al aire libre 57

3.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 59

3.1 INTRODUCCIÓN

Las microalgas marinas unicelulares (Ilustración 12) se cultivan como alimento para las diferentes etapas del cultivo en criadero de moluscos de valor comercial. Hasta hace poco tiempo las algas vivas eran la única fuente de alimentación de las larvas y juveniles de bivalvos, pero esta situación está empezando a cambiar ahora como resultado de

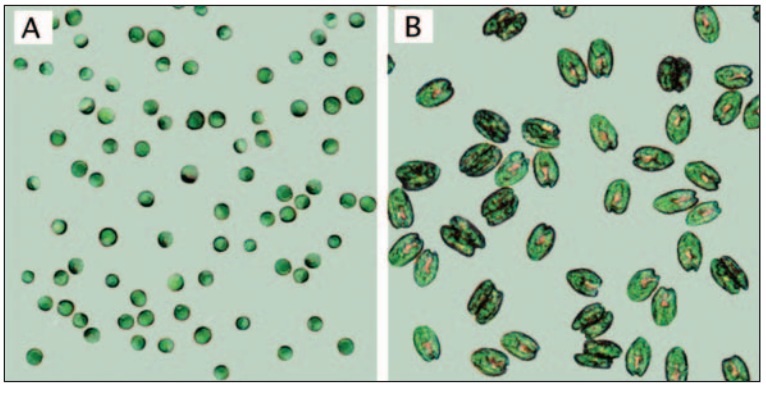


Ilustración 12: Microfotografías de dos especies de algas que se cultivan habitualmente en los criaderos, *Isochrysis* sp. (**A**) y *Tetraselmis* sp. (**B**) mostrando la diferencia relativa de tamaño celular.

recientes investigaciones sobre el desarrollo de dietas artificiales e inertes apropiadas. Sin embargo, la producción de algas vivas va a seguir siendo un aspecto fundamental en el éxito de la gestión de criaderos en el futuro inmediato, aunque sólo sea como alimento vivo que complemente los alimentos más innovadores.

De entre las microalgas, las especies de flagelados y diatomeas son productoras primarias y se encuentran en la base de la cadena trófica marina. Fabrican componentes celulares orgánicos a partir del dióxido de carbono y otros nutrientes que absorben del agua de mar utilizando la luz como fuente de energía en un proceso denominado fotosíntesis. Normalmente se cultivan en criaderos en agua de mar natural tratada y enriquecida con nutrientes adicionales, como nitratos, fosfatos, oligoelementos esenciales, vitaminas y dióxido de carbono como fuente de carbono. Se puede emplear agua de mar sintética pero es excesivamente cara, a no ser que se utilice a escala de laboratorio.

La necesidad de cultivar microalgas surge porque el contenido en fitoplancton natural del agua de mar utilizada en los criaderos es insuficiente para garantizar el crecimiento óptimo de las grandes densidades de larvas y juveniles que se cultivan. En el cultivo de algas, en particular, los tratamientos de agua utilizados eliminan prácticamente todo el fitoplancton natural que luego tiene que ser sustituido por cultivos de las especies preferidas de mayor valor alimenticio. En este contexto, y según las raciones alimenticias apropiadas para reproductores y juveniles, existen pocas, de las muchas algas naturales, que tengan un buen valor alimenticio para los bivalvos y no todas ellas pueden cultivarse artificialmente a escala suficientemente grande. En el Cuadro 1 se incluye una relación de las especies más empleadas en los criaderos de bivalvos, además de los parámetros de tamaño celular y composición.

Cuadro 1: Volumen celular, peso orgánico y contenido bruto en lípidos de algunas de las especies de algas cultivadas habitualmente en la alimentación de larvas y semilla de bivalvos. Las especies marcadas con asterisco tienen un valor alimenticio relativamente deficiente.

Especies:	Volumen celular medio (μm^3)	Peso orgánico ($\mu g\ 10^{-6}$ células)	Lípidos %
Flagelados:			
Tetraselmis suecica	300	200	6
*Dunaliella tertiolecta**	170	85	21
Isochrysis galbana *Isochrysis* (T-ISO) *Pavlova lutherii*	40-50	19-24	20-24
Diatomeas:			
Chaetoceros calcitrans	35	7	17
Chaetoceros gracilis	80	30	19
Thalassiosira pseudonana	45	22	24
Skeletonema costatum	85	29	13
*Phaeodactylum tricornutum**	40	23	12

El cultivo de algas supone alrededor del 40% de los costes de producción en criaderos de semilla de bivalvos de aproximadamente 5 mm de longitud de concha. Por ejemplo, 1 millón de juveniles de almeja japonesa u ostra del pacífico de 5 mm de longitud de concha consumen cada día 1 400 l de algas cultivadas de alta densidad a la temperatura óptima de cría de 24 °C. Sin embargo, para alimentar a larvas y reproductores se necesitan volúmenes diarios inferiores.

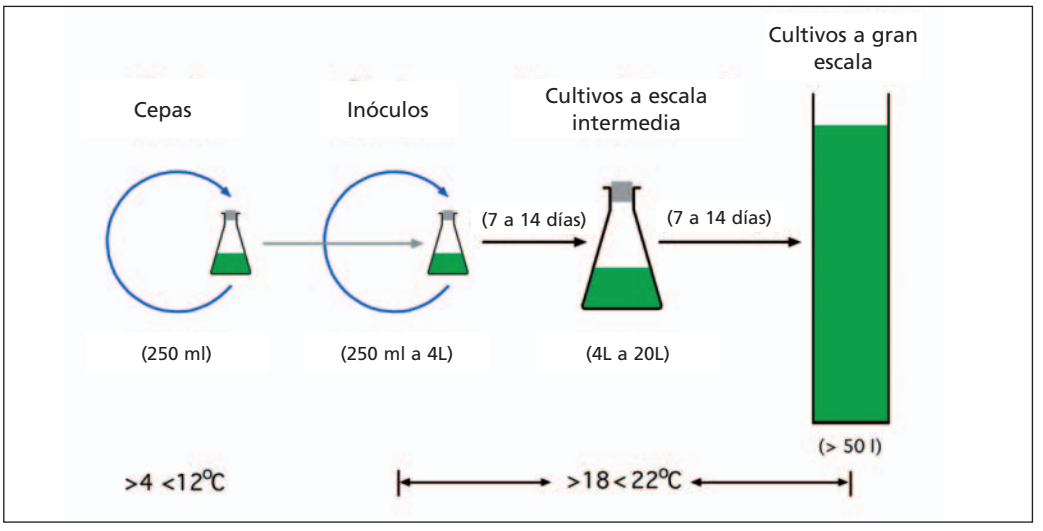


Ilustración 13: Etapas en la producción de algas. Las cepas (250 ml o menos) siguen aisladas bajo luz y clima controlados (baja temperatura) y sólo se emplean cuando es necesario inocular. Ni se airean ni se añade dióxido de carbono. Los inóculos (250 ml a 4 l en volumen) crecen rápidamente durante un período de 7 a 14 días a temperaturas e intensidad de luz más elevadas con un aporte de aire enriquecido con dióxido de carbono. Cuando están listos, una pequeña proporción del volumen se emplea para iniciar nuevos inóculos y la porción principal para comenzar un cultivo a escala intermedia. Los cultivos intermedios (normalmente de entre 4 l y 20 l en volumen) pueden emplearse como alimento para las larvas o para iniciar un cultivo a gran escala. Los cultivos a gran escala suelen ser de un mínimo de 50 l y ser mayores en volumen.

Los métodos básicos de cultivo de algas han cambiado poco con los años y en la Ilustración 13 se pueden ver los diferentes pasos del proceso que se cierra con los cultivos a escala productiva. Los criaderos han optado por emplear bien el sistema de cultivo intensivo en el interior con iluminación artificial, normalmente externa a los recipientes de cultivo, o bien el sistema de cultivo extensivo en el exterior en grandes tanques o estanques haciendo uso de la luz natural. Las técnicas intensivas son satisfactorias en lo que se refiere a fiabilidad y productividad pero son caras en cuanto a inversión y mano de obra, mientras que los métodos extensivos suelen ser menos

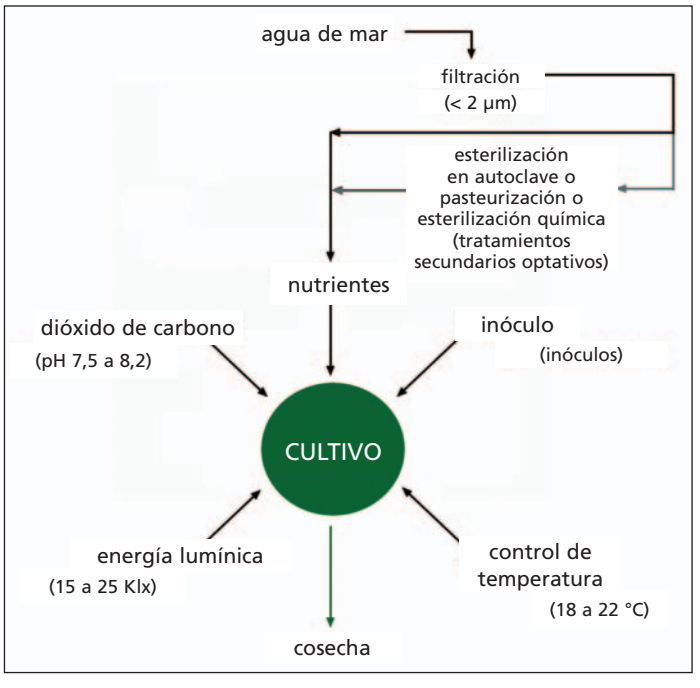


Ilustración 14: El proceso de cultivo de algas con los diferentes insumos necesarios. La necesidad o no de un tratamiento secundario del agua de mar dependerá de hasta qué punto se filtre el agua inicialmente.

fiables y a veces no muy productivos. Cuando se aborde el tema de infraestructuras y metodologías esenciales se describirán los métodos de forma conjunta. La Ilustración 14 ofrece un diagrama esquemático del proceso de cultivo de algas y la Ilustración 5 un plano del criadero que muestra la zona asignada al cultivo de algas (Sección 1.2).

3.2 MANTENIMIENTO DE CEPAS E INÓCULOS

Las cepas, también llamadas cultivos patrón, de las especies preferidas constituyen la base del cultivo. Normalmente las instituciones o laboratorios de investigación nacionales guardan colecciones acreditadas de cultivos desde donde se pueden obtener las cepas en forma de cultivos monoespecíficos (unialgales). Como se trata de cultivos valiosos, normalmente se guardan en medios especializados como, por ejemplo, el Erdschreiber, o si no en medio F/2, o en portaobjetos o placas de agar inclinadas y enriquecidas con nutrientes, en condiciones de riguroso control de temperatura e iluminación. Para ello se suele contar con una zona o sala especial independiente de la sala de cultivo de algas.

Habitualmente, las cepas se emplean sólo para suministrar líneas de inóculos cuando la ocasión lo requiere. Es importante intentar minimizar el riesgo de que los microorganismos competidores contaminen las cepas e inóculos. Se recomienda seguir los procedimientos estériles que se describen a continuación para evitar cualquier contaminación.

Las cepas se guardan en pequeños contenedores transparentes que se puedan esterilizar en autoclave. Por ejemplo, lo ideal sería emplear vasos de borosilicato de 500 ml o matraces cónicos o de ebullición de fondo plano con tapón de algodón en el cuello, aptos para un volumen de 250 ml de medio estéril y esterilizado en autoclave. En el Cuadro 2 se puede ver la composición y preparación del medio Erdschreiber. Un medio alternativo apto para este fin es el F/2 de Guillard (consúltese el Cuadro 3) y el HESAW (consúltese el Cuadro 4). Los productos patentados de enriquecimiento de cultivos de algas para añadir al agua de mar debidamente tratada también se pueden emplear siguiendo las instrucciones del fabricante. Las cepas se guardan muchas veces en un medio de agar con agua de mar impregnado de nutrientes apropiados en placas de Petri o en placas inclinadas en tubos de ensayo.

Las cepas se guardan mejor en una incubadora enfriada de 4 a 12 °C (según preferencias), iluminada por 2 o más lámparas fluorescentes de 8 vatios (W) que proporcionan una intensidad lumínica de 450 lux calculada en la superficie del cultivo (Ilustración 15).



Ilustración 15:
Incubadoras con control de luz y temperatura para el mantenimiento de pequeños cultivos de algas.

Como alternativa se pueden guardar en condiciones de frío cerca de una ventana que dé al norte (alejado de la luz directa del sol), o en una sala fría iluminada con lámparas fluorescentes. El objetivo no es acelerar el crecimiento sino mantener los cultivos en buenas condiciones. Los cultivos no se airean ni se introduce dióxido de carbono.

3.2.1 Procedimientos para el manejo de cepas

Es necesario repicar las cepas a intervalos mensuales para mantenerlas en buen estado y vigorosas. Después de retirar el tapón de algodón del matraz que contiene las cepas y de quemar el cuello del matraz con un mechero Bunsen (o un soplete de butano), se trasvasa un inóculo de 20 a 50 ml a otro matraz estéril que contiene el medio previamente esterilizado en autoclave. El tapón se inserta después de quemar el cuello del nuevo matraz. Una vez etiquetado el matraz con tinta indeleble, poniendo el nombre de la especie y la fecha, se devuelve a la incubadora. Las cepas originales se pueden guardar unas semanas por si las nuevas cepas no consiguen crecer. El procedimiento de trasferencia de cepas se desarrolla mejor si se realiza en un armario esterilizado con luz UV para así reducir todavía más el riesgo de contaminación (véase la Ilustración 16). En el recuadro adjunto se pueden leer los detalles del procedimiento de transferencia.

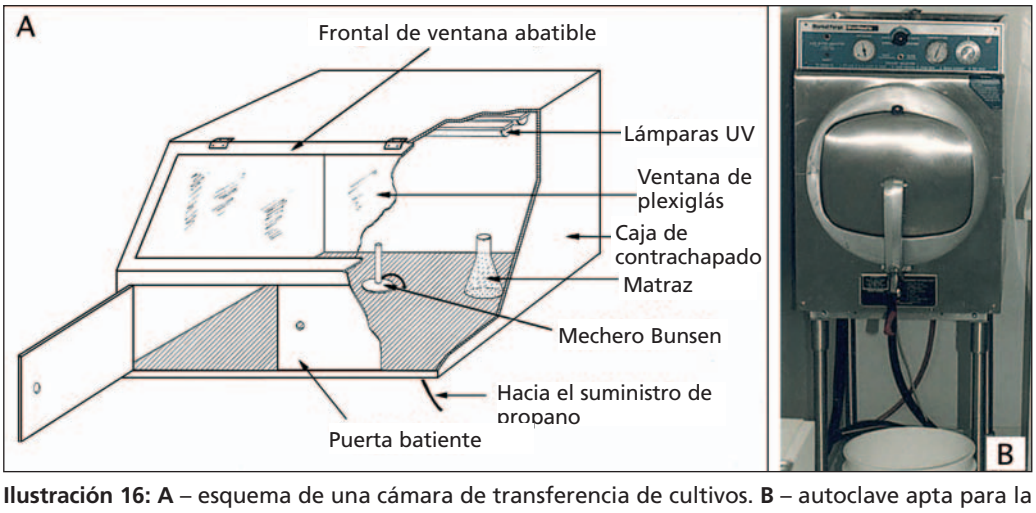


Ilustración 16: A – esquema de una cámara de transferencia de cultivos. **B** – autoclave apta para la esterilización de volúmenes reducidos de medios de cultivo.

Cuadro 2: Composición y preparación del medio de cultivo de mantenimiento de Erdschreiber

Componentes:

1. Agua de mar: Esterilice 2 l durante 20 minutos en autoclave en un matraz de ebullición de vidrio borosilicato con fondo plano y capacidad para 3 l con tapón de algodón a 1,06 kg cm^{-2}. Déjelo en reposo 2 días.

2. Extracto de suelo: preparado de la forma siguiente:
   a) mezcle 1 kg de suelo de una zona de bosque o pasto que no haya recibido fertilizantes, insecticidas artificiales, etc. con 1 l de agua dulce destilada;
   b) esterilice en autoclave a 1,06 kg cm^{-2} durante 60 minutos;
   c) decante el líquido sobrenadante;
   d) filtre el sobrenadante con un papel Whatman No. 1 y luego con un papel de fibra de vidrio (GF/C);
   e) esterilice durante 20 minutos en autoclave en porciones alícuotas de 1 l en botellas de polipropileno a 1,06 kg cm^{-2};
   f) almacénelo ultracongelado hasta que se necesite;
   g) esterilice 100 ml durante 20 minutos en autoclave en un matraz de ebullición de vidrio borosilicato con fondo plano y capacidad para 500 ml con tapón de algodón a 1,06 kg cm^{-2}.

3. Solución madre de nitrato/fosfato: Disuelva 40 g de $NaNO_3$ y 4 g de Na_2HPO_4 en 200 ml de agua destilada. Esterilice en autoclave en un matraz de 500 ml a 1,06 kg cm^{-2} durante 20 minutos.

4. Solución madre de silicato: Disuelva 8 g de $Na_2SiO_3.5H_20$ en 200 ml de agua destilada. Esterilícelo en autoclave en un matraz de 500 ml a 1,06 kg cm^{-2} durante 20 minutos.

Procedimiento:

Incorpore 100 ml de extracto de suelo (2) a 2 l de agua de mar esterilizada (1). Con una pipeta esterilizada añada 2 ml de solución madre de nitrato/fosfato (3) y 2 ml de solución madre de silicato (4). Transfiera 250 ml a 8 matraces vacíos de 500 ml esterilizados en autoclave con tapones de algodón. Utilice un mechero Bunsen o un soplete de butano para quemar los cuellos de los matraces justo antes y después de transferir o añadir. El medio de mantenimiento está ahora listo para ser utilizado.

Procedimiento para transferir cultivos de algas de matraz a matraz

(a) Limpie todas las superficies internas de la cabina de inoculación con 85% de etanol.

(b) Coloque todos los matraces que se vayan a necesitar en la cabina; p. ej. todos los matraces desde los que se vaya a transferir (matraces de transferencia) y los matraces que contengan medio esterilizado a los que se vaya a transferir (matraces nuevos).

(c) Cierre la cabina y encienda la lámpara de ultravioleta. Déjelo al menos 20 minutos. [Mirar directamente la luz ultravioleta puede dañar la vista, así que sería conveniente colocar una cubierta oscura sobre el plexiglás (plástico acrílico transparente) examinando la placa cuando la luz está encendida].

(d) Apague la lámpara. Prenda el pequeño mechero.

(e) Quite los tapones metálicos de un matraz de transferencia y de uno nuevo. Queme el cuello de cada matraz mientras gira lentamente el cuello del matraz a través de la llama.

(f) Incline el cuello del matraz de transferencia hacia el matraz nuevo. En un solo movimiento, retire los dos tapones y vierta un inóculo en el matraz nuevo. Transfiera 50 ml aproximadamente en el caso de especies de diatomeas y 100 ml en el caso de especies de flagelados. Evite tocar el cuello de los dos matraces. Nunca toque la porción del tapón insertada en el matraz. Una vez añadido el inóculo, sustituya el tapón en el matraz de transferencia. Queme lentamente el cuello del matraz nuevo antes de sustituir el tapón.

(g) Sustituya el tope metálico que rodea el cuello del matraz nuevo. Con ayuda de un rotulador indeleble, etiquete el nuevo matraz indicando la especie de alga inoculada y la fecha de transferencia.

(h) Repita el procedimiento con todos los matraces de la cabina. Una vez finalizado, apague el mechero y abra la cabina.

(i) Retire todos los matraces nuevos y colóquelos en la incubadora de algas o una zona bien iluminada de la instalación de cultivo de algas.

(j) El inóculo restante que quede en los matraces de transferencia se puede emplear para inocular cultivos mayores como matraces de 4 l o botellones.

(A partir de Bourne, Hodgson y Whyte, 1989)

Cuadro 3: Medio de cultivo F/2 de Guillard utilizado para el cultivo de algas en criaderos de bivalvos (1975)

1.	Nitrato	$NaNO_3$	75,0 g por l
2.	Fosfato	$NaH_2PO_4.H_2O$	5,0 g por l
3.	Silicato	$Na_2SiO_3.9H_2O$	30,0 g por l
4.	Metales traza		
		$FeCl_3.6H_2O$	3,5 g
		Na_2EDTA	4,36 g

Disuelva en 900 ml de H_2O destilada

Añada 1 ml de cada una de las siguientes soluciones de metales traza:

$CuSO_4.5H_2O$	0,98 g por 100 ml
$ZnSO_4.7H_2O$	2,20 g por 100 ml
$CoCl_2.6H_2O$	1,00 g por 100 ml
$MnCl_2.4H_2O$	18,00 g por 100 ml
$Na_2MoO_4.2H_2O$	0,63 g por 100 ml

Prepare 1 l con H_2O destilada (pH ca. 2,0).

Añada 1 ml por litro FSW de las soluciones anteriores (#1-4).

5. Vitaminas

Biotina	1,0 mg
B_{12}	1,0 mg
Tiamina HCl	20,0 mg

Disuelva en 1 l de H_2O destilada y congele.

Añada 1/2 ml de solución de vitaminas por cada1 l de agua de mar.

Cuadro 4: Medio HESAW utilizado para el cultivo de algas en criaderos de bivalvos. A partir de Harrison *et al*. (1980).

1.	$NaNO_3$	466,7 g
	Na_2.glicero.$P0_4.5H_2O$	66,7 g

Disuelva en 2 litros de H_2O destilada.

2.	$Na_2EDTA.2H_2O$	55,3 g
	H_3BO_3	38,0 g

Disuelva en 1 litro de H_2O caliente destilada

3.	$FeCl_3.6H_2O$	1,6 g

Disuelva en 100 ml de H_2O destilada. Añada 50 ml a la solución #1 y el resto a la solución #2. Mezcle las soluciones #1 y #2.

4.	$MnSO_4.H_2O$	4,1 g, o
	$MnSO_4.4H_2O$	5,4 g

Disuelva en 50 ml de H_20 destilada. Añada a la solución de arriba.

5.	$Na_2MoO_4.2H_2O$	1,26 g

Disuelva en 50 ml de H_2O destilada. Añada a la solución de arriba.

6.	$ZnS0_4.7H_2O$	7,3 g
	$CuS0_4.7H_2O$	1,6 g

Disuelva en 100 ml de H_2O destilada. Añada 10 ml de la solución a la solución de arriba.

7.	Na_2SeO_3	0,173 g

Disuelva en 1 l de agua H_2O destilada. Añada 1 ml de solución a 100 ml de H_2O destilada para hacer solución madre. Añada 10 ml de solución madre a la solución de arriba.

Obtenga un volumen de 10 l de solución, añadiendo H_20 destilada. Esterilícela en autoclave antes de emplearla. Añada 1 ml de solución por cada 1 l de agua de mar.

8.	$Na_2SiO_3.5H_2O$	224,0 g, o
	$Na_2SiO_3.9H_2O$	300,0 g

Disuelva en 1 l de H_2O destilada. Añada poco a poco 1,5 l de 1 Molar HCl (133,5 ml HCl concentrado en 1,5 L de H_2O destilada). Obtenga un volumen de 10 l de solución añadiendo H_2O destilada. Pásela por autoclave antes de emplearla. Añada 1 ml de solución por cada 1 l de FSW.

9.	Vitaminas

(Para vitaminas siga las indicaciones que aparecen en el Cuadro 4.)

3.2.2 Manejo del cultivo de inóculos

Los procedimientos para mantener los inóculos son prácticamente idénticos a los descritos más arriba. Estos cultivos se crían específicamente para crear inóculos que se emplearán para iniciar cultivos de mayor volumen para la producción de alimentos.

Se prepara una línea de cultivos de inóculos a partir de las cepas de las especies requeridas. Los inóculos, al igual que las cepas, se pueden cultivar en matraces de ebullición de 500 ml en 250 ml de medio de cultivo. Como se necesitan para proporcionar inóculo es necesario cultivarlos con rapidez. Se cultivan de 18 a 22 °C y a una distancia de 15-20 cm de las lámparas fluorescentes de 65 ó 80 W, proporcionando un nivel de iluminación de la superficie de cultivo de 4 750 a 5 250 lux (Ilustración 17). Los cultivos de inóculos suelen airearse con una mezcla de aire ó dióxido de carbono (CO_2).

Los inóculos se cultivan durante períodos variables de tiempo antes de su uso. En el caso de las especies de diatomeas, que tienen intervalos generacionales cortos, este período dura entre 3 y 5 días y para la mayoría de las algas flageladas dura entre 7 y 14 días. Cuando ya está listo para usar, el inóculo se repica utilizando técnicas estériles, tal y como se ha descrito anteriormente. Se transfiere de 20 a 50 ml (según la especie y la densidad de cultivo) a un cultivo fresco de 250 ml – para mantener la línea de cultivo de inóculos. El resto se emplea como inóculo para cultivos más grandes (de hasta 25 l de volumen) que se cultivarán para usarse como alimento o como paso intermedio del proceso de cultivo a mayor escala, donde a su vez actúan como inóculos para cultivos mucho mayores.

Pueden necesitarse cultivos de inóculos de mayor volumen para la producción de grandes volúmenes de algas. A modo de aclaración, los cultivos de entre 2 y 25 l de volumen se denominarán cultivos a escala intermedia. Como ejemplo, un cultivo de producción de 200 l empezará con un inóculo de 250 ml de la especie requerida que -una vez crecido- se transfiere a inóculos de mayor volumen de entre 2 y 4 l. Cuando se va a iniciar un cultivo de 200 l, se emplea de 200 a 400 ml de inóculo de 2 a 4 l para iniciar un nuevo cultivo de inóculo 2 ó 4 l y el resto para iniciar el cultivo de producción de 200 l.

Con inóculos de mayor volumen conviene incrementar el nivel de iluminación y airear el cultivo con una mezcla de aire o dióxido de carbono. Es aconsejable diluir el medio



Ilustración 17: Fotografías que muestran las típicas instalaciones de mantenimiento de inóculos.

para cultivar especies de diatomeas hasta una salinidad de 20 a 25 PSU (unidades prácticas de salinidad, equivalente a partes por mil) para así obtener los mejores índices de crecimiento. La mayoría de las especies de flagelados se cultivan mejor a aproximadamente 30 PSU.

3.3 CULTIVOS A ESCALA INTERMEDIA

La mayor parte de los laboratorios y criaderos que necesitan pequeños volúmenes de algas para alimentos emplean matraces de cristal esféricos o botellones de cristal o de plástico transparente de hasta 25 l de capacidad (Ilustración 18). Estos sistemas suelen funcionar como sistemas de cultivo en tandas o como sistemas semicontinuos. El cultivo en tandas supone la inoculación del medio de cultivo con la especie requerida. El cultivo entonces se desarrolla rápidamente hasta que se frena el incremento de la densidad celular cuando la luz empieza a no poder penetrar adecuadamente en el cultivo. Luego se cosecha todo el cultivo, se lava y esteriliza el recipiente y se comienza de nuevo con un nuevo cultivo.

El método semicontinuo implica iniciar los cultivos de la misma manera, pero en lugar de cosechar todo una vez crecido, se cosechan parcialmente antes de llegar a la etapa en la que aparece una limitación de luz. El volumen cosechado se sustituye por medio del cultivo recién preparado y el proceso se repite 2 ó 3 días después. De esta manera se amplía la vida de un cultivo. Con algunas de las especies más resistentes,

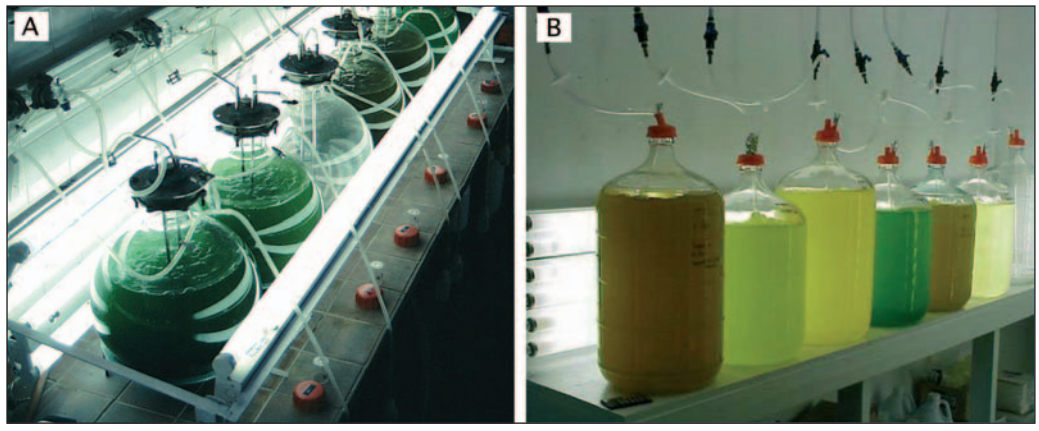


Ilustración 18: Dos sistemas diferentes de cultivo de algas a escala intermedia: **A** – matraces redondos de 20 l de capacidad; **B** – utilización de botellones empleados para la fabricación de vino de 15 a 20 l de capacidad e igualmente eficientes.

p. ej. *Tetraselmis suecica*, los cultivos duran 3 meses o más con cosechas de 25 a 50% del volumen de cultivo 3 veces por semana. El cultivo en tandas se emplea generalmente para especies delicadas y diatomeas de crecimiento rápido. El cultivo semicontinuo se emplea principalmente con especies de flagelados más resistentes.

3.3.1 Fases de crecimiento de los cultivos

En los cultivos semicontinuos la cosecha se realiza durante la fase exponencial del crecimiento. Las cosechas por tandas se realizan generalmente durante el pico de crecimiento exponencial conforme los cultivos entran en fase estacionaria. En la Ilustración 19 se muestra el significado de estos términos. En este caso la especie cultivada es el gran flagelado verde, *Tetraselmis*.

En la inoculación a partir del cultivo inóculo, la densidad celular inicial en el cultivo es de 25 a 50 células por ml (células por microlitro). Después de la inoculación estas células crecen y se dividen cada vez más deprisa conforme se van aclimatando a las condiciones de cultivo. Este período de aclimatación, que dura de 2 a 3 días, se llama

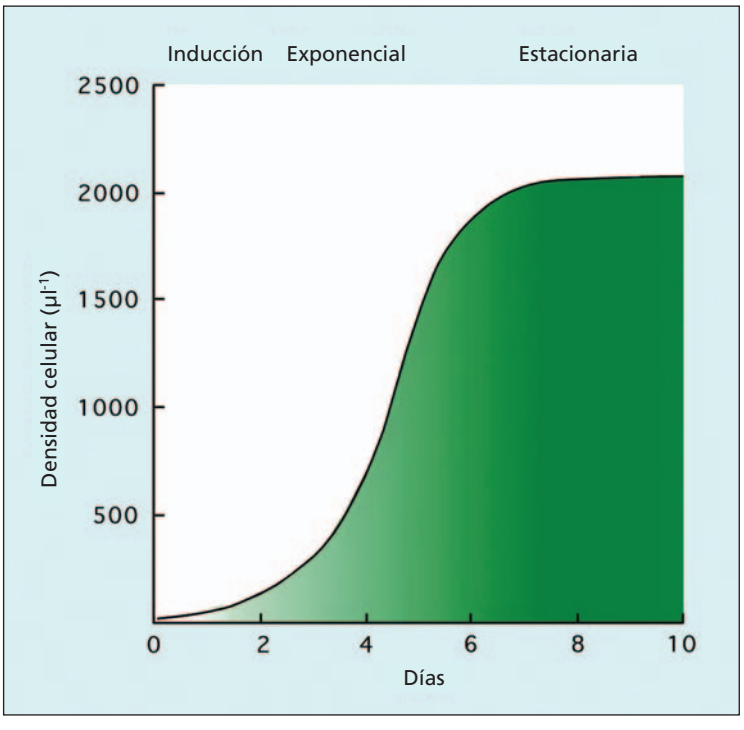


Ilustración 19: Fases en el crecimiento de los cultivos de algas ilustradas con una típica curva de crecimiento para el gran flagelado verde, *Tetraselmis suecica*.

fase de inducción. Una vez se adaptan a las condiciones, la velocidad de división celular se acelera y el crecimiento del número de células en el cultivo se hace exponencial. Este período dura de 4 a 6 días y se denomina **fase de crecimiento exponencial**. La velocidad de división celular se ralentiza conforme se va limitando la penetración de la luz a través del cultivo o los nutrientes. Es entonces cuando el cultivo entra en la **fase estacionaria**, que puede durar muchos días en el caso de los flagelados o poco tiempo en el caso de las diatomeas. Los cultivos de flagelados siguen en esa fase mediante el reciclado de nutrientes, de células muertas y en descomposición. Sin embargo, en el caso de las diatomeas se pueden producir metabolitos autoinhibidores, que atraen el crecimiento bacteriano, y el cultivo fracasa.

En el ejemplo de la Ilustración 19, se deberían cosechar los cultivos en tandas de *Tetraselmis* a una densidad aproximada de 2 000 células por µl y en los cultivos semicontinuos a aproximadamente 1 500 células por µl. Estas densidades pueden aumentarse, dentro de unos límites, incrementando la intensidad de luz que recae sobre los cultivos, manteniendo el pH de entre 7,5 a 8,2 con un aporte controlado de CO_2 y añadiendo nutrientes adicionales conforme va creciendo la densidad del cultivo.

3.3.2 Detalles de funcionamiento para cultivos a escala intermedia

La complejidad de las actividades de cultivo depende de las necesidades de algas y de las limitaciones presupuestarias del sistema que se quiere poner en marcha. En su forma más sencilla, el sistema de cultivo puede ser simplemente una versión ampliada de los cultivos de inóculos, utilizando matraces o botellones de cristal con fondo plano y con capacidad para 2 l y hasta 25 l. Éstos se rellenan parcialmente con medio de cultivo - en este caso con agua de mar estéril y enriquecida con nutrientes - y luego se inocula con la especie requerida y se airea con una mezcla de CO_2 al 2% contenido en aire comprimido. El dióxido de carbono proviene de una fuente de gas embotellada con regulación de presión y caudal de gas. De esta manera se proporciona la fuente de carbono para la fotosíntesis y se mantiene el pH dentro de un rango de 7,5 a 8,2. La mezcla de aire o CO_2 se filtra a través de un filtro de cartucho con una porosidad de 0,2 µm o utilizando un filtro de membrana para eliminar la mayoría de los contaminantes que vienen en el aire y los microorganismos competidores. La Ilustración 18 muestra ejemplos de este tipo de sistema. El medio de cultivo se prepara a partir de agua de mar esterilizada o filtrada.

Existen varias opciones para tratar el agua de cultivo:

a) filtrar el agua de mar para eliminar las bacterias utilizando filtros de cartuchos de membrana de 0,22 ó 0,45 µm,
b) pasteurizar por tandas o de forma continua de 65 a 75 °C,
c) esterilizar en autoclave a 1,06 kg por cm^2 durante 20 minutos (después de pasar el medio por la autoclave, debe reposar 2 días en un contenedor hermético apropiado),
d) esterilizar químicamente empleando una solución de hipoclorito de sodio a 25 mg por l cloro libre (añadiendo 0,5 ml de lejía común - 5% hipoclorito de sodio - por l de agua de mar filtrada). Antes de emplearse, se neutraliza el cloro libre residual añadiendo un exceso de solución de tiosulfato sodico (50,0 mg por l) preparada en agua destilada.

Observación: Los métodos (a) y (c) se emplean normalmente para preparaciones de cultivos a pequeña escala; los (b) y (d), previa filtración a un tamaño de partícula de 1 ó 2 µm, para cultivos a gran escala.

Los nutrientes se añaden después del tratamiento de esterilización. En el Cuadro 5 se puede ver una descripción detallada de las soluciones enriquecidas con nutrientes utilizadas en el Laboratorio de Pesca del Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación

en Conwy, Reino Unido, apropiadas para las especies que se cultivan habitualmente. Conviene recordar que en el caso de las diatomeas es necesario añadir sílice (Si) a los nutrientes básicos. El medio ya está listo para incorporarse asépticamente a los matraces de cultivo, que entonces estarán preparados para la inoculación. Desde hace unos años se pueden encontrar en el mercado algunas marcas patentadas de nutrientes para cultivo de algas; normalmente se basan en la formula Guillard F/2 y proporcionan resultados de crecimiento excelentes (véanse Cuadros 3 y 4 para las fórmulas básicas).

Para obtener la máxima productividad de la mayoría de las especies podría ser necesario diluir el agua de mar con agua dulce pura (destilada) (o procedente de una fuente no contaminada) antes de la filtración o autoclave. Los índices de crecimiento y división celular de *Chaetoceros calcitrans*, *Thalassiosira pseudonana* y *Skeletonema costatum* alcanzan su óptimo con una salinidad de aproximadamente 20 a 25 PSU. La máxima productividad de muchos flagelados se alcanza entre 25 y 30 PSU.

Cuadro 5: Soluciones de sales de nutrientes para el enriquecimiento de cultivos de diatomeas en agua de mar tratada. En el cultivo de flagelados no se añade la solución C.

Solución A

$FeCl_3.6H_2O$		1,30 g*
$MnCl_2.4H_2O$		0,36 g
H_3BO_3		33,60 g
EDTA		45,00 g
$NaH_2PO_4.2H_2O$		20,00 g
$NaNO_3$		100,00 g
Solución de metales traza *		1,0 ml
Agua destilada	a	1000 ml

Añada 2 ml de Solución A por litro de agua de mar filtrada

* Solución de metales traza

$ZnCl_2$		2,10 g
$CoCl_2.6H_2O$		2,00 g
$(NH_4)_6Mo_7O_{24}.4H_2O$		0,90 g
$CuS0_4.6H_2O$		2,00 g
Agua destilada	a	100 ml

Acidifique con una concentración suficiente de HCl para obtener una solución clara.

* Cantidad de solución de enriquecimiento del agua de mar pasada por autoclave. Para agua de mar filtrada emplee 3,25 g.

Solución B

Vitamina B_{12} (cianocobalamina)		10 mg
Vitamina B_1 (Tiamina)		200 mg
Agua destilada	a	200 ml

Añada 0,2 ml de solución B por l de agua de mar filtrada

Solución C

$Na_2SiO_3.5H_2O$		4,0 g
Agua destilada	a	100 ml

Añada 2 ml de Solución C por l de agua de mar filtrada.

La iluminación para el crecimiento de los cultivos se obtiene de lámparas fluorescentes, montadas normalmente fuera de los matraces de cultivo (véase la Ilustración 18). El número de lámparas que se utilicen dependerá de la altura y diámetro de los recipientes de cultivo con el fin de proporcionar de 15 000 a 25 000 lux, calculado en el centro de un contenedor vacío de cultivo. Bastarían dos lámparas de 65 ó 80 W para iluminar unos matraces de cristal de 3 l, con un diámetro de 18 cm aproximadamente, mientras que para recipientes de unos 25 l aproximadamente (de 35 cm de diámetro) se necesitarían 5 lámparas de igual producción lumínica. En la mayoría de las especies el crecimiento óptimo se alcanza con una temperatura que va de 18 a 22 °C.

En el Cuadro 6 se pueden ver ejemplos de la densidad celular obtenida en cultivos a pequeña escala con una serie de especies importantes desde el punto de vista nutritivo. Estos valores se obtuvieron en el Laboratorio de Pesca del MAFF, Conwy, Reino Unido, y son los típicos de las densidades obtenidas en otros sitios por empresas de cultivo comercial. Es interesante señalar que en cultivos de 2 l se pueden obtener densidades mayores de *Chaetoceros calcitrans* que en cultivos de 20 l. Esto no significa necesariamente que la productividad en términos de biomasa sea inferior. En todas las especies cultivadas el tamaño de células es variable y depende de las condiciones de cultivo y de la fase de crecimiento. En cultivos de 2 l de *Chaetoceros* se alcanzan densidades celulares mayores pero las células individuales son más pequeñas: 35 μm^3 comparado con 50 μm^3 en cultivos de 20 l. El contenido en peso seco también es inferior, unos 10 µg por millón de células (microgramos por millón de células), comparado con los 18 µg por millón de células en cultivos de 20 l. Hay otras especies que muestran una variabilidad similar en parámetros relacionados con el tamaño según la densidad celular y las condiciones, independientemente de las diferencias inherentes en el tamaño celular entre especies.

Manipulando las condiciones de cultivo de especies mayores, como *Tetraselmis*, es factible alterar el tamaño de la célula para que las larvas más pequeñas puedan ingerir el alimento con mayor facilidad. Los sistemas de cultivo a pequeña escala se pueden mejorar técnicamente para incrementar su rendimiento manejándolos como cultivos quimiostáticos. Pero si el objetivo es solamente producir más alimento, la mejor solución es emplear métodos de cultivo a gran escala.

Cuadro 6: Densidades celulares de cosecha (células μl^{-1}) alcanzadas en un lote a pequeña escala (L) y en cultivo semicontinuo (SC) de 2 l ó 20 l para la selección de especies interesantes desde el punto de vista nutritivo. La salinidad del medio de cultivo también se incluye.

Especies	Condiciones de cultivo			Densidad de cosecha (células μl^{-1})
	Volumen (l)	Tipo	Salinidad (PSU)	
Isochrysis (T-ISO)	20	SC	25	15 000
Tetraselmis suecica	20	SC	30	2 000
Chaetoceros calcitrans	2	B	20	60 000
	20	B	20	22 000
Thalassiosira pseudonana (3H)	2	B	20	40 000

3.3.3 Estimación de la densidad de algas

Antes de abordar los métodos de cultivo a gran escala, merece la pena hacer una breve descripción de cómo se calcula la densidad celular en cultivos a cualquier escala. Existen varios métodos para calcular la densidad de algas incluyendo el empleo de espectrofotómetros, fluorómetros, hemocitómetros, y contadores tipo Coulter.

Los espectrofotómetros o fluorómetros miden el contenido en clorofila α en el cultivo de algas y esta información se puede utilizar para obtener una rápida aproximación de la densidad celular. Se recomienda preparar gráficos que comparen la densidad celular y las lecturas en cada instrumento para cada especie de alga. Sin embargo, el contenido en clorofila α de una célula de alga no es constante y varía según el estado alimenticio de la célula. Esto afectará a la exactitud de los cálculos de densidad celular obtenidos con estos instrumentos.

Se pueden realizar cálculos más exactos empleando un hemocitómetro o un contador Coulter (también llamado «multisizer»).

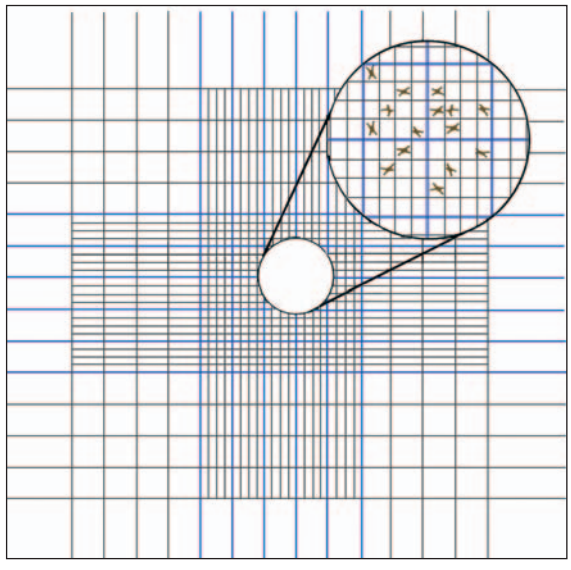


Ilustración 20: Diagrama de la rejilla marcada sobre un porta de hemocitómetro.

Los hemocitómetros son unos portaobjetos de cristal gruesos con dos cámaras en la superficie superior, de 1,0 x 1,0 mm cada una. Se coloca un cubreobjetos sobre las dos cámaras proporcionando una profundidad de 0,1 mm y haciendo que el volumen total de cada cámara sea de 0,1 mm^3. La base de cada cámara se marca con una cuadrícula para facilitar el recuento de células dentro de esa región (Ilustración 20). En especies móviles de algas, es recomendable añadir 1 ó 2 gotas de formalina al 10% a una muestra de 10 a 20 ml del cultivo antes de iniciar el recuento. Con el cubre colocado, se introducen una o dos gotas de la muestra de algas con ayuda de una pipeta Pasteur para llenar las dos cámaras.

La densidad celular se calcula de la manera siguiente: se subdivide la cuadrícula central de cada cámara (en trazo azul en la Ilustración 20) en 25 cuadrados (también en trazo azul en el diagrama), cada uno de 0,2 x 0,2 mm. Cada cuadrado se vuelve a subdividir en 16 cuadrados más pequeños de 0,05 x 0,05 mm. Se cuenta el número de células en 10 cuadrados de 0,2 x 0,2 mm elegidos al azar y se calcula la media o el promedio. Esto nos proporciona el número medio de células de algas por 0,2 mm x 0,2 mm x 0,1 mm, ó 0,004 mm^3.

Ejemplo:

A. Recuentos de células de algas: 40 + 30 + 50 + 60 + 55 + 65 + 70 + 45 + 40 + 70 = 525

   Promedio = 52,5 células por 0,004 mm^3

B. Multiplique el promedio por 250 para obtener el número promedio de células por mm^3.

C. Como hay 1000 mm^3 en 1 ml, multiplique el valor calculado en B por 1 000. En este ejemplo, la densidad celular sería 52,5 x 250 x 1 000 = 13,1 millones (13,1 x 10^6) de células por ml.

Observación: 1 célula por ml (células ml^{-1}) = 1 000 células por µl (células μl^{-1})

Un método más sencillo y exacto para calcular la densidad celular es el contador Coulter (ahora llamado «multisizer» - véase la Ilustración 21). Este instrumento se desarrolló en un principio para hemogramas.

Existen varios modelos y todos funcionan siguiendo el mismo principio, en el que una corriente eléctrica pasa entre dos electrodos. Cada vez que pasa una célula entre ellos, se obstruye la corriente y se recuenta la célula. El tamaño del tubo de abertura es importante, y para el recuento de células de algas de 2 a 10 µm se necesita una abertura de 50 ó 100 µm de diámetro. Se hace pasar un volumen determinado de agua a través del orificio del tubo de abertura y se cuentan las células. Se puede encontrar una explicación más detallada del funcionamiento del contador Coulter en el listado de referencias que se incluye al final de esta sección.

Como los cultivos de algas suelen ser densos, hay que diluir las muestras a una densidad tal que pueda contarse con exactitud empleando un contador electrónico –aproximadamente 50 000 células por ml (50 células por µl). Las muestras de algas se suelen diluir utilizando una solución al 3% de cloruro de sodio (disolviendo sal de mesa en agua destilada) o con agua de mar filtrada con una membrana de 0,45 µm.

Ejemplo:

Añada 0,2 ml de cultivo de algas a 20 ml de NaCl al 3%. Mezcle bien.

Realice 3 recuentos y obtenga un valor medio.
Recuentos individuales = 5 280; 5 336; 5 120.

Si el volumen de la solución muestreada por el contador Coulter es de 0,1ml, entonces el promedio es = 5 245 células por 0,1 ml.

Multiplique 5 245 por 10 para obtener el número de células en 1 ml de muestra, y multiplique por 100 para corregir el factor de dilución.

En este ejemplo, la densidad celular sería 5 245 x 10 x 100 = 5,2 millones (5.2 x 10^6) de células por ml.



Ilustración 21: Contadores de partículas electrónicas utilizados en los criaderos para registrar la densidad celular en cultivos de algas. **A** – un contador Coulter; **B** – un Multisizer Beckman; **C** – detalles de la cámara de muestras de un contador Coulter que muestra el tubo de abertura insertado en un contenedor de muestras.

Los contadores electrónicos y clasificadores de partículas son costosos pero se puede comprar maquinaria de segunda mano a un precio razonable. El coste de la compra en seguida se ve compensado por el ahorro de tiempo que se puede conseguir, así como por la exactitud de los recuentos.

3.4 CULTIVOS A GRAN ESCALA

Los criaderos comerciales de bivalvos tienen que producir diariamente grandes volúmenes de algas de buena calidad y de alto valor nutritivo para la producción de semilla a escala económica. En esta Sección se describen ejemplos de algunos de los sistemas utilizados actualmente en Europa y Norteamérica, desde sistemas sencillos de bolsas de polietileno colgadas o colocadas sobre un soporte de cilindro de malla de acero galvanizado o recubierta de plástico, hasta sofisticados turbidostatos electrónicos. Todos los sistemas utilizan recipientes cilíndricos altos y estrechos, siendo ésta la configuración más eficiente. Los cultivos en tanques rectangulares (Ilustración 22) o circulares con iluminación desde el techo se han quedado obsoletos,



Ilustración 22: El cultivo a gran escala solía hacerse en grandes tanques circulares o rectangulares con iluminación superior. Este formato se ha sustituido principalmente por cilindros altos.

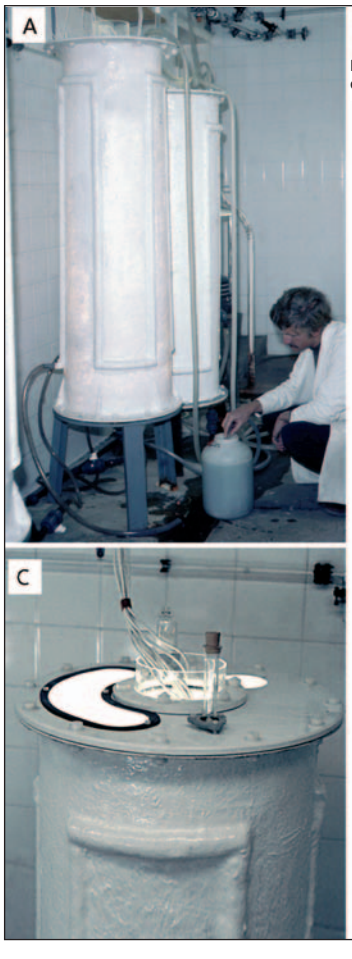


Ilustración 23: Tanques eficientes de cultivo de algas con 200 l de capacidad, enfriados con agua, y con iluminación interna. **A** – cosecha del cultivo con sifón, **B** – detalles de la construcción. En la funda exterior de fibra de vidrio se colocan tubos de enfriamiento sobre la superficie exterior del molde para ayudar a disipar el calor de las lámparas fluorescentes montadas en el interior. **C** – detalles de la tapa del recipiente con entrada taponada para el medio de cultivo; escape de aire reforzado con algodón en la parte posterior; un puerto de acceso u observación. Parte superior del cilindro interior de acrílico. Los cables de las 6 lámparas fluorescentes de 150 cm de longitud son guiados a través de un tubo con núcleo de PVC que también sirve para sostener los cepos que sujetan las lámparas.

con la excepción de algunos criaderos de la costa occidental de Norteamérica donde siguen utilizando grandes tanques circulares iluminados con lámparas potentes de haluro de metal. La mayor productividad se consigue colocando lámparas dentro del recipiente para iluminar el interior de los cultivos (Ilustración 23), más que empleando las baterías de lámparas fluorescentes que iluminan desde el exterior.

3.4.1 Cultivos en bolsa y en cilindro

El polietileno se puede comprar en rollos de varios tamaños de tubo plano y resistente, y se encuentra en distintas anchuras. Se corta la longitud deseada y se hace un sellado térmico en uno de los extremos para formar un recipiente flexible para el cultivo, en forma de cilindro o bolsa oblonga. Este tipo de recipiente se puede reforzar utilizando un soporte de malla de plástico o de acero recubierto de plástico, y si el diámetro de la bolsa no supera los 30 cm y mide menos de 200 cm de altura se pueden colgar los cilindros con o sin soporte lateral de malla, tal y como se puede ver en los ejemplos de la Ilustración 24.

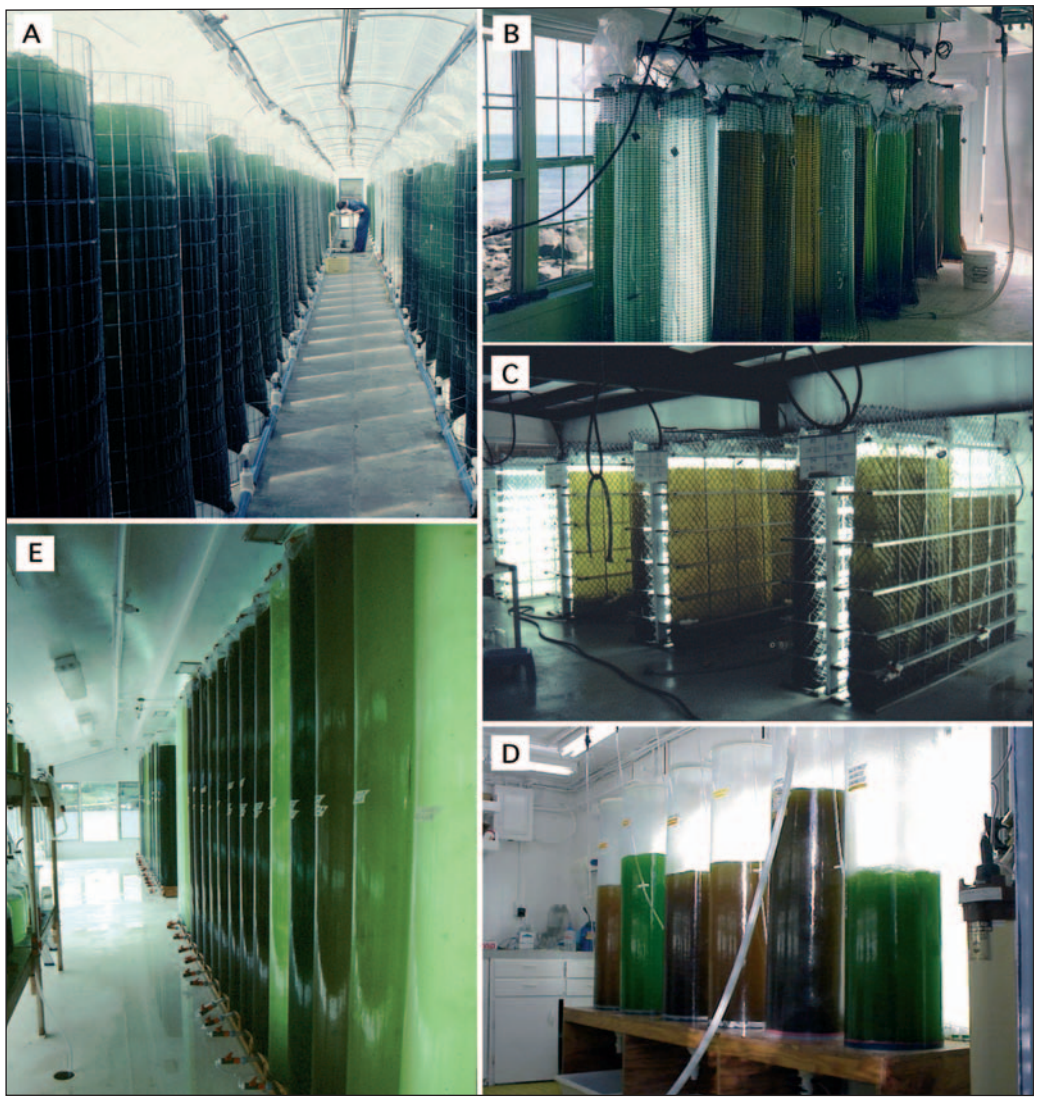


Ilustración 24: Ejemplos de sistemas de cultivo de algas con cilindros de fibra de vidrio, células fotovoltaicas y bolsas de polietileno: **A** – bolsas de polietileno de 480 l dentro de soportes de malla de acero e iluminadas con luz natural dentro de un invernadero. **B** – bolsas de 80 l colgadas de una estructura circular central sobre un plafón giratorio desde el techo. Las lámparas fluorescentes están sujetas a la estructura central. **C** – malla de plástico que sujeta bolsas oblongas de polietileno montadas en cada lado de las baterías de lámparas fluorescentes. **D** – cilindros de fibra de vidrio para protección contra los rayos solares de 100 l con una batería de lámparas fluorescentes con montura vertical. **E** – cilindros de fibra de vidrio de una altura de 2,4 m y un diámetro de 0,3 m, con iluminación externa por lámparas fluorescentes de 2,4 m de longitud.

Las bolsas constituyen la forma más económica de fabricar recipientes para el cultivo a gran escala. Además se pueden utilizar en el interior con iluminación artificial, o en el exterior para aprovechar la luz natural. Las bolsas que se ven en la Ilustración 24A están fabricadas con tubo plano de polietileno extra fuerte de calibre 10 000, con una anchura de 90 cm. Los soportes están hechos de mallas de acero soldado y las bolsas tienen una capacidad de 480 l con una superficie grande de 3,2 m^2 para facilitar la penetración de la luz. Los grandes cultivos de este tipo pueden estar iluminados con lámparas fluorescentes con montura vertical de 1,8 m, con una potencia de 80 W, o bien se pueden colocar en el exterior, alejados de la luz solar directa. Los sistemas de bolsas que se ven en las Ilustraciones 24B y C están fabricados con el mismo material, pero con un soporte de malla de plástico robusto.

En general, si se mantiene un nivel fijo en la iluminación del cultivo, la máxima densidad de células posible disminuye conforme aumenta el diámetro del recipiente. No obstante, las bolsas mejoran la productividad comparado con los tanques de fibra de vidrio o de plástico de volúmenes similares que se están utilizando para el cultivo a gran escala. Sin embargo, no son eficientes en comparación con los cultivos que tienen iluminación interna, tal y como indican los datos de rendimientos ofrecidos en el Cuadro 7. Los cultivos en bolsas de polietileno tienen una vida relativamente corta

Cuadro 7: Comparación entre rendimientos de *Tetraselmis* y *Phaeodactylum* en diversos sistemas de cultivo a gran escala. El rendimiento se calcula en litros por día a una densidad estándar de células por litro de volumen de cultivo (* Sistemas de iluminación interna). Las referencias completas citadas en el cuadro figuran en la lista de lecturas recomendadas al final de esta Sección.

***Especies* / sistema**	**Referencias**	**Rendimiento**
Tetraselmis		
turbidostato de 80 l*	Laing y Jones, 1988	1,25
recipientes de 200 l*	Laing y Helm, 1981	0,40
tanques de 340 l	Griffith *et al*., 1973	0,12
Phaeodactylum		
recipientes de 200 l*	Helm y Laing, 1981	0,35
frascos de 20 l	Ukeles, 1973	0,33
bolsas de polietileno de 480 l	Baynes *et al*., 1979	0,15
cilindros de 195 l	Wisley y Purday, 1961	0,06

* Un rendimiento de valor 1,25 indica una cosecha diaria media de 100 l a una densidad estándar de células en un cultivo del volumen de 80 l.

porque la superficie interna atrae los residuos del cultivo y las bacterias, lo que reduce la penetración de la luz convirtiéndose en un foco de contaminación. Por este motivo, es necesario renovar la bolsa al final de cada turno de cultivo. Las bolsas de gran diámetro no son eficientes, pero las que miden menos de 30 cm de diámetro tienen una mayor relación superficie: volumen que favorece la penetración de luz.

La utilización de láminas de fibra de vidrio transparente protegidas contra los rayos solares es una solución más permanente. Se pueden doblar en forma de cilindro y soldarlas con adhesivo o se pueden comprar directamente en forma cilíndrica. Las cualidades de este material en cuanto a la penetración de la luz son excelentes y los recipientes son muy duraderos. Los criaderos de Norteamérica utilizan regularmente cilindros de 150 a 240 cm de altura y de 30 a 50 cm de diámetro (Ilustraciones 24D y E).

3.4.2 Cultivo con iluminación interna

Aunque los recipientes con iluminación interna son caros de fabricar, su utilización es barata. Al montar las lámparas dentro de un cilindro de vidrio o de plástico transparente, como indica la Ilustración 23, la luz tiene que recorrer una distancia efectiva mucho menor para penetrar en el cultivo. En el ejemplo, el recipiente tiene una altura de 150 cm y un diámetro de 40 cm. El cilindro interior para la iluminación tiene un diámetro de 15 cm, por lo tanto, la energía lumínica emitida por 6 lámparas de 80 W, de una longitud de 150 cm, recorre sólo 14 cm hasta el perímetro del cultivo. En una experiencia posterior, la distancia se ha reducido aún más en unos recipientes más pequeños, de 80 l, y sin embargo se consigue la misma productividad total que en los cultivos de 200 l.

La productividad (o rendimiento) viene determinada por el número total de células de algas de un cultivo cosechadas cada día. Los cultivos con iluminación interna tienen una vida más larga; algunas de las especies más resistentes viven durante más de 100 días. Cuando se acaba un cultivo, para esterilizar el recipiente, se llena éste con una solución de 20 a 50 mg por l de lejía, y se deja durante al menos una hora antes de aclararlo bien con agua de mar filtrada de una calidad adecuada para el cultivo. Después, se vacía para comenzar de nuevo.

Las condiciones básicas de cultivo son esencialmente las mismas que las descritas anteriormente. La mayor diferencia reside en el tratamiento del agua que se vaya a utilizar como medio de cultivo. Resulta demasiado costoso esterilizar en autoclave o filtrar partículas de tamaño inferior a una micra para los grandes volúmenes que se necesitan. El agua de mar filtrada por cartucho a tamaño de partícula de 1 ó 2 µm es aceptable para algunas de las especies de células más grandes, p. ej. *Tetraselmis* y *Skeletonema*. En otros casos, se recomienda la pasteurización o la esterilización química. Es necesario controlar la salinidad y el pH, y para alcanzar la máxima productividad hace falta calcular bien la iluminación adecuada para el diámetro del recipiente.

3.4.3 Principios del manejo de cultivos a gran escala

El manejo de cultivos tiene como objetivo obtener el máximo rendimiento diario de algas para que el funcionamiento de la explotación sea rentable. Este rendimiento tiene que ser constante durante largos períodos de tiempo para poder mantener la producción de juveniles en el criadero. Una gestión ineficiente de este cultivo comprometería el potencial de producción y a la larga condicionaría el precio de venta de la semilla de los bivalvos.

Esta sección describe los cultivos semicontinuos con iluminación interior, cuyos principios generales son válidos para cualquier instalación de cultivos a todas las escalas de producción. La relación básica entre el rendimiento y el aporte de energía lumínica se indica en la Ilustración 25. El rendimiento se calcula en número de litros de algas cosechadas al día con una densidad estándar de células por µl.

La utilización del término *densidad estándar de células* requiere una explicación. Para hacer una comparación entre los rendimientos de distintas especies en un sistema de cultivo, se aplica un factor común basado en el peso seco de la biomasa de algas cosechada. Las distintas especies de algas varían enormemente en lo referente a las dimensiones lineales y peso por célula, como se ha indicado en el Cuadro 1. Si se conoce el peso por célula, se puede calcular un número equivalente de células para cada especie y así constituir una biomasa determinada. Para algunas de las especies principales, el cálculo sería el siguiente:

250 células de *Chaetoceros calcitrans* = 100 células de *Isochrysis galbana* = 60 células de *Skeletonema costatum* = 10 células de *Tetraselmis suecica*, basado en el peso seco.

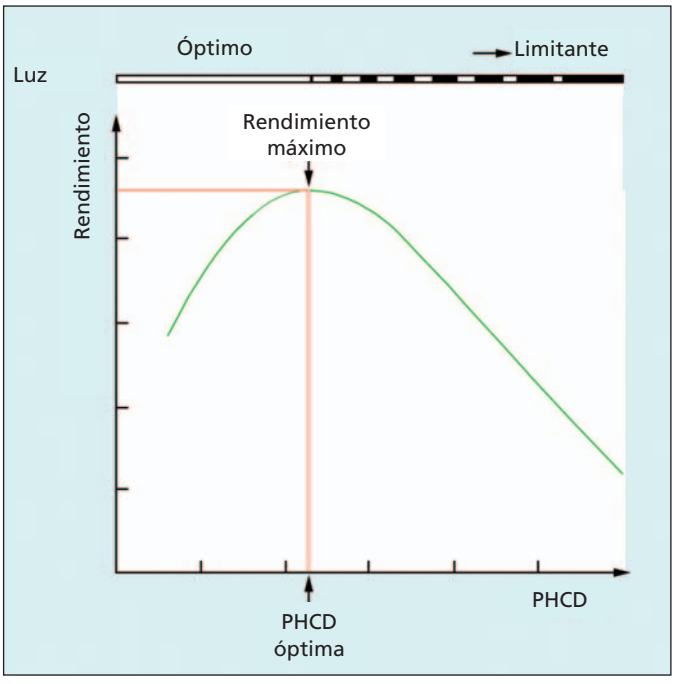


Ilustración 25:
Relación entre la productividad del sistema de cultivo (rendimiento) y el aporte de energía lumínica. Consúltese el texto para la explicación.

En este sentido, para *Skeletonema* y *Tetraselmis*, las densidades estándares de células utilizadas en el cálculo del rendimiento son de 6 000 y 1 000 células por µl, respectivamente (6 millones y 1 millón de células por ml).

Otro término que requiere explicación es el concepto de *densidad celular poscosecha* (PHCD).

PHCD = densidad celular por volumen de unidad (células por µl) inmediatamente después de la cosecha diaria y de la sustitución del volumen de cultivo retirado por un medio nuevo.

La densidad celular (después de la cosecha y de la sustitución del volumen de cultivo por un medio nuevo) determinará gran parte del crecimiento del cultivo con respecto a la intensidad de la luz durante las siguientes 24 horas. La Ilustración 25 muestra que el rendimiento es máximo a una densidad celular poscosecha óptima cuando el aporte de energía lumínica no es un factor limitante. Cuando los valores de la densidad celular poscosecha se encuentran por debajo del óptimo, la velocidad de división celular (K), descrita en la ecuación, está al máximo, pero la PHCD es demasiado baja para alcanzar la productividad máxima:

$$K = \frac{1{,}443}{t\ (\text{días})} \times \frac{\log_n N_t}{\log_n N_0}$$

(N_t = células por µl en la cosecha)
(N_0 = PHCD)

Por encima de la PHCD óptima, la luz se convierte en un factor cada vez más limitante debido al efecto del autosombreado de las células cuando hay mayor densidad de cultivo. La fotosíntesis disminuye, por tanto la tasa de división celular también disminuye. El rendimiento es máximo a una intensidad lumínica determinada y puede aumentar o disminuir si se modifica el aporte de energía lumínica.

La Ilustración 26 muestra el efecto de una mayor intensidad de luz en cultivos de 200 l de *Tetraselmis* cuando se incrementa de 4 a 8 el número de lámparas fluorescentes de 80 W. Cuatro lámparas emiten una intensidad lumínica de 7,6 mW por cm^2 (7,6 milivatios por centímetro cuadrado que emiten una intensidad de iluminación de 28 000 lux)

y 8 lámparas emiten una intensidad lumínica de 14,0 mW por cm² (52 000 lux). Los rendimientos máximos incrementan desde 67 l por día a 1 000 células por µl a 28 000 lux, hasta 96 l por día con la misma densidad celular a mayor intensidad lumínica. La aceleración de la división celular incrementa el rendimiento y, debido al mayor aporte de energía lumínica, se pueden producir cultivos con una mayor densidad celular poscosecha. Los rendimientos de los módulos de 8 y 6 lámparas son similares, ya que los cultivos se acercan a la saturación de luz cuando alcanzan el nivel más alto de iluminación, por lo tanto el rendimiento

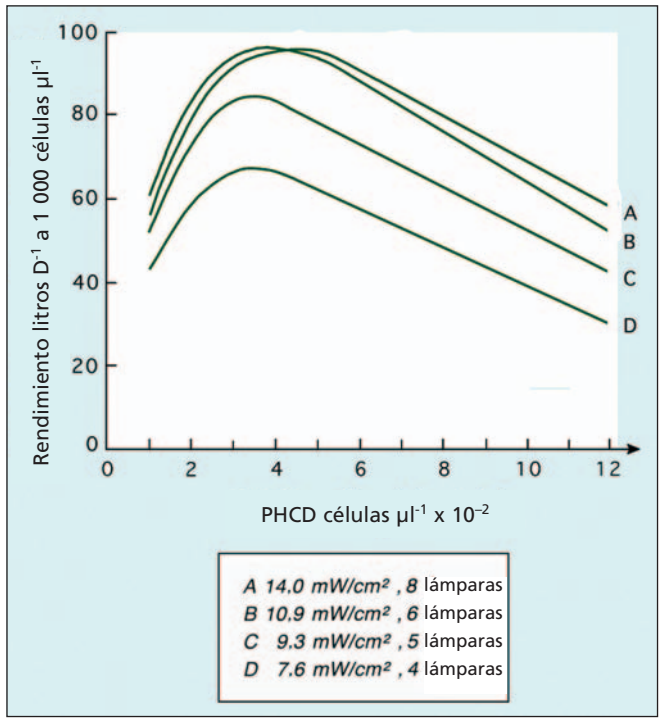


Ilustración 26: El efecto de la intensidad de luz sobre el rendimiento de *Tetraselmis* en recipientes de cultivo de 200 l y con iluminación interna.

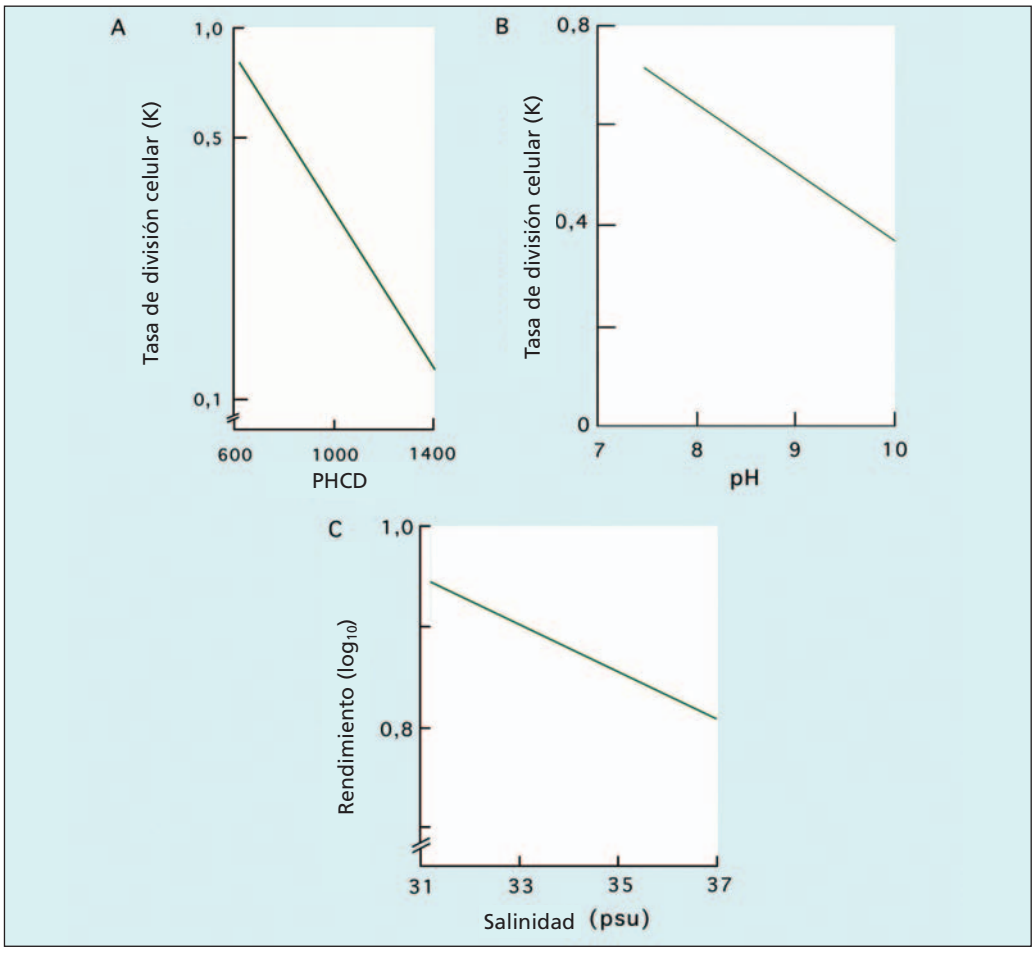


Ilustración 27: Efectos **A** – de la densidad celular poscosecha (PHCD) y **B** – del pH sobre la tasa de división celular, y **C** – la influencia de la salinidad sobre la productividad de cultivos de *Tetraselmis suecica.*

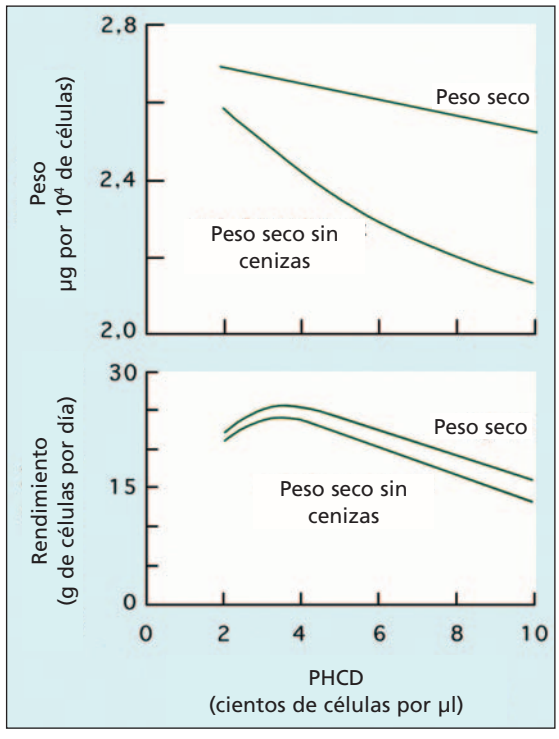


Ilustración 28: Relación entre la densidad celular poscosecha (PHCD) y el tamaño de célula en cuanto a peso y productividad del cultivo semicontinuo de *Tetraselmis suecica*.

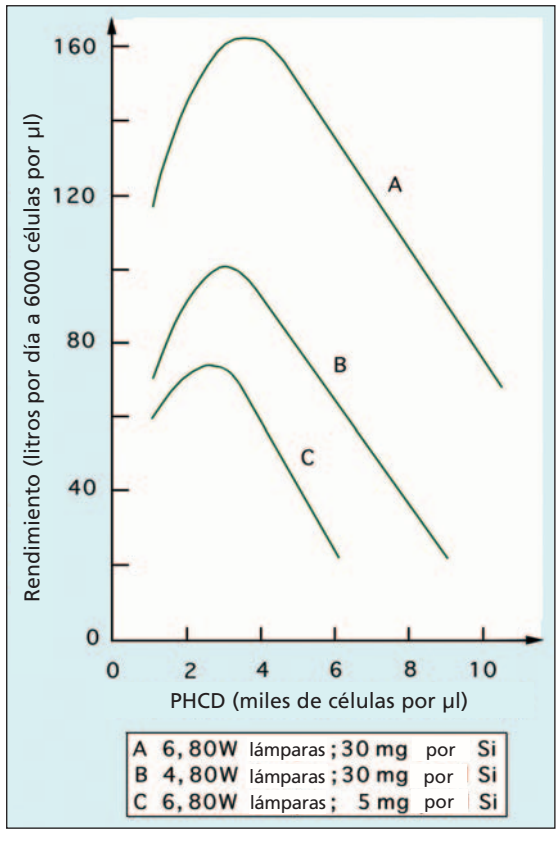


Ilustración 29: Relación entre la densidad de células poscosecha y el rendimiento a una densidad celular estándar de cultivos de *Skeletonema costatum* en un sistema semicontinuo con dos intensidades de luz y concentraciones de silicato.

respecto del coste del aporte adicional de energía disminuye con 8 unidades de lámparas.

La ilustración 27A muestra la influencia de la densidad celular poscosecha sobre la velocidad de la división celular (K) de *Tetraselmis* en cultivos de 200 l. El aumento de los valores de la densidad celular poscosecha da lugar a una disminución exponencial de los valores K, conforme el factor de la luz se convierte progresivamente en un factor más limitante. Los datos de la Ilustración 27B y C indican que los valores de K disminuyen, por lo tanto, el rendimiento disminuye al aumentar el pH y la salinidad. Por ese motivo es tan importante controlar estos dos parámetros; si sube el pH, se recomienda aumentar el aporte de dióxido de carbono y si la salinidad es elevada, se aconseja diluir el medio de cultivo. Los proveedores de equipos de acuicultura venden aparatos para controlar el pH, que regulan la tasa de aporte de dióxido de carbono.

Las técnicas de cultivo que mejoran el rendimiento máximo también pueden alterar el tamaño de las células cosechadas (Ilustración 28). Con el aumento de la densidad celular poscosecha y el inicio de la limitación lumínica, las células, medidas en peso seco o peso orgánico, disminuyen de tamaño. Sin embargo, dentro de los límites normales de densidad celular poscosecha con que se trabaja, el efecto global sobre el rendimiento máximo, basado en la biomasa, es pequeño.

El contenido de nutrientes en el medio de cultivo también incide de forma importante sobre el rendimiento máximo posible en sistemas de cultivos a gran escala. Un ejemplo de este efecto se ve en la Ilustración 29, que ofrece datos del cultivo de la diatomea, *Skeletonema costatum*. Las diatomeas necesitan sílice, suministrado bajo forma de SiO_3-Si,

para permitir el desarrollo de las frústulas silíceas que encierran el citoplasma. Si la sílice es un factor limitante, el crecimiento celular y las tasas de división disminuyen, así como el rendimiento. Esto se muestra claramente en la comparación entre 6 módulos de lámparas fluorescentes de 80 W a 30 mg por l Si (Ilustración 29A) y a 5 mg por l Si (Ilustración 29C). Los cultivos a 30 mg por l Si dieron un rendimiento máximo diario de 160 l (de un volumen de cultivo de 200 l a 6 000 células por µl), mientras que a 5 mg por l el rendimiento máximo era sólo de 74 l –menos que el rendimiento cuando se utiliza un módulo de 4 lámparas al nivel más alto de Si (Ilustración 29B). El rendimiento máximo (Ilustración 29) es significativamente mayor que el rendimiento que se pudiera obtener de los cultivos de *Tetraselmis* manejados eficientemente y refleja tasas de división celular mucho mayores y por ende, la productividad que se puede conseguir con diatomeas.

3.4.4 Cultivos a gran escala automatizados

Hasta ahora se ha hablado de los métodos de cultivo semicontinuos. Aunque se requiera menos mano de obra que en los sistemas de cosecha por tandas, el componente de mano de obra para aplicar un calendario de cosechas diarias sigue siendo relativamente importante. En consecuencia, una práctica que se sigue habitualmente es la de disminuir la frecuencia de las cosechas a intervalos de 48 h. Para conseguir esto es necesario mantener los cultivos con una PHCD más baja. De lo contrario, el punto de rendimiento máximo se puede alcanzar durante el intervalo de 48 h y la limitación de luz tendrá una influencia sobre la productividad global. Se puede resolver este problema si se trabaja con una cosecha continua, una solución factible cuando se utiliza un control óptico electrónico de la densidad celular.

La Ilustración 30 muestra un diagrama de un sistema automatizado desarrollado y utilizado en el Laboratorio de Pesca de Conwy, Reino Unido.

El componente clave de este sistema es un fotorresistor (RFD) sujeto a la superficie exterior del recipiente transparente del cultivo. La luz que cae sobre el fotorresistor después de penetrar en el cultivo varía según la densidad de células en el cultivo. Se utiliza iluminación interna, como en los sistemas semicontinuos a gran escala descritos previamente. Conforme aumenta la densidad celular, disminuye la transmisión de la luz a través del cultivo, aumentando el valor de la fotorresistencia. Se puede utilizar un relé sensor de resistencias (RSR) programado para activar una bomba peristáltica cuando se

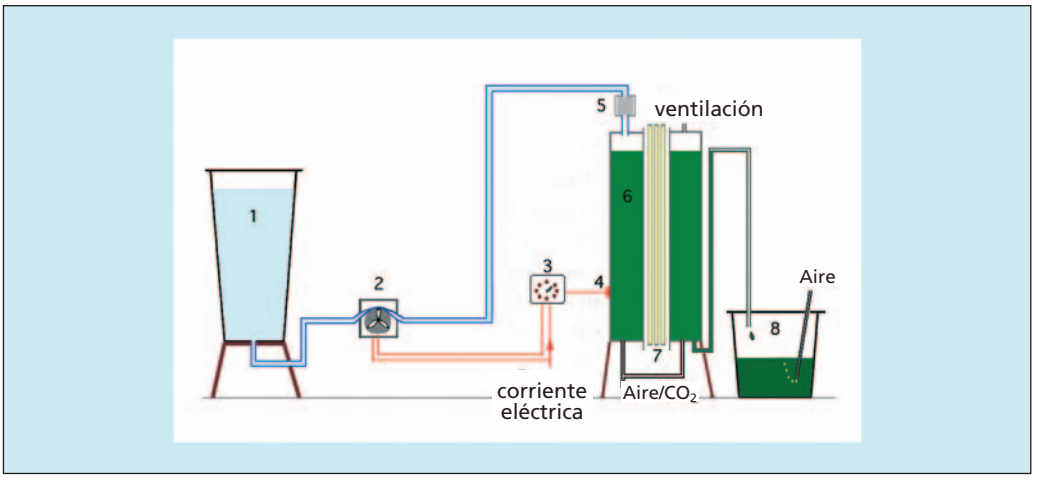


Ilustración 30: Esquema de un sistema de cultivo continuo «turbidostato» (ilustración no hecha a escala). **1**: reservorio del medio de agua de mar (volumen de 200 l); **2**: bomba peristáltica; **3**: relé sensor de resistencias (50 a 5 000 ohm); **4**: fotorresistor (ORP 12); **5**: filtro de cartucho (0,45 µm): **6**: recipiente del cultivo (volumen de 80 l); **7**: lámparas de 80W; 8: tanque recolector de cosecha (volumen de 125 l).

alcanza un valor de resistencia previamente establecido. El relé se ajusta para funcionar a la intensidad de la luz a la cual se obtiene la máxima división celular. Cuando se activa, la bomba peristáltica suministra un medio de cultivo nuevo al recipiente, desplazando un volumen igual del cultivo a un recipiente receptor. Al estar más diluido en el recipiente, el cultivo permite una mayor transmisión de la luz, detectada por el fotorresistor. La resistencia disminuye y el RSR apaga la bomba peristáltica.

Con la electrónica moderna se puede construir este aparato de forma económica y es muy efectivo para mantener los cultivos en máxima productividad. Los rendimientos de un sistema automático de 80 l para *Isochrysis galbana* (Clon T-Iso) y *Tetraselmis* son similares a los rendimientos de las unidades más grandes de 200 l que funcionan de forma semicontinua. Un rendimiento máximo de *Tetraselmis* de alrededor de 100 l al día con una densidad de 1 000 células por µl se puede conseguir ejecutando el sistema automático a unas 2 000 células µl. Se han obtenido rendimientos de unos 90 l por día a 10 000 células por µl con *Isochrysis* trabajando con una densidad de cultivo de 16 000 células por µl.

El principio de las operaciones automáticas no es nuevo, y los quimiostatos o turbidostatos que utilizan fuentes de luz para la producción de especies de microalgas ya se han descrito previamente. El sistema de Conwy antes mencionado es una versión actualizada y más eficiente del mismo concepto. Actualmente se comercializan sistemas continuos de cultivos basados en unidades de bolsas de polietileno armadas horizontalmente o verticalmente.

3.4.5 Resolución de problemas

Incluso en los criaderos mejor gestionados los cultivos pueden dejar de crecer, pueden contaminarse con microorganismos competidores o no conseguir prosperar. A continuación se ofrecen algunas indicaciones para determinar el origen de algunos problemas.

1. Suministro de aire. ¿Es apropiada la entrada de aire a los cultivos? ¿Hay células depositadas en el fondo del recipiente? Esto puede ocurrir en el cultivo de algunas diatomeas, en cuyo caso convendría aumentar la tasa de circulación del aire. Esta situación no debería darse en el cultivo de los flagelados cultivados habitualmente y si ocurre, será debido a otra causa.

2. Temperatura. Compruebe las mínimas y máximas en el termómetro. ¿Se han registrado subidas o bajadas de temperatura en el edificio donde se cultivan las algas en las últimas 24 horas? La mayoría de las especies de algas cultivadas habitualmente no pueden tolerar temperaturas por encima de los 26 ºC durante períodos prolongados o temperaturas por debajo de los 12 ºC. Las temperaturas idóneas se encuentran en el rango de 18 a 22 ºC.

3. pH. Compruebe el suministro de CO_2. ¿Está vacío el cilindro de CO_2? Verifique el pH de los cultivos de algas utilizando una sonda de pH. ¿Es demasiado alto el pH (por encima de 8,5)? ¿El pH es demasiado bajo (por debajo de 7,5)? Ajuste el suministro de CO_2 según las necesidades.

4. Nutrientes. Compruebe los registros y verifique cuándo los cultivos recibieron nutrientes por última vez. Este aspecto es de especial importancia para los cultivos semicontinuos.

5. Contaminación. Si rezuman espuma o están manchadas de detritus las paredes del recipiente del cultivo, sobre todo en la interfase entre el agua y el aire es síntoma de

que el cultivo se encuentra al final de su vida útil y debe ser reemplazado. Si es un problema recurrente en las primeras fases del ciclo del cultivo de alguna especie en particular, compruebe los inóculos o busque señales de organismos contaminantes, reemplazándolos donde sea necesario.

No todas las especies pueden cultivarse con éxito durante toda la temporada. Algunas tienen sus propias «ventanas de oportunidad» para un cultivo fiable. Sin embargo, existe muchísima variación entre criaderos en cuanto al momento idóneo para el crecimiento de alguna especie en particular, y se tiene que aprender por experiencia *in situ*, y guardar registros exhaustivos.

3.4.6 Cultivo extensivo al aire libre

Los sistemas intensivos de cultivo, descritos anteriormente, reciben un control estricto y son altamente productivos, suministrando alimentación para las larvas, la semilla pequeña y los reproductores en el criadero. Un sistema alternativo, especialmente apropiado para suministrar alimento a los juveniles más grandes, es el cultivo extensivo en tanques al aire libre, aprovechando la luz natural (Ilustración 31). Esto implica la fertilización de un gran volumen de agua de mar con los nutrientes básicos para la producción, es decir, nitrógeno, fósforo y sílice bajo una forma u otra. En este caso, el objetivo no es necesariamente la inducción de una afloración monoespecífica, sino de una población mixta de flagelados y diatomeas a densidades superiores a las naturales en el mar.

Es posible inducir afloraciones monoespecíficas mediante el filtrado previo (retención de partículas <2 µm) del agua de mar embalsada y la introducción de un inóculo de la especie objetivo, con tal de que ésta sea resistente y vigorosa. La utilización de agua de mar o de agua salobre con la salinidad adecuada, captada de pozos, servirá el mismo

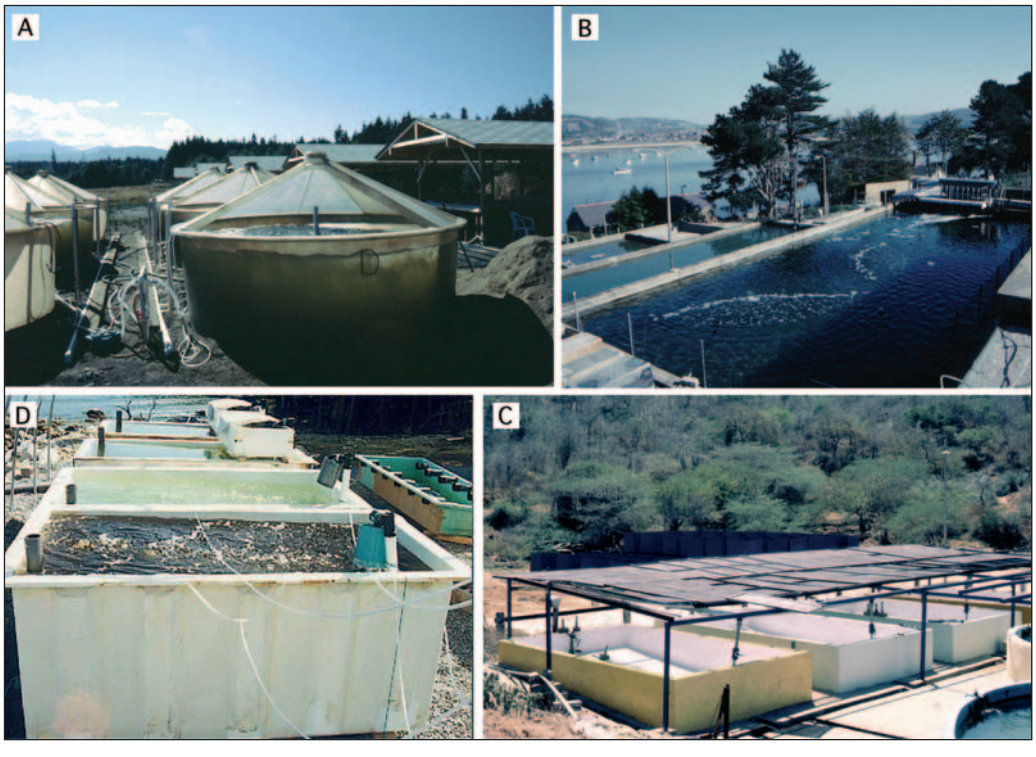


Ilustración 31: Ejemplos de producción de algas a gran escala en el exterior. **A** – tanques circulares semitransparentes y con cubierta de fibra de vidrio en un criadero de la Columbia Británica; **B** – tanques de hormigón de 450 000 l utilizados para la afloración natural de fitoplancton para el cultivo de semilla en el Laboratorio de Pesca de Conwy, Reino Unido; **C** – grandes tanques de hormigón con base inclinada para la producción monoespecífica de algas en Turpiolito, Venezuela: **D** – «cajones de peces» de fibra de vidrio de 2 500 l en un criadero de Nueva Escocia, Canadá.

propósito. Sin embargo, es difícil mantener estas afloraciones durante períodos largos porque se contaminan rápidamente con otros microorganismos.

Las afloraciones multiespecíficas se manejan más fácilmente y dependen del contenido natural de fitoplancton en el agua de mar que se utiliza como inóculo. Aunque la composición de especies varia de una afloración a otra, según la estación y las condiciones ambientales, las algas producidas de esta manera normalmente tiene un alto valor nutritivo para los juveniles en desarrollo y para el mantenimiento de los reproductores.

En el Laboratorio de Pesca de Conwy, los grandes tanques de hormigón situados en el exterior, contienen volúmenes de entre 60 m^3 y 450 m^3 y se utilizan para la producción extensiva de algas para apoyar el cultivo de semilla de bivalvos en el semillero. Se llenan los tanques con agua de mar del estuario adyacente, de una salinidad de 28 a 32 PSU, a intervalos de aproximadamente 2 semanas. En esta forma de cultivo, se añaden los fertilizantes unos 3 días antes de tener que disponer del tanque para la producción de algas como alimento de juveniles de bivalvos. Se añaden los siguientes productos químicos:

Urea NH_2CONH_2	(46% N)	1,50 g por m^3
Superfosfato triple P_2O_5	(20% P)	1,56 g por m^3
Metasilicato sódico $Na_2SiO_3.5H_20$	(13% Si)	10,60 g por m^3

Las concentraciones de NH_2N son átomos de 50 µg por l; PO_4-P son átomos de 10 µg átomos por l y SiO_3-Si son átomos de 50 µg por l. Otro método menos sofisticado consiste en aplicar 500 kg por hectárea de excremento de aves u otros tipos de estiércol a los tanques y estanques de aproximadamente 1 m de profundidad, constituyendo una fuente de nutrientes efectiva y barata.

La tasa de desarrollo de una afloración de algas está relacionada con la composición de las especies iniciales y la densidad de algas en el agua de mar, la duración del día, la cantidad de iluminación que incide sobre la superficie del agua, los niveles de nutrientes y la temperatura. La relación entre la superficie y el volumen del tanque o del estanque es importante. Los tanques y estanques de 1 m de profundidad son más efectivos que los de agua más profunda, porque permiten una mayor penetración de la luz. Otro factor importante para la producción es la aireación de los tanques o estanques.

La duración de la afloración depende de una serie de factores relacionados con la especie de alga que crece en las condiciones predominantes y la velocidad a la que los bivalvos consumen las algas. Normalmente, una afloración de densidad útil para alimentar a bivalvos puede mantenerse durante unos 7 ó 10 días. Después se vacía el tanque, se limpia y se vuelve a llenar con agua de mar nueva. La composición de las especies en las floraciones puede manipularse ligeramente, modificando los tipos de fertilizantes que se utilizan. Por ejemplo, al omitir Si, las especies de flagelados serán dominantes porque se agota el contenido natural de Si en el agua, del que dependen las diatomeas. En tanques más pequeños es posible inocular el agua fertilizada con una especie producida en sistemas de cultivo intensivo. En función de las condiciones ambientales y la presencia o ausencia de las especies competidoras, la especie se volverá más o menos dominante en la afloración. En general, la utilización de la fertilización artificial del agua de mar embalsada es una técnica valiosa en el cultivo de bivalvos, sobre todo en los sistemas de semilleros para juveniles. A menudo es posible mejorar la producción de fitoplancton por un factor de 5 o más, en comparación con las condiciones de mar abierto. El coste de los fertilizantes por 1 000 l de agua de mar es pequeño en comparación con los beneficios considerables que se pueden obtener del mayor valor comercial de los juveniles de crecimiento más rápido.

3.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Baynes, S.M., Emerson, L. & Scott, A.P. 1979. Production of algae for use in the rearing of larvae fish. Fish. Res. Tech. Rep., MAFF Direct. Fish. Res., Lowestoft, **53** (3): 13–18

Bourne, N., Hodgson, C.A. & Whyte, J.N.C. 1989. A Manual for Scallop Culture in British Columbia. Canadian Tech. Rep. Fish and Aquatic Sciences, No. **1694**: 215 pp.

Droop, M.R., 1975. The chemostat in mariculture. In: G. Persoone and E. Jaspers (eds) Proceedings of the 10th European Symposium on Marine Biology, Ostend, Belgium, 17–23 September 1975. Universa Press, Wetteren, **1**: 381–390

Dunstan, W.M. & Menzel, D.W. 1971. Continuous culture of natural populations of phytoplankton in dilute treated sewage effluent. Limnol. Oceanogr. **16**: 623–632

Griffith, G.W., Murphy Kenslow, M.A. & Rose, L.A. 1973. A mass culture method for *Tetraselmis* sp. – a promising food for larval crustaceans. In: J. W. Avault. Jr. (ed) Proceedings of the 4th Annual Workshop of the World Mariculture Society. Louisiana State University, Baton Rouge: 289–294

Guillard, R.L. 1975. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates, p. 29–60. In: P.B. Smith (ed) Culture of Marine Invertebrates. Plenum Press, New York.

Harrison, P.J., Waters, R.E. & Taylor, F.J.R. 1980. A broad spectrum artificial seawater medium for coastal and open ocean phytoplankton. J. Phycol. **16**: 28–35

Helm, M.M., Laing, I. & Jones, E. 1979. The development of a 200 l algal culture vessel at Conwy. Fish. Res. Tech. Rep., MAFF Direct. Fish. Res., Lowestoft, **53** (1): 1–7

Kranck, K. & Milligan, T. 1979. The Use of the Coulter Counter in Studies of Particle Size Distributions in Aquatic Environments. Bedford Inst. Oceanography. Dartmouth, Nova Scotia. Rep. Ser. BI-R-79-7: 48 pp.

Laing, I. 1979. Recommended procedures for the culture of *Chaetoceros calcitrans*. Fish. Res. Tech. Rep., MAFF Direct. Fish. Res., Lowestoft, **53** (2): 8–12

Laing, I. 1985. Growth response of *Chaetoceros calcitrans* (Bacillariophyceae) in batch culture to a range of initial silica concentrations. Mar. Biol., **85**: 37–41

Laing, I. 1987. The use of artificial diets in rearing bivalve spat. Aquaculture, **65**: 243–249

Laing, I. 1990. Nutritional value of dried algae diets for larvae of Manila clam, *Tapes philippinarum*. J. Mar. Biol. Assoc., UK, **70**: 1–12

Laing, I. & Ayala, F. 1987. Commercial mass culture techniques for producing microalgae. p 447–477. In: Akatsuka (ed) Introduction to Applied Phycology. Academic Publishing, The Hague, The Netherlands

Laing, I. & Helm, M.M. 1981a. Cost effective culture of marine unicellular algae. In: F. Vogt (Ed) Energy Conservation and Use of Renewable Energies in the Bio-Industries. Pergammon Press, Oxford: 247–259

Laing, I. & Helm, M.M. 1981b. Factors affecting the semi-continuous production of *Tetraselmis suecica* (Kylin) Butch. in 200 l vessels. Aquaculture, **22**: 137–148

Laing, I. & Jones, E. 1983. Large scale turbidostat culture of marine microalgae. Aquacultural Engineering, **2**: 203–212

Laing, I. & Jones, E. 1988. A turbidostat vessel for the continuous culture of marine microalgae. Aquacultural Engineering, **7**: 89–96

Langdon, C.J. & Waldock, M.J. 1981. The effect of algal and artificial diets on the growth and fatty acid composition of *Crassostrea gigas* spat. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **61**: 431–448

Mann, R. & Ryther, J.H. 1977. Growth of six species of bivalve molluscs in a waste recycling aquaculture system. Aquaculture, **11**: 231–245

Roels, O.A., Haines, K.C. & Sunderlin, J.B. 1975. The potential yield of artificial upwelling mariculture. In: G. Persoone and E. Jaspers (eds) Proceedings of the 10th European Symposium on Marine Biology, Ostend, Belgium, 17–23 September 1975. Universa Press, Wetteren, **1**: 381–390

Sheldon, R.W. & Parsons, T.R. 1967. A Practical Manual for the Use of the Coulter Counter in Marine Science. Coulter Electronics, Toronto, Ontario: 66 pp.

Spencer, B.E. 1988. Growth and filtration of juvenile oysters in experimental outdoor pumped upwelling systems. Aquaculture, **75**: 139–158

Stein, J.R. 1973. Handbook of Phycological Methods: Culture Methods and Growth Measurements. Cambridge University Press, Cambridge, England: 448 pp.

Trotta, P. 1981. A simple and inexpensive system for continuous monoxenic mass culture of marine microalgae. Aquaculture, **22**: 383–387

Ukeles, R. 1973a. Continuous culture – a method for the production of unicellular algal foods. In: J.R. Stein (ed), Handbook of Phycological Methods, Culture Methods and Growth Measurements. Cambridge University Press, Cambridge: 233–254

Ukeles, R. 1973b. Cultivation of plants. In: O. Kinne (ed.), Marine Ecology, John Wiley and Sons, New York, NY, Cultivation, **3** (1): 367–466

Walne, P.R. 1970. Studies on the food value of nineteen genera of algae to juvenile bivalves of the genera *Ostrea*, *Crassostrea*, *Mercenaria*, and *Mytilus*. Fishery Invest., Lond., Ser. 2, **26** (5): 1–62

Webb, K.L. & Chu, F.-L.E. 1983. Phytoplankton as a source of food for bivalve larvae. In: (eds: Pruder, G.D., Langdon, C. & Conklin, D.) Proceedings of the 2nd International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition, October 1981, Rehoboth Beach, Delaware. Louisiana State University Press, Baton Rouge: 272–291

Whyte, J.N.C. 1987. Biochemical composition and energy content of six species of phytoplankton used in mariculture of bivalves. Aquaculture, **60**: 231–241

Wisley, B. & Purday, C. 1961. An algal mass culture unit for feeding marine invertebrate larvae. Tech. Pap. Div. Fish. Oceanogr. CSIRO, Australia, **12**: 2–12

Cuarta parte

Funcionamiento del criadero: acondicionamiento de los reproductores, puesta y fecundación

4.1 ACONDICIONAMIENTO DE LOS REPRODUCTORES 61
4.1.1 Introducción 61
4.1.2 Métodos de acondicionamiento 64
4.1.2.1 Sistemas de tanques y tratamiento del agua 64
4.1.2.2 Alimentación de los reproductores 67
4.1.2.3 Cálculo de raciones alimenticias para el acondicionamiento 68
4.1.2.4 Adecuación de las raciones para los sistemas de circulación abierta . 69
4.1.2.5 Acondicionamiento en dos fases al inicio de la temporada 70
4.1.3 Acondicionamiento de bivalvos en los trópicos 70

4.2 PUESTA Y FECUNDACIÓN 71
4.2.1 Introducción 71
4.2.2 Obtención manual de gametos 73
4.2.3 El caso de la ostra plana 74
4.2.4 Inducción de la puesta en bivalvos ovíparos 77
4.2.4.1 Procedimientos de tratamiento térmico 77
4.2.4.2 Desove en bivalvos dioicos 78
4.2.4.3 Desove en bivalvos monoicos 80
4.2.5 Procedimientos para la fecundación 80

4.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 83

4.1 ACONDICIONAMIENTO DE LOS REPRODUCTORES

4.1.1 Introducción

El acondicionamiento de los reproductores es fundamental si queremos contar con larvas para el cultivo (Ilustración 32). Se trata de un procedimiento a través del cual los criaderos pueden ampliar su ciclo productivo sin tener que depender del período, relativamente corto, durante el cual los adultos de la especie de interés portan gametos maduros cuando se encuentran en el mar. En el caso de los criaderos ubicados en climas marginales, existe una clara ventaja en producir semilla al principio del año – normalmente unos meses antes de que los stocks se hayan desarrollado y hayan madurado en la naturaleza.

La producción a comienzos del ciclo en climas más fríos garantiza que la semilla tenga un período de crecimiento máximo antes del primer invierno. De este modo, ésta es de



Ilustración 32: Sistema típico de acondicionamiento de reproductores.

mayor tamaño y más resistente a las bajas temperaturas. Esto puede ser de interés en el cultivo de especies exóticas donde la semilla pequeña no es tan resistente al frío como otras especies autóctonas de talla similar. El acondicionamiento de stocks en criadero también es pertinente en aquellas circunstancias en las que las especies exóticas se han introducido para el cultivo pero que no se podrían reclutar de forma fiable en su nuevo habitat.

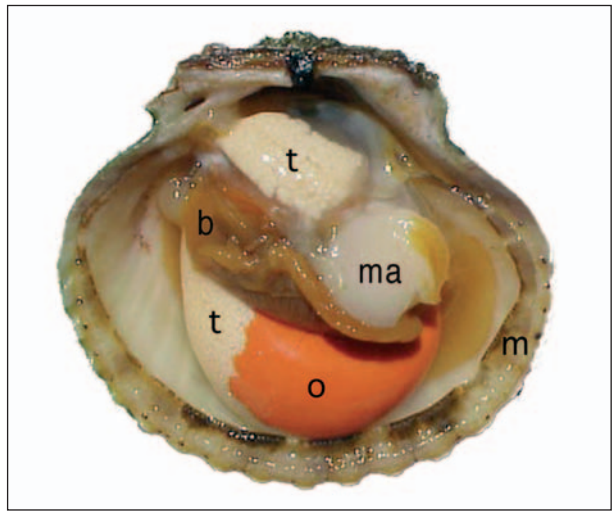


Ilustración 33: La anatomía de una vieira Calico (*Argopecten gibbus*) en plena madurez. **ma** – músculo aductor; **b** – branquias (levantadas para resaltar la gónada); **m** – manto; **o** – ovario; **t** – testículo.

Muchos bivalvos alcanzan la madurez en su primer año de vida como machos y conforme envejecen, año tras año, un porcentaje creciente cambia de sexo y se convierte en hembras. Este fenómeno se conoce como hermafroditismo protándrico. Entre las especies habitualmente cultivadas en criaderos que exhiben tal suerte de desarrollo sexual se encuentran las almejas del género *Tapes*, *Mercenaria*, *Mya* y *Spisula*, ostras del género *Crassostrea* y muchos tipos de mejillón, incluyendo *Mytilus* sp. y *Perna* sp.

Algunas especies de bivalvos son verdaderos hermafroditas funcionales. Tanto la gónada femenina como la masculina maduran de forma simultánea (Ilustración 33). Los gametos se expulsan de forma secuencial, normalmente el esperma primero seguido de los óvulos, para luego cambiar a esperma otra vez dentro del mismo ciclo de desove. Este grupo de especies monoicas incluye la vieira, *Pecten maximus*, la vieira zigzag (brasileña o caribeña), *Pecten* (Euvola) *ziczac*, el peine caletero, *Argopecten irradians*, la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, la vieira del Pacífico, *Argopecten purpuratus*, y algunas especies de *Chlamys*. Los sexos están separados (dioicos) en otras grandes vieiras de mar, p. ej. *Placopecten magellanicu*s y *Patinopecten yessoensis*.

Las ostras planas del género *Ostrea* y *Tiostrea* muestran una sexualidad alterna. Cambian de sexo al final de cada ciclo reproductor. Un único ejemplar de ostra europea (*Ostrea edulis*) puede pasar por dos o tres inversiones de sexo en cada ciclo de desove siempre que haya suficiente alimento y que cuente con agua templada durante un período de tiempo prolongado.

Historial de acondicionamiento – La almeja japonesa, *Tapes philippinarum*

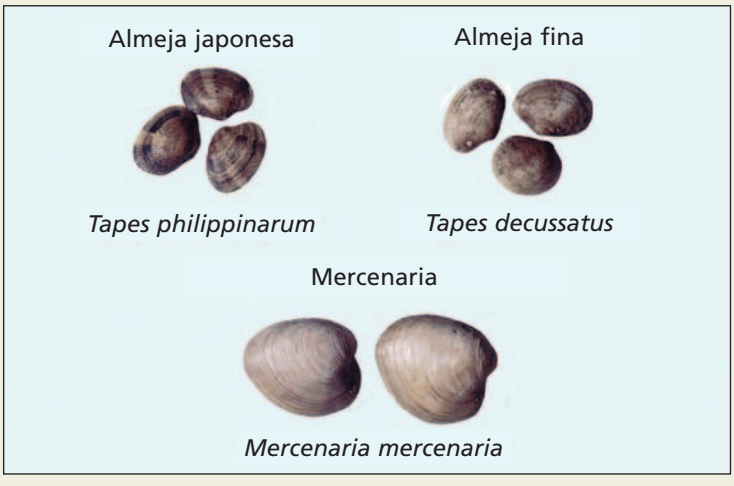


Ilustración 34: Selección de almejas cultivadas habitualmente en criadero. Obsérvese que la nomenclatura del género *Tapes* es sinónima de *Venerupis* y *Ruditapes* en los criaderos de Europa, así que se pueden referir a las almejas japonesas como *Tapes* o *Venerupis* o *Ruditapes philippinarum* (siendo *semidecussatus* o *semidecussata* otro nombre específico alternativo. La nomenclatura es igualmente confusa en otros bivalvos cultivados habitualmente).

En el caso de la almeja japonesa (Ilustración 34), así como en otros bivalvos, la producción de óvulos incrementa conforme crece el tamaño. Las hembras que han alcanzado la madurez sexual y que tienen entre 10 y 20 g de peso vivo desovan entre 5 y 8 millones de óvulos como media, según su estado y la época del año en la que alcancen su estado reproductor.

Las poblaciones con individuos de 2 ó 3 años de edad muestran un ratio de sexos cercano al 50:50. Por ejemplo, en los ensayos llevados a cabo en 1987 en el laboratorio de pesca del MAFF, Conwy, Reino Unido, de las 138 almejas que fueron acondicionadas y sometidas a estimulación para desovar, 54 expulsaron gametos como hembras y 55 como machos. Las 29 almejas restantes, que estaban intentando desovar sobre todo a principio de ciclo, no lograron desovar y probablemente estaban «inmaduras».

El desarrollo sexual comienza en el mar cuando la temperatura del agua sobrepasa los 10 °C. Los gametos se desarrollan hacia finales de mayo y junio, maduran en julio o agosto y se retienen hasta que las altas temperaturas (>20 °C) o una serie de choques o manejos térmicos estimulen el desove. En aguas del norte de Europa, donde las temperaturas raramente son suficientemente altas como para estimular el desove, los gametos maduros son retenidos hasta principios del invierno y entonces se reabsorben.

En el criadero se puede acelerar la madurez manteniendo las almejas a temperaturas elevadas y proporcionándoles una ración alimenticia adecuada. Es posible estimular la madurez sexual de los adultos en invierno y a comienzos de la primavera, antes de que las almejas en el mar comiencen el desarrollo sexual, y de este modo se puede ampliar el período durante el cual los criaderos tienen acceso a las larvas. Así pues, durante la mayor parte del año puede haber almejas disponibles en estado de desove. Para conseguir desoves en otoño es posible inducir la madurez sexual en los juveniles que han sido fecundados al incio del ciclo, acondicionándolos a temperaturas elevadas y con raciones alimenticias ricas.

Los bivalvos de climas templados suelen pasar por dos períodos de desove dentro de un mismo año, tras la producción máxima de fitoplancton que se alcanza en primavera y otoño. Las especies tropicales exhiben unos períodos de desove menos definidos. Desovan durante la mayor parte del año y en algunos casos un pequeño porcentaje de adultos puede alcanzar la madurez en cualquier momento. Esta estrategia de reproducción presenta problemas para los criaderos en los trópicos ya que muchos individuos pueden estar vacíos (p. ej. pueden haber desovado recientemente) cuando el stock llega al criadero o encontrarse los gametos en las primeras etapas de desarrollo. Esto supone un desperdicio de tiempo, espacio y alimento. Sin embargo, hay maneras de sincronizar mejor el desarrollo reproductor en estos individuos (véase la Sección 4.1.3).

4.1.2 Metodos de acondicionamiento

4.1.2.1 Sistemas de tanques y tratamiento del agua

Para acondicionar a los reproductores se emplean prácticamente los mismos métodos que para todos los bivalvos. En el ámbito local, los criaderos suelen contar con sus propios stocks de producción para el engorde en el mar. Estos stocks se guardan en las mejores condiciones posibles, con gran caudal de agua y a baja densidad, en equipos de engorde mantenidos en correcto estado. Muchas veces se trata de las crías de generaciones anteriores, procedentes del criadero y seleccionadas por sus características deseables, como por ejemplo, el índice de crecimiento, la forma de la concha o su coloración.

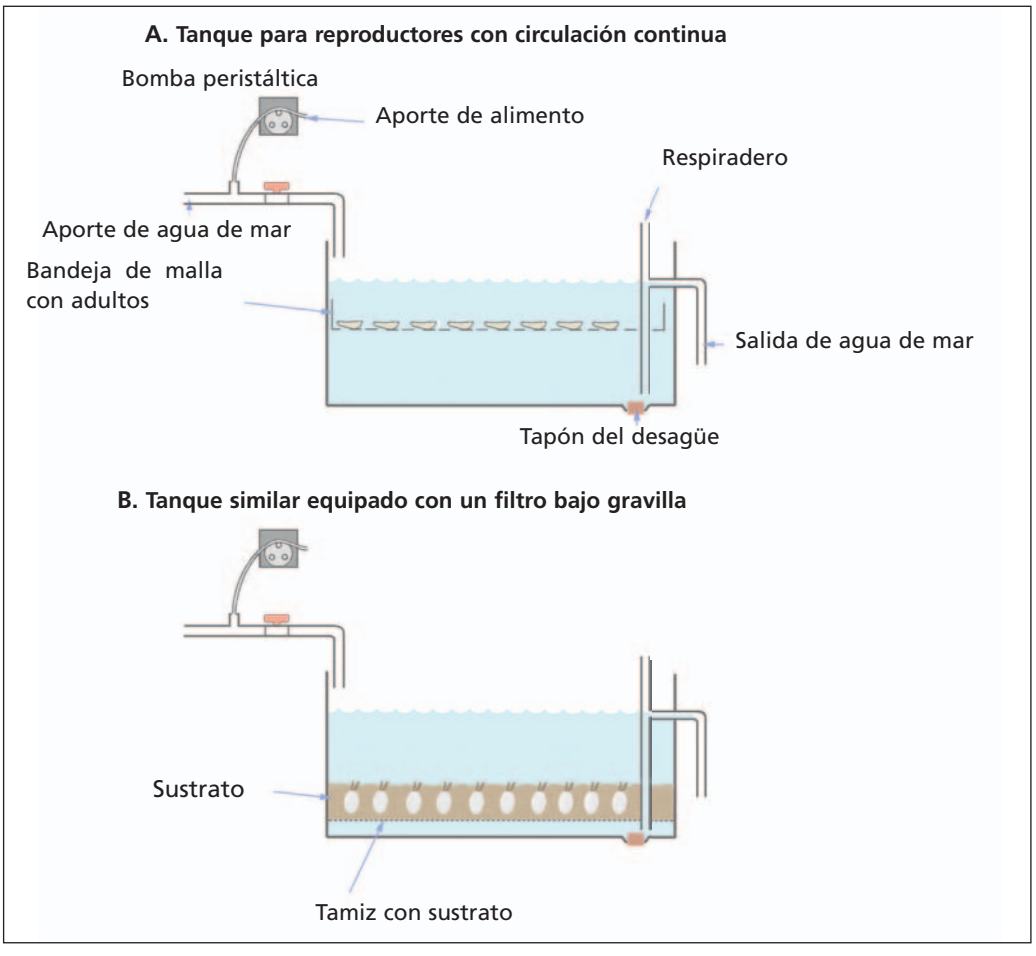


Ilustración 35: Diagrama de **A** – un tanque de circulación continua para reproductores en el que los adultos se mantienen separados del fondo mediante una bandeja de malla con fondo de tamiz grande para dejar pasar las heces y residuos; **B** – un tanque similar con sistema de filtración bajo gravilla. Los sistemas del tipo A son adecuados para la mayoría de las especies que no necesitan un sustrato. Las almejas y algunas especies de vieiras suelen acondicionarse mejor en tanques del tipo **B**.

Una vez se sacan los adultos del mar se les lleva al criadero y allí se les restriega y se lava la concha meticulosamente para retirar los organismos de la epifauna (incrustaciones) y sedimentos adheridos. Luego se colocan en tanques similares a los que se pueden ver en la Ilustración 35 (véase también la Ilustración 32). Las almejas, así como las especies de vieiras (p. ej. *Pecten ziczac*) que en la naturaleza normalmente se encuentran semienterradas en el sustrato, se alimentan más eficazmente si se mantienen en un sustrato adecuado. En tanques del tipo ilustrado, las almejas o vieiras pueden enterrarse en bandejas de 10 cm de profundidad rellenas de arena gruesa o arena de concha triturada, o a una profundidad suficiente del sustrato sobre un filtro bajo arena (Ilustración 35B). Las bandejas están separadas del fondo del tanque de acondicionamiento cuando contienen bivalvos que no requieren sustrato, p. ej. ostras, mejillones y algunas especies de vieiras (Ilustraciones 35A y 36).

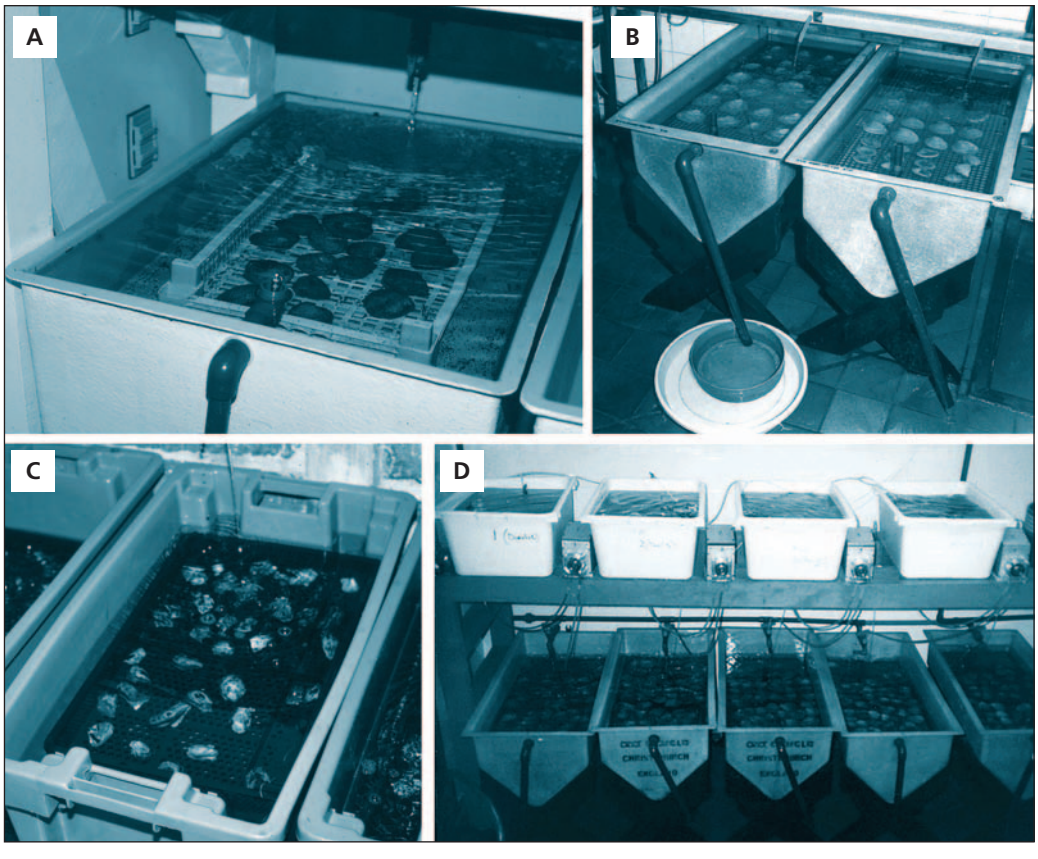


Ilustración 36: De **A** a **D**: Ejemplos de diferentes tipos de tanques de circulación continua empleados para el acondicionamiento de reproductores. La bandeja que se encuentra bajo la salida de agua en B contiene un tamiz con base de malla, empleado para retener larvas de ostra europea y evitar que se pierdan al desaguar el tanque una vez expulsadas por los adultos. **C** es un sistema experimental en el que cada tanque de reproductores recibe una dieta diferente a través de una bomba peristáltica desde los tanques de reserva contigüos.

El agua de mar empleada no tiene que filtrarse: la diversidad de especies alimenticias en el agua de mar sin filtrar es beneficiosa para el proceso de acondicionamiento. Si bien es posible que los reproductores se vean expuestos a parásitos o a microorganismos potencialmente patógenos presentes en el agua que entra, también es cierto que el ahorro que se obtiene al no tener que filtrar el agua suele compensar los riesgos. En la mayoría de los casos, el acondicionamiento se da en sistemas de circulación continua, que puede que incluyan o no un elemento de reciclado de agua para conservar las algas cultivadas añadidas como alimento.

También es factible acondicionar bivalvos en sistemas de recirculación donde la biomasa en peso vivo de los adultos (el peso colectivo – incluidas las conchas – de todos

los animales en el tanque) no sobrepasa los 2 ó 3 g por l. En este caso, se aconseja vaciar y volver a llenar el volumen total de agua en el sistema al menos dos veces por semana para evitar la acumulación de bacterias y metabolitos.

Tanto la salinidad como la temperatura deberían ser las apropiadas para las especies que se estén acondicionando. Los bivalvos que se cultivan habitualmente siguen un desarrollo reproductor y los gametos maduran a salinidades superiores a 25 PSU (unidades prácticas de salinidad, equivalentes a partes por mil) y a temperaturas que oscilan entre los 16 y 24 °C. Sin embargo, cada especie tiene sus valores óptimos para estos parámetros. La almeja japonesa y el ostión japonés, por ejemplo, responden mejor a temperaturas de agua de entre 22 y 24 °C. El ostión japonés se acondiciona en un rango más amplio de salinidades (15 a 34 PSU), mientras que la almeja japonesa prefiere salinidades superiores, de entre 25 y 34 PSU con un valor óptimo de alrededor de 30 PSU. La ostra virgínica, *Crassostrea virginica*, se acondiciona a salinidades mucho más bajas. Como sería de esperar en mar abierto, las especies de aguas más profundas requieren condiciones más frías y una salinidad cercana a la oceánica.

La velocidad del caudal de agua a través de los tanques de acondicionamiento debería superar los 25 ml por minuto por adulto. Además, en un tanque con capacidad para 120 ó 150 l no debería mantenerse más de 5 kg de peso vivo de biomasa de stock (Ilustración 37). Sería aconsejable no reciclar el agua ni reutilizarla en tanques tan pequeños cuando la densidad de carga es muy alta. Cuando se emplea como stock a los bivalvos de fuera de la zona más cercana, es conveniente desviar el agua que sale de los tanques a un tanque de tratamiento para evitar transferir patógenos y parásitos a la zona circundante. Es conveniente tratar el efluente con >100 mg por l de cloro libre, un desinfectante o un esterilizante de igual eficacia (p. ej. ozono) durante un período mínimo de 24 horas (preferiblemente 48 horas) antes de devolverlo al mar.



Ilustración 37: Un tanque de 120 l para reproductores que contiene 55 ostras de 80 g de peso vivo medio. La velocidad mínima del caudal de agua de mar complementada con alimento cultivado en el tanque a esta densidad de stock es 1,375 l por minuto.

Los criaderos suelen contar con una sala independiente para el acondicionamiento de reproductores o en su defecto los tanques de acondicionamiento se ubican en una zona tranquila de la instalación donde el stock no sea sometido a frecuentes perturbaciones. La mayoría de las especies cierran las valvas de sus conchas como respuesta a las sombras y a la vibración. Cuanto menos se les moleste más tiempo pasarán alimentándose.

Los criaderos pequeños y medianos suelen tener de entre 5 a 20 tanques de acondicionamiento para poder acomodar a las varias especies que se crían y para permitir la introducción regular del nuevo stock, mantener la rotación y garantizar un aporte continuo de larvas. Los criaderos grandes pueden tener muchos tanques

pequeños o pocos pero de gran tamaño. Cuando se necesita una producción constante de semilla de una especie en particular a lo largo de un período prolongado del año, se trae nuevo stock para comenzar el proceso de acondicionamiento cada semana o cada quince días. De esta manera, los adultos están disponibles para desovar cada semana.

4.1.2.2 Alimentación de los reproductores

Durante el acondicionamiento suelen emplearse, las especies de algas marinas cultivadas como principal alimento. Otras fuentes alternativas son el fitoplancton natural que prolifera de forma extensiva en tanques o estanques en el exterior, o en forma de pastas que se encuentran disponibles en el mercado.

Las especies de algas útiles que pueden cultivarse intensivamente a gran escala son *Tetraselmis* (varias especies, incluyendo *T. chuii*, *T. tetrahele* y *T. suecica*), *Isochrysis galbana* (y el clon T-Iso), *Pavlova lutherii*, *Chaetoceros muelleri* (antes denominada *C. gracilis*), *Thalassiosira pseudonana* y *T. weisfloggii* y *Skeletonema costatum* (esta lista no es de ninguna manera exhaustiva). Es preferible emplear una mezcla, proporcional, de estas especies que una dieta basada en una única especie. Hay que tener precaución de no alimentar con especies relativamente indigestas (p. ej. *Chlorella* sp.) o, con especies que se sabe carecen de los ácidos grasos más insaturados (p. ej. *Dunaliella tertiolecta*).

Un ejemplo de las consecuencias de emplear una dieta deficiente es la baja producción de larvas de adultos de *Ostrea edulis* cuando se mantienen en agua filtrada y sólo se les alimenta con *Dunaliella tertiolecta* (Cuadro 8). Se sabe que *Dunaliella* carece de los ácidos grasos muy insaturados C20 y C22, que se consideran esenciales desde el punto de vista nutritivo. En este ensayo, se mantuvieron grupos de 60 adultos en tanques que recibían un flujo continuo de agua de mar sin filtrar o bien de agua de mar filtrada a un tamaño de partícula de 2 µm (el sistema de tanques experimental aparece en la fotografía inferior derecha de la Ilustración 36C). A tres de estos grupos se les dió una ración diaria del 3% basada en el peso seco inicial de la carne de las ostras, en forma de *Dunaliella* sola o en combinación con *Tetraselmis suecica* o con T-Iso. Se mantuvieron grupos de control en el caso del agua filtrada circulante y del agua de mar sin filtrar sin adición de algas cultivadas.

Cuadro 8: Efecto de la dieta en la producción de larvas de *Ostrea edulis*. Tratamiento con agua de mar (**AM**), **F** y **SF** se refieren al agua de mar filtrada y sin filtrar, respectivamente; Dieta, **Dt** – *Dunaliella tertiolecta*, **Ts** – *Tetraselmis suecica*, **T-Iso** – *Isochrysis galbana* (Clon T-ISO). Días - se refiere al número de días desde el comienzo del acondicionamiento hasta que las larvas se liberan por primera vez. Total de larvas se refiere al número de larvas que produce cada grupo de adultos en un período de 70 días y cuando este valor se divide por el número de adultos en el grupo se obtiene larvas/ostra. A partir de Millican y Helm (1994). Para mayor información consúltese el texto.

Tratamiento AM	Dieta	Días	Total de larvas	Larvas/ostra
F	Ninguna	35	1,16	19 367
F	Dt	49	0,65	10 280
F	Dt + Ts	31	3,00	49 950
F	Dt + T-Iso	32	4,70	78 250
SF	Ninguna	33	8,12	135 317

Se anotó el tiempo transcurrido desde el comienzo del acondicionamiento hasta la primera liberación de larvas en cada grupo y se realizaron recuentos diarios de las larvas expulsadas durante las 10 semanas de duración del ensayo. Los resultados del Cuadro 8 muestran cómo la dieta de una única especie, *Dunaliella*, retrasó el comienzo de la producción de larvas y redujo la producción total en comparación con los tratamientos alternativos probados. Es interesante señalar que las ostras adultas mantenidas en agua de mar sin filtrar y sin adición de algas cultivadas expulsaron un número

considerablemente superior de larvas que con otros tratamientos. Esto refuerza el comentario hecho con anterioridad de que puede que resulte rentable no filtrar el agua de mar para el acondicionamiento.

La duración del ensayo anterior incluyó la proliferación de fitoplancton de primavera cuando la clorofila-α en el agua de mar control sin filtrar alcanzó un promedio de 1,68 mg por m^3 comparado con 0,35 mg por m^3 en el agua de mar control filtrada. Los lípidos particulados alcanzaron un promedio de 62 ng por l (nanogramo por l) comparado con 9,7 ng por l, respectivamente.

La Parte 3 de este manual incluye una descripción de los métodos para el cultivo intensivo y extensivo de algas. Los pasos que hay que seguir para calcular la ración alimenticia necesaria se describen más adelante, en la Sección 4.1.2.3. El cálculo, sin embargo, no se aplica al fitoplancton que se produce de forma extensiva donde la diversidad de especies, la abundancia y el valor nutritivo de las mismas varía día a día. En este caso, se puede conseguir una estimación de la abundancia determinando el peso seco sin cenizas de la materia particulada por unidad de volumen, o a través del análisis del carbono orgánico. De forma alternativa, el trabajador puede diluir «a ojo» el agua que contiene las algas para asegurar una ración adecuada.

Las pastas de algas de las distintas especies preferidas desde el punto de vista nutritivo son prácticas de usar y los proveedores proporcionan información sobre el número equivalente de células por volumen unitario de producto. Muchos de estos productos también contienen en el paquete información cuantitativa detallada de componentes nutritivos importantes. Una vez abierto, el producto inerte tiene una vida útil relativamente larga cuando se siguen rigurosamente las instrucciones del proveedor. Probablemente, la mejor forma de emplear este tipo de pastas es en el acondicionamiento con sistema continuo, prestando especial atención a la higiene de los tanques.

Durante el acondicionamiento el suministro de una ración satisfactoria de especies valiosas desde el punto de vista nutritivo tiene un acusado efecto beneficioso sobre la producción de óvulos.

4.1.2.3 Cálculo de raciones alimenticias para el acondicionamiento

La ración alimenticia necesaria para los reproductores se basa en el peso seco de la carne de los adultos, que normalmente oscila entre el 2% y el 4% del peso seco medio de carne de los adultos al comienzo del período de acondicionamiento en peso seco de algas suministradas por día. Las raciones que sobrepasan el 6% no suponen un éxito en el acondicionamiento, sino que hacen que los bivalvos crezcan con vigor como respuesta a una alimentación más rica y a temperaturas elevadas de acondicionamiento, a expensas del desarrollo reproductor.

Se trata de un proceso simple en el que hay que determinar el peso seco de la carne de los bivalvos de peso vivo conocido traídos al criadero para su acondicionamiento. Para calcular la ración es necesario obtener datos abriendo una muestra al azar de 10 ó 12 individuos, retirando los tejidos blandos del cuerpo y pesando la carne después de secarlos a un peso constante en un horno (de 60 a 80 °C de 48 a 72 horas). La ecuación que a continuación se detalla sirve para determinar el peso seco por adulto de las algas necesario para una ración diaria al 3%.

g de ración por día por adulto = 3 x peso seco medio de la carne (g)/100

Así, una ración al 3% para un adulto de un peso seco de la carne de 0,75 g asciende a 0,0225 g de peso seco de algas por día. La consulta de los datos sobre peso seco para

las diferentes especies de algas (véase Cuadro 1 - Sección 3.1) muestra que 1 millón de células de *Tetraselmis* tienen un peso seco (orgánico) de aproximadamente 0,2 mg.

Suponiendo que el 50% de la ración diaria al 3% (= 1,5%) se vaya a dar a los reproductores en forma de *Tetraselmis* y que la biomasa total del peso seco de la carne del stock sea 50 g (convertido a mg en la ecuación de abajo), entonces:

Ración (1,5%) por día (en millones de células) = [(1,5x (50x1 000))/100]/0,2
= 3 750 millones de células

Si, por ejemplo, la densidad de cosecha de *Tetraselmis* un día en particular es de 1,5 millones de células por ml, entonces el volumen requerido para dar al stock una ración de 1,5% será 3 750/1,5 = 2 500 ml, ó 2,5 l. El cálculo de la ración restante es similar para las otras especies que forman parte de la dieta. Si en lugar de, o además de, *Tetraselmis*, se utiliza *Chaetoceros muelleri* a una densidad de cosecha de 7 millones de células por ml, entonces el volumen necesario para una ración de 1,5% será 3,57 l. *Chaetoceros muelleri* tiene un peso seco aproximado de 0,03 mg por millón de células.

4.1.2.4 Adecuación de las raciones para los sistemas de circulación abierta

A la hora de calcular la ración, hay que tener en cuenta la configuración de los tanques y del sistema en el que se acondicionan los adultos. Esto no es especialmente importante en sistemas cerrados donde las células de las algas que todavía no han sido ingeridas no se pierden más que en la sedimentación o al depositarse en las superficies. Sin embargo, en sistemas y tanques de flujo continuo del tipo descrito en las Ilustraciones 32, 36 y 37, una proporción de las algas que se dan como alimento quedarán inevitablemente intactas y se perderán en el caudal de salida. Por esta razón es preferible emplear tanques adecuadamente abastecidos con capacidad para 100 ó 150 l que tengan una velocidad lenta de intercambio de agua.

La experiencia dice que una tasa de intercambio de agua que exceda los 90 minutos minimiza la pérdida de algas cultivadas, dándole suficiente tiempo al stock para filtrar y consumir del 60% al 80% del alimento. Por ejemplo, un tanque de 150 l de volumen con 50 ostras o vieiras de 75 a 100 g de peso vivo necesita contar con un caudal de 1,25 l por minuto a 25 ml por minuto por adulto. A esta velocidad de caudal, la velocidad de intercambio del volumen del tanque es de 120 minutos. Cuando se utilizan bivalvos más pequeños, p. ej. la almeja japonesa, debería aumentarse el número de adultos por tanque correspondientemente según la biomasa de peso vivo.

También es preferible que la ración se dosifique de forma continua en el mismo conducto que lleva el agua al tanque empleando una bomba peristáltica para obtener una mejor mezcla. En algunos criaderos, la ración alimenticia diaria se divide en varios lotes de alimento. Se puede cerrar el suministro de agua de mar durante una hora aproximadamente después de cada adición, aunque esto puede ser problemático pues si el suministro de agua no se vuelve a conectar en el momento correcto puede llegar a contaminarse por el contacto con los productos de desecho del metabolismo.

A falta de medios para determinar el porcentaje de eliminación de partículas entre el caudal de entrada y el de salida de un tanque de flujo continuo, se recomienda calcular el aporte de alimento como una ración al 4%, para poder tener en cuenta las pérdidas comentadas anteriormente. Si el técnico cuenta con un contador de partículas electrónico y un calibrador (p. ej. un contador tipo Coulter –véase Ilustración 21), los ajustes de la ración se pueden basar en datos concretos.

4.1.2.5 Acondicionamiento en dos fases al inicio de la temporada

El acondicionamiento puede ser un proceso de dos partes. Al principio del ciclo en climas templados de agua fría, cuando los adultos en la naturaleza están preparados para desarrollar los gametos, es beneficioso proporcionarles abundante alimento a una temperatura intermedia entre la ambiente y la necesaria para el acondicionamiento. El objetivo es estimular los niveles de reservas alimenticias en los adultos que más adelante se movilizarán durante el desarrollo de los gametos. Esto es más importante para las hembras que para los machos, porque el desarrollo y maduración de los óvulos requiere mucha más energía. Tras 4 ó 6 semanas de recibir una ración rica y un régimen de temperaturas moderadas, se incrementa gradualmente la temperatura (1 a 2 °C por día) y se reduce algo la ración alimenticia (de 4% a 6% a 2% a 3% por día).

El aporte de alimentos en la primera etapa, que se puede denominar la etapa de preacondicionamiento, puede realizarse bajo forma de pastas de algas, fitoplancton natural inducido (de cultivo extensivo de algas, Sección 3.4.6), o especies de algas de cultivo intensivo. Es importante tener en cuenta que durante esta etapa especialmente, la composición en lípidos estructurales (fosfolípidos) de los ovocitos de primera etapa se verá afectada por la dieta y ración disponibles para los reproductores. Por lo tanto, una dieta carente de ácidos grasos muy insaturados (HUFA) de conocida importancia, incluyendo los EPA (ácido eicosapentaenoico, 20:5n-3) y DHA (ácido docosahexaenoico, 20:6n-3), se verá reflejada en unos huevos que tendrán membranas celulares con un menor contenido de estos componentes. Por esta razón, la ración debería contener diatomeas de alto valor nutritivo (p. ej. *Chaetoceros muelleri* o *Thalassiosira* sp.) y flagelados como *Pavlova lutherii* o *Isochrysis galbana*, todos los cuales son ricos en uno u otro de los HUFA.

Los triacilgliceroles –lípidos neutros que se depositan en forma de reservas en los huevos que están madurando– se acumulan durante las últimas etapas de la segunda fase del acondicionamiento, de agua cálida. Estos lípidos se absorben como fuente de energía durante el desarrollo del embrión y de las larvas. Su composición parece depender más de los lípidos que se movilizan directamente en el alimento ingerido por el adulto que de las reservas derivadas de la madre.

4.1.3 Acondicionamiento de bivalvos en los trópicos

Anteriormente en este capítulo se hace referencia a la estrategia empleada por muchas especies tropicales de desovar de forma intermitente a lo largo de la mayor parte del año, lo que supone un problema a la hora de obtener un número suficiente de larvas para apoyar las necesidades productivas de los criaderos en climas tropicales y subtropicales.

Cuando existe poca variación en la temperatura del agua de mar y en la disponibilidad de alimento durante el año, los bivalvos no pasan por un período inactivo –como es el caso de las especies de zonas templadas y aguas frías– que activa la sincronización del desarrollo reproductor dentro de la población. Este período más frío se puede conseguir en los criaderos tropicales manteniendo a los animales en agua que se ha enfriado a una temperatura que oscila entre los 5 y 10 ºC por debajo de la temperatura ambiente, con una ración alimenticia adecuada durante un período de 4 a 6 semanas. Después de este período se atemperan gradualmente a las condiciones ambientales cuando los gametos de un porcentaje superior de adultos haya alcanzado la madurez de forma sincronizada. Este método es semejante en muchos aspectos al descrito en la Sección 4.1.2.5.

Esta técnica se ha empleado en Cuba con el ostión de mangle, *C. rhizophorae*. También se ha aplicado con éxito una metodología similar en algunas regiones de Brasil para acondicionar al ostión japonés, *C. gigas*, aunque el problema es algo diferente en este

último caso. El ostión japonés (una especie exótica introducida) crece sumamente bien en los estados más sureños del país pero no llega a completar el desarrollo sexual hasta el punto de desovar.

4.2 PUESTA Y FECUNDACIÓN

4.2.1 Introducción

El Cuadro 9 contiene un resumen de información sobre el acondicionamiento y la producción de huevos y de larvas de una serie de bivalvos cultivados habitualmente.

Cuadro 9: Resumen de información de interés para el acondicionamiento y la producción de huevos (o larvas) de una serie de bivalvos cultivados habitualmente. La leyenda de los símbolos utilizados bajo cada tipo de sexo se indica después del cuadro. Los tiempos de acondicionamiento son válidos para adultos llevados al criadero al inicio de la temporada (*el tiempo en días varía considerablemente en función de la fase de la gametogénesis en que se encuentran los adultos cuando llegan al criadero). Los valores de fecundidad son simplemente orientativos y varían según el tamaño del adulto desovado, su condición y otros factores. Las longitudes medias de larvas D completamente desarrolladas en la fase inicial (2-3 días después de fecundación) también se indican para facilitar comparaciones.

Grupo/ especie	Tipo de sexo	Período (días*) Acond.	Temp. (ºC)	Fecundidad (millones)	larva-D talla (µm)
Ostras:					
C. gigas	O–D	28 – 42	20 – 24	50+	70 – 75
C. virginica	O–D	28 – 42	20 – 22	50+	60 – 65
C. rhizophorae	O–D	21 – 35	20 – 22	7 – 12	55 – 60
O. edulis	L–A	28 – 56	18 – 22	1 – 3	170 – 190
T. lutaria	L–A	28 – 56	18 – 20	0,02 – 0,05	450 – 490
Almejas:					
T. philippinarum	O–D	28 – 42	20 – 22	5 – 12	90 – 100
M. mercenaria	O–D	28 – 42	20 – 22	10 – 20	90 – 100
Vieiras:					
P. yessoensis	O–D	14 – 21	7 – 8	20 – 80	100 – 115
P. magellanicus	O–D	28 – 42	12 – 15	20 – 80	80 – 90
P. maximus	O–M	35 – 56	10 – 15	20 – 80	90 – 100
P. ziczac	O–M	14 – 28	20 – 22	7 – 15	90 – 100
A. gibbus	O–M	14 – 28	20 – 22	4 – 7	90 – 100
A. irradians	O–M	21 – 35	20 – 22	4 – 7	90 – 100
Mejillones:					
M. edulis	O–D	28 – 35	12 – 16	5 – 12	90 – 100

Leyenda del tipo de sexo: O – ovíparo (los gametos se expulsan al agua); **L** – larvíparo (los adultos incuban las larvas y después las expulsan al agua); **D** – dioicas (sexos separados); **M** – monoicas (hermafroditas – ambos sexos en el mismo animal); **A** – sexualidad alterna (el sexo cambia en el mismo animal después de cada desove).

Muchos bivalvos que proceden de climas de aguas templadas y frías requieren un período de acondicionamiento de entre 4 y 8 semanas para alcanzar la madurez suficiente para desovar a finales del invierno y a principios de la primavera (Ilustración 38). Conforme avanza la época de reproducción natural el período necesario se irá acortando progresivamente. La coordinación exacta de los tiempos dependerá del acondicionamiento de la especie, la condición inicial de los reproductores, el estado de la gametogénesis de los bivalvos al inicio del acondicionamiento y de factores relacionados con el criadero, siendo los más importantes la temperatura, la dieta y la ración. Los técnicos de los criaderos prefieren utilizar reproductores que ya hayan



Ilustración 38: Desove de una hembra de almeja japonesa (fotografía cortesía de Brian Edwards).

iniciado la gametogénesis al volver del mar, en vez de comenzar el proceso con adultos sexualmente indiferenciados. Los adultos que se traen directamente del mar al criadero tienen más reservas, sobre todo de lípidos, y sus huevos son de mayor calidad. Por este motivo, para conseguir madurar sus gametos no necesitan normalmente más de 7 ó 12 días a temperatura de acondicionamiento con una ración alimenticia.

Con un buen aporte alimenticio, muchos bivalvos de aguas templadas de las zonas costeras y de los estuarios necesitan entre 350 y 650 grados día desde el comienzo del acondicionamiento, al final del invierno o al principio de la primavera, para llegar a desovar. El técnico del criadero tiene que saber a qué temperatura se inicia el desarrollo reproductor en el mar para la especie en cuestión, que a menudo oscila entre 8 y 12 ºC – «el cero biológico» (Cb) para la gametogénesis– para especies cultivadas habitualmente como *Crassostrea gigas*, *Ostrea edulis*, *Pecten maximus* y *Tapes philippinarum*. Para calcular el número de días necesarios para el acondicionamiento es necesario conocer la temperatura efectiva del cero biológico para el desarrollo reproductor y la temperatura del agua durante el período de acondicionamiento.

Si, por ejemplo, la temperatura media de acondicionamiento, es de 20 ºC y la temperatura del cero biológico para el desarrollo reproductor es de 10 ºC, por cada día que transcurre el número de grados día aumenta en 20 menos 10 = 10. Por consiguiente, un período de acondicionamiento de 30 días a 20 ºC acumula 300 grados día y el mismo período a 22 ºC equivale a 360 grados día. Esto representa el mínimo tiempo probable necesario para que los animales estén listos para desovar en primavera. Evidentemente, cuando los reproductores recién llegados al criadero para el acondicionamiento ya han iniciado la gametogénesis, se necesitan pocos grados día para que los adultos estén listos para desovar.

En vieiras de aguas frías, como *Pecten maximus* y *Placopecten magellanicus*, el número de grados día se encuentra dentro del mismo rango desde el momento en el que los adultos comienzan su acondicionamiento para el desove. Pero la duración del período de acondicionamiento para estos bivalvos puede ser mucho mayor (a veces más de 8 semanas) porque la temperatura máxima de acondicionamiento no supera los 15 ó 16 ºC y puede llegar a bajar hasta 10 ó 12 ºC. A menudo para aclimatar a los bivalvos de aguas más frías a la temperatura necesaria para el acondicionamiento, se puede elevar la temperatura 1 ó 2 ºC por semana, a partir de la temperatura ambiente. Este procedimiento también prolonga el período general de acondicionamiento.

El desove consiste en inducir la expulsión de los gametos maduros en los bivalvos como respuesta a la aplicación de unos estímulos. En el caso de algunas especies de almeja y vieira, no se pueden obtener embriones viables de gametos obtenidos manualmente

(véase la sección siguiente sobre el procedimiento para la obtención manual de gametos). Los óvulos han de pasar por un proceso de maduración durante su descenso por los oviductos antes de que puedan ser fecundados con éxito.

4.2.2 Obtención manual de gametos

Se pueden extraer los gametos maduros del ostión japonés, *Crassostrea gigas*, la ostra americana (oriental), *Crassostrea virginica*, el ostión de mangle, *Crassostrea rhizophorae*, y de otras especies ovíparas de ostra. Este método se practica frecuentemente y es una manera cómoda de inducir un desove artificial en estas especies después de un período adecuado de acondicionamiento, pero implica el sacrificio de cierto número de adultos maduros (Ilustración 39) cuando se necesitan óvulos.



Ilustración 39: Obtención manual y transferencia de gametos del ostión japonés a un vaso con agua de mar filtrada utilizando una pipeta Pasteur.

Se retira la valva más plana, para descubrir los tejidos corporales blandos de la ostra. La gónada se encuentra por encima de los tejidos digestivos, cerca del umbo y la charnela de la concha. Cuando está muy madura, se extiende alrededor del músculo aductor. Se corta la gónada repetidas veces con un bisturí y se lavan los gametos exudantes en un vaso de precipitados o un cubo con un poco de agua de mar filtrada, o se inserta una pipeta Pasteur debajo del epitelio que cubre la gónada y se retiran los gametos mediante una suave succión. Después se transfiere el contenido de la pipeta a un vaso de precipitados o un cubo con agua de mar a la temperatura del cultivo.

En ambos casos, se retira una pequeña muestra de cada una de las ostras abiertas. Se procede a un examen microscópico de las muestras con un aumento de x40 a x100 para determinar el sexo y el aspecto de los gametos. Los espermatozoides deben ser móviles y los óvulos que normalmente tienen forma de pera cuando se retiran deberían redondearse cuando hayan estado en contacto con el agua de mar durante 20 minutos. Se recomienda volver a colocar la valva superior mientras se espera la retirada de los gametos para evitar la desecación.

Suponiendo que los gametos estén completamente maduros, se continúa el proceso de obtención de gametos de las ostras abiertas –cuyo sexo ya se conoce– empezando por las hembras. Las ostras *Crassostrea* son extremadamente fecundas. Las hembras de entre 70 y 90 g pueden llevar entre 80 y 120 millones de óvulos, pero no es necesario retirar todos. Hay que extremar precauciones para evitar perforar la glándula digestiva durante la extracción de los gametos, ya que hay que evitar la contaminación de los gametos con el tejido y las bacterias y otros microorganismos de origen gastrointestinal. Se pueden recoger los óvulos de las hembras individuales en vasos de vidrio limpios de 2 a 5 l o se pueden agrupar en cubos de plástico de 10 a 20 l, llenos al 75% con agua de mar filtrada, desinfectada con luz ultravioleta a la temperatura necesaria (normalmente 24+2 °C).

Después de la obtención de los gametos, los machos reciben un tratamiento similar, con la diferencia de que es más frecuente agregar pequeñas muestras de esperma de cada macho en un vaso de precipitados de vidrio de 1 l, con agua de mar filtrada y desinfectada con luz ultravioleta a la misma temperatura, asegurándose de que la

densidad de esperma no sea demasiado grande. A título orientativo, el vaso debe ser traslúcido para permitir ver su contenido y objetos a través de él. Los gametos ya están preparados para la fecundación.

4.2.3 El caso de la ostra plana

Antes de considerar el desove de las almejas, vieiras y mejillones, es preciso mencionar las ostras que pertenecen a los géneros *Ostrea* y *Tiostrea*, que, a diferencia de los otros bivalvos cultivados habitualmente, son capaces de desovar sin estímulos. Desovan solas durante el proceso de acondicionamiento e incuban las larvas dentro de la cavidad paleal durante períodos de tiempo que varían según la especie y la temperatura. Este grupo de ostras, incluyendo la ostra plana europea (también conocida como la ostra «Belon»), *Ostrea edulis* (Ilustración 40), la ostra de Nueva Zelanda («Bluff» o de fango), *Tiostrea lutaria*, y el pariente cercano la ostra plana chilena, *Tiostrea chilensis*, son larvíparas.

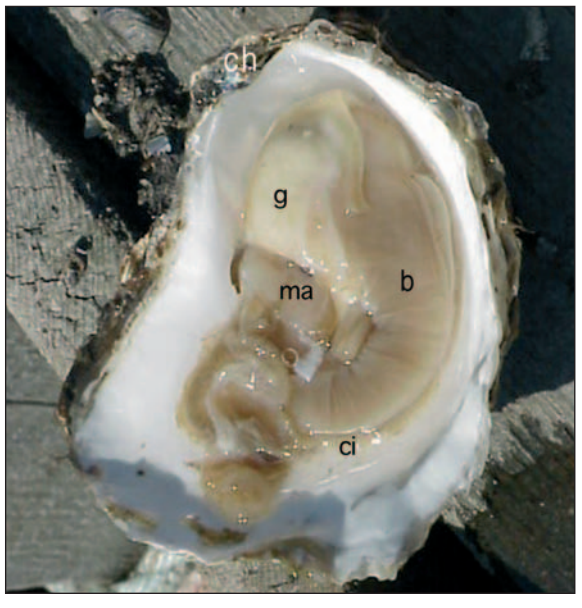


Ilustración 40: Anatomía de una ostra plana en desarrollo, *Ostrea edulis*; **ma** – músculo aductor; **g** – tejido gonadal que recubre la glándula digestiva; **b** – branquias; **ch** – charnela; **ci** – cámara inhalante de la cavidad paleal. Durante el desove, los huevos pasan por las branquias a la cámara inhalante de la cavidad paleal donde se convierten en larvas con concha completa en aproximadamente una semana, según la especie. El reproductor expulsa las larvas cuando son capaces de ingerir y digerir algas (la anatomía de las ostras de los géneros *Tiostrea* y *Ostrea* es prácticamente la misma).

Tiostrea lutaria y *T. chilensis* expulsan las larvas al medio acuático después de un período de incubación de 20 días, cuando las larvas han alcanzado entre 450 y 490 µm de longitud de valva y están casi preparadas para la fijación. En cambio, la ostra plana europea expulsa sus larvas después de un período de incubación de entre 6 y 8 días a temperaturas normales de acondicionamiento cuando miden entre 170 y 190 µm de longitud de valva y requieren unos 10 a 12 días de cultivo adicionales antes de alcanzar la madurez y estar preparada para la fijación. Los huevos de la ostra de Nueva Zelanda y la ostra plana chilena miden 350 µm de diámetro en comparación con los 150 µm de la ostra plana europea.

Los stocks de adultos de las especies mencionadas anteriormente no desovan en masa, sino que producen larvas durante un período prolongado en el tiempo. Es extremadamente raro ver a machos expulsar esperma al medio acuático ya que lo suelen hacer de forma periódica en pequeñas cantidades. Las ostras cercanas que se encuentran en la fase de hembra (estas especies tienen sexualidad alterna) succionan el esperma con la corriente inhalante, al igual que con las partículas alimenticias, y en respuesta expulsan los óvulos hacia la cámara exhalante de la cavidad paleal, tal y como hacen las especies ovíparas. Pero los óvulos no se expulsan al medio acuático, sino que pasan a través de los filamentos branquiales a la cámara inhalante de la cavidad paleal donde se fecundan y se desarrollan durante un período prolongado (Ilustración 41), para convertirse en larvas veliger de concha completa totalmente móviles en el momento de su expulsión (Ilustración 42).

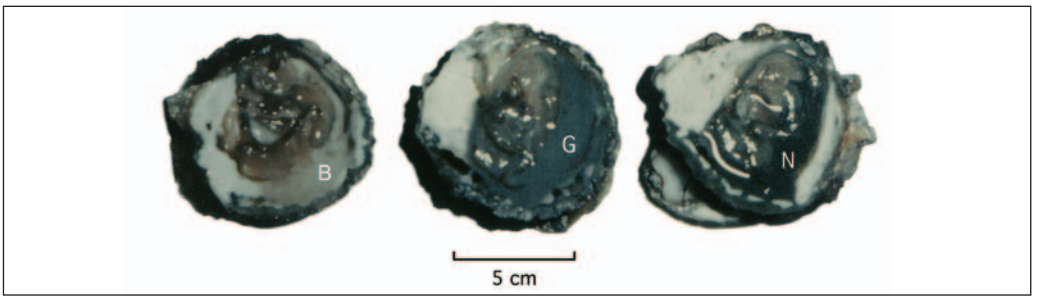


Ilustración 41: Etapas reproductoras de la ostra europea, *Ostrea edulis*. **B** – la etapa «blanca» poco después del paso de los óvulos a la cámara inhalante de la cavidad paleal; **G** – la etapa «gris», después de la fase de trocófora, cuando las valvas están bien desarrolladas pero los órganos todavía no lo están (de 3 a 5 días después del desove; **N** – la etapa «negra» en la que las larvas están casi completamente desarrolladas y listas para la expulsión.

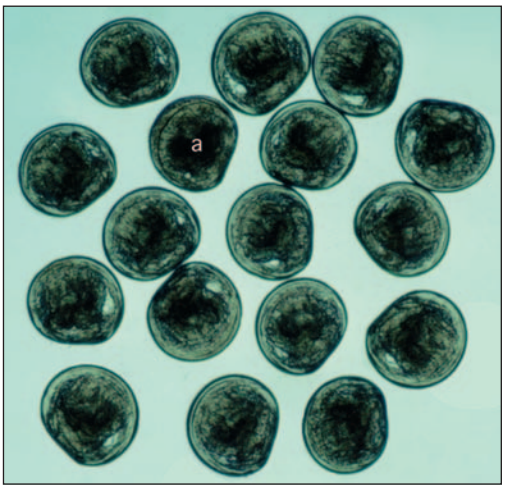


Ilustración 42: Aspecto de larvas veliger de *Ostrea edulis* (175 µm de longitud media de concha) en el momento en el que son expulsadas por el adulto. Todas las larvas tienen una forma normal excepto la **a** que muestra desarrollo incompleto de una valva.

Los técnicos de criadero experimentados en la cría de estas especies, a menudo pueden identificar la etapa de desove y de incubación en fase de hembra a partir de pequeñas cantidades de óvulos que se escapan de la cavidad paleal y se asientan sobre la valva superior, al lado de las aberturas paleales inhalantes o exhalantes. Las ostras que están incubando también suelen estar inactivas y mantienen una pequeña abertura en las valvas durante largos períodos.

Cuando las larvas de las ostras larvíparas se expulsan al agua, o bien nadan hasta la superficie, formando «balsas» visibles como *O. edulis*, o como es el caso de *Tiostrea* sp., buscan inmediatamente una superficie donde poder fijarse y comenzar la metamorfosis, en cuyo caso será necesario añadir unas superficies de fijación a los tanques de los reproductores antes de la expulsión de las larvas. Las superficies pueden ser conchas o plásticas o incluso ser de una malla de plástico (véase la sección siguiente sobre fijación).

Cuando se llega al período esperado de expulsión en el caso de *O. edulis*, hay que comprobar los tanques cada 2 ó 3 horas para detectar signos de expulsión larvaria. Se pueden quitar las larvas que nadan en la superficie del agua de los tanques de acondicionamiento utilizando un pequeño frasco o un tamiz de 90 µm y transfiriéndolas a un cubo de agua. De lo contrario se les puede dejar salir por el desagüe hacia un cedazo más grande con la misma luz de malla, parcialmente sumergido en una bandeja de agua (Ilustración 43). Siempre conviene recolectar las larvas tan pronto como sea posible después de la expulsión para evitar la contaminación de las larvas con materia fecal del agua de los adultos, o ser eliminadas del agua debido a la acción filtradora de los mismos.

Después de recolectar una puesta, se hace un recuento (véase más adelante) y se las distribuye entre los tanques de cultivo a la densidad apropiada. Las ostras planas europeas en fase de hembra de entre 70 y 90 g (el tamaño de ostras en la Ilustración 41) producirán puestas de entre 1 y 2,5 millones de larvas. En cambio, las ostras *Tiostrea* en fase de hembra, que producen óvulos considerablemente más grandes, tendrán puestas mucho más pequeñas de entre 20 000 y 50 000 larvas.



Ilustración 43: Acondicionamiento experimental de *Ostrea edulis*. Los tamices verdes están sumergidos en bandejas poco profundas para captar y retener las larvas.

Se pueden retirar las larvas de los adultos que están incubando, de los tanques de acondicionamiento del stock que procede del engorde o incluso de poblaciones salvajes –durante la época de reproducción natural. La Ilustración 44 indica los pasos del procedimiento. A veces se utiliza como método para obtener larvas antes de que hayan desarrollado un intestino funcional en las etapas posteriores de incubación. Puede ser de importancia en el verano cuando predominan las bacterias patógenas. Existen indicios que muestran que las larvas en incubación empiezan a alimentarse cuando aún se encuentran en la cavidad paleal del reproductor y por consiguiente pueden estar expuestas a cantidades importantes de bacterias y de otros microorganismos acumulados y defecados por los padres y el stock adyacente.

Las larvas se cultivan según la metodología estándar descrita en las secciones de este manual dedicadas al cultivo, independientemente del hecho de que hayan sido liberadas

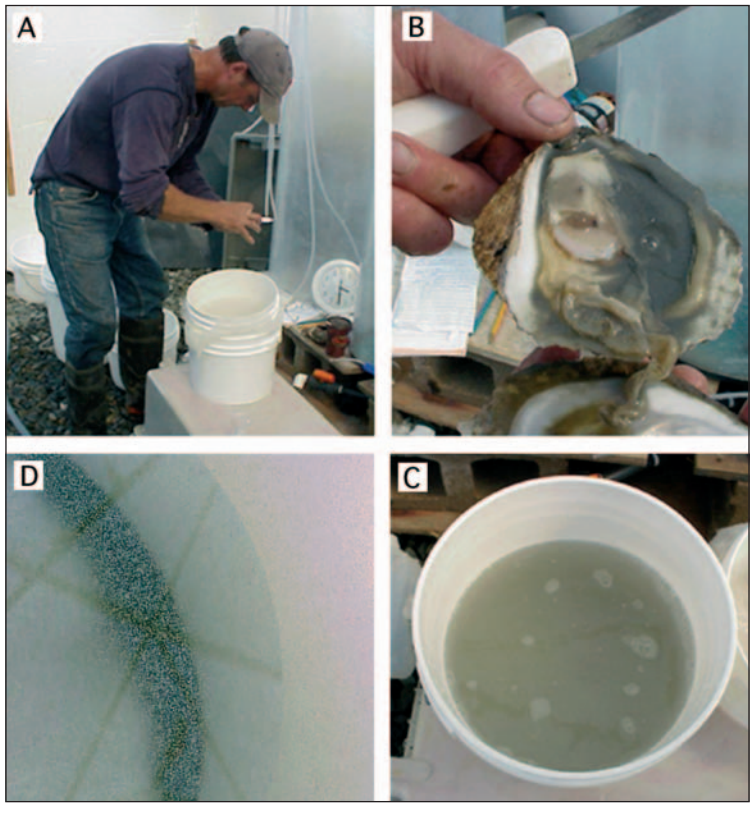


Ilustración 44: A – Obtención manual de larvas en un adulto de *Ostrea edulis*. **B** – Se retira la valva plana superior, se lava y se tamizan las larvas incubadas en un cedazo de 90 µm colocado sobre un cubo de agua de mar filtrada (**C**). **D** – La mayor parte de las larvas nadan rápidamente hacia la superficie del agua donde se agregan formando una balsa. Están listas para el recuento y determinación de tallas. Fotografías tomadas en el criadero de la explotación de ostras de Harwen en Nueva Escocia (cortesía de John y Krista Harding).

de manera natural por el stock o retiradas antes de la expulsión. Los mejores resultados se pueden obtener con puestas que se han desarrollado hasta la fase móvil de larva D, con las valvas completas. Si se retiran durante una fase de desarrollo anterior, se guarda la alimentación hasta que las larvas hayan desarrollado un sistema alimentario totalmente funcional y visible a través de las valvas transparentes con una estructura en forma de S, tal y como indica la Ilustración 42. Esto puede tardar entre 2 y 3 días desde el momento en el que se retiran. Antes de esta etapa, los tejidos corporales blandos tienen un color gris denso y granular, y las larvas tienen una movilidad muy baja (véase la Ilustración 41 – larvas grises).

4.2.4 Inducción de la puesta en bivalvos ovíparos

Otras especies comerciales cultivadas en criadero se conocen como ovíparas, a diferencia de las especies larvíparas mencionadas anteriormente. Las especies ovíparas expulsan los óvulos y los espermatozoides al medio acuático donde tiene lugar la fecundación.

Se pueden aplicar varios estímulos para inducir el desove. Los mejores son los más naturales que minimizan el estrés. A continuación se detalla una técnica conocida como acondicionamiento térmico, el método más utilizado para las especies ovíparas. Por regla general, si el stock no responde a los estímulos térmicos en un plazo razonable, probablemente se deberá a que los gametos que llevan no están totalmente maduros.

La utilización de serotonina y otros estímulos químicos para iniciar el desove es pocas veces beneficiosa. Los óvulos expulsados mediante estos métodos a menudo son menos viables que los óvulos producidos en respuesta al acondicionamiento térmico.

4.2.4.1 Procedimientos de tratamiento térmico

Los bivalvos maduros que se retiran de los tanques de acondicionamiento de reproductores se limpian por fuera para eliminar restos adherentes y organismos incrustantes de sus conchas. Después se aclaran bien con agua de mar filtrada. Después de la limpieza se colocan en un tanque de desove. El tipo preferido de tanque es una bandeja poco profunda de fibra de vidrio de aproximadamente 150 x 50 x 15 cm y una profundidad de agua de 10 cm (Ilustración 45). Debe ser suficientemente grande para permitir que dos técnicos experimentados puedan observar la bandeja para detectar el inicio del desove de los adultos (un aspecto importante en el desove de las especies monoicas –véase más adelante).

A veces la bandeja tiene un tubo de desagüe vertical y dos suministros de agua de mar filtrada, el primero con agua climatizada o enfriada a 12 ó 15 ºC y el segundo a una temperatura de entre 25 y 28 ºC (p. ej. para especies de *Crassostrea* y almejas

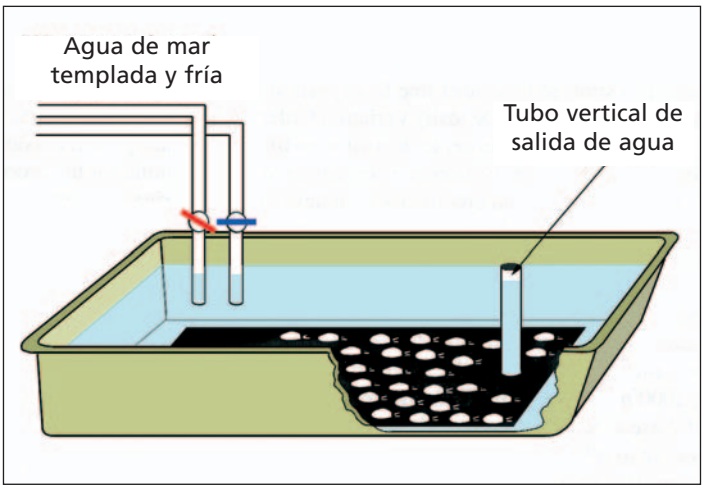


Ilustración 45: Diagrama de la disposición de una bandeja utilizada habitualmente para el desove de bivalvos ovíparos (según Utting y Spencer, 1991).

japonesas). Las temperaturas más bajas son válidas para las especies de aguas más frías. El aspecto importante es la diferencial entre la temperatura más baja y la más alta, que normalmente será de aproximadamente 10 ºC.

El fondo de la bandeja se pinta de color negro mate o se forra de una lámina de plástico negro para proporcionar una base oscura que permita al técnico ver con rapidez los gametos en cuanto sean expulsados (Ilustración 45).

Se llena la bandeja parcialmente con el agua más fría a una profundidad de aproximadamente 10 cm y se añade una pequeña cantidad de algas cultivadas para estimular la abertura y bombeo de los sifones de los adultos. Después de 30 ó 40 minutos se drena el agua y se sustituye por agua **caliente**, una vez más añadiendo una pequeña cantidad de algas. Se drena el agua después de un tiempo similar al período anterior y luego se sustituye por agua más **fría** y se repite el mismo procedimiento.

El número de ciclos fríos y templados necesarios para inducir el desove depende del estado de madurez de los gametos y de que los adultos estén preparados para desovar. En verano, los adultos pueden desovar en menos de una hora después de la inducción, pero más al principio de la estación, pueden necesitarse hasta 3 ó 4 horas de tratamiento térmico para que desove el primer animal. En general, si los adultos no responden dentro de un período de 2 ó 3 horas, se les devuelve a los tanques de acondicionamiento durante una semana más. Los adultos pueden empezar a desovar en la parte fría o templada del ciclo, pero ocurre con más frecuencia durante la parte templada. Si bien es común que los machos desoven primero, no siempre ocurre así.

Se pueden aplicar estímulos adicionales con huevos obtenidos manualmente o con esperma retirado de un macho abierto. En las almejas la gónada se localiza en la base del pie. En las vieiras se trata de un órgano independiente visible al levantar los tejidos del manto y de la branquia. Con una perforación cuidadosa de la gónada empleando una pipeta Pasteur, seguida de una ligera succión, es posible retirar cierta cantidad de gametos que después pueden mezclarse con un pequeño volumen de agua de mar filtrada antes de añadirlos al agua de mar en la bandeja. En las almejas que tienen sifones individualizados, se utiliza una pipeta Pasteur para dirigir los gametos diluidos hacia el sifón inhalante de las almejas activas y de esta manera se permite que la acción de bombeo de los adultos atraiga los gametos hacia la cavidad paleal. El sifón inhalante es el que se encuentra más alejado de la charnela y tiene la abertura de diámetro más grande. Cuando desovan las almejas, los gametos se expulsan a través del sifón exhalante como se indica en la Ilustración 38. El choque térmico durante el segundo ciclo de agua templada siempre provoca una respuesta de desove en las almejas maduras y en otros bivalvos ovíparos al cabo de 1 ó 2 horas.

4.2.4.2 Desove en bivalvos dioicos

En especies dioicas (refiérase al Cuadro 9), en las que los primeros adultos en desovar suelen ser los machos, es una buena práctica retirarlos de la bandeja y dejarlos fuera del agua hasta que se hayan recolectado suficientes óvulos de las hembras que están desovando. Dado que los espermatozoides envejecen antes que los óvulos, si transcurre más de una hora antes de la fecundación, la tasa de fecundación puede verse reducida.

Conforme empiezan a desovar las hembras, hay que ir retirándolas de la bandeja de desove y transferirlas a una placa de desove individual o a un frasco con agua de mar filtrada a una temperatura de 24 ó 26 ºC (Ilustración 46). Los vasos o placas se mantienen en una bañera de agua previamente calentada para mantener la temperatura. Se aplica el mismo procedimiento a los machos que están desovando, que pueden ser identificados por un chorro continuo de líquido lechoso que sale del sifón exhalante

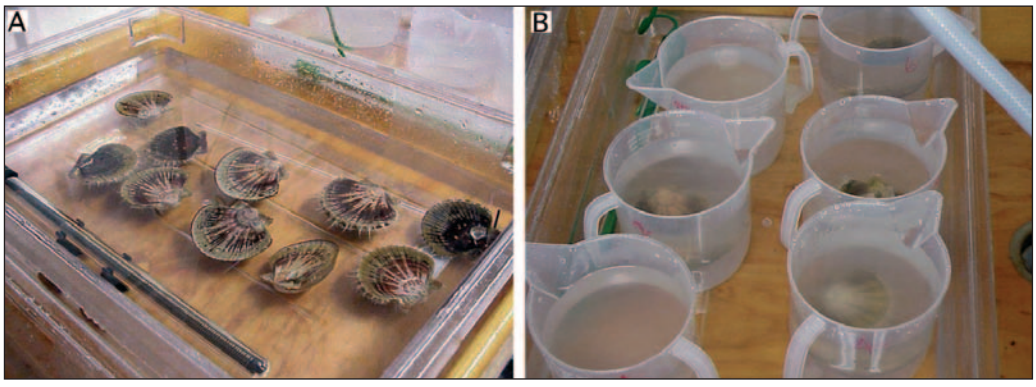


Ilustración 46: A – Adultos de *Pecten ziczac* durante el ciclo térmico en una bandeja de desove. Se utiliza un calefactor de acuario para mantener la temperatura elevada. Se enfría el agua de una bandeja similar con bancos de hielo para proporcionar el choque de frío. **B** – Vieiras individuales desovando en vasos de plástico de 3 l sumergidas en un baño de agua a temperatura constante. Aunque esta especie no es dioica, la ilustración es válida para los procedimientos utilizados en el desove de cualquier especie.

a diferencia del desove de las hembras que tiene un aspecto granular o en forma de racimos de huevos. Las hembras pueden empezar a desovar muy pronto, de 30 a 60 minutos después de que el primer macho empiece a liberar esperma.

El tiempo que transcurre hasta finalizar el desove varía según el animal pero la liberación de los gametos raramente dura más de 40 ó 60 minutos, a menudo menos en las hembras. Sin embargo, a veces es necesario retirar del recipiente una hembra que está desovando y ponerla en un recipiente nuevo cuando se han liberado grandes cantidades de óvulos. La presencia de concentraciones densas de óvulos en el agua inhibe el bombeo y expulsión posterior de más óvulos. Además, puede que la hembra empiece a filtrar los huevos de la suspensión.

Los huevos pueden ser liberados en racimos que finalmente empiezan a asentarse en el fondo del vaso. Para separar estos racimos al finalizar el desove se vierte con cuidado el contenido del vaso a un tamiz de nailon de 90 µm (una malla de este tamaño no retiene los huevos), y se retienen los huevos separados sobre un tamiz de 20 a 40 µm. Se lavan suavemente los huevos con agua de mar filtrada a la temperatura adecuada en un recipiente de vidrio o de plástico limpio. Los huevos agregados en grumos no se fecundan bien. Se consiguen mayores éxitos cuando la hembra expulsa chorros de óvulos bien separados que permanecen en suspensión durante períodos más largos que los racimos.

Los huevos recién desovados tienen forma de pera pero después de una rápida hidratación adquieren una forma esférica al entrar en contacto con el agua de mar. Los huevos de distintas hembras se recogen por separado para permitir una evaluación visual de la calidad con la ayuda de un microscopio.

Con ayuda de un aumento de x100 se desechan los lotes de huevos que no han adquirido una forma esférica después de 15 ó 20 minutos en agua de mar. El desarrollo reproductor en las hembras de bivalvos ovíparos no es totalmente sincrónico así que en cualquier momento, los óvulos expulsados por distintas hembras se encontrarán en fases ligeramente distintas de maduración. Después de separar y evaluar los óvulos, las tandas de óvulos que tienen un buen aspecto se pueden incorporar a un recipiente de volumen mayor.

El esperma de los machos se añade de la misma manera. Es una buena práctica utilizar huevos de al menos 6 hembras y esperma de un número parecido de machos para proporcionar larvas para un turno de producción. Este número asegura una variabilidad

genética satisfactoria entre la descendencia. El alcance de esta variabilidad dependerá del grado de heterocigosis de los reproductores. Se pueden mezclar pequeños volúmenes de la suspensión de esperma con los óvulos mediante una agitación suave del contenido del recipiente en la proporción de 1 a 2 ml por l de suspensión de huevos.

4.2.4.3 Desove de bivalvos monoicos

El procedimiento para el desove de las especies hermafroditas es más complejo, como en muchas especies de vieiras, en las que los adultos individuales maduran óvulos y esperma a la vez. En este caso el objetivo es minimizar las posibilidades de que los óvulos sean fecundados por el esperma del mismo individuo (autofecundación). Es raro que un adulto expulse óvulos y esperma de forma simultánea. Es más frecuente que el esperma se libere al principio, seguido de la expulsión de los óvulos. Los individuos muchas veces vuelven a expulsar esperma después de haber expulsado óvulos.

Hay dos maneras de potenciar la fecundación cruzada. Se pueden desovar muchos adultos en tanques profundos de gran volumen. Se les conecta una circulación continua para que el esperma de un individuo determinado constituya una pequeña proporción del total, y la cantidad global de esperma se diluya constantemente debido al efecto de la circulación del agua. Cuando los animales cambian y comienzan a producir como hembras, los huevos más densos se retienen en el tanque y el azar dicta que los huevos de aquel individuo tengan más probabilidades de ser fecundados por el esperma de otros individuos que por su propio esperma. Este método –que también se puede aplicar al desove a gran escala de las especies dioicas, donde la autofecundación no es un problema– se utiliza en las instalaciones de producción masiva para *Argopecten purpuratus* en Chile y también se utiliza en el cultivo de bivalvos en estanques en Asia.

Al permitir un control más estrecho de la fecundación, otra posibilidad es que cada adulto se transfiera a un pequeño recipiente de agua de mar filtrada a la temperatura necesaria en cuanto empiece a desovar (Ilustración 47). Se marca el recipiente indicando la hora y un número de referencia para facilitar el seguimiento de este adulto en particular a lo largo de sus actividades de desove. A medida que los adultos desovan y nublan el agua con los gametos, se les traslada a un recipiente nuevo y limpio, previo aclarado con agua filtrada. Se marca el recipiente nuevo indicando la hora de transferencia y el mismo número de referencia del adulto. Se observa con atención cada vaso que contiene un adulto que esté expulsando esperma para detectar enseguida el comienzo de la liberación de óvulos, que suele ocurrir de forma repentina. Cuando un adulto cambia a la producción de huevos se le retira inmediatamente y se le transfiere a otro recipiente después del aclarado, marcando con el mismo número de referencia y la hora de la transferencia. Cuando se ha expulsado un número suficiente de huevos, se retiran los adultos de los vasos antes de que vuelvan a producir esperma. De esta manera, los huevos y el esperma de cada adulto se acumulan por separado, y se identifican por su número específico de referencia y tiempo de producción.

De igual forma, se puede inducir el desove de los adultos maduros con gametos maduros obtenidos directamente del mar en el criadero.

4.2.5 Procedimientos para la fecundación

Antes de la fecundación, si no se ha hecho anteriormente, se tamizan suavemente las suspensiones de óvulos utilizando un cedazo de tamaño apropiado (luz de malla de 90 µm o mayor) sostenido de tal manera que el cedazo se encuentre debajo del nivel del agua en un cubo o recipiente de mayor volumen, para eliminar restos fecales contaminantes de los adultos antes de añadir el esperma, reduciendo así el riesgo de una proliferación posterior de bacterias y de otros microorganismos durante la fase siguiente del proceso del cultivo.

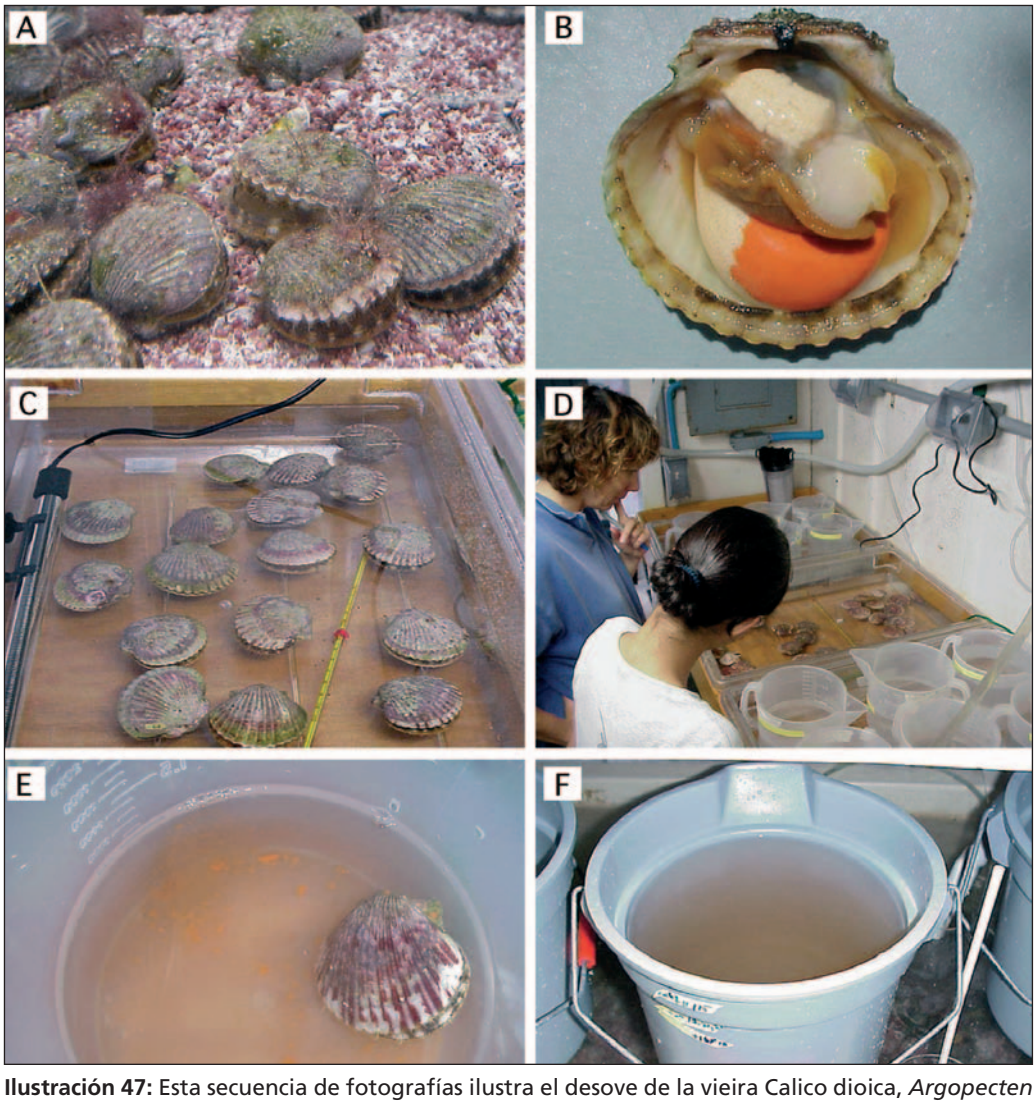


Ilustración 47: Esta secuencia de fotografías ilustra el desove de la vieira Calico dioica, *Argopecten gibbus*, en la Estación de Investigación Biológica de Bermudas (BBSR).

A – Se acondiciona a los reproductores en el criadero a temperaturas de 20 ó 22 °C durante 2 ó 4 semanas a finales del invierno o principios de la primavera. Se mantiene la circulación constante de agua de mar a través del tanque y se alimenta diariamente.

B – El aspecto que presenta una vieira que ha alcanzado la madurez completa, el ovario anaranjado y los testículos blancos ocupan las partes distal y proximal de la gónada, respectivamente. El músculo aductor se sitúa en el centro a la derecha. El tejido pardo incluye las branquias y el manto, elevados para resaltar la gónada.

C – Hasta 20 vieiras desovan a la vez en bandejas de plástico transparente de aproximadamente 75 x 45 x 5 cm de profundidad de agua. Las bandejas contienen suficiente agua de mar filtrada a 1 µm para cubrir las vieiras totalmente. Una se enfría hasta 12 °C con bloques de hielo y la otra se calienta de 25 a 27 °C con un calentador de acuario de 150W. Se mantienen los ciclos de las vieiras entre las dos temperaturas de acuerdo con las explicaciones del texto.

D – Los técnicos observan las vieiras con atención para identificar las que empiezan a desovar en la bandeja de agua templada. Los reproductores que desovan se aclaran con agua de mar filtrada y se les transfiere individualmente a vasos de precipitados marcados que contienen entre 0,5 y 1 l de agua de mar dentro de otras bandejas que actúan como baños de agua templada a la temperatura de desove.

E – Después de expulsar el esperma, las vieiras cambian bruscamente y comienzan a liberar óvulos de color naranja. Inmediatamente después de este cambio es necesario retirar las vieiras, aclararlas y devolverlas a vasos limpios con agua de mar filtrada para continuar la liberación de los óvulos. Si la producción de los óvulos es rápida y prolífica, a menudo se añade esperma de otras vieiras en este momento.

F – Los óvulos de buena calidad, determinada por un examen microscópico, se ponen juntos en cubos de 10 l. Cabe destacar la utilización de una rasera circular de plástico para agitar suavemente el contenido del cubo y mantener los óvulos fecundados en suspensión. El cubo puede contener entre 5 y 10 millones de huevos – «a ojo de buen cubero».

El método utilizado para fertilizar los huevos es esencialmente el mismo para las especies monoicas que para las dioicas, con la excepción de los bivalvos hermafroditas, con los que se debe tomar especial precaución para asegurar la fecundación cruzada de los óvulos con esperma de adultos distintos del lote en cuestión. Por este motivo, los lotes de óvulos de los distintos adultos se guardan por separado y se fecundan por separado con esperma recién liberado de 3 ó 4 machos a un cociente de 2 ml de esperma por l de suspensión de óvulos. Después de añadir el esperma, se dejan posar durante 60 a 90 minutos antes de agregarse –si es necesario– a los huevos fecundados de otros adultos.

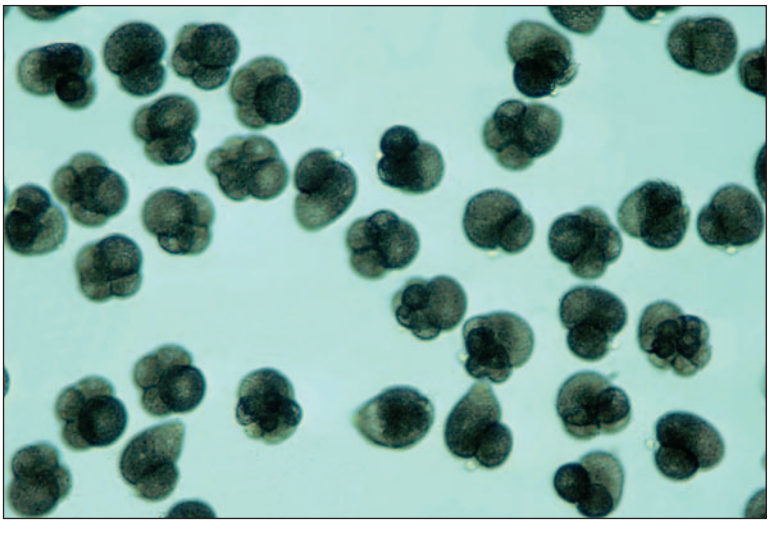


Ilustración 48: División de los óvulos de *Crassostrea gigas* unos 50 minutos después de la fecundación. La mayor parte de los óvulos se desarrollan con normalidad y se encuentran en la fase de 2 y 4 células.

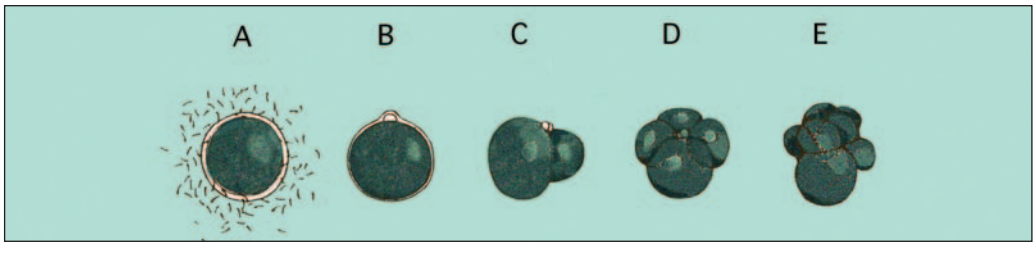


Ilustración 49: Primeras etapas en el desarrollo de los óvulos; **A** – espermatozoides nadando alrededor de un óvulo redondeado; **B** – extrusión del primer cuerpo polar después de la fecundación; **C** – fase de dos células que también muestra el segundo cuerpo polar; **D** – fase de cuatro células; **E** – fase de ocho células. Los óvulos de la mayoría de los bivalvos ovíparos alcanzan tamaños de entre 60 y 80 µm, según la especie. El tiempo transcurrido desde la fecundación hasta las distintas fases de desarrollo depende de la especie y de la temperatura.

Dentro del mismo período de tiempo, a la temperatura adecuada para la especie, los huevos fecundados empezarán a dividirse, al principio casi en dos células iguales y luego de manera desigual en 4 células cuando se observa una célula grande, recubierta de 3 células mucho más pequeñas. Sin embargo, el primer signo de una fecundación exitosa, antes de que comience la división celular, es la extrusión del óvulo del primer cuerpo polar, que tiene una estructura pequeña en forma de bóveda (Ilustraciones 48 y 49). Se puede evaluar el porcentaje de óvulos con desarrollo normal con la ayuda de un microscopio de baja potencia (aumento de x20-40). Las tasas de fecundación invariablemente superan el 90%, suponiendo que los óvulos estén completamente maduros.

Es recomendable calcular el número de óvulos en menos de 20 ó 30 minutos de fecundación, ya que el desarrollo se verá alterado si la densidad de embriones por volumen de unidad, transcurridas las primeras fases de división, supera ciertos límites específicos. Esta densidad se especifica más tarde y el método utilizado para determinar los números de huevos y de larvas se describe en la Sección 5.1.2.3.

4.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Bourne, N., Hodgson, C.A. & Whyte, J.N.C. 1989. A Manual for Scallop Culture in British Columbia. Canadian Tech. Rep. Fish and Aquatic Sciences, No. **1694**: 215 pp.

Breese, W.P. & Malouf, R.E. 1975. Hatchery manual for the Pacific oyster. Sea Grant Program Publ., No. ORESU-H-75-002. Oregon State Univ., Corvallis, Oregon, USA: 22 pp.

Castagna, A. & Kraeuter, J.N. 1981. Manual for growing the hard clam, *Mercenaria*. Spec. Rep. Virginia Institute of Marine Sci., Gloucester Point, Virginia, USA

Couturier, C., Dabinett, P. & Lanteigne, M. 1995. Scallop culture in Atlantic Canada. p. 297–340. In: A.D. Boghen (ed.) Cold-Water Aquaculture in Atlantic Canada. The Canadian Institute for Research on Regional Development, Moncton, Canada: 672 pp.

Chew, K.K., Beattie, J.H. & Donaldson, J.D. 1987. Bivalve mollusc hatchery techniques, maturation and triggering of spawning, p 229–248. In: Working Group on Technology, Growth and Employment (eds.) Shellfish Culture Development and Management. International Seminar, La Rochelle, France, March 4–9, 1985, IFREMER, Centre de Brest, France

Dao, J.C., Buestel, D., Gerard, A., Halary, C. & Cochard, J.C. 1988. Scallop (*Pecten maximus*) restocking program in France: goals, results and prospects. Can. Transl. Fish Aquat. Sci., 5343: 22 pp.

Dupuy, J.L., Windsor, N.T. & Sutton, C.F. 1977. Manual for design and operation of an oyster hatchery. Spec. Rep. Appl. Mar. Sci. Ocean Eng., No. **142**. Virginia Inst. Mar. Sci., Gloucester Point, Virginia, USA: 104 pp.

Helm, M.M. 1990a. Modern design and operation of bivalve mollusc hatcheries. p 59-73. Proc. 4th Int. Conf. on Aquafarming, Acquacultura 88, October 14-15, Verona, Italy: 216 pp.

Helm, M.M. 1990b. Managing Production Costs - Molluscan Shellfish Culture. p 143-149. Congress Proceedings, Aquaculture International, September 4-7, 1990, Vancouver, BC, Canada: 480 pp.

Helm, M.M. 1991. Development of industrial scale hatchery production of seed of the mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in Cuba. Food and Agriculture Organization of the United Nations, FAO: TCP/CUB/8958: 46 pp.

Helm, M.M., Holland, D.L. & Stephenson, R.R. 1973. The effect of supplementary algal feeding of a hatchery breeding stock of *Ostrea edulis* L. on larval vigour. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **53**: 673-684

Helm, M.M., Holland, D.L., Utting, S.D. & East, J. 1991. Fatty acid composition of early non-feeding larvae of the European flat oyster, *Ostrea edulis* L., J. Mar. Biol. Assoc. UK, **71**: 691–705

Helm, M.M. & Pellizzato, M. 1990. Riproduzione ed allevamento in schiuditoio della specie *Tapes philippinarum*. p 117-140. In: G. Alessandra (ed) *Tapes philippinarum*: Biologia e Sperimentazione. Ente Svillupo Agricolo Veneto, Venice, Italy: 299 pp.

Jia, J. & Chen, J. 2001. Sea farming and sea ranching in China. FAO Fisheries Tech. Paper, No 418, Food and Agriculture Organization, UN, Rome: 71 pp.

Lewis, T.E., Garland, C.D. & McMeekin, T.A. 1986. Manual of hygiene for shellfish hatcheries. Department of Agricultural Science, University of Tasmania. University of Tasmania Printing Dept., Hobart, Tasmania: 45 pp.

Loosanoff, V.L. & Davis, H.C. 1963. Rearing of bivalve mollusks. Advances in Marine Biology, **1**, Academic Press Ltd, London: 1–136

Matsutani, T. & Nomura, T. 1982. Induction of spawning by serotonin in the scallop, Patinopecten yessoensis (Jay). Mar. Biol. Lett., **4**: 353–358

Millican, P.F. & Helm, M.M. 1994. Effects of nutrition on larvae production in the European flat oyster, *Ostrea edulis*. Aquaculture, **123**: 83–94

Morse, D.E., Hooker, H., Duncan, H. & Morse, A. 1977. Hydrogen peroxide induces spawning in molluscs, with activation of prostaglandin endoperoxide synthetase. Science, **196**: 298–300

Muniz, E.C., Jacob, S.A. & Helm, M.M. 1986. Condition index, meat yield and biochemical composition of *Crassostrea brasiliana* and *Crassostrea gigas* grown in Cabo Frio, Brazil. Aquaculture, **59**: 235–250

Rosenthal, H., Allen, J.H., Helm, M.M. & McInerney-Northcott, M. 1995. Aquaculture Technology: Its Application, Development, and Transfer. p 393–450. In: Boghen, A.D. (ed) Cold-Water Aquaculture in Atlantic Canada. The Canadian Institute for Research on Regional Development, Moncton, Canada: 672 pp.

Utting, S.D., Helm, M.M. & Millican, P.F. 1991. Recent studies on the fecundity of European flat oyster (*Ostrea edulis*) spawning stock in the Solent. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **71**: 909–911

Utting, S.D. & Millican, P.F. 1997. Techniques for the hatchery conditioning of bivalve broodstocks and the subsequent effect on egg quality and larval viability. Aquaculture, **155**: 45–54

Utting, S.D. & Millican, P.F. 1998. The role of diet in hatchery conditioning of *Pecten maximus* L.: a review. Aquaculture, **165**: 167–178

Walne, P.R. 1974. Culture of Bivalve Molluscs. Fishing News (Books) Ltd, Surrey, England: 189 pp.

Quinta parte

Funcionamiento del criadero: cultivo de larvas, metodología básica, alimentación y nutrición, factores que inciden en el crecimiento y la supervivencia, fijación y metamorfosis

5.1 METODOLOGÍA BÁSICA 86
5.1.1 Introducción 86
5.1.2 Métodos para el desarrollo embrionario 86
5.1.2.1 Tanques para embriones y larvas 86
5.1.2.2 Tratamiento del agua 87
5.1.2.3 Cultivo de embriones 88
5.1.3 Métodos de cultivo larvario 94
5.1.3.1 Iniciación de un nuevo cultivo 95
5.1.3.2 Manejo de cultivos larvarios 96
5.1.4 Cultivo larvario más eficiente 99
5.1.4.1 Cultivo de alta densidad 99
5.1.4.2 Cultivo en sistemas de circulación abierta 100
5.1.5 Crecimiento y supervivencia de larvas 103

5.2 ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN 104
5.2.1 Introducción 104
5.2.2 Aspectos de la dieta 105
5.2.3 Composición de la dieta y raciones 107
5.2.3.1 Estrategias de alimentación 110
5.2.3.2 Cálculo de raciones alimenticias 111

5.3 FACTORES QUE INCIDEN EN EL CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA 113
5.3.1 Introducción 113
5.3.2 Efectos de la temperatura y la salinidad 113
5.3.3 Calidad del agua de mar 116
5.3.4 Calidad de los huevos y de las larvas 119
5.3.5 Enfermedades 123

5.4 FIJACIÓN Y METAMORFOSIS 124
5.4.1 Introducción 124
5.4.2 Preparación de las larvas para la metamorfosis 125
5.4.3 Fijación de las larvas 126
5.4.3.1 Estímulos para la fijación 126
5.4.3.2 Sustratos adecuados para la fijación 126

5.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 132

5.1 METODOLOGÍA BÁSICA

5.1.1 Introducción

El cultivo de bivalvos en criadero es tanto un arte como una ciencia y no existe un método único. De la misma manera, el éxito de un criadero está más relacionado con la experiencia e intuición de su gerente y de sus técnicos, que con el emplazamiento, dimensión y calidad de la estructura física y el grado de sofisticación de los equipos disponibles. Cada criadero tiene un modo de gestión diferente y muchas maneras de abordar los distintos aspectos del cultivo y el trabajo realizado. No existe una metodología estándar como tal, pero sí existen aspectos comunes que tienen que ver con la necesidad de cumplir con los requisitos biológicos de las distintas especies de bivalvos durante las primeras fases de desarrollo.

Esta sección del manual ofrece una síntesis de los distintos enfoques y métodos utilizados en el cultivo larvario desde que el huevo se fecunda hasta la fijación, prestando especial atención a algunas de las especies cultivadas con mayor frecuencia.

5.1.2 Métodos para el desarrollo embrionario

5.1.2.1 Tanques para embriones y larvas

Los huevos fecundados siguen desarrollándose en tanques como los que aparecen en las Ilustraciones 50 y 52 hasta que llegan a la fase de larva veliger D de concha completa, llamada así por la característica forma en D de las valvas de la concha (Ilustración 51). Las larvas D de los distintos bivalvos cultivados comercialmente se parecen mucho entre sí.



Ilustración 50: Los huevos fecundados se pueden incubar en agua de mar utilizando diversos tanques durante un período de 2 a 3 días, según la especie y la temperatura.

Existe un amplio abanico de tanques circulares o semicuadrados (cuadrados de esquinas redondeadas) que se pueden utilizar para el desarrollo embrionario y larvario (Ilustración 52). Es aconsejable construirlos de polietileno o de fibra de vidrio con material nuevo y no reciclado (también llamado PRV, plástico reforzado con vidrio, o fibra de vidrio). Los tanques que se utilizan por primera vez se llenan de agua de mar y se dejan de 2 a 4 meses, cambiando el agua semanalmente. Esto permite la eliminación de sustancias tóxicas del material plástico nuevo que se lixivian a la superficie y que pueden ser perjudiciales para las larvas. Se puede reducir este tiempo de remojo con agua de mar empleando otro procedimiento más rápido, que consiste en limpiar los tanques de fibra de vidrio con vapor.

Los tanques de fondo plano o los de fondo cónico con una pendiente pequeña (p. ej. con el fondo casi plano) son los más utilizados para

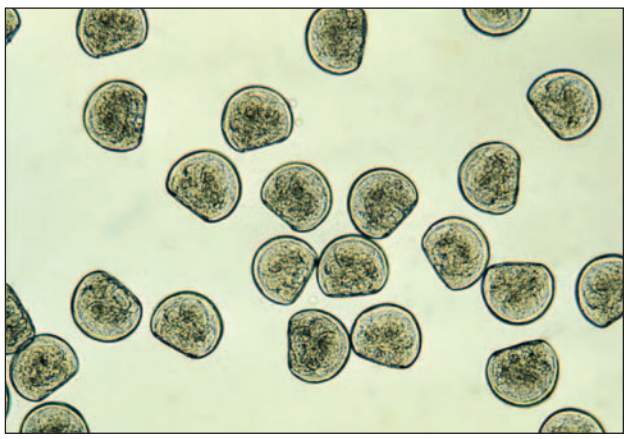


Ilustración 51: Microfotografía de larvas D de *Crassostrea gigas* (48 h después de la fecundación). La talla media es de una longitud de concha de 75 µm.

el desarrollo embrionario (Ilustración 52). Los tanques de fondo cónico de pendiente muy pronunciada (en forma de cucurucho) son menos apropiados porque los primeros embriones son inmóviles y tienen tendencia a quedarse agregados en el fondo del cono.

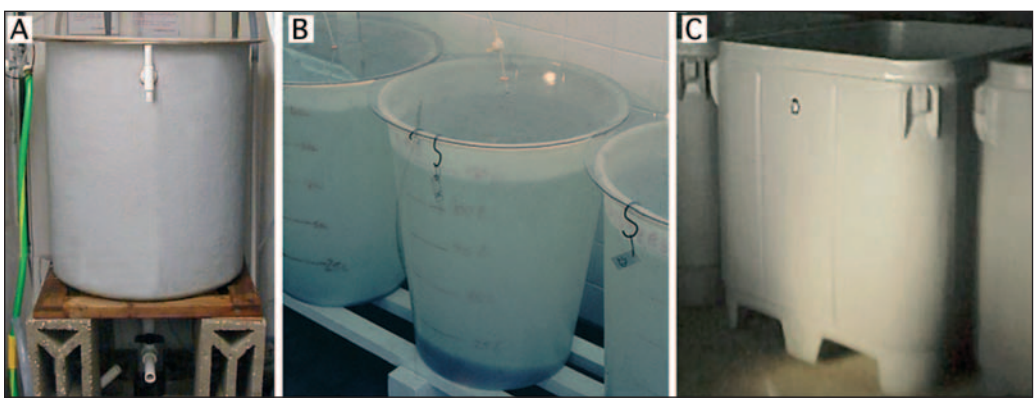


Ilustración 52: Recipientes de cultivo apropiados para el desarrollo embrionario (y larvario). **A** – de fibra de vidrio de 200 l de fondo cónico muy pronunciado y desagüe de fondo; **B** – tanque de polietileno de 125 l con fondo plano; **C** – tanque cuadrado de polietileno aislado de 1 000 l con esquinas redondeadas.

La superficie del fondo del tanque es más importante que la profundidad del agua. No se recomienda la aireación durante esta primera etapa ya que los efectos mecánicos de la perturbación del agua pueden provocar un desarrollo anormal de las larvas.

5.1.2.2 Tratamiento del agua

Los tanques de cultivo se llenan de agua de mar filtrada a un tamaño de partículas de 1 a 2 µm (Ilustración 53A) y se calientan a la temperatura necesaria (normalmente entre 18 y 24 °C; excepto para las especies de aguas frías que requieren una temperatura más baja). Algunos criaderos desinfectan el agua después de la filtración fina pasándola por una unidad de luz ultravioleta (UV) (Ilustración 53B), pero el valor de este método es cuestionable a menos que se utilice correctamente y a discreción.

El mantenimiento de las unidades de UV tiene que realizarse siguiendo las recomendaciones del fabricante, debiéndose guardar un registro de las horas de uso de las lámparas. Es necesario sustituir las lámparas cuando éstas alcancen las horas de uso recomendadas, momento en el que conviene limpiar la funda de sílice de cuarzo que separa la lámpara de la circulación del agua, utilizando un trapo suave mojado en alcohol. Además, estas unidades están diseñadas para desinfectar agua dulce y no son tan eficaces a la hora de eliminar o inmovilizar las bacterias marinas u otros microorganismos.

Por regla general, si se considera necesaria la desinfección con UV, es preferible que el agua circule por dos o tres unidades similares, conectadas en serie, a la mitad de la velocidad de circulación recomendada para una sola unidad (Ilustración 53). No obstante conviene saber que si se limita la diversidad de las bacterias en un cultivo embrionario o de larvas, la competencia puede verse reducida, y así favorecer la predominancia de bacterias potencialmente nocivas. Actualmente se piensa que el método probiótico es la mejor opción. Este método implica un control cuidadoso de la densidad de larvas, alimentándolas adecuadamente sólo con las mejores algas cultivadas disponibles y prestando especial atención tanto a la higiene de las actividades de cultivo como del equipamiento.

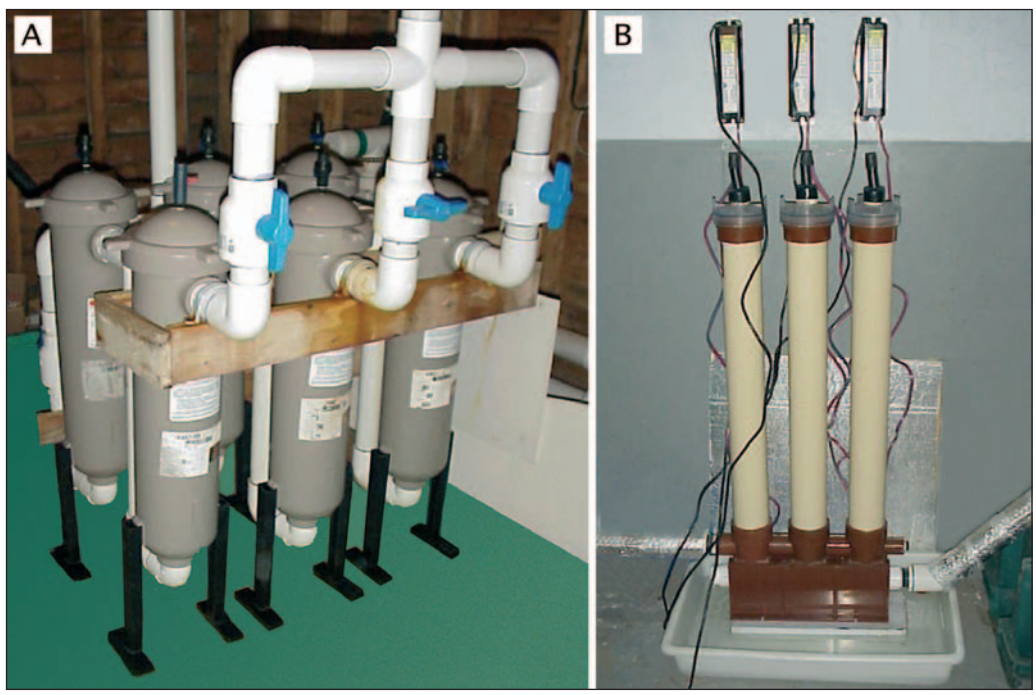


Ilustración 53: Ejemplos del equipo adecuado para el tratamiento del agua. La unidad de filtración de varias bolsas (**A**) se utiliza para la filtración fina de agua. Se utiliza una batería de 3 filtros mientras se hace el mantenimiento y se prepara la segunda batería para su utilización. Estas unidades de filtración contienen bolsas que de forma progresiva eliminan materia particulada de 10 µm a 2 µm en tres fases. La unidad de desinfección con UV (**B**) consta de unidades de 3 lámparas dispuestas en serie diseñadas para tratar un caudal continuo de agua de mar previamente filtrada. Es más recomendable esta disposición para el tratamiento de agua de mar que la unidad de una sola lámpara.

A veces conviene filtrar el agua y llenar los tanques de cultivo 24 horas antes de ser utilizados. Esto ocurre con más frecuencia en los criaderos ubicados cerca de estuarios contaminados por residuos industriales o domésticos o por la lixiviación a través de estratos geológicos metalíferos (y restos de minería) en la cuenca de captación, que puede contener cantidades elevadas de metales pesados. El paso siguiente consiste en tratar el agua con 1 mg por l de EDTA (sal sódica –como la que se usa en la preparación del medio de cultivo de algas) y 20 mg por l de metasilicato sódico y luego airearla vigorosamente durante 24 horas. El tratamiento previo ayuda a complejar los metales pesados y volverlos inocuos durante las primeras fases del desarrollo larvario de los bivalvos. No es necesario filtrar el agua después del tratamiento previo, aunque sí apagar la aireación durante el desarrollo embrionario.

5.1.2.3 Cultivo de embriones

Los embriones se almacenan en los tanques de cultivo unas 2 horas después de la fecundación a la densidad adecuada. Las larvas D que han completado su desarrollo se recuperan unas 24 a 48 horas más tarde, en función de la especie y la temperatura

del agua (Ilustración 54). Se utiliza poca o ninguna aireación durante el desarrollo embrionario.

En una gran parte de las ostras ovíparas cultivadas habitualmente, la densidad de carga de embriones puede alcanzar de 50 000 a 80 000 por l de cultivo aunque el umbral más seguro se considera generalmente de 20 000 por l (Cuadro 10). En cambio, en muchas especies de vieira una densidad alta inicial de similar tipo produce un desarrollo anormal y por este motivo los números generalmente se restringen de 10 000 a 15 000 huevos fecundados por l de volumen de tanque en especies de aguas más templadas. En las especies de vieiras de aguas frías las densidades de huevos se basan con mayor frecuencia en la superficie de los tanques más que en el volumen del tanque, donde la densidad máxima no debe superar los 1 000 por cm^2 (Cuadro 10).

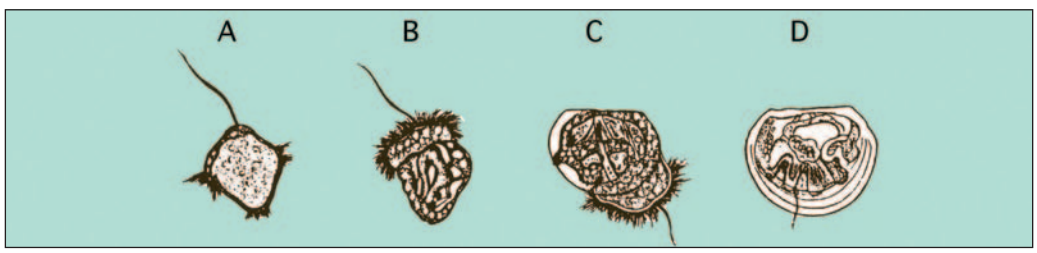


Ilustración 54: Desarrollo embrionario desde la etapa de trocófora (**A**) hasta la de larva D con un desarrollo completo de la concha (**D**). Se ve el órgano ciliado natatorio (velo) en **B** y la formación inicial de la valva de la concha en **C**. En muchas especies de aguas templadas los huevos fecundados seguirán su desarrollo hasta formar larvas D completamente desarrolladas en menos de 2 días pero el proceso entero puede tardar unos 4 días o más en las especies de aguas frías.

Cuadro 10: Resumen de datos de densidades embrionarias típicas (miles por l), tamaño inicial de larvas D (longitud de concha, µm), densidades de larvas D (miles por ml) y condiciones de cultivo con respecto a la temperatura (±2 °C) y salinidad (±5PSU) adecuadas para el cultivo de embriones y primeras larvas de diversos bivalvos. Observación: – No aplicable (N/A): el desarrollo embrionario tiene lugar dentro de la cavidad paleal en *Ostrea edulis*. * La densidad de embriones en las vieiras de aguas frías se calcula en número de embriones por unidad de superficie de la base de los tanques más que por unidad de volumen. La densidad máxima no debe superar los 1 000 huevos fecundados o embriones por centimetro cuadrado.

Grupo/ especie	Densidad embrionaria (miles por l)	Tamaño de larvas D (mm)	Densidad larvas D (miles por l)	Temp. (ºC)	Salinidad (PSU)
Ostras:					
C. gigas	15 – 20	75	10 – 20	25	28
C. virginica	15 – 20	65	10 – 20	25	28
C. rhizophorae	15 – 20	60	10 – 20	25	35
O. edulis	N/A	175	5 – 10	22	30
Almejas:					
T. philippinarum	20 – 40	95	10 – 20	25	30
M. mercenaria	15 – 25	95	10 – 20	25	28
M. arenaria	15 – 25	95	10 – 20	19	30
Vieiras:					
P. yessoensis	*	105	1 – 2	15	30
P. magellanicus	*	90	1 – 2	15	30
P. maximus	*	95	1 – 2	14	30
P. ziczac	10 – 15	95	2 – 5	25	32
A. gibbus	10 – 15	95	5 – 10	24	30
A. irradians	10 – 15	95	5 – 10	23	30
Mejillones:					
M. edulis	15 – 25	95	10 – 20	16	30

En el cultivo a gran escala es normal recuperar entre el 30% y el 85% de larvas D perfectamente formadas respecto de la densidad de carga inicial de embriones. Las larvas D con malformaciones -es decir con conchas incompletas o malformadas– raramente alcanzan mayor desarrollo.

Las larvas D de concha completa tienen una longitud media de concha de entre 90 y 100 µm en la mayoría de las especies de almejas, vieiras y mejillones, y de entre 55 y 75 µm en las ostras ovíparas del género *Crassostrea* (Cuadro 10). Las larvas D de *Crassostrea gigas* son más grandes que las de *Crassostrea virginica* o *Crassostrea rhizophorae*.

Un caso especial es el de las ostras larvíparas de los géneros *Ostrea* y *Tiostrea*, que tienen huevos considerablemente más grandes e incuban las larvas para luego expulsarlas al medio cuando han alcanzado una longitud de concha de entre 170 y 200 µm (retenidas por un tamiz de 90 µm) en el caso de *Ostrea edulis* y una longitud media de 490 µm en especies de *Tiostrea* (véase la Sección 4.2.3). Las larvas de *Tiostrea* se expulsan en la fase pediveliger (la fase anterior a la fijación y metamorfosis) y están listas para fijarse casi inmediatamente (menos de 1 hora después de la expulsión).

La longitud de concha se mide bien a través de un microscopio monocular (aumento x100) con un retículo acoplado al visor, calibrado con un porta de un micrómetro (Ilustración 55).

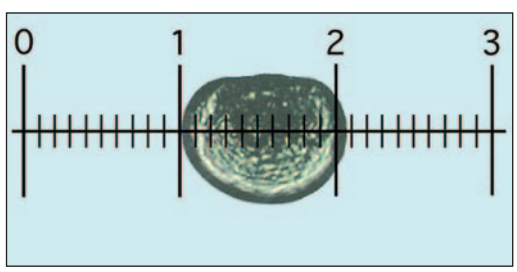


Ilustración 55: Mediciones de larvas: cada larva se orienta y alinea con el retículo ocular calibrado y se registra el número de pequeñas subdivisiones que abarca en la escala, equivalente a la longitud de la concha. En este caso a un aumento global de x100 (retículo de x10 y objetivo de x10), cada pequeña división es 10 µm. Así, la larva D en la ilustración mide aproximadamente 105 µm.

Las larvas D normales quedan retenidas por un tamiz con malla de nailon de 45 µm (35 µm en el caso de larvas D de *Crassostrea gigas*, o 25 µm para *C. rhizophorae* y *C. virginica*) y se calcula el número de larvas recuperadas siguiendo el procedimiento descrito en la Sección 5.1.2.3.

Recuperación de larvas D

Se vacían los tanques que contienen las nuevas larvas D dos días después de la fecundación. Conviene añadir una pequeña cantidad de alimento al tanque el día anterior al vaciado, entre 24 h y 36 h después de la fecundación. Mientras los embriones se desarrollan y crecen hasta la fase larva D utilizando las reservas derivadas de la madre, las larvas que se encuentran en la fase D en pleno desarrollo son capaces de ingerir células de algas de las especies más pequeñas y aprovechan la absorción de nutrientes disueltos.

En la Ilustración 56 se puede apreciar el método que se emplea para capturar y retener a las larvas durante el vaciado de los tanques. Cuando un tanque está lleno, se abre un poco la válvula del desagüe para permitir que el agua fluya lentamente a un cedazo o una serie de cedazos en una bandeja poco profunda. Esta disposición asegura que el tamiz del fondo siempre esté sumergido en agua de mar, lo cual minimiza los daños provocados a las conchas de las frágiles larvas D durante el desagüe. Conforme el tanque se vacía, se puede abrir más la válvula, pero siempre teniendo cuidado de no provocar un exceso de turbulencia con un caudal demasiado fuerte. Las larvas retenidas en el tanque vaciado se retiran con un caudal de agua de mar filtrada. Los tanques que no disponen de desagües pueden vaciarse a través de una disposición similar de cedazos utilizando un tramo de manguera flexible.

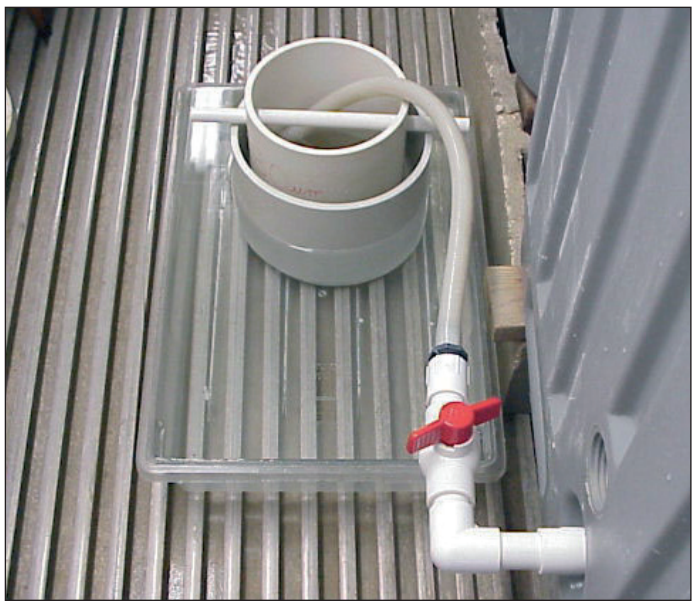


Ilustración 56: La disposición de los tamices para captar larvas D de un tanque. Se cuelga un tamiz de 60 µm por encima de un tamiz de diámetro mayor de 40 µm parcialmente sumergido en una bandeja poco profunda que contiene el agua de mar descargada. Esta disposición permite la clasificación de las larvas en el punto de recogida y evita la desecación de las mismas.

Se pueden calibrar las larvas D durante el vaciado del tanque con la ayuda de un tamiz de malla más grande colocado encima de un tamiz de malla de tamaño inferior, como se indica en la Ilustración 56. De esta manera se pueden separar las larvas más grandes y mejores de las malformadas y anormales (Ilustración 57). Una vez vaciado el tanque, se lava con agua de mar filtrada las larvas retenidas en el tamiz superior y así cualquier animal más pequeño pasa a la malla más pequeña. Se lavan los contenidos de larvas en sendos tamices en recipientes independientes y graduados, y luego se calcula el número y se examinan siguiendo el procedimiento descrito anteriormente. A menudo se toman pequeñas submuestras durante el proceso para hacer una medición posterior de la longitud de concha.

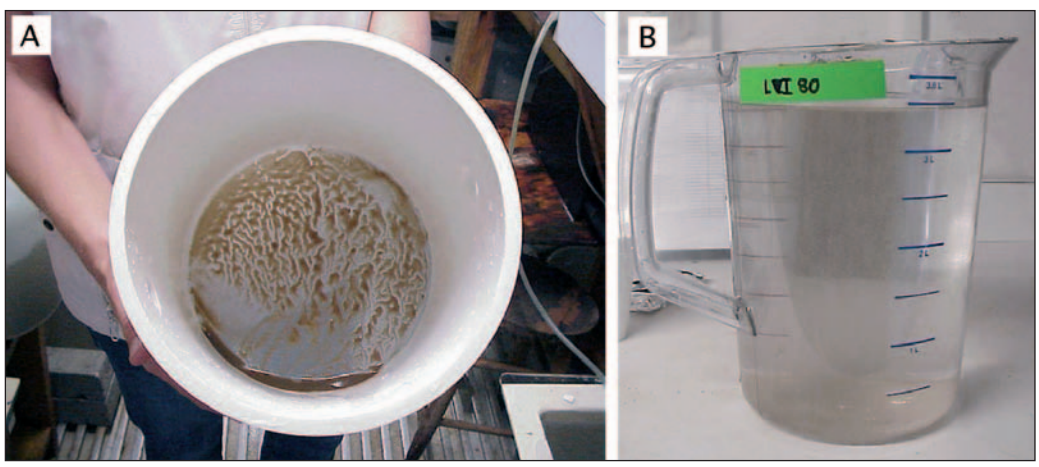


Ilustración 57: El aspecto de casi 5 millones de larvas de la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, concentradas en un tamiz de 20 cm de diámetro (**A**) y después de haber sido transferidas a un frasco graduado de 4 l, antes de la valoración (**B**).

Cálculo del número de huevos, embriones y larvas

Se aconseja manipular los huevos y las larvas con cuidado. Al transferir huevos, embriones o larvas de un recipiente a otro a través de un cedazo, siempre conviene asegurarse de que la malla del cedazo se encuentre por debajo de la superficie del recipiente receptor. Es necesario haber limpiado y aclarado con agua de mar filtrada todo el equipo utilizado con anterioridad en trasvases de este tipo y en los muestreos.

(i) equipo necesario

Gran parte del equipo utilizado para calcular el número de larvas debe fabricarse especialmente para este fin. Por ejemplo, se preparan los cedazos a partir de tubos de PVC o de macetas rígidas de estireno como las que se utilizan para la jardinería, o incluso recipientes utilizados habitualmente en horticultura (deben evitarse los tamices o cedazos de marcas registradas fabricados de metal).

Para fabricar cedazos apropiados, se recortan las bases de los contenedores de plástico y en su lugar se coloca una malla monofilamentosa bien estirada, adherida con un pegamento de cemento.

Otra opción es cortar secciones de 15 cm de tubo de PVC de un diámetro adecuado (de 20 a 30 cm) en las que se coloca una malla monofilamentosa de nailon en un extremo. Después se rotulan los tamices indicando el tamaño de malla para facilitar su identificación.

Es útil fabricar una serie de tamices para cada tamaño de malla dentro de un rango de entre 20 µm y 250 µm para los distintos fines de cultivo de embriones, larvas y primeros juveniles. Un buen juego de tamices para larvas de almejas y vieiras consiste en mallas de aberturas de 40, 60, 80, 120 y 150 µm (Cuadro 11). Este rango se ampliará a mallas más grandes para las larvas de algunas especies de ostras cultivadas habitualmente.

Se pueden fabricar las raseras y contadores tipo Sedgewick en el taller utilizando plexiglás o tubos, láminas y varas de PVC. Los contadores Sedgewick se pueden adquirir en proveedores de material científico y de acuicultura y son útiles para el recuento (Ilustración 58).

Cuadro 11: Relación entre la luz de malla del tamiz y el tamaño mínimo de larvas retenidas. Esta información se ofrece a título orientativo y varía entre especies según la forma de las larvas. Los técnicos experimentados son capaces de estimar la talla media de las larvas al observar su distribución y retención sobre un rango de tamaños de malla cuando se calibran.

Abertura de malla (µm)	Tamaño mínimo de larvas retenidas longitud de concha (µm)
45	75
80	120
120	145
150	170
160	210
180	255
200	280
220	300

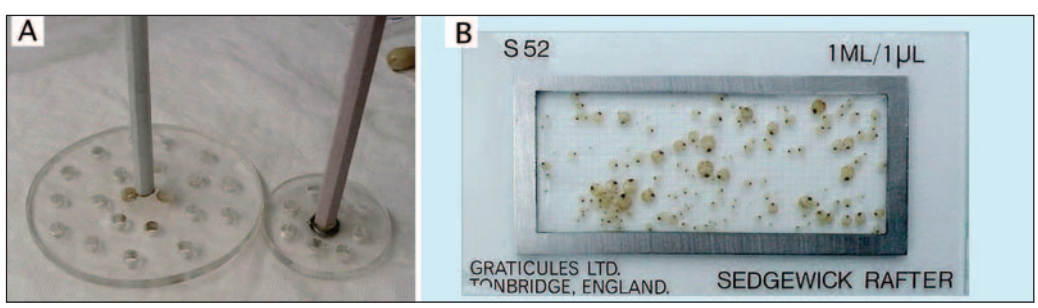


Ilustración 58: Equipo empleado para calcular el número de larvas. **A** – Raseras circulares para facilitar una suspensión uniforme de las larvas en recipientes, de los cuales se toman submuestras en la estimación de números de larvas. **B** – una cámara de recuento Sedgewick Rafter, un portaobjetos con cámara diseñada para tomar muestras de 1 ml. La base de la cámara lleva una cuadrícula marcada para facilitar el control de las larvas o juveniles de la muestra. Se pueden fabricar portas similares de plástico transparente.

Entre el material específico que se debe comprar se incluyen las pipetas automáticas de volumen variable (los rangos entre 0,1 y 1 ml y entre 1 y 5 ml son útiles), varios cilindros graduados de volumen de entre 25 ml y 2 l y botellas de lavado.

Siempre que el presupuesto lo permita, un contador electrónico de partículas realiza el mismo trabajo que el descrito a continuación, ahorra tiempo y también es de gran utilidad para calcular la densidad celular en los cultivos de algas y para determinar el consumo de células alimenticias durante todas las etapas del criadero (consúltese la Ilustración 21).

(ii) procedimiento de estimación (Ilustración 59)

a) Después de tamizar y lavar los huevos, embriones recién fecundados o larvas, transfiéralos a un cilindro graduado (volumen de 1 ó 2 l) o, si se prevé que los números superarán los 5 ó 10 millones, transfiéralos a un cubo o recipiente similar de gran volumen graduado en litros, pintas o galones.

Observación: Para mayor precisión cuando se utilizan contenedores de gran volumen, emplee un cilindro o jarra graduados para llenar el contenedor a unos 8 cm por debajo del rebosadero. Tome nota del volumen añadido y dibuje con un rotulador indeleble una línea de calibrado en la línea del agua.



Ilustración 59: Pasos para recoger submuestras de larvas para el recuento necesario en el cálculo de la cifra total. **A** – Toma de submuestra con una pipeta automática, mientras se agita el contenido del frasco que contiene el conjunto de las larvas; **B** – Transferencia de la submuestra a un porta de recuento Sedgewick; **C** – Recuento y registro del número de larvas en la submuestra. Las fotografías inferiores (**D** y **E**) muestran una técnica similar en la que las larvas, concentradas en un cilindro graduado de 2 l, se muestrean durante la agitación utilizando una pipeta automática.

b) Añada agua de mar filtrada al contenedor hasta la marca de graduación (es necesario conocer el volumen total).

c) Con una pipeta automática fijada en 0,5 ml (el volumen puede variar, consúltese más adelante) tome 3 submuestras replicadas del contenido mientras agita el contenido del cilindro de medición u otro recipiente, con una rasera circular de diámetro adecuado. Asegúrese de que los huevos o larvas tengan una distribución uniforme en la columna de agua durante el submuestreo (Ilustración 59A).

Observación: El diámetro de la rasera debe ser ligeramente, pero no mucho, menor que el diámetro del recipiente del que se están extrayendo las muestras. La agitación debe ser suficiente para levantar los huevos o larvas del fondo del recipiente para facilitar una suspensión uniforme, pero no demasiado vigoroso como para causar un exceso de turbulencia. Se recomienda un movimiento ascendente y descendente lento y rítmico, con un ciclo completo cada 4 segundos.

d) Transfiera las submuestras a los compartimentos del contador Sedgewick (Ilustración 59B). Marque los compartimentos con una cuadrícula adecuada.

Observación: Tome submuestras de volumen más pequeño cuando se espera tener un gran número de larvas, o utilice un cilindro graduado de volumen más grande, o una combinación de las dos cosas. En el caso de los huevos, que son muy delicados, puede que sea más fácil transferir la suspensión de los huevos a un recipiente grande, por ejemplo un cubo de polietileno de 10 l. Cólmelo hasta la línea de calibrado y retire las submuestras mientras agita suavemente el contenido del cubo con una rasera circular de plástico de gran diámetro.

e) Cuente los huevos o larvas en cada submuestra con un microscopio (aumento x40 – Ilustración 59C).

Observación: En el caso de los huevos y los embriones recién fecundados, se pueden hacer recuentos separados del número total por submuestra y del número de huevos que no tienen un aspecto redondo y parecen anormales. Se puede aplicar el mismo procedimiento a las larvas D y hacer el cálculo, basándose en los recuentos del porcentaje de larvas que se han desarrollado con normalidad. De la misma manera, se puede calcular la tasa de mortalidad de las larvas posteriores como parte del procedimiento del recuento, contando las larvas vivas y las muertas o moribundas por separado.

f) Calcule el número total siguiendo el ejemplo siguiente:

Ejemplo:
Recuento de larvas en las tres submuestras = 414; 389; 402
Media = 414 + 389 + 402/3 = 402
Volumen de submuestras = 0,5 ml
Volumen total del cilindro = 2 000 ml
Número total de larvas = 2 000/0,5 x 402 = **1 608 000**

Se puede hacer el recuento de huevos y de larvas utilizando un contador de partículas electrónico (p. ej. un contador Coulter) que tenga en cuenta el tamaño de las partículas a medir. Aunque este método es rápido y cómodo, es imposible distinguir las larvas que siguen un desarrollo normal de las anormales, o las vivas de las muertas. No hay método que sustituya el examen visual y el ojo de un técnico de laboratorio experimentado para determinar la calidad de un cultivo.

5.1.3 Métodos de cultivo larvario

Las larvas D se recogen siguiendo la descripción anterior. En esta etapa se alimentan de algas unicelulares cultivadas. Las especies con un buen valor nutritivo incluyen las diatomeas,

Chaetoceros calcitrans,
Chaetoceros muelleri,
Thalassiosira pseudonana (3h)

y los flagelados,

Isochrysis galbana (o el clon «T-Iso»),
Pavlova lutherii, y una de las especies de
Tetraselmis (pero sólo para las larvas de longitud >120 µm).

En la Sección 5.2 se ofrece una descripción más detallada de dietas y raciones y de cómo calcularlas.

Las larvas pueden cultivarse en los mismos tanques de fondo plano que se utilizan para el desarrollo de los embriones o en tanques de fondo cónico de fibra de vidrio equipados con desagües de fondo (véase la Ilustración 52). Los tanques pueden tener un volumen relativamente pequeño (de 200 a 1 000 l) para fines experimentales o para la producción de pequeños volúmenes, o ser mucho más grandes de tamaño y de volumen en criaderos comerciales con una escala de producción mayor. Pueden utilizarse como sistemas estáticos o con circulación abierta. En los sistemas estáticos, el agua se cambia periódicamente, mientras que en los cultivos con circulación abierta, el agua se introduce de forma continua, intercambiando y sustituyendo un volumen fijo cada día. Este tema se trata en más detalle en la Sección 5.1.4.2.

Las larvas D de las especies más resistentes (entre ellas *Crassostrea* y *Tapes*) pueden cultivarse a densidades de 15 000 a 20 000 por l, pero el crecimiento y supervivencia se ven más favorecidos a densidades menores (Cuadro 10). Se recomiendan densidades menores para las especies de vieira de los géneros *Pecten*, *Patinopecten*, *Placopecten* y especies de *Chlamys* y *Argopecten*, por ejemplo, entre una densidad de 5 000 a 10 000 larvas iniciales por l. La ostra plana larvípara, *Ostrea edulis*, generalmente se cultiva a 2 000 ó 5 000 larvas por l debido al gran tamaño de las larvas D iniciales. Algunas especies pueden cultivarse con éxito de manera más intensiva cuando se utilizan técnicas de cultivo de altas densidades (véase la Sección 5.1.4.1).

Los tanques de cría se oxigenan –el procedimiento más habitual es la utilización de una única salida central de aire localizada justo por encima del fondo del tanque– con rangos de velocidad de caudal variable desde un burbujeo lento para larvas D hasta una velocidad de 200 l por hora para las larvas en fases posteriores. La fuente de aire a presión no debe contener carbono ni aceite. Los ventiladores de aire regenerativos de baja presión y gran volumen son ideales para este fin. El aire se filtra en origen, a un tamaño de partícula de 0,22 ó 0,45 µm, mediante una serie de filtros de cartucho de porosidad decreciente. De esta forma se reduce el aporte de contaminantes transportados por el aire que incluyan microorganismos nocivos. También se aconseja, en condiciones de humedad, secar el aire antes de que entre en los tanques, pasándolo a través de una unidad sellada, como una estructura de filtros de cartucho, que contenga o bien cloruro cálcico anhídrido o gel de sílice. Para que estos agentes secantes sean efectivos, es necesario sustituirlos a medida que se vayan saturando.

5.1.3.1 Iniciación de un nuevo cultivo

Los tanques de cultivo larvario y todo el material que se vaya a utilizar debe lavarse bien y luego aclararse con agua dulce o agua de mar filtrada. Para las tareas de limpieza se pueden utilizar detergentes líquidos suaves añadidos al agua caliente, o agentes esterilizantes o desinfectantes debidamente diluidos como la lejía (solución de hipocloruro sódico) a 20 mg por l de cloro libre. El proceso de inicio de un nuevo cultivo se efectúa de la manera siguiente:

a) Llene el número necesario de tanques limpios para cría larvaria con agua de mar filtrada a 1 ó 2 µm a la temperatura y salinidad necesarias.

Observación: Puede ser conveniente reducir las salinidades cuasi oceánicas cuando se crían especies eurihalinas como la ostra americana, *C. virginica*, añadiendo agua dulce filtrada muy fina de una fuente limpia y libre de contaminación. Se recomienda una salinidad de entre 20 y 25 PSU para esta y otras especies de *Crassostrea*.

b) Los problemas de mortandades anormales de larvas en el pasado pueden achacarse a bacterias. En esta situación en algunos criaderos se recomienda el tratamiento del agua con luz UV antes del llenado de tanques. Como último recurso, si persisten las mortandades, se puede utilizar de forma experimental y bajo prescripción veterinaria un antibiótico de amplio espectro como el Cloranfenicol a 2-5 mg por l de agua de mar.

c) Introduzca las larvas D en el tanque a la densidad adecuada.

d) Siguiendo el procedimiento señalado en la Sección 5.2.3.2, calcule los volúmenes de algas cosechadas que se añaden a los tanques para proporcionar la ración alimenticia necesaria.

e) Active el caudal de aire para asegurar una buena renovación de agua para suspender y mezclar las larvas y el alimento de manera uniforme.

f) Deje el cultivo durante 24 horas antes de intervenir de nuevo.

5.1.3.2 Manejo de cultivos larvarios

Los cultivos larvarios requieren un mantenimiento diario. Funcionan normalmente como sistemas estáticos de agua, es decir, sin un intercambio continuo de agua, aunque algunos criaderos utilizan sistemas de cultivo de circulación continua (véase Sección 5.1.4.2). Las concentraciones de células alimenticias deben mantenerse a un nivel suficiente para propiciar una actividad alimentaria eficiente.

Para evitar la acumulación de metabolitos potencialmente nocivos, los tanques requieren cambios completos de agua a intervalos regulares durante el desarrollo larvario desde la fase D hasta el inicio de la metamorfosis. La frecuencia con que se hagan los cambios depende del número y talla media de las larvas cultivadas. El agua se cambia a intervalos de 48 horas ó 3 veces cada semana:

- a densidad mayor de larvas en fases iniciales (15 000 a 20 000 por l a <120 µm),
- a densidad menor de larvas en fases finales (<5 000 por litro desde 150 a 200 µm) o,
- a unas 2 000 por litro desde 250 a 300 µm.

Observación: Los valores indicados son a título orientativo con respecto a las densidades aplicadas relacionadas con la longitud media de concha. Para mayor precisión, si un cultivo requiere una alimentación a menos de 200 células por µl de equivalentes de *Isochrysis* al día, se considera de baja densidad (consúltese la Sección 5.2.3.1). Es necesario cambiar el agua diariamente cuando se suministra más alimento o si los tanques funcionan siguiendo el principio de la circulación continua.

(i) Manejo durante los días en los que no se efectúa el cambio de agua

El manejo durante los días en que no se efectúa el cambio de agua consiste en restaurar la concentración de células alimenticias para compensar aquellas células consumidas durante el período anterior de 24 horas, añadiendo algas recién cosechadas en cantidades suficientes. Se toma una muestra de agua de cada tanque y se procede a contar las células de las algas restantes (algas residuales) por volumen de unidad, o bien

con la ayuda de un microscopio con porta hemocitométrico a un aumento de x100, o simplemente utilizando un contador Coulter o un contador de partículas similar. Cuando no sea factible determinar las algas residuales, se puede añadir una ración completa o parcial de alimento en los días intermedios entre los cambios de agua, basada en la ración administrada el día anterior.

Se aconseja mantener un registro diario de las temperaturas del cultivo, algas residuales y cualquier aporte de alimento para restaurar las concentraciones óptimas de células alimenticias. Un ejemplo de tal registro se muestra en la Ilustración 60. Se calculan los volúmenes de algas adicionales como se describe en la Sección 5.2.3.2.

Larvas de bivalvos: registros diarios

Especie: Almeja japonesa — Fecha:

Ref. de lote	Día de cultivo	Vol. de tanque (l)
02-9A	12	125

Temp ºC	25,7
S (psu)	29,5

Longitud media de la concha: 211,4 — % con ojo:

Clase de talla	Frecuencia	n	Dif.
160			-31
170	I	1	-4
180	III	3	-9
190	IIII	4	-8
200	⧸⧸⧸⧸ ⧸⧸⧸⧸	10	-10
210	⧸⧸⧸⧸ ⧸⧸⧸⧸ ⧸⧸⧸⧸ ⧸⧸⧸⧸ IIII	24	•
220	IIII	4	+4
230	III	3	+6
240	I	1	+3
250	n = 50		+13

Cálculo: clase de talla de mayor frecuencia = 210
Intervalo entre clases de talla = 10(µm)
Por consiguiente, punto medio de la clase = 215
Desviación = [-31+13]*[100/ n] = [-1,8]*[2] = -3,6
Media = 215 - 3,6 = 211,4 µm

Tratamiento de agua

Respuesta	✓ o x
1. ¿Cambio de agua?	✓
Si ✓ :-	
2. ¿Agua filtrada?	✓
3. ¿Tratada con UV?	✓
4. ¿Tratada con EDTA?	✓
5. ¿Antibióticos?	x
Si ✓ Especifique:-	
6. ¿Otros tratamientos? Especifique:-	

Observaciones de larvas

Color	Normal
Actividad	Nadan bien
Vol. de muestra	0,5 ml/ 2 l
Recuentos	183, 177, 180
No. Total	720,000

Alimentación

Algas residuales		Algas administradas I specie y ración			
Especie	Células/µl	Especie	células adminis-tradas	mls añadidos	Densidad de cosecha (células/µl)
Iso	15,6	Iso	100	954	13100
Chaet		Chaet	100	236	53000
Tet	1,2	Tet	10	521	2400

Recuento de semilla (ostras)

Vol. de muestra	ml/ l
Recuentos	
No. Total	

Clasificación de larvas	35	45	61	90	124	140	170	210	236	265	µm tamiz	
% aproximado				5 pobre	10	45	40	pocas				
Retenidas ✓				x	✓	✓	✓	✓				
Rechazadas x												

Observaciones: Gran número de larvas pediveliger

Ilustración 60: Ejemplo de la hoja de registro diario y del tipo de información que se necesita registrar para poder hacer un seguimiento de un lote o de un tanque de larvas. También se muestran los pasos para calcular la longitud media de concha de las larvas a partir de las anotaciones de tamaño y frecuencia.

(ii) Manejo durante los días en los que se cambia el agua

El procedimiento es parecido al descrito e ilustrado en la Sección anterior dedicada al desarrollo de embriones (Ilustración 56). El tanque se vacía con un sifón o por un desagüe de fondo, pasando el caudal de salida por un cedazo de distintas luces de malla para retener residuos grandes pero sin perder las larvas –un cedazo de 250 µm es ideal (Ilustración 61). Las larvas quedan retenidas en la malla de un cedazo de luz de malla inferior.



Ilustración 61: Drenaje de tanques larvarios estáticos los días de cambio de agua.

El procedimiento es el siguiente:

a) Tamice las larvas retenidas en el tanque.

b) Limpie el tanque con esponja y detergente caliente o una solución de lejía, y aclare bien.

c) Rellene el tanque con agua de mar debidamente tratada a la temperatura y salinidad necesarias.

d) Calibre las larvas tamizándolas por luces de malla decrecientes con agua de mar filtrada. El Cuadro 11 ofrece una guía de luces de malla apropiadas para larvas de distintas longitudes de concha.

e) Tome pequeñas muestras de cada tamiz donde se hayan retenido las larvas y observe el aspecto y actividad de las larvas con la ayuda de un microscopio. Descarte las fracciones del tamiz que contengan larvas predominantemente muertas o de crecimiento lento.

Observación: Deben eliminarse las fracciones del tamiz que contengan conchas principalmente vacías y larvas con tejido en descomposición. Los tejidos de larvas sanas tienen una coloración entre parda y dorada y una glándula digestiva de color oscuro. Las larvas moribundas suelen tener un aspecto más oscuro y uniformemente granular.

f) Lave las fracciones que contienen larvas sanas pasándolas a un cilindro graduado.

g) Tome submuestras siguiendo el procedimiento detallado anteriormente y determine el número total de supervivientes. Mida una muestra de entre 50 y 100 y calcule la longitud media de la concha.

Observación: La adición de unas gotas de formalina (solución al 10% de formaldehído, neutralizado con carbonato cálcico bajo forma de esquirlas de caliza o mármol) inmovilizará las larvas. Descarte la muestra o muestras contadas.

h) Devuelva las larvas al tanque de cultivo y reinicie la aireación.

i) Repita el procedimiento a intervalos de 48 horas.

5.1.4 Cultivo larvario más eficiente

Se han mencionado anteriormente en esta sección los métodos que pueden emplearse para mejorar la eficiencia del cultivo larvario, o bien utilizando una circulación continua de agua de mar por los tanques de cultivo o cultivando las larvas a mayores densidades en los tanques de agua estática. De hecho, se pueden combinar las dos metodologías para aumentar la producción donde existan limitaciones de espacio, con la ventaja añadida de reducir el componente de mano de obra necesaria para su manejo.

Si bien es cierto que algunos criaderos están empezando a utilizar la circulación continua, esta práctica todavía no está muy extendida. Se puede mejorar la productividad aumentando sensiblemente la densidad del cultivo de larvas, bien utilizando de manera más eficaz el material o invirtiendo en aparatos electrónicos para controlar la alimentación. Las densidades normales de larvas pueden duplicarse o incluso triplicarse si se administra la alimentación de acuerdo al número de larvas en un tanque y su tamaño en vez de alimentar según el volumen por unidad, independientemente del número y tamaño de las larvas. No obstante, si las densidades de larvas aumentan, la velocidad de la alimentación se vuelve crítica y requiere un seguimiento continuo. Este enfoque es más apropiado para las especies más resistentes. Si se dan mortalidades por algún motivo, los efectos, en términos de productividad perdida, podrían ser importantes. La mayoría de los criaderos prefieren aplicar el principio de precaución.

5.1.4.1 Cultivo de alta densidad

Es necesario conocer la velocidad de ingestión de las distintas células alimenticias (o pesos) de las especies de bivalvos que se cultiven. Esta información está indicada en el Cuadro 12 (Sección 5.2.3.2) y referida a tres especies empleadas habitualmente cuando se cultivan a 24±1 °C. Cuando no se dispone de esta información será necesario determinarla experimentalmente o siguiendo el «método del tanteo».

Cuando se dispone de información sobre el tamaño de las larvas y la velocidad de ingestión de las células alimenticias, es sencillo calcular cuánto alimento ha de añadirse al tanque durante el siguiente período de 48 horas para un número determinado de larvas de una longitud determinada de concha. En la sección siguiente se ofrecen detalles del cálculo con ejemplos contrastados y una explicación (Sección 5.2.3.2). A densidades más altas de lo normal, será necesario suministrar al principio del día parte de la ración como alimento a granel y dosificar el resto a una velocidad constante por goteo o con bomba peristáltica durante las siguientes 24 horas.

A más de 20 000 larvas por l, especialmente al acercarse a la metamorfosis, la velocidad de alimentación se vuelve crítica. Es más perjudicial alimentar a las larvas en exceso que quedarse corto. La cantidad de restos fecales y metabolitos que se acumulen en el agua

puede dar lugar a un gran aumento en el número de bacterias. Esto puede reducir la velocidad de alimentación y en consecuencia se añada más alimento al tanque de lo que puede ser filtrado por las larvas cuando se suministra a una velocidad constante fija. Se ha abordado esta cuestión de manera experimental, solucionándola con la utilización de sensores electrónicos y equipamiento de control para hacer un seguimiento continuo de la densidad de las células alimenticias en el tanque de cultivo (Ilustración 62). [En Higgins *et al*. (1987) se da una explicación completa –consúltese la bibliografía recomendada].

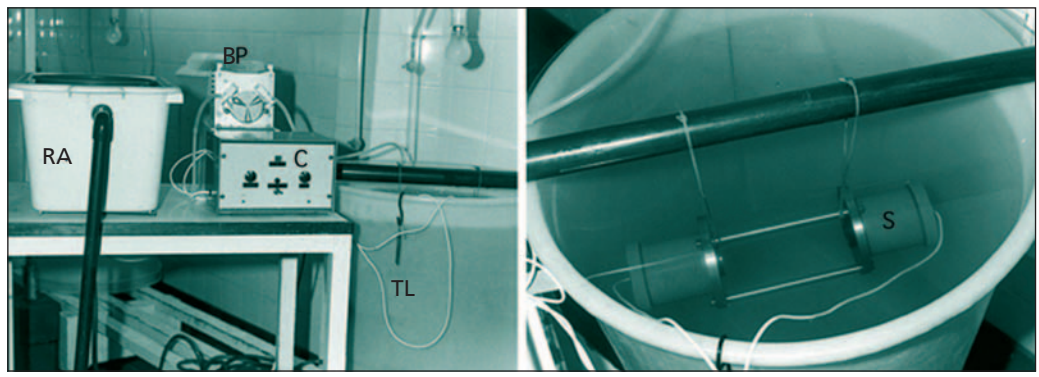


Ilustración 62: Control automático experimental de la densidad celular del alimento en cultivos de alta densidad de larvas de bivalvos. **RA** – reservorio de algas refrigerado y aireado con la ración alimenticia diaria; **BP** – bomba peristáltica que suministra la cantidad requerida de algas bajo demanda; **C** – equipamiento de control con relé que enciende la bomba cuando el sensor (**S**) detecta una disminución en la concentración de células alimenticias en el tanque de larvas (**TL**) por debajo de cierto umbral previamente establecido. Este dispositivo utiliza un transmisor y un receptor que funcionan por infrarrojos, que podría ser mejorado considerablemente con electrónica moderna.

El Cuadro 12 contiene un resumen de resultados comparativos, que incluye datos de ensayos con larvas de la ostra plana europea y del ostión japonés.

Cuadro 12: Número medio de larvas en el cultivo inicial (N_o) y supervivencia inmediatamente previa a la fijación (N_p) en 5 comparaciones con densidades altas y normales en la ostra plana *O. edulis* y 3 comparaciones con el ostión japonés, *C. gigas*. También se muestra el número de días hasta el inicio de fijación e información sobre rendimientos medios de semilla (tanto como % del número inicial de larvas como semilla por l de agua utilizada durante el cultivo).

	Larvas por litro		Días antes de la fijación	% fijadas	Rendimiento semilla por litro
	N_o	N_p			
O. edulis					
Densidad alta	9 954	5 942	9,8	40,5	512
Densidad normal	1 440	1 083	10,0	40,3	161
C. gigas					
Densidad alta	56 667	24 900	20,7*	21,6	735
Densidad normal	5 333	2 766	19,0*	25,0	202

* Días antes de la fijación desde la fase de larva D, dejando un período de fijación de 4 días desde el día de inicio de la fijación.

5.1.4.2 Cultivo en sistemas de circulación abierta

El ímpetu para desarrollar métodos de circulación continua en el cultivo de larvas reside en una serie de objetivos. Las larvas de algunas especies son menos tolerantes que otras a los métodos de cultivo que generalmente se utilizan en los criaderos. Las distintas especies de pectínidos son un buen ejemplo. Normalmente las larvas exhiben

mayores tasas de mortalidad y no se adaptan tan bien al cultivo a altas densidades en sistemas estáticos.

Otros criaderos están examinando el potencial que ofrece la tecnología de circulación abierta para aprovechar mejor los recursos disponibles y de manera más eficaz. Puede que sea necesario acomodar una mayor producción dentro de las limitaciones de espacio físico o reducir costes de mano de obra y de horas invertidas en el manejo de las larvas. La circulación abierta propicia estos beneficios. Se ahorra tiempo cultivando la densidad larvaria sin tener que vaciar los tanques 3 ó 4 veces cada semana como con el mantenimiento estático. Puede que este método desperdicie algas cultivadas con el intercambio continuo de agua, que también se desperdicia, pero la producción de alimento es relativamente económica para el volumen necesario para esta fase del ciclo de producción.

El diseño del tanque es importante cuando se contempla el funcionamiento en sistema de circulación abierta. Es necesario retener las larvas dentro del tanque y el volumen tiene que ser suficientemente grande para que el alimento añadido tenga el tiempo necesario de permanencia para ser consumido. La tasa de intercambio debe ser suficiente para impedir la acumulación de restos metabólicos y residuos, pero puede que aún así sea necesario aclarar el tanque periódicamente después de limpiar las superficies interiores. El método que generalmente se sigue es el que se utiliza habitualmente en el cultivo en las primeras fases previas a la alimentación de peces, p. ej. fletán, para la cual existen tanques diseñados a medida y que pueden ser adaptados con una modificación mínima. En vez de utilizar los tanques de fondo plano o cónico con los lados de la base muy pronunciados, que generalmente se utilizan en el cultivo de larvas de bivalvos, el fondo de estos tanques tiene una inclinación mucho menos pronunciada (Ilustración 63).

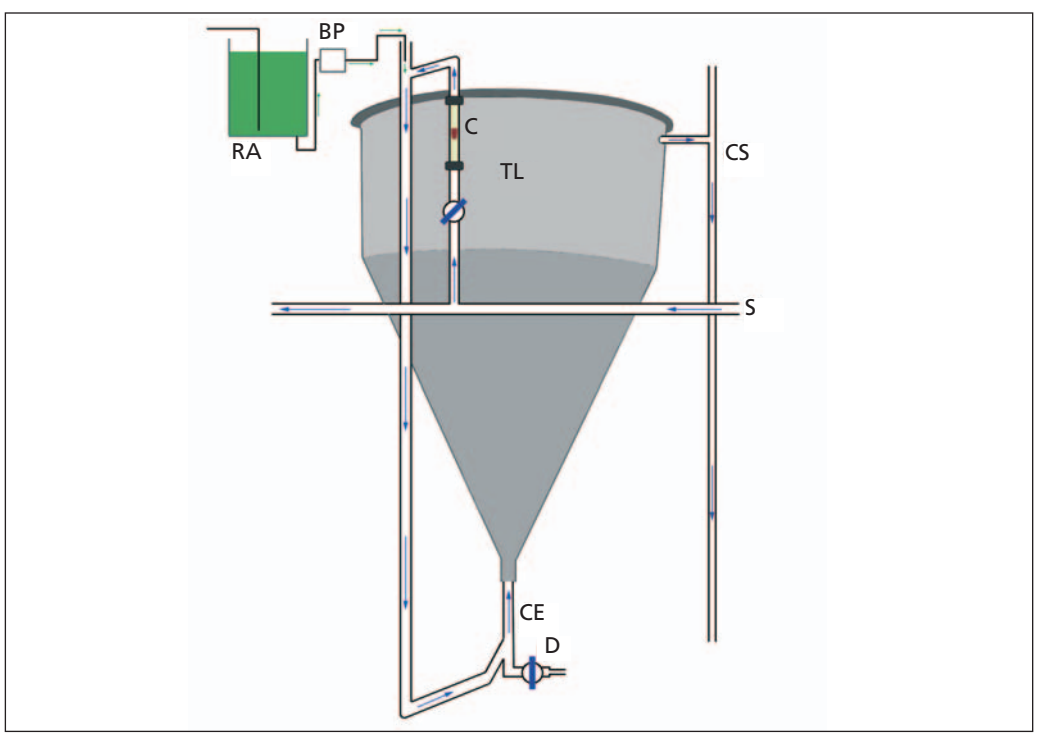


Ilustración 63: Disposición típica para cultivos larvarios con circulación continua. Para una descripción consúltese el texto. Las flechas indican la dirección del flujo de las algas y el agua de mar.

La velocidad de la circulación de agua de mar tratada adecuadamente (desde el suministro de agua, S) está controlada y ajustada por una válvula de diafragma y un caudalímetro (C). En función de la densidad de las larvas, se ajusta el caudal para que la cantidad total de agua circulante (CE – caudal de entrada, CS – caudal de salida) sea la misma que el volumen total del tanque (TL – tanque de larvas de circulación

continua) necesaria para el número de larvas cuando se cultivan a densidades normales. Si, por ejemplo, las larvas se cultivan normalmente a 5 000 por l en un tanque de 500 l, entonces 20 000 larvas por l en un tanque de circulación continua del mismo volumen requerirá una circulación mínima de 2 000 l por día. Las larvas se retienen en el tanque con un filtro de gran diámetro tipo «raqueta» que cuenta con una rejilla de luz de malla adecuada (consúltese la Ilustración 64 para los detalles).

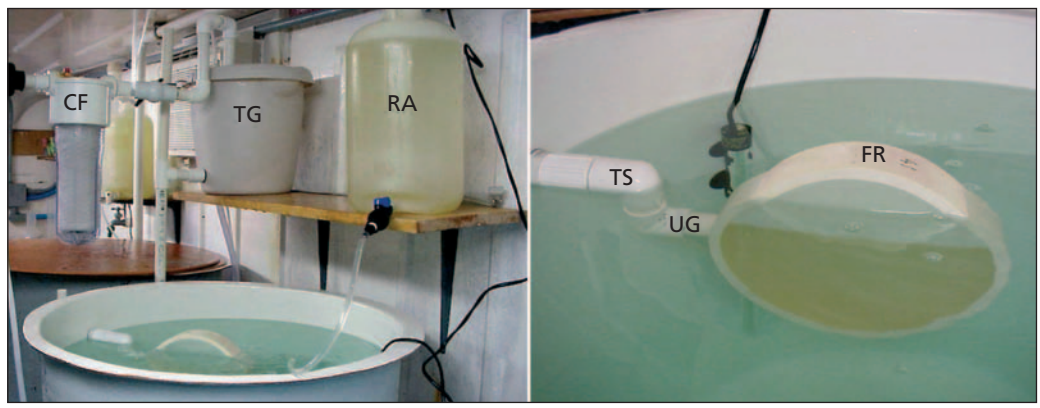


Ilustración 64: Detalle de la parte superior de un tanque experimental de circulación continua que muestra el filtro tipo «raqueta» (**FR**) sujeto a la tubería de salida (**TS**). En este ejemplo, se suministra el agua de mar filtrada a 1 µm por un cartucho de filtro (**CF**) a un tanque de gravedad (**TG**) desde donde fluye a una velocidad controlada y constante hasta el fondo del tanque larvario. La alimentación se administra por goteo al tanque desde un reservorio de algas (**RA**). El filtro «raqueta» está fabricado con una sección de tubo de PVC de 20 cm de diámetro y acoplado por los dos lados a una malla de 60 µm, adherido con pegamento a las caras cortadas del cilindro. Un pequeño tramo de tubería de PVC del diámetro adecuado se suelda a un agujero taladrado a través del plástico para conectarlo a la tubería de salida. Se recomienda el uso de «raquetas» de gran diámetro para reducir la fuerza por unidad de superficie generada por el agua de salida. Deben estar total o parcialmente sumergidas y limpiarse diariamente. Para este fin, la «raqueta» encaja a presión en una unión giratoria (**UG**) fabricada con un par de codos de 90º de PVC. Esta unión puede girarse hacia arriba para subir el filtro por encima del nivel del agua y así facilitar su extracción, limpieza o sustitución.

Al tanque se le coloca una válvula de desagüe (D), que también sirve como puerto de entrada para «un tapón de sal» de una solución saturada salobre. Cuando se detiene el caudal de entrada, el «tapón de sal» de 2 ó 3 l de volumen se introduce por gravedad en el desagüe y se cierra la válvula. Las larvas vivas nadan hacia la superficie y así evitan la solución densa de sales que atrapa a las muertas y moribundas. Después de unos cuantos minutos, se abre ligeramente el desagüe para eliminar el «tapón de sal» y las larvas muertas, de la misma manera que se acumulan y se eliminan los huevos muertos de los peces marinos de las incubadoras.

Las larvas reciben la ración alimenticia deseada por medio de una bomba peristáltica (BP) de un reservorio de algas refrigerado y aireado (RA). La cantidad y velocidad a las que se suministra la ración depende del número de larvas, el tamaño de las mismas y la velocidad del caudal a través del tanque (refiérase a las Secciones 5.1.4.1 y 5.2.3.2). Se puede calcular la longitud media de la concha tomando muestras diarias, pero la supervivencia es más problemática. Se puede obtener una estimación de las mortalidades con un submuestreo del volumen del salobre saturado no recogido después de la colocación de un «tapón de sal» y un recuento de las larvas muertas que contiene. Este submuestreo se puede hacer a intervalos de 2 ó 3 días para hacer un seguimiento de la supervivencia.

Es necesario limpiar las superficies internas de los tanques de circulación continua, al menos una vez durante el período de cultivo de una tanda de larvas, utilizando un cepillo de cerdas suaves, atado a un palo de longitud apropiada. La velocidad del caudal debe incrementarse durante la limpieza para eliminar los residuos arrastrados por el cepillo.

La cría larvaria en tanques de circulación abierta tiene sus desventajas pero éstas se ven compensadas por los beneficios potenciales. Como las larvas no se calibran regularmente en un cultivo estático, aparecerá cierta variabilidad en la talla a lo largo de los días de cultivo. Además, habrá que transferir las larvas a tanques de fijación cuando lleguen a la fase pediveliger. Es una práctica estándar en muchos criaderos pero no en otros, donde se permite a las larvas fijarse en los laterales y fondos de los tanques de cría larvaria desde donde se retiran posteriormente.

La extracción de larvas en fase pediveliger y semilla de las superficies internas de los fondos cónicos poco pronunciados será sumamente difícil. Serán necesarios tanques de fijación, sobre todo para larvas de fases posteriores de las distintas especies de ostras que se adhieren a las superficies (véase la Sección 5.4.3).

5.1.5 Crecimiento y supervivencia de larvas

La Ilustración 65 muestra tanto el crecimiento como las fases de desarrollo de las larvas del ostión japonés, *Crassostrea gigas*, y la vieira zigzag, *Pecten ziczac*, desde la fase D hasta la metamorfosis.

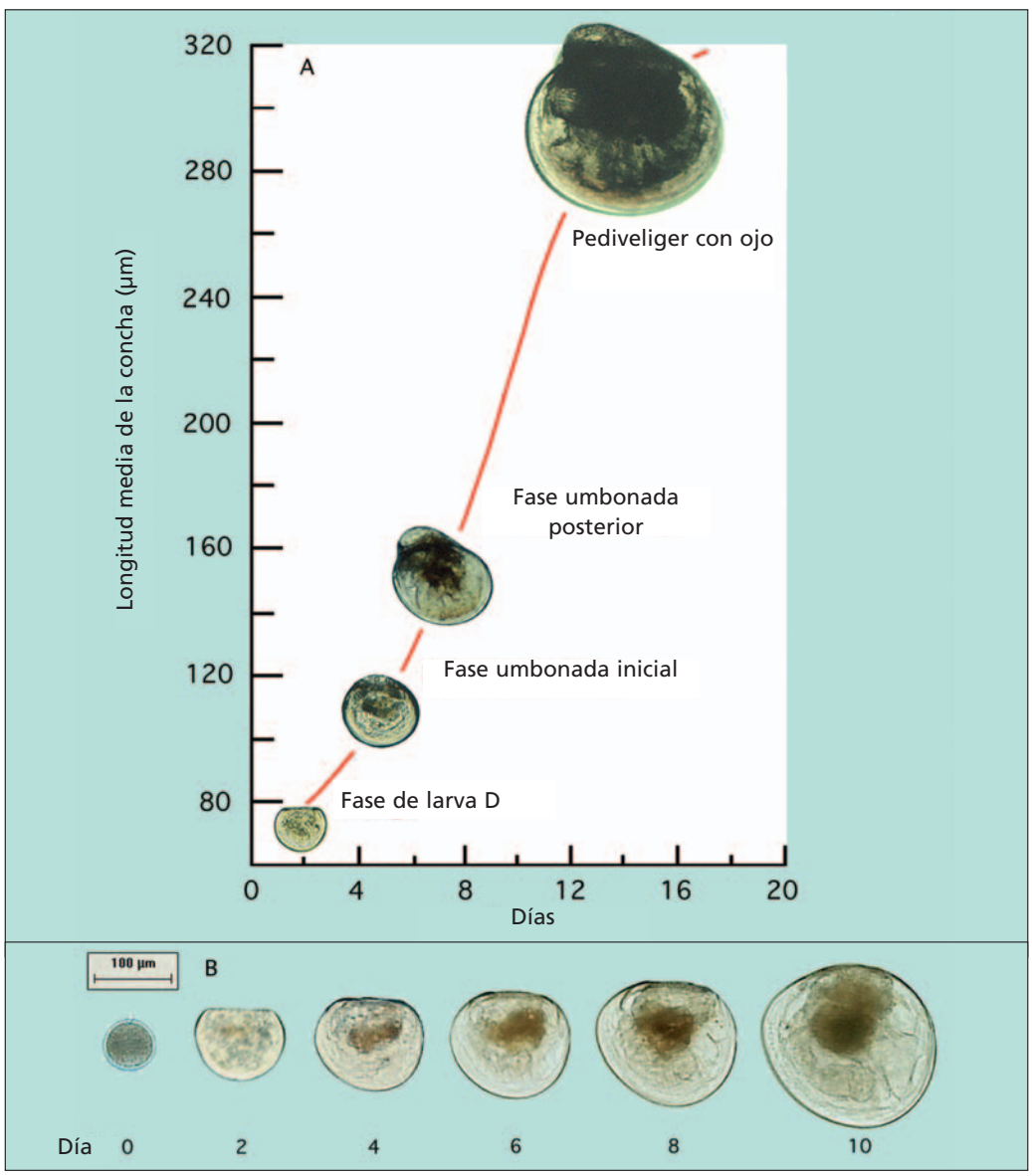


Ilustración 65: Microfotografías del crecimiento y desarrollo de larvas de ostión japonés, *Crassostrea gigas* (**A**) y de la vieira zigzag, *Pecten ziczac* (**B**).

Las larvas de los distintos grupos de bivalvos crecen a velocidades diferentes. Las larvas de vieiras y almejas tienen larvas D inicialmente mayores y llegan a tamaños de fijación y metamorfosis con una longitud de concha sensiblemente inferior (210 a 230 µm) a la de las larvas de las ostras ovíparas (320 a 340 µm). En la Ilustración 66 se puede ver la velocidad comparativa de cierto número de especies cultivadas a 24+2 ºC. Algunas especies, entre ellas la vieira Calico, tardan más en llegar a una velocidad exponencial de crecimiento. Suelen experimentar una fase de retardo antes del inicio del crecimiento rápido. Otras, como la almeja japonesa y el ostión japonés, crecen rápidamente desde la fase inicial D. La velocidad de crecimiento se ralentiza en todas las especies conforme se acercan a la fase de fijación.

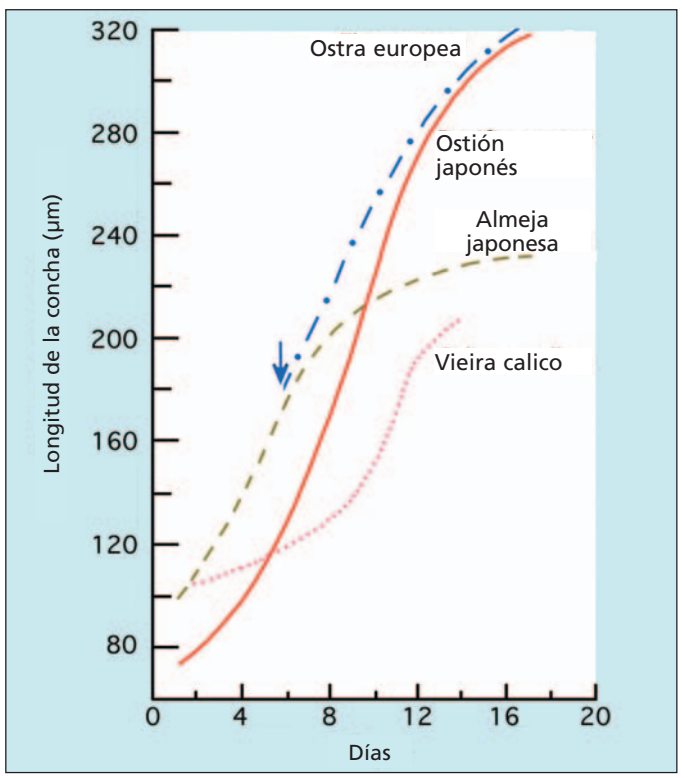


Ilustración 66: Crecimiento comparado de larvas de algunas especies de bivalvos de agua templada (ostra europea, *Ostrea edulis*, ostión japonés, *Crassostrea gigas*, almeja japonesa, *Tapes philippinarum* y la vieira Calico, *Argopecten gibbus*) desde la fase de larva D hasta la metamorfosis cuando se cultivan a 24±2 °C. El día 0 se refiere al día en que los huevos se fecundan. La flecha azul indica el día en el que los adultos incubadores de la ostra plana expulsan las larvas.

De la misma manera, la supervivencia de las larvas desde la fase D hasta la metamorfosis varía según la especie. Puede alcanzar entre 50 y 70% como promedio en algunas especies de ostra y de almeja o tener valores tan bajos, como 15 y 30% en las vieiras. Depende mucho de los protocolos de cultivo y el grado de eliminación de las larvas de crecimiento más lento durante el proceso de cría. Gran parte de las pérdidas de larvas durante el período de cultivo se asocian al descarte y eliminación de los individuos de crecimiento más lento que a la muerte de las larvas. La proporción de larvas que llegan a sufrir la metamorfosis también está relacionada con las condiciones de cultivo, entre ellas la dieta y ración, la temperatura y salinidad y a factores relativamente incontrolables como la calidad del agua de mar y las enfermedades (véase la Sección 5.3).

5.2 ALIMENTACIÓN Y NUTRICIÓN

5.2.1 Introducción

La alimentación comienza en cuanto las larvas tienen la concha completa y han desarrollado órganos, entre ellos el sistema digestivo. Hasta entonces, la energía para su respiración y desarrollo se deriva de las reservas depositadas durante el desarrollo del óvulo (ovogénesis) en las hembras en maduración (véase la Sección 5.3.4). Es más probable que los embriones en desarrollo puedan absorber nutrientes orgánicos del

agua de mar a su alrededor. De hecho, a menudo conviene añadir un poco de alimento de algas cultivadas a aquellos tanques que contengan embriones unas 12 horas antes de que lleguen a la fase de larva D y sean capaces de ingerir alimentación particulada. A veces no son importantes las algas en sí, sino los nutrientes orgánicos en solución en los cultivos de algas. A este respecto, la adición de pequeñas cantidades de diatomeas (p. ej. *Chaetoceros muelleri* a 10 ó 20 células por µl) a cultivos que se acerquen a la fase estacionaria parece ser muy efectiva.

Una vez desarrollado el velo en la fase de larva D y las larvas de concha completa empiecen a nadar, el latido de los cilios del velo dirige las partículas alimenticias hacia la boca, además de ser la fuerza motriz de la actividad natatoria (Ilustración 67). Este es el momento –habitualmente denominado Día 0– en el que la calidad (composición de la dieta) y la cantidad (ración) del alimento añadido a los tanques de cultivo adquieren importancia.

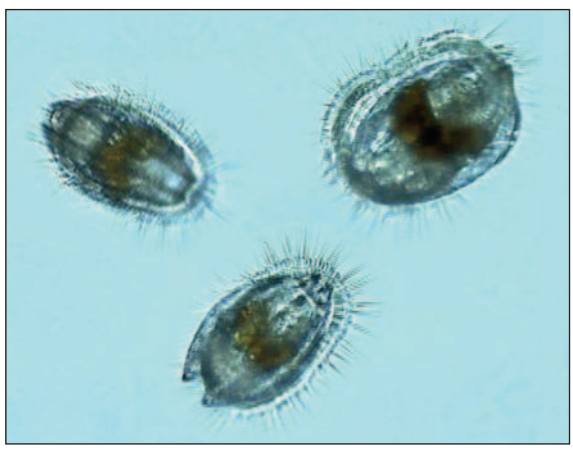


Ilustración 67: Larvas alimentándose mientras nadan. El latido de los cilios del órgano natatorio, el velo, también dirige partículas alimenticias hacia la boca. Las tres larvas de vieira en día 8 indicadas en la ilustración nadan hacia el centro. Se ven claramente las glándulas digestivas de color oscuro.

5.2.2 Aspectos de la dieta

Las dietas que contienen una mezcla de algas son beneficiosas. Una combinación de dos o más especies de alto valor nutritivo que incluya un flagelado y una diatomea de tamaño adecuado invariablemente propicia mejores velocidades de crecimiento y desarrollo larvarios que las dietas de una sola especie (Ilustración 68). También mejoran los rendimientos en semilla e inciden en el comportamiento posterior de la semilla en cuanto a su crecimiento y supervivencia.

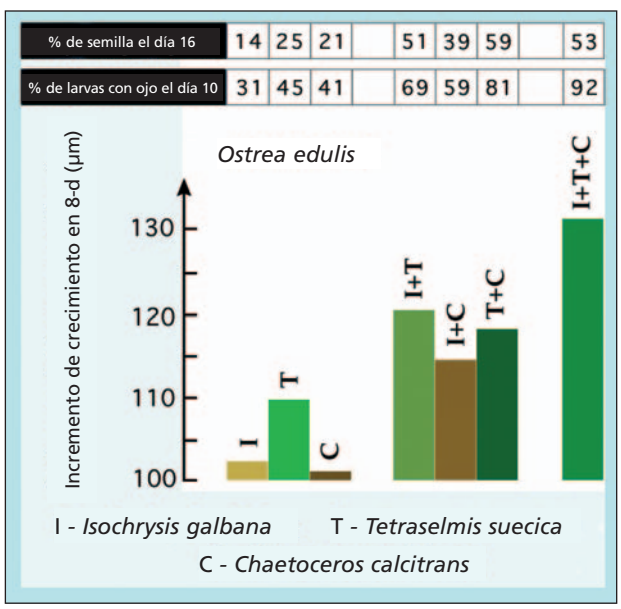


Ilustración 68: Crecimiento (durante un período de 8 días), desarrollo (% de larvas con ojo a día 10) y fijación de larvas (porcentaje de semilla del número inicial de larvas en día 0) de *Ostrea edulis* alimentadas a base de varias dietas simples y mixtas de las tres especies de algas indicadas. Los valores se obtienen a partir de las medias de un gran número de ensayos.

No todas las especies de algas cultivadas habitualmente y de tamaño apropiado disponibles en las colecciones de cultivos son de buen valor alimenticio para las larvas. Generalmente las que tienen un buen valor nutritivo para las larvas de una especie tienen un valor parecido para las larvas de las demás. Existen excepciones a esta regla que se explicarán más adelante. El valor alimenticio de un alga en particular viene determinado no sólo por su composición bioquímica sino también por su ingestibilidad y digestibilidad. Por ejemplo, las diatomeas con espinas largas y silíceas pueden ser difíciles de ingerir e irritantes y las larvas cerrarán las valvas de sus conchas para expulsarlas. Algunas variedades de *Phaeodactylum* son un buen ejemplo de este problema. Otras especies, como las *Chlamydomonas coccoides* tienen unas paredes celulares gruesas que las hacen prácticamente indigeribles. Sin embargo otras especies, entre ellas *Dunaliella tertiolecta*, carecen de ciertos ácidos grasos muy insaturados (HUFA) necesarios para el desarrollo de las larvas y aunque digeribles, aportan poco o ningún valor nutritivo.

La Ilustración 69 ofrece una comparación de los perfiles en HUFA de un número de especies de algas según su idoneidad para alimentar a las larvas. También vienen indicados los valores de los contenidos totales en lípidos como porcentaje de peso seco sin cenizas.

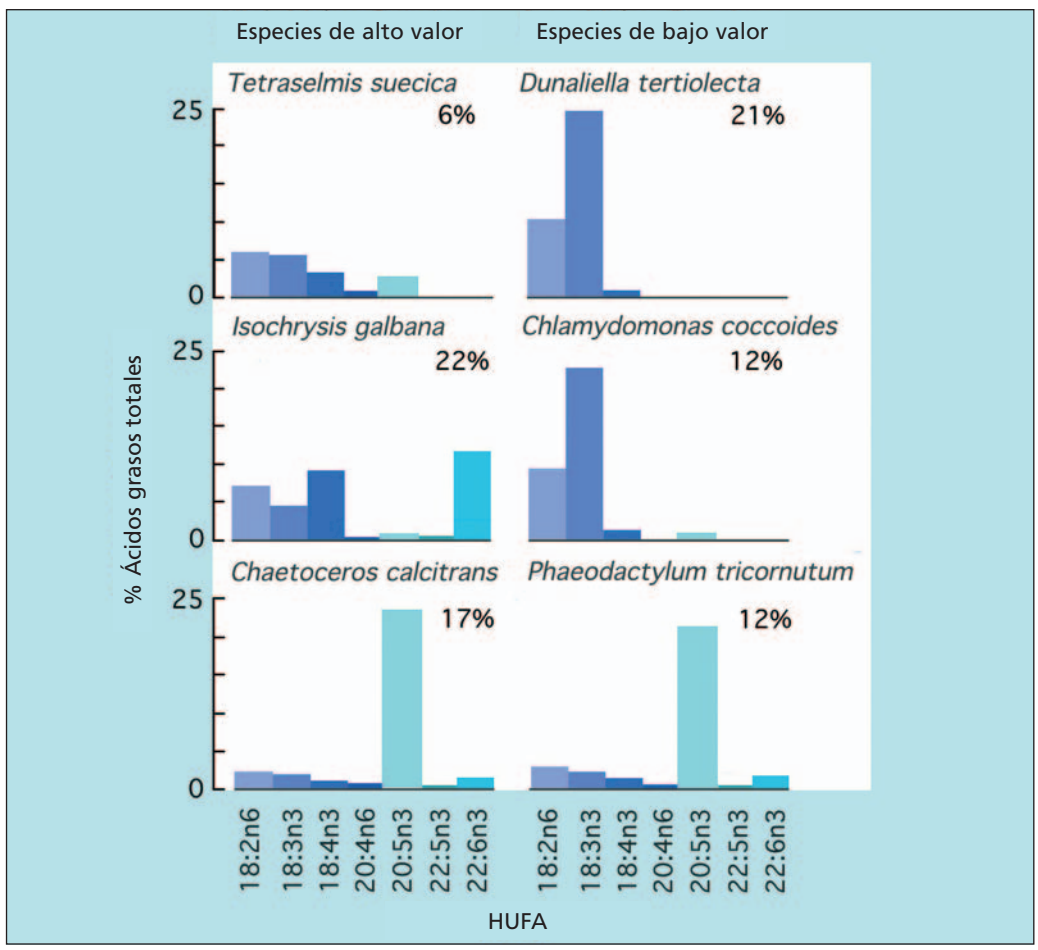


Ilustración 69: Comparación de lípidos totales como porcentaje del peso seco sin cenizas y la abundancia relativa de varios ácidos grasos muy insaturados (HUFA) en varias especies de algas de alto y bajo valor nutritivo respectivamente para larvas de bivalvos.

Las especies de alto valor nutritivo suelen contener proporciones relativamente altas de 20:5n3 (EPA – ácido eicosapentaenoico) ó 22:6n3 (DHA – ácido docosahexaenoico) en comparación con muchas de las especies de valor alimenticio pobre. Si la dieta carece de estos componentes, las larvas de la mayoría de los bivalvos tienen poca o ninguna

capacidad de sintetizarlos a partir de precursores no muy saturados. Esto ocurre en gran parte de las especies exigentes que, alimentándose de una combinación de especies ricas en EPA o DHA (o ambos) darán los mejores resultados. En este sentido las larvas de almejas suelen ser menos dependientes que las larvas de ostras o vieiras.

Las proporciones relativas de ácidos grasos HUFA y el contenido global de lípidos de las especies de algas útiles para la producción en criadero varían en función de la fase del ciclo del cultivo y también de las condiciones de cultivo, que difieren según el criadero. No obstante, las especies de buen valor nutritivo en una situación de criadero siempre tendrán un valor parecido con tal de que se preste atención a los detalles de las condiciones de cultivo.

Las distintas especies de diatomeas que se cultivan habitualmente en los criaderos tienen niveles de HUFA parecidos, todos ricos en EPA. Las cantidades totales de ácidos grasos particulares en las distintas especies de diatomeas son algo variables. Suelen ser más altas en los cultivos que entran en la fase estacionaria que durante el crecimiento exponencial.

De los flagelados pardos de tamaño pequeño de células, *Pavlova lutherii* tiene un perfil de HUFA parecido a *Isochrysis galbana* (Ilustración 69) pero suele tener más DHA. En cambio, el clon T-Iso de *Isochrysis* contiene sólo entre un 50 y 70% de DHA de *Isochrysis galbana* cuando se cultiva al lado de ésta en las mismas condiciones de luz y de nutrientes. T-Iso suele cultivarse en más criaderos que sus parientes próximos porque es más fácil de cultivar durante todo el año y es tolerante a temperaturas más altas. Las especies de *Pyramimonas* son sustitutos útiles de *Tetraselmis* (p. ej. *P. obovata* y *P. virginica*). Tienen perfiles de HUFA intermedios entre *Tetraselmis* e *Isochrysis* pero pueden ser difíciles de cultivar en ciertas épocas del año.

5.2.3 Composición de la dieta y raciones

Una dieta inicial apropiada para larvas D y de la fase inicial (<125 µm longitud de concha) de la mayoría de los bivalvos cultivados habitualmente se formularía con una mezcla de:

Una de las diatomeas siguientes:
Chaetoceros calcitrans o *Thalassiosira pseudonana* (para larvas >55 µm) o *Chaetoceros muelleri* (para larvas >90 µm),

Combinada con:

Uno de los flagelados siguientes:
Isochrysis galbana o 'T-Iso' o *Pavlova lutheri,* en igual proporción de números de células.

Cuando el tamaño medio de las larvas supera los 120 µm de longitud de concha, se pueden añadir a la dieta flagelados de tamaño de célula mayor, *Tetraselmis* spp. (*T. chuii*, *T. suecica*, *T. tetrahele*, etc.).

Las raciones alimenticias normalmente se describen como el número total de células de algas por microlitro (células por µl) o por mililitro (células por ml) del volumen del tanque de cultivo. Obsérvese que 100 células por µl equivalen a 100 000 células por ml.

Es importante tener en cuenta que las células de las distintas especies de algas varían considerablemente en cuanto al tamaño medio y por tanto al volumen y masa (véase Cuadro 1, Sección 3.1). Al calcular una ración para una dieta que incorpora dos o

tres especies, la representación de cada especie en la ración se calcula basándose en la equivalencia (en términos aproximados) de volúmenes de células donde:

1 célula de *Isochrysis galbana*, T-Iso o *Pavlova lutherii* =
0,1 células de *Tetraselmis* sp., o
1 célula de *Thalassiosira pseudonana*, o
2,25 células de *Chaetoceros calcitrans*, o
0,75 células de *Chaetoceros muelleri*

Por consiguiente, una ración alimenticia adecuada para las primeras larvas de *Crassostrea* o *Tapes* (y para la mayoría de las otras especies), donde la densidad celular del alimento objetivo equivale a 100 células de *Isochrysis* por µl, puede formularse utilizando las siguientes combinaciones de dieta:

125 células por µl de *C. calcitrans* + 50 células por µl de *I. galbana*, o
37,5 células por µl de *C. muelleri* + 50 células por µl de *P. lutherii*, o
50 células por µl de *T. pseudonana* + 50 células por µl de *P. lutherii*

Cualquiera de estas dietas compuestas de distintas especies son excelentes para las larvas de bivalvos habitualmente cultivados en criadero, aunque la ración en células por µl varía según la especie y la densidad larvaria del cultivo. Las densidades celulares citadas anteriormente son ideales para las larvas de varias especies de *Crassostrea*, *Ostrea edulis*, las almejas *Tapes philippinarum*, *Tapes decussatus*, *Mercenaria mercenaria*, *Mya arenaria* (y muchas más), así como para los mejillones *Mytilus edulis* y *Perna perna* a las densidades larvarias anteriormente citadas (refiérase al Cuadro 10, Sección 5.1.2.3). En cambio, las larvas de muchas especies de vieira muestran un rendimiento global mejor cuando reciben raciones inferiores de las mismas dietas. Por ejemplo, las larvas de las vieiras *Pecten ziczac* y *Argopecten gibbus* expresan la máxima velocidad de crecimiento con una ración total de entre 5 células por µl en la fase de larva D, aumentando hasta 18 células por µl antes de la fase pediveliger. Otros criaderos utilizan raciones dos o tres veces mayores con larvas de distintas vieiras pero raramente utilizan raciones tan altas como las empleadas para ostras, almejas y mejillones para un rango similar de tamaños de larvas.

Obsérvese que en el ejemplo de combinaciones de dietas ofrecido anteriormente se ha omitido T-Iso. Ésta es una especie adecuada para alimentar larvas de almejas, mejillones y vieiras, sin embargo se duda de la conveniencia de utilizarla en dietas para las primeras larvas de las especies de *Crassostrea* (Ilustración 70). En comparación con *Isochrysis galbana* y, sobre todo, *Pavlova lutherii*, los niveles del importante ácido graso muy insaturado DHA son considerablemente inferiores.

Cuando se administra T-Iso en una dieta de una sola especie a las larvas de las distintas especies de *Crassostrea* sp., tanto el crecimiento como el desarrollo de las larvas se retrasan bastante cuando la longitud de concha supera los 110 µm. Por este motivo, es recomendable que los criaderos centren su cultivo de algas de pequeños flagelados en cepas probadas de *Isochrysis galbana* y *Pavlova lutherii*.

Se pueden cultivar larvas desde la fase D hasta la metamorfosis en dietas combinadas de dos especies, como las indicadas anteriormente. Sin embargo, una vez la longitud de concha de la larva supere los 120 µm, conviene añadir una tercera especie como una de las especies de *Tetraselmis*. más pequeñas. La experiencia indica que la velocidad de crecimiento y la proporción de larvas que logran completar la metamorfosis con éxito mejoran cuando se incluye *Tetraselmis* en la dieta (refiérase a la Ilustración 68).

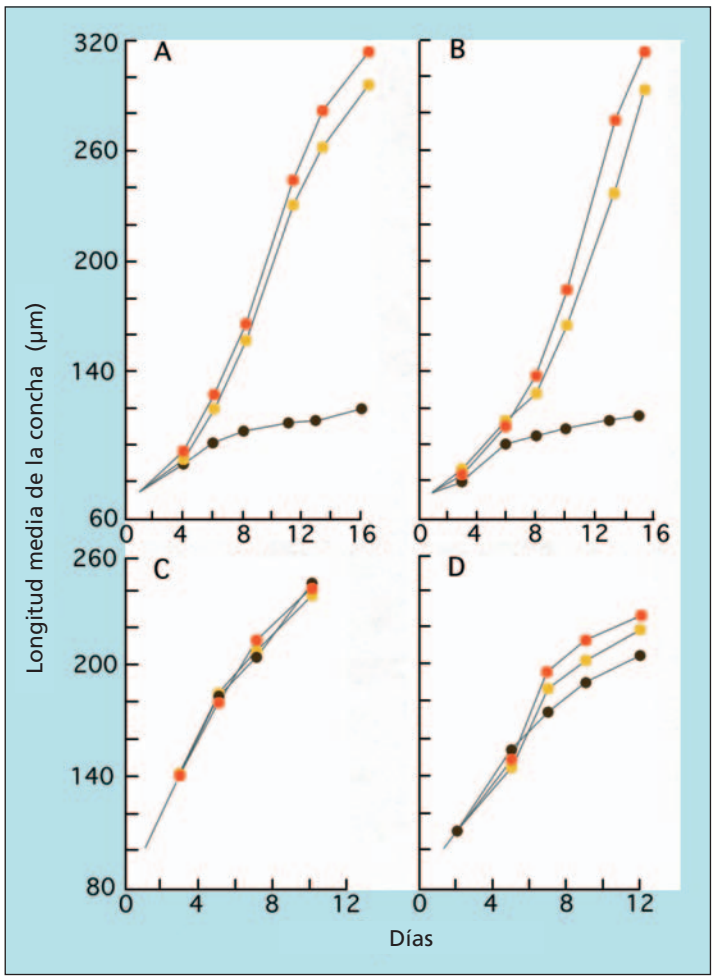


Ilustración 70: Crecimiento de larvas de (A) *Crassostrea gigas*, (B) *Crassostrea rhizophorae*, (C) *Mercenaria mercenaria* y (D) *Tapes philippinarum* alimentadas con T-Iso (puntos marrones), *Chaetoceros calcitrans* (puntos amarillos) y una mezcla de dos especies de estas dos algas (puntos naranjas).

Se puede utilizar *Tetraselmis* como sustituto directo de *Isochrysis* o *Pavlova* en la dieta o, mejor aún, se puede utilizar como especie adicional para formular una dieta compuesta de tres especies. Sin embargo, no debe sustituir a la diatomea en la dieta. Cada una de las tres diatomeas recomendadas, mencionadas anteriormente, contiene otro importante ácido graso muy insaturado (EPA) de conocida importancia por su valor nutritivo o para el desarrollo.

Cuando se sustituye a *Isochrysis* o *Pavlova* en una dieta de dos especies, se administra *Tetraselmis*, al 10% de la densidad celular apropiada para los flagelados más pequeños, así:

37,5 células por µl *C. muelleri* + 50 células por µl *P. lutherii*
se convierte en:
37,5 células por µl *C. muelleri* + 0,5 células por µl *T. suecica*

Cuando se utiliza como una especie adicional para hacer una combinación de tres especies, el aporte de cada especie es del 33,3% de la densidad celular objetivo, que puede ser equivalente a 100 células por µl de *Isochrysis*. Así:

Combinación de dos especies:
37,5 células de *C. muelleri* por µl + 50 células de *P. lutherii* por µl =
100 células por µl de equivalentes de *Isochrysis*;

Combinación de tres especies:
25 células de *C. muelleri* por µl + 33,3 células de *P. lutherii* par µl + 3,33 células de *T. suecica* par µl = 100 células por µl de equivalentes de *Isochrysis*

La cantidad global de algas administradas en términos de volumen o masa celular es aproximadamente la misma para estas dos dietas tomadas como ejemplo, ambas adecuadas para larvas de más de 120 µm de longitud de concha.

Hasta ahora esta sección se ha centrado en las directrices generales de dietas y raciones para larvas. Muchos criaderos pequeños dirigidos por su propietario funcionan con un presupuesto muy ajustado y se presta poca o ninguna atención al recuento de la densidad de algas al cosecharlas, o a formular una combinación de especies para alimentar con precisión. Un técnico con experiencia que produzca una o más de las especies de bivalvos tolerantes y resistentes puede determinar «a ojo de buen cubero», cuales son los cultivos de algas de mejor aspecto en un día determinado y añadir suficiente cantidad de cada cultivo a los tanques de las larvas hasta que el agua adquiera el color adecuado.

En el otro extremo se encuentran los grandes criaderos que suministran semilla a escala industrial, bien para sus propias actividades de engorde o para abastecer a las empresas de engorde de la región. En estos casos la responsabilidad y la escala de inversión financiera dictarán que el manejo de los animales se mantenga bajo un control más estricto. Aquí la prioridad es maximizar la producción rentable de los productos de semilla y obtener beneficio. En el apartado siguiente se explicará cómo lograr esta rentabilidad mediante el uso más efectivo de las algas cultivadas para la alimentación de las larvas.

5.2.3.1 Estrategias de alimentación

Existen dos estrategias básicas que se utilizan en los criaderos para asegurar un aporte suficiente de raciones alimenticias para las larvas. La primera consiste en añadir algas al volumen de agua de mar en los tanques de cultivo larvario con el objetivo de elevar la densidad de células alimenticias a una concentración que sostenga la velocidad máxima de crecimiento larvario. La segunda consiste en alimentar la biomasa creciente de larvas, conforme progrese su desarrollo, en función de las velocidades conocidas de ingestión de las larvas de distintas longitudes medias de concha. Esta última estrategia ya se ha mencionado brevemente en la descripción del cultivo de larvas a altas densidades en la Sección 5.1.4.1.

La **Estrategia 1** es la opción más fácil, dado que es muy poco probable que el volumen de agua en un tanque varíe durante el período de cultivo. Esta estrategia es la más apropiada cuando se mantienen densidades de larvas más bajas. De hecho, se administra la ración alimenticia una vez al día. Durante el siguiente período de 24 horas, el alimento se consumirá a un nivel bajo. Las concentraciones de las células alimenticias sólo serán óptimas durante un período breve de 24 horas. Sin embargo, se puede modificar la estrategia añadiendo un 50% (o más) de la ración 8 ó 12 horas después de la ración principal. El objetivo es mantener la densidad celular del alimento cerca de la óptima durante la mayor parte del día. A niveles inferiores de mortalidad, puede que sea necesario reducir el número de larvas conforme sigue la división entre dos tanques o más para que no se consuma la ración con demasiada rapidez.

La **Estrategia 2** requiere conocer la velocidad de consumo de las células alimenticias por parte de un número conocido de larvas de todas las longitudes de concha (o pesos) durante todas las etapas de desarrollo desde la fase de larva D hasta la metamorfosis. Después de determinar el tamaño medio y el número de larvas que sobreviven a los cambios sucesivos de agua en los tanques, el técnico puede calcular cuánto alimento tiene que añadirse al tanque para sostener la velocidad máxima de crecimiento para la biomasa de larvas en este momento. De esta manera, se pueden mantener las mayores densidades de larvas en un volumen de tanque determinado.

Sin embargo, para el rendimiento de las larvas el exceso de alimentación es tan si no más perjudicial que quedarse corto. Como se ha mencionado anteriormente, con mayores densidades de larvas puede que sea necesario administrar el alimento dos veces al día en dos raciones a la densidad celular óptima recomendada para las larvas de la mayoría de las especies, por ejemplo a cerca de 100 células por equivalentes de µl de *Isochrysis*. Un aporte único al día con la doble ración para un cultivo de larvas superará la densidad y volumen de células alimenticias a la velocidad de consumo más eficiente de las larvas. La sobrealimentación puede acarrear enfermedades bacterianas en situaciones en las que las larvas ya padecen estrés. En este caso, la ración necesaria se divide en dos partes iguales. La primera parte se añade directamente al tanque y la segunda mitad restante se dosifica o se administra por goteo durante el siguiente período de 24 horas.

Un desarrollo lógico para asegurar la alimentación correcta de las larvas es la utilización de aparatos optoelectrónicos sofisticados. Se han hecho avances con el empleo de dispositivos más primitivos que enfocan un haz de luz infrarroja a través del cultivo hasta un detector, comparando la turbidez causada por la presencia de la densidad óptima de las células de alimento en el volumen del cultivo con una señal de referencia. Cuando las larvas consumen las células alimenticias, la turbidez del agua disminuye. Cuando se llega a un valor predeterminado, se activa un relé que pone en marcha una pequeña bomba peristáltica que añade más algas al tanque desde un tanque de reserva aireado hasta que se restaura la turbidez deseada. Refiérase a la Sección 5.1.4 para mayor información.

5.2.3.2 Cálculo de las raciones alimenticias

Estrategia de Alimentación 1: Se calculan los volúmenes necesarios de las especies de algas necesarias para añadir a los recipientes utilizados para alcanzar las densidades celulares requeridas en la cría larvaria a partir de la ecuación siguiente:

$$\text{Volumen (l) para alimentar} = \frac{\text{densidad celular necesaria [células por µl]} \times V}{\text{densidad celular de algas cosechadas [células por µl]}}$$

Donde V = volumen del tanque del cultivo larvario en litros.

Ejemplo:

Información básica:

Dieta y densidad celular administrada:

37,5 células por µl de *C. muelleri* + 50 células por µl de *P. lutherii*

Densidades celulares de algas cosechadas:

C. muelleri 4 800 células por µl

P. lutherii 8 900 células por µl

Volumen del cultivo de larvas = 800 l

Cálculo:

Volumen de *C. muelleri* necesario = 37,5x800/4 800 = 6,25 l

Volumen de *P. lutherii* necesario = 50,0x800/8 900 = 4,49 l

Estrategia de Alimentación 2: Para hacer el cálculo es preciso determinar el número de células alimenticias además de una ración diaria inicial equivalente a 75 células por µl de *Isochrysis* necesarias durante las siguientes 24 horas para mantener constante la densidad celular de las algas. Se detallan los pasos del cálculo en el ejemplo ofrecido a continuación aplicado a larvas de *Crassostrea gigas*:

Ejemplo:

Información básica:

Volumen del tanque de cultivo de larvas	- 1 000 l
Número de larvas de *C. gigas*	- 22,5 millones
Longitud media de concha de las larvas	- 170 µm
Dieta de algas suministrada	- mezcla a partes iguales de volumen celular de: *P. lutherii*, *C. muelleri*, *T. suecica*
Densidades de cosecha de algas	- *P. lutherii* = 15 000 células por µl *C. muelleri* = 7 400 células por µl *T. suecica* = 1 200 células por µl

Cálculo:

a) Se suministra una ración inicial de 25 células por µl de *P. lutherii*, 18,75 células por µl de *C. muelleri* y 2,5 células por µl de *T. suecica* = **1,67, 2,53** y **2,08** l respectivamente a las densidades celulares de cosecha indicadas anteriormente (véase **Estrategia de Alimentación 1** para el método de cálculo).

b) Se consulta en el Cuadro 13 el número de células consumidas por un ostión japonés de 170 µm en 24 horas = 30 100

c) Se divide 30 100 por el número de especies de algas en la dieta = 10 033 células por µl de *Pavlova* (1 003 células en el caso de *Tetraselmis* y 7 525 células en el caso de *C. muelleri* para explicar las diferencias en el volumen celular).

d) Se calcula el volumen de algas cosechadas para cada especie requerida para mantener la densidad óptima de células alimenticias en el tanque de 1 000 l que contiene 22,5 millones de larvas:

$$\text{Vol. de } \textit{Pavlova} = \frac{\text{valor en (c) x número de larvas (millones)}}{\text{densidad celular del cultivo de algas [células por µl]}}$$

$$= 10\,033 \times 22{,}5/15\,000 = \mathbf{15{,}04}\ \text{l}$$

De la misma manera, el volumen necesario de *C. muelleri* es:

$$7\,525 \times 22.5/7\,400 = \mathbf{22{,}88}\ \text{l}$$

y para *T. suecica* es: $1\,003 \times 22.5/1\,200 = \mathbf{18{,}81}$ l

e) Se añaden los volúmenes calculados en (a) directamente al tanque de larvas. Se mezcla el resto (**15,04** menos **1,67** l para *Pavlova*, etc.) en un tanque de reserva refrigerado y aireado de volumen suficiente. Se dosifica este volumen y se administra a un ritmo constante durante un período de 24 horas. Desde el punto de vista práctico, es aconsejable colmar las algas contenidas en el tanque de reserva con agua de mar al volumen bombeado en 24 horas por la bomba peristáltica.

Observación: Los datos consultados en el Cuadro 13 se aplican a las larvas cultivadas a 24±1 °C. A una temperatura de cría fija, el crecimiento de las larvas generalmente se puede predecir de tal forma que no sean necesarias las mediciones diarias de longitud de concha. No obstante, las mediciones deben hacerse a intervalos de 48 horas y pueden calcularse para los días intermedios basándose en la experiencia.

Las velocidades de crecimiento de las larvas no son significativamente diferentes al cultivarse a densidades bajas siguiendo la **Estrategia de Alimentación 1** o a densidades altas utilizando la **Estrategia de Alimentación 2**. La ventaja de esta última se encuentra en la rentabilidad de las operaciones, tanto con respecto a la mano de obra como al mejor aprovechamiento del espacio del criadero. Cuando se utiliza el control optoelectrónico para la alimentación (como en la Sección 5.1.4.1) se calculan los volúmenes estimados de las especies alimenticias requeridas siguiendo la **Estrategia de Alimentación 2**.

Cuadro 13: Número de células de algas ingeridas por larva y por día, respecto de la longitud media de la concha de larvas de tres bivalvos cultivados habitualmente. Los valores se muestran como células de tamaño equivalente a *Isochrysis galbana*.

	Células (equiv. *Isochrysis*) ingeridas por larva al día		
Longitud media de concha (µm)	*C. gigas*	*O. edulis*	*T. philippinarum*
100	2 800		4 400
110	6 700		6 000
120	10 600		8 000
130	14 500		10 200
140	18 400		12 800
150	22 300		15 700
160	26 200		18 900
170	30 100	19 200	22 300
180	34 000	28 200	26 000
190	37 900	37 300	29 900
200	41 900	46 300	29 100
210	45 800	55 400	21 900
220	49 700	64 500	14 900
230	53 600	73 500	
240	57 500	82 600	
250	61 400	91 600	
260	65 300	100 600	
270	69 200	109 800	
280	73 100	118 800	

5.3 FACTORES QUE INCIDEN EN EL CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA

5.3.1 Introducción

Los efectos de la dieta y de la ración alimenticia se han abordado de forma específica en la Sección anterior. Esta Sección proporciona información básica que resulta útil para tratar otros aspectos de las condiciones de cultivo y de cómo éstas inciden tanto en la evolución de los embriones como de las larvas. Asimismo, se abordan temas como la temperatura y la salinidad, la calidad del agua de mar, la calidad de los óvulos y larvas y las enfermedades.

Mucha de la información que se incluye no se ha publicado nunca y a diferencia de otras secciones de este manual, aquí se han citado las referencias en el texto para facilitar al lector la búsqueda de información más detallada sobre su tema de interés.

5.3.2 Efectos de la temperatura y la salinidad

De todos los factores que inciden en el crecimiento, desarrollo y supervivencia de las larvas en cultivo, la temperatura es una de las más importantes ya que la tasa metabólica viene dictada por la temperatura del agua en la que nadan. Las larvas de muchos bivalvos que se cultivan normalmente exhiben una amplia tolerancia tanto a la temperatura como a la salinidad, muchas veces muy por encima de las condiciones a las que estarían expuestos en su entorno natural. Cuando se trabaja con especies que normalmente viven en hábitats frescos y alejados de la costa no hay que esperar que las larvas vayan a mostrar un rendimiento necesariamente óptimo dentro del rango de temperaturas al que está expuesto el stock salvaje. Muchas veces las larvas crecen mejor a temperaturas superiores a las que experimentarían en la naturaleza. De igual manera, los límites de tolerancia de las larvas a la salinidad son muchas veces mayores de lo que se podría pensar. Por ejemplo, las larvas de la vieira Calico, *Argopecten gibbus*, de poblaciones adaptadas a una salinidad casi invariable de 36 PSU en las Bermudas pueden crecer y desarrollarse hasta la fijación a 20 PSU. El crecimiento y desarrollo

son más lentos, pero la supervivencia hasta la fijación difiere bien poco de los cultivos criados con mayor salinidad.

La Ilustración 71 muestra el crecimiento de las larvas de la vieira japonesa, *Patinopecten yessoensis*, con varios niveles de salinidad y temperatura. La tolerancia a la temperatura que muestra esta especie es bastante típica de los índices de crecimiento que se aplican a otras especies de vieiras de aguas más frías, incluyendo *Placopecten magellanicus* y *Pecten maximus*, que normalmente se cultivan entre 14 y 16 ºC. El crecimiento, desarrollo y supervivencia se ven afectados negativamente con temperaturas elevadas. Las vieiras que están alejadas de la costa, como *Placopecten magellanicus* y *Pecten maximus*, tienen requisitos de salinidad superiores (>30 PSU), a diferencia de las larvas de la especie *Argopecten*, p. ej. la vieira Calico (*Argopecten gibbus*) y el peine caletero (*Argopecten irradians concentricus*), que pueden cultivarse con éxito a temperaturas muy elevadas de hasta 26 ó 28 ºC.

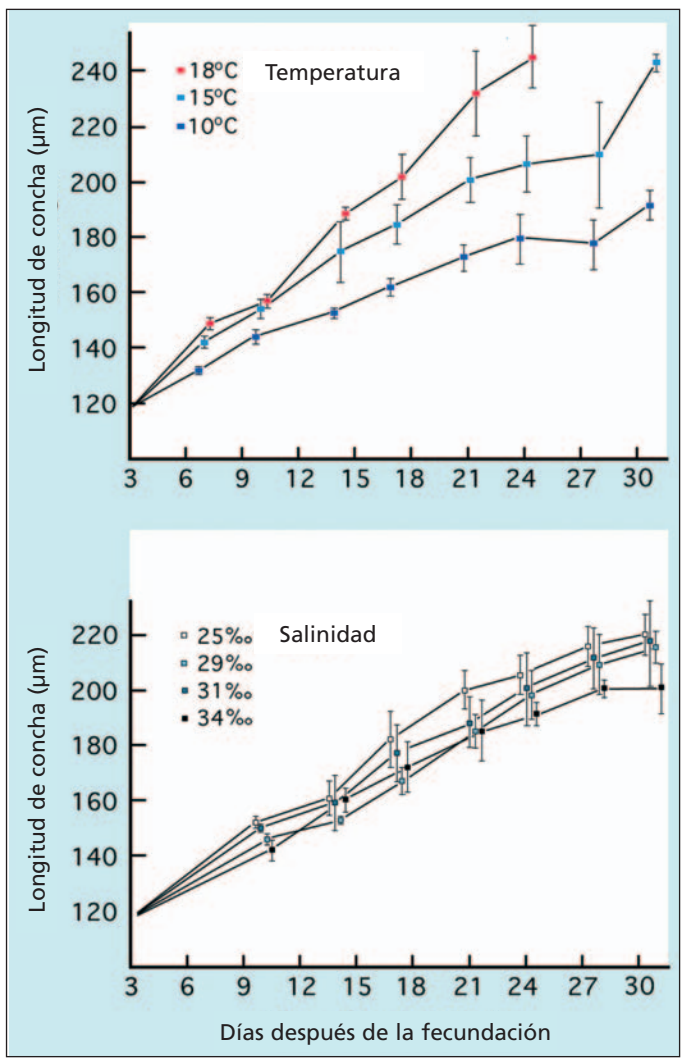


Ilustración 71: Efectos de la temperatura y la salinidad sobre el crecimiento de las larvas de vieira japonesa, *Patinopecten yessoensis*. Las larvas se cultivaron a una salinidad de 29 PSU en el ensayo de temperatura y a 15 ºC en el ensayo de salinidad. A partir de Bourne *et al*. (1989).

Las ostras del género *Crassostrea* son extremamente tolerantes tanto a la temperatura como a la salinidad en el entorno de cultivo. En la Ilustración 72 se pueden apreciar las interacciones de estos dos factores y su efecto sobre el crecimiento. Tanto en el ostión de mangle, *Crassostrea rhizophorae*, como en el ostión japonés, *Crassostrea gigas* –y lo mismo ocurre con la ostra americana, *Crassostrea virginica*– el crecimiento, desarrollo y supervivencia se acercan al óptimo a una temperatura de 28 ºC y a una salinidad

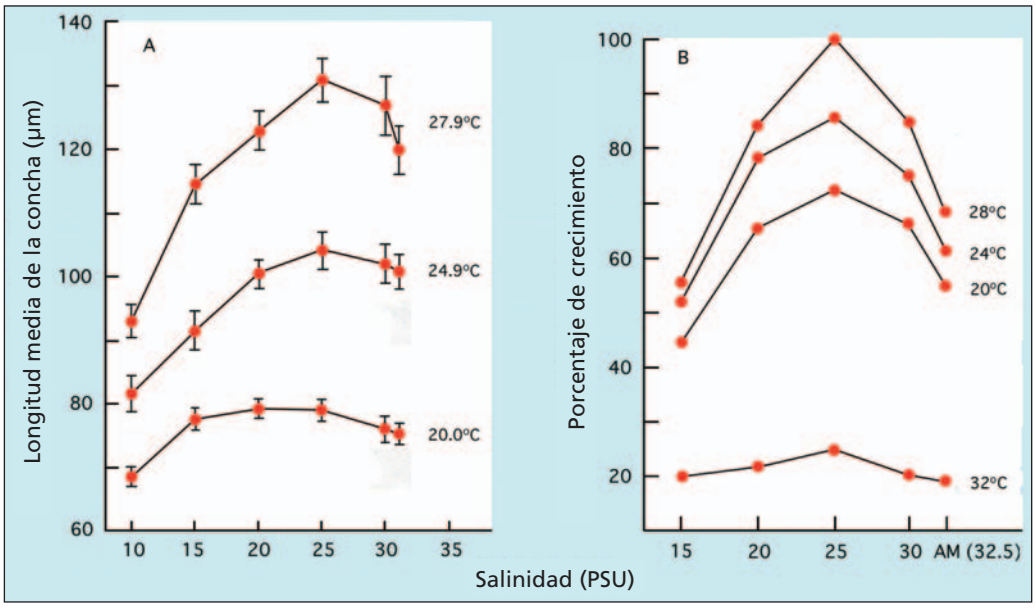


Ilustración 72: Crecimiento de larvas de: **A** ostión de mangle, *Crassostrea rhizophorae*, en un período de 7 días a partir de la fase D (longitud media inicial de 65 µm), y **B** larvas de ostión japonés, *Crassostrea gigas*, en un ensayo de 10 días a diversos niveles de temperatura y salinidad. Los resultados del ostión japonés se expresan como porcentaje del crecimiento de las larvas en el mejor tratamiento (28 °C a 25 PSU). AM expresa la salinidad ambiente que es de 32,5 PSU en B.

de 25 PSU. Las larvas también toleran salinidades bajas que rondan los 10 PSU pero la supervivencia peligra a 5 PSU. La supervivencia sobrepasó el 80% en todos los tratamientos durante los ensayos realizados con las dos especies.

Las larvas de ostra europea, *Ostrea edulis*, son tan tolerantes a la temperatura como la especie *Crassostrea*, pero no son tan tolerantes a niveles bajos de salinidad. Aunque pueden sobrevivir a una corta exposición a 20 PSU, las tasas de crecimiento y desarrollo en cultivo se encuentran en su nivel óptimo al alcanzar 28 ó 32 PSU.

El crecimiento de las larvas de almejas cultivadas comercialmente, en la costa y en estuarios, incluyendo la almeja japonesa, *Tapes philippinarum*, la chirla mercenaria, *Mercenaria mercenaria*, y la almeja babosa, *Mya arenaria*, también muestra la existencia

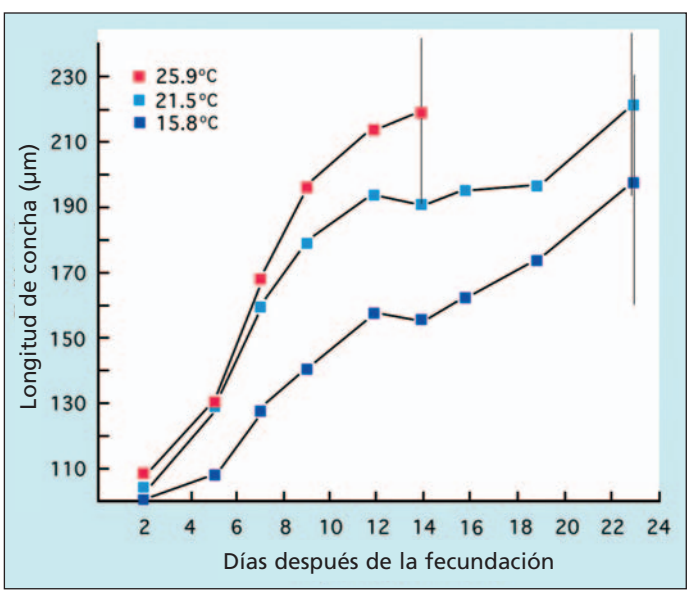


Ilustración 73: Crecimiento de larvas de almeja japonesa, *Tapes philippinarum*, desde la fase D hasta la metamorfosis, con tres temperaturas diferentes. Las barras verticales indican el rango de longitudes de concha de las larvas (µm) cuando empiezan a verse por primera vez las larvas pediveliger en los cultivos (A. Lovatelli, Tesis Master).

de tolerancia a una amplio abanico de condiciones de temperatura y salinidad. Excepto en el caso de *Mya arenaria*, que normalmente se cultiva de 18 a 20 ºC, las larvas se cultivan generalmente a 25±2 ºC y a salinidades que van de 25 a 34 PSU. En la Ilustración 73 se muestra el efecto de la temperatura sobre el crecimiento de larvas de almeja japonesa.

5.3.3 Calidad del agua de mar

Normalmente los criaderos que producen de forma constante todo el año son la excepción. Algunos factores de índole estacional que no se controlan fácilmente pueden hacer que durante algunos períodos del año el rendimiento de las larvas –en cuanto a velocidad de crecimiento y supervivencia– sea significativamente peor que en otros períodos. Esto puede deberse a la calidad del agua de mar, a falta de una explicación técnica, como la rotura de un filtro o la corrosión del equipo –entre otras posibilidades– o el uso de cultivos de algas de baja calidad que hayan podido contaminarse, o fallos en la producción debidos a error humano.

Es bien sabido que el agua de mar sufre variaciones estacionales en cuanto a su capacidad para ayudar al crecimiento y supervivencia de embriones y larvas. Puede que esto no ocurra de forma generalizada, pero las condiciones adversas se dan en ambos lados del Océano Atlántico, especialmente cuando el mar empieza a calentarse en primavera y coinciden períodos de intensas afloraciones de fitoplancton tanto en primavera como a comienzos del otoño. No se comprenden totalmente las razones precisas del deterioro de la calidad del agua de mar durante estas épocas y puede ocurrir que este fenómeno no se repita todos los años, y haya unos años mejores que otros.

Es posible detectar y cuantificar las variaciones en la calidad del agua de mar si se compara el desarrollo de embriones o el crecimiento de las larvas semana a semana utilizando agua de mar tratada normalmente en criadero y en un medio de control de agua de mar artificial empleando técnicas normalizadas de bioensayos. La metodología para los ensayos de embriones de bivalvos aparece detallada en Utting y Helm (1985) y ésta se puede adaptar en vasos de precipitados o cubos para determinar la variabilidad y ver cómo ésta afecta al crecimiento de las larvas y a la supervivencia. El agua de mar artificial se puede preparar siguiendo diferentes recetas o comprando agua de marcas registradas de laboratorios y tiendas de acuaristas. Siempre debe prepararse de la misma manera como medio de control con calidad constante.

En la Ilustración 74 se puede ver un ejemplo de cómo la variabilidad de la calidad del agua de mar afecta al desarrollo de embriones de ostión japonés en el criadero. El desarrollo de los óvulos fecundados hasta que se convierten en larvas de fase D perfectamente formadas se expresa como mortalidad neta por tratamiento (MNT), donde:

$$\text{MNT} = 1 - \left\{ \frac{\text{rendimiento medio de larvas D en 2ml de agua de mar tratada normalmente}}{\text{rendimiento medio de larvas D en 2 ml de agua de mar artificial}} \right\} - 100$$

Un valor de MNT 0 indica un número igual de óvulos fecundados que han sobrevivido hasta la etapa D en ambos medios y un valor de MNT de 100 indica la total imposibilidad de que se desarrollen en el agua de mar tratada normalmente. Los valores negativos indican que el agua de criadero es superior al agua de mar artificial.

Al comienzo del año en las latitudes templadas del norte del Océano Atlántico, cuando la temperatura del mar es fría y los días cortos, la calidad del agua de mar es relativamente estable. Conforme se van templando las aguas costeras y el día se alarga hacia y durante la primavera y a comienzos del verano, la calidad del agua de mar comienza a ser cada vez más variable. Los valores de MNT empiezan a incrementarse

de forma impredecible y algunos años hay períodos en los que es difícil producir larvas D a partir de huevos de aparente buena calidad –los huevos se desarrollan con normalidad en un medio bajo control artificial pero no en el agua de mar del criadero. El fenómeno se repite de igual manera en un amplio abanico de especies de bivalvos, no sólo en el ostión japonés.

La calidad inestable del agua de mar suele coincidir con una intensa producción de fitoplancton en las aguas costeras durante las proliferaciones de primavera. No existen indicios claros de que los metabolitos o productos de la descomposición del fitoplancton sean los responsables del deterioro de la calidad del agua, más bien se trataría de las bacterias asociadas a las proliferaciones o los metabolitos, incluyendo las exotoxinas, que producen.

En la Ilustración 74 se puede ver una situación de este tipo en un enclave con un criadero donde la especie de alga dominante hacia el final de la proliferación de primavera en las aguas costeras era el flagelado formador de colonias, *Phaeocystis pouchetti*. Las comparaciones de los valores de MNT de los diferentes años muestran que la calidad del agua de mar del criadero se encuentra en su nivel más bajo cuando el número de

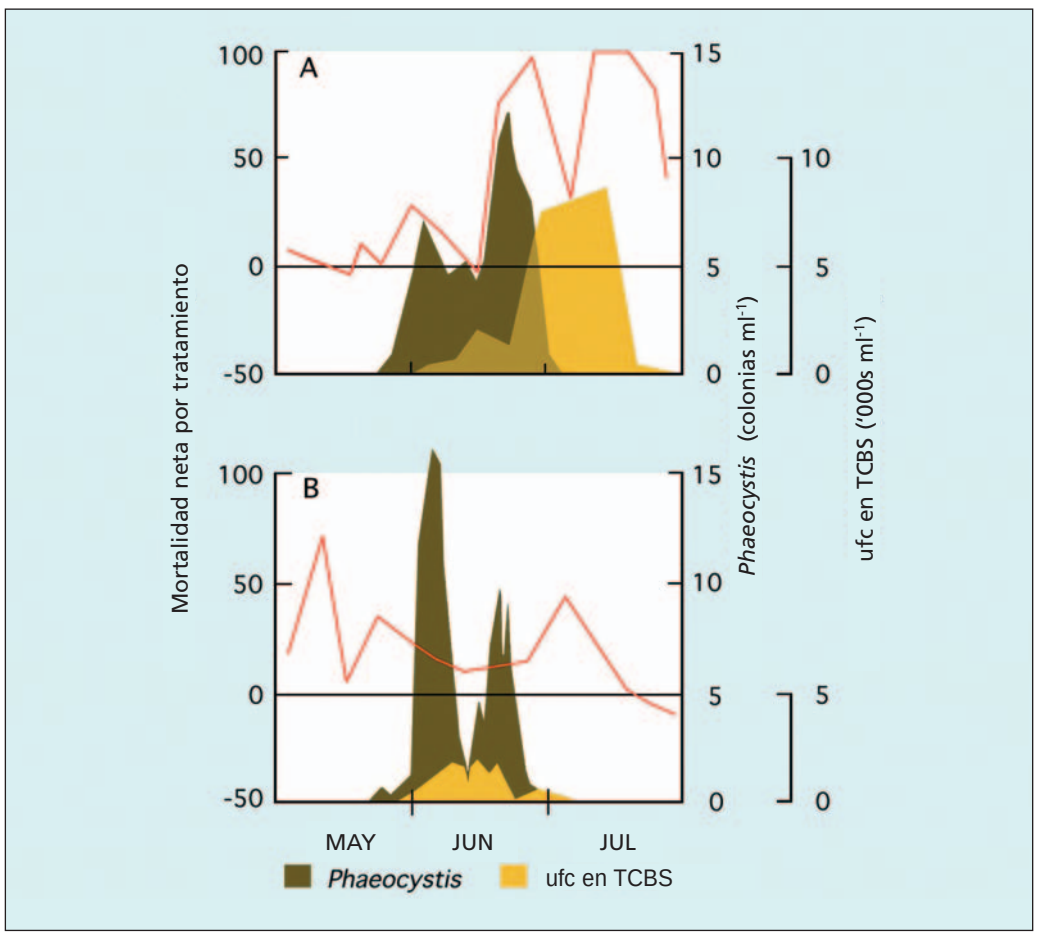


Ilustración 74: Tasa de supervivencia relativa (en mortalidad neta por tratamiento – línea roja) en bioensayos que comparan el desarrollo de huevos fecundados de ostión japonés hasta la fase larvaria D en criadero con agua de mar tratada y agua de mar artificial durante el período de mayo a julio 1977 (**A**) y 1978 (**B**). La línea horizontal negra, equivalente a una mortalidad neta por tratamiento de cero, indica igual supervivencia tanto en el agua de mar analizada como en el medio de control. Se superponen la proliferación del flagelado formador de colonias, *Phaeocystis pouchetti*, (como colonias por ml) y el número de colonias de bacterias (ufc –unidades formadoras de colonias– en miles por ml) que crecen sobre agar TCBS en muestras tomadas de aguas costeras adyacentes. Adaptado a partir de Utting y Helm (1985) incluyendo datos previos no publicados.

bacterias formando colonias en el agar TCBS está en su nivel máximo. Las bacterias que forman colonias sobre este agar incluyen especies del género *Vibrio* y conocidos patógenos oportunistas, como *V. anguillarum*, que con frecuencia se citan como bacterias dominantes en los sistemas de criadero en esa época del año, y suelen estar implicadas en casos de enfermedades. Se sabe que *V. anguillarum* produce potentes exotoxinas, incluyendo una toxina ciliostática de bajo peso molecular que inhibe el movimiento de los cilios del velo en las larvas y de las branquias en los juveniles.

Se puede mejorar la calidad del agua de mar para el desarrollo embrionario empleando varios pretratamientos químicos durante períodos de 24 horas antes de su uso, además de utilizar las medidas usuales de filtración y de desinfección con UV. Los tratamientos que suelen ser efectivos incluyen la adición de 1 mg por l de EDTA (ácido etilendiamin otetraacético) y 20 mg por l de metasilicato de sodio ($Na_2SiO_3.9H_2O$) a los tanques con agua de mar filtrada que luego se airean vigorosamente hasta que se vayan a emplear 24 horas después. El porcentaje de huevos que se convierten en larvas D puede mejorarse significativamente con un tratamiento así. Por ejemplo, en 28 ensayos con embriones de ostión japonés, se mejoró la producción de larvas D procedentes de desoves semanales durante el ciclo en criadero (marzo a septiembre) de una media de 36,6% a 52,9%. La mejora obtenida con el uso del pretratamiento químico es comparable a un rendimiento medio de 54,6% en el medio de control artificial.

La tasa de crecimiento de las larvas desde la fase D también se ve afectada por la variabilidad en la calidad del agua de mar de la misma forma y por las mismas razones que en el caso del desarrollo embrionario. Los efectos sobre el crecimiento son de nuevo patentes en todas las especies de bivalvos analizadas. La Ilustración 75 muestra el crecimiento comparado de larvas de ostión japonés a lo largo de un período de 6 días, a partir de la fase D cuando se cultivan a escala de vaso de precipitados a 25 °C en agua normal de criadero y en una preparación artificial de agua de mar [formula de Lyman y Fleming, a partir de Sverdrup *et al.* (1942)]. Las diferencias en la tasa de crecimiento se expresan en el Índice de Crecimiento (IC), donde:

$$IC = \frac{\text{incremento de crecimiento en 6 días en agua de mar en criadero}}{\text{incremento de crecimiento en 6 días en el control de agua de mar artificial}}$$

Los índices de crecimiento >1,0 indican períodos en los que el crecimiento fue superior en el agua de criadero; un IC de 1,0 indica igual comportamiento en los dos medios y

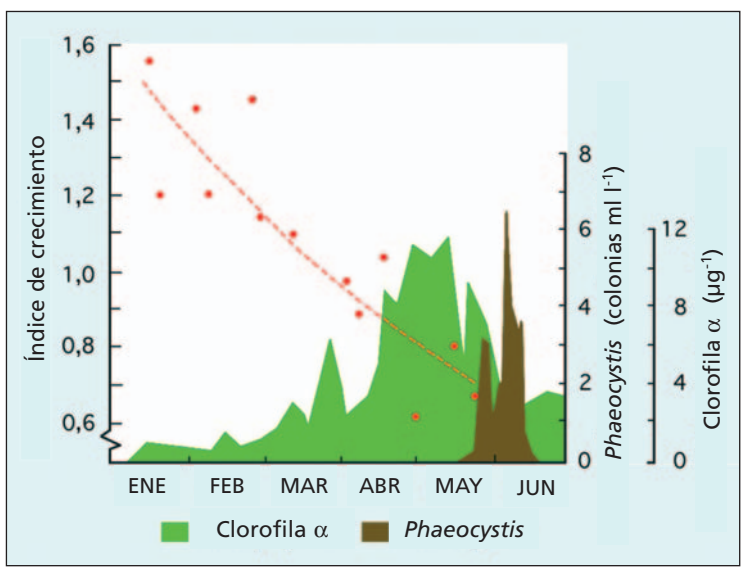


Ilustración 75: Crecimiento comparativo de larvas de ostión japonés durante un período de 6 días, a 25 °C en condiciones de criadero y con agua de mar normal y artificial calculado como índice de crecimiento. La clorofila α y el número de colonias de *Phaeocystis pouchetti* en la toma de entrada al criadero se toman como indicadores de la producción de fitoplancton en las aguas costeras adyacentes al criadero (M.M. Helm, sin publicar).

un IC de <1,0 indica momentos en los que la tasa de crecimiento era inferior en el agua del crecimiento comparado con el medio artificial.

Los resultados que aparecen en la Ilustración 75 indican un deterioro progresivo de la calidad del agua de mar desde el comienzo del ciclo del criadero en enero hasta que finalizaron los ensayos a finales de mayo, cuando –durante un período aproximado de 6 semanas– las larvas no consiguieron sobrevivir al período experimental de 6 días en ningún medio. Hasta finales de abril, las tandas de larvas criadas para la producción de semilla se desarrollaron con normalidad hasta su fijación en agua de mar de criadero y dieron una buena producción de semilla. Una vez transcurrido ese tiempo, el cultivo a gran escala fue problemático, haciéndose difícil la supervivencia, y las larvas no consiguieron llegar a la fijación. Se hizo patente la misma tendencia en el caso de larvas de ostra europea, *Ostrea edulis*, en cuyo caso el deterioro tanto del crecimiento (Ilustración 76) como de la supervivencia llegaron a producir en muchos casos enfermedades y la completa mortalidad de las cohortes de las larvas en cultivo en mayo y junio. Una vez más, la calidad del agua de mar fue más variable unos años que otros.

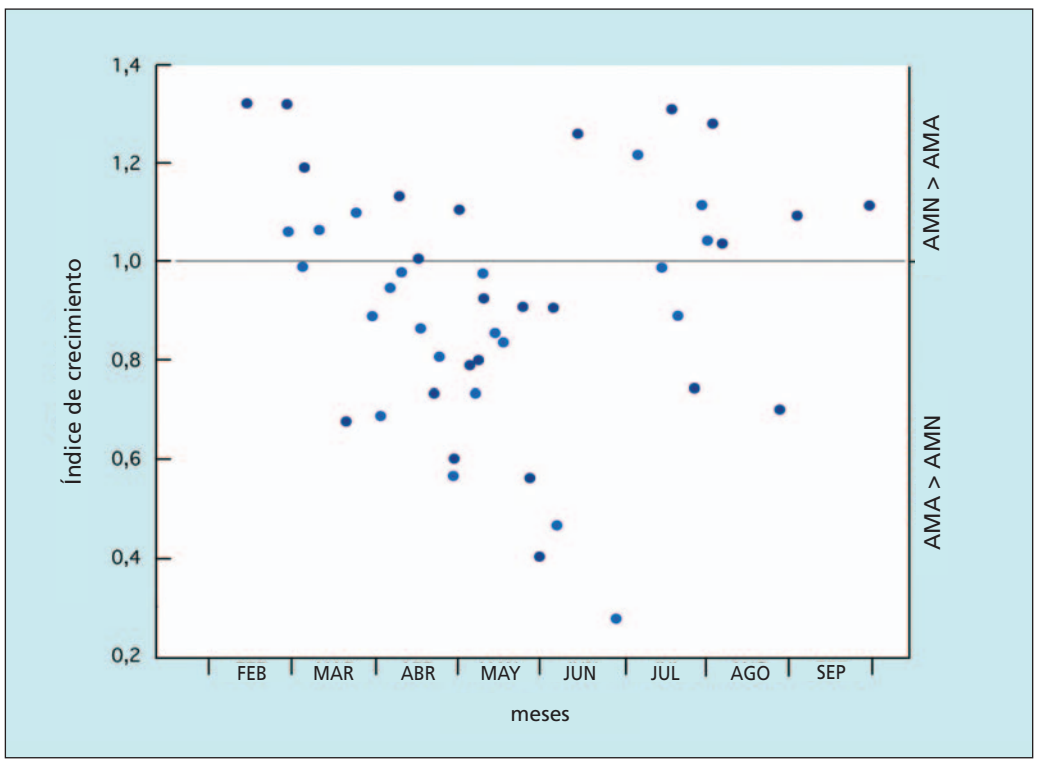


Ilustración 76: Índices de crecimiento de muestras de crías de larvas de ostra europea, *Ostrea edulis*, cultivadas en criadero a escala de vaso de precipitados en el criadero y en agua de mar artificial (AMA) durante un período de 4 días a partir del momento de la expulsión a 24±1 °C a lo largo de un ciclo de criadero. Los resultados abarcan un período de 2 años –diferenciados por el sombreado de los puntos de datos. A partir de Helm (1971) y datos anteriores no publicados.

5.3.4 Calidad de los huevos y de las larvas

La calidad de los huevos, en cuanto a su composición bioquímica desde el punto de vista cuantitativo y cualitativo,también tiene relación con el rendimiento posterior de las larvas. Los estudios sobre este tema se han centrado principalmente en el contenido de lípidos y, concretamente, en la importancia y el papel de los ácidos grasos muy insaturados (HUFA), bien donados por la hembra durante la ovogénesis o movilizados directamente en la dieta durante el período de maduración del huevo antes del desove.

Las condiciones a las que se expone a las hembras durante la ovogénesis y la maduración del huevo pueden tener un profundo efecto tanto sobre la fecundidad como sobre la calidad de los huevos que se expulsarán posteriormente. La composición de la dieta y la abundancia de alimento son aspectos de gran importancia tanto para el stock en su hábitat natural como en un medio de acondicionamiento de reproductores en criadero. La dieta recibida durante el acondicionamiento (Ilustración 77) puede alterar significativamente la composición de los HUFA de los huevos recién desovados, pero no hay indicios de que dichos cambios ejerzan un efecto fácilmente discernible sobre la viabilidad y vigor de las larvas procedentes de esos huevos. Tampoco hay indicios que sugieran que las larvas de stock salvaje de ostra europea sean más o menos viables que las de stocks acondicionados en criadero, aunque sus perfiles de HUFA puedan ser bien diferentes (Ilustración 78). Las diferencias pueden ser demasiado sutiles como para hacerse patentes en el contexto de cultivo en criadero donde se hace un gran esfuerzo para proporcionar a las larvas unas condiciones casi óptimas.

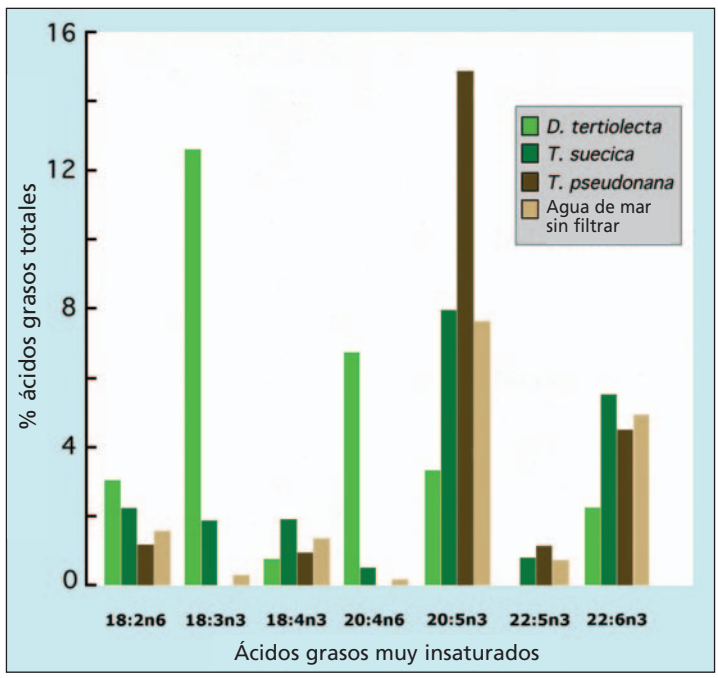


Ilustración 77: Contenido de ácidos grasos poliinsaturados de huevos de almeja japonesa, *Tapes philippinarum*, procedentes de reproductores que habían sido alimentados en el criadero con diferentes dietas durante el acondicionamiento. Las almejas del control se mantuvieron en agua de mar sin filtrar, mientras que las otras recibieron una ración al 3% bien de *Dunaliella tertiolecta*, *Tetraselmis suecica* o de *Thalassiosira pseudonana* en 2µm de agua de mar filtrada. (Laing, Child y Helm –datos anteriores sin publicar).

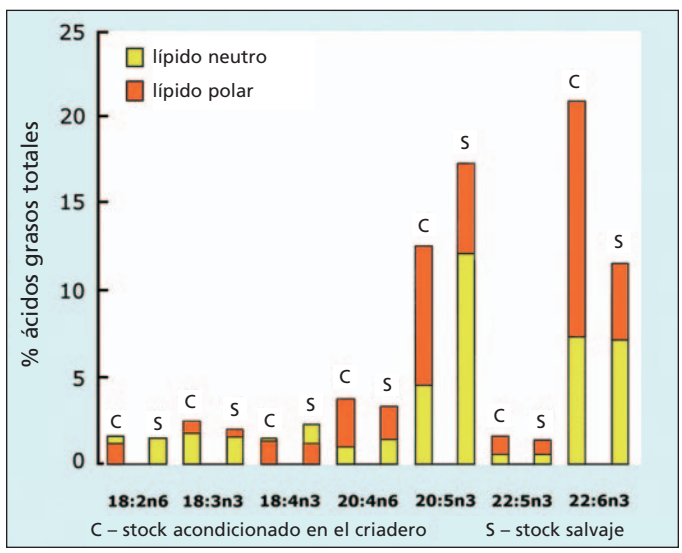


Ilustración 78: Comparación de la composición en ácidos grasos poliinsaturados de stocks salvajes y acondicionados en criadero de larvas de ostra europea, *Ostrea edulis*. En los ácidos grasos se pueden distinguir componentes neutros (triacilgliceroles) y polares (estructurales). Modificado a partir de Helm *et al*. (1991).

El contenido total de lípidos de los huevos recién desovados, o de las larvas recién expulsadas, en el caso de la ostra europea es un aspecto importante. Los lípidos totales, como proporción del peso (orgánico) seco sin cenizas, de huevos de ostión

japonés están correlacionados positivamente con el porcentaje de huevos que alcanza la fase de larva D (Ilustración 79). Incluso cuando se sigue un protocolo estándar de acondicionamiento de reproductores, el contenido de lípidos puede variar ampliamente según el momento del año y de un año a otro (Ilustración 80A). Esto se debe a la cantidad, diversidad y valor nutritivo del alimento presente en el agua de mar sin filtrar que se suministra a los tanques de acondicionamiento antes de añadir algas cultivadas (Ilustración 80B). También podría explicar porqué hay años más productivos que otros en el criadero y años en los que se sufren menos trastornos que en otros.

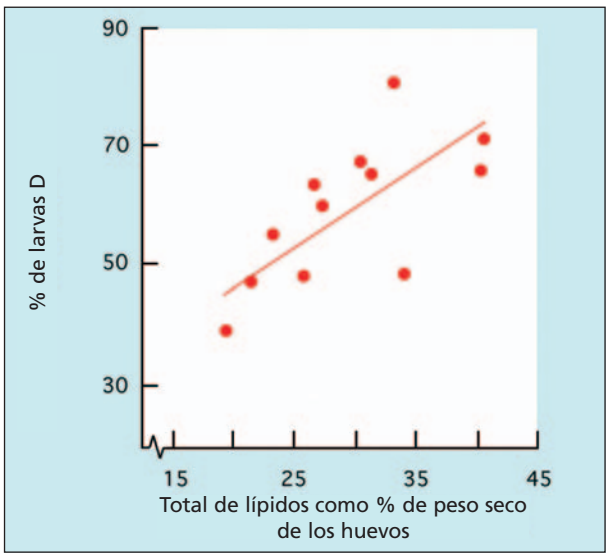


Ilustración 79: Relación entre el contenido total de lípidos como porcentaje del peso seco y el porcentaje de huevos de ostión japonés, *Crassostrea gigas*, que llegan a la fase de larva D. A partir de Utting y Helm (1985) y datos anteriores sin publicar.

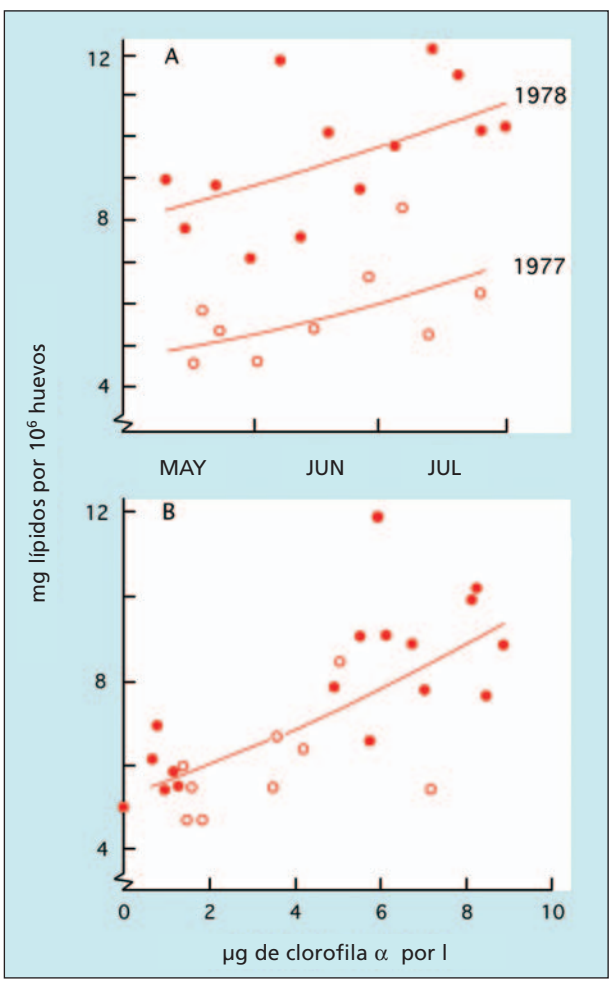


Ilustración 80: Relación entre el contenido total de lípidos de huevos de ostión japonés recién desovados y, (**A**) meses del año en dos años diferentes y (**B**), contenido de clorofila α en el agua de mar sin filtrar suministrada a reproductores en un criadero con un protocolo de acondicionamiento estándar. A partir de Utting y Helm (1985) y de datos anteriores sin publicar.

En las ostras larvíparas, p. ej. *Ostrea edulis*, el incremento del peso de las larvas durante los 4 días posteriores a su expulsión por los adultos está significativamente correlacionado con el contenido de lípidos en el momento del desove, lo que sugiere la importancia de las reservas donadas por la madre durante la primera etapa de desarrollo larvario (Ilustración 81). De nuevo se observan indicios de estacionalidad y de diferencias entre años. Sin embargo, dichos efectos se hacen menos pronunciados conforme las larvas continúan creciendo cuando la dieta y ración suministrada día a día tienen una influencia primordial.

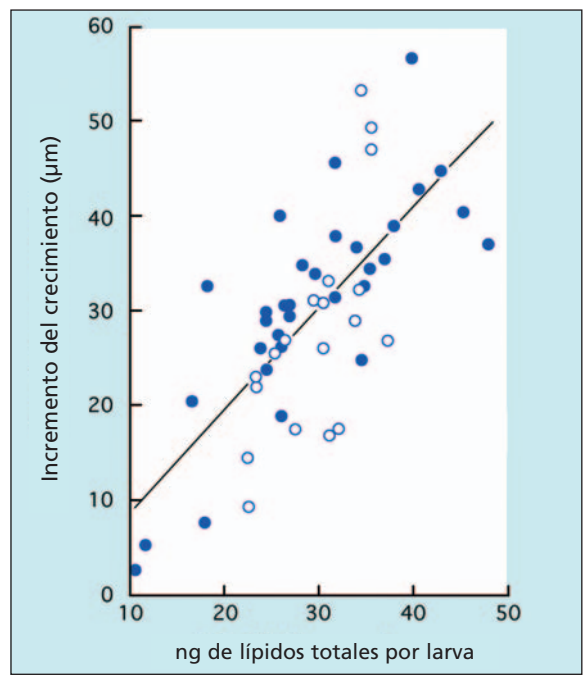


Ilustración 81: Relación entre el incremento del crecimiento de larvas de *Ostrea edulis* en un período de 4 días tras la liberación y contenido total de lípidos en el momento de la liberación de reproductores acondicionados del criadero. Cada punto de datos representa una cohorte específica de larvas a lo largo de un período de 2 años –cada año se diferencia por el sombreado de los puntos de datos. Las larvas se cultivaron a escala de vaso de precipitados en agua de mar artificial y se les suministró la misma dieta y ración para ofrecer condiciones normalizadas a lo largo de la secuencia de ensayos. A partir de Helm (1971) y datos anteriores sin publicar.

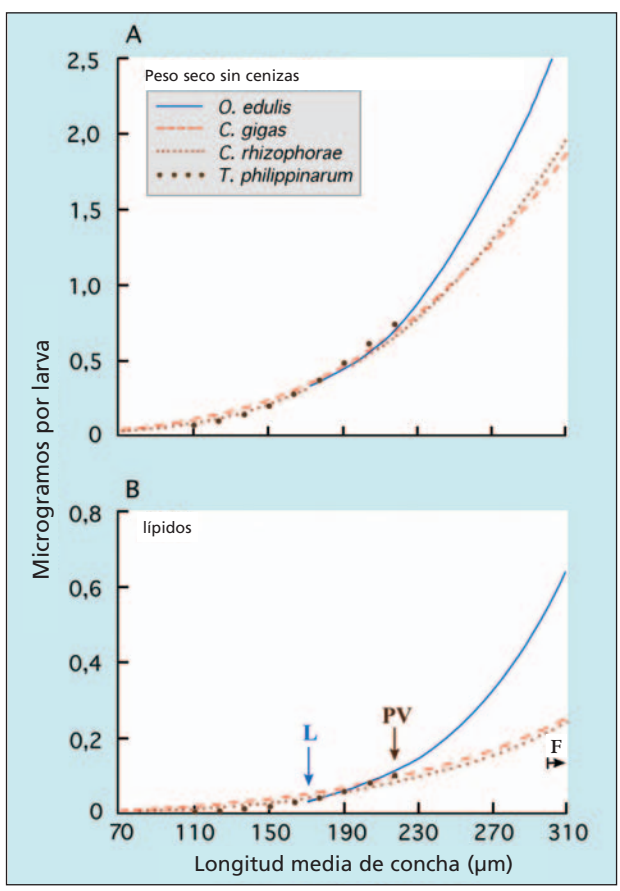


Ilustración 82: Comparación de los incrementos de (**A**) peso (orgánico) seco sin cenizas y (**B**) contenido lipídico por larva en relación con la longitud de concha media en larvas de cuatro especies de bivalvos. **L** – indica el tamaño medio en el momento de la liberación de larvas de *Ostrea edulis*; **PV** – inicio de la etapa pediveliger en *Tapes philippinarum* y **F** – inicio de la fijación en las tres ostras. Fuente: Helm –datos anteriores sin publicar.

En condiciones casi óptimas, la mayoría de las especies de bivalvos cultivados habitualmente exhiben una semejanza directa en lo que se refiere a la longitud de la concha y el peso seco sin cenizas de las larvas (Ilustración 82A). Hay que señalar la excepción de la ostra larvípara, *Ostrea edulis*, cuyas larvas muestran una creciente divergencia en etapas posteriores en comparación con las larvas de la especie *Crassostrea* ya que la acumulación de lípidos es tres veces superior conforme las larvas crecen y se acercan a la metamorfosis (Ilustración 82B). Los estudios sugieren que los lípidos son mucho más importantes como fuente de energía durante la metamorfosis en *Ostrea edulis* que en las ostras ovíparas.

5.3.5 Enfermedades

En la Sección 5.3.3. se ha hecho mención a la implicación de las bacterias del género *Vibrio* en las masivas mortandades de larvas que tienen lugar de vez en cuando hasta en los criaderos mejor gestionados. Puede ocurrir que no siempre sea la especie *Vibrio* la causa directa de las tasas anormales de mortalidad, ni que sean el único grupo de patógenos oportunistas o estrictos que pueden contaminar los cultivos y presentar problemas. Las especies de patógenos potenciales se encuentran dentro del entorno del criadero todo el año pero en la mayoría de los casos están controladas al constituir una pequeña parte de la flora bacteriana. En otros momentos del año, tal y como se indica en la Sección 5.3.3, pueden llegar a proliferar y dominar la flora microbiana, representando una seria amenaza para la producción.

Antes de atribuir las mortalidades masivas de larvas al brote de una enfermedad hay que investigar otras causas posibles y, por ejemplo, inspeccionar el estado de limpieza de tuberías y filtros. También hay que examinar exhaustivamente equipos como las bombas y los ventiladores de aire pues pueden estar corroídos o tener escapes de aceite. Puede ocurrir que los cultivos de algas se contaminen seriamente o que un operario cometa un error de juicio o de cálculo y haber sobrealimentado un cultivo, o haber olvidado conectar la toma de aire a un tanque o tanques, o no haber aclarado un tanque después del tratamiento con lejía. Sólo después de investigar y descartar todas las vías se puede considerar la posibilidad de que la causa sea una enfermedad.

A diferencia de las enfermedades de las larvas de los peces, las enfermedades en larvas de bivalvos se inician rápidamente y adquieren enseguida dimensiones catastróficas. Las larvas no suelen mostrar síntomas prolongados que desencadenen situaciones de mortalidad masiva. Pueden tener una apariencia perfectamente normal en cuanto a color y comportamiento la noche anterior, pero la mañana siguiente se pueden encontrar en el fondo del tanque, bien muertas o moribundas con las conchas prácticamente sin tejido y llenas de protozoos ciliados como los necrófagos oportunistas. Muchas veces puede darse un aviso previo cuando las larvas no comen tal y como se esperaría el día anterior a la mortalidad masiva. Esto resalta la importancia de mantener registros minuciosos.

Una vez han caído las larvas al fondo del tanque poco puede hacer el operario del criadero sino añadir al tanque un esterilizante potente como la lejía. Aunque pueda parecer que un pequeño porcentaje de larvas sigue activo y con aspecto de normalidad, las larvas morirán invariablemente antes de llegar a la metamorfosis si hay un patógeno implicado. El objetivo es intentar contener la enfermedad y eliminar la fuente de infección, lo que puede suponer cerrar el criadero para realizar una fumigación concienzuda, asegurándose de que se limpia y esteriliza todo el equipo. Sólo entonces se deja inactivo el criadero durante una o dos semanas antes de retomar las actividades de producción. El uso de antibióticos no es aconsejable en estos brotes ya que rara vez mejoran la situación y siempre existe el riesgo de que los patógenos se hagan resistentes.

Muchos criaderos concentran la producción durante períodos del año en los que es poco probable que se den mortalidades masivas. En regiones templadas el período más fiable es el invierno y el comienzo de la primavera, p. ej. antes de que comiencen las proliferaciones de fitoplancton. El período que va desde finales de junio hasta finales de septiembre suele ser adecuado para la producción interrumpida.

Al final de la Parte 5 se pueden consultar referencias adicionales sobre las enfermedades de las larvas de bivalvos.

5.4 FIJACIÓN Y METAMORFOSIS

5.4.1 Introducción

Durante la mayor parte de la fase larvaria las larvas nadan con libertad en la columna de agua (Ilustración 83A). Más concretamente, las larvas nadan hacia arriba, hacia la superficie, y luego recogen el órgano natatorio y de alimentación (el velo), cierran sus valvas y se hunden hasta el fondo para retomar la actividad natatoria. Conforme van creciendo y se acercan al final de la fase larvaria, la actividad de alimentación se ralentiza, consumen menos alimento, y las larvas pasan cada vez más tiempo en el fondo y en la parte inferior del tanque. Esto marca el comienzo de la metamorfosis, una etapa crítica de su desarrollo durante la que se pueden dar grandes mortalidades, y durante la que se producen considerables cambios anatómicos. El éxito de la transformación hacia la forma juvenil y de la supervivencia en esta etapa depende de una serie de factores, entre ellos, la disponibilidad de reservas energéticas acumuladas durante la fase larvaria.

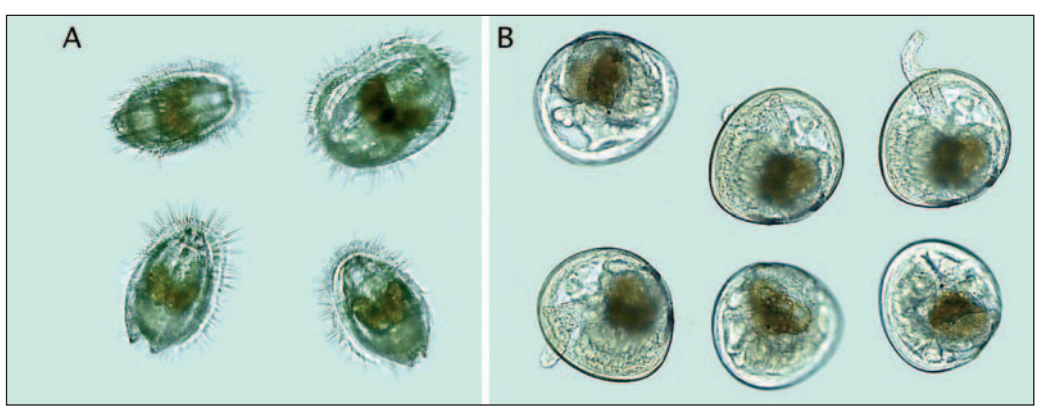


Ilustración 83: Microfotografías de (**A**) larvas de *Argopecten gibbus* nadando y mostrando el órgano ciliado de alimentación y natación, el velo, y (**B**) larvas pediveliger con ojo de la misma especie. En tres larvas se puede observar cómo se extiende el pie entre las valvas y en la larva que se encuentra en la parte superior izquierda se puede ver claramente la pequeña mancha ocular negra, bajo la glándula digestiva (**B**).

Hay que recalcar pues la importancia de producir larvas sanas con abundantes reservas energéticas.

Se pueden distinguir dos etapas en la metamorfosis: la fijación, que es un fenómeno reversible (excepto en las ostras), y la metamorfosis, que es irreversible.

La fijación es la etapa inicial de la metamorfosis. Las larvas empiezan a alejarse de la columna de agua para acercarse al sustrato, sobre el que se desplazan empleando sus pies con la concha erguida en busca de una superficie adecuada para fijarse (Ilustración 83). Si la superficie no es la adecuada se alejarán o nadarán buscando una ubicación más idónea. Este proceso se puede repetir varias veces y la metamorfosis se puede retrasar durante un tiempo si no encuentran la superficie propicia.

La metamorfosis es la segunda etapa y es irreversible. Se desconocen los factores que la desencadenan, aunque el tipo de sustrato y los aspectos físicos, químicos y biológicos indudablemente son importantes. En esta época se producen en el animal cambios morfológicos y fisiológicos considerables conforme pasa de larva nadadora a semilla. La metamorfosis puede producirse de forma rápida, pero puede retrasarse si no se cumplen las condiciones idóneas. En el criadero a veces se puede retrasar si se reduce la temperatura del agua.

5.4.2 Preparación de las larvas para la metamorfosiss

En muchas especies, la aparición de un par de manchas oculares oscuras, una a cada lado entre la glándula digestiva y las valvas (Ilustración 83) es una indicación de que ha comenzado o va a comenzar la búsqueda de sustrato, como preparación para la fijación (a veces también denominado adhesión o agarre) y la metamorfosis. El papel que en realidad desempeña la mancha ocular es algo que se desconoce. La aparición de la mancha ocular está relacionada con el tamaño (véase más adelante) y coincide con el comportamiento de «encadenamiento» o «embudo» de las larvas *en masse* cuando se agregan a través de las secreciones mucosas al ser transferidas de los cedazos a los cubos para cambiar el agua (Ilustración 84). Estos son signos claros de que las larvas están listas para fijarse.

En este momento, o un día o dos más tarde, se pueden ver ya a las larvas extendiendo un nuevo pie entre las valvas (Ilustración 83B). Este pie tiene un extremo ciliado y numerosos receptores sensibles y se emplea para buscar sustratos cuando las larvas están buscando un nicho adecuado para fijarse y formar o bien un biso o bien una fijación de cemento con el sitio elegido. El pie les proporciona movilidad para arrastrarse por las superficies y en algunas especies también puede tener una función de alimentación («alimentación pedal»). También es el lugar donde se forma el biso o donde se encuentran las glándulas de cemento, según la especie. Las ostras forman fijaciones de cemento en la superficie, mientras que otros bivalvos se agarran utilizando los hilos del biso. En esta etapa a las larvas se las conoce como larvas pediveliger.

Existe cierta controversia sobre el hecho de que los bivalvos –y otras larvas de invertebrados– se fijen y sufran una metamorfosis siguiendo un patrón rígido o bien seleccionen un sustrato en particular, necesitando un estímulo específico para empezar el proceso. La opinión general en la actualidad es que los estímulos ambientales inciden en la fijación y la metamorfosis y que las larvas necesitan estímulos químicos específicos antes de iniciar el proceso de fijación y metamorfosis. Los estudios muestran que estos estímulos son productos químicos denominados neurotransmisores y que deben estar presentes para que se pueda iniciar la fijación y la metamorfosis.

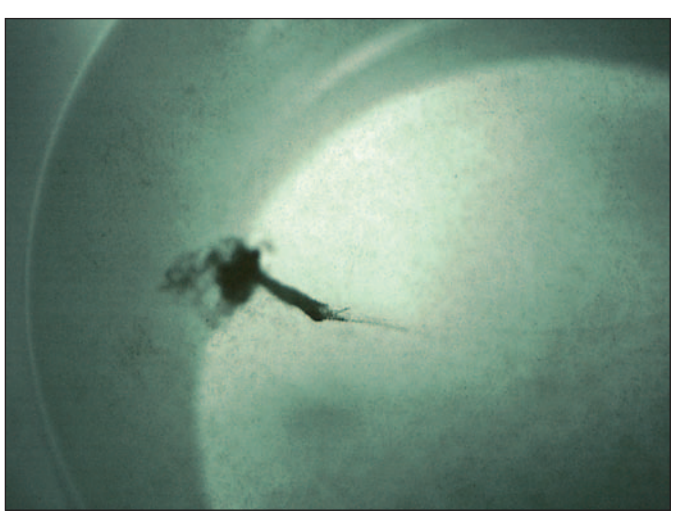


Ilustración 84: Comportamiento natatorio de «encadenamiento» (o «embudo») de larvas maduras antes de la fijación. La masa negra son numerosas larvas agregadas justo debajo de la superficie de agua en un cubo.

5.4.3 Fijación de las larvas

5.4.3.1 Estímulos para la fijación

Las estrategias para facilitar y potenciar la fijación de las larvas pediveliger varían ampliamente entre criaderos y según la especie y los métodos empleados para criar los juveniles en su primera etapa. Los gerentes de los criaderos quieren que las larvas se fijen en un sustrato conveniente (material de fijación –véase la Sección 5.4.3.2) y que inicien la metamorfosis lo antes posible. Los estudios muestran que existen varios métodos, incluyendo los estímulos físicos y químicos, que ayudan a iniciar estos procesos. El método físico más común que se emplea es el choque térmico, enfriando las larvas maduras (a veces en un refrigerador) y poniéndolas luego en agua templada en los tanques de fijación. Los resultados son variables pero existen indicios de mejora del éxito de la metamorfosis al emplear este método.

Un método habitual para estimular e incrementar el éxito de la metamorfosis es el empleo de productos químicos. Se han probado varios, incluyendo el amoníaco y un grupo de productos químicos llamados neurotransmisores que incluye la L-DOPA (L-3-4-dihidroxifenilalanina), la epinefrina, norepinefrina y la yohimbina.

Los gerentes de muchos criaderos cuestionan el uso de productos químicos para estimular e incrementar el éxito de la metamorfosis y no se emplean de manera extensiva. Los gerentes creen que los altos índices de éxito de la metamorfosis en larvas de bivalvos producidas en criadero se pueden obtener en un sitio de telecaptación si las larvas son de buena calidad y cuentan con buenas reservas alimenticias y un manejo adecuado. También opinan que la adición de neurotransmisores podría proporcionar inicialmente mejores resultados de metamorfosis que en el caso de las larvas sin tratamiento, pero que no se observan apenas diferencias entre larvas tratadas y sin tratar en cuanto al número de juveniles que crecen hasta los 5 ó 10 mm. Los neurotransmisores permiten alcanzar la metamorfosis a algunas larvas que de otro modo no lo hubieran conseguido, pero no cuentan con las reservas suficientes para seguir creciendo hasta la etapa de juveniles.

5.4.3.2 Sustratos adecuados para la fijación

El material empleado sobre el que se fijan las larvas en el criadero o en instalaciones remotas se denomina material de fijación y puede ser de varios tipos. Tiene que cumplir dos criterios importantes, que sea una superficie adecuada para las larvas y que se pueda manejar con facilidad.

Los criaderos de ostras de la costa occidental de Norteamérica no siempre fijan las larvas pediveliger *in situ*, sino que entregan larvas con ojo a los productores para que éstos las fijen en sitios remotos adyacentes a las granjas ostrícolas (Ilustración 85). Esta metodología se explica en la Sección 6.2.

A continuación se incluye un sumario de los métodos más habituales empleados para fijar larvas maduras con ojo de los diferentes grupos de bivalvos.

(i) Ostras

Las superficies para la fijación se pueden encontrar, bien en los tanques donde se cultivan las larvas –directamente en los tanques de reproductores en el caso específico de las larvas de *Tiostrea*– o bien en tanques especiales de fijación. Esto se hace cuando el 50% o más de las larvas han alcanzado la etapa de ojo y también se aplica a las especies de *Ostrea* y *Crassostrea*. En los criaderos se suelen seleccionar las larvas más grandes de los lotes con una malla de 240 µm (que retiene larvas de entre 300 y 340 µm de longitud de concha) para la fijación, dejando las restantes para que sigan



Ilustración 85: Sistema de telecaptación de ostras ubicado en la Isla de Vancouver, Columbia Británica, Canadá. Las larvas con ojo de ostión japonés, *Crassostrea gigas*, procedentes de criaderos de la costa occidental se reciben y se colocan en tanques de hormigón equipados con bolsas de malla llenas de conchas limpias de ostiones japoneses maduros. Cuando las conchas tienen suficientes fijaciones –unos días después– se transfieren al semillero de engorde de la explotación.

creciendo y desarrollándose. La densidad apropiada de larvas de ostra por unidad de volumen en la etapa de fijación suele oscilar entre 2 000 y 5 000 por l aunque el criterio más importante es el área de la superficie de fijación. Entre los materiales de uso más común para proporcionar amplias zonas de superficie de fijación se pueden incluir los siguientes:

a) Láminas de PVC ligeramente rugosas, que pueden apilarse verticalmente en la columna de agua, bien teniendo las láminas separadas por un espaciador, o bien disponiendo una única lámina sobre el fondo del tanque (a veces se emplean también láminas de PVC formando tejas semicilíndricas).

b) Capas de partículas y trozos de conchas que se preparan moliendo conchas limpias de ostras viejas y esparciéndolas por el fondo de los tanques o bandejas de fijación. El material particulado se clasifica de tal manera que sólo se emplean aquellos trozos que pasan por un cedazo de 500 µm y quedan atrapados en uno de 250.

c) Haces, bolsas, o cuerdas de conchas limpias de ostras viejas que se dispersan en la columna de agua, normalmente en tanques de fijación.

d) Varios materiales de cerámica o plástico recubiertos de cemento (mezcla de cal y argamasa). Por ejemplo, para fijar semilla de ostra en grandes tanques, a veces se emplean pilas de colectores cónicos (tipo sombrero chino) de plástico recubiertos de cemento. Una vez que han alcanzado una talla apropiada pueden retirarse doblando y flexionando el colector para romper la cubierta de cemento.

Las larvas suelen fijarse y adherirse más prolíficamente sobre la superficie sombreada de los materiales de sustrato en los tanques poco profundos. Una lámpara de filamento de tungsteno de baja intensidad (60W), montada por encima de los tanques más profundos, también hará que las larvas se fijen en el fondo en las zonas más sombreadas (Ilustración 86A y B). El atractivo de los colectores de gran superficie puede mejorarse pintándolos con un extracto acuoso de carne de ostra homogeneizada. Después se deja que se sequen al aire y se colocan en los tanques de fijación. La razón es que las larvas exhiben un comportamiento gregario y suelen fijarse allá donde se han fijado otras larvas antes. Los colectores de PVC mejoran con el tiempo en cuanto a su capacidad para atraer la fijación. Cuando han «envejecido» lo suficiente ya no es necesario aplicar la cubierta de extracto acuoso.



Ilustración 86: A y **B** – En este ejemplo se muestra la utilización de láminas de PVC con superficie mate como sustrato para la fijación de semilla de ostra y su colocación en el fondo de los tanques de cultivo larvario (A). Los tanques se iluminan desde arriba con lámparas de filamento de tungsteno para ayudar a una fijación rápida. Los colectores de semilla se verifican varias veces cada día (B) y cuando hay una densidad suficiente se retira suavemente la semilla recién fijada con ayuda de una hoja de afeitar. **C** y **D** – Personal de un criadero de ostras cubano colgando conchas de ostras de mangle sobre cuerdas de nailon (C). Estas cuerdas se colocan en tanques de fijación de hormigón con suficientes larvas con ojo para proporcionar la densidad de fijación (D). Detrás de los tanques de fijación en la fotografía D se pueden ver los tanques de cultivo larvario de gran volumen.

Los métodos anteriores, (a) y (b), se emplean para producir lo que se denomina semilla «sin material de fijación». La semilla de ostra sin material de fijación (semilla que ya no está adherida a un sustrato o a una partícula de concha) puede cultivarse como individuos separados hasta que alcancen una talla comercial para abastecer el comercio de bivalvos con concha. Por el contrario, las supervivientes de las que se fijaron en conchas completas crecerán juntas con el tiempo, sus conchas se fusionarán y formarán racimos, por lo que sólo serán apropiadas para la extracción de la carne una vez cosechadas.

Para proporcionar semilla sin material de fijación cuando se emplean láminas de colectores de PVC, la semilla recién fijada tiene que retirarse de las superficies con ayuda de una hoja de afeitar a las 24 horas de fijación. Esto se hace sumergiendo la lámina en una bandeja poco profunda de agua de mar y rascando suavemente con una hoja de afeitar montada sobre un soporte apropiado por toda la superficie mientras

se pulveriza la hoja con un chorro de agua de mar. El número de semillas retiradas se puede estimar utilizando el mismo método que con las larvas (Sección 5.1.2.3). Luego se traspasan al sistema de cultivo temprano de juveniles dentro del propio criadero.

Como se comentó con anterioridad, se puede inducir la metamorfosis en las larvas de ostra con ojo sin que éstas se adhieran a un sustrato, empleando el neurotransmisor epinefrina. Esto requiere que se disuelvan 0,1832 g de epinefrina (adrenalina) en un 10% de ácido clorhídrico para luego diluirlo en 10 l de agua de mar filtrada, que es un volumen suficiente como para tratar 2 millones de larvas con ojo. Las larvas con el tamaño apropiado para la fijación se exponen a este tratamiento durante 60 ó 90 minutos y luego se devuelven a los tanques de cultivo. En el siguiente cambio de agua, las larvas que han pasado por la metamorfosis y han comenzado a crecer como semilla son separadas de aquellas que todavía son larvas, reteniéndolas con un tamiz de 270 µm. Sólo las larvas listas para la inminente fijación responderán a este tratamiento y completarán la metamorfosis sin fijación. Las larvas que no responden no se ven dañadas y pueden recibir otro tratamiento uno o dos días después, aunque este método de tratamiento se suele emplear con aporte de superficies de fijación.

Los índices de supervivencia en las ostras después de la fijación son normalmente elevados, llegando a alcanzar 2 mm de longitud de concha el 50 ó 70% de las que se fijan.

(ii) Vieiras

A diferencia de las larvas de ostra, las larvas pediveliger de vieira con ojo forman con el biso una fijación en las superficies sobre las que se fijan. En la naturaleza se fijan a las algas rojas filamentosas, a los hidrozoos, briozoos y a los tubos de poliquetos, entre otros sustratos idóneos tanto vivos como inertes. En el criadero hay redes de polietileno, mallas de nailon, y toda una variedad de materiales igualmente filamentosos que proporcionan buenos sustitutos. Las larvas pediveliger con ojo pueden fijarse en tanques larvarios o en tanques de fijación creados para ese propósito, tanto en condiciones de agua estática como de flujo continuo. En este último caso, es esencial una pantalla de malla en el desagüe para retener a las larvas dentro del tanque. Como las larvas, las pediveliger y los juveniles jóvenes de vieira son especialmente frágiles y delicados la tendencia es retirarlas de los tanques larvarios cuando tienen ojo y transferirlas a los tanques de fijación. Esto se hace a una longitud de concha considerablemente inferior a la de las larvas de ostra –de 220 a 240 µm comparado con los 300 a 340 µm. Las Ilustraciones 87 y 88 muestran ejemplos de tipos apropiados de tanques de fijación y materiales de colectores.

Las larvas pediveliger de vieira se pueden fijar a densidades de entre 1 000 y 2 000 por l en tanques con material de fijación equipados para agua estática, recirculación o flujo continuo. El ejemplo de la Ilustración 87 utiliza tanques circulares para peces, de fibra de vidrio de 450 l de volumen (**A**) equipados con desagües y tubos ascendentes en el fondo. Los haces de redes de malla plástica (**B**) se apilan sin apretar en los tanques (**C**) o se meten en «bolsas de cebolla» de fina malla que quedan suspendidas en la columna de agua (**D**). La semilla se fija principalmente sobre la malla negra (**E**). La estructura de tuberías de plástico por encima de la superficie del agua, visible de forma clara en D, forma parte de un sistema ascendente accionado por aire. Cada brazo vertical tiene una línea de aire en la base. Cuando se enciende el flujo de aire, el agua sube desde el fondo del tanque y a través de los agujeros perforados se vierte a las tuberías de recirculación por encima del agua y de vuelta al tanque. En funcionamiento, el nivel de agua en el tanque cubre por la mitad las tuberías de recirculación.

Los tanques de fijación se tratan como si fueran tanques de cultivo larvario durante los 6 u 8 primeros días una vez se han añadido las larvas pediveliger. El agua se cambia tres



Ilustración 87: Las larvas pediveliger de vieira pueden fijarse con densidades de hasta 2 000 por l en tanques llenos de material de fijación equipados con sistemas estáticos, de recirculación o continuos. El sistema ilustrado se encuentra en la Estación de Investigación Biológica de Bermudas, Inc. y se emplea tanto para *Argopecten gibbus* como para *Pecten ziczac*. Consúltese el texto para ver los pasos que se incluyen.

veces durante ese período drenando agua a través de un tamiz para retener al resto de las larvas nadadoras (obsérvese las válvulas de drenaje visibles en la Ilustración 87A). Al mismo tiempo, se añade agua de mar filtrada a velocidad tal que se equilibre con el caudal de salida para así mantener un nivel de agua constante, que evita que se exponga al aire el material de fijación y las larvas fijadas. Este intercambio de agua se continúa durante 30 ó 45 minutos. Antes de devolverlas al tanque se calcula el número de larvas retenidas en el tamiz, su supervivencia y el número de semillas que ha pasado por la metamorfosis pero que no se ha fijado. Los tanques se airean suavemente durante este período y se añade alimento de exactamente la misma forma que en el cultivo larvario.

Después de esta primera semana, se enciende el sistema ascendente accionado por aire y se baja gradualmente la temperatura del agua del tanque hasta alcanzar la temperatura ambiente durante varios días. Los tanques se hacen funcionar entonces en sistema continuo mediante la activación de una entrada continua y suficiente de agua de mar a temperatura ambiente para intercambiar el volumen del tanque 3 ó 4 veces cada día.

El sistema ascendente accionado por aire se mantiene y se añade alimento de forma continua. Tres semanas después de haber introducido las larvas pediveliger, la semilla fijada más grande mide 2 mm de altura de concha (Ilustración 87E).

En esencia, el proceso que se ha descrito más arriba es una adaptación al criadero del uso extendido de «bolsas de cebollas» rellenas de malla plástica para capturar semilla natural en el mar. Una opción diferente es colocar a las larvas pediveliger en bandejas o cilindros con base de malla de abertura apropiada (120 ó 150 µm de abertura). Las bandejas se colocan en tanques poco profundos a través de los que se recircula agua complementada con alimento o se deja fluir continuamente y se desecha (Ilustración 88).

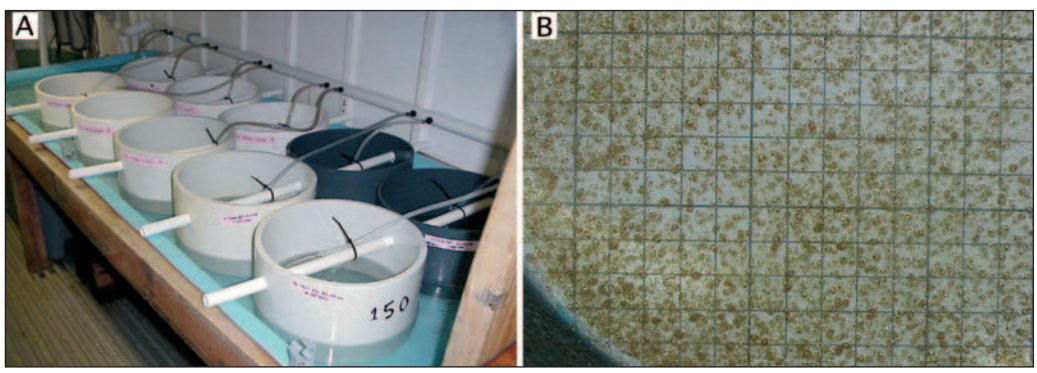


Ilustración 88: Bandejas cilíndricas con fondo de malla de nailón empleadas para la fijación de larvas pediveliger de vieira en la Estación de Investigación Biológica de Bermudas. Las bandejas se sumergen parcialmente en tanques longitudinales de poca profundidad por los que se hace recircular el agua de mar o fluir al desagüe. Cada bandeja recibe un flujo descendente de agua de mar suplementada con alimento cultivado. **B** - La apariencia de semilla de *Argopecten gibbus* de 3 semanas creciendo adherida a la base de malla de la bandeja. Se ha colocado una cuadrícula marcada con cuadrados de 1 cm bajo la malla para indicar la densidad de fijación y permitir calcular los números que se han de determinar.

Las larvas pediveliger se almacenan en bandejas a una densidad no superior a los 100 por cm^2 del área de base. Por ejemplo, un cilindro de 25 cm de diámetro interno tiene un área de malla de fondo de aproximadamente 500 cm^2 y puede albergar hasta 50 000 larvas pediveliger. La disponibilidad de espacio para la fijación de larvas pediveliger y para el crecimiento de aquellas que se adhieren y sufren metamorfosis hasta juveniles es un factor crítico para determinar la densidad del stock. La semilla es móvil y responde ante una excesiva densidad desprendiendo su fijación del biso y nadando en busca de una zona menos concurrida para volverse a fijar. Se pueden dar daños en el tejido blando que llegan a provocar mortalidad si la semilla choca con sus vecinas y las valvas de sus conchas se enganchan.

En Europa se emplean varias adaptaciones del concepto de fijación de larvas pediveliger de vieira en bandejas de malla poco profundas para *Pecten maximus*.

Las tasas de supervivencia posteriores a la fijación en la vieira normalmente no son muy altas; se considera normal de 15 a 30% del número inicial de larvas pediveliger hasta 2 mm de altura de concha. La supervivencia tiende a ser mayor usando la fijación en el método de bandejas (Ilustración 88) pero la tasa de crecimiento es superior cuando se utilizan haces o bolsas de malla (Ilustración 87). Esto probablemente es porque la separación espacial de la semilla fijada se mejora bastante sobre la amplia superficie proporcionada a lo largo de todo el volumen del tanque en el último caso.

(iii) Almejas y mejillones

Las larvas de almeja comienzan a buscar sustrato a la misma longitud de concha que las larvas de vieira (entre 220 y 240 µm). También se fijan a superficies, y unas a otras, con

los hilos del biso. Una forma conveniente de manejarlas en esta etapa es transfiriéndolas a un tanque de fijación, como en el ejemplo de la Ilustración 88, hasta que se complete la metamorfosis. Si no, pueden seguir en los tanques larvarios hasta que finalice la fijación. Como tienen un tamaño y comportamiento similares a las larvas pediveliger de vieira, se pueden fijar densidades similares por unidad de superficie de las bandejas. Aunque las almejas adultas se entierran en el sustrato en la naturaleza, no hay necesidad de proporcionar sustrato hasta que la semilla no sobrepasa los 7 mm de longitud de concha. La semilla fijada se puede retirar de las superficies con un chorro de agua.

Los mejillones también se fijan a través de los hilos del biso, pero con más fuerza que las vieiras y almejas y retienen su capacidad de formar tales fijaciones durante toda su vida. Debido a su inferior valor por unidad, comparado con las ostras, las vieiras y la mayoría de las almejas comerciales, el cultivo en criadero de mejillón está menos extendido. La semilla de mejillón se recoge normalmente en la naturaleza aunque en la costa oeste de EE.UU. y en Nueva Zelanda está empezando a surgir interés en la producción en criadero. En el criadero se pueden emplear paneles o rollos de los mismos materiales empleados para capturar semilla salvaje, incluyendo sogas, redes y paneles de malla plástica. El tipo de sistema con tanques más profundos que aparece en la Ilustración 87 es igualmente apropiado para la fijación de larvas de mejillón y de vieiras.

En la próxima Sección se tratará el crecimiento de la semilla una vez se ha fijado.

5.5 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Bayne, B.L. 1969. The gregarious behaviour of the larvae of *Ostrea edulis* L. at settlement. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **49**: 327–356

Bourne, N., Hodgson, C.A. & Whyte, J.N.C. 1989. A Manual for Scallop Culture in British Columbia. Canadian Tech. Rep. Fish and Aquatic Sciences, No. **1694**: 215 pp.

Breese, W.P. & Malouf, R.E. 1975. Hatchery manual for the Pacific oyster. Sea Grant Program Publ., No. ORESU-H-75-002. Oregon State Univ., Corvallis, Oregon, USA: 22 pp.

Brown, C. & Roland, A. 1984. Characterization of exotoxin produced by a shellfish pathogenic *Vibrio* sp. J. Fish Diseases, **7**: 1–10

Brown, C. & Russo, D.J. 1979. Ultraviolet light disinfection of shellfish hatchery sea water: (1) elimination of five pathogenic bacteria. Aquaculture, **17**: 17–23

Calabrese, A. & Davis, H.C. 1970. Tolerances and requirements of embryos and larvae of bivalve molluscs. Helgol. Wiss. Meeresunters., **20**: 553–564

Castagna, M. & Manzi, J.J. 1989. Clam culture in North America: hatchery production of nursery stock clams. p 111–125. In: Manzi, J.J. & Castagna, M. (eds) Clam Mariculture in North America. Developments in Aquaculture and Fisheries Science, **19**. Elsevier, Amsterdam, Oxford and New York.

Coon, S.L., Fitt, W.K. & Bonar, D.B. 1990. Competency and delay of metamorphosis in the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg). Mar Biol., **106**: 379–387

Coon, S.L. & Weiner, R.M. 1985. Induction of settlement and metamorphosis of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg) by L-DOPA and catecholamines. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., **94**: 211–221

Couturier, C., Dabinett, P. & Lanteigne, M. 1995. Scallop culture in Atlantic Canada. p 297–340. In: Boghen, A.D. (ed) Cold-Water Aquaculture in Atlantic Canada. The Canadian Institute for Research on Regional Development, Moncton, Canada: 672 pp.

Crisp, D.J., Yule, A.B. & White, K.N. 1985. Feeding of oyster larvae: The functional response, energy budget and a comparison with mussel larvae. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **65**: 759–783

Chu, F.-L.E., Webb, K.L., Hepworth, D., Barrett, D.B. & Roberts, M. 1983. Growth and fatty acid composition of oyster larvae. In: (eds: Pruder, G.D., Langdon, C. & Conklin, D.) Proceedings of the 2nd International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition, October 1981, Rehoboth Beach, Delaware. Louisiana State University Press, Baton Rouge: 426 (abstract)

DiSalvo, L.H., Bleoka, J. & Zebal, R. 1978. *Vibrio anguillarum* and larval mortality in a California coastal shellfish hatchery. Appl. Environ. Microbiol., **35**: 219–221

Elston, R. & Leibovitz, L. 1980. Pathogenesis of experimental vibriosis in larval American oysters, *Crassostrea virginica*. Can. J. Fish. Aquat. Sci, **37**: 964–978

Elston, R., Leibovitz, L., Relyea, D. & Zatila, J. 1981. Diagnosis of vibriosis in a commercial oyster hatchery epizootic: diagnostic tools and management features. Aquaculture, **24**: 53–62

Gabbott, P.A. & Holland, D.L. 1973. Growth and metabolism of *Ostrea edulis* larvae. Nature, London, **241**: 475–476

Gallager, S.M., Mann, R. & Sasaki, G.C. 1986. Lipid as an index of growth and viability in three species of bivalve larvae. Aquaculture, **56**: 81–103

Helm, M.M. 1971. The effect of sea water quality on the laboratory culture of *Ostrea edulis* L. larvae. International Council for the Exploration of the Sea. ICES. CM 1971/ K:28: 11 pp.

Helm, M.M. 1977. Mixed algal feeding of *Ostrea edulis* larvae with *Isochrysis galbana* and *Tetraselmis suecica*. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **57**: 1019–1029

Helm, M.M. 1986. Effects of nutrition on larval production in the European oyster, *Ostrea edulis*. Proceedings 14th Meeting on Environment and Resources: Applications and Perspectives in Aquaculture, Albarella (RO), Italy, 20-28 September 1986: 12 pp.

Helm, M.M. 1990a. Moderna progettazione e gestione di schiuditoi per molluschi bivalvi e nuovi sviluppi (Hatchery design and general principles of operation and development). p 65-87. In: Alessandra, G. (ed) *Tapes philippinarum*: Biologia e Sperimentazione. Ente Svillupo Agricolo Veneto, Venice, Italy: 299 pp. (Italian and English text)

Helm, M.M., 1990b. Managing Production Costs - Molluscan Shellfish Culture. p 143-149. Congress Proceedings, Aquaculture International, September 4-7, 1990, Vancouver, BC, Canada: 480 pp.

Helm, M.M. 1991. Development of industrial scale hatchery production of seed of the mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in Cuba. Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAO: TCP/CUB/8958: 46 pp.

Helm, M.M. 1994. Towards reliable bivalve seed supply in Nova Scotia. Bull. Aquacul. Assoc. Canada **94** (4): 9–14

Helm, M.M. & Laing, I. 1987. Preliminary observations on the nutritional value of Tahiti *Isochrysis* to bivalve larvae. Aquaculture **62**: 281–288

Helm, M.M., Holland, D.L. & Stephenson, R.R. 1973. The effect of supplementary algal feeding of a hatchery breeding stock of *Ostrea edulis* L. on larval vigour. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **53**: 673–684

Helm, M.M., Holland, D.L., Utting, S.D. & East, J. 1991. Fatty acid composition of early non-feeding larvae of the European flat oyster, *Ostrea edulis* L. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **71**: 691–705

Helm, M.M. & Millican, P.F. 1977. Experiments in the hatchery rearing of Pacific oyster larvae (*Crassostrea gigas* Thunberg). Aquaculture, **11**: 1–12

Holland, D.L. & Spencer, B.E. 1973. Biochemical changes in fed and starved oysters, *Ostrea edulis* L., during larval development, metamorphosis and early spat growth. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **53**: 287–298

Huggins, W.L., Helm, M.M. & Williams, D.R. 1987. Automatic control of food supply in the culture of filter feeding organisms. Aquacultural Engineering, **6**: 259–275.

Inamura, H., Nakai, T. & Muroga, K. 1985. An extracellular protease produced by *Vibrio anguillarum*. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., **51**: 1915–1920

Jeffries, V.E. 1983. Three *Vibrio* strains pathogenic to larvae of *Crassostrea gigas* and *Ostrea edulis*. Aquaculture, **29**: 201–226

Jespersen, H. & Olsen, K. 1982. Bioenergetics in veliger larvae of *Mytilus edulis* L. Ophelia, **21**: 101–113

Jia, J. & Chen, J. 2001. Sea farming and sea ranching in China. FAO Fisheries Tech. Paper, No 418, Food and Agriculture Organization, UN, Rome: 71 pp.

Knottage, A.S. & Birkbeck, T.H. 1986. Toxicity to marine bivalves of culture supernatant fluids of the bivalve-pathogenic *Vibrio* strain NCMB 1338 and other marine vibrios. J. Fish Diseases, **9**

Lewis, T.E., Garland, C.D. & McMeekin, T.A. 1986. Manual of hygiene for shellfish hatcheries. Department of Agricultural Science, University of Tasmania. University of Tasmania Printing Dept., Hobart, Tasmania: 45 pp.

Loosanoff, V.L. & Davis, H.C. 1963. Rearing of bivalve mollusks. Advances in Marine Biology, **1**, Academic Press Ltd, London: 1–136

Lovatelli, A. 1985. Conditions for the culture of clam larvae with particular reference to *Tapes semidecussatus* (Reeve). M.Sc. Thesis. Plymouth Polytechnic, UK: 179 pp.

Malouf, R.E. & Breese, W.P. 1977. Food consumption and growth of larvae of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg), in a constant flow rearing system. Proc. Nat. Shellfish Assoc., 67: 7–16

Manahan, D.T. & Crisp, D.J. 1982. The role of dissolved organic material in the nutrition of pelagic larvae: amino acid uptake in bivalve veligers. Amer. Zool., **22**: 635–646

Moreno, J.E.A., Moreno, V.J. & Brenner, R.R. 1976. Lipid metabolism of the yellow clam, *Mesoderma mactroides*: 2 – polyunsaturated fatty acid metabolism. Lipids, **11**, 561–566

Munn, C.B. 1978. Haemolysin production by *Vibrio anguillarum*. FEMS Microbiol. Letters, **3**: 265–268

Roland, W.G. & Broadley, T.A. 1990. A manual for producing oyster seed by remote setting. Province of British Columbia, Ministry of Agriculture and Fisheries, Victoria, BC, Canada: 58 pp.

Strickland, J.D.H. & Parsons, T.R. 1968. A practical handbook of seawater analysis. Bull. Fish. Res. Board of Canada. **167**: 1–311

Sverdrup, H.U., Johnson, M.W. & Fleming, R.H. 1942. The Oceans: their Physics, Chemistry and General Biology. Prentice-Hall, New York: 1087 pp.

Tubiash, H.S., Chanley, P.E. & Leifson, E. 1965. Bacillary Necrosis: A Disease of Larval and Juvenile Bivalve Mollusks: 1. Etiology and Epizootiology. J. Bacteriol., 90: 1036–1044

Utting, S.D. & Helm, M.M. 1985. Improvement of seawater quality by physical and chemical pre-treatment in a bivalve hatchery. Aquaculture. **44**: 133–144

Utting, S.D. & Spencer, B.E. 1991. The hatchery culture of bivalve mollusc larvae and juveniles. Lab. Leafl., MAFF Fish. Res., Lowestoft, No. 68: 31 pp.

Waldock, M.J. & Holland, D.L. 1984. Fatty acid metabolism in young oysters, *Crassostrea gigas*: polyunsaturated fatty acids. Lipids, **19**: 332–336

Waldock, M.J. & Nascimento, I.A. 1979. The triacylglycerol composition of *Crassostrea gigas* larvae fed on different diets. Marine Biology Letters, **1**: 77–86

Walne, P.R. 1974. Culture of Bivalve Molluscs. Fishing News (Books) Ltd, Surrey, England: 189 pp.

Webb, K.L. & Chu, F.-L.E. 1983. Phytoplankton as a source of food for bivalve larvae. In: (eds: Pruder, G.D., Langdon, C. & Conklin, D.) Proceedings of the 2nd International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition, October 1981, Rehoboth Beach, Delaware. Louisiana State University Press, Baton Rouge: 272–291

Wilson, J.H. 1979. Observations on the grazing rates and growth of *Ostrea edulis* L. larvae when fed algal cultures of different ages. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., **38**: 187–199

Whyte, J.N.C. 1987. Biochemical composition and energy content of six species of phytoplankton used in mariculture of bivalves. Aquaculture, **60**: 231–241

Whyte, J.N.C., Bourne, N. & Hodgson, C.A. 1987. Assessment of biochemical composition and energy reserves in larvae of the scallop *Patinopecten yessoensis*. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., **113**: 113–124

Zaroogian, G.E., Pesche, G. & Morrison, G. 1969. Formulation of an artificial sea water media suitable for oyster larvae development. Amer. Zool., **9**: 1144

Zimmer-Faust, R.K. & Tamburri, M.N. 1994. Chemical identity and ecological implications of a waterborne larval settlement cue. Limnol. Oceanogr., **39**: 1075–1087

Sexta parte

Funcionamiento del criadero: telecaptación en criadero y en semillero

6.1 INTRODUCCIÓN 137

6.2 TELECAPTACIÓN 140
6.2.1 Antecedentes 140
6.2.2 Preparación de larvas para el transporte 141
6.2.3 Preparación en el lugar de destino 141
6.2.4 Recepción de larvas con ojo 143
6.2.5 Fijación de las larvas y cultivo de la semilla 143

6.3 MÉTODOS PARA EL CULTIVO DE SEMILLA PEQUEÑA 145
6.3.1 Introducción 145
6.3.2 Sistemas de engorde de semilla sobre material de fijación 145
6.3.3 Sistemas de engorde de semilla no fijada 145
6.3.4 Operaciones en sistemas cerrados de circulación ascendente 149
6.3.5 Operaciones en sistemas cerrados de circulación descendente 150
6.3.6 Clasificación y estimación de la semilla 151
6.3.7 Operaciones en sistemas de circulación abierta 153

6.4 DIETAS Y RACIONES ALIMENTICIAS PARA SEMILLA PEQUEÑA 155
6.4.1 Composición específica de la dieta 155
6.4.2 Cálculo de la ración alimenticia 155

6.5 CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA 157
6.5.1 Variabilidad en el crecimiento de la semilla entre especies 157
6.5.2 Efecto de la ración sobre el crecimiento 158
6.5.3 Efectos combinados de la ración y de la temperatura 160
6.5.4 Supervivencia 161
6.5.5 Producción en criadero 162

6.6 CULTIVO EN SEMILLERO 163
6.6.1 Semilleros en tierra 165
6.6.2 Semilleros en barcazas 167

6.7 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 170

6.1 INTRODUCCIÓN

El término «spat» viene del inglés antiguo y se aplica a las primeras etapas juveniles del desarrollo de los bivalvos, siendo quizás el término comúnmente aplicado a los juveniles en los criaderos. Está asociado a las larvas de los bivalvos que se han fijado y han sufrido la metamorfosis. En español se emplea el término «semilla» para referirse tanto a «spat» como a «seed».

Otro término habitual que se emplea para los primeros juveniles es «seed» (semilla) y se usa para describir a los productos juveniles que suministran los criaderos a los productores de moluscos.

No todos los criaderos se dedican al engorde de la semilla una vez superada la fase de larva pediveliger, existiendo grandes variaciones que dependen de las preferencias de la industria de engorde. En la costa del Pacífico de Norteamérica es habitual suministrar larvas con ojo de ostión japonés a las granjas ostrícolas para telecaptación. Los criaderos proporcionan las larvas maduras y los mismos productores las fijan y engordan la semilla para sembrar bancos de ostras o para los cultivos en suspensión. La metodología se detalla en la Sección 6.2.

En otras partes del mundo los criaderos fijan las larvas y engordan la semilla hasta un tamaño que resulte a los productores cómodo de manejar y engordar, que puede ser cuando la semilla tiene entre 1 ó 2 mm de longitud de concha y muchas veces tallas más grandes. La talla a la que se suministra la semilla viene dictada principalmente por los requisitos y madurez de la industria de engorde. Los criaderos preferirían suministrarlas a la talla más pequeña posible debido a las importantes implicaciones económicas de cultivarlas más tiempo en condiciones controladas. Para cultivar las larvas y fijar un millón de semillas sólo se necesita el volumen de un tanque relativamente pequeño y una pequeña cantidad de algas, pero una vez se han fijado, los costes asociados a su cultivo se disparan rápidamente.

Consideremos los requisitos de 1 millón de semillas de ostras. A una longitud de concha de 1 mm, el peso vivo individual (concha y cuerpo) es de aproximadamente 0,3 mg. La semilla de almejas y vieiras es un 30% más ligera que la de las ostras para una longitud de concha determinada y dentro del rango de tallas que se cultivan en los criaderos. Por lo tanto, la biomasa (peso vivo total) de un millón de semillas de ostra es de 0,3 kg. La tasa de crecimiento de la semilla en sistemas cerrados de agua de mar (sistemas sin intercambio continuo de agua) depende de la biomasa. Para asegurar tasas de crecimiento aceptables comercialmente (no máximas), se necesita cultivar la semilla a un máximo de 200 g de peso vivo de biomasa por 1 000 l (0,2 kg por m^3). Esta es la biomasa al comienzo de un período semanal, independientemente de la talla de la semilla, y permite un crecimiento importante a lo largo de los siete días. La biomasa se reduce al final de un período semanal distribuyendo la semilla a 0,2 kg por m^3 en un volumen de un tanque mayor –bien sea más tanques del mismo tamaño o un sistema de tanques más grandes.

La tasa de crecimiento se reduce significativamente conforme incrementa la densidad de stock por unidad de volumen. A 0,4 kg por m^3, por ejemplo, la semilla de almeja japonesa que acaba de pasar por la metamorfosis crece sólo hasta alrededor de 0,5 mm en un período de 6 semanas comparado con una longitud de concha media de 1,4 mm a 0,2 kg por m^3, a la misma temperatura y habiendo calculado la ración alimenticia sobre la base de la biomasa (Sección 6.4). No es importante conocer la cantidad de semilla en esta etapa. El peso vivo total de biomasa es el criterio sobre el que se basa la ración alimenticia, p. ej. el peso de la concha, carne y agua contenidos entre las conchas. La Sección 6.3.5. describe los protocolos para clasificar y calcular la cantidad de semilla.

Volviendo al ejemplo, un millón de semillas de ostra de 0,3 mg –300 g en total– necesita un volumen mínimo de tanque de cultivo de agua de mar tratada y calentada de 1 500 l. Para cuando alcanzan una longitud de concha de 5 mm el peso vivo individual ha incrementado a aproximadamente 32 mg. La biomasa de un millón de semillas de 32 mg ha incrementado hasta 32 kg y el volumen de agua tratada y calentada que requieren para crecer es ahora de 160 000 l (Cuadro 14). Las necesidades alimenticias

Cuadro 14: Volumen de agua en el tanque y necesidades alimenticias diarias de semilla de bivalvos de distintos tamaños cuando se cultivan con una biomasa de 200 g de peso vivo en 1 000 l (0,2 kg por m^3). Los datos se refieren a ostras pero son igualmente válidos para otros bivalvos, donde la semilla de la almeja o vieira es aproximadamente un 70% del peso de la semilla de la ostra para una longitud de concha determinada.

Longitud (mm)	Peso (mg por semilla)	Número por 200 g	Volumen del tanque (l) por millón de semillas	Alimento diario (l* por millón de semillas)
0,3	0,01	$2,0 \times 10^7$	50	2,9
0,5	0,07	$2,9 \times 10^6$	350	20,0
1,0	0,30	666 700	1 500	85,7
2,0	2,2	90 900	11 000	628,5
3,0	7,0	28 700	34 840	1 999,0
4,0	17,0	11 765	85 000	4 856,0
5,0	32,0	6 270	160 000	9 130,0

* Necesidad alimenticia diaria calculada como l de *Tetraselmis* a 1 x 106 células por ml

incrementan proporcionalmente (Sección 6.4). Por ejemplo, 1 millón de semillas de 0,3 mg necesitan 17 g de peso seco de algas por día, que equivale a 85 700 millones de células de *Tetraselmis suecica*, o 85,7 l de cultivo cosechado a 1 millón de células por ml. A una longitud de concha de 5 mm, las necesidades alimenticias para el mismo número de semillas ha incrementado hasta 9 130 l de *Tetraselmis* a la misma densidad de células de cosecha (Cuadro 14). El incremento de la biomasa de 4 mm en la longitud de concha está asociado a un incremento de más de 100 veces y se necesita el mismo incremento en alimento. Claramente, el tamaño al que los criaderos pueden cultivar la semilla supone una limitación en cuanto a requisitos espaciales para acomodarlas, la necesidad de tratar y calentar el agua de mar y los volúmenes de alimento necesarios para alimentarlas.

Se han adoptado varias soluciones y métodos para intentar abordar el problema de los costes en el cultivo de semilla en criadero que se describen en la Sección 6.3. Lo más habitual es que la semilla se cultive en condiciones de estrecho control hasta que alcance una talla a la que se le puede retener con un tamiz de 1 ó 1,5 mm a una longitud de concha de 2 a 3 mm. Luego se le transfiere a semilleros en el exterior, que pueden ser parte del criadero o pertenecer a un productor o grupo de productores. Estos semilleros también pueden formar parte de una empresa integrada verticalmente que lleve un criadero y produzca semilla para sus propias necesidades de engorde. Los semilleros en el exterior están diseñados para proteger a la semilla de poco tamaño de los depredadores, al mismo tiempo que la engordan a densidades elevadas hasta una talla a la que puede ser transferida al engorde en mar. Las características clave de los semilleros en el exterior es que funcionan según el principio de flujo continuo, utilizando la productividad del fitoplancton natural para suministrar el alimento (Sección 6.6). Pueden estar en tierra o en el mar y si se ubican en tierra la fuente de agua de mar puede provenir de estanques artificiales o naturales que se vacían y rellenan desde el mar. Normalmente se toman medidas para potenciar la productividad de algas en los estanques con la aplicación de fertilizantes (véase la Sección 3.4.6).

La siguiente sección describe un caso especial de procedimientos para fijar larvas maduras en sitios remotos y cultivarlas desde que se fijan hasta el momento en el que comienzan a engordar hasta la talla comercial. Las secciones siguientes describen varios métodos de uso común para cultivar semilla fijada recientemente hasta que alcanza tallas adecuadas dentro del criadero y se vende directamente a los productores o se transfieren a los sistemas de vivero bien basados en tierra o en el mar.

6.2 TELECAPTACIÓN

Esta sección describe la técnica a través de la cual los criaderos suministran larvas con ojo a los productores que las fijan y cultivan en la costa del Pacífico de Norteamérica. Se trata de un caso especial y su uso comercial queda restringido al ostión japonés, *Crassostrea gigas*, aunque es igualmente válido para otras especies de ostras en otras partes del mundo.

6.2.1 Antecedentes

En la costa del Pacífico de Norteamérica la mayor parte de la producción de ostras se lleva a cabo en cultivos intermareales en fondo y recientemente en cultivo flotante. Al principio, cada año se importaban de Japón ostras juveniles y se esparcían en la concesión del productor para el engorde. Los juveniles de ostras se fijaban sobre conchas de bivalvos, normalmente conchas de vieiras viejas, pero este tipo de suministro de semilla se acabó cuando empezó a resultar demasiado caro. Las zonas de cría se ubicaban a lo largo de la costa del Pacífico y se empleaban para complementar la oferta de semilla importada de Japón y a la larga sustituirla. Las larvas de ostras se solían fijar sobre conchas de bivalvos, principalmente conchas de ostras viejas, y se las dejaba crecer sobre la concha en las zonas de cría hasta que los juveniles alcanzaban una longitud de concha de aproximadamente 1 cm, que era cuando se transportaba el material de fijación con los juveniles adheridos a él hasta las instalaciones del productor. En los cultivos intermareales en fondo, la semilla se esparce directamente en las zonas de engorde o bien se mantiene en semillero durante más de un año para luego esparcirla en las zonas de engorde. En los cultivos flotantes el material de fijación con los juveniles puede colocarse sobre sogas o cables o líneas de flotadores suspendidas. El método solía ser eficaz para satisfacer de forma fiable las necesidades de semilla para los productores, pero tenía sus desventajas. La desventaja principal era que algunos años se daban fallos en la producción o ésta era insuficiente en las zonas de cría. Como consecuencia los productores no tenían suficiente semilla para las actividades de engorde. El coste era otro problema. Las conchas son voluminosas y pesadas y resulta costoso mover grandes cantidades de juveniles adheridos a la concha de ostra. Además, por regla general, la semilla sólo se podía mover durante los meses más húmedos y fríos, octubre y noviembre, y esto resultaba muchas veces incómodo para los productores que querían disponer de la semilla en otras épocas del año, especialmente en primavera y a principios del verano. También era imposible seleccionar una variedad o raza de ostra en particular en las zonas de cría natural.

Los estudios han demostrado que las larvas maduras de ostión japonés con manchas oculares bien desarrolladas podían mantenerse fuera del agua en condiciones húmedas pero frías (5-10 °C) durante más de una semana. Así pues se ha conseguido enviar larvas maduras de ostión japonés a distancias considerables, prácticamente a cualquier parte del mundo. De esta manera los productores pueden comprar larvas maduras de ostra en un criadero cuando les resulte cómodo, enviarlas a sus instalaciones y fijarlas en el material de fijación preferido y empleado en las actividades de engorde. Ahora pueden evitarse las desventajas de las técnicas anteriores como la fiabilidad del suministro de semilla, el coste de manejar material voluminoso con juveniles adheridos a él, y no ser capaz de obtener semilla cuando se quisiera. Además el productor no tiene que invertir ni dinero ni tiempo en construir y manejar un criadero de bivalvos. El método, ahora ampliamente utilizado por los productores de la costa del Pacífico de Norteamérica, supone una manera práctica y eficaz de garantizar un suministro fiable y abundante de semilla de ostra para las actividades de cultivo.

6.2.2 Preparación de larvas para el transporte

Este método, desarrollado en los años ochenta, se ha mejorado con los años, es simple y proporciona buenos resultados si se siguen los procedimientos correctos. Las larvas de ostra se producen en un criadero y el productor hace gestiones con el criadero para enviar la cantidad de larvas necesaria a su instalación y en las fechas convenientes. Las larvas se filtran con cedazos en el criadero y se colocan sobre una malla de nailon recortada para formar un haz que se mantiene húmedo. Un haz de aproximadamente 5 cm de diámetro contiene alrededor de 2 millones de larvas maduras de ostra (Ilustración 89). Después se coloca en un envase enfriado de espuma de poliestireno con packs de hielo para mantener una temperatura de entre 5 y 10 °C y se envían entonces al productor.



Ilustración 89: Recepción de un envío de larvas con ojo de ostión japonés envueltas en malla de nailón en un lugar de telecaptación en la Columbia Británica, Canadá.

6.2.3 Preparación en el lugar de destino

Una consideración importante para el productor es la selección del emplazamiento para las actividades de telecaptación. Una de las principales preocupaciones es la calidad del agua, y los criterios que se siguen a la hora de seleccionar un sitio para un criadero se aplican igualmente a las actividades de telecaptación. Deben evitarse aquellas zonas donde haya fuentes de contaminación conocidas. La salinidad debe estar dentro de un rango aceptable (superior a 20 PSU para el ostión japonés), el agua debe estar bien oxigenada y la temperatura cerca o por encima de los 20 °C durante los meses de verano para así evitar tener que calentarla. El agua tiene que bombearse desde al menos 2 m por debajo de la superficie para evitar variaciones en la salinidad en las zonas de gran pluviosidad. El agua tiene que ser rica en fitoplancton para que se pueda emplear como fuente de alimento para los juveniles y así evitar tener que añadir alimento. Es conveniente que el emplazamiento elegido cuente con corriente eléctrica, suficiente espacio para los tanques y otras unidades, buenas infraestructuras de acceso para que las larvas se puedan recibir fácilmente, y que esté cerca de la zona de playa intermareal donde los juveniles se transferirán y mantendrán después de haber sido retirados de los tanques de fijación.

Los tanques utilizados para fijar las larvas se construyen en las instalaciones del productor, y no tienen dimensiones preestablecidas, sino que dependen en parte del tipo de material de fijación, la magnitud de la empresa, los métodos empleados para el manejo de juveniles y las preferencias individuales (Ilustraciones 85 y 90). En la costa del Pacífico se emplea material de fijación de conchas de bivalvos viejos –sobre todo ostras– o tuberías de plástico estriado de unos 2 cm de diámetro. Las conchas de bivalvos se colocan en unas bolsas de malla plástica (vexar) que miden de 1 a 2 m de longitud y tienen un diámetro de 50 ó 70 cm. Cada bolsa tiene capacidad para unas 100 ó 200 piezas de conchas y las tuberías de plástico estriado se suelen cortar en secciones de 2 m de largo. Los tanques de menores dimensiones pueden medir 1,5 x 2,5 x 2,5 m pero pueden ser más grandes y tener capacidad para 40 000 l.



Ilustración 90: Colocación de tanques en un emplazamiento de la Columbia Británica, Canadá. Obsérvese el material de fijación suelto y las bolsas vexar rellenas de material de fijación apiladas sobre la orilla detrás de los tanques. Véase también la Ilustración 85, Sección 5.4.3.2.

Los tanques se pueden construir con una gran variedad de materiales, incluyendo el hormigón, la fibra de vidrio o la madera recubierta de fibra de vidrio. Independientemente del material empleado para los tanques, es importante que antes de utilizarlos suelten las sustancias tóxicas que podrían pasar al agua. En las zonas templadas, las paredes de los tanques de fibra de vidrio suelen estar aisladas con espuma de poliestireno para ayudar a conservar la temperatura del agua. En algunos casos los tanques también cuentan con una tapa para mejorar el aislamiento. Alrededor de la circunferencia interior del fondo del tanque se coloca una tubería de plástico de 2 cm con agujeros perforados a intervalos regulares que sirve como suministro de aire. Es posible que sea necesario calentar el agua en ciertos momentos del año en las regiones templadas y se puede poner un conducto de agua caliente que salga desde la instalación principal o bien calentadores eléctricos individuales colocados en cada tanque. Los tanques deberían construirse de manera tal que se facilite su limpieza y se ofrezca la posibilidad de acoplar válvulas de drenaje.

Cuando se planifica una telecaptación el primer paso consiste en añadir el material de fijación a los tanques para que estén lo más llenos posible. Las bolsas vexar con conchas de bivalvos se apilan una encima de otra o se sujetan las tuberías de plástico juntas en módulos. El material de fijación, bien sean tuberías de plástico o conchas de bivalvos viejas, no suele estar acondicionado en agua de mar durante un período de tiempo suficiente como para que adquiera una película biológica. Antes de usar las tuberías de plástico, es importante asegurarse de que hayan soltado cualquier sustancia tóxica. Las conchas se suelen secar con aire y se las deja a la intemperie durante al menos seis meses antes de su uso, luego se lavan para que la superficie quede limpia.

La cantidad de material de fijación necesaria depende del tamaño de los tanques. Generalmente, unas 16 ó 20 bolsas vexar de material de fijación ocupan 1 m^3 aproximadamente. Los tanques se rellenan con agua de mar filtrada hasta unos 50 µm bien a través de un filtro de arena o a través de bolsas de filtro individuales en cada uno de los tanques. El agua de mar se calienta hasta la temperatura deseada, que suele oscilar entre 20 y 25 ºC para el ostión japonés.

6.2.4 Recepción de larvas con ojo

Las larvas maduras se envían desde el criadero hasta el lugar de telecaptación. Dos millones de larvas de ostión japonés maduras forman una bola de unos 5 cm de diámetro cuando se envuelven en malla (Ilustración 89). Una vez recibidas, se colocan en un cubo de plástico con 10 l de agua a 20 ó 25 °C y se les deja aclimatarse durante quince o treinta minutos. El contenido del cubo se vierte después en el tanque. El número de larvas que se añade por tanque depende del tamaño del tanque y de la cantidad de material de fijación pero a «ojo de buen cubero» se añaden unas 1 300 ó 2 200 larvas por 2 m de tubería de plástico y unas 100 larvas por pieza de material de fijación de concha. Se enciende el aire durante unos 30 minutos para asegurarse de que se mezclan bien las larvas en el tanque y luego se apaga para dejar que las larvas se fijen en el material. Si se utilizan módulos de tubería como material de fijación, se añade la mitad de las larvas al principio y transcurrido un día se da la vuelta a los módulos y luego se añaden las larvas restantes. Esto ayuda a crear una fijación regular sobre toda la superficie de la tubería.

6.2.5 Fijación de las larvas y cultivo de la semilla

Las larvas de ostra se adhieren al material de fijación y sufren metamorfosis para luego pasar a semilla unas 24 horas después de que se añadieran las larvas al tanque. A veces una parte de las larvas se fija en el fondo y en la parte inferior de los laterales del tanque pero esto se puede evitar pintando estas partes del tanque con cera licuada (parafina). Las conchas sueltas también se pueden dispersar hacia el fondo del tanque para capturar las larvas que se puedan fijar allí.

Una vez han pasado las larvas por la metamorfosis para convertirse en semilla hay que alimentarlas. Cuando empieza la telecaptación, los criaderos que suministran larvas con ojo suelen suministrar también pasta de algas como alimento. La pasta de algas son algas cultivadas en criadero y centrifugadas hasta formar un disco de algas concentradas de 12 cm de diámetro y 3 cm de grosor. Una porción de la pasta se rompe y se coloca en un cubo con agua de mar, se agita con brío para disolver los grumos y luego se añade a los tanques. El aire se enciende para asegurar una mezcla adecuada del alimento en los tanques. Las especies empleadas para elaborar la pasta de algas son las mismas que las cultivadas en el criadero para criar larvas. Algunos productores siguen utilizando la pasta de algas, pero cada vez se emplea menos. La mayoría de los criaderos ahora necesitan toda su producción de algas para uso propio y no les queda nada para enviar a los sitios de telecaptación. Hay empresas que cultivan algas para venderlas en forma de líquido concentrado que se puede emplear como alimento. Muchos productores ahora cultivan sus propios alimentos de algas empleando métodos estándares como los descritos anteriormente. Las especies empleadas varían según el lugar, pero son las mismas que se utilizan en los criaderos para alimentar a las larvas.

No hay intercambio de agua en los tanques durante los dos o tres primeros días después de la fijación, pero luego se introduce un lento y continuo caudal de agua previamente pasada por un filtro grueso. De este modo se aclimata la semilla a las condiciones ambientales locales además de proporcionar alimento natural adicional. Si se añade alimento de algas a los tanques, hay que apagar el caudal de agua que viene del entorno abierto durante un breve período de tiempo para evitar que se pierda la mínima cantidad de alimento posible.

El tiempo durante el cual se mantiene la semilla en los tanques es variable, desde más de un mes al principio de primavera y final del otoño, hasta períodos tan breves como de una semana en verano. También depende del calendario empleado en las instalaciones del productor tal y como se ilustra en el siguiente ejemplo.

Ejemplo:

El productor cuenta con 18 tanques.

a) A principios de semana se añaden las larvas a cada uno de los tanques,

b) Otros seis tanques guardan semilla de las larvas recibidas la semana anterior. Se están aclimatando para que una vez listas se transfieran a la unidad de engorde al final de la semana.

c) Los seis tanques restantes se limpian y preparan para la siguiente tanda de larvas que llegará al comienzo de la semana siguiente.

d) Por consiguiente, de forma regular se producen cada semana seis tanques de material de fijación con semilla de ostra fijada (la semilla se guarda en los tanques durante un período mínimo ya que es caro alimentarlas con alimento producido artificialmente).

La semilla normalmente tiene un tamaño que oscila entre 2 y 3 mm cuando se transfiere al engorde. Las bolsas de material de fijación con semilla se colocan en la zona intermareal media o baja sobre paletas para separar el material de fijación del sustrato y reducir mortalidades. En verano, la transferencia de los tanques al engorde suele darse al principio de la mañana o a final de la tarde cuando las temperaturas son mas bajas. La transferencia tiene que hacerse en el menor tiempo posible para reducir estrés y mortalidades. Las bolsas se pueden apilar hasta una altura de 2 ó 3 m, según la amplitud de las mareas. Se colocan cubiertas de lona encerada sobre las bolsas para evitar que llegue la luz solar directa a la semilla y para reducir la fijación de organismos incrustantes. Las bolsas con semilla se dejan en la zona intermareal durante períodos variables de tiempo y luego se extiende bien el material de fijación con la semilla sobre una zona de cultivo adecuada en cuerdas o cables, en el caso del cultivo flotante.

En cuanto a las actividades del criadero, es importante que los productores guarden registros exactos de cada fijación. Con la experiencia pueden determinar las condiciones óptimas para maximizar la producción de semilla de las larvas.

El concepto de la telecaptación se desarrolló y perfeccionó como una manera relativamente barata de producir semilla de ostión japonés, pero puede emplearse para las almejas, vieiras y mejillones. Hasta la fecha esta idea se ha utilizado ampliamente para las ostras, pero no es una práctica tan extendida en las especies que no se agarran con firmeza al material de fijación.

La tecnología ha abierto nuevas oportunidades para el cultivo de bivalvos en todo el mundo. Si un productor quiere cultivar una especie de bivalvos y no puede obtener suficiente semilla de fuentes naturales locales o prefiere emplear semilla de criadero, ya no necesita hacer grandes inversiones para construir un criadero. Se pueden producir larvas en cualquier criadero y enviarlas al productor. Es importante darse cuenta de que el criadero se puede ubicar en cualquier sitio del mundo ya que las larvas se pueden enviar a lugares remotos y llegar en un estado sano. Por lo tanto, los criaderos grandes y eficaces se pueden ubicar en sitios idóneos en lugar de en emplazamientos que puedan ser políticamente oportunos pero no los ideales para este fin.

El envío de larvas maduras en vez de juveniles supone una gran ventaja ya que las larvas se crían en agua que se ha filtrado finamente y que también ha podido esterilizarse con luz UV u ozono, de manera que el peligro de propagar enfermedades o parásitos se reduce mucho en comparación con el envío de juveniles, ya que éstos se cultivan generalmente hasta la talla requerida en el mar y han podido adquirir enfermedades o parásitos locales.

6.3 MÉTODOS PARA EL CULTIVO DE SEMILLA PEQUEÑA

6.3.1 Introducción

En la Sección 6.1 se han expuesto de manera general las limitaciones en el cultivo de semilla en condiciones de control muy estricto hasta que la semilla alcanza una talla grande. El espacio, el abastecimiento de agua tratada y calentada y la necesidad de cultivar grandes volúmenes de algas, hacen que haya que considerar de manera muy especial el capítulo de costes. Los gerentes del criadero saben qué factores de los costes tienen que tener en cuenta cuando fijan el precio de la semilla. Los precios aumentan de manera exponencial conforme aumenta la longitud media de la concha, hasta que llega un momento en que las empresas de engorde ya no están dispuestas a pagar por la semilla que pertenece a las categorías de tamaño mayor. En países desarrollados con industrias maduras, generalmente se llega a este punto cuando la semilla mide entre 3 y 4 mm y a menudo cuando es algo más pequeña.

Los métodos que se utilizan normalmente para el manejo y cultivo de semilla de vieira y almeja recién fijada se han descrito en la Sección 5.4.3.2. Los procedimientos para ostras son diferentes pero antes de describir estas diferencias sería conveniente comenzar con una descripción de las distintas opciones disponibles para sistemas de tanques durante esta parte del proceso en el criadero, empezando por los procedimientos utilizados para la semilla que se engorda sobre material de fijación.

6.3.2 Sistemas de engorde de semilla sobre material de fijación

Los sistemas de tanques son muy parecidos a los sistemas descritos en la Sección anterior para la telecaptación. Se suelen utilizar en el criadero durante las fases iniciales de crecimiento de semilla de ostra, vieira y mejillón colocada sobre material de fijación (Ilustración 91). Pueden ser sistemas cerrados, es decir, con un volumen estático de agua que se cambia dos o tres veces a la semana, o sistemas abiertos que funcionan con circulación continua, en función de la necesidad de calentar el agua. A menudo se utiliza una combinación de los dos sistemas con aireación para facilitar la mezcla y la circulación del agua y de la ración diaria de alimento, llegando a ocupar el volumen entero del tanque. Cuando se utiliza la circulación abierta el alimento se añade al tanque de forma continua. La semilla de ostra puede permanecer una semana en estos sistemas mientras que las vieiras y mejillones, de crecimiento más lento, permanecen más tiempo en el tanque antes de ser transferidos al mar.

El agua filtrada con arena, o filtrada hasta un tamaño de partícula de unos 20 µm, se suele utilizar en esta fase para que la semilla pueda aprovechar la diversidad de especies de algas espontáneas en el agua, además de la ración añadida de alimento cultivado. Normalmente no se controla muy de cerca la composición de las especies de la dieta y de la ración, simplemente se añade suficiente alimento en los tanques hasta que el agua adquiere color. Si las algas se consumen con demasiada rapidez, se añaden más. Si el agua está calentada, será necesario aclimatar la semilla poco a poco a la temperatura ambiente del agua de mar antes de que abandone el criadero.

6.3.3 Sistemas de engorde de semilla no fijada

La semilla no fijada (es decir, semilla que no se engorda sobre material de fijación) se cría en tanques de volumen mayor equipados para la recirculación, que a menudo cuentan con un intercambio continuo de agua, o se cría en sistemas abiertos de circulación continua. El método que se utilice dependerá de la especie y del tamaño de la semilla. La semilla de talla más pequeña puede engordarse en sistemas de recirculación hasta que alcance una talla de 1 ó 2 mm y luego transferirse a un sistema de circulación continua hasta alcanzar una talla de entre 3 y 4 mm antes de venderse o transferirse a un semillero al aire libre.



Ilustración 91: Sistemas de tanques simples utilizados para engordar semilla sobre el material de fijación. Los sistemas son cerrados o de circulación contínua o una combinación de los dos. **A** – Tanques de engorde utilizados principalmente para semilla de vieira en material de fijación en un criadero de la Columbia Británica. **B** – Obsérvense que los tanques recubiertos de contrachapado se sitúan en el exterior provistos de un tejado para dar sombra a la superficie del agua. **C** – La semilla de vieira puede fijarse en material de agarre filamentoso colocado en bolsas de malla, inicialmente en el emplazamiento del criadero en tanques del tipo que aparece en A y B. **D** – Detalle de semilla fijada sobre el material filamentoso después de un período de cultivo flotante en el mar. **E** – Cultivo de semilla de ostra de manglar fijada en guirnaldas de material de agarre compuestas de conchas de ostra en un criadero de Cuba. **F** – Cuando la semilla alcanza una talla de 2 ó 3 mm, las guirnaldas de material de fijación se cuelgan desde palos de mangles colocados en aguas productivas.

La zona de crecimiento de semilla de un criadero puede contener varios sistemas de cultivo de semilla de distintas tallas y especies. Habitualmente los sistemas utilizan tanques oblongos de fibra de vidrio o tanques de contrachapado recubiertos o pintados con resina epoxídica para aprovechar el espacio al máximo. Los tanques grandes que actúan como reservorios tienen sistemas de drenaje acoplados directamente al sistema principal de desagüe, ya que se descargan periódicamente grandes volúmenes de agua.

Cada gerente tiene sus propias preferencias con respecto al manejo de la semilla de las especies que produce en su criadero, en función de factores tales como el coste y los requisitos particulares de la industria local. Al igual que con el cultivo de larvas, en este caso también se siguen muchas prácticas diferentes aunque existe cierto número de elementos comunes en la metodología básica.

Las ostras son completamente sedentarias y la semilla de almeja y mejillón es básicamente sedentaria una vez fijada y completada la metamorfosis. La semilla de vieira es la excepción ya que mantiene la capacidad de buscar un sitio donde agarrarse. Es necesario llevar el alimento a la semilla de cualquier especie a través de las corrientes de agua y el manejo de estas corrientes y del agua, como portadora de alimento, se convierte en una consideración importante.

La semilla casi siempre se mantiene en bandejas con base de malla o en cilindros en un tanque de semilla que está conectado a un tanque de reserva de gran volumen en caso de que el tanque de semilla no tenga suficiente. Guardar la semilla en bandejas o cilindros facilita las tareas de limpieza, así como la calibración de los animales. Con la ayuda de una bomba eléctrica o un elevador de aire se empuja el agua con las algas desde el tanque de reserva hasta el tanque de semilla, y pasa por la semilla antes de volver al tanque de reserva. En las Ilustraciones 87 y 88 aparecen ejemplos aplicables al engorde de vieiras y almejas. La Ilustración 92 muestra la llegada de agua a cada uno de los cilindros en el tanque de semilla por medio de una manguera flexible acoplada al conducto a través de unas boquillas. El agua entra a una velocidad controlada, fluye por el cilindro desde por encima de la superficie del agua, desciende entre la semilla y sale por la base de malla del cilindro de vuelta al tanque de reserva por medio de un tubo vertical o un rebosadero que mantiene el nivel del agua constante en el tanque de semilla. Este modelo se llama de circulación descendente. El otro método utilizado para ostras y almejas consiste en invertir la dirección de la circulación para que entre por la base del cilindro (o bandeja), ascienda a través del lecho de semilla y descargue en la parte superior, desde donde vuelve al tanque de reserva. Este modelo se llama de circulación ascendente. Ambos principios vienen indicados en la Ilustración 93.

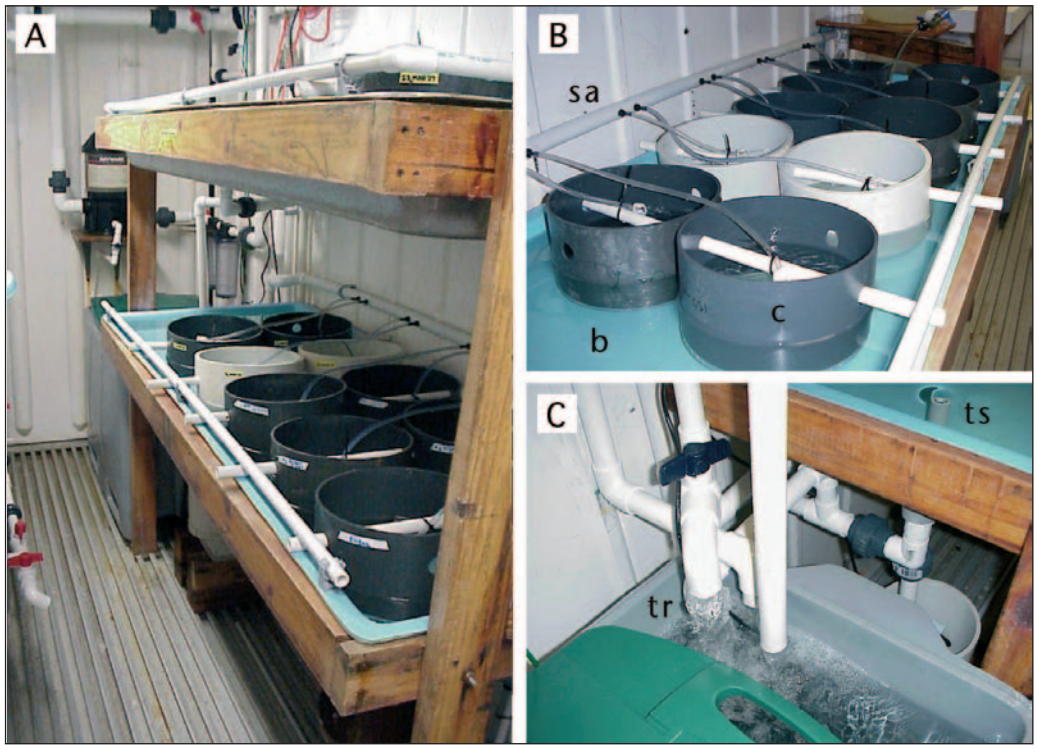


Ilustración 92: Sistema cerrado de tanques diseñado para semilla de vieira en cilindros con un sistema de circulación de agua descendente. **A** – los cilindros que contienen la semilla se mantienen en bandejas (**b**) apiladas una encima de la otra. **B** – el agua entra en cada cilindro (c) a través de un tubo flexible conectado al suministro de aire (**sa**). **C** – el agua vuelve al tanque de reserva (**tr**) por un tubo de salida (**ts**) acoplado a cada bandeja que mantiene la profundidad del agua en las bandejas. El agua se bombea de nuevo hacia las bandejas desde el tanque de reserva. Los sistemas de este tipo también se pueden utilizar para semilla de almeja.

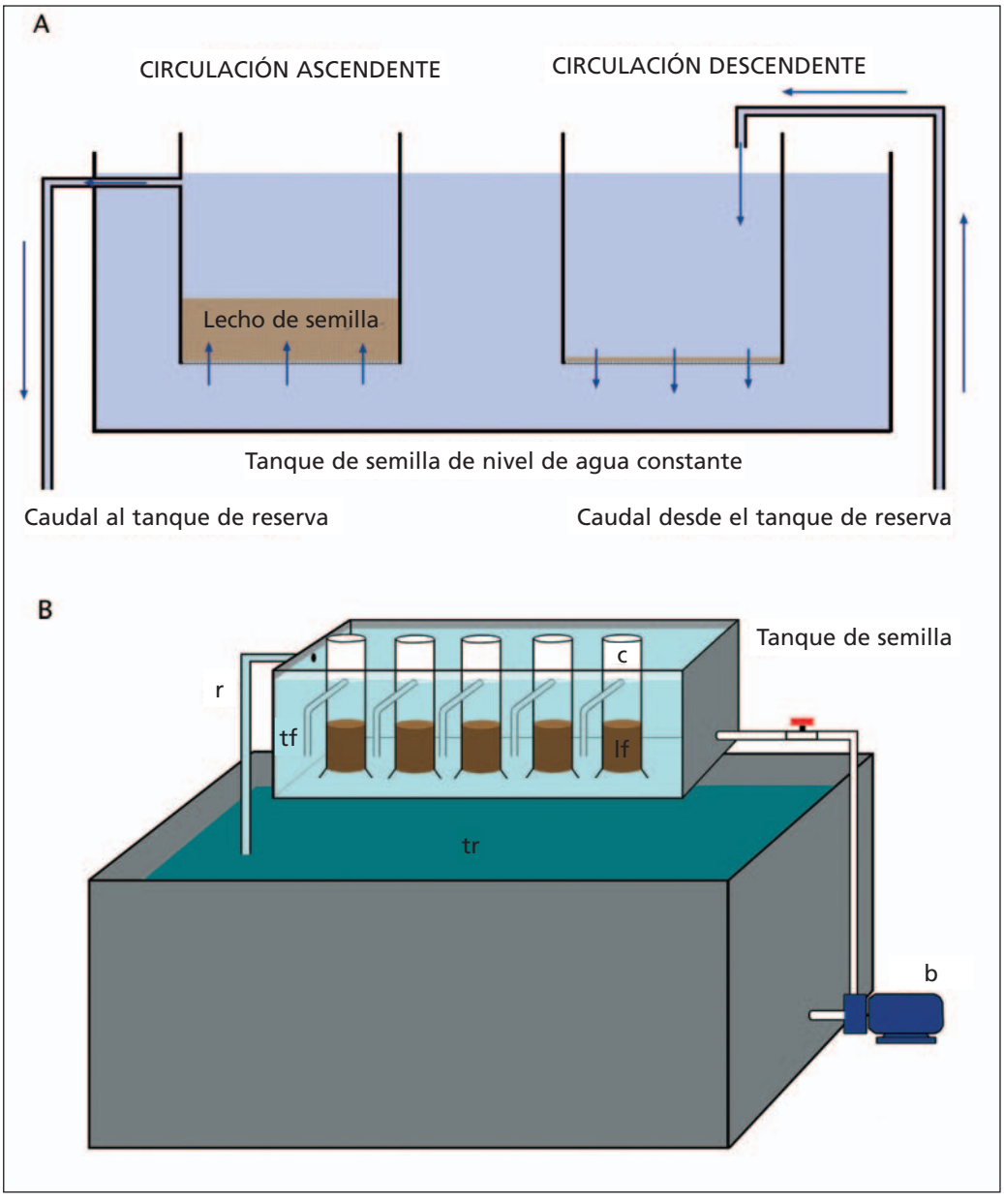


Ilustración 93:

A – Diagrama que ilustra las diferencias en la circulación de agua en sistemas ascendentes y descendentes para semilla. Las flechas indican la dirección de la circulación del agua. Los sistemas de circulación ascendente se utilizan para semilla de ostra desde la talla de fijación de la semilla en adelante y para almejas que han completado la metamorfosis. Los sistemas de circulación descendente se utilizan para larvas de almeja en la fase pediveliger (hasta que hayan perdido completamente su capacidad natatoria) y para vieiras desde la fase pediveliger en adelante. Los sistemas de circulación ascendente se utilizan muy raramente para vieiras y a una biomasa por unidad de superficie muy inferior a la de ostras y almejas.

B – Diagrama de un sistema de circulación ascendente que muestra el tanque de reserva (**tr**) desde donde se bombea el agua (**b**) a un tanque de semilla mantenido a un nivel de agua constante por medio de un rebosadero (**r**) por el que se descarga el excedente de agua de nuevo al tanque de reserva. El tanque de semilla contiene varios cilindros altos y estrechos (**c**) con bases de malla donde se retiene la semilla en forma de lecho fluidificado (**lf**). Se taladran agujeros en el tanque de semilla por debajo del nivel del agua para acomodar los tubos flexibles (**tf**) interconectados con los cilindros. De este modo se establece una diferencia entre el nivel del agua en el tanque de semilla y el nivel de agua que puede mantenerse dentro de los cilindros. El agua fluye a través de las bases de malla de los cilindros, asciende por el lecho de semilla y luego vuelve al tanque de reserva por los tubos flexibles. El grado de fluidificación del lecho de semilla, es decir, la semilla levantada por la circulación puede ser modificado cambiando la velocidad de la circulación.

Es bastante frecuente utilizar botellas de plástico de un volúmen de entre 1 y 3 l, invirtiéndolas para que se conviertan en cilindros de circulación ascendente. En vez de utilizar una malla para contener la semilla, se coloca una bola o una canica grande dentro de la botella para tapar la abertura del cuello. Esto sirve de válvula de no retorno. El flujo del agua desde el fondo mantiene a los juveniles suspendidos en la columna de agua dentro del cilindro pero si pierde presión, la bola o la canica sella el cuello de la botella de tal manera que los juveniles no pueden salir. El agua descargada desde una serie de botellas de circulación ascendente pasa por encima de una malla para recoger cualquier juvenil que se haya podido escapar.

6.3.4 Operaciones en sistemas cerrados de circulación ascendente

La circulación ascendente es especialmente útil en el cultivo de ostras después de la fijación. La semilla pequeña puede estar a gran densidad en la profundidad, es decir, puede estar en capas una encima de la otra. Esto es aplicable a la semilla de almeja una vez se acerque a una talla de 0,5 mm. Si se retienen de esta manera las ostras pequeñas, con un flujo suficiente de agua para fluidificar el «lecho» de semilla, se impide que la semilla se agregue conforme crece. La formación de agregados puede ser problemática en especies de *Crassostrea* si la semilla no se mantiene en movimiento, por ejemplo, cultivándola en bandejas con la circulación descendente. Este hábito es más común con temperaturas elevadas para el crecimiento de ostras, generalmente entre 22 y 25 °C. La circulación ascendente es más eficiente que la descendente a la hora de evitar que la semilla entre en contacto con depósitos fecales ya que con el sistema descendente, las heces suelen acumularse sobre y alrededor de la semilla. Asimismo una posible obturación de la malla es menos problemática en los recipientes provistos de sistemas ascendentes.

El diámetro de los recipientes de sistemas ascendentes (conocidos como cilindros o tubos) puede variar. Están fabricados de secciones de PVC o de tubo de acrílico con bases de malla de distintas luces acopladas para acomodar el rango de tallas de semilla cultivada. No tienen que ser transparentes como en la Ilustración 94, pero la transparencia es una ventaja para determinar la velocidad del caudal necesario para fluidificar la biomasa (lecho) de la semilla. La velocidad de caudal necesaria para fluidificar, es decir, elevar y mover el lecho, dependerá de la talla y peso de la semilla y del diámetro de la sección de tubo. A mayor talla de semilla, más velocidad de caudal será necesaria para fluidificar el lecho. Se necesitan velocidades inferiores de caudal en los cilindros más estrechos.

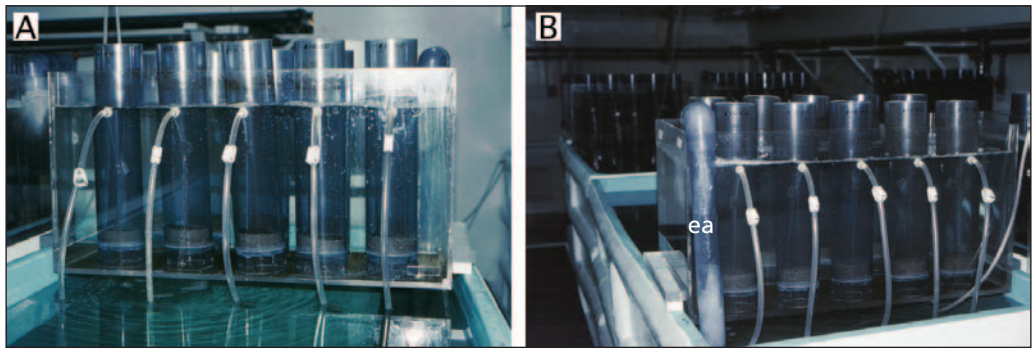


Ilustración 94: A y **B**. Sistemas ascendentes y cerrados utilizados para cultivar semilla pequeña de ostra. El volumen total de cada tanque es de aproximadamente 3 m^3 y los tanques de retención de semilla contienen 10 cilindros, cada uno con 60 g de peso vivo de la semilla al principio de un período semanal. Los tubos flexibles de salida de cada cilindro llevan acoplados una abrazadera ajustable para permitir el control individual de la velocidad del caudal. **B** – el agua se eleva desde el tanque de reserva al tanque de semilla por medio de un elevador de aire **(ea)** que consiste en un tubo de 5 cm de diámetro con un suministro de aire acoplado a la base. El flujo de aire a la base del tubo levanta suficiente volumen de agua para que el sistema pueda manejarse sin la necesidad de utilizar una bomba eléctrica.

Normalmente, un caudal de 1 ó 2 l por minuto a través de cilindros de 5 ó 10 cm de diámetro fluidifica un lecho de semilla de ostras de entre 1 y 3 mm. Un caudal de entre 25 y 40 ml por minuto de semilla es lo ideal. Los lechos de semilla de almejas, cuyos bisos se enredan no se fluidifican. Sin embargo el método funciona tan bien como con las ostras. Posiblemente el efecto de agregación de la semilla ofrezca alguna ventaja dado que simula las condiciones de enterramiento en el sustrato. Los lechos de semilla de almejas con los bisos entretejidos y que se mantienen en condiciones de circulación descendente suelen atrapar el sedimento y las mallas se obturan en seguida.

La cantidad de semilla que se puede retener en un tanque con un sistema de circulación ascendente depende de su talla y peso (Cuadro 14), como se aprecia en el ejemplo de la Ilustración 94 en el que el volumen combinado de cada tanque de reserva y unidad de tanque de retención de semilla es aproximadamente 3 000 l. Hay 16 unidades similares en el criadero. Cada unidad es apta para cultivar una biomasa de peso vivo de 600 g. Suponiendo que la semilla cultivada tenga una longitud de concha de 2 mm, consultando el Cuadro 14, veríamos que 272 700 semillas de esta talla compondrá la biomasa inicial. El tanque de retención de la Ilustración 94 contiene 10 cilindros de 10 cm de diámetro. Al principio de un período de 7 días, se carga cada cilindro con 600/10 = 60 g de semilla, previamente calibrada utilizando una malla de 1,5 mm sobre otra malla de 1 mm para retenerla (la semilla de 2 mm no se retiene con una luz de malla de 1,5 mm). En este contexto, es menos importante saber la cantidad exacta de semilla cargada en cada unidad que saber cuál es su biomasa. La Sección 6.3.5. ofrece más información.

El agua de mar que se utiliza para llenar los tanques se filtra y se calienta según los estándares de cultivo larvario para la semilla en su primera semana después de la fijación. Posteriormente, se llenan los tanques de agua filtrada por arena o por un filtro de cartucho de 10 ó 20 µm y se reduce la temperatura en 1 ó 2 ºC cada semana para iniciar las condiciones predominantes de aclimatación en el semillero o en el mar.

Al final del período de 7 días, durante el que el volumen del tanque se habrá cambiado dos veces y la semilla y el sistema limpiados con cada cambio de agua, se calibra la semilla y se redistribuye. La biomasa de 600 g al comienzo de la semana se habrá duplicado al final del período de 7 días, o incluso triplicado en el caso de las ostras, y por lo tanto tendrá que redistribuirse entre dos o tres unidades de 3 000 l donde seguirán creciendo durante una semana más. Dado que la semilla no habrá crecido a una talla uniforme durante la primera semana, al calibrarla utilizando una serie de mallas, la producción de cada unidad de tanque se puede fraccionar por tallas (véase la Sección 6.3.6). El proceso de crecimiento funciona de manera más eficiente si la semilla de distintas fracciones de talla (clases) se cultiva en módulos de tanques independientes para que cada módulo contenga semilla de la misma talla.

6.3.5 Operaciones en sistemas cerrados de circulación descendente

Los sistemas de tanques con circulación descendente sin un intercambio continuo de agua funcionan siguiendo los mismos procedimientos que los descritos anteriormente, con la única diferencia de que la biomasa de semilla se distribuye sobre una superficie mucho mayor que en los sistemas ascendentes, porque los juveniles –sobre todo las vieiras– son sensibles al hacinamiento. Por consiguiente se mantienen a una separación espacial suficiente para permitir el crecimiento como una única capa para evitar que los individuos estén en contacto con la semilla adyacente.

Los métodos utilizados para mantener la separación espacial difieren según el criadero. En el caso de que la semilla esté colocada sobre material de fijación se aplicarán los procedimientos descritos en la Sección 6.2.2. El diseño del sistema y los detalles de la operación serán diferentes si en vez de colocar la semilla sobre material de fijación se

utilizan las bases de malla de los cilindros o bandejas como se observa en las Ilustraciones 88 (Sección 5.4) y 92. Los tanques de semilla abastecidos desde el tanque de reserva requieren una superficie suficientemente grande para acomodar el número de bandejas o cilindros necesarios para mantener la biomasa de semilla adecuada para el volumen total de la unidad de tanques. Por este motivo, los tanques de semilla en la Ilustración 92 son poco profundos y a menudo se apilan uno encima del otro.

Al igual que en los sistemas ascendentes cerrados, la calidad del agua se mantiene mediante cambios completos de agua dos o tres veces a la semana. Las bandejas o cilindros que contienen la semilla se retiran y cada una se lava con un chorro de agua de mar a presión para despegar y eliminar cualquier resto adherido a la semilla y a la malla de los recipientes. Los tanques de reserva y de retención se limpian y se rellenan antes de colocar de nuevo los recipientes de la semilla. El agua de mar se puede utilizar después de un filtrado fino o grueso según la talla de la semilla. Normalmente la semilla en la fase inicial se filtra a 1 ó 2 µm y la semilla más grande a punto de transferirse al mar se filtra por arena. La semilla se aclimata gradualmente a la temperatura ambiente del mar antes de ser transferida.

La semilla de vieira no se presta tan fácilmente a los recipientes para la calibración y determinación de tallas. Sus conchas son más frágiles y hay que tener cuidado de no dañar la glándula del biso o mover las valvas de la concha y dañar el resilio durante su retirada. Se pueden utilizar chorros suaves de agua pero es más conveniente contarlas si es necesario *in situ*. Se puede hacer siguiendo el ejemplo dado en la Ilustración 88B. Se utiliza una lámina de plástico marcada con una retícula (cuadrículas de 1 cm) bajo la base de malla de una selección aleatoria de bandejas o cilindros. Para obtener una buena aproximación al número total, se calculan las medias después de contar el número por cm^2 en cuadrículas aleatorias sobre el 10% de la superficie de una selección de recipientes, multiplicado por la superficie total ocupada por la semilla. Para hacer un seguimiento del crecimiento y biomasa de la semilla se retiran pequeñas muestras, se pesan y se miden.

6.3.6 Clasificación y estimación de la semilla

Se pueden adquirir clasificadoras mecánicas de proveedores especializados, que resultan prácticas cuando se manejan millones de individuos de semilla de manera rutinaria. No obstante, en la mayoría de los casos se utilizan clasificadoras manuales. Son fáciles de fabricar cortando una serie de secciones de tubo de PVC o de fibra de vidrio de gran diámetro (>30 cm) y acoplando mallas de nailon o de plástico de luces de malla de tamaño descendente a uno de los lados cortados.

La clasificación de semilla se realiza preferentemente en el agua. Las mallas de clasificación, cada una marcada con la luz de malla, deben encajar dentro de una bandeja de plástico con un tapón o válvula de desagüe acoplado a un extremo. Cuando se utiliza, la bandeja se llena parcialmente. Se añade una pequeña cantidad de semilla a una malla de tamaño ligeramente inferior al de los animales más grandes. Se mueve el cedazo de lado a lado y de arriba abajo en el agua hasta que no se escape más semilla a través de la malla (Ilustración 95), se le va añadiendo más semilla hasta terminar de clasificarla. Los animales retenidos por la malla se retiran de vez en cuando para mantener la eficacia del proceso. Se transfieren a una malla de peso conocido (peso de tara) con la misma luz de malla y se dejan secar antes de la estimación. Después se vacía la bandeja y se recupera la semilla más pequeña para su clasificación posterior. Se repite el procedimiento con la luz de malla más pequeña y se continúa así sucesivamente.

Una vez separada por clase de talla, la tarea siguiente consiste en determinar la biomasa de semilla en cada clase. Los tamices que contienen las distintas clases necesitan drenarse totalmente hasta que todo el agua se haya escurrido de la semilla retenida. Se

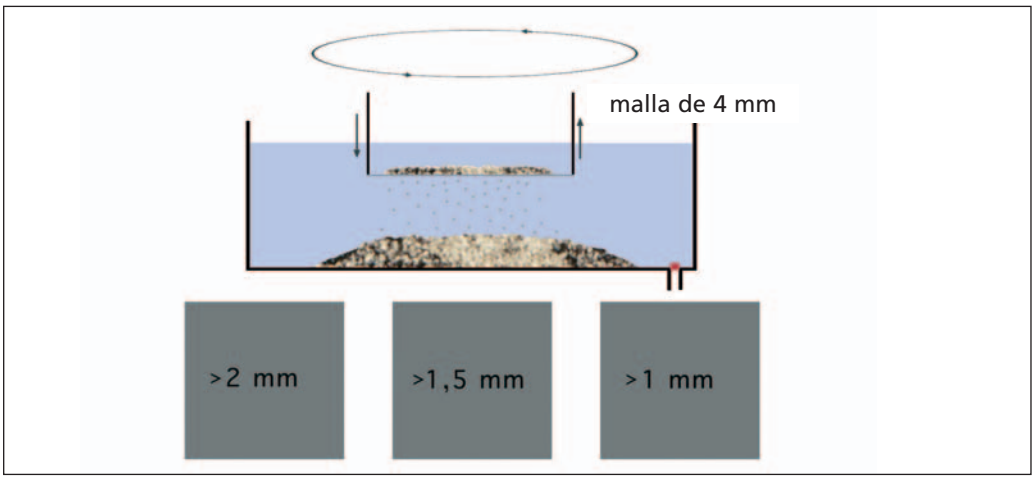


Ilustración 95: Clasificación de la semilla utilizando tamices manuales en tanques poco profundos. El cedazo utilizado para la clasificación se mueve de lado a lado y de arriba a abajo en el tanque hasta que toda la semilla de talla inferior a la que pueda retenerse pase a través de la malla y se quede en el fondo del tanque. Una vez completada la clasificación con el tamiz de un tamaño, se drena el tanque a través de un tamiz receptor de luz de malla apropiada y marcado con el tamaño de la clase de la semilla, la semilla de talla inferior al tamaño de retención se recogerá en un recipiente receptor de 1 mm (de luz de malla suficientemente pequeña para recoger toda la semilla restante). El proceso continúa utilizando tamices de luz de malla decrecientes hasta que toda la semilla se haya dividido en distintas clases de talla.

puede acelerar el drenaje dando golpes suaves con trapos secos o toallas de papel para absorber el exceso de agua de la malla. Después se pesan las pantallas y se resta el peso del tamiz para obtener el peso de la semilla allí retenida. Este peso será la biomasa de una clase en particular.

A la vez, se puede comprobar el número de individuos y así determinar la supervivencia de los animales. Se puede calcular el número de animales a partir del peso o de forma volumétrica. El primer método requiere unas balanzas precisas mientras que el último puede hacerse con un aparato sencillo, p. ej. unos recipientes de plástico de volúmenes entre 1 y 5 ml para guardar las submuestras. Este método se describirá más adelante.

Utilizando el tamiz que contiene la semilla más grande, se colman tres recipientes de submuestras. Se vacía uno en una bandeja blanca de poco calado que contiene un poco de agua de mar. Para contar semilla muy pequeña se recomienda la utilización de un microscopio de baja potencia y una placa Petri marcada con una retícula. Se cuenta el número total de semillas en la submuestra y si no se observa ninguna mancha oscura dentro de las conchas (el sistema digestivo) o si las conchas están muy abiertas, se retiran y se dejan a un lado. Se registra el número total de semillas y el número de semillas muertas. Se repite el proceso para la segunda y tercerca submuestra. Al transferir la semilla a recipientes graduados se puede determinar el volumen total de semilla de esa clase leyendo el volumen que ocupa. A partir de esta información se puede calcular la cantidad total de semilla viva y el porcentaje de mortalidad como en el ejemplo que se ofrece a continuación:

Ejemplo:

Información básica:

Volumen de submuestra	=	2 ml
Submuestra 1:		865 total, 33 muertas;
Submuestra 2:		944 total, 41 muertas;
Submuestra 3:		871 total, 33 muertas.

Volumen total de semilla (las 3 submuestras inclusive) en la clase = 1 850 ml

Cálculo:
Número medio de semillas (vivas y muertas) por 2 ml de submuestra
= (865 + 944 + 871)/3 = 893
Número medio de semillas muertas por 2 ml de submuestra
= (33 + 41 + 33)/3 = 36

Mortalidad= (36/893)x100 = 9,6%

Cálculo total de semillas vivas = (893 – 36)x(1 850/2) = 792 725

Se hacen los cálculos de la misma manera para las otras fracciones de clases. Será necesario tomar un volumen inferior de submuestras para las tallas más pequeñas de semilla. Para calcular el número de individuos a partir del peso se recomienda seguir el mismo método básico que se utiliza para pequeñas submuestras tomadas para el peso preciso del grueso de la semilla de una clase en particular. Se cuenta el número de individuos en las submuestras pesadas y una vez determinado el peso total de la semilla de una clase en particular, se puede calcular el número total siguiendo el ejemplo indicado anteriormente.

Es más difícil clasificar la semilla de las distintas especies de almeja que de las ostras dado que las almejas suelen adherirse las unas a las otras y a los tamices y a otras superficies internas de los recipientes por medio de los filamentos de los bisos. Sin embargo, se les maneja de una manera similar utilizando chorros de agua presurizada para separarlas durante el proceso de clasificación.

6.3.7 Operaciones en sistemas de circulación abierta

Los sistemas de tanques de los distintos tipos descritos anteriormente a menudo funcionan con un intercambio parcial de agua cada día o con una circulación continua abierta. Los sistemas de circulación continua parcial o total se utilizan para cultivar semilla más grande cuando no es tan importante mantener la temperatura por encima de la temperatura ambiente, por ejemplo cuando la temperatura ambiente es suficientemente alta para sostener un buen crecimiento. La circulación continua ofrece dos ventajas: a) se incrementa la biomasa de la semilla guardada y cultivada en los tanques de semilla y b) la semilla puede aprovechar la productividad natural o potenciada del intercambio de agua de mar. La diversidad de especies de algas en el agua de mar intercambiada, generalmente pasada por un filtro grueso, se asemeja mucho a las condiciones naturales ya que la semilla se aclimata gradualmente durante su preparación para su transferencia a los sistemas de engorde

Se ha indicado en la Sección 6.2.3 que la biomasa óptima para el cultivo de semilla en sistemas cerrados es de 200 g por m^3 del volumen total del tanque de reserva y del tanque de retención de semilla combinados. Considérese el ejemplo de un módulo de tanques de 3 000 l como el de la Sección 6.2.4 en el que una biomasa de semilla de un peso vivo de 600 g puede crecer a un ritmo satisfactorio. Cuando se intercambia completamente el volumen del tanque en un período de 24 h, se puede prácticamente duplicar la biomasa. A esta velocidad de intercambio de agua –equivalente a 125 l por hora– y suponiendo que las algas cultivadas constituyan la principal fuente de alimento, se perderá muy poco alimento, sobre todo si se añade directamente al tanque de retención del módulo. La ración alimenticia tendrá que duplicarse porque la biomasa de la semilla se ha duplicado. A mayor densidad de semilla y mayor cantidad de alimento, el tanque se ensuciará más con heces y detritus, efecto que ha de tenerse en cuenta durante el manejo rutinario. Los módulos de tanque tienen que drenarse y limpiarse tres veces a la semana en vez de dos.

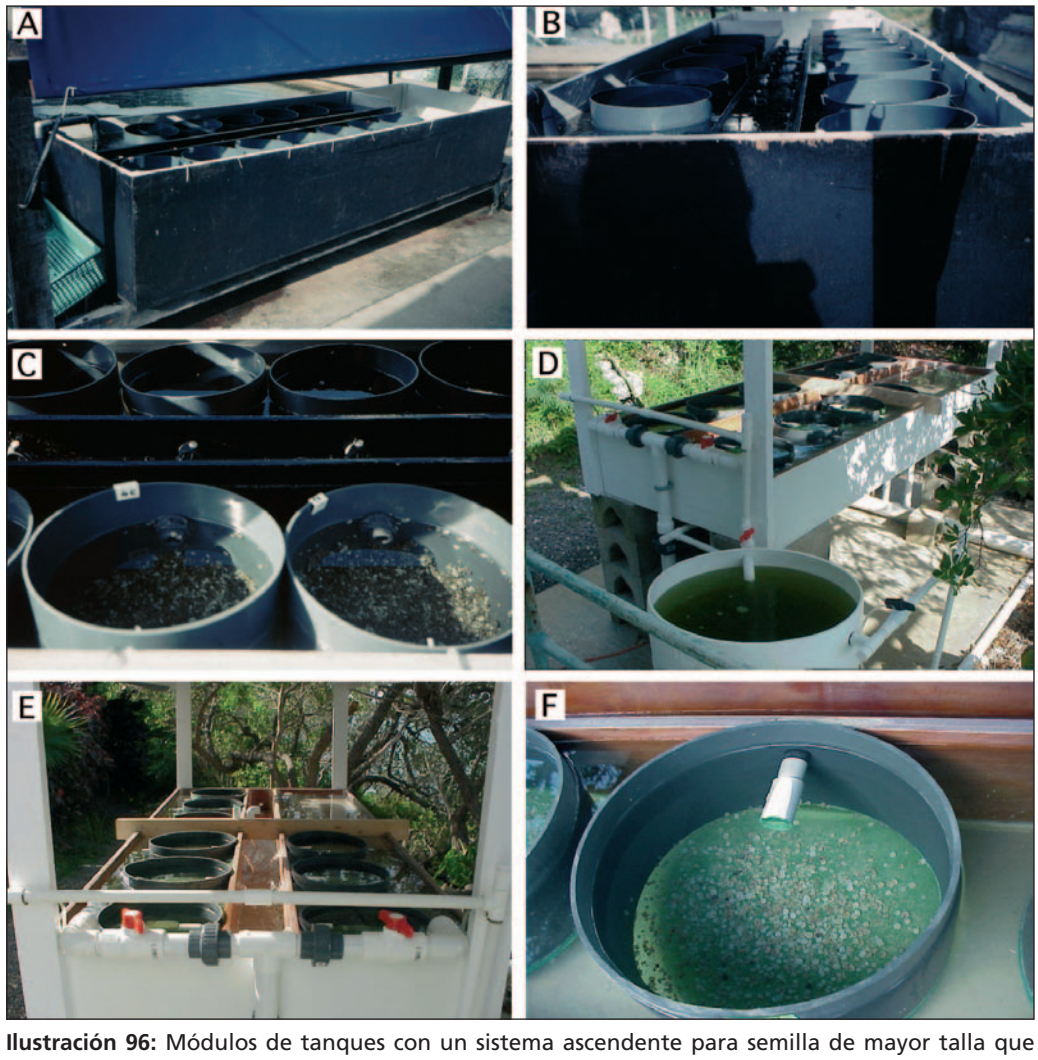


Ilustración 96: Módulos de tanques con un sistema ascendente para semilla de mayor talla que funcionan con un sistema de circulación continua. **A**, **B** y **C** – Un sistema para cultivar grandes densidades de semilla de almeja. Este sistema está en un circuito con un tanque de reserva de hormigón de 90 m^3 en el exterior en el que se induce una floración de algas naturales al añadir nutrientes. El canal colector central que transporta el caudal de agua ascendente desde los cilindros de vuelta al tanque de reserva es un sistema bombeado. **D**, **E** y **F** – Un sistema para cultivar semilla de vieira a una densidad más baja. Esta unidad se acopla directamente al abastecimiento principal de agua de mar del criadero y se alimenta continuamente desde un reservorio que contiene pasta diluida de algas, como se ve en D. Salvo esta diferencia, la configuración del sistema es similar a la de A con cilindros a cada lado de un canal colector central de agua.

Los tanques de retención de semilla que funcionan con una circulación continua completa, normalmente tienen una configuración distinta. En lugar de estar en un circuito con un tanque de reserva adyacente, son módulos independientes, cada uno conectado directamente al suministro de agua de mar (Ilustración 96D). Pueden estar ubicados dentro del criadero o en el exterior. Muchos criaderos que utilizan módulos de circulación continua conectan un abastecimiento de agua desde estanques de poco calado en el exterior o tanques de muy grandes volúmenes que se encuentran adyacentes a las dependencias del criadero. Se utilizan para inducir la proliferación de algas. Además, la temperatura del agua en estos estanques es más alta que la temperatura ambiente del mar calentada por el sol durante gran parte del año, sobre todo en las latitudes templadas (véase la Sección 6.6). El agua de mar descargada de los tanques de retención de semilla vuelve a los estanques y de esta manera se conservan las algas.

De hecho, los módulos de circulación continua difieren poco del concepto de cultivo en criadero detallado en la Sección 6.6. Las unidades de criadero basadas en módulos de

circulación continua suelen utilizarse para semilla de las clases de tallas más pequeñas y muchos criaderos también tendrán un semillero en la proximidad del criadero para el engorde de semilla más grande. Así, los técnicos del criadero pueden manejar todo el proceso de producción desde el huevo hasta la semilla de mayor tamaño con la infraestructura de equipamiento, espacio de laboratorio etc. disponible en el criadero.

6.4 DIETAS Y RACIONES ALIMENTICIAS PARA SEMILLA PEQUEÑA

6.4.1 Composición específica de la dieta

Los alimentos apropiados para el cultivo de semilla pequeña en condiciones muy controladas en criadero son los mismos que se utilizan en el cultivo larvario (Sección 5.1). Cuando la semilla se encuentra en la primera semana después de la fijación se le suele administrar la misma dieta que recibía antes de la fijación. Conforme aumenta de talla puede que no sea posible producir cantidades suficientes de las algas más delicadas y por tanto más difíciles de cultivar. Las dietas para semilla más grande suelen estar compuestas de especies más resistentes como *Tetraselmis* sp. y de diatomeas *Chaetoceros muelleri*, *Thalassiosira weissflogii* y *Skeletonema costatum*.

El ácido graso muy insaturado (HUFA) DHA (22:6n3) no parece ser tan importante en el desarrollo de la semilla como durante el desarrollo larvario, por consiguiente, *Isochrysis galbana* y las especies con un perfil similar de HUFA aunque útiles como componente menor de la dieta no son esenciales. Normalmente, las dietas se componen de una proporción de aproximadamente 50:50 de una especie de *Tetraselmis* y una de las diatomeas mencionadas anteriormente. Parte de la ración puede administrarse en forma de pasta de algas en lugar de algas vivas recién cultivadas (Ilustración 97). Algunos productos proporcionan velocidades de crecimiento satisfactorias. La bibliografía sugerida al final de esta sección incluye artículos de investigación recientes sobre un rango de alimentos inertes.



Ilustración 97: Ejemplo de un producto registrado de pasta de algas, adecuado para sustituir parcial o totalmente las algas vivas cultivadas en criadero y empleadas en el cultivo de semilla de bivalvos. Las preparaciones de *Tetraselmis* y *Thalassiosira* contienen el equivalente de 3 600 l a 410 células por µl y 1 800 l a 2 600 células por µl respectivamente. Cuando se refrigeran, tienen una vida útil de entre 12 y 14 semanas. Existe un amplio rango de especies útiles.

6.4.2 Cálculo de la ración alimenticia

La ración se calcula basándose en la biomasa de la semilla mantenida en un módulo de tanques, independientemente de si el sistema es de circulación cerrada y descendente o ascendente o si funciona con un intercambio parcial de agua. La semilla de la mayoría de los bivalvos tiene requisitos parecidos en cuanto a la cantidad del alimento requerido por unidad de biomasa. De esta manera, una ración calculada para una biomasa determinada de semilla de ostra es igualmente apropiada para la misma biomasa de almejas y mejillones, aunque las respuestas de crecimiento puedan ser muy diferentes.

Al principio, por ejemplo, las almejas crecen más lentamente que las ostras, incluso en las mejores condiciones posibles. Una vez más, las vieiras son la excepción y responden mejor a raciones bajas por unidad de biomasa. En cuanto al peso seco de las algas, se calcula la ración a partir de la siguiente ecuación:

$$F = (SxR)/7$$

donde, **F** = el peso seco de algas por día (mg); **R** = ración como peso seco de las algas (mg) por mg de peso vivo de semilla por semana y **S** = el peso seco de semilla al comienzo de cada semana. A continuación se da un ejemplo utilizado en la práctica y una ampliación de esta ecuación para calcular el volumen de algas cosechadas necesario para la ración diaria.

Ejemplo:

Información básica:

Peso vivo de biomasa de semilla al principio de cada semana = 600 g = 600 000 mg
Ración = 0,4 mg peso seco de algas por mg de peso vivo de semilla por semana
Dieta: *Tetraselmis suecica* a una densidad celular de cosecha de 1 500 células por µl

Cálculo:

$$F = (600\,000x0,4)/7 = 34\,286 \text{ (mg peso seco de algas)}$$

Por consiguiente, la ración diaria administrada a 600 g de semilla será de 34 286/1 000 = 34,286 g peso seco de algas.

Cuadro 1 (Sección 3) muestra que 1 millón de células de *Tetraselmis suecica* pesa 0,2 mg.

El volumen de *Tetraselmis* necesario para la ración diaria se calcula a partir de la ecuación:

$$V = (Sx0,4)/(7xWxC)$$

Donde, V= el volumen de algas cosechado (l) necesario para suministrar la ración diaria
W = el peso de 1 millón de células de algas de la especie deseada, y
C = la densidad celular de la cosecha de esa especie (células por µl)

Por lo tanto,

$$V = (600\,000x0,4)/(7x0,2x1\,500) = 114,3 \text{ l}$$

Por consiguiente, 114,3 l de *Tetraselmis* a una densidad celular de cosecha de 1 500 células por µl proporciona la ración diaria para 600 g de biomasa de semilla.

Observación: Una ración de 0,4 es satisfactoria para la semilla de ostras y de almejas de cualquier talla dentro del rango de tallas producidas en el criadero.

Una dieta compuesta de *Tetraselmis* y *Skeletonema* en una ración a 50:50 de peso seco será 57,2 l de la primera a 1 500 células por µl y 76,5 l de *Skeletonema* a una densidad celular de cosecha de 7 000 células por µl. El peso seco de un millón de células de Skeletonema es 0,032 mg.

Una biomasa de 600 g de ostras o semilla de almeja tendrá que cultivarse en un volumen de 3 000 l. El uso de la ración mencionada anteriormente proporcionará una densidad celular inicial de algas dentro del sistema de 57 células de tamaño equivalente

a *Tetraselmis* por µl (57 000 células por ml). Esta densidad de células de algas no es demasiado elevada para un crecimiento óptimo si se administra como alimento en un único lote. La densidad óptima de células alimenticias a este respecto es de 10 000 células por ml. La solución reside en añadir (10/57x114,3) l = 20 l de alimento como un único lote y administrar el resto por goteo o con una bomba dosificadora durante el siguiente período de 24 h.

La ración de 0,4 mg de algas por mg de peso vivo de semilla por semana se acerca al límite máximo empleado para semilla de vieiras de aguas templadas como las especies de *Argopecten*, cultivadas a la misma temperatura que las ostras y las almejas de aguas templadas (por ejemplo 23+2 ºC). Será preciso reducir la ración para especies de vieiras de aguas frías.

Los cálculos del ejemplo anterior se aplican igualmente a sistemas que funcionan con un intercambio parcial de agua cada día. Se calcula la ración para la biomasa de semilla retenida y no el volumen de agua en que se cultiva.

Cuando los sistemas de semilla funcionan con circulación continua y el aporte de alimentos proviene de un estanque o tanque enriquecido no es posible evaluar con precisión la composición de especies del aporte alimenticio ni la ración que ha de administrarse. Varía de un día a otro según el estado de la floración de algas. Un técnico experimentado puede saber si hace falta diluir el agua del estanque con agua de mar sin afloración de algas para mantener la ración diaria dentro de unos límites razonables. Si la semilla produce un exceso de pseudoheces es señal de que hay un aporte excesivo de alimentos.

6.5 CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA

Suponiendo que la semilla se cultive a una densidad razonable, su velocidad de crecimiento se ve enormemente afectada por la calidad del alimento suministrado en lo que se refiere al valor nutritivo de las especies que componen la dieta, la ración alimenticia suministrada y la temperatura del agua. Hay que tener en cuenta otros factores, como la salinidad y la genética, pero sus efectos son relativamente menores. Ya se ha hablado de los efectos de la biomasa de semilla por unidad de volumen del sistema en el que se cultivan. Una densidad de 200 g de peso vivo por m^3 de volumen de tanque representa un buen compromiso entre la densidad para el crecimiento máximo, que se da a niveles inferiores al 25% de esa biomasa, y los considerandos económicos tales como el espacio necesario para acomodar tanques y los volúmenes necesarios de agua de mar calentada y tratada.

6.5.1 Variabilidad en el crecimiento de la semilla entre especies

Las diferentes especies de bivalvos cultivadas habitualmente en los criaderos tienen tasas de crecimiento bien diversas a densidades razonables con una dieta y ración adecuadas y cerca de la temperatura óptima. La semilla de ostra crece hasta una talla de semilla comercializable con mucha más rapidez que la semilla de las diferentes almejas y vieiras comerciales. Las vieiras de agua fría crecen más despacio que las especies de agua más templada. Esto está relacionado en parte con el mayor tamaño de las larvas de las ostras en el momento de la fijación y en parte con el hecho de que no hay fase de retardo cuando tiene lugar la metamorfosis.

La Ilustración 98 ofrece una comparación del crecimiento de semilla de ostión japonés, almeja japonesa y vieira calico desde el tamaño en el momento de la fijación, contrastando la longitud media de concha al comienzo de un período de 7 días con

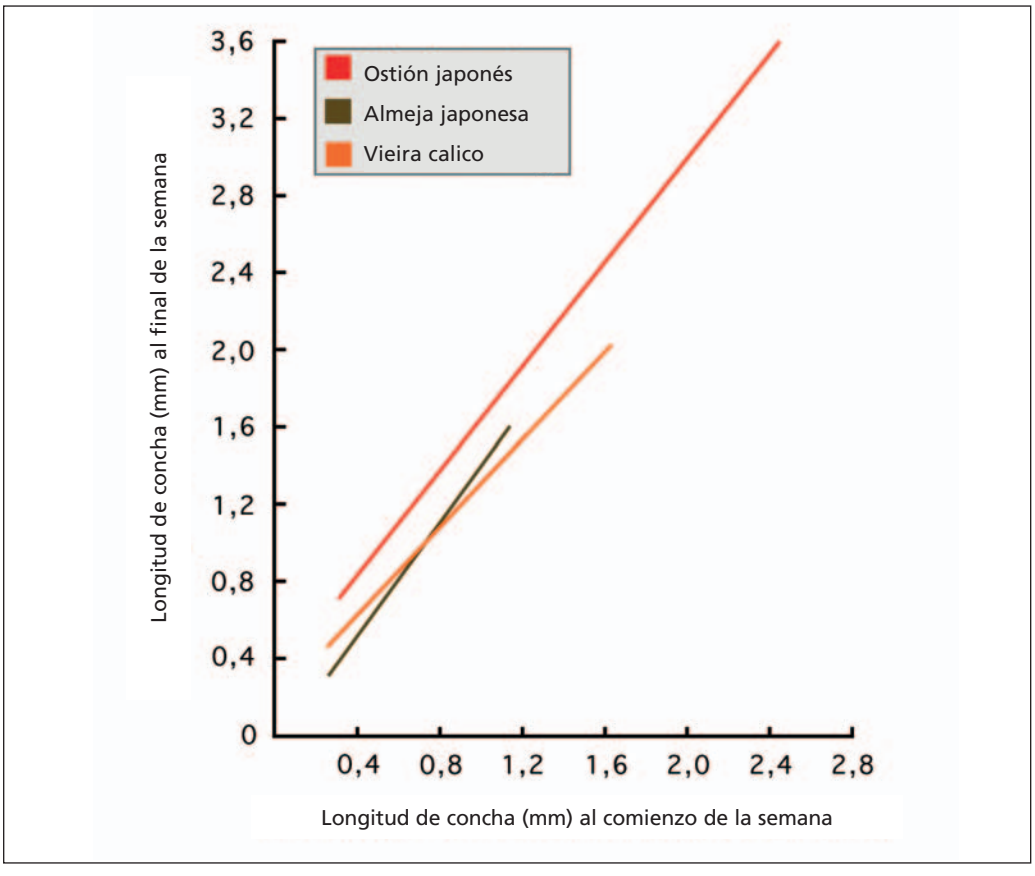


Ilustración 98: Comparación del crecimiento de semilla de ostión japonés, almeja japonesa y vieira calico en condiciones similares. El crecimiento aparece como longitud media de la concha (altura de la concha en el caso de la semilla de la vieira calico) al comienzo y final de un período de 7 días.

la longitud media de concha 7 días después. Se cultivó la semilla de las tres especies a escala piloto en sistemas como los descritos anteriormente a densidades comerciales y con dietas y raciones adecuadas, a 23±1 ºC. En esta gráfica se puede observar que cuanto más pronunciadas y más se inclinan las curvas de crecimiento hacia la izquierda, más rápida es la velocidad de crecimiento. De hecho, la semilla de almeja japonesa crece con mayor rapidez que la del ostión japonés pero comienza con una talla inferior. Al final de un período de 3 semanas a partir de la fijación, la semilla de ostión japonés crece hasta una longitud media de concha de aproximadamente 3,4 mm, comparado con la semilla de la almeja japonesa que alcanza los 1,14 mm. Estas cifras se refieren a la longitud media de concha y la distribución alrededor de la media es mayor en la semilla de almeja que en la de ostra. Las vieiras Calico crecen más despacio, con la misma distribución de tallas grandes alrededor de la media. Después de un período de crecimiento de 5 semanas alcanzan una altura media de concha de aproximadamente 1,5 mm (siendo prácticamente igual la altura a la longitud en esta etapa). La semilla de almeja japonesa supera este tamaño al cabo de 4 semanas (1,6 mm).

Las vieiras de aguas frías como la vieira japonesa, *Patinopecten yessoensis*, necesitan entre 4 ó 5 meses para alcanzar 5 mm de altura de concha, incluso en condiciones de cultivo ideales.

6.5.2 Efecto de la ración sobre el crecimiento

La ración mencionada en las Secciones 6.3 y 6.4 para explicar la metodología de cultivo de semilla es 0,4 mg de peso seco de algas por mg peso vivo de semilla por semana (R 0,4). Se ha visto que es una ración práctica en los criaderos porque no es excesiva

en cuanto a los requisitos de producción de algas como alimento y es adecuada para proporcionar tasas de crecimiento satisfactorias en la mayoría de las especies. Se pueden conseguir mejores tasas de crecimiento suministrando mayores raciones. A modo de ejemplo, la Ilustración 99 muestra el crecimiento de semilla de ostión japonés al recibir a modo experimental raciones que varían de R 0,1 a R 1,0 a una temperatura media de 24ºC. La gráfica muestra el crecimiento en un período de 7 días para semilla de diferentes pesos vivos medios al comienzo de la semana. Es obvio que el crecimiento sigue aumentando cuando la semilla recibe raciones superiores a R 0,4. La semilla de 2 mg a comienzos de semana alcanza casi 7 mg al final de la semana cuando recibe R 0,5 y 9 mg cuando se le suministra R 1,0.

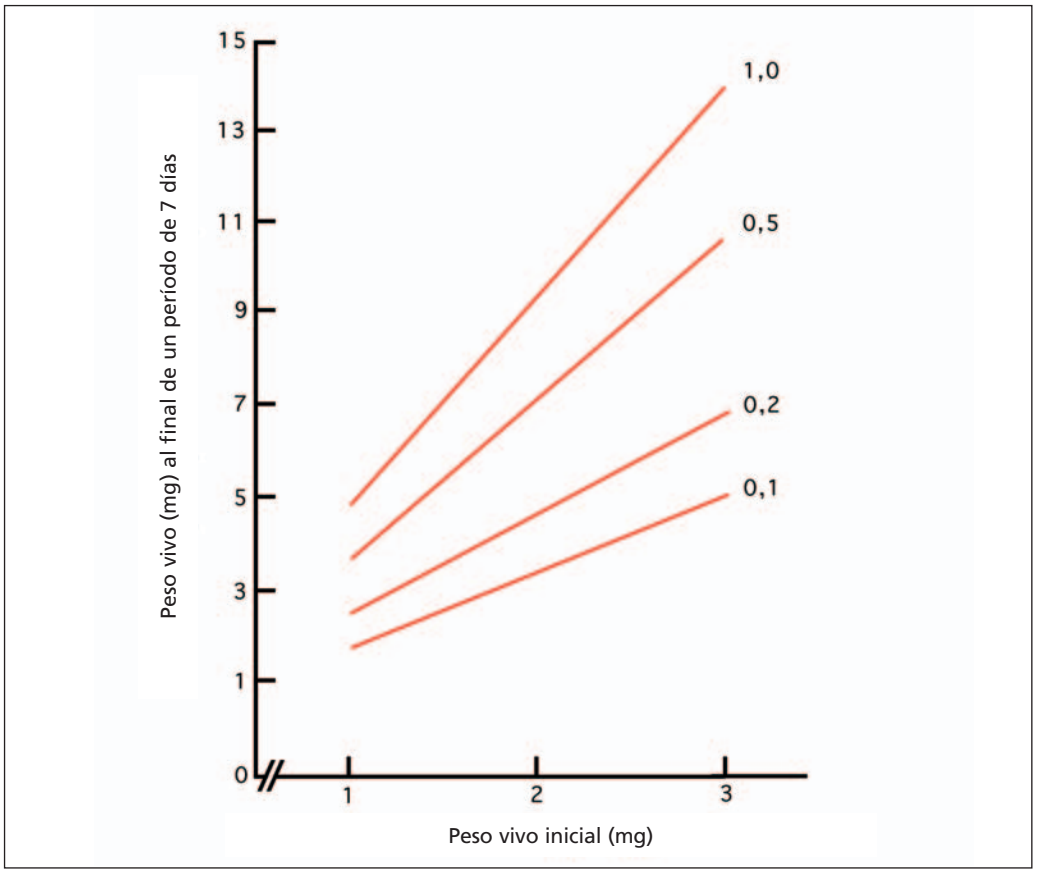


Ilustración 99: Relación entre la ración alimenticia y el crecimiento en semilla de ostión japonés.

Entre las ostras cultivadas en criadero, las tasas de crecimiento de las diferentes especies de *Crassostrea* responden de manera muy parecida con unas raciones determinadas. La semilla de la ostra europea, *Ostrea edulis*, no crece tan rápidamente cuando se encuentra en las mismas condiciones. En la Ilustración 100 se puede ver el crecimiento comparado en peso vivo de la ostra europea y del ostión japonés, como coeficiente de crecimiento G_7 al recibir raciones que van de R 0,1 a R 0,5 a 24 ºC. G_7 se calcula a partir de la siguiente ecuación:

$$G_7 = \ln wt_7 - \ln wt_1$$

donde wt_7 es el peso vivo medio de semilla al final de un período de 7 días y wt_1 es el peso vivo medio a comienzos del período (ln indica logaritmo natural).

Con la ecuación se puede calcular el tamaño al que crecerá la semilla al cabo de una semana, habiendo comenzado la semana a una talla especificada. Los coeficientes de crecimiento están marcados en la gráfica para las dos especies cuando reciben las mismas

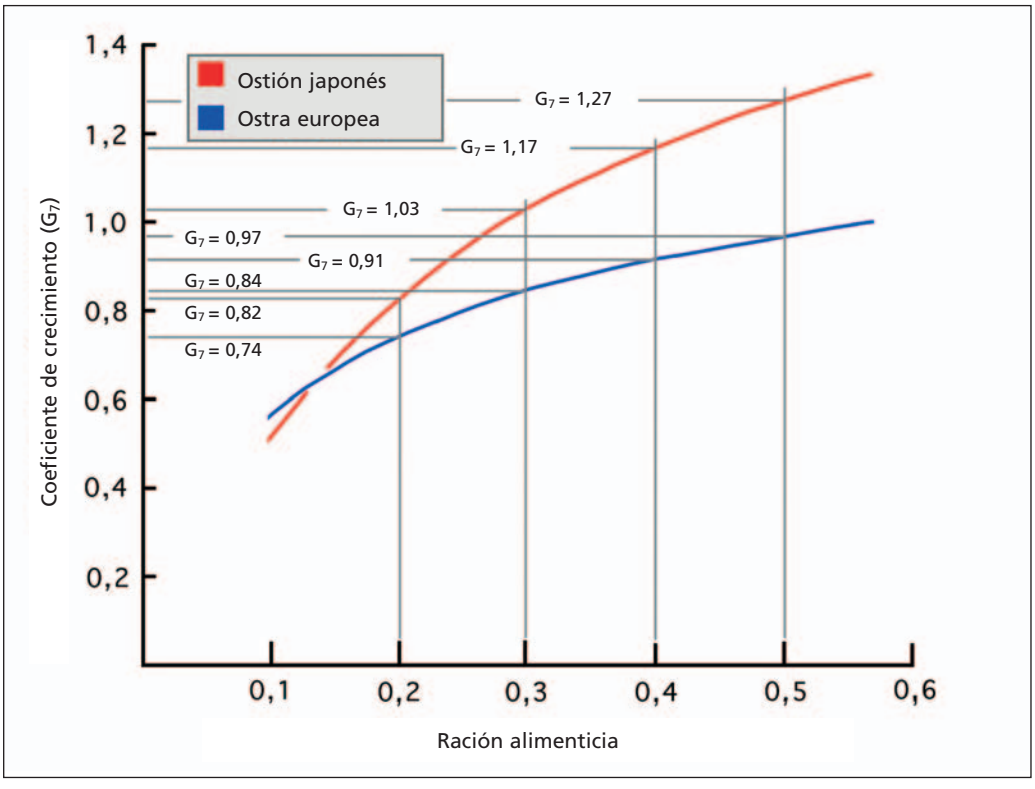


Ilustración 100: Comparación del crecimiento de semilla de ostra europea y ostión japonés a 24 °C alimentada con varias raciones de una dieta mixta de *Isochrysis* y *Tetraselmis*.

raciones por unidad de biomasa de peso vivo. El Cuadro 15 muestra la importancia que esto tiene para la semilla de las dos especies cuando empiezan la semana con 2 mg de peso vivo medio. La semilla al menos duplica su peso al final de la semana con todas la raciones y la semilla del ostión japonés triplica con creces su peso con las raciones R 0,4 y R 0,5.

Cuadro 15: Peso vivo medio de semilla de *Ostrea edulis* y *Crassostrea gigas* al final de un período de 7 días habiendo iniciado la semana con un peso vivo medio inicial de 2 mg y habiendo recibido raciones desde R 0,2 hasta R 0,5 a 24 °C. La ración se suministra como peso seco de algas (mg) por mg peso vivo de semilla por semana. La dieta consistió en *Isochrysis* y *Tetraselmis* a una proporción 50:50 según su peso seco específico.

Ración:	*O. edulis*	*C. gigas*
0,2	4,19	4,54
0,3	4,63	5,60
0,4	4,97	6,44
0,5	5,28	7,12

6.5.3 Efectos combinados de la ración y de la temperatura

En el Cuadro 16 se puede ver, por ejemplo, los efectos del cultivo de semilla de ostra europea con diferentes raciones y con un rango de temperaturas cada una. Estos datos se calcularon a partir de curvas de crecimiento similares a las que aparecen en la Ilustración 100 y se aplican a semilla que comienza un período semanal de crecimiento con 2 mg de peso vivo medio.

La ración más baja que se probó (R 0,05) era todavía adecuada para el crecimiento a la temperatura máxima aunque las tasas de crecimiento con esta ración fueron bajando rápidamente conforme incrementaba la temperatura. El aporte de alimento tiene que

ser suficiente como para mantener el metabolismo, cuya velocidad aumenta conforme sube la temperatura, quedando la energía para el crecimiento. Las raciones alimenticias más bajas unidas a unas temperaturas elevadas dan como resultado una semilla que aunque crece de tamaño de concha, lo hace a expensas del cuerpo blando. La semilla que sale del criadero en mal estado tiene más probabilidades de morir al principio del engorde. Hay mucha información publicada y el lector puede consultar la bibliografía recomendada al final de la Parte 6 para profundizar en este tema.

Cuadro 16: Efectos combinados de la temperatura y de la ración alimenticia sobre semilla de *Ostrea edulis* que comienza el período de crecimiento semanal con un peso vivo medio de 2 mg. Las raciones suministradas son menores que las del Cuadro 15 y varían de R 0,05 a R 0,2. La dieta suministrada fue *Isochrysis*. ND – no hay datos.

Ración:	0,05	0,10	0,15	0,20
Temperatura (°C):				
16	2,52	2,63	2,67	ND
18	2,65	2,82	2,89	ND
20	2,80	3,06	3,22	3,29
22	2,92	3,27	3,53	3,68
24	2,95	3,52	3,87	4,17

6.5.4 Supervivencia

El porcentaje de semilla que sobrevive y se destina a la venta varía enormemente según la especie, el criadero, el año y las variaciones dentro de un mismo año. En términos generales, la semilla no es tan vulnerable como las larvas a los microorganismos patógenos, pero de forma ocasional, se pueden dar tasas de mortalidad anormales en semilla de pequeño tamaño que coinciden con mortalidades masivas de larvas.

La supervivencia en ostras se encuentra normalmente en la región del 50% ó 70% desde la fijación hasta una longitud de concha de 2 a 4 mm. Para las almejas y vieiras la supervivencia puede estar entre el 10% y el 20% (Ilustración 101). La mayor parte de las mortalidades se dan en la primera semana después de la fijación en las ostras, durante las dos primeras semanas en almejas y cuatro semanas en vieiras. Muchas larvas que se fijan no consiguen alcanzar la metamorfosis, probablemente porque no tienen suficientes reservas alimenticias para completar esta etapa crítica de su vida. En el caso de las ostras que se fijan y completan la metamorfosis en un día o dos parece ser que la mortalidad temprana no es un problema. Sin embargo, se ha observado con frecuencia en los criaderos que una fijación superior a la media no significa necesariamente que se mejoren los niveles de reservas en las larvas que puede que no estén preparadas para sobrevivir hasta la metamorfosis.

Cuando la semilla se encuentra sobre el material de fijación, la supervivencia depende de la densidad de fijación. Esto es aplicable sobre todo a las ostras, que se unen al sustrato a través de un cemento. Las almejas y vieiras pueden cambiar de posición respecto a sus vecinas si la densidad es muy elevada. En el caso de las ostras, cuando hay una intensa densidad de fijación las más fuertes crecen más y las más débiles se mueren.

Las mortalidades se dan si la semilla de ostra se cultiva a un nivel demasiado elevado de biomasa por unidad de volumen en sistemas cerrados. Los primeros síntomas aparecen de forma gradual o repentinamente cuando las conchas de la semilla adquieren un color más pálido. Si no se reduce la densidad en ese momento, se disolverán los cristales de carbonato cálcico de la concha. Esto sólo ocurre cuando la biomasa sobrepasa con creces lo recomendado o cuando se ha olvidado un cambio de agua. Si se comprueba el agua contenida en el sistema de tanques con un medidor de pH se verá que el nivel de pH

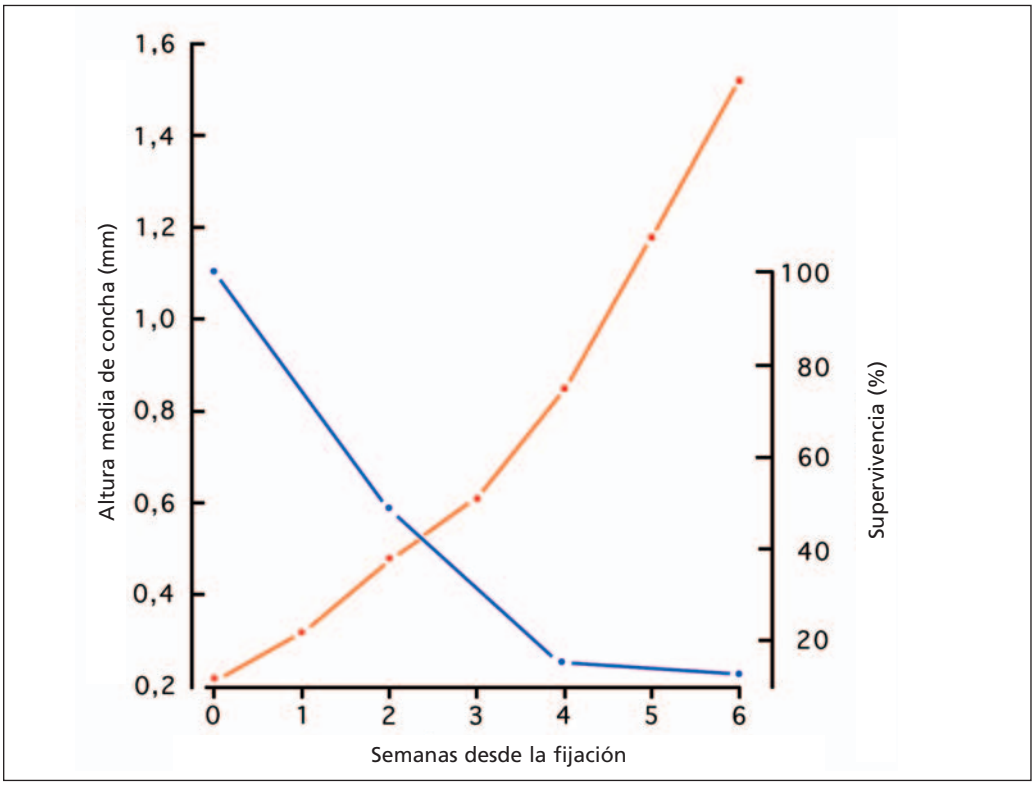


Ilustración 101: Crecimiento (línea naranja) y supervivencia (línea azul) de semilla de vieira Calico, *Argopecten gibbus*, en un período de 6 semanas tras la fijación. Los cálculos de la supervivencia se hicieron a intervalos de 2 semanas.

ha descendido de forma abrupta. Normalmente desciende entre cambios de agua de un pH 8,2 a alrededor de un pH 7,6, pero si por las razones anteriormente mencionadas se ha descuidado el manejo, puede llegar a bajar por debajo de pH 7,0. En parte esto sucede debido a la acumulación de CO_2 en el sistema, procedente de la respiración de la biomasa de semilla y las numerosas bacterias en el agua. Si se reconoce el problema con suficiente antelación, el único remedio es cambiar el agua y reducir la biomasa de semilla.

6.5.5 Producción en criadero

Antes de considerar el cultivo en semillero de la producción de semilla de criadero es importante considerar el proceso de producción en criadero como una entidad. Al diseñar un criadero nuevo hay que evaluar las diferentes partes de la actividad con relación a las expectativas de producción de semilla. Por ejemplo, las instalaciones de larvas pueden tener capacidad para fijar 100 millones de larvas por año, por lo que la capacidad de cultivar semilla tiene que ajustarse igualmente para manejar esa producción hasta el tamaño que pida el mercado. De la misma manera, el módulo de algas tiene que diseñarse para producir de manera fiable el volumen diario de las especies alimenticias necesarias para alimentar a los reproductores y el número máximo de larvas y semilla en cada etapa de desarrollo que estarán en producción en cualquier momento dado. Estos factores varían según los criaderos, según las especies que se vayan a cultivar y según el volumen de ventas que se espere.

A modo de guía general, la Ilustración 102 presenta un resumen de las varias facetas de las actividades de cultivo y los requisitos en cuanto a temperatura del agua y raciones alimenticias diarias. También aparece un rango de días de duración de cada etapa en el ciclo productivo para la mayoría de las especies de bivalvos de aguas templadas. Las necesidades alimenticias se han calculado para tamaños medios de larvas y semillas que estarán en cultivo en un momento dado cuando el criadero esté funcionando a plena

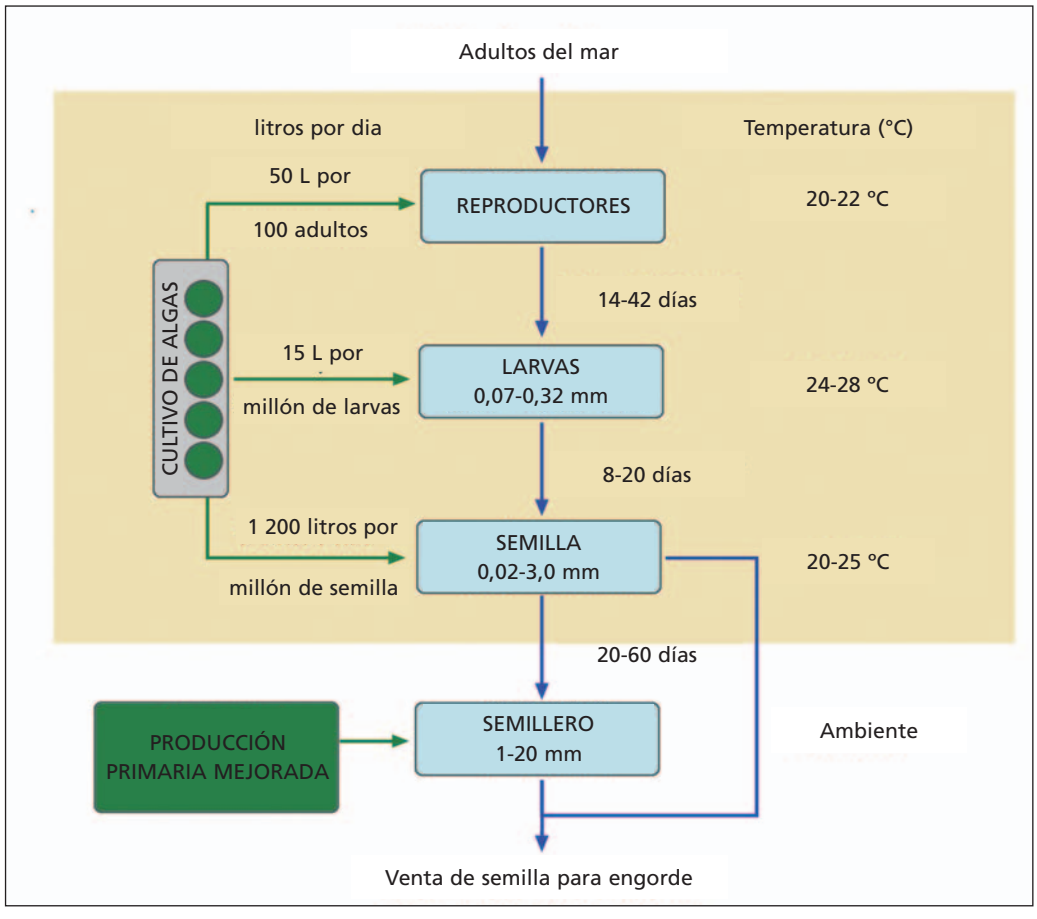


Ilustración 102: Diagrama que resume diversos aspectos de la producción en criaderos y muestra el rango de temperaturas y las necesidades alimenticias diarias por número unitario de animales en cada una de las etapas. Este diagrama se puede aplicar a la mayoría de las especies de bivalvos de agua templada.

capacidad. Se supone que la semilla se cultivará hasta una longitud de concha de 3 mm antes de su venta o transferencia a semillero.

6.6 CULTIVO EN SEMILLERO

Los semilleros de bivalvos sirven como punto de contacto entre los criaderos y la fase de engorde, p. ej. el cultivo de bivalvos en suspensión o en el mar abierto. Son sistemas eficaces, desde el punto de vista de los costes, que eliminan la necesidad de cultivar semilla muy pequeña en redes de malla muy fina, como las redes Pearl, cuyas mallas se obturan con las algas flotantes, sedimentos y la fijación de organismos incrustantes. El propósito de los semilleros es cultivar rápidamente semilla pequeña a bajo coste hasta que alcanza una talla apta para la transferencia a las bandejas, bolsas, o redes de engorde con aberturas de malla de 7 a 12 mm. Las bandejas de engorde de tamaño de malla mayor no se obturan con tanta facilidad y requieren menos mantenimiento.

Los sistemas de semilleros se desarrollaron en Europa y Estados Unidos en los años setenta y principios de los ochenta como complemento natural de los criaderos. Se pueden considerar bien como la fase final en la producción de criadero o la primera etapa de engorde.

Los semilleros más eficaces se abastecen de semilla a densidades elevadas en contenedores de flujo ascendente. Otros constan de módulos de bandejas sumergidas o flotantes

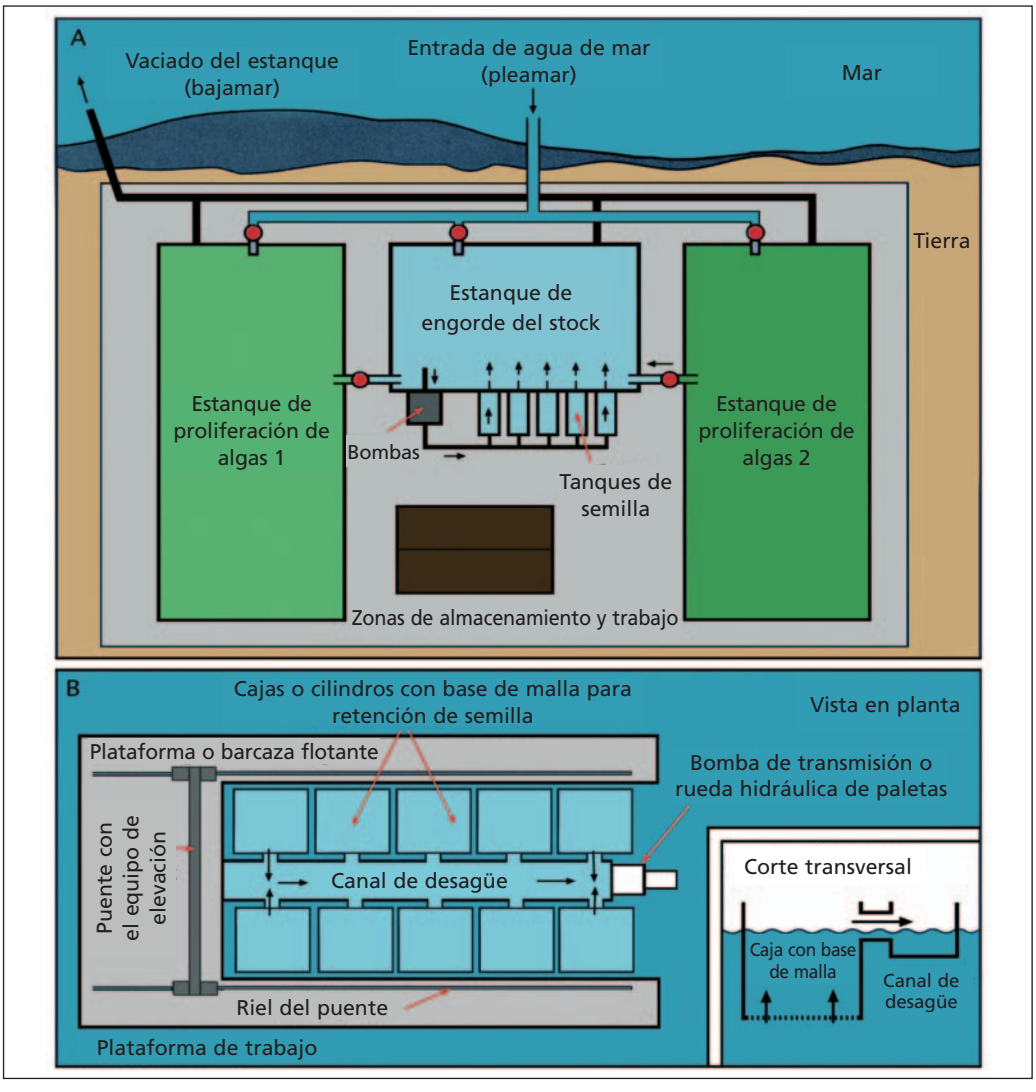


Ilustración 103: A – un semillero en tierra donde el alimento se obtiene de un par de estanques de proliferación que se llenan de fertilizante en diferentes momentos para potenciar una sucesión de proliferaciones. El alimento se controla permitiendo el paso de un caudal de agua desde el estanque más productivo –el estanque 2 en el diagrama– hacia el estanque de engorde del stock desde el que se suministran los contenedores de semilla. **B** – un semillero sobre una plataforma o barcaza flotante que puede estar amarrado en un estuario productivo, en una gran laguna costera o en un sistema de estanques. Los semilleros flotantes pequeños pueden funcionar con una bomba de baja potencia (flujo axial) y los de mayor dimensión con una rueda hidráulica de paletas, ambos sistemas drenando agua desde el canal de desagüe y generando la circulación ascendente a través de la base de malla de los contenedores de semilla.

colocadas en aguas productivas con o sin un elemento de flujo forzado, comparado con el flujo pasivo, pero estos sistemas son más parecidos al engorde y no se van a tratar aquí.

Los contenedores de semilla de los semilleros se pueden montar sobre plataformas o barcazas amarradas en estuarios productivos o en lagunas de agua salada. También se pueden colocar en depresiones del terreno que se encuentran adyacentes o sobre plataformas de circulación ascendente que flotan en estanques de agua de mar artificiales o naturales (Ilustración 103). Como ya se ha explicado, la producción primaria se puede mejorar en estanques y lagunas con la aplicación de fertilizantes naturales o artificiales para potenciar la proliferación de algas, normalmente de especies que se desarrollan de forma espontánea. En este sentido, son más fáciles de manejar que los sistemas de semilleros en el mar porque la cantidad y hasta cierto punto la calidad del aporte de alimento disponible se puede manipular y controlar.

6.6.1 Semilleros en tierra

Los semilleros en tierra normalmente están situados en terrenos bajos cerca del mar. Los estanques se inundan en pleamar mediante una compuerta, a través de un conducto con compuertas que se abren al mar, o a través de sistemas de bombeo de poca potencia. En bajamar, se pueden drenar por gravedad (véase Ilustración 103). Un sistema de semilleros en tierra suele contar con una serie de estanques de amplia superficie y poca profundidad o de tanques interconectados por canales o tuberías con compuertas o válvulas. La mayoría de los estanques se emplean para inducir la proliferación de especies de microalgas que se hallan presentes de forma natural en el agua en el momento del llenado. Las proliferaciones se pueden controlar y potenciar aplicando fertilizantes a base de nitrógeno y fósforo, apropiados para usos agrícolas y una forma soluble de sílice (Sección 3.4.6) aunque la opción habitual es el empleo de la fertilidad natural del agua. Estos estanques de algas se utilizan en rotación para suministrar agua con proliferaciones de algas a un estanque adyacente al módulo de retención de semilla con flujo ascendente. El exceso de agua del tanque se drena de nuevo al mar y en muchos casos hay una sustitución parcial regular o continua del agua directamente desde el mar para controlar la densidad de alimento y para eliminar desechos y metabolitos. El agua se bombea desde el estanque de suministro hacia el módulo de flujo ascendente, que funciona según el mismo principio básico de la circulación ascendente en el criadero. De forma alternativa, si el módulo de flujo ascendente es una estructura flotante, se genera un flujo de agua mediante la bomba de transmisión o rueda hidraúlica de paletas. En las Ilustraciones 104 y 106 se pueden ver ejemplos de semilleros en tierra.

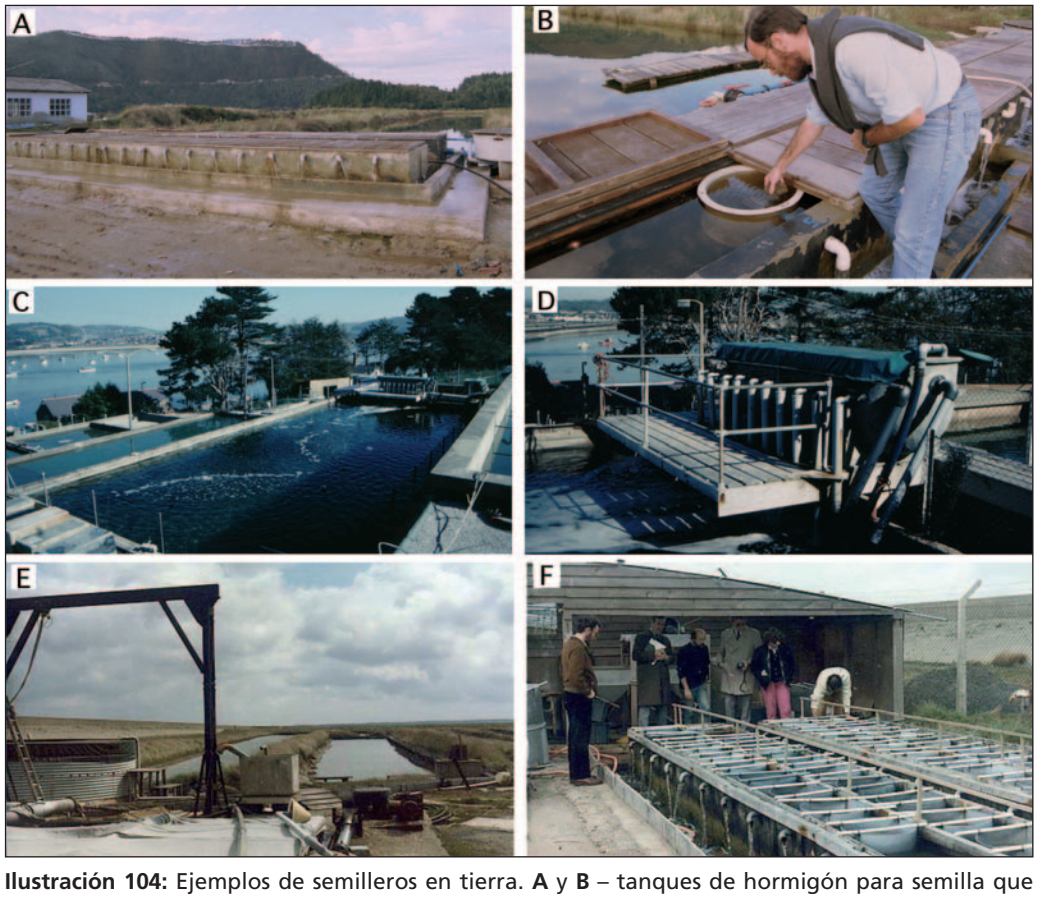


Ilustración 104: Ejemplos de semilleros en tierra. **A** y **B** – tanques de hormigón para semilla que contienen cilindros de semilla con flujo ascendente (Tinamenor S.A., Pesués, España). El agua se bombea desde los estanques hacia los tanques y se vierte en un conducto de desagüe que se encuentra en el fondo de los tanques. **C** y **D** – un sistema de semillero con flujo ascendente con suministro desde un tanque de hormigón de 450 m^3 enriquecidos con nutrientes ubicado en el Laboratorio de Pesca, Conwy, Gales, Reino Unido. El agua llega al módulo de semilla (D) a través de una bomba sumergible de gran capacidad. **E** y **F** – el precursor de la mayoría de los semilleros de bivalvos en Europa desarrollado por Seasalter Shellfish en Reculver, Kent, Inglaterra.

La biomasa de semilla que puede albergar un semillero en tierra depende de la productividad de los estanques o tanques y esto puede verse afectado por factores tales como la temperatura, la salinidad y los niveles de nutrientes. Los sistemas de estanques poco profundos de superficie y volumen amplios actúan como sumideros de calor y acumulan temperatura de la radiación solar. Normalmente se encuentran a temperaturas significativamente superiores que el agua de mar adyacente, lo cual es beneficioso para el crecimiento de las especies de aguas templadas pero que requiere una gestión cuidadosa ya que las proliferaciones pueden darse de repente y ser fugaces (Ilustración 105). Siempre existe el riesgo de que una proliferación excesiva de algas provoque el agotamiento del oxígeno del agua del estanque. Las algas, que normalmente producen oxígeno como subproducto de la fotosíntesis, cambian a un absorción neta de oxígeno para la respiración durante las horas de oscuridad cuando no pueden realizar la fotosíntesis. Durante las proliferaciones intensas, las algas retiran suficiente oxígeno del agua y el nivel de saturación de oxígeno puede bajar sólo 20% en unas horas, alcanzando normalmente un nivel bajo durante las primeras horas de la mañana. Esto puede producir inesperadas mortalidades masivas de los pequeños bivalvos. Se recomienda tomar la precaución de contar con un equipo de seguimiento del oxígeno conectado a la alarma instalada en el sistema. Se gestiona con especial cuidado para controlar las proliferaciones intercambiando el agua entre los estanques –suponiendo que haya más de uno– y diluyendo las afloraciones con agua extraída directamente del mar. Si el mar se encuentra a una temperatura inferior a la de los estanques entonces tendrá un contenido mayor de oxígeno. El equipo de aireación se suele usar para ayudar a mantener los niveles de oxígeno en los sistemas de estanques.

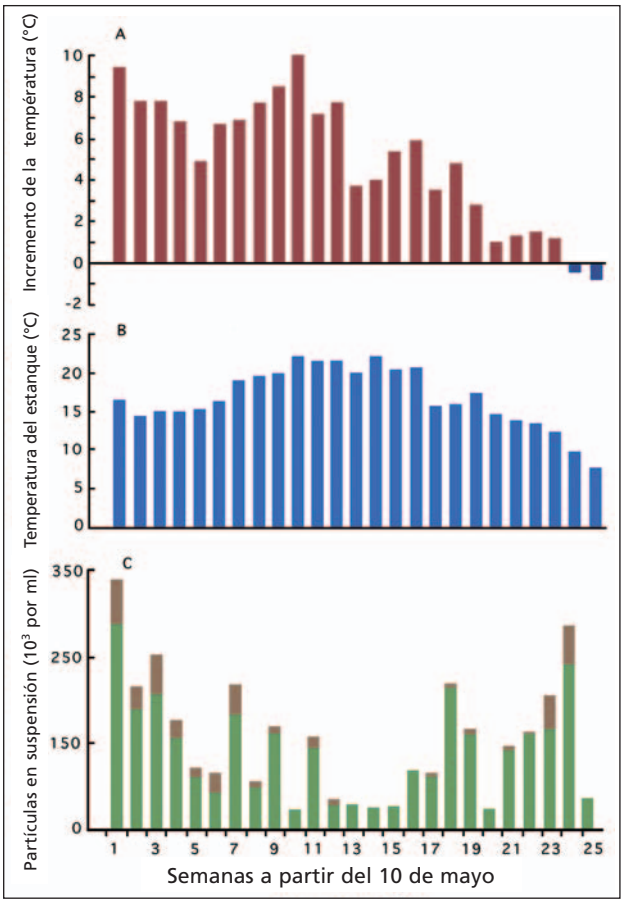


Ilustración 105: Datos de un sistema de semillero en tierra con estanques en Nueva Escocia, Canadá, operativo desde el principio de mayo hasta final de octubre: **A** – la ventaja de la temperatura de los estanques respecto de la temperatura ambiente del mar; **B** – temperatura media semanal del sistema de estanques; **C** – promedio semanal de la materia particulada en suspensión (como miles de partículas por ml) en el rango de tamaños de 2,5 a 5,0 µm de diámetro (histogramas verdes) y de 5,0 a 10,0 µm (histogramas marrones). La materia particulada se determinó utilizando un contador Coulter. Se examinaron las muestras con microscopio para verificar que las partículas provenían principalmente de algas.

La salinidad en los estanques se puede reducir si llueve mucho o a través de fuentes inesperadas como la filtración de agua dulce en el suelo, manantiales o arroyos del entorno natural. Al igual que en la selección de emplazamientos para criaderos, aquí

también se necesitan realizar estudios detallados antes de construir un semillero en un lugar desconocido.

Determinar la biomasa de semilla que puede albergar un sistema de estanques es en gran medida cuestión de ensayo y error. Una regla general es que 1 hectárea de superficie de un estanque poco profundo puede servir para producir entre 1 y 3 toneladas de semilla, según los niveles de productividad de algas, a lo largo de un ciclo de cría. Esto representa el máximo sostenible de biomasa que se puede mantener con una gestión cuidadosa. Las zonas cubiertas por muchos semilleros europeos pueden medirse en decenas de hectáreas. La semilla se maneja más o menos de igual forma que en el criadero. Se clasifica y redistribuye de manera regular para que cada contenedor tenga semilla de una clase en particular. La clasificación se suele hacer con clasificadoras mecánicas (Ilustración 106). La gestión también implica controlar la proliferación de algas y esto requiere observar de forma regular ciertos parámetros relacionados con la producción de algas, p. ej. determinaciones de material particulado en suspensión, bien como números por unidad de volumen (Ilustración 105C) o como peso por unidad de volumen, determinación de la clorofila, o por microscopio. En la lista de bibliografía recomendada al final de la Parte 6 se pueden encontrar referencias sobre metodología (Strickland y Parsons, 1968).

Aunque normalmente es posible incrementar la producción primaria en los tanques hasta niveles significativamente superiores a los del mar, no siempre se puede garantizar que los tipos de algas que allí crecen sean del tamaño, digestibilidad, y valor nutritivo apropiados para la semilla que se está cultivando. De vez en cuando puede ser necesario alterar la mezcla de fertilizantes que se emplean y añadir al estanque una cantidad suficiente de algas cultivadas para favorecer la afloración de la composición requerida (véase la Sección 3.4.6).

6.6.2 Semilleros en barcazas

El flujo de agua en los semilleros en barcazas se genera a través de bombas de poca potencia (flujo axial), o ruedas hidráulicas de paletas de funcionamiento eléctrico y montadas sobre canales que reciben el caudal desde los contenedores de flujo ascendente (Ilustraciones 103 y 106). Las bombas o las ruedas hidráulicas de paletas impulsan la salida del agua del canal o canales hacia el agua circundante. Esto provoca una diferencia entre el nivel del agua de mar circundante y el nivel de agua más bajo en el canal de descarga, que hace que el agua fluya a través del fondo de malla de los contenedores de flujo ascendente desde el exterior. El agua pasa a través de un lecho de semilla retenida y va a parar al canal desde donde se le empuja de vuelta al mar o al estanque.

Independientemente de la tecnología que se emplee, siempre hay que realizar una gestión cuidadosa para ajustar la biomasa total de semilla en el módulo a la continuidad, cantidad y calidad del alimento disponible. Esto depende de si la barcaza está amarrada dentro del sistema de estanques (Ilustración 106A–C) o si está flotando en un estuario o laguna de agua salada sin gestionar (Ilustración 106E–F). El gerente puede elegir entre producir gran cantidad de semilla pequeña cultivada hasta una talla moderada o una cantidad menor de semilla cultivada hasta una talla superior. Suponiendo que se trate de una barcaza amarrada en un estuario productivo, un caudal de entre 10 y 20 l por minuto por kg de semilla debería llevar un aporte suficiente de alimento a los animales. Cada contenedor de semilla (1 m^2 de base), de los que puede haber hasta 32 en un módulo, contiene hasta 120 kg de semilla a la máxima carga de biomasa, requiriendo un caudal por contenedor de >1 200 l por minuto. El caudal total por módulo de 32 contenedores es de más de 38 400 l por minuto (38,4 m^3 por minuto). Una rueda hidráulica de paletas es más eficaz desde el punto de vista energético a la hora de inducir un caudal de esta magnitud que una bomba de propulsión de flujo axial.

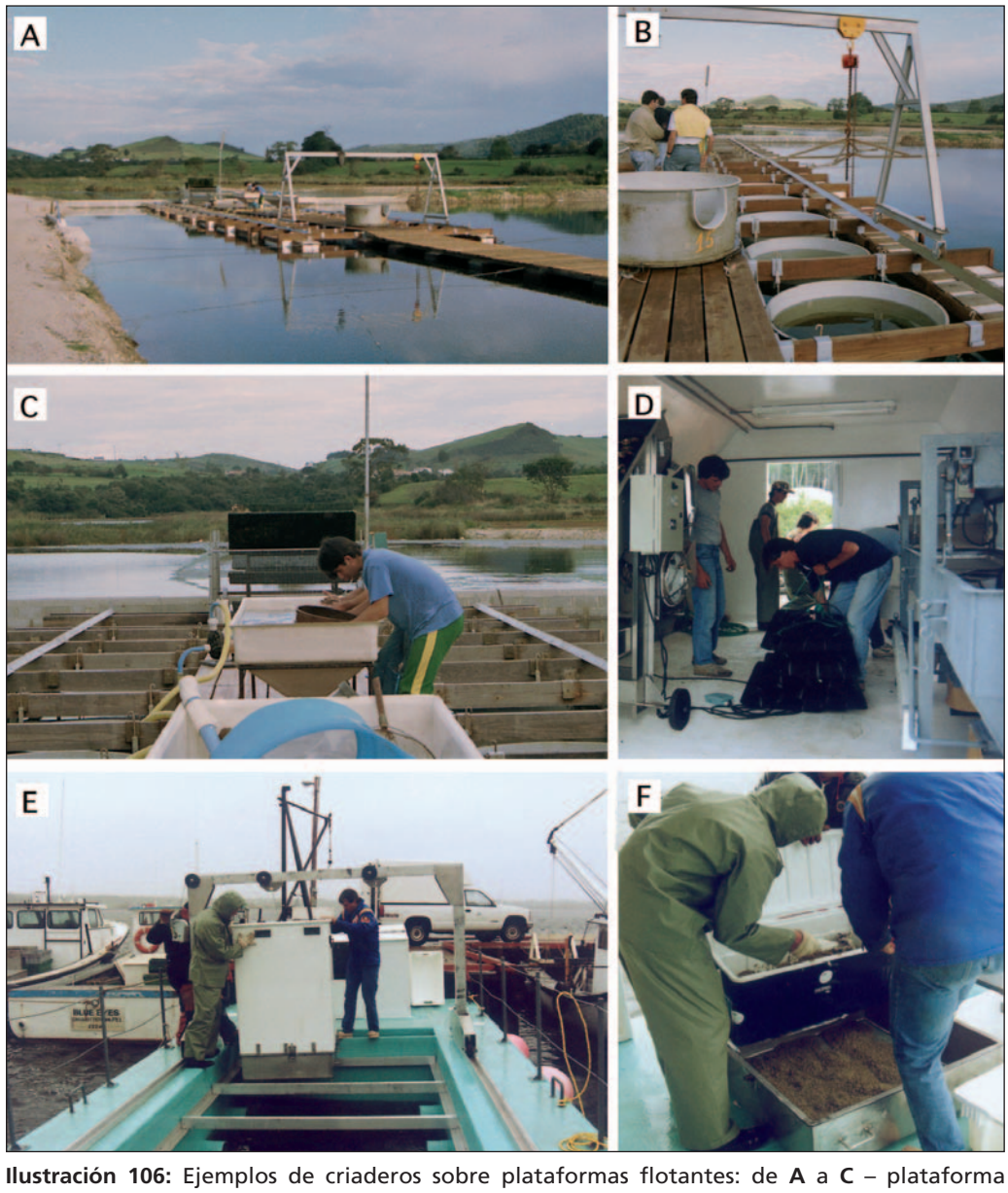


Ilustración 106: Ejemplos de criaderos sobre plataformas flotantes: de **A** a **C** – plataforma flotante en un estanque artificial conectado a una amplia red de estanques de proliferación con canales de interconexión (Tinamenor S.A., Pesués, España); **B** – detalle de la plataforma que muestra los cilindros para semilla y el equipo de elevación; **C** – la misma plataforma con un detalle de la rueda hidráulica de paletas que empuja el agua desde el canal de desagüe de la plataforma hacia el estanque que se encuentra al otro lado de la presa. Clasificación manual de semilla de almeja en la plataforma de trabajo. **D** – clasificadora mecánica de semilla (derecha) como parte de las actividades de criadero y semillero de ostras en la zona del Atlántico de Canadá. **E** – una barcaza que funciona con el mismo principio de flujo ascendente pero en un estuario en la isla Prince Edward, Canadá. **F** – cargando el fondo de un contenedor de semilla con ostras pequeñas procedentes de un «refrigerador» aislado en el que se transportaron desde el criadero. En este ejemplo el fondo de acero inoxidable se puede desmontar y separar del cuerpo de fibra de vidrio del contenedor.

Manejar una rueda hidráulica de paletas con un motor eléctrico conectado a una caja de cambios da la posibilidad de variar el caudal total según el tamaño de la semilla y la biomasa total que se mantiene. Unas tasas de caudal por unidad de biomasa inferiores a las mencionadas anteriormente pueden ser apropiadas en un sistema gestionado de estanques en tierra donde los niveles de productividad de algas son superiores.

Los distintos semilleros que se han descrito anteriormente son de uso común en Europa y Norteamérica como parte de una industria regional ya asentada de producción de

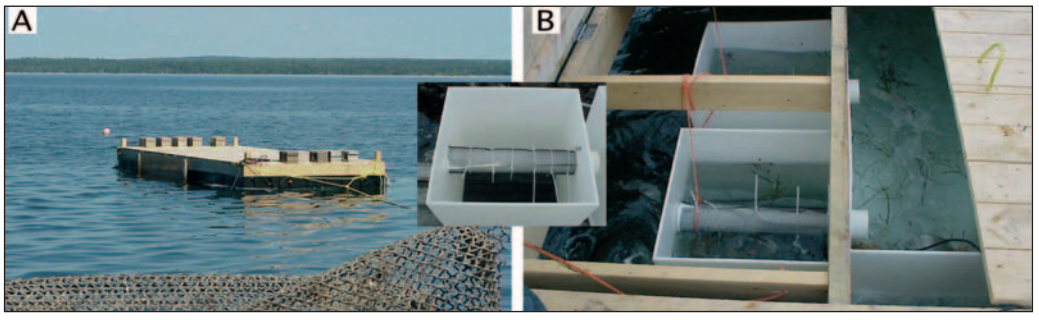


Ilustración 107: Pequeño criadero de sistema ascendente y fabricación comercial que funciona con una bomba de circulación axial en la Granja Ostrícola de Harwen, Port Medway, Nueva Escocia, Canadá. En Internet se puede encontrar información sobre ésta y tipos similares que emplean energía solar para el funcionamiento de la bomba. El manejo de este semillero es exactamente el mismo que el descrito anteriormente.

moluscos. Existen, sin embargo, ocasiones en las que son interesantes los pequeños semilleros, como por ejemplo, cuando una nueva industria se encuentra en las primeras fases de desarrollo o como parte de una pequeña empresa integrada verticalmente y dirigida por su propietario. Los pequeños módulos de semilleros flotantes pueden fabricarse de manera artesanal o se pueden comprar directamente a los fabricantes sin una gran inversión financiera (Ilustración 107). El principio operativo es exactamente el mismo que en los módulos comerciales de mayor escala. Normalmente funcionan con bombas de flujo axial con una capacidad de 1 m^3 por minuto.



Ilustración 108: Sistemas flotantes ascendentes que utilizan la energía mareal «FLUPSYS». **A** – un pequeño módulo experimental que muestra las distintas componentes. El módulo flota sobre la superficie del agua gracias a unos conductos de flotación llenos de espuma de poliestireno (**f**). Gira alrededor de un único punto de amarre (**a** - uno de los dos soportes del amarre) para orientarse hacia la dirección de la marea para impulsar el agua hacia la entrada (**e**) del aparato y hacia arriba a través del contenedor de semilla (**cs**). El contenedor de semilla tiene un fondo de malla y puede contener un lecho de semilla o una pila de bandejas. El flujo forzado de agua sale por la parte posterior del contenedor de semilla. Es recomendable tomar medidas para evitar que se pierda la semilla. **B** – una aplicación comercial del principio donde se han montado varios sistemas "FLUPSY" de gran tamaño sobre una plataforma.

Los sistemas de semilleros como los que aparecen en las Ilustraciones 104 y 106 requieren contar con acceso a un suministro eléctrico fiable. Si en un lugar remoto o en una barcaza flotante en un estuario mareal no hay energía disponible se puede aprovechar la energía mareal para poner en marcha el sistema de flujo ascendente. El principio se conoce como «FLUPSY» –sistema flotante de flujo ascendente– y se describe en la Ilustración 108. Los sistemas FLUPSY requieren un flujo mareal de al menos 50 ó 100 cm por segundo para funcionar con eficacia.

Los semilleros en tierra tienen ventajas comparado con los sistemas en mar. Funcionan a temperaturas más elevadas durante el ciclo de producción y se puede manipular el aporte de alimento. La desventaja es que son menos estables que las condiciones en el mar y pueden ser propensos a la eutrofización si no se gestionan adecuadamente. El concepto de gestión de sistemas de estanques de agua de mar productivos ofrece mucho potencial de desarrollo más allá de su aplicación los semilleros de semilla de bivalvos. En el futuro inmediato, los sistemas de estanques artificiales o naturales fertilizados o los parques encerrados por presas dotadas de compuertas podrían utilizarse de forma efectiva para la producción seminatural de semilla de bivalvos, evitando de esta manera la necesidad de los criaderos. Atlantic Shellfish Ltd ha utilizado esta estrategia en Irlanda con éxito así como otras empresas en Noruega.

6.7 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Baldwin, R.B., Mook, W., Hadley, N.H., Rhoses, F.J. & DeVoe, M.R. 1995. Construction and operations manual for a tidal-powered upwelling nursery system. Nat. Coastal Res. Devel. Institute. NOAA contract AQ66.90-5228-03

Bayes, J.C. 1979. How to rear oysters. p 7–13. In: Proc. 10th Annual Shellfish Conf. The Shellfish Assoc. of Great Britain, London: 104 pp.

Bayes, J.C. 1981. Forced upwelling systems for oysters and clams using impounded water systems. p 73–83. In: Claus, C. De Pauw N. & Jaspers, E. (eds), Nursery culturing of bivalve molluscs. EMS Spec. Pub. No. **7**. European Mariculture Society, Bredene, Belgium: 394 pp.

Bourne, N., Hodgson, C.A. & Whyte, J.N.C. 1989. A Manual for Scallop Culture in British Columbia. Canadian Tech. Rep. Fish and Aquatic Sciences, No. **1694**: 215 pp.

Castagna, M. & Manzi, J.J. 1989. Clam culture in North America: hatchery production of nursery stock clams. p 111–125. In: Manzi, J.J. & Castagna, M. (eds) Clam Mariculture in North America. Developments in Aquaculture and Fisheries Science, **19**. Elsevier, Amsterdam, Oxford and New York.

Couturier, C., Dabinett, P. & Lanteigne, M. 1995. Scallop culture in Atlantic Canada. p 297–340. In: Boghen, A.D. (ed) Cold-Water Aquaculture in Atlantic Canada. The Canadian Institute for Research on Regional Development, Moncton, Canada: 672 pp.

Ito, H. 1991. Scallop culture in Japan. In: Shumway, S.E. (Ed), Scallops: biology, ecology and aquaculture. Elsevier. Developments in Aquaculture Fish. Sci., **21**: 1017–1055

Helm, M.M., 1990a. Moderna progettazione e gestione di schiuditoi per molluschi bivalvi e nuovi sviluppi (Hatchery design and general principles of operation and development). p 65–87. In: Alessandra, G. (ed) *Tapes philippinarum*: Biologia e Sperimentazione. Ente Svillupo Agricolo Veneto, Venice, Italy: 299 pp. (Italian and English text)

Helm, M.M. 1990b. Managing Production Costs - Molluscan Shellfish Culture. p 143–149. Congress Proceedings, Aquaculture International, September 4-7, 1990, Vancouver, BC, Canada: 480 pp.

Helm, M.M. 1991. Development of industrial scale hatchery production of seed of the mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in Cuba. Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAO: TCP/CUB/8958: 46 pp.

Helm, M.M. 1992. Operation of a managed, shore-based nursery for the early growth of hatchery produced European oyster seed. Department of Aquaculture and Fisheries, Halifax, Nova Scotia, March 1992: 35 pp.

Helm, M.M. 1994. Towards reliable bivalve seed supply in Nova Scotia. Bull. Aquacul. Assoc. Canada **94** (4): 9–14

Kennedy, V.S., Newell, R.I.E. & Eble, A.F. (eds). 1996. The eastern oyster, *Crassostrea virginica*. Maryland Sea Grant, Univ. Maryland, College Park, USA: 734 pp.

King, J.J. 1986. Juvenile feeding ontogeny of the geoduck *Panope abrupta* (Bivalvia: Saxidacea), and comparative ontogeny and evolution of feeding in bivalves. MSc thesis. Univ. Victoria, Victoria, BC, Canada: 281 pp.

Kingzett, B.C. 1993. Ontogeny of suspension feeding in post-metamorphic Japanese scallops, *Patinopecten yessoensis* (Jay). MSc Thesis. Simon Fraser Univ. Vancouver, Canada: 117 pp.

Kraeuter, J.N. & Castagna, M. (eds). 2001. The biology of the hard clam. Elsevier, Devel. Aquaculture Fish. Sci. **31**. 751 pp.

Laing, I. 1987. The use of artificial diets in rearing bivalve spat. Aquaculture, **65**: 243–249

Laing, I. & Millican, P.F. 1986. Relative growth and growth efficiency of *Ostrea edulis* L. spat fed various algal diets. Aquaculture, **54**: 245–262

Laing, I. & Psimopoulous, A. 1998. Hatchery culture of king scallop (*Pecten maximus*) spat with cultured and bloomed algal diets. Aquaculture, **169**: 55–68

Laing, I., Utting, S.D. & Kilada, R.W.S. 1987. Interactive effect of diet and temperature on the growth of juvenile clams. Aquaculture, **113**: 23–38

Langton, R.W. & McKay, G.U. 1976. Growth of *Crassostrea gigas* (Thunberg) spat under different feeding regimes in a hatchery. Aquaculture, **7**: 225–233

Mann, R. & Glomb, S.J. 1978. The effect of temperature on growth and ammonia excretion of the Manila clam, *Tapes japonica*. Estuarine and Coastal Mar. Sci., **6**: 335–339

Manzi, J.J. & Castagna, M. 1989. Clam mariculture in North America. Elsevier, Devel. Aquaculture and Fish. Sci., **19**: 461 pp.

O'Foighil, D., Kingzett, B., O'Foighil, G.O. & Bourne, N. 1990. Growth and survival of juveniles scallops, *Pateinopecten yessoensis*, in nursery culture. J. Shellfish Res. **9** (1). p. 135–144

Quayle, D.B. 1988a. Pacific oyster culture in British Columbia. Can. Bull. Fish. Aquat. Sci. **218**. 241 pp.

Quayle, D.B. 1988b. Natural molluscan seed production. In: E. Uribe (ed). Produccion de larvas y juveniles de especies marinas. Universidad del Norte, Coquimbo, Chile: 45–49

RaLonde, R. 1999. Final report of the Kachemak Bay shellfish nursery culture project 1997-98. Alaska Dep. Fish and Game: 53 pp.

Reid, R.G.B., McMahon, R.F., O'Foighil, D. & Finnigan, R. 1992. Anterior inhalent currents and pedal feeding in bivalves. Veliger **35** (2): 93–104

Rosenthal, H., Allen, J.H., Helm, M.M. & McInerney-Northcott, M. 1995. Aquaculture Technology: Its Application, Development, and Transfer. p 393–450. In: Boghen, A.D. (ed) Cold-Water Aquaculture in Atlantic Canada. The Canadian Institute for Research on Regional Development, Moncton, Canada: 672 pp.

Spencer, B.E. 1988. Growth and filtration of juvenile oysters in experimental outdoor pumped upwelling systems. Aquaculture, **75**: 139–158

Spencer, B.E., Akester, M.J. & Mayer, I. 1986. Growth and survival of seed oysters in outdoor pumped upwelling systems supplied with fertilized sea water. Aquaculture, **55**: 173–189

Spencer, B.E. & Hepper, B.T. 1981. Tide-powered upwelling systems for growing nursery-size bivalves in the sea. p 283–309. In: Claus, C., De Pauw, N. & Jaspers, E. (eds), Nursery culturing of bivalve molluscs. EMS Spec. Pub. No. **7**. European Mariculture Society, Bredene, Belgium: 394 pp.

Strickland, J.D.H. & Parsons, T.R. 1968. A practical handbook of seawater analysis. Bull. Fish. Res. Board of Canada. **167**: 1–311

Taguchi, K. 1978. A manual of scallop culture methodology and management. Fish. Mar. Ser. (Can). Transl. Ser. 4198: 146 pp.

Urban, E.R., Pruder, G.D. & Langdon, C.J. 1983. Effect of ration on growth and growth efficiency of juveniles of *Crassostrea virginica* (Gmelin). J. Shellfish Res., **3**: 51–57

Utting, S.D. 1986. A preliminary study on growth of *Crassostrea gigas* larvae and spat in relation to dietary protein. Aquaculture, **56**: 123–138

Utting, S.D. 1988. The growth and survival of hatchery-reared *Ostrea edulis* L. spat in relation to environmental conditions at the on-growing site. Aquaculture, **69**: 27–38

Utting, S.D. & Spencer, B.E. 1991. The hatchery culture of bivalve mollusc larvae and juveniles. Lab. Leafl., MAFF Fish. Res., Lowestoft, No **68**: 31 pp.

Ventilla, R.F. 1982. The scallop industry in Japan. Adv. Mar. Biol., **20**: 309–382

Ver, L.M.B. & Wang, J.K. 1995. Design criteria of a fluidized bed oyster nursery. Aquacultural Engin., **14** (3): 229–249

Walne, P.R. 1972. The influence of current speed, body size and water temperature in the filtration rate of five species of bivalves. J. Mar. Biol. Assoc. UK, **52**: 343–374

Warfel, P.E. 2002. Growth and economic advantages of distributed powered upwellers: creating a new aquaculture niche. Presented, Nat. Shellfisheries Assoc. Meeting, Mystic, Conn. 2002.

Whitney, L.F. & Zahradnik, J.W. 1970. Fluidization of juvenile oysters: a progress report. Proc. Nat. Shell. Assoc., **60**: 11

Whyte, J.N.C., Bourne, N. & Hodgson, C.A. 1987. Assessment of biochemical composition and energy reserves in larvae of the scallop *Patinopecten yessoensis*. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. **113**: 113–124

Williams, P. 1981. Offshore nursery culture using the upwelling principle. p 311–315. In: Claus, C., De Pauw, N. & Jaspers, E. (eds), Nursery culturing of bivalve molluscs. EMS Spec. Pub. No. **7**. European Mariculture Society, Bredene, Belgium: 394 pp.

Wisely, B., Holliday, J.E. & MacDonald, R.E. 1982. Heating an aquaculture pond with a solar blanket. Aquaculture, **26**: 385–387

Séptima parte

El futuro de los criaderos: tecnologías en desarrollo

7.1 GENÉTICA 175
7.1.1 Poliploidía 176
7.1.2 Genética cuantitativa y molecular 177

7.2 EL FUTURO 179

7.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA 182

7.1 GENÉTICA

Hasta hace poco, los bivalvos simplemente se cultivaban. A diferencia de la agricultura, donde en los últimos milenios la mejora genética ha producido plantas y animales muy superiores a la fauna y flora originales, en la producción de bivalvos se ha hecho muy poca selección genética. Esto se debe en gran parte al método de cultivo empleado, en el que los juveniles más utilizados en el cultivo de bivalvos se obtienen de poblaciones naturales y se recolectan de zonas naturales de reproducción, para después plantarlos en zonas seleccionadas para facilitar un buen crecimiento y recolectarlos una vez alcanzan la talla comercial. Los bivalvos que se cultivan en una zona extensiva determinada tienen esencialmente la misma procedencia y comparten la misma reserva genética. La semilla de bivalvos, producida en criaderos o procedente de poblaciones naturales, a menudo recorre largas distancias e incluso se envía a distintos países para que la misma reserva genética pueda extenderse sobre áreas geográficas muy amplias. Cualquier cepa o raza que haya podido desarrollarse en el pasado ha desaparecido rápidamente para formar parte de la misma reserva genética general. El desarrollo de cepas genéticas ha sido difícil, si no imposible, en estas circunstancias y las iniciativas locales para emprender trabajos de mejora genética han sido de poca envergadura.

Se han realizado estudios centrados en la genética de poblaciones de algunas especies de bivalvos para determinar si existen distintas subpoblaciones, razas o cepas de estas especies dentro del área de distribución de los animales. Los resultados indican que sí existen subpoblaciones procedentes de dicha área, lo cual lleva a preguntarse si los juveniles de una subpoblación deben transferirse a aquellas zonas donde hay una subpoblación diferente. Los estudios sobre la genética de poblaciones también han incluido la evaluación de algunas poblaciones de bivalvos que a lo largo del tiempo se han aislado del stock parental para averiguar si existen diferencias significativas entre las dos poblaciones. Un buen ejemplo son las poblaciones de ostión japonés de la costa occidental de Norteamérica en comparación con las poblaciones de Japón, de donde es originario el stock de la población norteamericana. Los resultados de estos estudios nos indican que hay poca deriva genética o incluso ninguna en estas poblaciones tan lejanas entre sí.

En las últimas dos décadas se ha observado un creciente y considerable interés en el conocimiento del campo de la genética de los bivalvos y su potencial, debido a dos factores: el desarrollo de los criaderos y la llegada de la tecnología al campo de la genética; p. ej. la utilización de la electroforesis para examinar la variación genética. Con el desarrollo de los criaderos de bivalvos ha sido posible realizar programas de selección genética para producir cepas o razas de bivalvos. También se hace patente el gran interés que existe en el desarrollo de cepas de bivalvos más adaptados a determinadas condiciones de engorde que el stock original. Otro impulsor del desarrollo de los programas de genética de bivalvos ha sido la producción de cepas de ostras resistentes a las enfermedades devastadoras que han diezmado las poblaciones de Norteamérica y Europa.

El campo de la genética de bivalvos es muy complejo y una descripción exhaustiva de los trabajos realizados actualmente en este campo está fuera del ámbito de esta publicación. El objetivo de esta obra es simplemente mencionar el alcance de los trabajos que se están realizando así como su importancia para la producción en criadero en el futuro. La Sección 7.3 ofrece una relación de lecturas recomendadas que proporcionarán al lector información adicional sobre el tema.

7.1.1 Poliploidía

La poliploidía es uno de los campos de investigación en la genética de bivalvos que ahora se ha convertido en práctica común, sobre todo la producción de animales triploides (3n). Aunque se hayan producido vieiras, almejas y mejillones triploides, la mayoría de los trabajos se han centrado en la producción de ostras triploides, en particular el ostión japonés triploide.

El interés en desarrollar la tecnología para producir ostras triploides en la costa Pacífica de Norteamérica surgió por dos motivos. En primer lugar la industria quería disponer de ostras de buena calidad para el consumo durante todo el año para mantener y prolongar la campaña de comercialización. Las gónadas del ostión japonés pueden ocupar hasta el 50% del peso de las partes blandas del cuerpo. Cuando en la primavera el glucógeno se convierte en gametos, el ostión desarrolla un sabor desagradable y después del desove las partes blandas pierden volumen y se vuelven acuosas, convirtiéndose entonces en un producto no apto para la comercialización. En segundo lugar, al evitar el desove se pueden evitar las muertes por la llamada «enfermedad del verano», en parte debida al estrés fisiológico sufrido durante la época de reproducción. Si al cultivar ostras triploides se pudiera evitar la transformación de glucógeno en gametos, podría reducirse significativamente la tasa de mortalidad.

Los triploides se producen al impedir la meiosis del huevo para que éste permanezca en estado diploide (2n). Cuando los espermatozoides en fase haploide (1n) fecundan un huevo diploide el resultado es un animal triploide (Ilustración 109).

Se puede evitar que los huevos de los bivalvos pasen por la meiosis y alcancen la fase haploide sometiéndolos a un tratamiento térmico o químico. Al principio la mayoría de los triploides se producían mediante el tratamiento químico de los huevos con la Citocalasina B. Los huevos de las hembras se obtenían manualmente y se fecundaban con espermatozoides. Se mantenían a los gametos separados hasta que estuvieran listos para la fecundación para controlar de cerca el proceso y después de la aparición del primer cuerpo polar, se aplicaba la citocalasina B en los huevos fecundados, impidiendo así la meiosis. De esta manera, los huevos permanecían en el estado diploide y con el juego de cromosomas del macho, dando como resultado un embrión triploide. Con el tiempo se ha conseguido perfeccionar la técnica con un nivel de éxito en la producción de triploides del 90%.

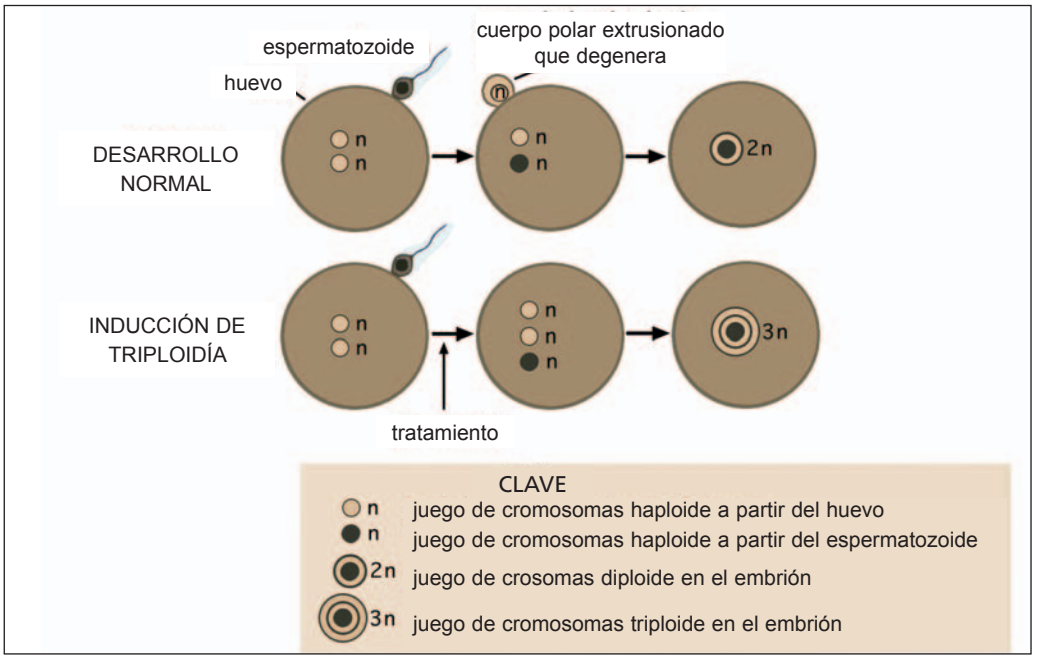


Ilustración 109: Representación del proceso de la inducción de triploidía.

Sin embargo este método plantea dos problemas; en primer lugar, no produce triploides en el 100% de los casos y en segundo lugar, la citocalasina B es cancerígena y –aunque sólo se utilice en la fecundación de los animales y presente pocas posibilidades de acumular toxicidad– el público ha expresado su preocupación. Ya no suele emplearse este método químico en los criaderos para producir ostras triploides.

Ahora algunos criaderos prefieren el método del choque térmico. Los huevos fecundados normalmente se mantienen a 25 °C, pero se les somete a un cambio brusco de temperatura a 32 °C durante dos minutos y luego se restaura la temperatura a 25 °C. El choque térmico se aplica después de la emisión del primer cuerpo polar, unos veinte minutos después de la fecundación. Este método también se ha perfeccionado y el nivel de éxito en la producción de triploides es el mismo que con el tratamiento químico, es decir un promedio de éxito del 90%.

Tanto el método químico como el térmico son efectivos, pero la mayor desventaja es que raramente se consiguen triploides en el 100% de los casos. Se necesitaba un método que pudiera producir triploides constantemente con cada selección en el 100% de los casos.

Las investigaciones realizadas en Europa y los Estados Unidos han ayudado al desarrollo de métodos para producir ostras tetraploides (4n). Hasta la fecha sólo se han producido machos tetraploides y como el método está patentado, se conocen pocos detalles. Sin embargo se puede llegar a acuerdos con las empresas que producen tetraploides para obtenerlos y utilizarlos en el criadero como reproductores. Cuando se cruzan con ostras diploides siempre producen triploides. El método es efectivo y probablemente llegará a emplearse de manera extensiva por los criaderos y la industria de engorde conforme aumente la disponibilidad de tetraploides.

En la costa pacífica de los Estados Unidos una parte importante de la producción actual de juveniles del ostión japonés es de triploides.

7.1.2 Genética cuantitativa y molecular

Los resultados de los trabajos sobre poliploidía han sido importantes y es un campo que seguirá progresando, pero la verdadera ventaja para los criaderos reside en otros campos

de la genética, p. ej. la genética cuantitativa, que incluye la mejora genética selectiva y la genética molecular, centrándose en el genotipo real de cada animal individual. La mayoría de las personas en la industria ha expresado su interés por el potencial que nos brindan los programas de selección genética. Existe la posibilidad de desarrollar cepas resistentes a enfermedades y bivalvos de crecimiento más rápido, que produzcan más carne por individuo y que puedan crecer rápidamente a temperaturas más altas o más bajas. Ahora en acuicultura debería ser posible acercarse al ejemplo de la agricultura donde se estima que ha habido un incremento de la eficiencia en la producción de proteína del 30% desde 1900, gracias únicamente a las mejoras genéticas.

Existen trabajos de investigación sobre la genética de los bivalvos que se están desarrollando en varias instituciones en distintas partes del mundo. La mayor parte de los estudios se han realizado sobre ostras, dado que éstas son objeto de mayor interés por parte de la industria, pero también se están llevando a cabo investigaciones sobre otras especies de bivalvos. Estos estudios no sólo se centran en la producción de cepas mejoradas de bivalvos sino que también tienen que ver con la conservación de la reserva genética de las poblaciones naturales originales, por si estos stocks se requieren para trabajos futuros.

El objetivo de gran parte de las investigaciones es mejorar tanto el rendimiento por individuo reclutado como la supervivencia, incluyendo la resistencia a las enfermedades. Los trabajos ya han dado resultados prometedores. Las mejoras en el peso vivo de ostras de roca de Sidney, *Saccostrea commercialis*, seleccionadas en masa, han sido del 4% y 18% después de una o dos generaciones de selección en comparación con grupos de referencia no seleccionados. Se ha conseguido un aumento de la tasa de crecimiento del 16% al 39% después de una generación de selección en masa en la ostra americana, *C. Virginica*, y un aumento del 21% al 42% en la velocidad de crecimiento de la ostra europea, *O. edulis*, en comparación con los controles no seleccionados. También se ha encontrado un aumento del peso vivo del ostión japonés, *C. gigas*, del 10% después de una generación en líneas seleccionadas en comparación con los controles no seleccionados. En las ostras orientales se ha observado igualmente aumentos de la resistencia a la enfermedad de la bahía de Delaware (infección por *Haplosporidium nelsoni*) a través de la selección.

En algunos países se han establecido líneas seleccionadas de reproductores de algunas especies de ostras y se sigue trabajando para mejorarlas. No es descabellado pensar que una mayor selección con estas líneas puede llevar a más mejoras para que finalmente los stocks seleccionados estén disponibles para aquellos criaderos que los utilicen para producir stock de semilla.

Una institución de la costa occidental de los Estados Unidos está manteniendo contactos con la industria para determinar qué características desea potenciar en las ostras para poder incorporarlas en las líneas específicas de reproductores. La posibilidad de producir una ostra bajo una marca registrada ya es una idea factible.

Un ejemplo interesante de la mejora genética de ostras es el de un programa de la costa del Pacífico de los Estados Unidos. La ostra Kumomoto, *Crassostrea sikamea*, había desaparecido prácticamente en su lugar de origen en el sur de Japón y se decidió importar poblaciones de esta especie desde la costa occidental de los Estados Unidos pero su banco genético se había contaminado con el ostión japonés, *C. gigas*. Gracias a los trabajos de mejora genética en las instalaciones de un criadero se ha conseguido producir stocks de la ostra Kumomoto que se reproducen, pudiéndose utilizar para el cultivo en los Estados Unidos y también para reintroducir la especie en Japón. Se están iniciando investigaciones sobre los bivalvos en el campo de la genética molecular y en la

modificación de genes específicos. Es este un campo más polémico en comparación con la mejora selectiva, pero los avances logrados en la genética molecular en la agricultura son impresionantes y unos resultados similares con los bivalvos podrían generar avances importantes en la producción. También se están realizando investigaciones sobre bivalvos transgénicos en varias instituciones del mundo pero aún tienen que pasar muchos años para que puedan aplicarse los resultados en los criaderos comerciales.

Gran parte de las investigaciones sobre la genética de los bivalvos se está realizando en universidades u organismos gubernamentales. La investigación es costosa, requiere personal muy preparado además de un espacio considerable para mantener las líneas seleccionadas y además pueden pasar muchos años antes de llegar a obtener resultados. Los programas genéticos deben planificarse meticulosamente, cumpliendo los protocolos adecuados para evitar que surjan problemas serios. Es importante utilizar un número suficiente de reproductores en la mejora genética para evitar problemas de depresión por consanguinidad. Antes de iniciar cualquier trabajo de mejora en el campo de la genética, es necesario fijar metas y establecer programas de cruzamiento, seleccionando los reproductores adecuados. La mayoría de los criaderos comerciales carecen de tiempo y de recursos para emprender programas de larga duración como éstos, aunque sí podrían participar de forma activa en la investigación.

Se podrían desarrollar cepas mejoradas en los criaderos comerciales de forma conjunta con centros de investigación para luego producirse a gran escala y venderse a las empresas de engorde. De todas las maneras, a la hora de planificar la construcción de un criadero conviene tener en cuenta la necesidad de disponer de instalaciones para llevar a cabo trabajo genético e incluirlas en los planes de construcción. Gracias a la posibilidad que existe de enviar larvas con ojo a lugares remotos, se podría pensar en transportar las larvas de cepas mejoradas hasta cualquier sitio del mundo para la telecaptación y engorde posterior.

El papel de la genética en el cultivo de bivalvos está todavía en mantillas, pero indudablemente será un área de gran importancia para las actividades de cultivo en los próximos años. En un futuro próximo, se materializarán realidades tales como los bivalvos de crecimiento más rápido, o resistentes a enfermedades, bivalvos con las partes blandas de distintos colores, ostras con la concha más hueca, etc., y el simple cultivo de una especie de bivalvo dejará de ser práctica habitual. Se criarán cepas o razas cuidadosamente seleccionadas para poder comercializar un producto específico bajo una marca registrada. El campo de la genética de los bivalvos probablemente ofrece el mejor potencial para aumentar la producción en el mundo, por lo que no habría que escatimar esfuerzos para fomentar la investigación y el desarrollo en este campo fascinante.

7.2 EL FUTURO

En el futuro, la creciente demanda de productos del mar, entre ellos, los bivalvos, indudablemente continuará ascendiendo y habrá que incrementar la producción para satisfacer esta demanda. Es bastante improbable que la oferta de las pesquerías tradicionales de bivalvos aumente significativamente, dado que la mayoría de los stocks naturales se están recolectando a, o cerca de, los niveles máximos, por lo que cualquier incremento productivo importante tiene que venir de la acuicultura. De hecho, la meta actual de muchas actividades de cultivo de bivalvos es restaurar las poblaciones a los niveles anteriores a la sobreexplotación. Las actividades de cultivo en el futuro tendrán que ser lo más eficientes posible, no sólo por motivos de viabilidad económica, sino para aprovechar al máximo las zonas de producción que serán objeto de una creciente

presión por parte de las actividades humanas, y que incluso podrán llegar a reducirse por la presión demográfica.

Cualquier aumento de la producción de bivalvos en el futuro implicará un incremento del abastecimiento de semilla fiable, abundante y económico. La recolección de juveniles en las poblaciones naturales seguirá siendo importante pero ésta es un área limitada, y una parte muy importante del abastecimiento de semilla provendrá de los criaderos. Existen ventajas añadidas en la producción de semilla en los criaderos si lo comparamos con la recolección de semilla natural, entre ellas la fiabilidad, la capacidad de satisfacer la demanda, y la capacidad de proporcionar semilla de cepas seleccionadas, junto a semilla de especies exóticas.

Con un mayor esfuerzo en investigación y desarrollo se pueden mejorar las tecnologías utilizadas en los criaderos, para que sean más eficientes y así más rentables. Es necesario investigar en varias áreas, algunas de las cuales ya se han mencionado en este manual y mejorar la nutrición para producir larvas sanas que pasen por la metamorfosis para convertirse en juveniles sanos de crecimiento rápido y económico hasta alcanzar la talla comercial.

Cabe señalar que uno de los costes principales de un criadero es la producción de algas para alimentar a las larvas y juveniles, y este gasto podría reducirse en gran medida si se pudiesen formular las dietas artificiales de valor nutritivo igual al de las de las mejores especies de algas. Aunque se han realizado estudios en este sentido, y se han logrado avances, todavía no existe hasta la fecha un producto disponible para la venta. Uno de los obstáculos principales es el tamaño del mercado de tales productos, que hoy por hoy no es suficientemente grande como para que los grandes fabricantes de piensos inviertan en desarrollo. Para que la acuicultura de bivalvos alcance todo su potencial, debe seguir los métodos desarrollados en la agricultura. Uno de los campos de investigación más importantes en el futuro, y que ya se ha tratado en la Sección 7.1, es la genética, donde quizás se pueda encontrar un mayor beneficio al desarrollar cepas y variedades de bivalvos adaptadas a ciertos medios. Esto requiere realizar investigaciones extensivas sobre la selección de líneas de reproductores, y una vez establecidas las cepas sólo pueden llegar a ser efectivas si se reproducen en los criaderos. Una meta importante para los criaderos es mejorar la tecnología de tal forma que la semilla de estas cepas pueda enviarse a las empresas de engorde de la manera más económica posible.

Algunos avances en el campo de la genética, como la producción de ostras triploides, ya han sido de gran beneficio para la industria, sobre todo la industria ostrícola de la costa occidental de Norteamérica. Las mejoras continuas en la poliploidía asegurarán un suministro fiable de semilla triploide de cualquier especie de bivalvo deseada para la industria.

Para los criaderos también son muy interesantes los avances en la tecnología de la crioconservación de gametos masculinos y femeninos e incluso larvas, ya que los gametos podrían obtenerse cuando los adultos estuvieran en mejor estado y se podrían almacenar para su utilización en el futuro. Para acondicionar a los adultos es necesario contar con espacio y tiempo y así se evitaría producir grandes cantidades de alimento para mantener a los adultos en las mejores condiciones para la reproducción. La fecundación de los gametos descongelados podría efectuarse en un período corto de tiempo, cuando fuese necesario. Si bien es verdad que se han producido grandes avances en este campo, hoy en día todavía es una tecnología costosa y no todos los criaderos pueden utilizar la tecnología *in situ* (Ilustración 110B).

La ubicación de los criaderos será un factor cada vez más importante en el futuro. La llegada y éxito de los métodos de telecaptación demuestran que los criaderos no necesitan

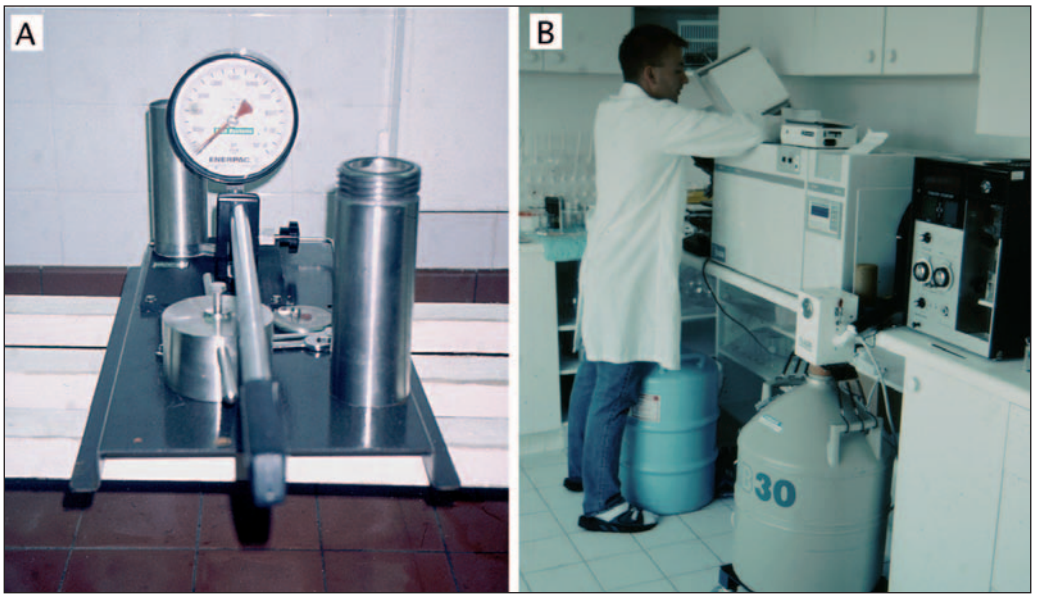


Ilustración 110: A – dispositivo que ejerce presión sobre los huevos para evitar que se reduzca el número de cromosomas como resultado de la supresión de la meiosis. **B** – experimentos de crioconservación de gametos y larvas de bivalvos.

estar situados cerca de las instalaciones de engorde. Con las redes comerciales modernas pueden implantarse allí donde se den las condiciones ideales para la cría de larvas y juveniles y luego transportar el material hasta lugares remotos, a los sitios de engorde con casi un 100% de supervivencia.

Un ejemplo de ello se observa en la práctica seguida por algunos criaderos en el Estado norteamericano de Washington, que han transferido parte de sus actividades de criadero a Hawái donde hay disponibilidad de agua rica en nutrientes que requiere muy poca (o ninguna) calefacción durante todo el año. La abundancia de sol en Hawai se aprovecha para cultivar algas. Es más barato transportar las larvas maduras y los juveniles desde Hawái al Estado de Washington que calentar agua y cultivar las algas allí.

Los grandes criaderos con personal muy preparado pueden funcionar de manera eficiente y producir semilla de manera más económica que los más pequeños, aplicando las economías de escala. Si los criaderos están equipados con instalaciones de cuarentena pueden producir semilla de cualquier especie de valor comercial, procedente de cualquier parte del mundo, sin correr el riesgo de introducir especies exóticas en el medio local. Dado que las larvas generalmente se cultivan en agua filtrada a 1 µm, que puede ser tratada con luz UV u ozono, el peligro de transferir plagas, parásitos y enfermedades de una zona a otra se minimiza. Esto se aplica al envío por barco de larvas con ojo, comparado con el envío de juveniles que han estado expuestos al medio abierto en la zona de origen.

Los grandes criaderos podrían suministrar larvas metamórficamente competentes de cualquier especie de bivalvos allá donde se necesite y en cualquier lugar del mundo. Ésta es la práctica adoptada por la agricultura, donde las semillas necesarias para muchas actividades agrarias a menudo se producen muy lejos de donde finalmente se plantan, de la misma manera que muchos animales jóvenes no nacen donde finalmente se crían.

Es necesario abandonar la actitud localista en el cultivo de bivalvos y darse cuenta de que la industria existe dentro de una economía global. Ya no es esencial que cada región, o incluso cada país, tenga su propio criadero para suministrar la semilla necesaria para

satisfacer la necesidades de engorde en el ámbito local. Un criadero bien situado, bien equipado y bien dotado de personal puede satisfacer los requisitos de semilla para muchas actividades de cultivo en muchas partes diferentes del mundo.

Un posible problema importante para los criaderos son las enfermedades, al igual que cuando se cultiva cualquier organismo de manera intensiva. En el futuro los trabajos de investigación tendrán que incluir el desarrollo de métodos para controlar enfermedades en criaderos para así minimizar la incidencia de grandes mortandades causadas por patógenos obligados u oportunistas. Los resultados de las investigaciones sobre genética serán valiosos a la hora de seleccionar las cepas de bivalvos más resistentes a enfermedades. También será necesario realizar estudios para desarrollar tratamientos económicos y efectivos en caso de que aparezcan enfermedades en un criadero.

Indudablemente, los desembarques de bivalvos continuarán incrementando en el futuro para satisfacer las demandas de una población humana cada vez más numerosa. La mayor parte de este incremento productivo provendrá de las actividades de cultivo y por ello habrá que contar con grandes cantidades de juveniles (semilla) para satisfacer las demandas del cultivo. Si bien la recolección de semilla de poblaciones naturales seguirá siendo importante, también hay que reconocer que la mayor parte de la semilla necesaria para incrementar la producción provendrá de los criaderos.

Esto es especialmente cierto ahora que la industria comienza a pedir cepas o razas de bivalvos desarrollados para cultivarse en zonas específicas. Los criaderos llegarán a constituir el principal pilar de la producción de semilla para las actividades de engorde de bivalvos. En el futuro se deben aunar esfuerzos para mejorar las tecnologías de los criaderos, para ayudarles a producir juveniles de bivalvos de manera fiable, abundante y económica para la industria del cultivo.

7.3 BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

Allen, S. Jr., Downing, S.I. & Chew, K.K. 1989. Hatchery manual for producing triploid oysters. Univ. Wash. Press, Seattle, WA, USA. ISBN 0295-730471-1: 27 pp.

Beaumont, A.R. & Fairbrother, J.E. 1991. Ploidy manipulation in molluscan shellfish: a review. J. Shellfish. Res.,**10**: 1–18

Beaumont, A.R. & Zouros, E. 1991. Genetics of scallops. In: Scallops: biology ecology and aquaculture. Shumway, S.E. (ed). Elsevier. Developments in Aquaculture and Fisheries Science, **21**: 585–623

Chourrout, D. 1984. Pressure-induced retention of second polar body and suppression of first cleavage in rainbow trout: production of all-triploids, all tetraploids, and heterozygous and homozygous diploid gynogenetics. Aquaculture, **36**: 111–126

Dawson, G.W.P. 1962. An introduction to the cytogenetics of polyploids. Blackwell Scientific Pub., Oxford: 91 pp.

Elston, R.A. 1990. Mollusc diseases; guide for the shellfish farmer. Washing. Sea Grant. Univ. Washington. Seattle, WA, USA. SH179.S5E44: 73 p.

Gaffney, P.M. 1996. Biochemical and population genetics. In: V.S. Kennedy, R.I.E. Newell and A.F. Eble (eds) The eastern oyster, *Crassostrea virginica*. Maryland Sea Grant, Univ. Maryland, College Park, Maryland, USA. ISBN-0-943-676-61-4: 423–441

Gaffney, P.M. & Scott, T.M. 1984. Genetic heterozygosity and production traits in natural and hatchery production of bivalves. Aquaculture, **42**: 289–302

Gendreau, S. & Grizel, H. 1990. Induced triploidy and tetraploidy in the European flat oyster, *Ostrea edulis* L. Aquaculture, **90**: 229–238

Gosling, E.M. 1992. Genetics of *Mytilus*. In: E. Goslin (ed). The mussel *Mytilus*: ecology, physiology, genetics and culture. Elsevier, Developments in Aquaculture and Fisheries Science, **25**: 309–382

Gosling, E.M. 2003. Bivalve molluscs; biology, ecology and culture. Fishing News Books, Oxford, OX2 OEL, UK: 443 pp.

Guo, X. & Allen Jr., S.K. 1994. Viable tetraploids in the Pacific oyster (*Crassostrea gigas* Thunberg) produced by inhibiting polar body 1 in eggs from triploids. Mol. Mar. Biotechnology, **3**: 42–50

Guo, X., Debrosse, G.A. & Allen Jr., S.K. 1996. All-triploid Pacific oysters (*Crassostrea gigas* Thunberg) produced by mating tetraploids and diploids. Aquaculture, **142**: 149–161

Haskins, H.H. & Ford, S.E. 1988. Characteristics of inbred oyster strains selected for resistance to *Haplosporidium nelsoni* (MSX). J. Shellfish Res., **7**: 162

Heras, H., Kean-Howie, J. & Ackman, R.G. 1994. The potential use of lipid microspheres as nutritional supplements for adult *Ostrea edulis*. Aquaculture, **123**: 309–322

Hershberger, W.K., Perdue, J.A. & Beattie, J.H. 1984. Genetic selection and systematic breeding in Pacific oyster culture. Aquaculture, **39**: 237–245

Hilbish, T.J. 2001. Genetics of hard clams, *Mercenaria mercenaria*. In: Kraeuter, J.N. & Castagna, M. (eds). Biology of the hard clam. Elsevier, Developments in Aquaculture and Fisheries Science, **31**: 261–280

Laing, I., 1987. The use of artificial diets in rearing bivalve spat. Aquaculture, **65**: 243–249

Langdon, C.J. & Bolton, E.T. 1984. A microparticulate diet for suspension-feeding bivalve mollusc, *Crassostrea virginica* (Gmelin). J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 82: 239–258

Langdon, C., Evans, F., Jacobson, D. & Blouin, M. 2003. Yields of cultured Pacific oysters *Crassostrea gigas* Thunberg improved after one generation of selection. Aquaculture, **220**: 227–244

Longwell, A.G. & Stiles, S.S. 1996. Chromosomes, biology and breeding. In: Kennedy, V.S., Newell, R.I.E. & Eble, A.F. (eds). The Eastern oyster, *Crassostrea virginica*. Maryland Sea Grant, Maryland, College Park, Maryland, USA. ISBN-0-943-676-61-4: 443–465

Moore, D. & Seeb, J. 2001. Annotated bibliography of the genetics of bivalve molluscs. Alaska Dept. Fish and Game, Anchorage, Alaska, USA. Regional Information Report No. 5J01-09: 45 pp.

Nell, J.A., Sheridan, A.K & Smith, I.R. 1996. Progress in a Sydney rock oyster, *Saccostrea commercialis* (Iredale and Roughley) breeding program. Aquaculture, **144**: 295–302

Nell, J.A., Smith, I.R. & Sheridan, A.K. 1999. Third generation evaluation of Sydney rock oyster, *Saccostrea commercialis*, (Iredale and Roughley) breeding lines. Aquaculture, **170**: 177–184

Newkirk, G. 1996. Culture: genetic improvement. In: Kennedy, V.S., Newell, R.I.E. & Eble, A.F. (eds). The eastern oyster, *Crassostrea virginica*. Maryland Sea Grant, Univ. Maryland, College Park, Maryland, USA. ISBN 0-943-676-61-4: 661–673

Newkirk, G. & Haley, L.E. 1983. Selection for growth rate in the European oyster, *Ostrea edulis*: response of second generation groups. Aquaculture, **33**: 149–155

Perdue, J.A. 1983. The relationship between the gametogenic cycle of the Pacific oyster, *C. gigas*, and the summer mortality phenomenon in strains of selectively bred oyster. PhD thesis. Univ. Washington, Seattle, WA, USA: 205 pp.

Quillet, E. & Panelay, P.J. 1986. Triploidy induction by thermal shocks in the Japanese oyster, *Crassostrea gigas*. Aquaculture, **57**: 271–279

Stanley J.G., Allen Jr., S.K. & Hidu, H. 1981. Polyploidy induced in the American oyster, *Crassostrea virginica*, with cytochalasin B. Aquaculture **23**: 1–10

Este manual ofrece una síntesis de las metodologías actuales de cultivo intensivo de moluscos bivalvos en criadero, reuniendo tanto las semejanzas como las diferencias de las estrategias empleadas en diferentes zonas climáticas para el cultivo de almejas, ostras y vieiras. El texto también describe todos los aspectos del proceso de cultivo, además de las consideraciones básicas a la hora de elegir un emplazamiento para el criadero y de diseñar unas instalaciones adecuadas. Se ofrece información sobre el manejo de larvas en telecaptación, una vez acabada la fase en criadero, así como el manejo de la semilla tanto en los viveros en tierra como en las unidades de producción en el mar. Este documento pretende servir de ayuda tanto a los técnicos que empiezan en este campo como a los empresarios que buscan oportunidades de inversión en el cultivo de bivalvos.