



Organización de las Naciones  
Unidas para la Alimentación  
y la Agricultura

FAO  
DOCUMENTO  
TÉCNICO  
DE PESCA Y  
ACUICULTURA

ISSN 2070-7037

676

# Acuicultura del caracol rosado Fases de crianza y vivero

Manual práctico



**Fotografías de la cubierta:**

Juveniles de caracol rosado, *Aliger gigas*, de diferentes tamaños producidos en criadero (izquierda) (Cortesía de Victoria Cassar); ejemplares de caracoles recogidos en un vivero de campo (derecha superior) (Cortesía de Megan Davis); y larvas veliger de 2 días (derecha inferior) (Cortesía de Michiel van Nierop).

# Acuicultura del caracol rosado

## Fases de crianza y vivero

FAO  
DOCUMENTO  
TÉCNICO  
DE PESCA Y  
ACUICULTURA

Manual práctico

676

### **Megan Davis**

Universidad Atlántica de Florida  
Instituto Oceanográfico Harbor Branch  
Fort Pierce, Florida, Estados Unidos de América

### **Victoria Cassar**

Universidad Atlántica de Florida  
Instituto Oceanográfico Harbor Branch  
Fort Pierce, Florida, Estados Unidos de América

### **Raimundo Espinoza**

Conservación ConCiencia  
San Juan, Puerto Rico

y

### **Alessandro Lovatelli**

División de Pesca y Acuicultura  
Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura  
Roma, Italia

Cita requerida:

Davis, M., Cassar, V., Espinoza, R. y Lovatelli, A. 2021. *Acuicultura del caracol rosado - Fases de crianza y vivero. Manual práctico*. FAO Documento Técnico de Pesca y Acuicultura N.º 676. Roma, FAO. <https://doi.org/10.4060/cb6663es>

Primera edición.

©Journal of Shellfish Research, 2020.

Las denominaciones empleadas en este producto informativo y la forma en que aparecen presentados los datos que contiene no implican, por parte de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), juicio alguno sobre la condición jurídica o nivel de desarrollo de países, territorios, ciudades o zonas, ni sobre sus autoridades, ni respecto de la demarcación de sus fronteras o límites. La mención de empresas o productos de fabricantes en particular, estén o no patentados, no implica que la FAO los apruebe o recomiende de preferencia a otros de naturaleza similar que no se mencionan.

Las opiniones expresadas en este producto informativo son las de su(s) autor(es), y no reflejan necesariamente los puntos de vista o políticas de la FAO.

ISBN 978-92-5-134915-1

© FAO, 2021



Algunos derechos reservados. Esta obra se distribuye bajo licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-CompartirIgual 3.0 Organizaciones intergubernamentales (CC BY-NC-SA 3.0 IGO; <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/3.0/igo/deed.es>).

De acuerdo con las condiciones de la licencia, se permite copiar, redistribuir y adaptar la obra para fines no comerciales, siempre que se cite correctamente, como se indica a continuación. En ningún uso que se haga de esta obra debe darse a entender que la FAO refrenda una organización, productos o servicios específicos. No está permitido utilizar el logotipo de la FAO. En caso de adaptación, debe concederse a la obra resultante la misma licencia o una licencia equivalente de Creative Commons. Si la obra se traduce, debe añadirse el siguiente descargo de responsabilidad junto a la referencia requerida: "La presente traducción no es obra de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). La FAO no se hace responsable del contenido ni de la exactitud de la traducción. La edición original en [idioma] será el texto autorizado".

Todo litigio que surja en el marco de la licencia y no pueda resolverse de forma amistosa se resolverá a través de mediación y arbitraje según lo dispuesto en el artículo 8 de la licencia, a no ser que se disponga lo contrario en el presente documento. Las reglas de mediación vigentes serán el reglamento de mediación de la Organización Mundial de la Propiedad Intelectual <http://www.wipo.int/amc/en/mediation/rules> y todo arbitraje se llevará a cabo de manera conforme al reglamento de arbitraje de la Comisión de las Naciones Unidas para el Derecho Mercantil Internacional (CNUDMI).

**Materiales de terceros.** Si se desea reutilizar material contenido en esta obra que sea propiedad de terceros, por ejemplo, cuadros, gráficos o imágenes, corresponde al usuario determinar si se necesita autorización para tal reutilización y obtener la autorización del titular del derecho de autor. El riesgo de que se deriven reclamaciones de la infracción de los derechos de uso de un elemento que sea propiedad de terceros recae exclusivamente sobre el usuario.

**Ventas, derechos y licencias.** Los productos informativos de la FAO están disponibles en la página web de la Organización (<http://www.fao.org/publications/es>) y pueden adquirirse dirigiéndose a [publications-sales@fao.org](mailto:publications-sales@fao.org). Las solicitudes de uso comercial deben enviarse a través de la siguiente página web: [www.fao.org/contact-us/licence-request](http://www.fao.org/contact-us/licence-request). Las consultas sobre derechos y licencias deben remitirse a: [copyright@fao.org](mailto:copyright@fao.org).

---

# Preparación de este documento

Este manual técnico fue producido como uno de los entregables del proyecto titulado “Desarrollo de un criadero y vivero de caracol rosado (*Aliger gigas*) operado por pescadores para el suministro sostenible de mariscos y la restauración de poblaciones silvestres en Puerto Rico” (NA19NMF4270029). El proyecto fue apoyado a través de una subvención recibida del programa Saltonstall-Kennedy administrado por la Oficina Nacional de Administración Oceánica y Atmosférica – Pesca (NOAA) de los Estados Unidos de América.

El manual fue elaborado principalmente para los pescadores puertorriqueños de la Asociación de Pescadores de Naguabo con el fin de permitirles utilizar el pequeño criadero y vivero de caracol rosado de la propia asociación. No obstante, la información presentada en este manual puede ser aplicada a otros criaderos y viveros del caracol rosado para consumo humano y también como semilla para apoyar programas de conservación y repoblación.

La primera edición del manual se publicó en inglés en el *Journal of Shellfish Research* en 2020 (ver Referencias). Debido a la importancia comercial de esta especie de gasterópodo en toda la región del Caribe, esta edición en español, ampliada con informaciones adicionales, fue preparada por la Organización de la Agricultura y la Alimentación (FAO) con el apoyo financiero de la Comisión de Pesca del Atlántico Centro-Occidental (COPACO).

El lenguaje utilizado a lo largo del manual es simple y se espera que el uso de numerosas fotografías y dibujos ayude a los técnicos a garantizar la correcta ejecución de los protocolos de incubación y, en particular, los asociados con la cría de larvas, la producción de alimentos y las operaciones de vivero.

# Resumen

El presente documento describe técnicas para la producción de semilla del caracol rosado, *Aliger gigas*, bajo condiciones controladas. Se suministra información básica de la especie que incluye la descripción general de su biología, anatomía, hábitat y distribución geográfica, con aspectos de nutrición, reproducción y la descripción del ciclo de vida. También se proporciona información sobre la infraestructura básica y necesaria de un criadero y vivero para el desarrollo de las técnicas embrionario, el cultivo larvario y postlarvario hasta la obtención de semillas aptas para el cultivo en el exterior.

# Índice

Preparación de este documento	iii
Resumen	iv
Agradecimientos	x
Siglas y abreviaciones	xi
Unidades de medida	xii
<b>1. Introducción: El caracol rosado</b>	<b>1</b>
1.1 Ciclo de vida	2
1.2 Anatomía	3
<b>2. Instalaciones del criadero y vivero</b>	<b>5</b>
2.1 Criadero y vivero	5
2.2 Criadero y vivero de Naguabo	6
<b>3. Recolección de masa de huevos e incubación</b>	<b>7</b>
3.1 Kit de campo	7
3.2 Recolección de campo	8
3.3 Instalaciones de incubación	9
3.4 Incubación de masas de huevos	10
3.5 Desarrollo de los huevos	12
3.6 Preparación para la eclosión	13
<b>4. Crianza de las larvas</b>	<b>15</b>
4.1 Instalaciones del tanque de larvas	15
4.2 Densidad en los tanques de larvas	16
4.3 Cuadro de densidad de larvas	17
4.4 Suministros	19
4.5 Observaciones al microscopio	19
4.6 Medición de las conchas con micrómetro	20
4.7 Resumen del desarrollo larval	22
4.8 Desarrollo del pie larvario	23
4.9 Desarrollo larvario en detalle	24
4.10 Notas críticas	29
4.11 Cambio de agua	30
4.12 Alimentación de las larvas	33
4.13 Alimentación diaria de microalgas	35
<b>5. Metamorfosis</b>	<b>37</b>
5.1 Cambios morfológicos y de comportamiento	37
5.2 Preparación de las indicaciones de la metamorfosis	38
5.3 Preparados para la metamorfosis	40

---

5.4	Induciendo a la metamorfosis	42
5.5	El cuidado de la concha metamorfoseada	43
5.6	Guía de alimentación para los caracoles metamorfoseados	44
5.7	Alimentación de las conchas recién metamorfoseadas (0–2 semanas de edad)	45
5.8	Alimentación de las conchas post metamorfoseadas (2–4 semanas de edad)	45
<b>6.</b>	<b>Cultivo de microalgas</b>	<b>47</b>
6.1	Comprender la disposición y los recipientes	48
6.2	Recipientes y accesorios	49
6.3	Visión de conjunto de la ampliación	51
6.4	Curva de crecimiento exponencial	54
6.5	Inoculación: detallada	53
6.6	Programa de producción	54
6.7	Limpieza y esterilización de recipientes	55
6.8	Preparación de los medios de cultivo	56
6.9	Programa de producción	57
6.10	Transferencia segura de inoculantes	58
6.11	Recuentos de células	61
6.12	Contando las células para la alimentación	63
6.13	Alimentando a las larvas veliger	63
6.14	Floculación: alimento para el caracol metamorfoseado	65
<b>7.</b>	<b>Crianza de los juveniles</b>	<b>67</b>
7.1	Etapas juveniles y tasa de crecimiento	68
7.2	Sistema de vivero	69
7.3	Densidad de población y tabla de alimentación	70
7.4	Ajuste de la densidad de población	70
7.5	Preparación de la dieta a base de gel	71
7.6	Observaciones de los juveniles	73
	<b>Referencias</b>	<b>75</b>
	<b>Otras publicaciones pertinentes de la FAO</b>	<b>77</b>
	<b>Glosario</b>	<b>83</b>
	<b>Anexo 1 – Cuidado y mantenimiento del microscopio</b>	<b>87</b>
	<b>Anexo 2 – Fuentes de suministro de material para un criadero</b>	<b>88</b>
	<b>Anexo 3 – Tiempo de microondas para la esterilización de recipientes de vidrio</b>	<b>89</b>
	<b>Anexo 4 – Programa de producción</b>	<b>90</b>
	<b>Anexo 5 – Soporte de soluciones técnicas pertinentes para el desarrollo de la acuicultura en Caribe</b>	<b>91</b>
	<b>Anexo 6 – Listas de verificación de operaciones diarias y regulares</b>	<b>105</b>

## Cuadros

1	Hoja de datos de recolección de masa de huevos	8
2	Hoja de datos sobre desarrollo de los huevos	11
3	Tabla de densidad de las larvas veliger	18
4	Hoja de crianza larval	18
5	Hoja de datos sobre la alimentación con microalgas	34
6	Hoja para estimar el volumen de microalgas para alimentar las larvas veliger del caracol rosado	35
7	Cambios de comportamiento entre las larvas y el caracol bentónico	38
8	Ficha de observación del caracol metamorfoseado	43
9	Guía para la alimentación de conchas de 1,0 mm a 4,0 mm	44
10	Hoja de datos sobre la alimentación del caracol metamorfoseado	44
11	La amplificación en la producción de microalgas	53
12	Hoja de datos de alimentación con microalgas	64
13	Hoja de datos de densidad de población y tabla de alimentación	70
14	Hoja de datos de observaciones de caracoles juveniles	74

## Figuras

1	Distribución geográfica del caracol rosado ( <i>Aliger gigas</i> )	1
2	Un caracol rosado en el fondo marino	2
3	Ciclo de vida del <i>Aliger gigas</i> , un gasterópodo marino	2
4	Anatomía de una hembra de caracol rosado	3
5	Órgano reproductor masculino y femenino	4
6	Anatomía de una larva de caracol rosado de 4 días	4
7	Ilustración gráfica de un pequeño criadero	5
8	Ilustración gráfica de un pequeño vivero	5
9	El criadero de la Asociación de Pescadores de Naguabo	6
10	Disposición del criadero con sus secciones principales	6
11	Masa y filamentos de huevos de caracol rosado	7
12	Un tanque de incubación con ocho cilindros de incubación	9
13	Ilustración de un sistema de afloramiento	9
14	La masa de huevos se transfiere a los cilindros de incubación	11
15	Distintas etapas del desarrollo de los huevos	12
16	Tanque larval con el cilindro de incubación	13
17	Distintas etapas en el desarrollo de las larvas	15
18	Tanques de larvas	16
19	Tanques de larvas con tubo vertical	16

---

20	Ilustración de la vía aérea y de las líneas de aire	16
21	Tanque equipado con un aerodeslizador	16
22	Sección de la hoja de crianza larval	19
23	Signos de larvas sanas y no sanas	20
24	El uso de un micrómetro ocular	20
25	Uso correcto de los objetivos del microscopio	21
26	Cómo medir la longitud de la concha	21
27	Ejemplos de cómo medir el caparazón del caracol juvenil	22
28	Las cinco fases de desarrollo de las larvas hasta la metamorfosis	22
29	Características anatómicas de las larvas de caracol en la Etapa 3	23
30	El desarrollo del pie de la larva del caracol rosado	24
31	Desarrollo de las larvas del caracol rosado – Etapa 1	25
32	Desarrollo de las larvas del caracol rosado – Etapa 2	25
33	Desarrollo de las larvas del caracol rosado – Etapa 3	26
34	Desarrollo de las larvas del caracol rosado – Etapa 4	26
35	Desarrollo de las larvas del caracol rosado – Etapa 5	27
36	Metamorfosis de las larvas del caracol rosado	28
37	Desarrollo de un ciclo larval típico de 21 días	28
38	Signos visibles que indican el estado de salud de las larvas	30
39	Cambio de agua de los tanques de cultivo larval	31
40	Transferencia de las larvas a tanques de cría larval más grandes	32
41	El milagro de la metamorfosis	37
42	Transformación física de las larvas y aparición del pie en el caracol bentónico	38
43	Transferencia de la cantidad correcta de larvas a las bandejas de metamorfosis	41
44	Ejemplos de tanques de metamorfosis en aguas poco profundas	42
45	La red trófica con plancton microscópico en su base	47
46	La microalga flagelada, <i>Isochrysis galbana</i> , que se produce como alimento para larvas	47
47	La diatomea, <i>Chaetoceros gracilis</i> , que se produce como alimento para las larvas	47
48	Plano de un pequeño criadero de conchas que incluye una sección de microalgas	48
49	Equipo de laboratorio utilizado para proporcionar aireación a los cultivos de microalgas	50
50	El monocultivo de <i>Isochrysis</i> se utiliza para alimentar a los caracoles durante todo el ciclo larvario	51
51	El monocultivo de <i>Chaetoceros</i> se utiliza para alimentar a las crías de caracol rosado desde la fase 4	51
52	El cultivo de <i>Chaetoceros</i> para alimentar al caracol metamorfoseado	52
53	Curva de crecimiento exponencial de las microalgas	52
54	Producción de microalgas desde tubos de ensayo hasta recipientes grandes de cultivo	53
55	Guía de instrucciones de los paquetes de masa de cultivo de microalgas	56

---

56	Ejemplo de luces LED para el cultivo de microalgas, filtro de agua de mar y sistema de esterilización UV	58
57	Las malas prácticas de cultivo pueden provocar la contaminación de los cultivos de microalgas	59
58	Transferencia segura de inoculantes de microalgas	60
59	Transferencia de inoculantes a las garrafas y tubos solares	60
60	Los hemocitómetros y la estimación del número de células de microalgas	61
61	Detalle de la rejilla cuadrada central de un hemocitómetro	63
62	Secuencia desde el recuento de células hasta la alimentación de las larvas veliger	64
63	La floculación de microalgas	65
64	Un técnico de investigación utiliza una pértiga con un disco para mezclar la solución de quitosano en el cultivo de microalgas	66
65	Un técnico de investigación alimenta con células de microalgas floculadas a los caracoles metamorfoseados	66
66	Los juveniles del caracol rosado se crían en un vivero	67
67	Etapas juveniles y tasa de crecimiento del caracol rosado	68
68	Etapas juveniles y tasa de crecimiento. Los tanques de arena	69
69	El tanque del vivero y el flujo de agua	69

# Agradecimientos

El contenido de este manual es el resultado de la larga y dedicada carrera de la profesora Megan Davis de la Universidad Atlántica de Florida, Instituto Oceanográfico Harbor Branch. Megan tiene más de 40 años de experiencia en el diseño, implementación y operación de instalaciones de acuicultura de tamaño experimental, así como instalaciones a escala comercial en Florida (Estados Unidos de América) y en todo el Caribe.

La producción de este manual técnico y práctico fue coordinada por Alessandro Lovatelli, Oficial de Acuicultura de la FAO, y con el apoyo financiero de la Comisión de Pesca del Atlántico Centro-Occidental (COPACO) asegurado por Yvette DieiOuadi, Oficial de Pesca de la FAO y Secretaria de COPACO.

Robinson Bazarro es agradecido por brindar asesoramiento sobre el Capítulo 6 del manual (Cultivo de microalgas). Se agradece a Victoria Cassar (Universidad Atlántica de Florida, Instituto Oceanográfico Harbor Branch) a Raimundo Espinoza (Conservación ConCiencia, Puerto Rico) y a Francis Sanchez Torres por sus aportes al manual, en particular sobre la estructura y la traducción al español, respectivamente.

También se agradece a Verónica Toral-Granda y Alessandro Lovatelli por revisar el documento desde un punto de vista técnico y lingüístico. Todas las fotografías y dibujos no acreditados específicamente en el propio manual fueron tomadas por Megan Davis y creados por Victoria Cassar, respectivamente. La maquetación del manual fue realizada por José Luis Castilla Civit.

---

## Siglas y abreviaciones

<b>AM</b>	ante meridiem
<b>CFMC</b>	Caribbean Fishery Management Council (Consejo de Administración Pesquera del Caribe)
<b>COPACO</b>	Comisión de Pesca del Atlántico Centro-Occidental
<b>DRNA</b>	Departamento de Recursos Naturales y Ambientales (Puerto Rico)
<b>FAO</b>	Organización de la Agricultura y la Alimentación de las Naciones Unidas
<b>GCFI</b>	Gulf and Caribbean Fisheries Institute (Instituto de pesquerías del Golfo y el Caribe)
<b>LED</b>	light-emitting diode (diodo emisor de luz)
<b>NOAA</b>	National Oceanic and Atmospheric Administration (Estados Unidos de América)
<b>PM</b>	post meridiem
<b>PNUMA</b>	Programa de Naciones Unidas para el Medio Ambiente
<b>PVC</b>	polyvinyl chloride
<b>UV</b>	luz ultravioleta
<b>ZEE</b>	zona económica exclusiva

# Unidades de medidas

## Volumen

1 litro = 1 000 mililitros

1 US galón = 3,78 litros

## Peso

1 kg = 1 000 g

1 g = 1 000 mg

1 kg = 2,24 lb

1 lb = 0,45 kg

## Medidas lineales

1 metro = 100 centímetros

1 centímetro = 10 milímetros

1 milímetro = 1 000 micrómetros

1 metro = 3,3 pies

1 pie = 30,5 centímetros

1 pulgada = 2,54 centímetros

## Área

1 metro cuadrado = 10,8 pies cuadrados

## Temperatura

Convertir Celcius (°C) y Fahrenheit (°F):

$^{\circ}\text{C} \times 1,8 + 32 = ^{\circ}\text{F}$

$\text{F} - 32 \times 0,556 = ^{\circ}\text{C}$

$0^{\circ}\text{C} = 32^{\circ}\text{F}$

$28^{\circ}\text{C} = 82^{\circ}\text{F}$  (temperatura ideal para criar conchas)

## Ejemplos de exponentes

$1 \times 10^6 = 1\,000\,000$

$1 \times 10^4 = 10\,000$

$1 \times 10^3 = 1\,000$

## Abreviaturas y símbolos

Litro = L

Mililitro = ml

Centímetro = cm

Milímetro = mm

Micrómetro (micra) =  $\mu\text{m}$

Kilogramo = kg

Gramo = g

Miligramo = mg

Galón = gal

Pulgadas = in

# 1. Introducción: El caracol rosado

El caracol rosado, *Aliger gigas* (anteriormente conocido como *Strombus gigas*), está profundamente arraigado en el modo de vida de la región del Caribe (Figura 1). Es una de las pesquerías más importantes desde el punto de vista comercial y muchas comunidades isleñas dependen de ella para su sustento y su vida. Sin embargo, la pesca intensiva y la degradación del hábitat han hecho que las poblaciones de caracole rosado disminuyan considerablemente.

El Plan de Gestión de los Recursos de la Pesca del caracol rosado estableció un programa para ayudar a reestablecer poblaciones de este gasterópodo en el Caribe estadounidense. Para Puerto Rico esto incluye un tamaño mínimo de cosecha de 9 pulgadas (22,9 cm) de longitud de concha o 3/8 pulgadas (9,5 mm) de grosor de labio.

En Puerto Rico, el límite de capturas diarias es de 150 caracoles por pescador comercial con licencia o de 300 por embarcación y la temporada de veda es durante los meses de mayor reproducción (del 1 de agosto al 31 de octubre) en aguas jurisdiccionales (0–9 mn). La recolección de caracoles está prohibida en la Zona Económica Exclusiva (ZEE) de Estados Unidos frente a Puerto Rico desde 1997. El Departamento de Recursos Naturales y Ambientales (DRNA) de Puerto Rico maneja la pesquería local del caracol y el Consejo de Administración Pesquera del Caribe gestiona la pesquería regional. En Puerto Rico, el caracol, conocido localmente como “carrucho”, es una de las principales especies pesqueras, y la mayor

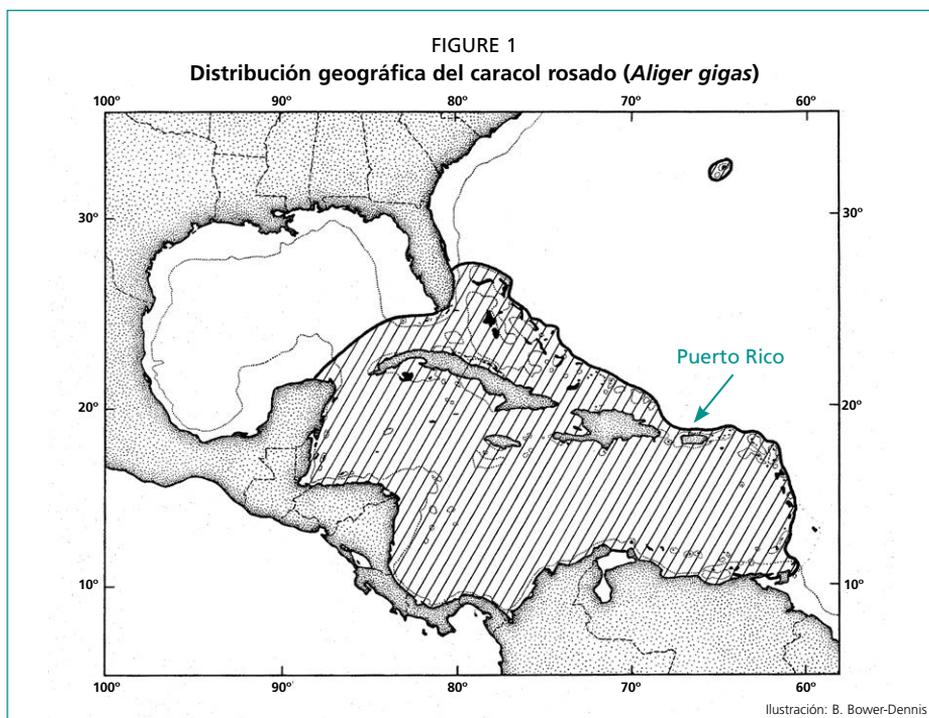


FIGURA 2  
Un caracol rosado en el fondo marino



©S. Gross

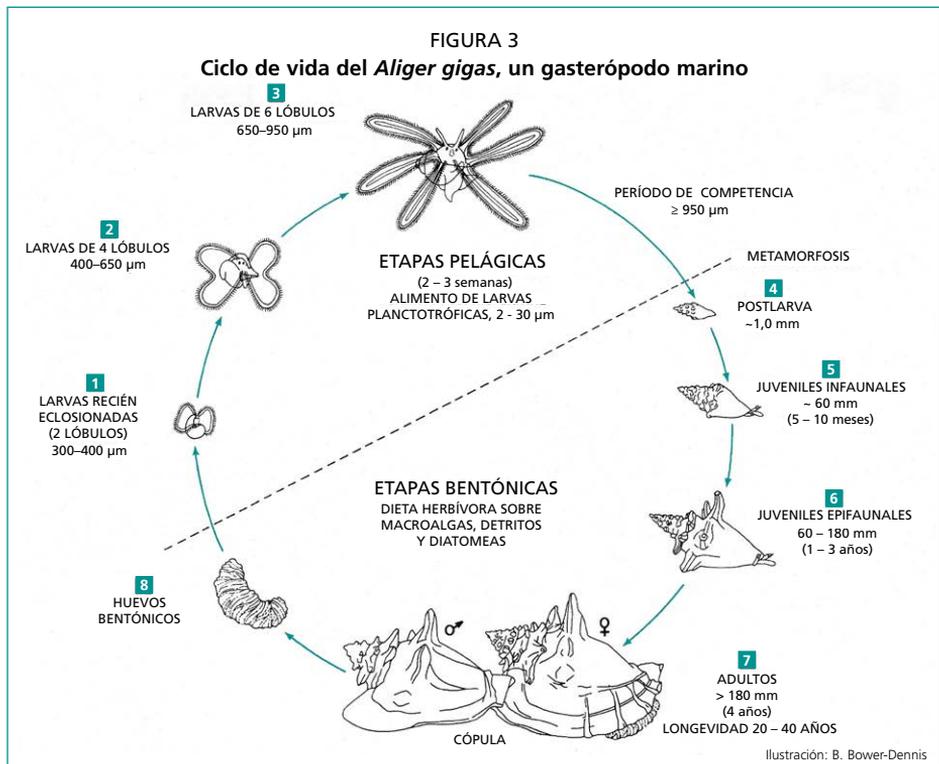
parte se consume localmente, se exporta poco. Los desembarcos anuales son de 136 a 159 toneladas (DRNA 2016–2017) y los pescadores reciben entre 9 y 14 dólares por medio kilogramo.

Además de su importancia socioeconómica, el caracol rosado desempeña un papel ecológico crucial. La mayoría de la gente asocia al nombre de caracol rosado a una hermosa concha rosa o a un plato culinario, pero rara vez se conoce al animal que vive en su interior. El caracol rosado es un gasterópodo marino, o caracol, y es herbívoro (Figura 2). Con su probóscide, u hocico, se alimenta

de algas microscópicas y otras epífitas que crecen en las hojas de los pastos marinos y en el fondo arenoso. Los adultos del caracol rosado se reúnen en “manadas” en los pastos marinos y los fondos arenosos para reproducirse durante los meses de verano. Ponen masas de huevos que eclosionan en larvas veliger que van a la deriva en las corrientes marinas por tres o cuatro semanas; éstas luego se asientan como caracoles bentónicos en dichos pastos. El caracol rosado tarda aproximadamente cuatro años en alcanzar la madurez con su labio acampanado bien desarrollado.

### 1.1 CICLO DE VIDA

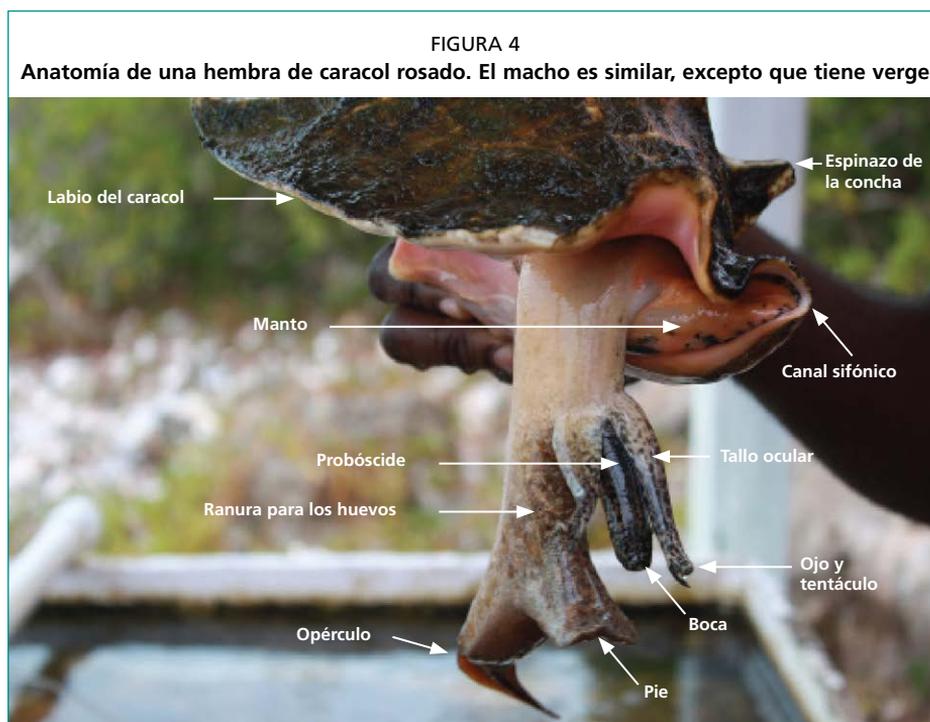
La Figura 3 proporciona un diagrama esquemático del ciclo de vida del caracol rosado con sus dos fases de vida: 1) una fase planctónica (larvas que nadan libremente) y 2) una fase bentónica (juveniles y conchas adultas).



## 1.2 ANATOMÍA

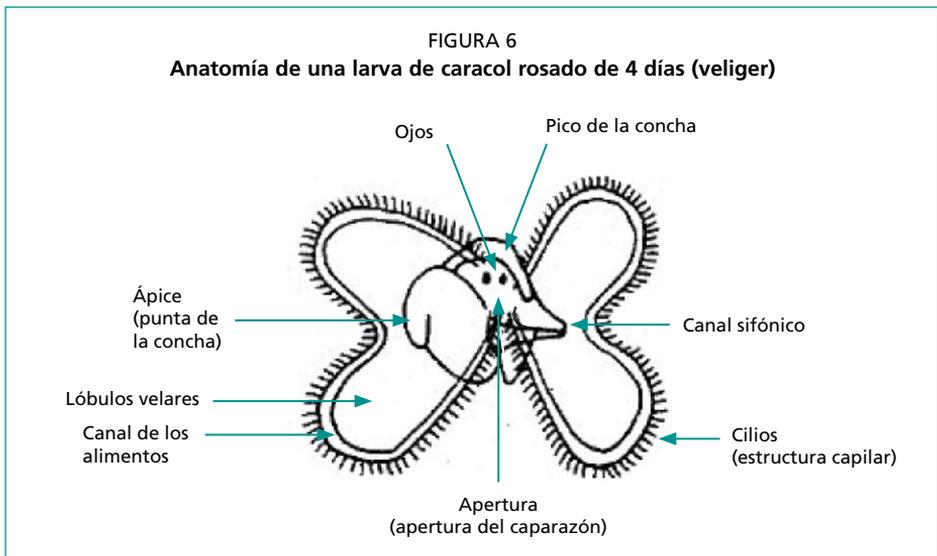
El caracol rosado es herbívoro. Se alimenta buscando material vegetal y algas que crecen en los lechos de pastos marinos, y hurgando en busca de materia vegetal en descomposición. El animal adulto tiene un caparazón muy grande, sólido y pesado con un borde exterior (labio) grueso y una característica apertura rosada o naranja. El exterior del caracol rosado es de color arena, lo que les ayuda a mezclarse con su entorno. La anatomía externa de las partes blandas del caracol rosado es similar a la de otros caracoles de la familia Strombidae; tiene un hocico largo, dos pedúnculos con ojos bien desarrollados, tentáculos sensoriales adicionales, un pie fuerte y un opérculo córneo en forma de hoz (Figura 4).

*Aliger gigas* es gonocórico, lo que significa que un individuo es macho o hembra. Las hembras suelen ser más grandes que los machos en las poblaciones naturales, existiendo ambos sexos en una proporción similar. Después de la fertilización interna, las hembras ponen huevos en hilos gelatinosos sobre parches de arena desnuda o pastos marinos (Figura 5). Aquí se cubren de granos de arena que proporciona un camuflaje eficaz. Por lo general, las hembras de este gran gasterópodo marino producen de 8 a 9 masas de huevos por temporada, cada una de las cuales contiene entre 200 000 y 500 000 huevos, pero el número puede ser mayor.





La Figura 6 muestra la anatomía de una larva de caracol rosado de 4 días de edad que se desarrolla en la columna de agua como plancton, alimentándose principalmente de fitoplancton. Los lóbulos ciliados son claramente visibles, éstos ayudan al movimiento y a la obtención de alimentos.



## 2. Instalaciones del criadero y vivero

### 2.1 CRIADERO Y VIVERO

Los huevos fertilizados de los gasterópodos comerciales como el caracol rosado y la oreja marina (*Haliotis* sp.) se desarrollan como larvas nadadoras hasta su metamorfosis cuándo se depositan como pequeños organismos bentónicos sobre un sustrato adecuado. La eclosión de los huevos y la posterior cría de todas las

fases larvarias del caracol rosado pueden inducirse y controlarse proporcionando las condiciones ambientales adecuadas y una alimentación adecuada en cuanto a especies y cantidad de microalgas.

El criadero es donde nacen los huevos del caracol rosado y se cultivan (criados) desde el huevo hasta la larva, pasando por la metamorfosis. También incluye la zona de microalgas (alimento para el caracol) (Figura 7).

El vivero es el lugar donde se cultivan los caracoles juveniles hasta que son lo suficientemente grandes como para ser liberados con el fin de repoblar las reservas silvestres, o para el cultivo sostenible de mariscos (Figura 8).

FIGURA 7  
Ilustración gráfica de un pequeño criadero

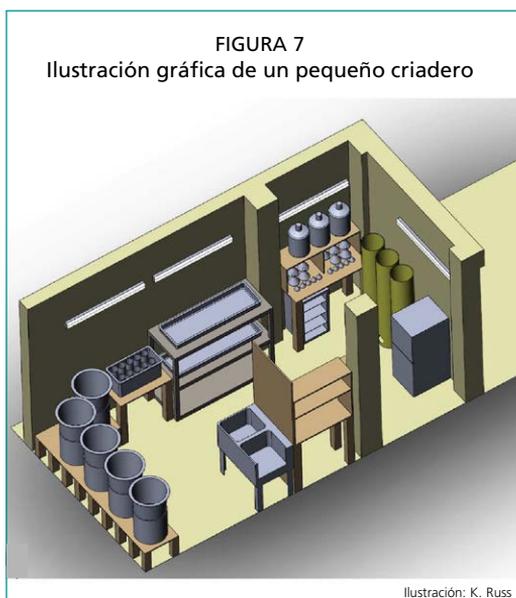


Ilustración: K. Russ

FIGURA 8  
Ilustración gráfica de un pequeño vivero

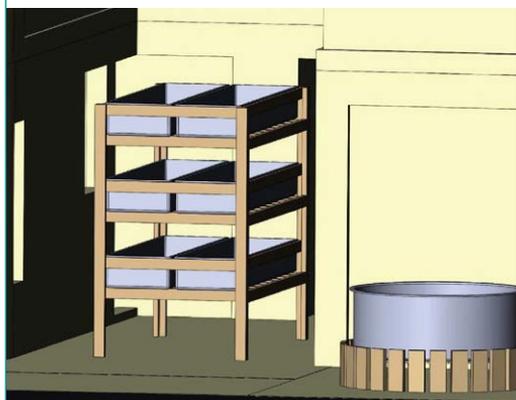


Ilustración: K. Russ

**Nota:** Todos los tanques nuevos de fibra de vidrio y plástico y las tuberías de PVC deben llenarse con agua de mar o agua dulce durante un mínimo de 24 horas antes de utilizarlos. Este proceso de lixiviación elimina cualquier residuo de fabricación. Los elementos tóxicos que no deben utilizarse en los sistemas son: latón, cobre, zinc, plomo y algunos productos de limpieza. No se deben utilizar insecticidas (spray antimosquitos) ni protectores solares en las manos y los brazos cuando se trabaje en las instalaciones.

## 2.2 CRIADERO Y VIVERO DE NAGUABO

El edificio de la Asociación de Pescadores de Naguabo ofrece espacio para el criadero y el vivero del caracol rosado operado por los pescadores (Figura 9).

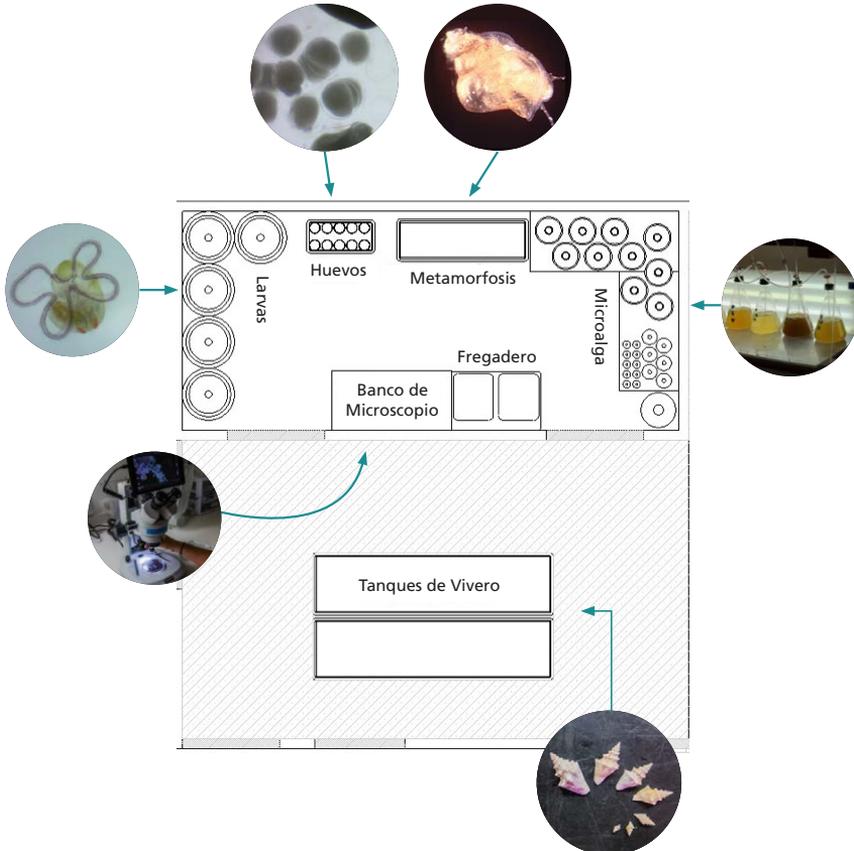
Esta instalación es también un lugar para que la comunidad en general aprenda sobre la biología del caracol rosado, la pesca, la acuicultura y la restauración.

Esta instalación de  $5,5 \times 5,5$  m ( $30 \text{ m}^2$ ) está diseñada para cultivar 2 000 caracoles juveniles al año hasta una longitud de concha de 8 cm. Estos caracoles rosados son usados para repoblar las praderas marinas o abastecer los corrales costeros para la producción de marisco sostenible (Figura 10).

FIGURA 9  
El criadero está ubicado en las instalaciones de la Asociación de Pescadores de Naguabo



FIGURA 10  
Disposición del criadero de caracol rosado con sus secciones principales

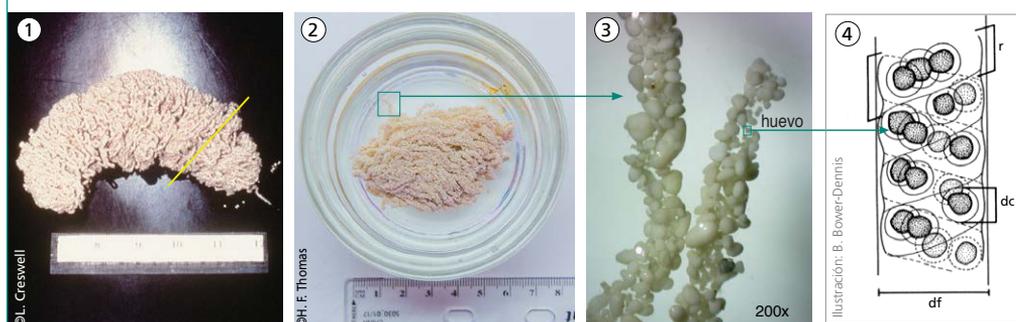


## 3. Recolección de masa de huevos e incubación

El primer paso para cultivar el caracol rosado en un criadero es recoger secciones de masas de huevos de la naturaleza. Una masa de huevos completa tiene aproximadamente 500 000 huevos, mucho más de lo que se necesita en el pequeño criadero de Naguabo. Por eso sólo se recoge una cuarta parte o menos de cada masa de huevos. Una masa de huevos es una hebra larga y enrollada.

FIGURA 11

(1) Una masa de huevos entera con la línea blanca indicando 1/4 de la masa. (2) Un 1/4 de una masa de huevo cubierta de arena. (3) Primer plano de la masa de huevos cubierta de arena. Los huevos son visibles en el interior del filamento. (4) Pequeña sección de la hebra del huevo – (r) rollo de la hebra; (dc) diámetro de la cápsula del huevo; (df) diámetro del filamento



### 3.1 KIT DE CAMPO

Para recoger secciones de masa de huevo, es necesario llevar un kit de campo en el bote que contenga lo siguiente:

- Cubo de 19 litros (5 galones) con tapa;
- Equipo de buceo;
- Hoja de datos y portapapeles;
- Lápiz con goma de borrar, y sacapuntas;
- Termómetro;
- Refractómetro (para medir la salinidad);
- Bolsas resellables (como Ziploc) numeradas del 1 al 6 (tamaño 16 × 19 cm; congelables).



**Nota:** Se requiere un permiso para recoger las masas de huevo de la naturaleza.

### 3.2 RECOLECCIÓN DE CAMPO



©M. van Nierop

**PASO 1** – Durante la temporada de reproducción (abril – octubre), busque masas de huevos debajo del labio de la hembra. Las masas de huevos recién puestas son más resistentes para el transporte porque los embriones no están tan desarrollados en comparación con los que se encuentran en la arena sin hembra. Una hembra suele tardar de 24 a 36 horas en poner una masa de huevos.



©H. F. Thomas

**PASO 2** – Una vez localizada, recoja suavemente 1/4 o menos de la masa de huevos de un extremo sin molestar a la hembra del caracol que está poniendo los huevos. Introdúzcala en una bolsa resellable con agua de mar y séllela. Asegúrese de que sólo hay una sección de masa de huevos por bolsa.



**PASO 3** – De vuelta al barco, coloque con cuidado la bolsa con la masa de huevos en el cubo de 19 litros (5 galones), que debe estar lleno en 3/4 partes con agua de mar, y cierre la tapa. Mantenga el cubo alejado del sol y rélleno suavemente cada dos horas para mantener una temperatura estable en el cubo y en las bolsas.



**PASO 4** – Rellene la hoja de datos de recogida de masa de huevos después de que cada sección de masa de huevos sea recogida (Cuadro 1). Repita el proceso hasta obtener el número deseado de secciones de masa de huevos. Por lo general, sólo se necesitan seis masas de huevos al mes para un criadero de este tamaño. Esto proporciona opciones para seleccionar las mejores masas de huevos para incubar, así como para la **diversidad genética**.

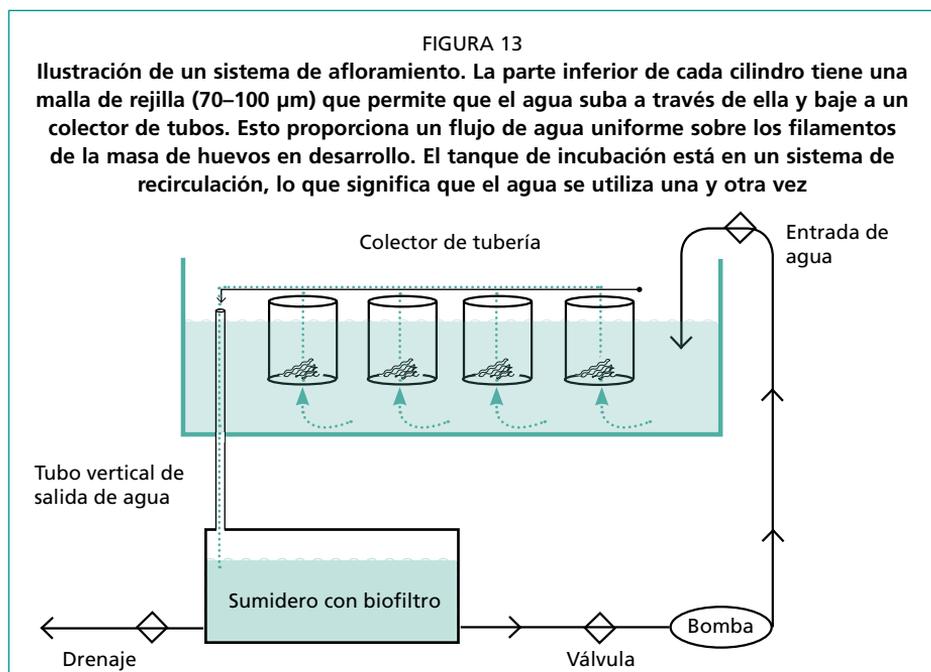
CUADRO 1

Hoja de datos de recolección de masa de huevos

Nombre:		Pescador 1					
Fecha:		18/06/2020					
Tiempo:		Soleado, olas de 0–30 cm					
Numero de bolsa	Lugar	Hora de recolección	Debajo de la hembra	Sin hembra	Temperatura (C°)	Salinidad	Profundidad Aproximada (m)
1	Naguabo	12:30 pm	✓	–	26,7	36	4,5

### 3.3 INSTALACIONES DE INCUBACIÓN

Ahora que las secciones de masa de huevos han sido transportadas a la planta de incubación, deben ser transferidas al tanque de incubación, que contiene hasta ocho cilindros de incubación (Figura 12 y 13). Las masas de huevos permanecerán en este sistema hasta el día en que los embriones estén listos para eclosionar. La temperatura juega un papel importante en el desarrollo de los embriones. El rango de temperatura para incubar las masas de huevos es de 26 a 30 °C, siendo 28 °C lo ideal. A esta temperatura los huevos eclosionarán en tres o cuatro días después de haber sido recogidos.



### 3.4 INCUBACIÓN DE MASAS DE HUEVOS



**PASO 1** – Tan pronto como las secciones de masa de huevos estén en la incubadora, es importante conocer el estado de desarrollo de los *embriones* para determinar cuándo eclosionarán. Desprenda suavemente un pequeño trozo de hebra (2–3 cm) del centro de la sección de la masa de huevos. Colóquelo en un portaobjetos cóncavo o en una pequeña placa de Petri manteniendo la hebra sumergida en agua de mar. Utilizando un microscopio de disección, y refiriéndose a la sección de desarrollo de los huevos (página 12) registre las observaciones en la **hoja de datos de desarrollo del huevo**.



**PASO 2** – Llene el sistema de recirculación de la incubación (tanque y **sumidero**) con agua de mar **filtrada** y esterilizada por rayos ultravioleta y coloque el número adecuado de cilindros de incubación en el tanque. Por ejemplo, seis masas de huevos necesitarán seis cilindros de incubación.



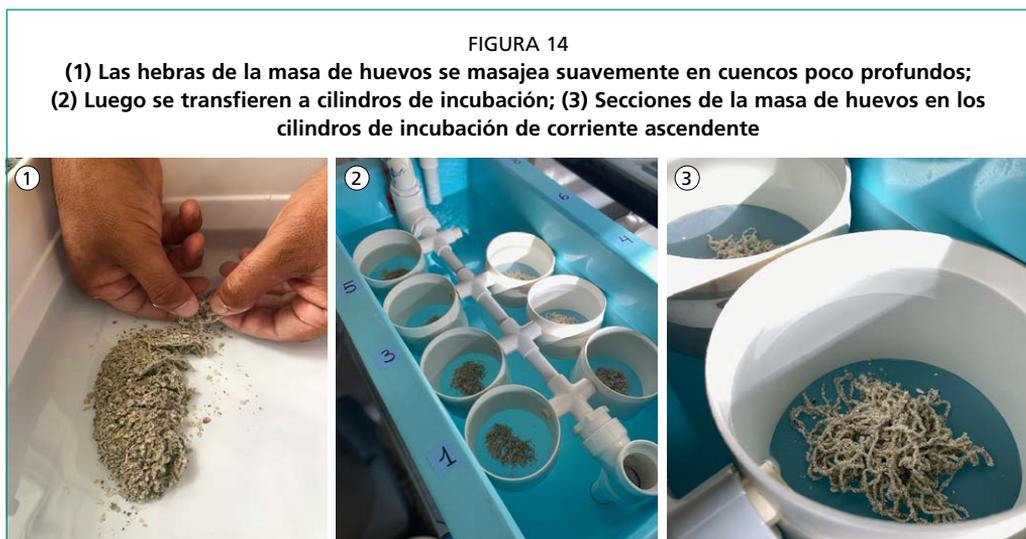
**PASO 3** – Compruebe la temperatura del agua en el cubo de recogida de la masa de huevos y la temperatura del sistema de recirculación de la incubación. Si hay más de 2 °C de diferencia, coloque las masas de huevos (todavía en sus bolsas resellables con agua de mar del campo) en un recipiente con agua del tanque de incubación hasta que las temperaturas se igualen. Esto **aclimatará** los huevos a su nuevo entorno.



**PASO 4** – Llene uno o dos recipientes poco profundos con agua de mar. Coloque una masa de huevos dentro de cada recipiente y manipule suavemente con los dedos hasta aflojar la hebra (Figura 14). Repita este paso con cada masa de huevos y cambie el agua de mar del recipiente entre cada una. Al aflojar las hebras se elimina la suciedad y se asegura una buena circulación del agua a través de la masa de huevos mientras están en el cilindro de incubación (Figura 14).



**PASO 5** – Con las manos, coloque suavemente cada sección de masa de huevos desprendida en su propio cilindro en el tanque de incubación (Figura 14). Asegúrese de etiquetar cada cilindro según el número de la bolsa resellable y la fecha. Por ejemplo, si una sección de masa de huevos se recogió el 18/06/2020 y se puso en la bolsa resellable número 1, la etiqueta diría: 1 – 18/06/2020.



**PASO 6** – Cada mañana, recoja una pequeña sección de la masa de huevos de cada cilindro de incubación. Utilizando un microscopio de disección y refiriéndose a las imágenes de la Figura 15 (ver Sección 3.5), registre el estadio de los embriones en la hoja de datos sobre el desarrollo de los huevos (Cuadro 2). Véase también el Anexo 6.

**CUADRO 2**  
**Hoja de datos sobre desarrollo de los huevos**

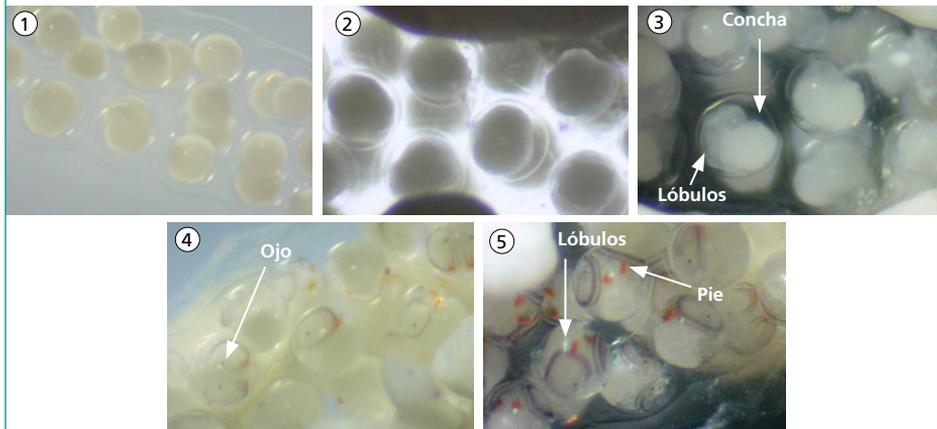
Número de masa del huevo:		1				
Fecha de recogida:		18/06/2020				
Lugar de recogida:		Naguabo				
Fecha	* Días en el criadero	Etapas	Temperatura en el tanque (°C)	Salinidad (ppt)	Observaciones	Iniciales del técnico
20/06/2020	2	3	28	35	La concha y los lóbulos son visibles	XX

\* Nota: El día 0 es el día de la recogida.

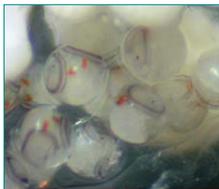
### 3.5 DESARROLLO DE LOS HUEVOS

FIGURA 15

(Etapa 1) Los huevos son redondos y suaves. (Etapa 2) Los huevos son redondos y desiguales. (Etapa 3) La concha y los lóbulos del embrión son visibles; los embriones empiezan a rotar. (Etapa 4) Los ojos negros y el pie de color naranja son visibles. El borde de los lóbulos se oscurecen y los embriones comienzan a girar lentamente. (Etapa 5) Día de eclosión. El borde de los lóbulos se vuelve más oscuro y la rotación de los embriones es evidente



**Nota:** Si un filamento contiene cápsulas de óvulos vacías como éste, vigílelo para asegurarse de que los embriones se desarrollan correctamente.



**PASO 7** – Una vez que los huevos estén listos para eclosionar, los embriones dentro de la cápsula del huevo estarán en la Etapa 5 (Figura 15-5) y rotarán constantemente.

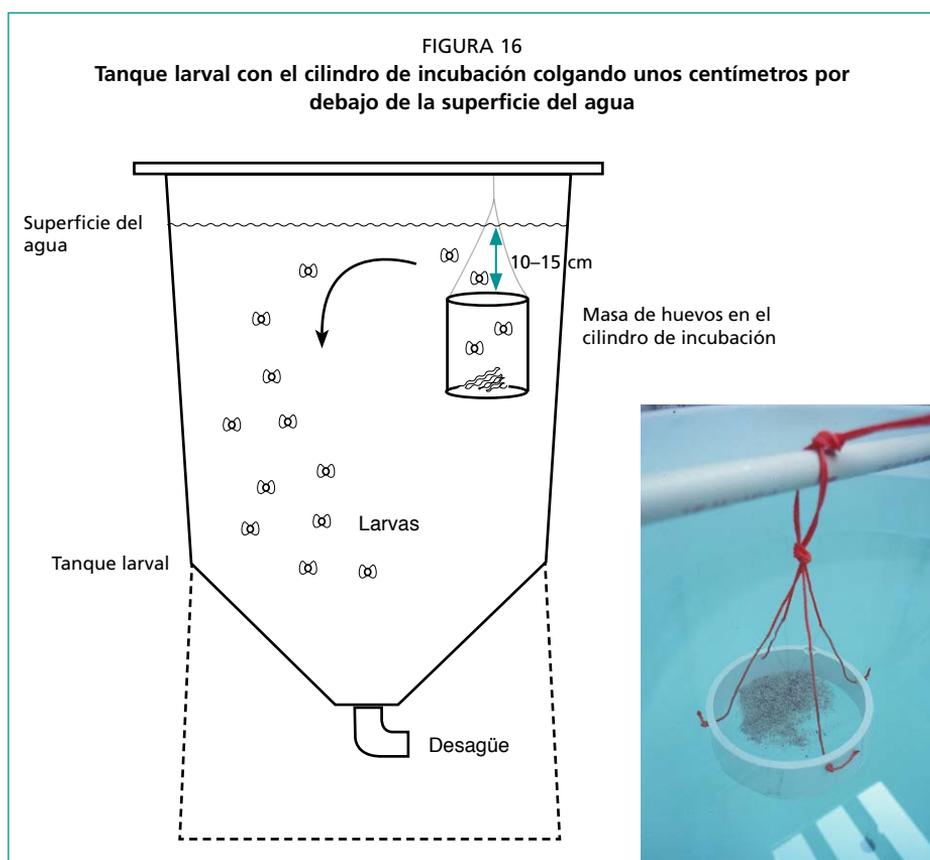


**PASO 8** – Basándonos en muchos años de observación, los embriones suelen eclosionar por la noche, aproximadamente a las 21:00 horas. Alrededor del 90–100% eclosionarán la primera noche, pero algunas masas de huevos necesitan dos noches para eclosionar completamente. Los huevos tienen una eclosión simultánea y la mayoría eclosionará en 1–2 horas.

### 3.6 PREPARACIÓN PARA LA ECLOSIÓN

Por la tarde, coloque la masa de huevos con los huevos en Etapa 5 dentro de un cilindro de incubación limpio y cuélguelo dentro del tanque de larvas a unos diez o quince centímetros por debajo de la superficie del agua. La masa de huevos es retenida por una malla de 70–100  $\mu\text{m}$  fijada en la parte inferior del cilindro (Figura 16).

A medida que las larvas veliger eclosionan por la noche, nadan fuera del recipiente hacia el tanque de larvas. Es preferible retirar la masa de huevos residual la tarde siguiente a la eclosión para reducir la contaminación por bacterias. Retire con cuidado la masa de huevos residual desde el tanque de larvas para evitar que los restos de la masa caigan al tanque del cultivo.



**Nota:** Si hay masas de huevos adicionales, pueden liberarse en el océano. Coloque la masa de huevos con los huevos de la Etapa 5 dentro de un cubo limpio para que eclosionen. A la mañana siguiente habrá larvas veliger nadando en la superficie y la masa de huevos parecerá un montón de arena en el fondo. Vierta suavemente las larvas veliger del cubo al océano.

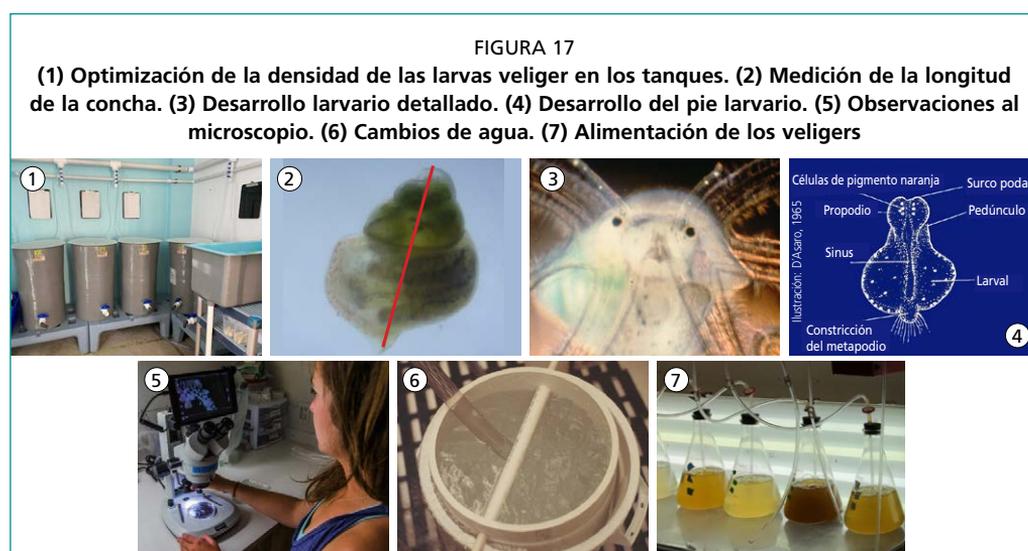
Si hay más larvas veliger de las necesarias en los tanques de larvas, éstas también se pueden liberar durante los cambios de agua.



## 4. Crianza de las larvas

Una vez que los huevos hayan eclosionado, habrá miles de larvas, también conocidas como **larvas veliger**, nadando en los tanques. La cría de larvas veliger es la parte más intensa del proceso de cultivo del caracol rosado.

Este capítulo describe cómo **criar** con éxito las larvas usando técnicas específicas, y es también donde el arte de criar el caracol rosado entrará en juego. Prestando mucha atención a los animales, con el tiempo se producirá una comprensión innata de sus necesidades. La Figura 17 ilustra las áreas clave tratadas en este capítulo.



### 4.1 INSTALACIONES DEL TANQUE DE LARVAS

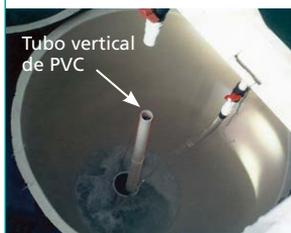
El agua en los tanques de larvas se considera estática, lo que significa que el tanque se llena una vez con agua de mar filtrada y esterilizada por rayos UV, y no sale del tanque hasta que se hace un cambio de agua manual (ver páginas 30–32). La temperatura óptima de cultivo dentro de un tanque de larvas es de 28 °C (82 °F) y una salinidad de 36 ppt. Sin embargo, las larvas pueden cultivarse a temperaturas de 24–30 °C (75–86 °F) y salinidades de 26–40.

Los tanques de larvas tienen un fondo cónico con un desagüe de una pulgada (2,5 cm) de diámetro en el punto más bajo (Figura 18). El fondo cónico debe tener una pendiente suave con un ángulo de 30 a 45 grados. Si la pendiente es demasiado pronunciada, las larvas de concha tocarán continuamente los lados, lo que les hará retraer sus lóbulos o dañar sus conchas. Los tanques de larvas vienen en muchos tamaños, pero funcionan más o menos de la misma manera. La Figura 18 indica un tanque de 1 000 litros que está preparado para un cambio de agua.

**FIGURA 18**  
**Tanques de larvas**



**FIGURA 19**  
**Tanques de larvas con tubo vertical**

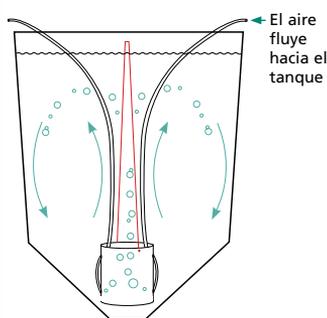


Cada tanque se instala con un tubo vertical de PVC de una a dos pulgadas de diámetro (2,5–5 cm) que se sitúa a dos o tres pulgadas (5–7,5 cm) por encima del nivel del agua. El tubo vertical evita que las larvas queden atrapadas en el

orificio de drenaje y debe estar a la altura del borde del tanque, o ligeramente por debajo, para poder colocar una tapa. La tapa evita que los insectos y el polvo caigan en el tanque (Figura 19).

Para mantener las larvas en suspensión, se utiliza un aerodeslizador de PVC (15 cm de diámetro × 15 cm de altura) con dos líneas aéreas (sin oxigenadores) fijadas a cada lado. El aerodeslizador cuelga de una fina línea de polipropileno desde una muesca en la parte superior del tubo vertical y se sitúa justo por encima del fondo del tanque (0,5 cm) (Figuras 20 y 21).

**FIGURA 20**  
**Ilustración de la vía aérea y de las líneas de aire. El aire fluye con movimiento circular dentro del tanque. Esto evita que las larvas veliger se hundan hasta el fondo**



**FIGURA 21**  
**Tanque equipado con un aerodeslizador para mantener las larvas suspendidas en la columna de agua**



#### 4.2 DENSIDAD EN LOS TANQUES DE LARVAS

Cada tanque de larvas tiene 68 litros o 18 galones. Es muy importante que las larvas de caracol se almacenen inicialmente a una densidad relativamente baja (~100–200/L; ~380–760/gal), lo que equivale a aproximadamente 13 600 larvas veliger por tanque. A lo largo del ciclo larvario, la densidad en los tanques se reduce a medida que las larvas se hacen mayores y más grandes. La densidad final debería ser de 10–20 larvas por litro, lo que significa 6 800–13 600 por tanque de larvas.

**PASO 1** – Sumerja la varilla de densidad (20 ml) verticalmente en el tanque de larvas y selle la parte superior de la varilla con el pulgar. Saque la varilla del tanque y colóquela sobre un tamiz de 105  $\mu\text{m}$ . Retire el pulgar para liberar la muestra. Repita la operación cinco veces. Si no se ha recogido un mínimo de cinco larvas veliger, continúe con este proceso. Recuerde registrar el número de veces que se ha repetido este paso para tener un recuento preciso de la densidad. Este proceso se realiza para cada tanque utilizando un tamiz individual por tanque y limpiando la varilla entre los tanques para evitar la contaminación cruzada.



**PASO 2** – Coloque cada tamiz en su propio recipiente poco profundo con agua de mar. Cunte de nuevo las larvas veliger y asegúrese de que hay al menos cinco por tamiz.

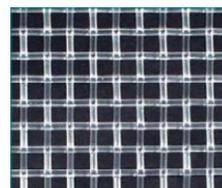


Por ejemplo, si se toman cinco muestras con la varilla de densidad de 20 ml, el tamaño total de la muestra sería de 100 ml. Si se contaran 15 larvas veliger en la muestra de 100 ml, habría 150 larvas veliger por litro ( $100 \text{ ml} \times 10 = 1\,000 \text{ ml}$  o 1 L).

$$\frac{15}{100} \text{ (cantidad de larvas por 100 ml)} \times 10 = \frac{150}{1000} \text{ (cantidad de larvas por L)}$$

Dado que la densidad de población inicial debe ser de aproximadamente 100–200 larvas por litro, la densidad de este tanque es la correcta según el cuadro de densidad de larvas.

**PASO 3** – Cada día de cambio de agua, compruebe el **cuadro de densidad de larvas** (Cuadro 3) para determinar cuál debe ser la densidad de larvas según la edad y la longitud del caparazón del veliger. Si es necesario, durante el cambio de agua, ajuste la densidad reduciéndola o combinando tanques de baja densidad.



### 4.3 CUADRO DE DENSIDAD DE LARVAS

La tabla de densidad de las larvas veliger (Cuadro 3) se basa en un ciclo larvario de 21 días, pero las larvas pueden crecer más rápido o más lento dependiendo del entorno (por ejemplo: alimentación, densidad, temperatura). El seguimiento de la longitud y el desarrollo del caparazón ayudará a determinar el tamaño correcto de la malla del tamiz que debe utilizarse para el cambio de agua. La tasa de crecimiento suele ser de 35 a 50  $\mu\text{m}$  por día. La tabla asume una tasa de crecimiento diario promedio de 40  $\mu\text{m}$  o 80  $\mu\text{m}$  para un período de dos días.

CUADRO 3  
Tabla de densidad de las larvas veliger

Edad (días)	Longitud de la concha (µm)	Densidad (larvas/L)	Tamaño de la malla del tamiz (µm)
2	350	100–200	105
4	430	60–80	150
6	510	50–60	
8	590	40–50	200
10	670	30–40	
12	750	30–40	250
14	830	20–30	
16	910	20–30	
18	990	10–20	300
20	1 070	10–20	
21	1 150–1 200	Metamorfosis	



**Nota:** Obsérvese lo pequeño que es el tamaño del ojo de malla del tamiz en comparación con el caparazón de la larva veliger. El tamaño de la malla del tamiz tiene en cuenta tanto el largo como el ancho del caparazón para garantizar que el veliger no atraviese la malla, independientemente de su orientación. Si el tamaño de la malla es demasiado grande, los veliger pueden quedar atrapados en las aperturas del tamiz, lo que puede dañar el pico o el ápice de su concha.



**PASO 4** – En la mañana anterior al cambio de agua, utilice el cuentagotas para recoger las larvas del colador utilizado en el proceso de determinación de densidad (ver página 17) y colóquelos en una diapositiva de depresión con una gota de agua de mar. Usando el microscopio de disección y refiriéndose a la Sección 4.6, observe y mida las larvas. Registrar las observaciones en la **hoja de crianza larval** (Cuadro 4). Véase también el Anexo 6.

CUADRO 4  
Hoja de crianza larval

Número de masa de huevos / Número de lote de larvas: 1 – 18/06/2020

Fecha	Edad (días)	Temperatura (°C)	Cambio de agua	Número del tanque inicial	Número del tanque final	Densidad de las larvas (larvas/L)	Número de lóbulos	Longitud de la concha (µm)	Alimento en el intestino (P, D, O)**	Alimento suministrado (células/ml)
24/06/20	2	28	✓	1	2	150	com*.4	350	D	5 000
							Uso de microscopio			

\* comienzo

\*\* P: larvas pálidas; D: larvas doradas; O: larvas oscuras.

### 4.4 SUMINISTROS

Para trabajar, analizar y manipular las larvas veliger de caracol se requerirá una serie de herramientas de laboratorio que no causen ningún daño a los organismos frágiles y permitan realizar rápidamente las investigaciones de rutina. Éstos incluirán lo siguiente:

- Cuentagotas
- Plaquetas de vidrio con surco cóncavo
- Microscopio de disección
- Micrómetro ocular
- Botella de lavado
- Colador
- Contenedor del colador
- Calculadora
- Hoja de datos y portapapeles
- Lápiz, sacapuntas y goma de borrar



### 4.5 OBSERVACIONES AL MICROSCOPIO

Hay tres columnas en la **hoja de datos de cría de larvas** (Cuadro 4) que requieren el uso de un **microscopio de disección**, también conocido como microscopio estereoscópico (Figura 22). El “número de lóbulos” y el “alimento en el intestino” pueden observarse después de haber colocado las larvas en un portaobjetos de vidrio cóncavo. La “longitud de la concha” se determina con el uso de una pequeña regla incorporada a uno de los oculares del microscopio, llamada micrómetro ocular. A continuación se ofrece información para ayudar a completar estas tres secciones de la hoja.

Durante la observación al microscopio, considere lo siguiente:

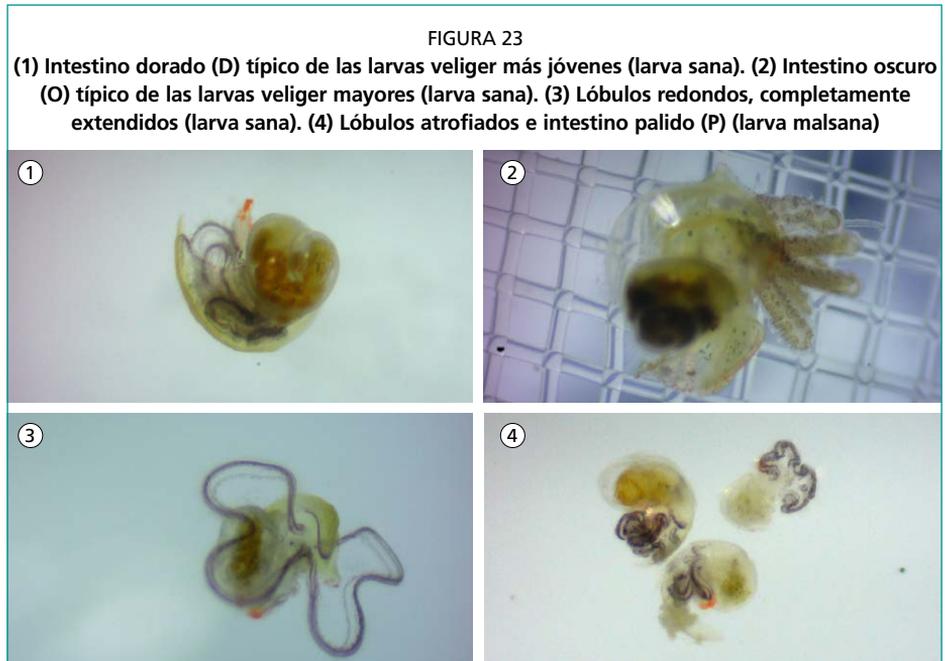
- ¿Están saliendo las larvas veliger de sus caparazones?
- ¿Están vivas?
- ¿Se mueven los lóbulos?
- ¿Se mueven los cilios de los lóbulos?
- ¿Están los lóbulos extendidos y redondeados?
- ¿Cuántos lóbulos tienen?
- ¿Sus entrañas son pálidas (**P**), doradas (**D**) o oscuras (**O**)?

**FIGURA 22**  
**Parte del cuadro 5, hoja de crianza larval**

Número de lóbulos	Longitud de la concha (µm)	Alimento en el intestino (P, D, O)
com.* 4	350	D

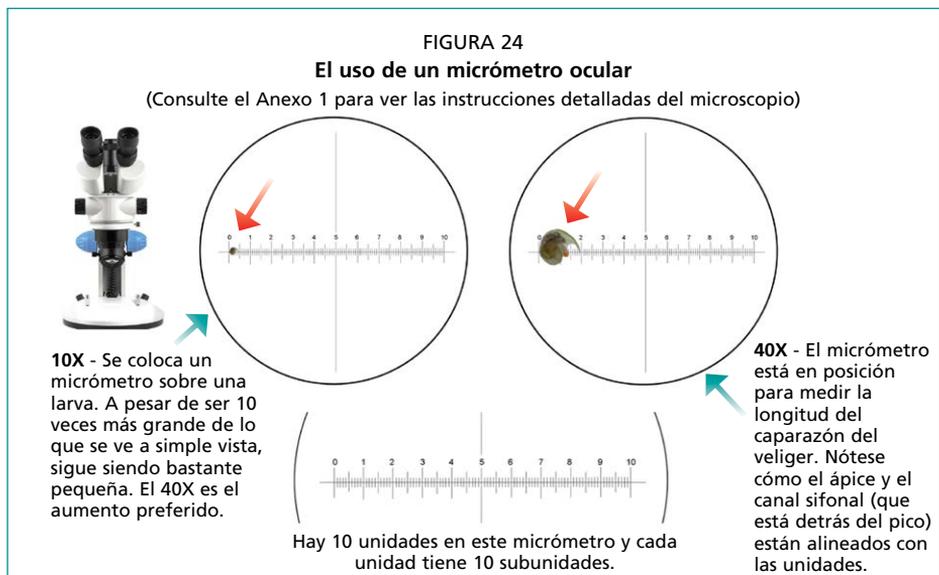
\* comienzo

## Signos de larvas sanas y malsanas



## 4.6 MEDICIÓN DE LAS CONCHAS CON MICRÓMETRO

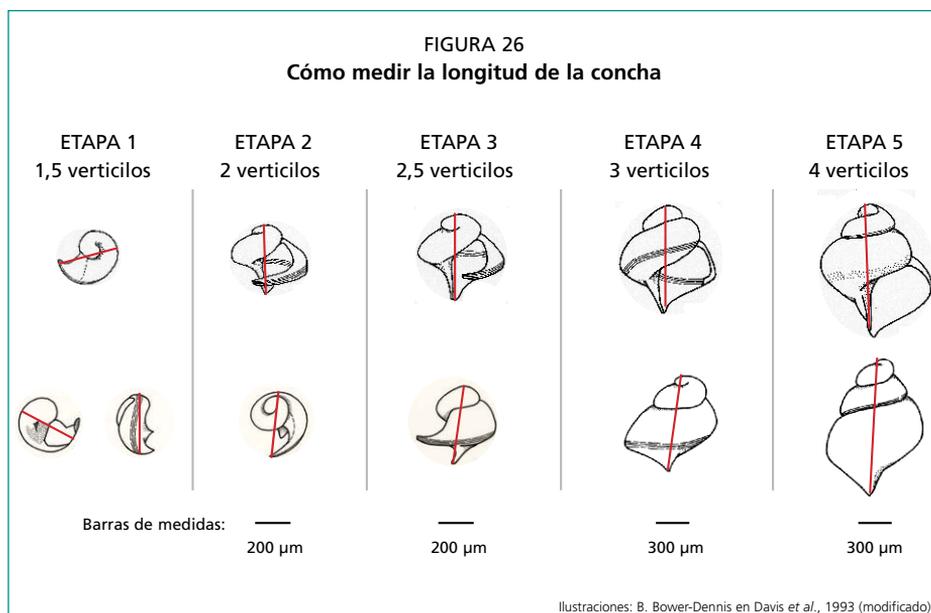
El siguiente paso es determinar la longitud de la concha de cinco individuos. Las conchas larvales son de tamaño muy pequeño e incluso al final de su ciclo larvario sólo tienen el tamaño de una cabeza de alfiler (1 000  $\mu\text{m}$  = 1 mm). Sería imposible medirlas con una regla normal, por eso se utiliza un micrómetro ocular (Figuras 24 y 25). El disco micrométrico encaja en el ocular del microscopio de disección para utilizarlo con el ojo dominante.



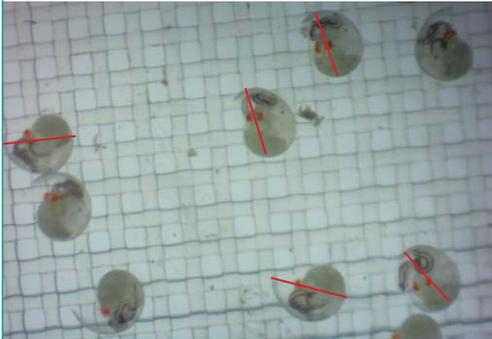


Aunque las larvas veligers no se parecen aún a un caracol rosado adulto, tienen de hecho una concha diminuta, la misma que mantendrán toda su vida. Cuando se observa un caracol adulto, la punta de su ápice es la concha larvaria inicial a partir de la cual crece más y más verticilos. Como las larvas veliger se desarrollan en el curso de su ciclo larvario sus conchas crecerán de 1,5 verticilos (Etapa 1) a 4 verticilos (Etapa 5).

La Figura 26 muestra cómo medir la longitud de la concha, desde el ápice hasta el canal sifonal. Las larvas veliger de Etapa 1 y 2 a veces deben medirse desde el ápice hasta el pico, debido a su forma y a la manera en que se colocan en el portaobjetos. Esto dará una medida precisa.



**FIGURA 27**  
Ejemplos de cómo medir el caparazón del caracol juvenil bajo el microscopio



Para medir la concha de las larvas veliger, pipetee algunos individuos utilizando el cuentagotas. Esta conmovición hace que sus lóbulos se retraigan en su concha, lo que facilita la medición de los veligers. Uno por uno, gire el ocular con el micrómetro para posicionarlo y medir la longitud de la concha. Repita la operación con cinco larvas veliger. En la Figura 27 se pueden ver que algunas larvas veliger están marcadas con una línea roja como ejemplo de cómo medir las larvas veliger recién salidos del cascarón.

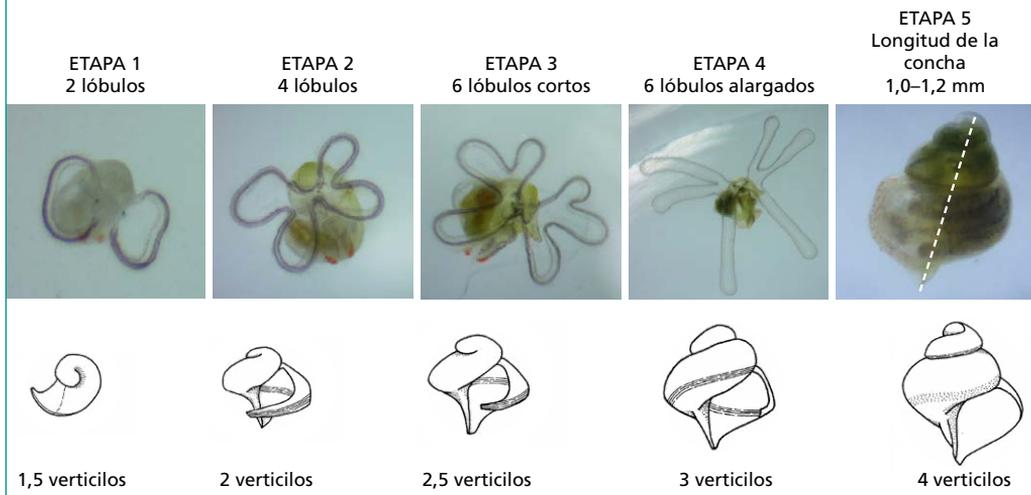
**4.7 RESUMEN DEL DESARROLLO LARVAL**

Ahora que se ha descrito el desarrollo de la concha, la siguiente sección tratará de la morfología de las larvas desde el momento en que salen del cascarón (Etapa 1) hasta que están listas para la metamorfosis (Etapa 5). Las larvas de concha se consideran zooplancton, animales marinos microscópicos que viven en la columna de agua. Para adaptarse a este entorno y estilo de vida tienen lóbulos que les permiten nadar, alimentarse y respirar hasta que se asientan y se convierten en caracoles bentónicos.

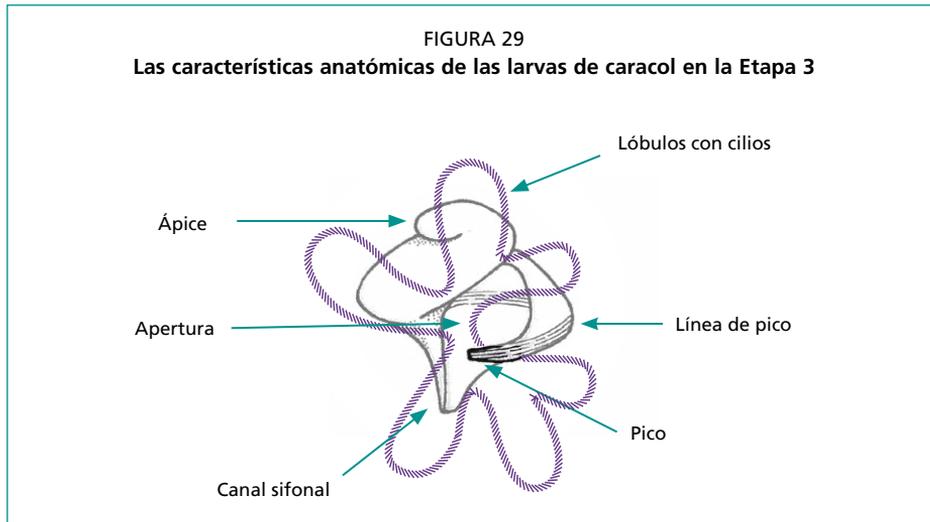
**Desarrollo de las larvas y la concha**

La Figura 28 ilustra las cinco fases principales en el desarrollo de las larvas del caracol rosado desde la Etapa de larva temprana (larvas de 2 lóbulos) hasta la quinta y última Etapa en la que las larvas iniciarán la metamorfosis. El número de verticilos del caparazón en cada Etapa es visible.

**FIGURA 28**  
Las cinco fases de desarrollo de las larvas hasta la metamorfosis



La Figura 29 muestra la anatomía de una larva de caracol rosado en la Etapa 3. Los seis lóbulos ciliados están bien desarrollados y son claramente visibles como todas las principales características externas de la frágil concha.



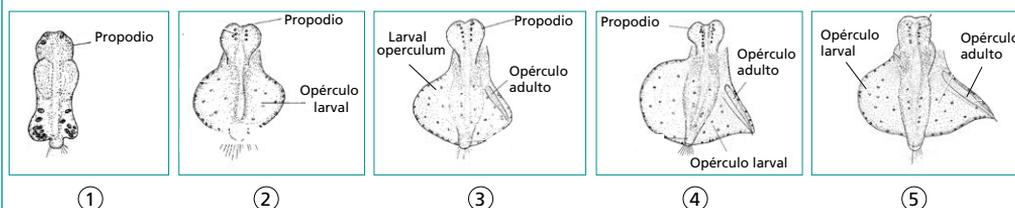
#### 4.8 DESARROLLO DEL PIE LARVARIO

El pie de la larva veliger tiene dos partes: el **propodio** (parte delantera del pie) y el **metapodio** (parte trasera del pie), que tiene un **opérculo** (que se convierte en una estructura similar a una garra en el caracol adulto). El pie puede utilizarse como órgano indicador para determinar el estadio de desarrollo de las larvas y tiene muchas funciones durante el ciclo larvario, por ejemplo:

1. Eliminación de los alimentos rechazados de la boca
2. Órgano de equilibrio para la natación
3. Células secretoras de moco (se activan cuando se estresan)
4. Protección con opérculo
5. Órgano de locomoción (durante la natación-arrastramiento)
6. Órgano excretor.

La Figura 30 ilustra las diferentes etapas de desarrollo del pie del caracol rosado. El reconocimiento de las diferentes etapas también permitirá al técnico del criadero estimar la edad de las larvas.

FIGURA 30  
El desarrollo del pie de la larva del caracol rosado



- ① **DÍA 1 (ETAPA 1)**  
Pigmentos de color naranjas en el propodio.
- ② **DÍA 4 (ETAPA 2)**  
Los pigmentos de color naranjas se multiplican, el propódio y el opérculo larval se ensancha.
- ③ **DÍA 6 – 10 (ETAPA 3)**  
El opérculo adulto puede verse dentro de los bordes del opérculo larvario.
- ④ **DÍA 12 – 16 (ETAPA 4)**  
El opérculo adulto es ahora muy visible y empieza a extenderse sobre el opérculo larvario formando una garra. Algunas de las células de pigmento naranja del opérculo larvario cambian a verde oscuro.
- ⑤ **DÍA 18 – 21 (ETAPA 5)**  
Cuando los lóbulos están retraídos, el pie es muy activo. La garra continúa extendiéndose más allá del opérculo larvario. El opérculo se utiliza para orientar la posición de la concha cuando la concha está en la fase de natación-arrastramiento. La mayoría de las células pigmentarias anaranjadas cambian a verde oscuro en el opérculo larvario y el propodio.

#### POST-METAMORFOSIS

El opérculo adulto toma el relevo del opérculo larvario. Ahora que los lóbulos se han arrugado y han desaparecido, hay un uso total del pie y del opérculo adulto.

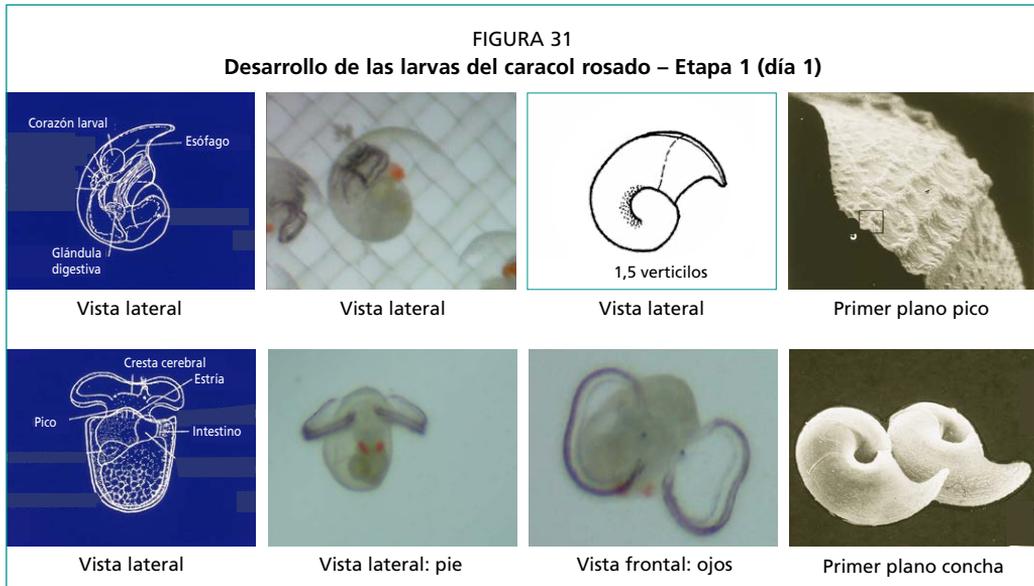
Ilustraciones: D'Asaro, 1965

## 4.9 DESARROLLO LARVARIO EN DETALLE

### ETAPA 1, día 1

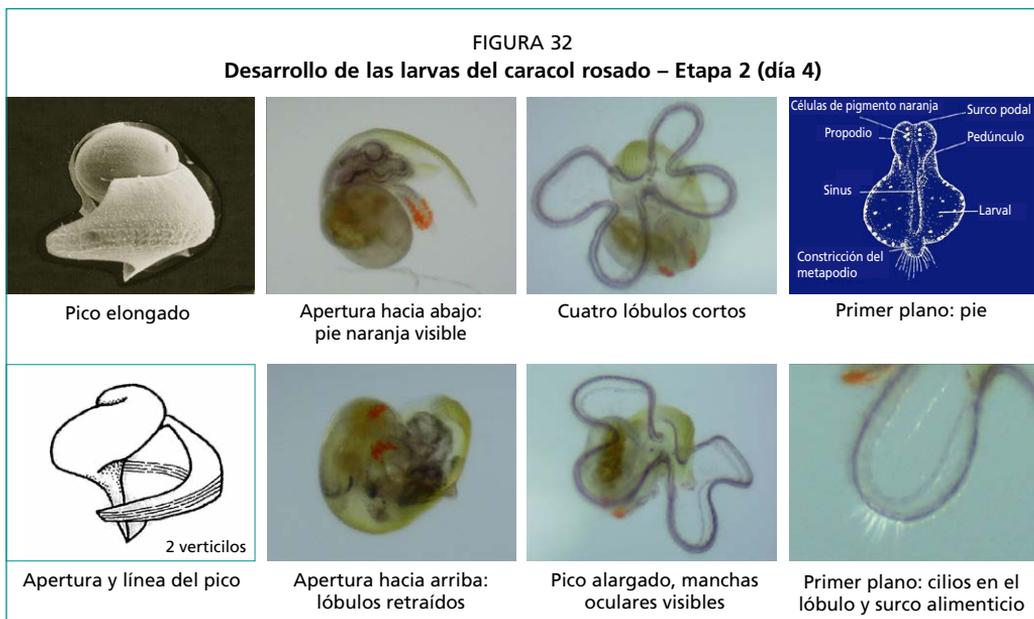
Ver Figura 31. Las larvas recién eclosionadas tienen un **pico** alargado, dos lóbulos velares y un intestino de color claro. Aunque nacen con una **reserva de vitelo**, son **planctótroficos** y necesitarán alimentarse de fitoplancton. Son visibles las manchas negras de los ojos y los pigmentos anaranjados del pie. La longitud de la concha es de 300–350  $\mu\text{m}$  y la concha tiene 1,5 verticilos.

**Nota:** las ilustraciones azules son de C. D'Asaro 1965. Las ilustraciones blancas son de B. Bower-Dennis.



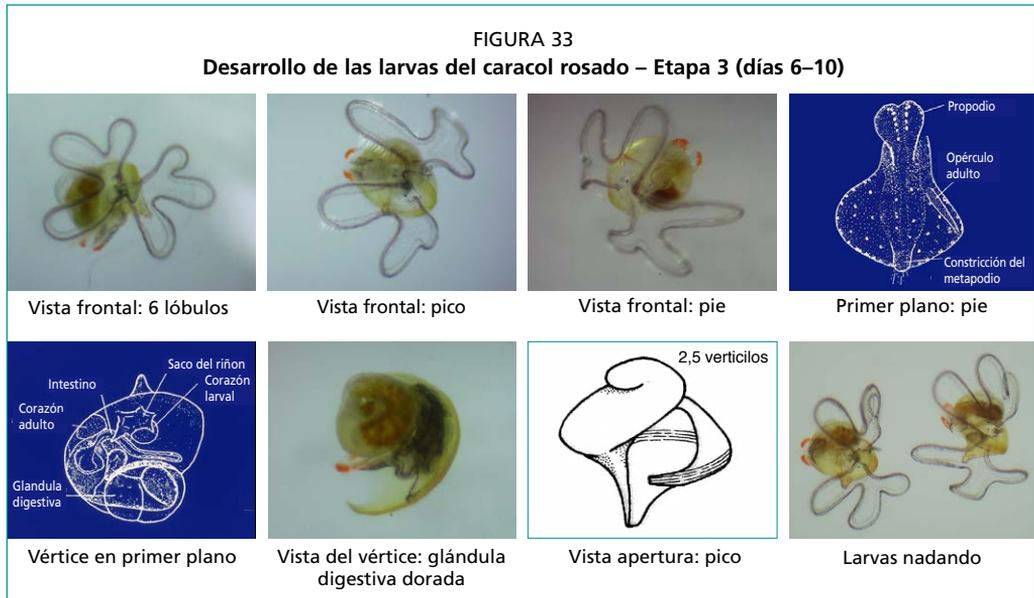
**ETAPA 2, día 4**

Ver Figura 32. La concha tiene un pico elongado que se proyecta sobre la **apertura**. Los lóbulos de las larvas veliger se han indentado para formar 4 lóbulos. El **canal sifonal** es visible. El pie se ha expandido y los pigmentos anaranjados se multiplican cerca de la parte inferior del pie. El fitoplancton hace que las glándulas digestivas de la larva veliger tengan un aspecto dorado. La longitud de la concha es de 430–470  $\mu\text{m}$  y la concha tiene 2 verticilos.



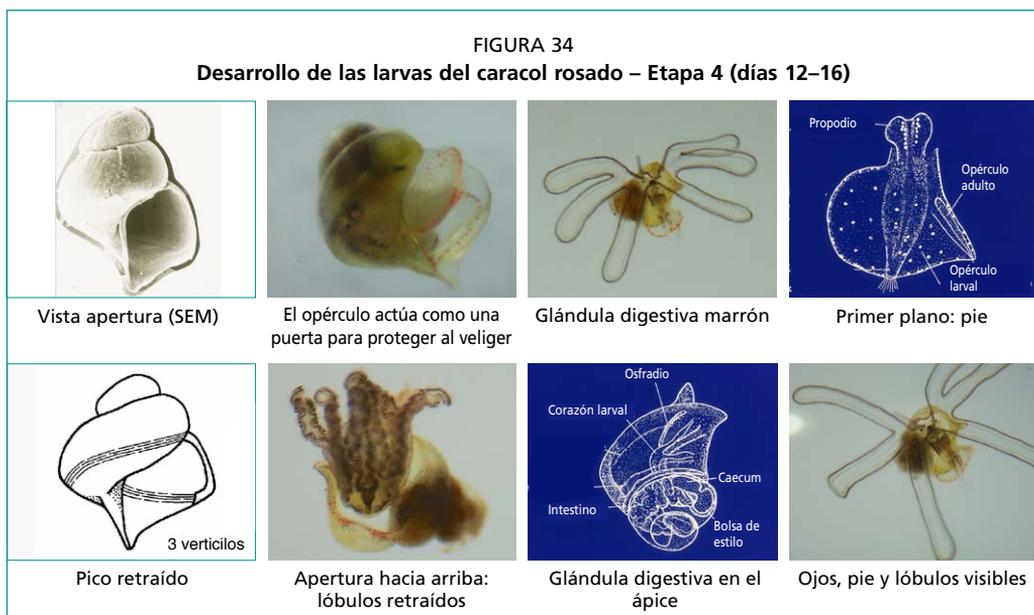
**ETAPA 3, días 6–10**

Ver Figura 33. La escisión del tercer par de lóbulos se ha completado en el décimo día. La zona digestiva se ha expandido y es de color marrón dorado con fitoplancton. La concha sigue teniendo un pico alargado. La longitud de la concha es de 510–670 µm y la concha tiene 2,5 verticilos.



**ETAPA 4, días 12–16**

Ver Figura 34. Los 6 lóbulos se han alargado y el pico de la concha ha retrocedido en su mayor parte. La zona digestiva es de color marrón oscuro. El pie se ha expandido mucho y la garra del opérculo adulto es visible. Algunos de los



pigmentos anaranjados del pie se han convertido en manchas verde oscuras en el metapodio. Algunas larvas veliger muestran un comportamiento de natación-arrastramiento. La longitud de la concha es de 750–910  $\mu\text{m}$  y la concha tiene 3 verticilos.

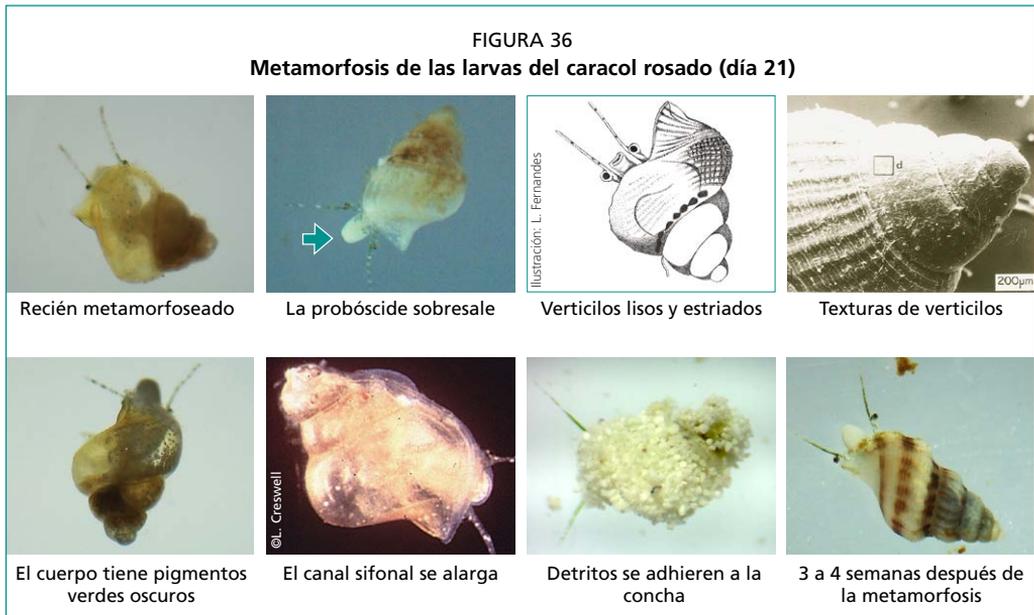
**ETAPA 5, días 18–21**

Ver Figura 35. Los ojos de las larvas veliger competentes están en la base de los tentáculos. Los pigmentos del pie han cambiado de naranja a verde oscuro. El **ctenidio** (branquia) y el **osfradio** son visibles. La **masa bucal** se está desarrollando. La zona digestiva es de color marrón oscuro a verde. El caparazón larvario no tiene pico, y ha alcanzado una longitud de caparazón larvario terminal de 1 000–1 200  $\mu\text{m}$ . El caparazón tiene 4 verticilos. Muchas larvas veliger muestran un comportamiento de natación-arrastramiento.



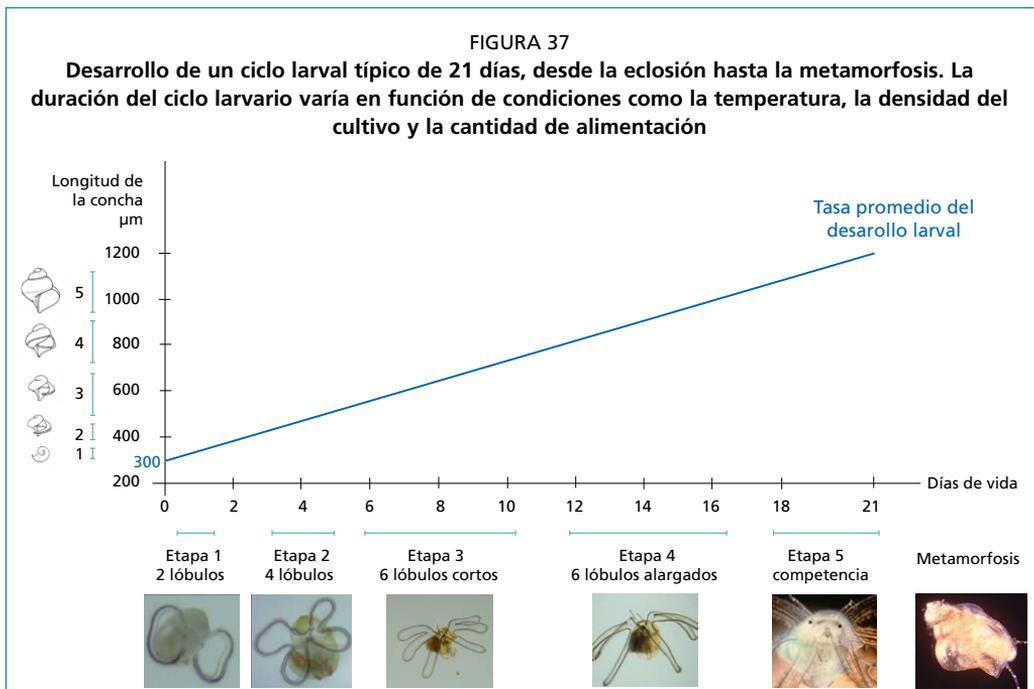
**METAMOFOSIS, día 21**

Ver Figura 36. La concha metamorfoseada ha perdido los lóbulos y se arrastra con el pie. Los ojos han migrado parcialmente hacia arriba en los **tentáculos** y la **probóscide** se utiliza para pastar. La concha pasa de tener verticilos lisos a verticilos estriados. La longitud de la concha dos días después del **asentamiento** es de 1 300–1 600  $\mu\text{m}$ .



**Resumen del desarrollo de las larvas**

La concha metamorfoseada ha perdido los lóbulos y se arrastra con el pie. Los ojos han migrado parcialmente hacia arriba en los **tentáculos** y la **probóscide** se utiliza para pastar. La concha pasa de tener verticilos lisos a verticilos estriados. La longitud de la concha dos días después del **asentamiento** es de 1 300–1 600 µm (Figura 37).



#### 4.10 NOTAS CRÍTICAS

**Manipulación inadecuada:** Es esencial manipular las larvas veliger con suavidad durante los cambios de agua y cuando las larvas están en los tanques. Si el cambio de agua se hace demasiado rápido, éstas pueden aterrizar bruscamente en el tamiz, lo que puede provocar la rotura de las conchas. Las larvas veliger tendrán entonces que pasar tiempo reparando sus caparazones en lugar de hacerlos crecer. Si las larvas se mantienen demasiado tiempo en el tamiz de cambio de agua, la aireación es demasiado rápida, y/o son alimentadas en exceso, esto las causará estrés y segregarán cadenas de moco.

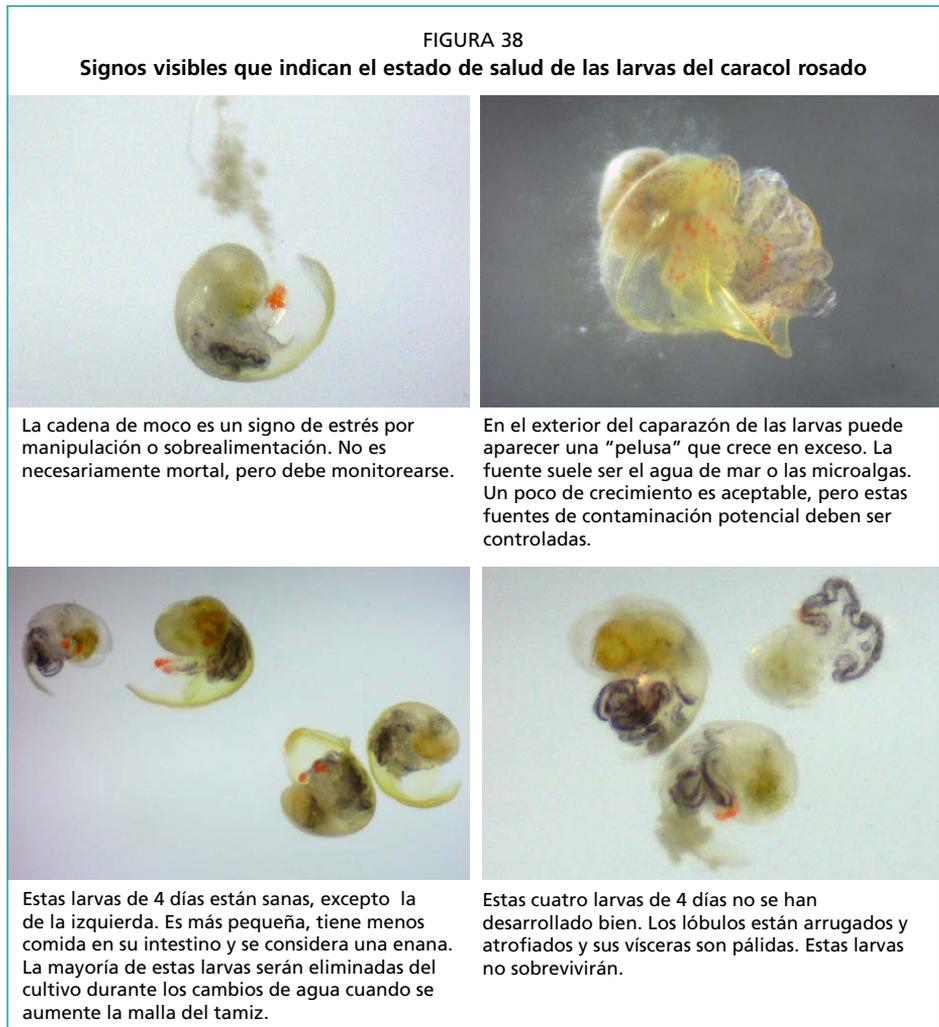
**Suministro inadecuado de alimentos:** Las larvas veliger comenzarán a alimentarse de microalgas a la mañana siguiente de la eclosión (día 1), pero no empezarán a utilizar plenamente esta fuente de alimento hasta el segundo día. Para el cuarto día, el alimento embrionario en las células vitelinas del estómago ha disminuido completamente y para el décimo día las células albuminosas han disminuido totalmente. Una cantidad suficiente de microalgas al principio del desarrollo hará que las larvas veliger sean más robustas para las etapas posteriores. Por lo tanto, se recomienda alimentarlas a partir del primer día.

**Cantidad correcta de suministro de alimento:** Es importante seguir el cuadro de Alimentación Diaria de Microalgas (ver página 35) para determinar la cantidad de microalgas que hay que darles cada día. Las cantidades de alimento también se determinan en base a la densidad de las larvas veliger, la etapa de desarrollo y la cantidad de alimento que tienen en su glándula digestiva. Demasiada comida provocará cadenas de mucosidad, lo que puede causar la aglomeración de las vísceras.

**Contaminación:** Las bacterias y los protozoos (ciliados) proliferan en condiciones insalubres, lo que puede deberse a que no se retire la masa de huevos eclosionada con la suficiente antelación o a que se introduzca una masa de huevos contaminada a un recipiente, demasiada comida o microalgas de mala calidad, y no eliminar los restos de larvas veliger muertas durante los cambios de agua. Además, a partir de la fase de natación-arrastramiento, las larvas tenderán a pasar tiempo en el fondo del tanque de cultivo o cerca de él. Es importante mantener el fondo limpio o estas larvas en la última etapa entrarán en contacto con los residuos metabólicos. Mantenga la aireación más alta para mantener las larvas de la última etapa en suspensión.

**Enfermedad vs. toxicidad:** La enfermedad está causada por un organismo, normalmente una infección bacteriana como el *Vibrio*. Las larvas crecen con normalidad pero muestran una alta mortalidad, normalmente entre el séptimo y el décimo día. Las bacterias pueden proceder de las microalgas, del sistema de aireación o del agua de mar. La toxicidad suele provenir del sistema, como los nuevos tanques y las tuberías. También puede provenir del aire o del agua. Las larvas no crecen y la mortalidad es alta, normalmente a partir del cuarto día. Ambas situaciones pueden causar una mortalidad del 100%, también conocida como colapso del lote de larvas.

La Figura 38 ilustra una serie de larvas de caracol rosado que están bajo algún tipo de estrés. El estrés severo puede provocar la muerte o reducir considerablemente el crecimiento.



#### 4.11 CAMBIO DE AGUA

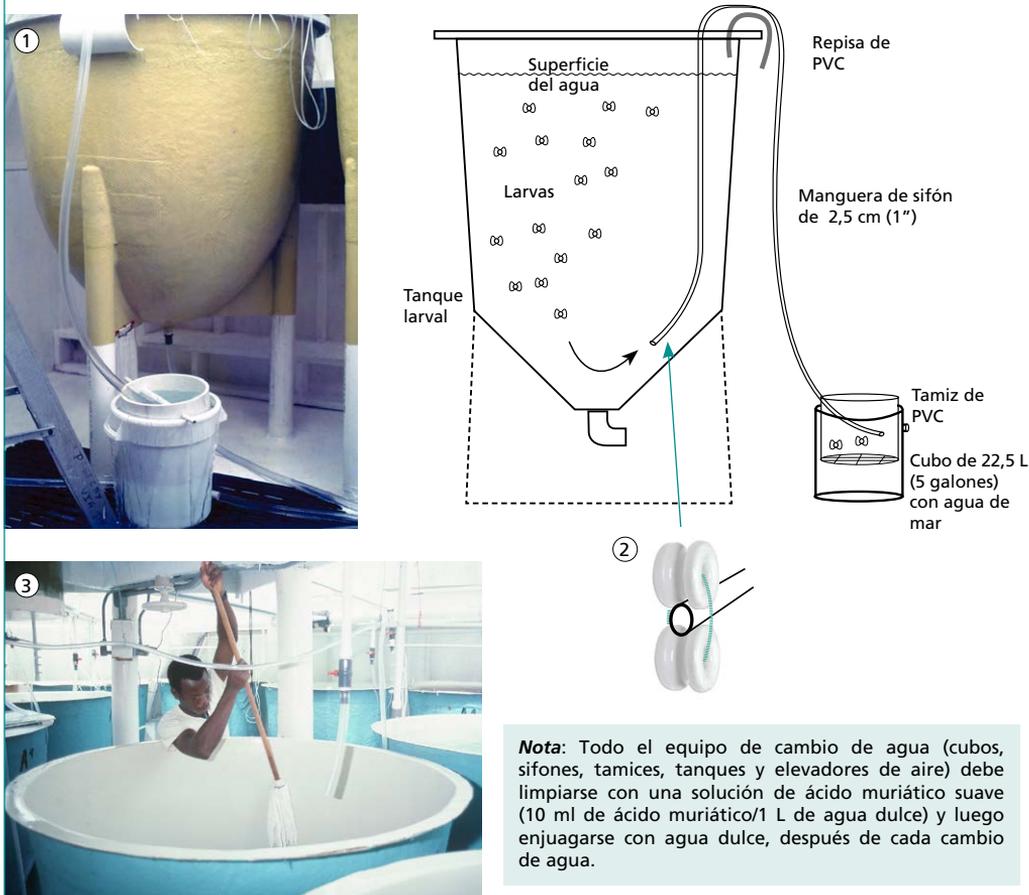
El agua del tanque de larvas debe cambiarse cada dos días, a partir del día 2, para permitir la limpieza de las superficies del tanque. Así se eliminan las películas de bacterias y se evita que las bacterias y protozoos nocivos proliferen en los tanques. Durante el cambio de agua, las larvas se sifonan en un tamiz de 25 cm (10") de diámetro × 30 cm (12") de altura con el ojo de malla de un tamaño adecuado (Cuadro 3; página 18), para eliminar las larvas atrofiadas y muertas (Figura 39).

Los cambios de agua también permiten ajustar la densidad de larvas. Por ejemplo, si la densidad es el doble de la recomendada, el agua del tanque debe

sifonearse sólo hasta la mitad para recoger las larvas necesarias. La otra mitad debe transferirse a otro tanque con menor densidad o liberarse en la naturaleza.

Sólo se debe iniciar un cambio de agua una vez que se haya rellenado la **hoja de datos de cría de larvas** (Cuadro 4; página 18), ya que primero se debe determinar el estado del cultivo de larvas, como la densidad de larvas y las observaciones al microscopio de los signos vitales de las larvas veliger.

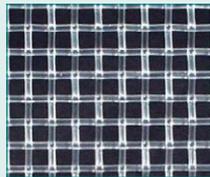
**FIGURA 39**  
**(1) Tanque de larvas preparado para el cambio de agua. (2) Normalmente hay dos pesos de cerámica atados y colocados sobre el extremo de la manguera de sifón que se coloca dentro del tanque. Los pesos evitan que la manguera de sifón se mueva y que flote hacia arriba. (3) Las paredes de cada tanque de cultivo se limpian con una fregona; los tanques pequeños se limpian con una esponja.**



**Nota:** Todo el equipo de cambio de agua (cubos, sifones, tamices, tanques y elevadores de aire) debe limpiarse con una solución de ácido muriático suave (10 ml de ácido muriático/1 L de agua dulce) y luego enjuagarse con agua dulce, después de cada cambio de agua.



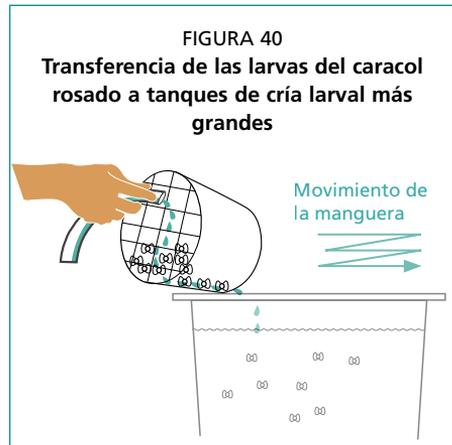
**PASO 1** – Las larvas de caracol no se pueden tamizar en seco. Por lo tanto, el tamiz con tamaño de malla apropiado se coloca en un cubo de tamaño adecuado (por ejemplo, 22–25 L) que se llena con agua de mar antes de comenzar el cambio de agua. Asegúrese de que el extremo de la manguera del sifón esté posicionado debajo del mango del tamiz e inicie el sifón. Las larvas veliger muertas y de crecimiento lento pasarán por el tamiz, mientras que las larvas sanas y de crecimiento rápido quedarán retenidas. El método del sifón es menos estresante para las larvas en comparación con el drenaje del fondo del tanque. A menudo el fondo del tanque tiene algunas larvas muertas y es mejor no sifonar el tanque completamente.



**Nota:** Cada dos o tres días, dependiendo de la longitud de la cáscara, pase gradualmente a un tamiz con un tamaño de malla mayor. Comenzando con la malla de 105  $\mu\text{m}$  y terminando con la de 300  $\mu\text{m}$ . Consulte la tabla de densidad de larvas en la página 18 (Cuadro 3). Tenga en cuenta que algunas de las mallas de los tamices son tan pequeñas que el patrón de la rejilla apenas se puede ver.



**PASO 2** – Retire suavemente el tamiz del cubo con un suave movimiento de izquierda a derecha. Lleve el tamiz al tanque al que se van a transferir las larvas veliger. Apoye el tamiz en el borde del tanque e incline la apertura hacia el agua. Utilizando una presión de agua muy baja, mangueree la malla trabajando desde arriba hacia abajo. Esto creará una corriente para guiar a las larvas veliger hacia abajo y fuera del tamiz como se muestra en la ilustración (Figura 40).



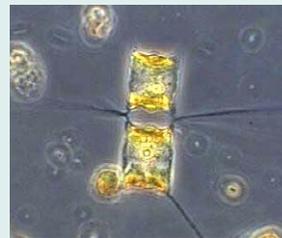
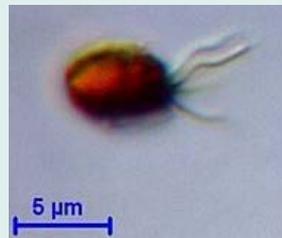
**PASO 3** – Una vez que las larvas se transfieren al nuevo tanque, obsérvelas mientras vuelven a estar en suspensión. Compruebe que el aire es suave pero lo suficientemente alto como para mantener las larvas en suspensión con sus lóbulos extendidos. A veces será necesario subir un poco el aire hasta que tengan sus lóbulos extendidos, y luego se vuelve a bajar el aire. Una vez que las larvas están completamente dispersas, se les alimenta con microalgas y se cubre el tanque con una tapa.

## 4.12 ALIMENTACIÓN DE LAS LARVAS

Las larvas veliger nacen con reservas de su yema y comienzan a alimentarse de microalgas unicelulares entre seis y ocho horas después de la eclosión. Por lo tanto, para aumentar la supervivencia y el vigor de las larvas, hay que alimentarlas a la mañana siguiente de su eclosión. A partir de ese momento, hay que alimentar a las larvas diariamente y se recomienda hacerlo poco después de los cambios de agua, ya que esto las estimula a nadar y a alimentarse activamente. Consulte el Capítulo 6: Cultivo de microalgas, para más detalles.

**Nota:** Las dos especies preferidas de microalgas (fitoplancton) que se cultivan para alimentar a las larvas son:

- Caicos *Isochrysis* o Tahitian *Isochrysis galbana* (Iso), un alga flagelada que se alimenta todos los días del ciclo larvario.
- *Chaetoceros gracilis* (Cg), una diatomea que se alimenta en los últimos estadios larvarios, normalmente a partir del día 16, cuando las larvas veliger tienen unos 900  $\mu\text{m}$ .

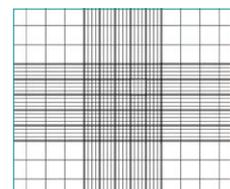


**PASO 1** – Antes de alimentar a las larvas, es necesario tener en cuenta la edad, la etapa de desarrollo, el color del intestino, la cantidad de alimento y las fechas de cambio de agua. Tenga en cuenta lo siguiente:

- ¿Se están desarrollando de acuerdo con las etapas?
- ¿Tienen un aspecto saludable?
- ¿Están sus glándulas digestivas llenas de microalgas de color dorado a marrón oscuro?
- ¿Tienen cadenas de moco fecal como señal de que fueron sobrealimentados el día anterior?
- ¿Se cambió el agua el día anterior?



**PASO 2** – Todos los días se hacen recuentos de células (ver página 61) utilizando un **hemocitómetro**, para los cultivos de microalgas que alimentarán a las larvas. Estos recuentos, junto con las observaciones del Paso 1, se utilizan para determinar la cantidad de microalgas que se necesita para alimentar a las larvas en cada tanque.





**PASO 3** – Una vez realizado el recuento de células, consulte el cuadro de alimentación diaria de microalgas (ver Sección 4.13; Cuadro 6) para rellenar la **hoja de datos de alimentación de microalgas** (Cuadro 5).

CUADRO 5

**Hoja de datos sobre la alimentación con microalgas**

Número de masa de huevos/Número de lote de larvas: 1 – 06/18/2020

Fecha	Tanque larval (número)	Edad larval (días)	Tipo de algas (Iso o Cg) y número de cultivo	(A) Tamaño del tanque de larvas (ml)	(B) Células de algas necesarias por ml de agua del tanque	(C) Recuento de células de algas (células/ml)	(D) Total de células de algas necesarias para cada tanque de larvas (A x B)	(E) Mililitros para alimentar el tanque de larvas (D/C)
23/06/20	2	1	Iso 6.19-A	68 000 $68 \times 10^3$	5 000 $5 \times 10^3$	6 000 000 $6 \times 10^6$	340 000 000 $340 \times 10^6$	57,7 57 ml
13/07/20	2	21	Iso 7.09-A	68 000 $68 \times 10^3$	10 000 $10 \times 10^3$	6 000 000 $6 \times 10^6$	680 000 000 $680 \times 10^6$	113 113 ml
23/06/20	2	21	Cg 7.09-A	68 000 $68 \times 10^3$	5 000 $5 \times 10^3$	4 000 000 $4 \times 10^6$	340 000 000 $340 \times 10^6$	85 85 ml



**PASO 4** – Las larvas se alimentan después de un cambio de agua y los tanques que no están programados para un cambio de agua también reciben microalgas para alimentar a las larvas en este momento.



**PASO 5** – Vierta la cantidad correcta de cultivo de microalgas (por ejemplo: 57 ml) del matraz que se utilizó para el recuento de células (por ejemplo: Iso 6.19-A) en un vaso de precipitados graduado. Vierta lentamente el contenido del vaso de precipitados en el tanque de larvas correspondiente, con un movimiento circular alrededor del tubo vertical. Las burbujas de aire ascendentes del elevador de aire ayudarán a dispersar el cultivo de microalgas por todo el tanque. Alimente a las larvas sólo una vez al día. Repita el proceso de alimentación todos los días hasta que las larvas sean competentes para la metamorfosis.

### 4.13 ALIMENTACIÓN DIARIA DE MICROALGAS

El Cuadro 6 de alimentación se utiliza para determinar la cantidad de microalgas que hay que suministrar a las larvas veliger en cada tanque de larvas de 68 litros.

CUADRO 6

Hoja para estimar el volumen de microalgas para alimentar a las larvas veliger del caracol rosado

Edad de la larva veliger	Recuento de células Iso en el tanque de larvas (células/ml)	Recuento de células Cg en el tanque de larvas (células/ml)	Total de células Iso alimentadas diariamente por tanque	Recuento de células Iso en el tanque de larvas (células/ml)
Día 1	2 500		170 000 000	
Día 2 (cambio de agua)	5 000		340 000 000	
Día 3	2 500		170 000 000	
Día 4 (cambio de agua)	6 000		408 000 000	
Día 5	3 000		204 000 000	
Día 6 (cambio de agua)	6 000		408 000 000	
Día 7	3 000		204 000 000	
Día 8 (cambio de agua)	7 000		476 000 000	
Día 9	3 500		238 000 000	
Día 10 (cambio de agua)	7 000		476 000 000	
Día 11	3 500		238 000 000	
Día 12 (cambio de agua)	8 000		544 000 000	
Día 13	4 000		272 000 000	
Día 14 (cambio de agua)	8 000		544 000 000	
Día 15	4 000		272 000 000	
Día 16 (cambio de agua)	9 000	3 000	612 000 000	204 000 000
Día 17	4 500		306 000 000	
Día 18 (cambio de agua)	9 000	3 000	612 000 000	204 000 000
Día 19	4 500		306 000 000	
Día 20 (cambio de agua)	10 000	5 000	680 000 000	340 000 000
Día 21	5 000		340 000 000	



## 5. Metamorfosis

### DE VELIGER A CARACOL

Hacia los días 18 a 21, las larvas veliger deberían empezar a mostrar signos de **competencia**, pero no realizarán la metamorfosis sin una **señal** natural, como la presencia de su alimento. En la naturaleza, esta señal son las epífitas compuestas por diatomeas bentónicas que cubren las hojas de hierba marina, las macroalgas y la arena. Las epífitas hacen que las larvas se instalen en las praderas marinas, su hábitat juvenil.

Cuando las larvas veliger son metamórficamente **competentes**, tienen un comportamiento de “nadar y gatear”. Siguen teniendo sus lóbulos y pueden seguir nadando o derivando, pero también pueden utilizar su pie para probar el sustrato y ver si es el lugar adecuado para asentarse.

Este capítulo mostrará cómo guiar a las larvas veliger a través de esta transformación clave (Figura 41).



### 5.1 CAMBIOS MORFOLÓGICOS Y DE COMPORTAMIENTO

Cuando los caracoles pasan por la metamorfosis, se producen muchos cambios en su método de movimiento, alimentación y respiración (Cuadro 7 y Figura 42). Durante estos cambios, las larvas veliger utilizan mucha energía, por lo que es importante asegurarse de que estén bien alimentadas y cuidadas antes de la metamorfosis. Por ejemplo, unos días antes de la competencia, se alimenta a las crías con la **diatomea** *Chaetoceros gracilis*, rica en lípidos, para darles energía extra. En el Cuadro 7 se ilustran los principales cambios que experimentan los caracoles en su transición de larvas a caracoles bentónicos.

CUADRO 7

**Cambios de comportamiento entre las larvas y el caracol bentónico**

	Larva	Caracoles bentónicos
<b>Cambios en el movimiento</b>	Nada con los lóbulos. (Los lóbulos en la larva veliger se acortan, se arrugan y acaban siendo absorbidos o desechados durante la metamorfosis).	Se arrastran con el pie.
<b>Cambios en la alimentación</b>	Colección de células de microalgas (fitoplancton) con lóbulos.	Desarrollo de la masa bucal para formar el hocico, también conocido como probóscide, utilizado para pastar epífitas.
<b>Cambios en la respiración</b>	Intercambio de oxígeno con los lóbulos. El corazón de la larva y el corazón del adulto laten.	Las branquias, también conocidas como ctendium, son totalmente funcionales. El corazón larvario deja de funcionar y el corazón adulto late con fuerza.
<b>Otros cambios en la morfología</b>	Los ojos están en la base de los tentáculos. El pie tiene un opérculo de larva y un opérculo de garra de adulto. El pie y el cuerpo tienen manchas de pigmento naranja y verde.	Los ojos han migrado parcialmente hacia arriba en los tentáculos. El opérculo adulto se convierte en una garra más dura y prominente sobre la región del pie. Todas las manchas de pigmentación del pie y del cuerpo se han vuelto de color verde oscuro/negro.
<b>Cambios en el caparazón</b>	La concha tiene un color uniforme y cubierta con pocos escombros.	Se producen manchas en el exterior de la concha. La concha se vuelve pegajosa y acumula escombros, filamentos de algas y diatomeas.

FIGURA 42

**Transformación física de las larvas y aparición del pie en el caracol bentónico****5.2 PREPARACIÓN DE LAS INDICACIONES DE LA METAMORFOSIS**

El extracto de algas de la **macroalga** roja, *Laurencia poitei*, o una pequeña dosis de peróxido de hidrógeno son señales fiables que desencadenan la metamorfosis en el entorno de la incubadora. Estas señales deberían inducir aproximadamente el 75% de las larvas veliger a iniciar su metamorfosis. El éxito en un lote de larvas depende de la uniformidad del cultivo de larvas. Por lo tanto, es importante eliminar las larvas de crecimiento lento durante los cambios de agua. Además, hacer una prueba con un pequeño grupo de larvas veliger antes de inducir todo el tanque de larvas garantizará que el cultivo esté listo para la metamorfosis.

La *Laurencia poitei* es una macroalga arbustiva de color rojo con ramas de puntas nudosas. El extracto de *Laurencia* se hace a mano. Empiece por recoger los tallos gruesos de color marrón rojizo más viejos de la macroalga de las praderas marinas poco profundas y arenosas en bolsas de malla como las de buceo. Los tallos más jóvenes, de color amarillo-anaranjado, son ligeramente tóxicos para las larvas y provocarán la metamorfosis de un bajo porcentaje de ellas.



En el criadero, las frondas de macroalgas se enjuagan suavemente con agua de mar y se clasifican para eliminar los trozos de coral, las esponjas, el exceso de arena y otras especies de algas. El limo o las epifitas de las ramas de macroalgas son parte de la señal para la metamorfosis, por lo tanto, no hay que limpiarlas demasiado.



En una batidora industrial, se mezcla una proporción de 2 g de *Laurencia* por 1 ml de agua de mar durante aproximadamente dos minutos. La solución se congela durante un mínimo de dos días para lisar, o reventar, las células y liberar el compuesto molecular asociado a las algas.



La solución congelada se descongela durante la noche, se filtra a través de una malla de poliéster de 200  $\mu\text{m}$  y el extracto resultante se vuelve a congelar. Este filtrado se realiza normalmente apretando la solución mezclada descongelada a mano con la malla de la pantalla. El extracto se recoge en 10 pequeños recipientes de 500 ml para facilitar su uso posterior.



**Nota:** Con 5 kg de macroalgas recolectadas se obtienen 8 L de mezcla, los cuáles producen aproximadamente 3,75 L de extracto.

### Para determinar la potencia del extracto, se realizan un conjunto de pruebas:

Antes de utilizar cualquier nuevo lote de extracto de *Laurencia* a gran escala, se determina la dosis colocando 25 larvas veliger metamórficos competentes en tres concentraciones diferentes de extracto: 7, 10, 15 ml de extracto de *Laurencia*/L de agua de mar durante cuatro horas.

Este conjunto de pruebas puede realizarse en pequeños vasos triples de polipropileno de 50 o 100 ml. Después de sacar la concha del extracto, se determina el porcentaje de metamorfosis utilizando un microscopio de disección. Se considera que un mínimo de 60% de metamorfosis es efectivo para

► **Continuación**

seleccionar una determinada dosis de extracto de *Laurencia* para su uso a gran escala. El conjunto de pruebas sólo tiene que hacerse una vez para cada nuevo lote de extracto.

**Nota:** Una manera más rentable es exponer a las larvas veliger competentes a una solución suave de peróxido de hidrógeno de grado farmacéutico al 3% (0,06 ml de  $H_2O_2$ /1 L de agua de mar) durante cuatro horas. Aunque este es una señal eficaz, puede haber un margen de error al preparar la solución, ya que se utiliza en una concentración tan baja. Si se selecciona esta señal, debe realizarse un conjunto de pruebas a las larvas veliger con la señal de peróxido de hidrógeno antes de inducir todo el cultivo.

### 5.3 PREPARADOS PARA LA METAMORFOSIS

Las larvas veligers necesitan pasar de la fase de natación a la fase bentónica y esto supone una gran transición para ellos. Si las larvas veliger no están lo suficientemente desarrollados, o lo están demasiado, no podrán completar la metamorfosis y morirán. Sólo hay una ventana de cinco días en la que pueden ser inducidos con éxito, normalmente a partir del día 21.



**PASO 1** – A partir de la Etapa 4, utilice el microscopio para ver si la mayoría de las larvas tienen signos de estar preparadas para la metamorfosis. Si no están listas, vuelva a comprobarlo cada día hasta el día 21 o más. Si las larvas están preparadas (Etapa 5), retire el extracto de *Laurencia* del congelador si éste es el indicio que se utiliza para inducir la metamorfosis. En caso contrario, asegúrese de que se ha comprado peróxido de hidrógeno en la farmacia.

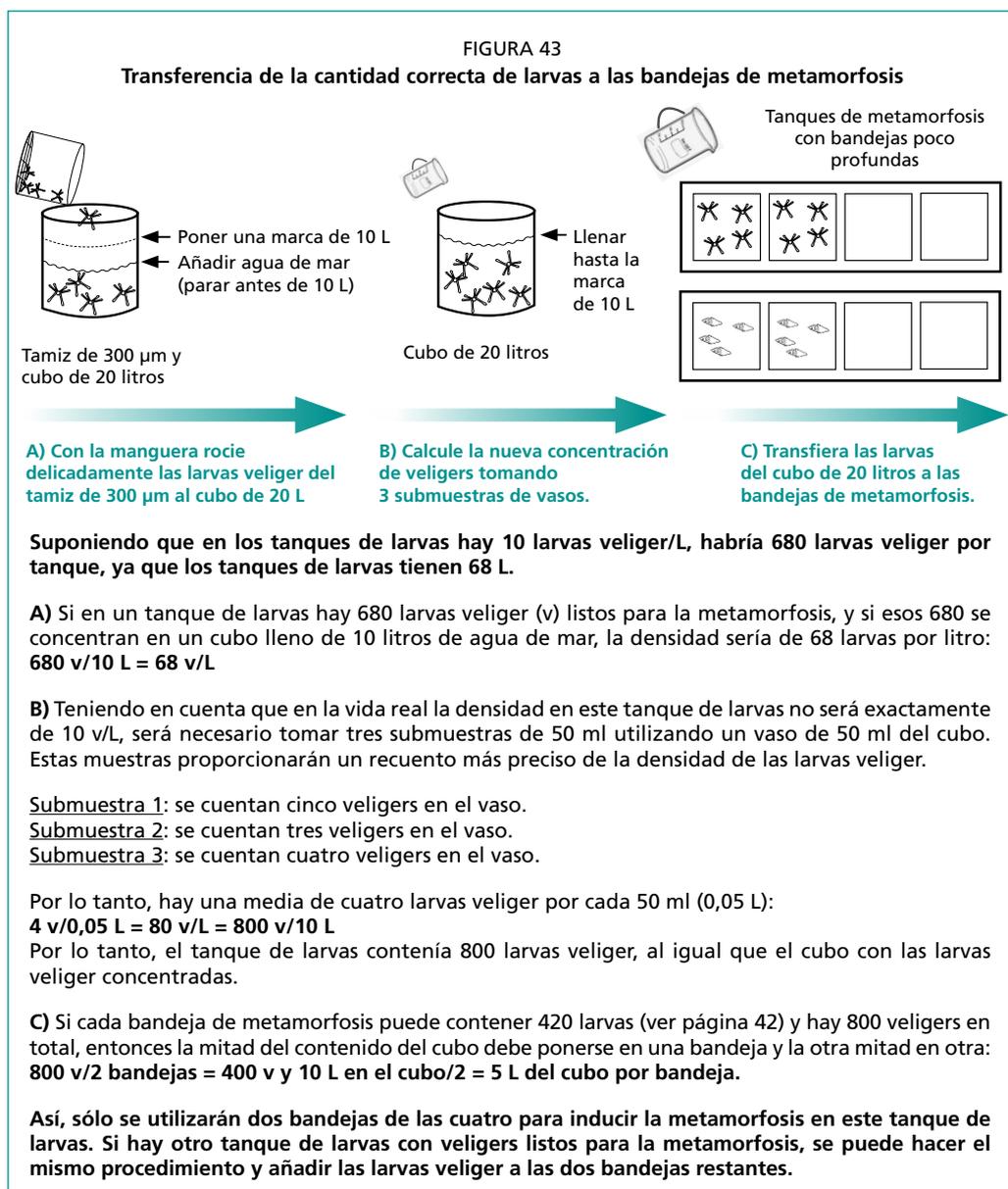


**PASO 2** – Cuando las larvas parezcan competentes, pruebe a poner una muestra de larvas para estar absolutamente seguro de que están listas. Desnude la superficie del tanque de larvas con un pequeño tamiz hasta que se recojan 10–20 larvas. Exponerlas al peróxido de hidrógeno o al extracto de *Laurencia* en la dosis preferida durante cuatro horas. Si entre el 60 y el 75% de las larvas realizan la metamorfosis, preparar todo el tanque de larvas para inducirlo al día siguiente. Si un bajo porcentaje de larvas se metamorfosea, vuelva a probar al día siguiente y posiblemente al día siguiente.



**PASO 3** – Prepare los tanques de metamorfosis (38 L cada uno) llenándolos con 28 L de agua de mar filtrada y esterilizada por rayos UV y la dosis correcta de extracto de *Laurencia* o peróxido de hidrógeno. Mezcle bien la solución con las manos y, a continuación, coloque en el tanque cuatro bandejas de malla poco profundas (250  $\mu$ m) con una superficie de 30 × 40 cm (0,12 m<sup>2</sup> o 1,3 pies<sup>2</sup>) cada una. Los tanques ya están listos para recibir a las larvas veliger competentes.

**PASO 4** – Las larvas veliger metamórficas competentes se sifonan del tanque de cría de larvas (ver páginas 30–32) y se concentran en 10 L de agua de mar aireada en un cubo de 20 L (5 galones). La nueva densidad se estima con la media de tres submuestras de 50 ml. Mezclar suavemente las larvas veliger en el cubo con un pequeño disco redondo de plástico o fibra de vidrio, y luego utilizar un vaso de precipitados para recoger submuestras para determinar la densidad de los veliger (ver páginas 16–17). La transferencia del número correcto de veligers a las bandejas donde se producirá la metamorfosis se describe en la Figura 43.



## 5.4 INDUCIENDO A LA METAMORFOSIS



**PASO 1** – Las larvas veliger se distribuyen con un vaso graduado de 500 ml o 1 L en el número predeterminado de bandejas del tanque de metamorfosis. Las larvas competentes se reparten a razón de 3 500/m<sup>2</sup> (325/ft<sup>2</sup>), lo que equivale a aproximadamente 420 larvas por bandeja o 1 680 por tanque. Se recomienda mantener las larvas veliger en una luz tenue para imitar la luz más baja que se encontraría cuando se metamorfosean en las praderas marinas. Las larvas suelen dejar de nadar 10–30 minutos después de ser expuestos a la señal de metamorfosis.



**PASO 2** – Después de cuatro o cinco horas, se introduce lentamente el flujo de agua en las bandejas del tanque poco profundas para eliminar la señal del sistema. Aproximadamente entre el 60 y el 75% de las larvas veliger habrán metamorfoseado. Es posible que otros larvas metamorfosean en las siguientes 24 horas, pero no está garantizado. Las larvas veliger no pueden ser reinducidos a su metamorfosis, por eso es tan importante programar cuidadosamente la inducción.



**PASO 3** – Los caracoles recién metamorfoseados se alimentan después de la dilución de la señal. La dilución dura aproximadamente 30 minutos. Ahora son herbívoros bentónicos y, por tanto, no pueden alimentarse de algas planctónicas. En este punto de su ciclo vital, el caracol debe ser alimentado con un **alga floculada** (ver página 65) que puede pastar con su probóscide. En la imagen de la izquierda, se puede ver una fila de caracoles recién metamorfoseados pastando entre las algas floculadas (beige oscuro) desde la esquina inferior derecha hacia el centro de la bandeja.

Consulte la Figura 44 para ver ejemplos de tanques de metamorfosis de aguas poco profundas.

FIGURA 44

Ejemplos de tanques de metamorfosis en aguas poco profundas y bandejas con fondo de malla en un sistema de recirculación. Una pequeña corriente de agua entra en las bandejas en ángulo para crear un movimiento del agua en la bandeja de descenso. La temperatura de cultivo deseada es de 28–30 °C (82–86 °F)



## 5.5 EL CUIDADO DE LA CONCHA METAMORFOSEADA

Después de la metamorfosis, los caracoles se verán como pequeños caracoles rosados bajo el microscopio y crecerán rápidamente durante las tres o cuatro semanas siguientes. Las conchas se mantienen en bandejas de malla en los tanques de metamorfosis hasta que alcanzan un tamaño medio de 3 a 4 mm de longitud de concha. Normalmente, el 50% de los caracoles sobreviven desde la fase de larva veliger competente hasta la fase de post-metamorfosis (4 mm). Para asegurar una buena supervivencia, crecimiento y desarrollo es importante cuidar la concha diariamente. Esto incluye la observación y la alimentación de la concha, y la limpieza de su ambiente que todo será registrado en la **hoja de datos de observación de la concha metamorfoseada** (Cuadro 8). Véase también el Anexo 6.

CUADRO 8

Ficha de observación del caracol metamorfoseado

Fecha	Días después de la metamorfosis	Tamaño semanal de la concha (mm)	Bandejas de pulverización	Restos de alimentos (%)	Alimento por bandeja (ml)	Observaciones generales	Temperatura (°C)
15/07/20	1	1,2	No	10	44	Caracol extendido y activo	28
11/08/20	28	3,5	Sí	0	74	Alimentar más	27

**PASO 1** – Cada día, observe los caracoles en las bandejas de metamorfosis y preste atención a su comportamiento y considere lo siguiente: ¿están dispersos, agrupados en una zona o a lo largo de las paredes de la bandeja? ¿Están activos o aletargados? ¿Necesitan más o menos alimento?



**Nota:** Cada semana se miden 10 caracoles por bandeja utilizando un microscopio de disección con un micrómetro ocular. Cuando los caracoles son pequeños, se utiliza una pipeta con cuentagotas, y a medida que crecen se puede utilizar una pipeta de plástico con el extremo cortado.

**PASO 2** – Compruebe visualmente la densidad de caracoles en las bandejas de metamorfosis para garantizar una densidad óptima para una alimentación y un mantenimiento eficaces. Si la densidad de los caracoles en una bandeja es baja, elimine suavemente los caracoles con una manguera y combínelas en otras bandejas. Algunas bandejas pueden tener una densidad baja debido a una mala inducción de la metamorfosis, a la calidad del agua, a la cantidad de alimento y/o a la contaminación.





**PASO 3** – Antes de la alimentación, utilice una varilla de pulverización de agua de mar para eliminar suavemente cualquier alimento no consumido y las heces, y redistribuya la concha en la bandeja. Cada dos días, los tanques de metamorfosis deberán ser parcialmente vaciados para eliminar cualquier alimento no consumido y heces que puedan haberse acumulado debajo de las bandejas. Los tanques deben entonces ser rellenados con agua de mar filtrada y esterilizada por UV y entonces los caracoles están listos para ser alimentados.

## 5.6 GUÍA DE ALIMENTACIÓN PARA LOS CARACOLES METAMORFOSEADOS

Cada día se alimenta a los caracoles con *Chaetoceros* floculados. Antes de alimentar hay varias observaciones que deben ser tomadas en consideración: la longitud de la concha del caracol, la densidad de caracoles, la mortalidad, la tasa de crecimiento por día, y la cantidad de alimento sobrante. Demasiado alimento en los tanques puede causar que las bacterias florezcan por lo tanto es importante no sobrealimentar; insuficiente alimento y el crecimiento del caracol puede ser atrofiado. Una señal de que no hay suficiente alimento, es observar que la concha se arrastra por los lados de las bandejas en busca de más alimento. El Cuadro 9 es una guía para la alimentación de conchas de 1,0 mm a 4,0 mm. Con una alimentación adecuada, crecerán aproximadamente 0,18–0,22 mm por día.

CUADRO 9

Guía para la alimentación de conchas de 1,0 mm a 4,0 mm

Longitud de la concha (mm)	Estimación* de células totales por caracol y día	Número total de caracoles por bandeja	Número total estimado* de células por bandeja y por día	*Cantidad de algas floculadas necesarias para cada bandeja
1,0–1,2	$6 \times 10^7$	420	$2,5 \times 10^{10}$	44 ml
1,2–2,0	$8 \times 10^7$	250	$2,0 \times 10^{10}$	35 ml
2–3	$12 \times 10^7$	250	$3,0 \times 10^{10}$	53 ml
3–4	$20 \times 10^7$	210	$4,2 \times 10^{10}$	74 ml

\* Cantidad de células de algas floculadas necesarias para cada bandeja suponiendo un recuento celular inicial de  $6 \times 10^5$  células por ml antes de la flocación y que el concentrado de flocación llena un recipiente de 1 L.

Utilice la **hoja de datos de alimentación del caracol metamorfoseado** para llevar la cuenta del volumen de células de algas floculadas necesarias para alimentar al caracol metamorfoseado diariamente (Cuadro 10).

CUADRO 10

Hoja de datos sobre la alimentación del caracol metamorfoseado

Fecha	Días después de la metamorfosis	Número de células/caracol/ día	Células (antes de la flocación)	Células (después de la flocación)	Número de conchas	Total de células necesarias	Cantidad de alimento por bandeja (ml)
15/07/20	1	$6 \times 10^7$	$6 \times 10^6$	$57 \times 10^{10}$	420	$2,5 \times 10^{10}$	44
11/08/20	28	$20 \times 10^7$	$6 \times 10^6$	$57 \times 10^{10}$	210	$4,2 \times 10^{10}$	74

## 5.7 ALIMENTACIÓN DE LAS CONCHAS RECIÉN METAMORFOSEADAS (0–2 SEMANAS DE EDAD)

Los caracoles recién metamorfoseados son alimentados con  $6 \times 10^7$  células/caracol/día de *Chaetoceros* floculados y la cantidad de alimento aumentará con el tiempo. La concentración y el volumen de las microalgas floculadas para alimentar al caracol deben determinarse a partir del recuento de células del cultivo de *Chaetoceros* antes de la floculación. En el cuadro de abajo hay un ejemplo de los cálculos usados para determinar la cantidad para alimentar a los caracoles recién metamorfoseados:

**Asumiendo que el recuento de células de *Chaetoceros* sea:  $6 \times 10^6$  células/ml**

**Cantidad de caracoles por bandeja: 420**

**Cantidad necesaria de alimento para los caracoles:  $6 \times 10^7$  células/concha/día**

= (420 caracoles por bandeja) x ( $6 \times 10^7$  células por concha y día)

=  $2\,520 \times 10^7$  células

=  $2,5 \times 10^{10}$  células

**Este es el número total de células que alimentan a las 420 caracoles en una bandeja durante un día.**

**Sabiendo que un tubo solar de 95 L de microalgas antes de la floculación tiene un recuento de células de  $6 \times 10^6$  células/ml:**

= ( $6 \times 10^6$  células/ml) x (95L x 1 000 ml/L)

= ( $6 \times 10^6$  células/ml) x ( $9,5 \times 10^4$  ml)

=  $57 \times 10^{10}$  células

**Esta es la cantidad de células en un tubo solar de 95 L. Todas estas células se han concentrado mediante el proceso de floculación y ahora caben en un recipiente de 1 L.**

**¿Cuántos ml de microalgas floculadas del recipiente de 1 litro hay que dar a los caracoles en cada bandeja de metamorfosis?**

$57 \times 10^{10}$  células/1 000 ml (el volumen del recipiente de 1 L)

=  $0,057 \times 10^{10}$  células/ml

= ( $2,5 \times 10^{10}$  células necesarias para alimentar la bandeja de caracoles)/( $0,057 \times 10^{10}$  células/ml del recuento de células floculadas en el contenedor de 1 L)

= 44 ml de microalgas floculadas

**Por lo tanto, se deben utilizar 44 ml de microalga floculada en el recipiente de 1 L para alimentar a los caracoles en cada bandeja de metamorfosis.**

44 ml x 8 bandejas

= 352 ml totales para la alimentación

**Por lo tanto, se necesitan 352 ml de microalga floculada en el recipiente de 1 L para alimentar a los caracoles en las ocho bandejas de metamorfosis, si ambos tanques están llenos de caracoles.**

## 5.8 ALIMENTACIÓN DE LAS CONCHAS POST METAMORFOSEADAS (2–4 SEMANAS DE EDAD)

Entre las dos y cuatro semanas después de la metamorfosis, la cantidad de alimento aumenta hasta  $20 \times 10^7$  células/caracol/día. Aquí hay un ejemplo de los cálculos usados para determinar que cantidad se necesita para alimentar al caracol post metamorfosis, es decir de 3–4 semanas después de la metamorfosis.

**Asumiendo que el recuento de células sea:**  $6 \times 10^6$  células/ml

**Caracoles por bandeja (suponiendo una tasa de supervivencia del 50%:**  $420 \times 0,50$  de supervivencia) = 210 caracoles por bandeja

**Necesidades de alimentación de los caracoles:**  $20 \times 10^7$  células/día

= (210 caracoles por bandeja) x ( $20 \times 10^7$  células por concha y día)

=  $4\,200 \times 10^7$  células

=  $4,2 \times 10^{10}$  células

**Este es el número total de células que alimentan a las 210 caracoles en una bandeja durante un día.**

**Sabiendo que un tubo solar de 95 L de microalgas antes de la floculación tiene un recuento de  $6 \times 10^6$  cells/ml:**

= ( $6 \times 10^6$  células/ml) x (95 L x 1 000 ml/L)

= ( $6 \times 10^6$  células/ml) x ( $9,5 \times 10^4$  ml)

=  $57 \times 10^{10}$  células

**Esta es la cantidad de células en un tubo solar de 95 L. Todas estas células se han concentrado mediante el proceso de floculación y ahora caben en un recipiente de 1 L.**

**¿Cuál es el nuevo recuento de células (células/ml) en el recipiente concentrado de 1 L (1 000 ml)?**

$57 \times 10^{10}$  células/1 000 ml (el volumen del recipiente de 1 L)

=  $0,057 \times 10^{10}$  células/ml

= ( $4,2 \times 10^{10}$  células necesarias para alimentar a la bandeja de caracoles)/( $0,057 \times 10^{10}$  células/ml del recuento de células floculadas en el contenedor de 1 L)

= 74 ml de microalgas floculadas

**Por lo tanto, se deben utilizar 74 ml de la microalga floculada del volumen de 1 L para alimentar al caracol en una bandeja de metamorfosis.**

74 ml x 8 bandejas

= 592 ml totales para la alimentación

**Por lo tanto, se necesitan 352 ml de microalga floculada en el recipiente de 1 L para alimentar a los caracoles en las ocho bandejas de metamorfosis, si ambos tanques están llenos de caracoles.**

## 6. Cultivo de microalgas

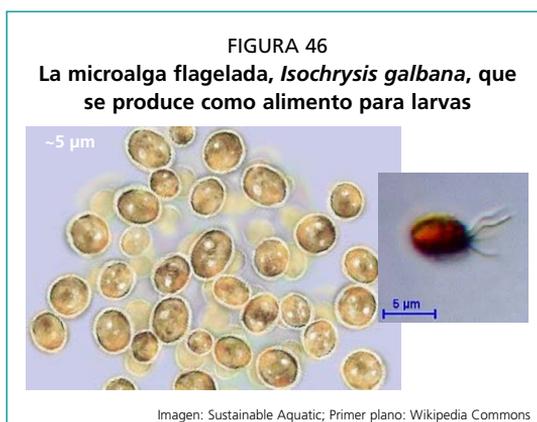
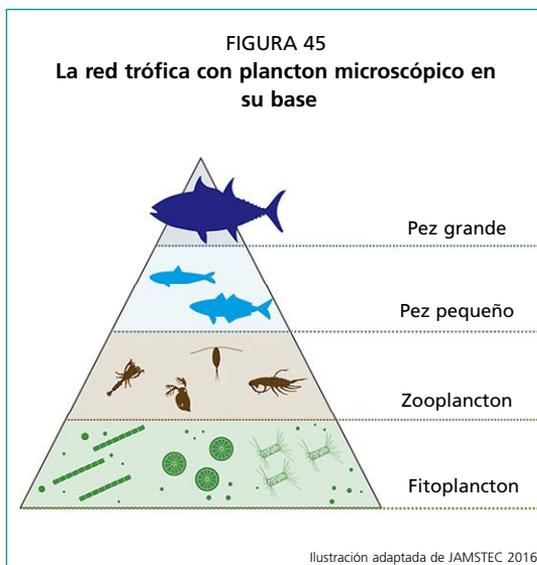
Como se mencionó en el Capítulo 4: Crianza de las larvas, las larvas veliger del caracol rosado se alimentan de **fitoplancton** - también conocido como microalgas - durante todo su ciclo larvario.

El fitoplancton es un alga microscópica que vive en ambientes marinos. Estos organismos no pueden verse a simple vista, pero son la base de la red alimentaria de los océanos y producen aproximadamente el 80% del oxígeno del mundo (Figura 45).

*Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* son dos de las muchas especies de fitoplancton, y son la fuente de alimento preferida de los caracoles.

*Isochrysis galbana* es un flagelado de color marrón dorado, lo que significa que tiene dos colas (flagelos) y se mueve en espiral. Se alimenta a las larvas veliger exclusivamente hasta el día 16, y en el día 18 se añade a la dieta el *Chaetoceros gracilis* (Figuras 46 y 47).

*Chaetoceros gracilis* es una diatomea, lo que significa que contiene *silice* en sus paredes celulares. En condiciones de calma forman cadenas, pero en los sistemas aireados de los criaderos suelen verse individualmente o en parejas.



## 6.1 COMPRENDER LA DISPOSICIÓN Y LOS RECIPIENTES

Para tener un suministro constante de alimento para las larvas y caracoles juveniles, una sección del criadero está destinada al cultivo de microalgas. Hay cuatro tipos de recipientes en la sala de microalgas: tubos de ensayo, matraces, garrafas y tubos solares (del más pequeño al más grande) (Figura 48). Cada uno de ellos desempeña un papel importante en la secuencia de inoculación conocida como “escalado”.

FIGURA 48  
Plano de un pequeño criadero de conchas que incluye una sección de microalgas

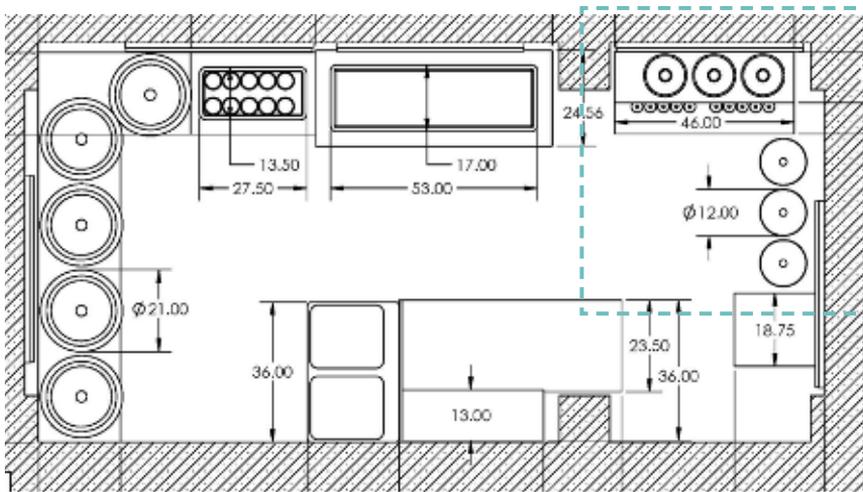


Ilustración: K. Russ



Garrafas: 20 L



Matraces: 125 ml (izquierda) y 1 000 ml (derecha)

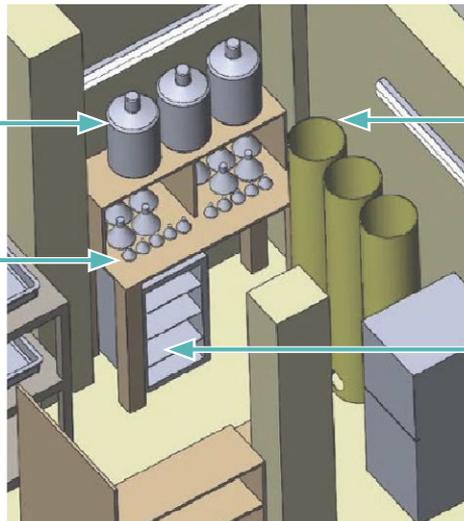
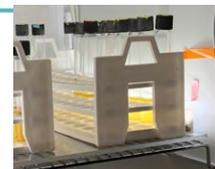


Ilustración: K. Russ



Imagen: Solar Components Corp.

Tubos solares: 95 L (izquierda) y 250 L (derecha)



Tubos de ensayo: 25 ml (dentro de la incubadora)

## 6.2 RECIPIENTES Y ACCESORIOS

Cada **placa de agar** contiene el cultivo iniciador de microalgas. Véase el Anexo 2: Fuentes de suministro de material para el criadero.



Los tubos de ensayo se guardan en gradillas y se cubren con tapones de rosca o de presión. Cada tubo de ensayo tiene 25 ml y es de vidrio (Pyrex o Kimex). Se necesitan aproximadamente 50 tubos de ensayo con tapones.



Los pequeños matraces Erlenmeyer son de 125 ml cada uno y están hechos de vidrio (Pyrex o Kimex). Cada matraz está cubierto con una tapa de plástico (polipropileno) de 50 ml como se muestra en esta foto. Se necesitarán dieciocho de estos matraces con tapa.



Los matraces Erlenmeyer grandes tienen 1 000 ml cada uno y son de vidrio (Pyrex o Kimex). Cada matraz está cubierto con una tapa de plástico (polipropileno) de 100 ml. El uso de aireación mejora el crecimiento de las microalgas. Se necesitarán 18 de estos matraces y tapas.





Las garrafas de plástico son de 20 L cada una y se necesitan tres. Tendrán un tapón de plástico (polipropileno) de 250 ml adaptado para encajar el tubo de aireación como se muestra en esta foto. El tubo flexible de aireación se conecta en el interior de la garrafa a un tubo de plástico rígido para distribuir el aire por todo el recipiente. Véase más abajo para más detalles (Figura 49).

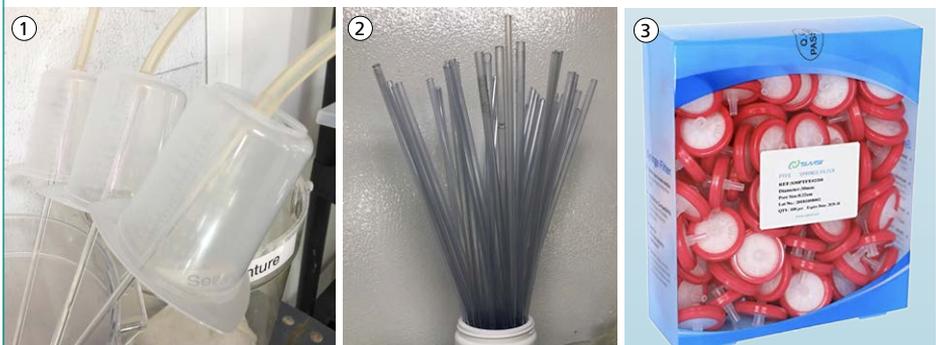


Los tubos solares de fibra de vidrio son de 95 L cada uno y se necesitan tres. Tienen un fondo cónico y una tapa plana de plástico adaptada con un agujero para el tubo de aireación. El tubo flexible de aireación se lleva casi hasta el fondo del tubo solar y un peso de porcelana lo mantiene en su sitio.

La aireación utilizada en las garrafas y los tubos solares permite que las células densamente empaquetadas circulen constantemente por los recipientes. Esto garantiza que las células estén expuestas a la luz de manera uniforme y, por tanto, que todas tengan la oportunidad de realizar la fotosíntesis (Figura 49).

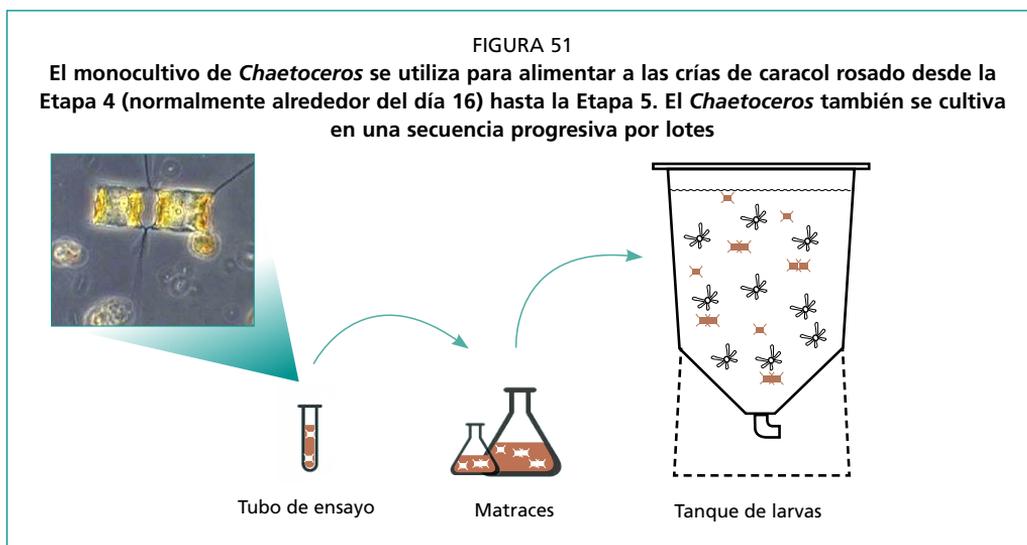
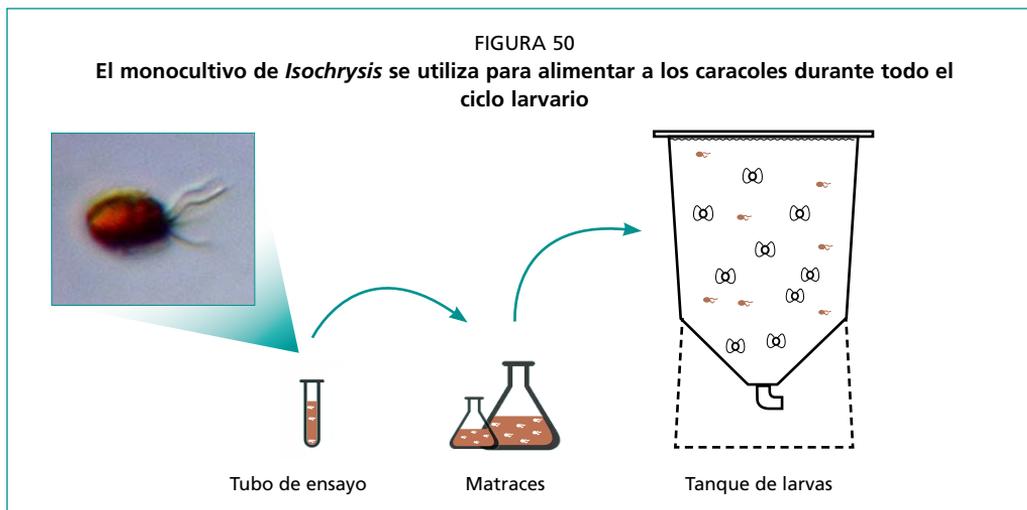
FIGURA 49

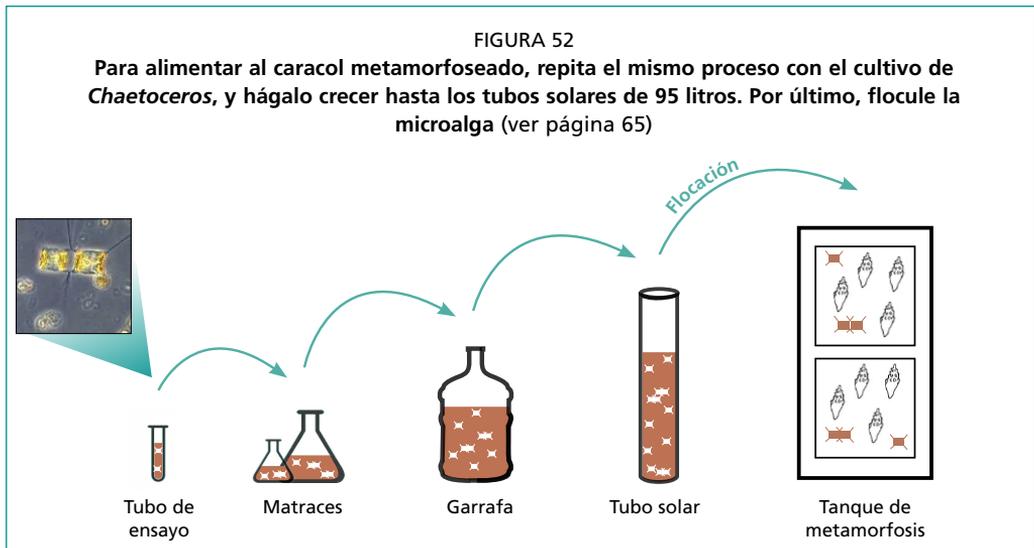
**Equipo de laboratorio utilizado para proporcionar aireación a los cultivos de microalgas**  
**(1) Montaje de aireación para las garrafas. (2) Primer plano de los tubos rígidos.**  
**(3) Filtros de aire**



### 6.3 VISIÓN DE CONJUNTO DE LA AMPLIACIÓN

El proceso de “escalado” se describe más formalmente como un cultivo por lotes progresivo. Comienza con células individuales que se multiplican exponencialmente en millones de células idénticas a medida que se transfieren a recipientes progresivamente más grandes. Así es como se cultivan *Isochrysis* y *Chaetoceros*. Cada una de estas especies de microalgas se cultiva por separado, es decir como monocultivo (Figuras 50, 51 y 52).

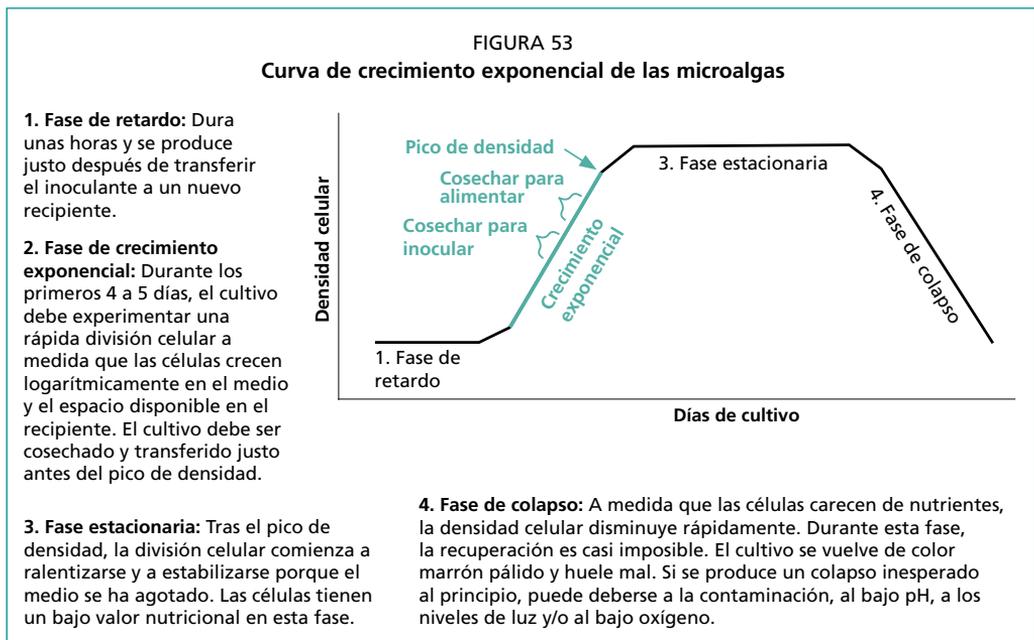




## 6.4 CURVA DE CRECIMIENTO EXPONENCIAL

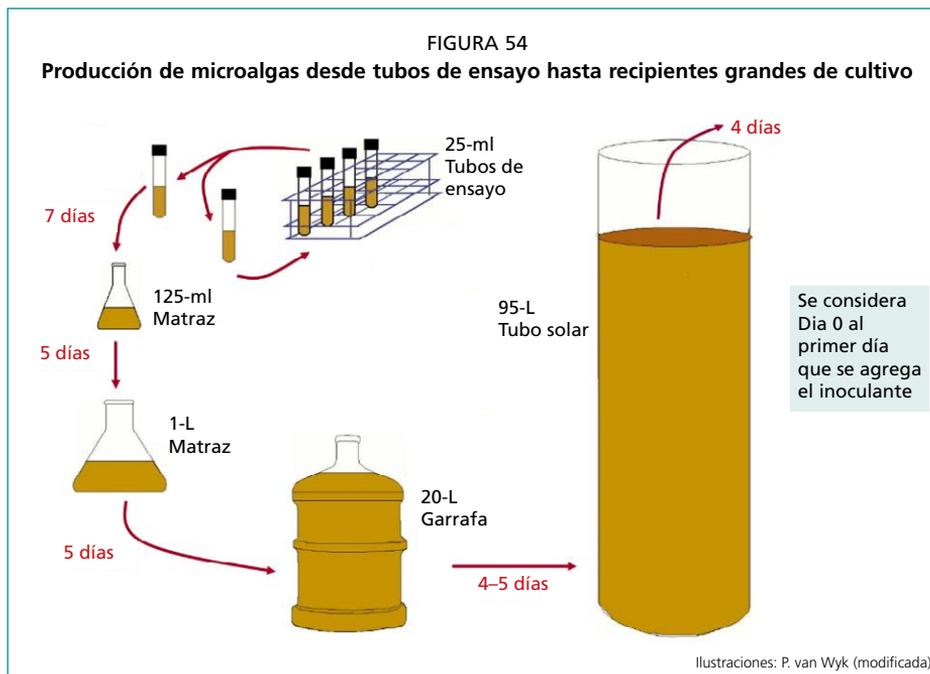
Los monocultivos de microalgas siguen la curva de crecimiento representada a continuación, empezando por la fase de retardo (Figura 53). Si se deja solo, alcanzará una fase estacionaria (determinada por el tamaño del recipiente y la cantidad de **medio** disponible), y finalmente se colapsará.

Es importante entender esta curva de crecimiento porque el momento óptimo para cosechar las microalgas es durante la fase de crecimiento exponencial, cuando tiene su mayor valor nutricional. Coseche las microalgas para alimentar a las larvas veliger o como parte del escalado para el cultivo por lotes progresivo.



### 6.5 INOCULACIÓN: DETALLADA

Las microalgas cultivadas en cada recipiente de cultivo sirven como inoculante para el siguiente recipiente más grande, hasta que se alcanza la cantidad de células necesarias para la alimentación en la fase de crecimiento exponencial (Figura 54).



La regla general para la ampliación es utilizar un 10% de inoculante para los recipientes más pequeños y un 5–7% para los recipientes más grandes. Este nivel de inoculación da lugar a un crecimiento exponencial más rápido y los cultivos son menos propensos a la contaminación. La inoculación comienza con un cultivo de reserva puro, que se utiliza para hacer la reserva de reserva y la reserva de trabajo (Cuadro 11).

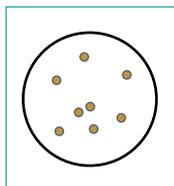
CUADRO 11

**La ampliación en la producción de microalgas**

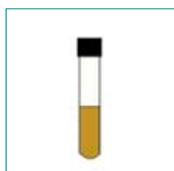
Tipo de recipiente	Tamaño del recipiente	Contenido en los recipientes + cultivo	Inoculante necesario	Recipiente receptor
Tubo de ensayo P	25 ml	10 ml	1 ml	Tubo de ensayo de material puro (P) Tubo de ensayo de material de trabajo (T)
Tubo de ensayo W	25 ml	20 ml	10 ml	Matraz de 125 ml (90 ml de medio)
Matraz	125 ml	100 ml	100 ml	Matraz de 1 000 ml (900 ml de medio)
Matraz	1 000 ml	1 000 ml	1 000 ml	Garrafa de 16 L (15 L de medios)
Garrafa	20 L	16 ml	5 L	Tubo solar (85 L de medio)
Tubo solar	95 L	90 ml	–	Flocular

## 6.6 PROGRAMA DE PRODUCCIÓN

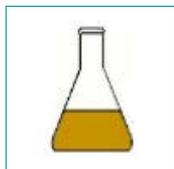
El programa de producción de microalgas se determina conociendo la cantidad máxima de microalgas que se necesita para alimentar a las larvas veliger y al caracol metamorfoseado. Se aconseja cultivar una cantidad extra en caso de crecimiento lento o de colapso. Los cultivos deben comenzar al menos tres semanas antes de traer las primeras masas de huevos, y se cultivan en un ciclo repetitivo durante toda la fase de incubación.



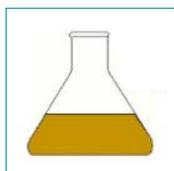
Cada monocultivo puro llega en placas de agar y/o en tubos de ensayo, que deben colocarse en la incubadora. Al día siguiente, las células de un recipiente (placa de agar o tubo de ensayo) deben transferirse a dos tubos de ensayo: (1) Uno para un cultivo puro (que sirve de reserva); se inocula una vez por semana; y (2) Uno para un cultivo de trabajo.



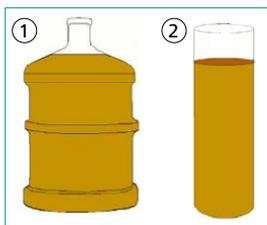
Durante la mayor demanda de alimentación (día 21) inocule un tubo de ensayo de 25 ml cada dos días y dos tubos de ensayo de 25 ml cada dos días. Se necesitará un total de 10 tubos de ensayo en cultivo, ya que el cultivo tarda siete días en alcanzar la densidad máxima para la inoculación en el matraz de 125 ml. Esto se hace tanto para *Isochrysis* como para *Chaetoceros*.



Para *Isochrysis* durante la mayor demanda de alimentación (día 21), inocule un matraz de 125 ml cada dos días y dos matraces de 125 ml cada dos días con una probeta por matraz. Se necesitarán hasta siete matraces en cultivo, ya que se tarda cinco días en alcanzar la densidad máxima para la inoculación en el matraz de 1 L. Para *Chaetoceros*, durante la mayor demanda de alimentación (día 21), inocule un matraz de 125 ml por día. En total se necesitarán cinco matraces a la vez.



Para *Isochrysis* durante la mayor demanda de alimentación (día 21), inocule un matraz de 1 L cada dos días y dos matraces de 1 L cada dos días con un matraz de 125 ml por matraz de 1 L. Se necesitarán hasta siete matraces en cultivo ya que se necesitan cinco días para alcanzar la densidad máxima de alimentación de las larvas. Para *Chaetoceros* durante la mayor demanda de alimentación (día 21) inocule un 1 L por día con un matraz de 125 ml. Esto significa que se necesitarán cinco matraces en cultivo a la vez. Se utilizarán para alimentar a las larvas veliger y para inocular las cubetas.



Inocule una garrafa (1) de *Chaetoceros* cada cuatro días con un matraz de 1 L por garrafa. En total, se necesitarán tres garrafas para inocular los tubos solares.

Para *Chaetoceros*, inocule tres tubos solares (2) cada cuatro días con una garrafa. En el momento de máxima densidad (4–5 días) las microalgas se flocularán para alimentar a los caracoles metamorfoseados.

## 6.7 LIMPIEZA Y ESTERILIZACIÓN DE RECIPIENTES

Al comenzar los cultivos de microalgas y al transferir el inoculante de un recipiente a otro, es importante pensar siempre en la limpieza y la esterilización.

### Técnicas de limpieza para:

#### 1. Material de vidrio (tubos de ensayo, matraces y pipetas)

Utilice un pequeño cepillo para tubos de ensayo o matraces para lavar los recipientes y los tapones con alconox líquido, enjuáguelos con agua dulce tres veces y déjelos secar, durante un día sería lo óptimo. Después de la inoculación, mantenga las pipetas Pasteur utilizadas en una solución de ácido muriático suave (10 ml de ácido/L de agua dulce), enjuáguelas con agua dulce y déjelas secar. Para el material de vidrio, la solución de ácido muriático puede conservarse y reutilizarse durante una semana.



#### 2. Plástico y fibra de vidrio (garrafas y tubos solares)

Vierta aproximadamente medio litro de solución de ácido muriático suave (10 ml de ácido/L de agua dulce) en las cubas de hielo y remuévalas. Si es necesario, utilice un cepillo para limpiar los restos de algas. Vierta el contenido, enjuague bien con agua dulce y deje secar. Se puede hacer lo mismo con los tubos solares utilizando dos litros de la solución de ácido suave y una fregona para distribuir la solución. Antes de usarlos, aclárelos con agua de mar.

### Técnicas de esterilización para:

#### 1. Material de vidrio (tubos de ensayo y matraces)

Utilizando un microondas con una mesa giratoria, calentar en el microondas los tubos de ensayo y los matraces tapados sin apretar con su contenido de agua de mar y medios. Deje reposar durante 24 horas antes de inocular las microalgas. Las pipetas de vidrio en bolsas reutilizables pueden introducirse en el microondas. Véase el Anexo 3: Tiempos de microondas para la esterilización de recipientes de vidrio.

#### 2. Plástico y fibra de vidrio (garrafas y tubos solares)

Llenar las garrafas y los tubos solares con agua de mar, clorar (0,5 ml de cloro doméstico/L de agua de mar), tapar y dejar toda la noche. Declorar con vitamina C (0,5 ml de solución de vitamina C/L de agua de mar). Se aconseja preparar la solución madre de vitamina C con antelación: 165 gramos de vitamina C por cada litro de agua dulce. Una vez añadida la vitamina C, encienda la aireación en las cubetas y/o tubos solares. Espere 30 segundos. Utilizando un kit de prueba de cloro para piscinas, asegúrese de que todo el cloro haya desaparecido.

**Para iniciar y/o continuar un cultivo, los recipientes deben estar preparados para recibir el inoculante de microalgas en el siguiente orden:**

**Tubos de ensayo y matraces (material de vidrio)**

1. Limpiar (alconox líquido)
2. Enjuagar tres veces con agua dulce
3. Esterilizar (microondas)
4. Dejar reposar durante un día
5. Añadir el inoculante de microalgas

**Garrafas y tubos solares (plástico/fibra de vidrio)**

1. Limpiar (solución ácida)
2. Llenar con agua de mar
3. Clorar
4. Dejar reposar toda la noche
5. Declorar con vitamina C
6. Añadir el medio
7. Añadir el inoculante microalgal

## 6.8 PREPARACIÓN DE LOS MEDIOS DE CULTIVO

Las microalgas no crecen por sí solas en los recipientes. Necesitan un medio de crecimiento para fomentar la multiplicación de las células. El medio funciona como un fertilizante (nutrientes) y siempre se introduce en los recipientes antes de añadir el inoculante de microalgas. En la naturaleza, las altas concentraciones de nutrientes pueden causar floraciones de algas, que no siempre son deseables. En el cultivo, estos nutrientes están en altas concentraciones para optimizar el crecimiento de las células microalgales. Abajo un ejemplo de los medios que pueden utilizarse (Figura 55):

FIGURA 55

**Guía de instrucciones de los paquetes de masa de cultivo de microalgas (Pentair Aquatic Eco-systems y Florida Aqua Farms)**



El "Microalga Grow Mass Pack" es una formulación f/2 de Guillard modificada para su aplicación en acuicultura y proviene de *Pentair Aquatic Eco-Systems* y *Florida Aqua Farms*. Contiene tres partes (otros productos comerciales están disponibles en el mercado):

**Parte A:** metales traza y vitaminas (cobre, zinc, cobalto, magnesio, B<sub>12</sub>). Producto líquido.

**Parte B:** macronutrientes (nitratos y fosfatos). Producto granulado húmedo.

**Parte C:** silicatos para que la diatomea *Chaetoceros* para construir sus paredes celulares en forma de caja. Producto granulado mixto.

### INSTRUCCIONES DE MEZCLA

1. Para obtener un medio nutritivo equilibrado, tanto la PARTE A como la PARTE B deben mezclarse bien.

2. Agregue la PARTE B (nutrientes primarios) a 3 litros de agua dulce estéril. Se prefiere el agua destilada y/o desionizada, pero no es necesaria.

3. Mezcle durante unos cinco minutos hasta que se disuelva por completo. Aplicar calor si es necesario, pero generalmente no se necesita más de 35–38 °C (95–117°F).

4. Agregue lentamente la PARTE A (oligoelementos) y mezcle. El calor no es necesario y debe evitarse si es posible.

5. Si desea utilizar mediciones métricas añadir alrededor de 600 ml más de agua para obtener 4 litros de solución nutritiva. Si desea usar onzas fluidas, agregue alrededor de 13 onzas fluidas de agua para obtener un galón de fertilizante.

6. El nivel de dosificación es de aproximadamente 1 ml por 2,5 l (2,65 l real) de agua de cultivo. Tenga en cuenta que este nivel f/2 normalmente mantendrá un cultivo denso durante 7–10 días. Si cultiva algas de sólo 3 a 5 días, entonces es posible que desee probar f/4, que es la mitad de la dosis. Idealmente, las algas cosechadas para la alimentación directa deben tener niveles de nutrientes lo más bajos posible para reducir la carga excesiva de nutrientes en cultivos de invertebrados.

#### Mezcla de Silicatos

7. EL SILICATO DEBE MEZCLARSE Y ALMACENARSE POR SEPARADO. Agregue el contenido de la PARTE C a 3 litros de agua estéril y mezcle durante unos 5 minutos. Aplique calor si es necesario, pero no más de 38 °C (117 °F).

8. Si desea utilizar el sistema métrico, agregue unos 850 ml más de agua para obtener 4 litros de solución de silicato. Agregue aproximadamente 21 onzas fluidas de agua para obtener un galón.

9. El nivel de dosificación es de aproximadamente 1 mL por 2,5 l (2,65 real) de agua de cultivo, o 1 onza fluida por 21 galones de agua de cultivo. Use solo para cultivos de diatomeas.

#### Almacenamiento

10. Las soluciones nutritivas deben almacenarse en envases limpios de vidrio oscuro o plástico en una zona fría y oscura. Un precipitado se desarrollará a medida que la mezcla envejece. Agitar bien antes de añadir al agua de cultivo.

11. Para ayudar contra la contaminación de los medios y proporcionar una vida útil más larga, ajuste el pH a 3,0 utilizando ácido clorhídrico. Normalmente no se necesita esterilización adicional. No se recomienda una esterilización a fuego alto, pero se puede utilizar esterilización por microondas (7 minutos/litro). También se puede utilizar la filtración al vacío a través de una membrana de nitrato de celulosa de 0,45 micras.

ADVERTENCIA: ALMACENAR EN UN LUGAR SEGURO Y MANTENERSE FUERA DEL ALCANCE DE LOS NIÑOS.  
Instrucciones de Pentair Aquatic Eco-Systems y Florida Aqua Farms.

**Nota:** El producto descrito es un ejemplo de producto comercial. Otros están disponibles en el mercado.

## 6.9 OPTIMIZACIÓN DEL CRECIMIENTO CELULAR

**Temperatura:** La incubadora en su conjunto debe mantenerse a 27–28 °C (80–82 °F) y algunos recipientes como los tubos de ensayo y los envases pequeños deben mantenerse en la incubadora a 24–25 °C (75–77 °F).

**pH:** A medida que las microalgas crecen, el pH de los cultivos aumenta. Lo mejor es empezar un cultivo con un pH de 7,9–8,0. Cuando se utilizan silicatos para cultivar *Chaetoceros*, el pH suele subir a 9,0. Si fuera necesario, añadir gotas de ácido muriático para bajar el pH.

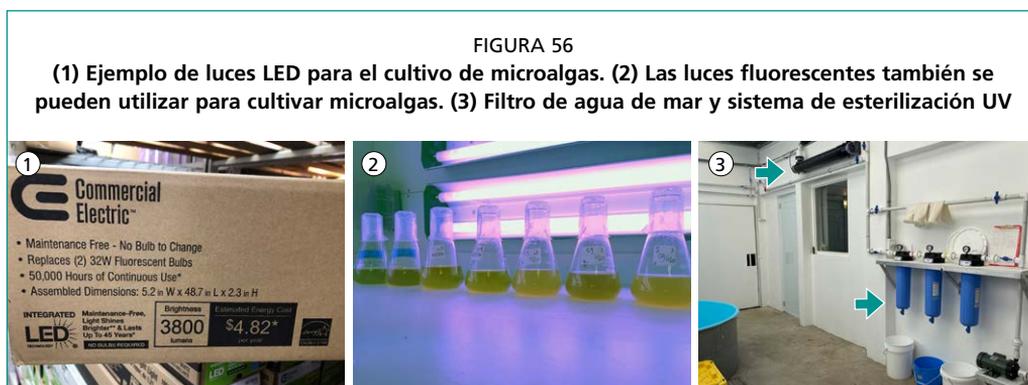
**Alcalinidad:** La alcalinidad es la capacidad del agua para resistir los cambios de pH. Debe ser de 200–250 ppm.

**Salinidad:** Se puede utilizar agua de mar de plena potencia del océano (salinidad 36 ppt), sin embargo, una salinidad ligeramente inferior (30–32 ppt) minimiza la contaminación bacteriana de *Vibrio*.

**Calidad general del agua:** El agua de mar utilizada para los cultivos de microalgas debe ser filtrada previamente con filtros mecánicos (5–10  $\mu\text{m}$ ) y esterilizada por rayos UV para eliminar las microalgas no deseadas, bacterias y otros posibles patógenos y contaminantes (Figura 56).

**Aireación:** Los cultivos que están en tubos de ensayo y en pequeños matraces no tendrán una fuente de aire directa, por lo tanto, necesitarán ser agitados una o dos veces al día. Los matraces de 1 L, las garrafas y los tubos solares tienen una línea de aire, sin oxigenador, para hacer circular el cultivo microalgal. Coloque un filtro de aire de 0,22  $\mu\text{m}$  en cada matraz, garrafa y tubo solar de cultivo para minimizar la entrada de bacterias en el cultivo.

**Luz:** Las microalgas deben cultivarse con un ciclo diurno (12 horas de luz: 12 horas de oscuridad), sin embargo, las 24 horas de luz pueden ser ventajosas. Se puede utilizar iluminación natural o artificial. Las luces LED funcionan muy bien y pueden colocarse en un temporizador automático para que se enciendan por la mañana alrededor de las 8:00 AM y se apaguen a las 8:00 PM (Figura 56).

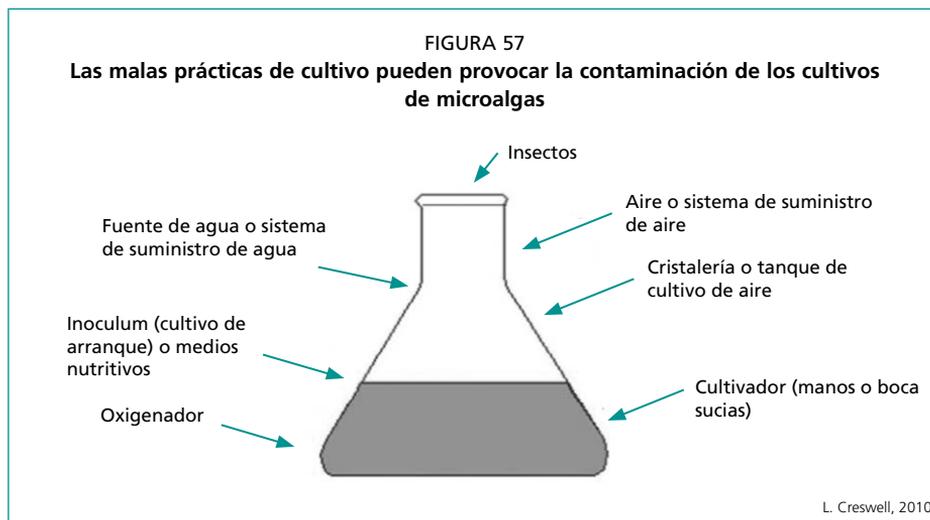


## 6.10 TRANSFERENCIA SEGURA DE INOCULANTES

La mayor amenaza para los cultivos de microalgas es la contaminación. Por ello, los recipientes se limpian, se esterilizan y se mantienen tapados. Al transferir los inoculantes es cuando los cultivos corren mayor riesgo de contaminación, ya que las tapas se retiran temporalmente (Figura 57). Las transferencias deben hacerse con atención a los detalles.

Otra amenaza son las condiciones de cultivo inadecuadas. Las microalgas necesitan ciertas cantidades de luz y espacio de aire para realizar la fotosíntesis y la respiración. Los recipientes nunca se llenan al máximo para permitir este intercambio de aire.

Por ejemplo, los tubos de ensayo de 25 ml sólo contienen 20 ml de líquido (agua de mar con medio e inoculante), lo que permite 5 ml de espacio de aire.



### Transferencia de inoculantes entre tubos de ensayo y matraces

1. Limpie las superficies de trabajo y las manos con alcohol al 70%. Minimice cualquier movimiento de aire en la zona donde se realizan las transferencias.
2. Coloque todos los matraces y tubos de ensayo necesarios para las transferencias en la superficie de trabajo. Asegúrese de que los recipientes receptores estén etiquetados con un trozo de cinta adhesiva (nombre de la especie + fecha de inoculación).
3.
  - a. Al transferir **de un tubo de ensayo a otro**, encienda un pequeño quemador de alcohol o propano. Antes de las transferencias, agite el tubo de ensayo con el inoculante de microalgas. Sostenga la pipeta Pasteur de vidrio con el bulbo de la pipeta en la mano dominante y el tubo de ensayo con el inoculante en la otra mano. Sostenga la tapa del tubo de ensayo con los dedos meñique y anular de la mano dominante y con la otra mano desenrosque el tubo de ensayo. Flamear la punta de la pipeta así como el cuello del tubo de ensayo. Extraer 1 ml de inoculante del tubo de ensayo con la pipeta, flamear nuevamente el cuello del tubo de ensayo y vuelva a colocar la tapa. Colocar el contenido de la pipeta en el tubo de ensayo receptor. Flamee el cuello del tubo de ensayo y vuelva a colocar el tapon. Si se van a inocular más tubos de ensayo receptores con el tubo de ensayo de transferencia, repita el proceso con una pipeta esterilizada cada vez (Figura 58).
  - b. Al transferir **del tubo de ensayo al matraz pequeño o del matraz pequeño al matraz grande**, encienda un pequeño quemador de alcohol o propano y sostenga un recipiente en cada mano. Retire el tapón del recipiente de transferencia (póngalo en el banco) y retire el tapón del recipiente receptor (manténgalo en la mano opuesta). Flamee el cuello de cada recipiente girándolo lentamente hacia la llama. En un solo movimiento, vierta todo el contenido del recipiente más pequeño en el recipiente receptor. Flamee el cuello y cierre con el tapón.

FIGURA 58

(3.a) Tubo de ensayo 1 a la izquierda tiene inoculum. (3.b) Tubo de ensayo a la izquierda tiene inoculum. El matraz pequeño de la derecha es el destinatario. (3.b) El matraz pequeño a la derecha tiene inoculum. El matraz grande pequeño a la izquierda es el destinatario



©R. Bazurto

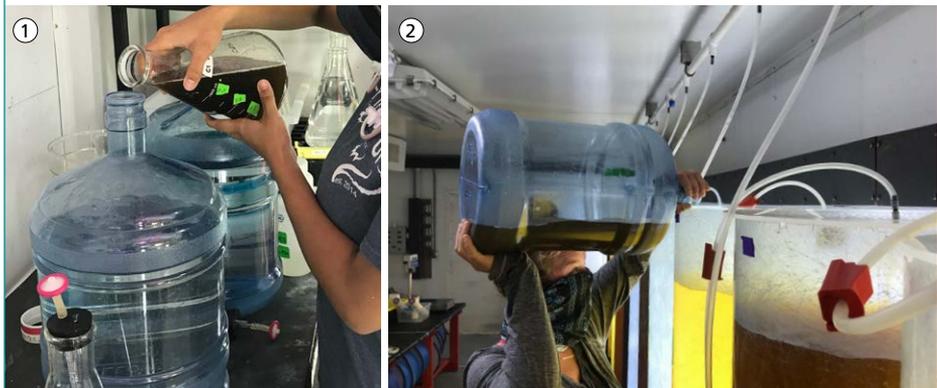
4. Apague el quemador, agitar los recipientes y transfíralos todos a la incubadora o estanterías de la zona de algas.
5. Todos los recipientes que estén vacíos y sus tapas deben limpiarse adecuadamente (ver página 55).
6. Retire todos los materiales del área de trabajo y limpie las superficies con un 70% de alcohol.

### Transferencia de inoculantes a las garrafas y tubos solares

1. Acerque siempre los recipientes de trasvase lo más posible a los recipientes receptores. Puede ser necesario un taburete para transferir los matraces a las garrafas y las garrafas a los tubos solares.
2. Al transferir de un matraz de 1 L a una garrafa, retire la tapa del matraz, incline la tapa de la garrafa hacia atrás y vierta todo el inoculante del matraz en la garrafa. Todo esto debe hacerse rápidamente (Figura 59-1).
3. Cuando se transfiera de una garrafa a un tubo solar, retire la tapa de la garrafa, deslice la tapa del tubo solar ligeramente hacia un lado, vierta 1/3 del inoculante de la garrafa en cada tubo solar y cierre el tubo solar (Figura 59-2).

FIGURA 59

(1) El matraz de la derecha tiene inóculo. La garrafa de la izquierda es el recipiente.  
 (2) La garrafa de la izquierda tiene inóculo. El tubo solar de la derecha es el recipiente

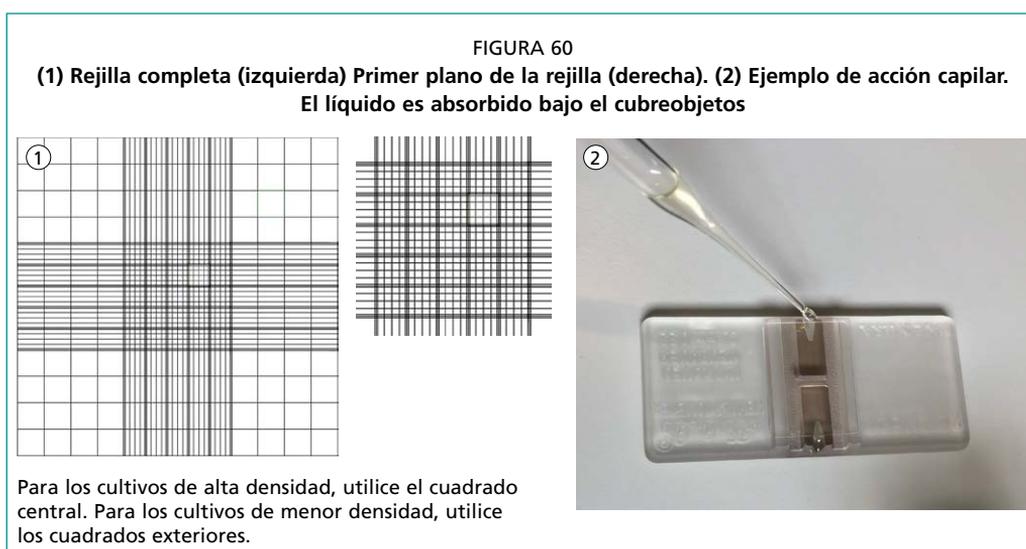


©R. Bazurto

### 6.11 RECUEENTOS DE CÉLULAS

Los hemocitómetros se utilizan normalmente para contar las células de la sangre humana y son perfectos para contar las células de microalgas. Es importante contar las células microalgales para asegurarse de que el cultivo está sano y para determinar la cantidad de cultivo que se necesita para alimentar a las larvas y al caracol metamorfoseado.

Un hemocitómetro es un portaobjetos de vidrio grueso con una superficie espejada que tiene rejillas grabadas con precisión que definen un volumen conocido (Figura 60-1). Se coloca un cubreobjetos especial sobre la superficie espejada y se añade una gota de la muestra de algas (Figura 60-2). La muestra es arrastrada bajo el cubreobjetos por acción capilar.



**PASO 1** – Recoger una muestra de cultivo aproximadamente (2 ml) con una pipeta Pasteur del matraz de 1 L para alimentar las larvas veliger o del tubo solar para preparar la floculación.



**PASO 2** – Coloque el cubreobjetos en el hemocitómetro de manera que las dos rejillas centrales de recuento queden cubiertas, pero las ranuras en forma de V queden expuestas para facilitar el acceso.

**PASO 3** – Con una pipeta Pasteur, dar una vuelta a la muestra de cultivo y luego colocar la punta de la pipeta junto a la ranura en V hasta que se observe que la acción capilar llena la cámara. Si la cámara está subcargada o sobrecargada, habrá que volver a empezar el proceso, ya que estas condiciones darán lugar a recuentos celulares inexactos.

**PASO 4** – Observar los monocultivos con un microscopio compuesto empezando por 100X y subiendo a 400X.



**Lo que hay que buscar:*****Isochrysis galbana* (Móvil, 5–7  $\mu\text{m}$ )**

- El cultivo debe tener un color marrón dorado intenso.
- Alrededor del 70–80% de las células de las algas deben moverse en un movimiento helicoidal (en espiral). Si una gran parte de las células no se mueve, tome otra muestra. Si nada cambia, hay un problema con el cultivo. Seleccione otro cultivo para observar el recuento de células y la alimentación.
- La aglomeración de las células de microalgas debe ser mínima. Si hay mucha aglomeración, puede haber una contaminación bacteriana. Las células bacterianas son muy pequeñas, por lo que es poco probable verlas. Por eso es importante observar síntomas como la aglomeración.
- Los protozoos, como los ciliados, pueden tener un tamaño similar al de las células de las algas y verse en el cultivo. Está bien tener un pequeño número, sin embargo, si hay muchos en el cultivo pueden contaminar el tanque de larvas y competir con las larvas por la comida. Se lanzan y se mueven de forma diferente a los *Isochrysis*.

***Chaetoceros gracilis* (No es móvil, 8–10  $\mu\text{m}$ )**

- El cultivo debe tener un color marrón dorado intenso.
- Las células deben estar dividiéndose. Esto se verá como dos o más células unidas.
- *Chaetoceros* no se mueve, por lo que si se observa mucho movimiento, entonces algunos otros contaminantes están presentes, como los ciliados.
- La aglomeración en el cultivo debe ser mínima. Si hay mucha aglomeración, puede haber una contaminación bacteriana y no se debe alimentar a las larvas veliger. Si la contaminación bacteriana se encuentra en el tubo solar, pero la salud de las células parece buena en general, debería estar bien para flocular el cultivo y alimentar al caracol metamorfoseado.



**PASO 5** – Preparar el cultivo de microalgas para contar las células. Dado que *Isochrysis* es **móvil**, es necesario detener las células para poder contarlas. Esto se hace añadiendo una cantidad muy pequeña de alcohol (<1 ml) a la muestra.



**PASO 6** – Utilizando el ejemplo de la página siguiente como referencia, determine la cantidad de células en 1 ml del cultivo de microalgas (el tamaño de una gota de agua). Introdúcelo en la ecuación siguiente:

$$\frac{\text{_____}}{\text{y}} \text{ (células contadas dentro de los 5 cuadrados azules) } \times 5 = \frac{\text{_____}}{\text{_____}} \times 10\,000 = \text{_____} \text{ células/ml}$$

## 6.12 CONTANDO LAS CÉLULAS PARA LA ALIMENTACIÓN

Para contar con precisión las células microalgales, concéntrese en cinco cuadrados específicos marcados en azul a continuación (Figura 61). Los cinco cuadrados también pueden ser cinco en una fila, como los cinco cuadrados superiores.

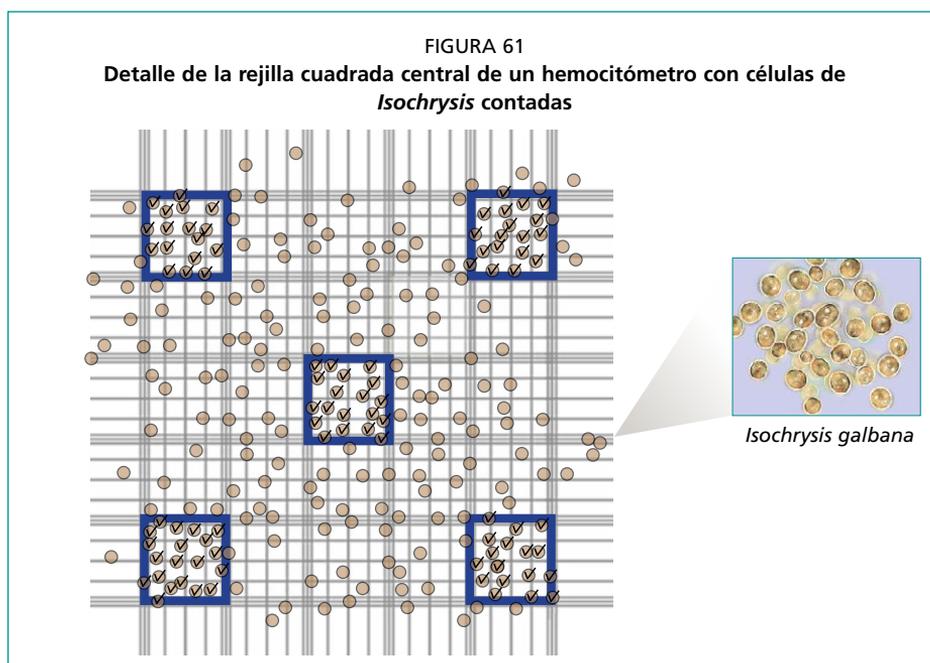
En este ejemplo, se cuentan como células “marcadas” todas las que están dentro del borde azul, incluidas las células del borde. Si dos tercios o más de la célula están fuera del borde, no se cuenta. En la Figura 61 se han contado 90 células en los cuadrados azules.

Multiplique este resultado por cinco y luego multiplique por 10 000 para calcular cuántas células hay en 1 ml del cultivo:

$$90 \text{ células} \times 5 \text{ recuentos} = 450 \text{ células}$$

$$450 \times 10\,000 = 4,50 \times 10^6 \text{ células/ml}$$

Hay 4 500 000 células de algas en 1 ml (aproximadamente una gota) de este cultivo. Los recuentos celulares típicos son de 4,0 a 8,0  $\times 10^6$  células/ml para *Isochrysis*, y de 3,0 a 6,0  $\times 10^6$  células/ml para *Chaetoceros*.



## 6.13 ALIMENTANDO A LAS LARVAS VELIGERAS

¿Cuántos ml de cultivo de microalgas se necesitan para alimentar un tanque (de 68 L) lleno de larvas? (Figura 62)

A medida que las crías crecen, necesitan más alimento. La cantidad de células de microalgas necesarias para alimentar a las larvas veliger viene determinada, por tanto, por la edad de las mismas. Consulte la tabla de alimentación diaria de microalgas (ver página 35) y la **hoja de datos de alimentación de microalgas** que aparece a continuación para saber qué cantidad debe transferirse al tanque de larvas (Cuadro 12). Véase también el Anexo 6.

CUADRO 12

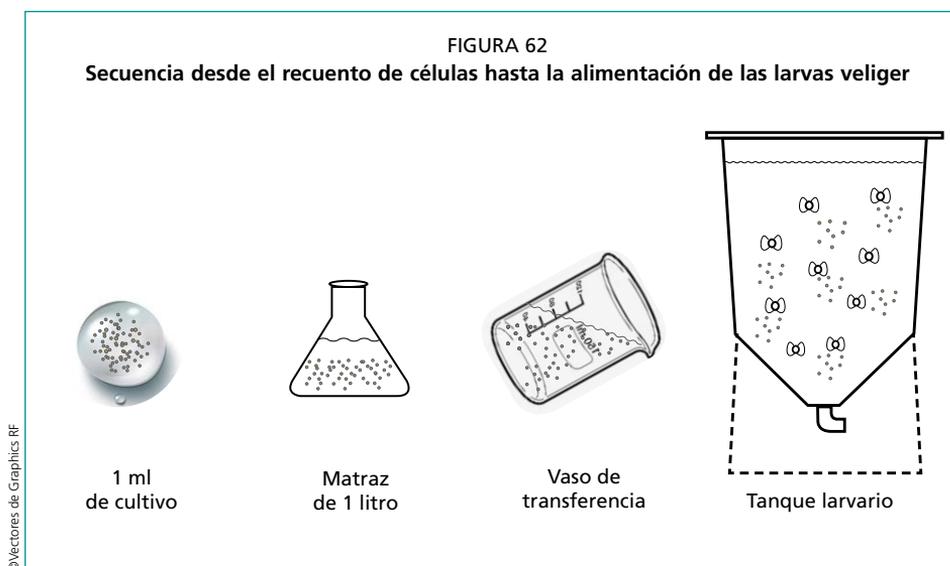
## Hoja de datos de alimentación con microalgas

Fecha	Número del tanque larval	Edad larval (días)	Tipo de algas (Iso o Cg) y número de cultivo	(A) Tamaño del depósito de larvas (ml)	(B) Células de algas necesarias por ml de agua del tanque	(C) Recuento de células de algas (células/ml)	(D) Total de células de algas necesarias para cada tanque de larvas (A x B)	(E) Mililitros para alimentar el tanque de larvas (D/C)
23/06/20	2	1	Iso 6.19-A	68 000 $68 \times 10^3$	5 000 $5 \times 10^3$	6 000 000 $6 \times 10^6$	340 000 000 $340 \times 10^6$	56,7 57 ml
13/07/20	2	21	Iso 7.09-A	68 000 $68 \times 10^3$	10 000 $10 \times 10^3$	6 000 000 $6 \times 10^6$	680 000 000 $680 \times 10^6$	113 113 ml
13/07/20	2	21	Cg 7.09-A	68 000 $68 \times 10^3$	5 000 $5 \times 10^3$	4 000 000 $4 \times 10^6$	340 000 000 $340 \times 10^6$	85 85 ml

## Ejemplo de cálculos

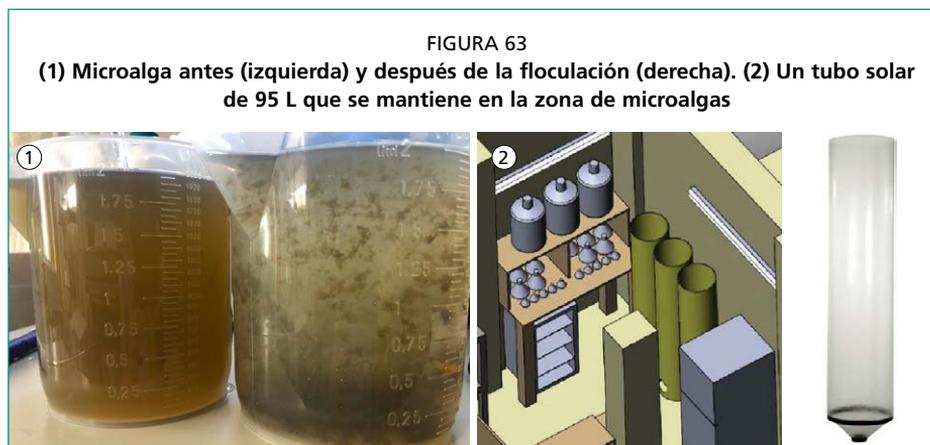
- El tamaño del tanque larval es de 68 L o 68 000 ml (A).
- Según (B) se necesitan 5 000 células de algas por ml de agua del tanque en el día 1 del ciclo larvario.
- Usando el hemocitómetro se determinó que el conteo de células de *Isochrysis* era de  $6 \times 10^6$  células/ml (C) - Para determinar cuántas células se necesitan para cada tanque de larvas (D), multiplique la columna (A) por (B).
- Para determinar la cantidad de cultivo de microalgas para alimentar el tanque de larvas (E), dividir la columna (D) por (C).

FIGURA 62  
Secuencia desde el recuento de células hasta la alimentación de las larvas veliger



### 6.14 FLOCULACIÓN: ALIMENTO PARA EL CARACOL METAMORFOSEADO

Los caracoles son ahora herbívoros bentónicos, por lo que no pueden alimentarse de microalgas planctónicas. Un proceso conocido como floculación hace que las partículas flotantes, como la microalga *Chaetoceros*, se aglutinen y se asienten en una masa espesa que el caracol puede rozar con su probóscide (Figura 63).



El procedimiento de floculación comienza con el quitosano, una macromolécula procedente del exoesqueleto de los crustáceos (véase el Anexo 2: Fuentes de suministro). La carga positiva del quitosano se une a las diatomeas con carga negativa, como el *Chaetoceros*. La eficacia de la floculación está relacionada con el pH, la temperatura, la técnica de mezcla y el estado de las células de las diatomeas. Utilice un bolígrafo medidor de pH para controlar el pH durante cada uno de los pasos.

**PASO 1** – El cultivo de *Chaetoceros* en los tubos solares de fondo cónico debería estar listo en cuatro o cinco días después de la inoculación con las microalgas de las garrafas (ver página 53). Una vez que el cultivo esté listo, es importante hacer un recuento de células antes de la floculación. El pH del cultivo de algas suele estar entre 8,0 y 9,0.

**PASO 2** – Ajustar el cultivo de microalgas a un pH de 6,0–7,0 con la adición de ácido murático (~0,1–1,2 ml de ácido murático/L de cultivo). Mezclar las células durante dos o tres minutos.

**PASO 3** – Prepare con antelación una solución madre de quitosano (10 g de quitosano por 1% de ácido acético). Se puede almacenar durante varias semanas en el frigorífico. Para hacer una solución madre, haga lo siguiente: Si el ácido acético tiene una concentración del 80%, añada 12,5 ml de ácido acético a 900 ml de agua dulce. Esto equivale a un 1% de ácido acético. Añade 10 g de quitosano a 1 L de ácido acético al 1%. Mezclar bien.



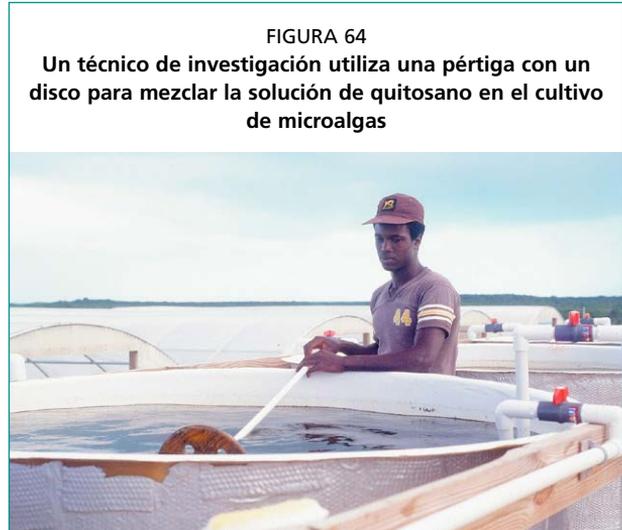
©NOAA



©Tidal Vision



**PASO 4** – Añada la solución de quitosano al cultivo de microalgas en una dosis de 5 ml de solución de quitosano por litro de microalga, lo que equivale a 475 ml en un tubo solar de fondo cónico de 95 L. Para la floculación a gran escala, utilizar un palo con un disco al final para mezclar todo de manera uniforme (Figura 64). Para la floculación a pequeña escala (2 L o menos) utilice una pipeta de vidrio para mezclar los cultivos.



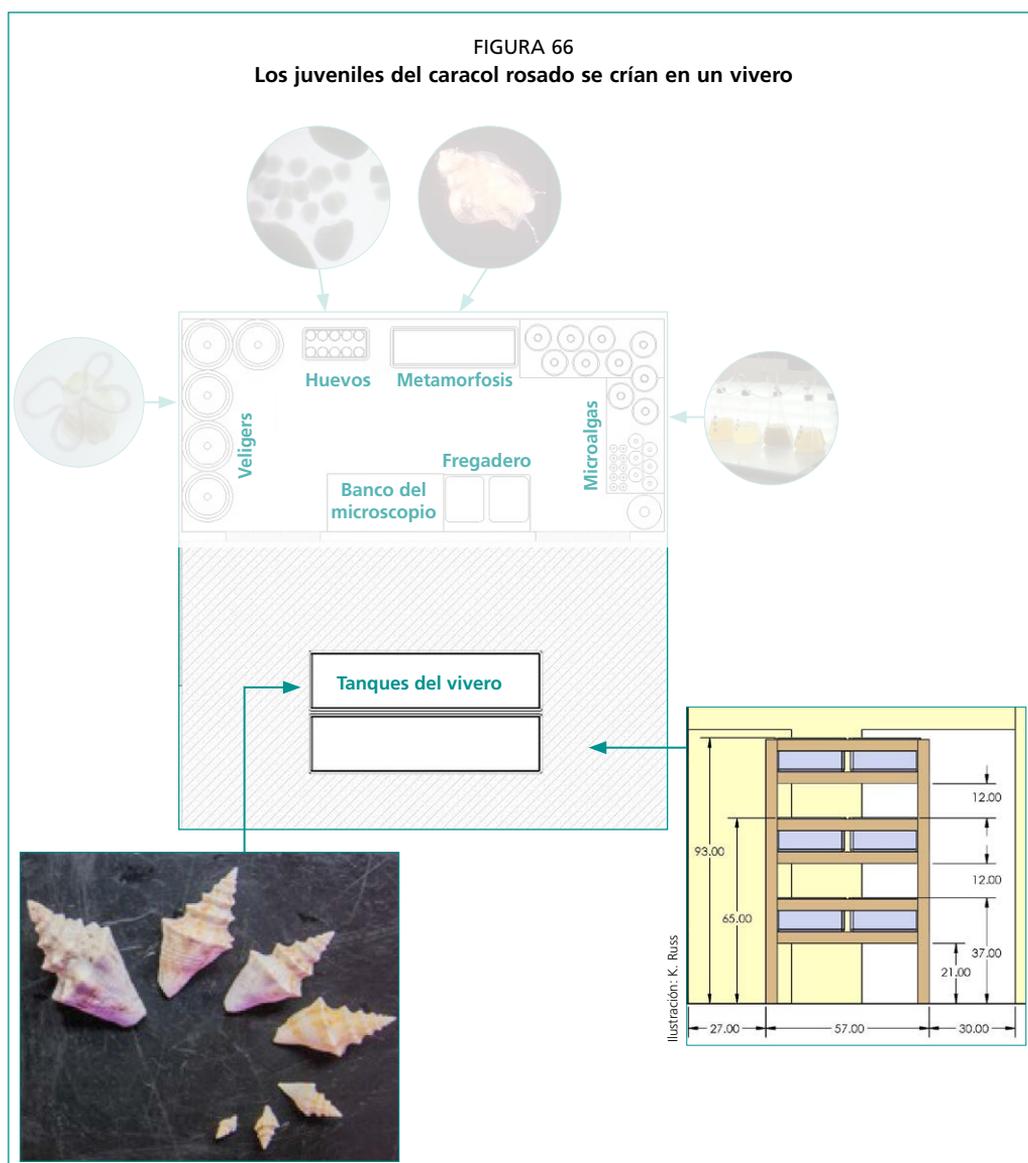
**PASO 5** – A continuación se añade hidróxido de sodio (5% o 5 g de NaOH/100 ml de agua dulce) para elevar el pH a 8,5–9,0 (~1,0–1,5 ml/L de microalga) (Figura 65). Las células de microalgas se agitan de nuevo durante varios minutos hasta que se observe la floculación. Las células floculadas se depositan en el fondo cónico del tubo solar y se separan del agua “clara” de la parte superior (esto puede tardar

entre 45 y 60 minutos). Abra la válvula lentamente para recoger las algas floculadas. En este caso, 95 L darán lugar a 1 L de células de algas floculadas (la proporción suele ser de 100:1). Si es necesario, las células de algas floculadas pueden guardarse en el frigorífico hasta una semana.



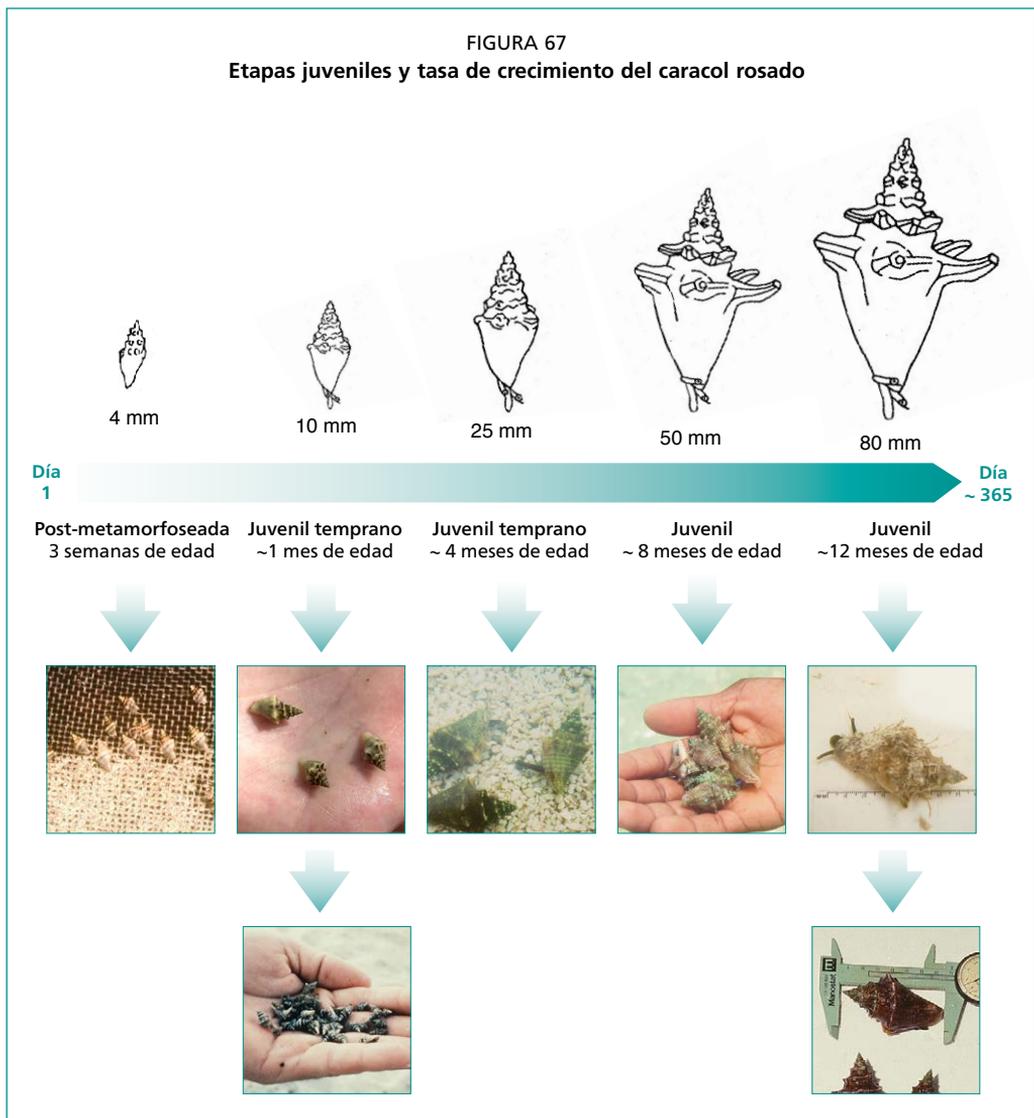
## 7. Crianza de los juveniles

Una vez que los caracoles alcanzan una longitud de concha de 3 a 4 mm, se trasladan al **vivero**. Los tanques se instalan en un sistema de recirculación, lo que significa que el agua se reutiliza una y otra vez (Figura 66). Los pequeños caracoles crecen en la arena y son **crípticos** durante los dos primeros meses. Poco a poco, crecerán lo suficiente como para ser manipuladas con los dedos. Esta es la fase más larga del cultivo de caracoles en tierra y dura aproximadamente un año.



### 7.1 ETAPAS JUVENILES Y TASA DE CRECIMIENTO

Después de la metamorfosis, la concha tendrá entre 1,0 y 1,3 mm de longitud y se parecerá más a un pequeño caracol. La concha crecerá a un ritmo ideal de 0,22 mm al día, lo que significa que tardará aproximadamente un año en alcanzar los 80 mm de longitud de concha ( $80 \text{ mm} / 0,22 \text{ mm al día} = 363 \text{ días}$ ). Este es el tamaño que puede utilizarse para la restauración en praderas marinas o para el crecimiento en corrales marinos para producir marisco sostenible. A lo largo de la fase de cría, se utiliza una terminología diferente para describir en qué parte de este proceso de un año se encuentra el caracol en función de la longitud de su concha (Figura 67).



## 7.2 SISTEMA DE VIVERO

Los caracoles post-metamorfosados (3–4 mm) se colocan en tanques de fibra de vidrio a 1 700 caracoles/m<sup>2</sup>. Los tanques están preparados para tener una fina capa de sustrato de arena de aragonita coralina elevada sobre una malla de ventana para permitir un buen flujo de agua (Figuras 68 y 69).

FIGURA 68  
Etapas juveniles y tasa de crecimiento. Los tanques de arena

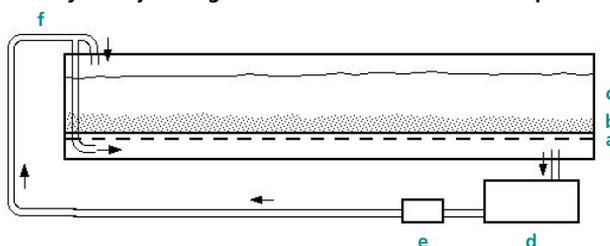


Cada tanque tiene cuatro bandejas de malla llenas de arena para los juveniles tempranos (4–40 mm). Los juveniles se trasladarán al tanque directamente con un lecho de arena en el fondo. Los caracoles permanecerán en este sistema desde los 40 mm hasta los 80 mm de longitud de concha.

Tres pares de tanques de juveniles apilados uno encima del otro en un estante. Este sistema está ubicado a la intemperie cerca al criadero y es protegido del temporal con un techo de fibra de vidrio. El techo tiene una sección transparente que permite el ingreso de luz solar para promover el crecimiento natural de las

diatomeas, las cuales son usadas para complementar la alimentación que recibe el caracol. Cada tanque tiene 1.5 m<sup>2</sup> (16 ft<sup>2</sup>; 96" L x 24" A x 12" P) y tiene cuatro mallas llenas de arena.

FIGURA 69  
El tanque del vivero y el flujo de agua. Visible en el fondo del tanque el sustrato arenoso



El agua de mar llega a cada bandeja a través de una manguera pequeña (f) que circula a través de la arena usando una acción descendente (a, b, c). Para el lecho de arena elevado, las mangueras pequeñas que iban a cada bandeja, ahora serán usadas a lo largo del tanque. El agua de mar sale del tanque a través de una tubería

externa y hacia un sumidero (d) que se llena con medio de biofiltración y entonces el agua es bombeada (e) hacia los tanques. Hay tres tanques en un sistema de recirculación, por ende, habrán dos sistemas de recirculación en el criadero.

### 7.3 DENSIDAD DE POBLACIÓN Y TABLA DE ALIMENTACIÓN

Esta tabla está basada en los juveniles de caracol rosado que crecen 0,22 mm por día con una sobrevivencia de 75% de 4 mm a 80 mm de longitud de concha (Cuadro 13). Utilice esta tabla como referencia cuando determine la densidad de población basada en el tamaño de la concha y la tasa de alimentación diaria por concha.

CUADRO 13

Hoja de datos de densidad de población y tabla de alimentación

Densidad de población (por m <sup>2</sup> )	Almacenamiento para tanque de 1,5 m <sup>2</sup> (densidad de población x 1,5)	Longitud de la concha (mm)	Cantidad de alimento (por caracol y día)	Tiempo mantenido a esa densidad (semanas)
1 700	2 550	4–20	10 mg	10
800	1 200	20–40	120 mg	16
400	600	40–50	500 mg	8
150	225	50–80	1–2 g	16

### 7.4 AJUSTE DE LA DENSIDAD DE POBLACIÓN



**PASO 1** – Llene el número adecuado de tanques de cría con agua de mar filtrada unas dos semanas antes de poblar cada tanque para establecer el biofiltro y permitir que algunas diatomeas naturales se establezcan en el sustrato de arena. La malla del fondo de las bandejas puede ser una malla de ventana y la arena (de carbonato de calcio o aragonito) debe tener un diámetro de 1 a 3 mm. Es mejor tener una capa fina de arena en cada bandeja (0,5 cm).



**PASO 2** – Según la tabla de densidad de población y alimentación (Cuadro 13), cada tanque puede albergar 2 550 caracoles post-metamorfosis (4 mm). Para abastecer las bandejas del vivero, los caracoles de los tanques de metamorfosis se eliminan delicadamente con una manguera de las rejillas y se colocan en un recipiente poco profundo. Se supone que el 50% de los 420 caracoles originales que fueron metamorfoseados y crecieron hasta los 4 mm sobrevivirán. Por lo tanto, se pueden combinar tres bandejas de metamorfosis de caracoles y almacenarlos en una bandeja con arena. Si las ocho bandejas de metamorfosis tienen caracoles de 4 mm, habrá aproximadamente 1 680 caracoles (210 caracoles por bandeja × 8 bandejas). Estos caracoles llenarán tres bandejas de arena en la sección de vivero.



**PASO 3** – La instalación del vivero se llenará de caracoles a medida que se críen más caracoles en el criadero. A medida que los juveniles de caracol rosado crecen, la densidad en las bandejas debe reducirse. La primera reducción de la densidad se produce cuando los caracoles tienen 20 mm de longitud de concha. Su densidad se reduce a 800 caracoles por m<sup>2</sup> o 1 200 por tanque o 300 por bandeja. Para ello, se toma la bandeja del vivero con la arena y los caracoles y se introduce suavemente el contenido en un tamiz clasificador. La arena pasa una malla y los caracoles se quedan en ella. Como la densidad es aproximadamente la mitad de lo que era, transfiera la mitad de los caracoles a una bandeja y la otra mitad a una segunda bandeja. La arena que se tamizó se puede reutilizar.

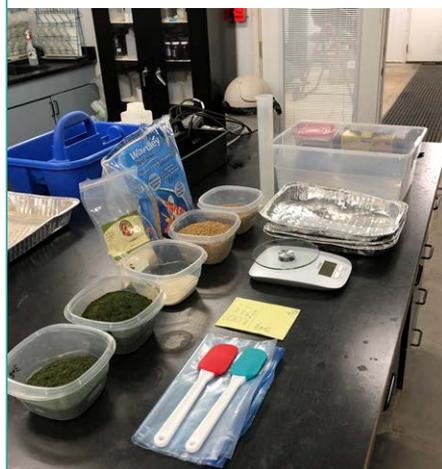
**PASO 4** – Cuando los caracoles alcanzan los 40 mm de longitud de concha, los tanques se preparan con un lecho de arena elevado y sin bandeja. Una fina capa de arena (0,5–1 cm) se eleva desde el fondo mediante una rejilla que luego se cubre con malla de ventana. A medida que los caracoles se hacen más grandes, la densidad puede reducirse contando los caracoles a mano. Consulte la tabla de densidad de población y alimentación de la página anterior (Cuadro 13). Repita este proceso hasta que la concha sea bastante grande para los propósitos de la restauración o para los corrales del mar de la población para la producción de mariscos (80 milímetros).



### 7.5 PREPARACIÓN DE LA DIETA A BASE DE GEL

Durante la fase de cría, los caracoles se alimentan diariamente con una dieta a base de gel. La dieta en gel puede prepararse a granel con antelación y guardarse en el congelador durante varios meses. Aquí están los ingredientes y los pasos para preparar la dieta de gel.

Ingredientes y suministros:	
Agua dulce caliente	1 500 ml – 1 500 g (60%)
Balanceado de pescado o camarón (28–35% de proteína) (como para gatos)	600 g (24%)
Gelatina (como la que se utiliza para hacer gelatina)	100 g (4%)
Algas <i>Ulva</i> secas (también conocidas como lechuga de mar)	300 g (12%)
Taza de medir	--
Balanza de cocina	--
Bandejas de aluminio reutilizables	--
Procesador de alimentos	--
Espátula (o se mezcla con las manos)	--



**PASO 1** – Mezcle las cantidades apropiadas de balanceado de pescado/camarón y *Ulva* (alga marina) seca por separado utilizando un procesador de alimentos.



**PASO 2** – Mezclar todos los ingredientes secos: pellets, *Ulva* y gelatina.





**PASO 3** – Añada lentamente el agua dulce caliente a la mezcla mientras utiliza una espátula o las manos para remover la mezcla. El agua caliente activa la gelatina y convertirá la mezcla en una pasta espesa. Rápidamente llene las bandejas de aluminio con la pasta antes de que cuaje. La pasta debe ser presionada firmemente en las bandejas usando los dedos y las palmas de las manos y debe tener un grosor de aproximadamente 1,5 a 3 cm (1/2" a 1"). Refrigere la mezcla en las bandejas durante la noche.



**PASO 4** – Cortar la dieta de gel en pequeños cubos de aproximadamente 3 × 3 cm y guardar en bolsas resellables de un litro etiquetadas. Etiquete con la fecha de elaboración del gel. La dieta en gel puede permanecer en el frigorífico durante una semana y puede guardarse en el congelador durante varios meses.



**PASO 5** – Dependiendo del tamaño de los caracoles, las bandejas de arena se pulverizan cada dos o cuatro semanas para eliminar los productos de desecho acumulados de los caracoles y los alimentos no consumidos. Durante este proceso, la arena y el caracol se dejan intactos y el caracol permanece aletargado. La limpieza se realiza mediante una varilla de pulverización similar a la que se utiliza para limpiar las bandejas con las conchas metamorfoseadas. Se baja el nivel del agua en los tanques y se rocía con la varilla la arena que contiene las conchas. Esta agua residual se elimina en lugar de volver al sistema.



**PASO 6** – Una vez determinada la cantidad de dieta de gel (ver página 71), utilice la balanza de cocina para pesar las cantidades adecuadas de alimento para cada bandeja o tanque. Deje que los cubos de dieta de gel se descongelen, y luego desmenuce los cubos uniformemente en las bandejas o el tanque para que el caracol pueda pastar. El gel de dieta ayudará a que el alimento se mantenga estable en el tanque de cría durante unas 24 a 48 horas. Después de este tiempo empezará a enmohecerse. Para no desperdiciar la dieta de gel, es mejor no sobrealimentar los caracoles.

Un solo tanque de cría tiene 1,5 m<sup>2</sup> y la densidad de población para caracoles de 4 a 20 mm es de 1 700 caracoles por m<sup>2</sup>.

1 700 caracoles por m<sup>2</sup> x 1,5 m<sup>2</sup> = 2 550 caracoles por tanque

2 550 caracoles por tanque x 10 mg de alimento por caracol = 25 500 mg  
25 500 mg / 1 000 mg por g = 25 g

Por lo tanto, la alimentación diaria para un tanque de vivero que contiene 2 550 caracoles post-metamorfoseados a juveniles tempranos (4–20 mm) sería de 25 gramos (~3–4 cubos).





Un único tanque de cría tiene 1,5 m<sup>2</sup> y la densidad de población para los caracoles de 80 mm es de 150 caracoles por m<sup>2</sup>.

150 caracoles por m<sup>2</sup> x 1,5 m<sup>2</sup> = 225 caracoles por tanque  
225 caracoles por tanque x 2 g de alimento por caracol = 450 g

Por lo tanto, la alimentación diaria para un tanque de cría que contenga 225 caracoles juveniles (80 mm) sería de 450 gramos (~50-70 cubos).

La cantidad máxima de dieta de gel diaria que se necesitaría para alimentar seis tanques de cría a plena capacidad con conchas juveniles de 80 mm de longitud de caparazón sería:

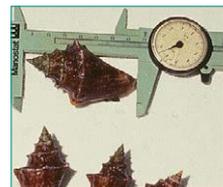
= 450 g al día por tanque x 6 tanques  
= 2 700 g al día o 2,7 kg (6 lbs)

Por lo tanto, la mezcla de la página 71 es aproximadamente suficiente para un día de alimentación de los seis tanques para este tamaño y número de caracoles juveniles.

## 7.6 OBSERVACIONES DE LOS JUVENILES

### Longitud de la concha

Debe medirse una submuestra de cinco a diez caracoles una vez por semana en cada bandeja o tanque. Una vez que los caracoles alcancen una longitud de concha de 10 mm, cambie el uso del microscopio de disección por un calibrador (Cuadro 14).



### Concha juvenil sana

- El delgado borde anterior de la apertura de la concha de un caracol juvenil sano suele estar cubierto de alimento, arena y heces. El animal del caracol sano llena su concha y su **manto**, el pie y el opérculo se ven fácilmente en la apertura.
- Los pequeños caracoles juveniles son más activos por la noche. Por lo general, durante el día la concha permanece inactiva con su apertura hacia el sustrato de arena, sin embargo, no es raro verlas alimentarse durante el día. Pueden tender a estar parcialmente enterradas durante el día, lo cual es un comportamiento normal.





### Concha juvenil poco sana

- Una concha desnutrida se repliega en la concha dificultando la visión del pie y el opérculo. Cuando una concha tiene un crecimiento lento, la concha se cubre de un alga verde o azul-verde y la concha puede volverse gruesa y erosionarse.
- A menudo se observan conchas juveniles en mal estado de salud en la superficie de la arena, colocadas con la apertura hacia arriba y con el cuerpo parcialmente extendido fuera de su concha. En este estado, la respuesta a un estímulo suele ser lenta. Este comportamiento puede ser el resultado de un flujo de agua estancado, poco oxígeno, altas temperaturas, sobrealimentación o estrés por manipulación. Los remedios incluyen enjuagar el tanque con agua de mar nueva, alimentar menos y/o ajustar el flujo de agua. El comportamiento de pateo de los caracoles suele ser un signo de estrés y se ha observado en situaciones de bajo oxígeno o posiblemente por una mala alimentación.

CUADRO 14

#### Hoja de datos de observaciones de caracoles juveniles

Fecha	Días en el vivero	Tamaño semanal de la concha (mm)	Arena del tanque esterilizada	Alimentos restantes (%)	Alimento suministrado por bandeja (g)	Observaciones generales	Temperatura (°C)
11/08/20	1	4	No	10%	25	Concha expandida activa	29
10/08/21	365	80	Sí	0%	450	Alimentar más	30

Ver Anexo 6 para un resumen completo sobre el programa de producción de juveniles de caracol rosado.

## Referencias y lecturas adicionales

- Berg, C.J.** 1976. Growth of the queen conch *Strombus gigas*, with a discussion of the practicality of its mariculture. *Marine Biology*, 34: 191–199 (también disponible en <https://doi.org/10.1007/BF00388795>).
- Boettcher, A.A., Dyer, C., Casey, J. & Targett, N.M.** 1997. Hydrogen peroxide induced metamorphosis of queen conch, *Strombus gigas*: Tests at the commercial scale. *Aquaculture*, 148: 247–258 (también disponible en <https://www.southalabama.edu/biology/faculty/boettcher/articles/aquaculture.pdf>).
- Creswell, L.** 2010. Phytoplankton culture for aquaculture feed. *Southern Regional Aquaculture Center Publication* No. 5004, 13 pp. (también disponible en [https://hatcheryfm.com/article-files/file\\_1325053981\\_2.pdf](https://hatcheryfm.com/article-files/file_1325053981_2.pdf)).
- D'Asaro, C.N.** 1965. Organogenesis, development and metamorphosis in the queen conch, *Strombus gigas*, with notes on breeding habits. *Bulletin of Marine Science*, 15(2): 359–416. (también disponible en <https://www.ingentaconnect.com/content/umrmsas/bullmar/1965/00000015/00000002/art00005>).
- Davis, M.** 1994. Mariculture techniques for queen conch, *Strombus gigas*: egg to juvenile stage. In R.S. Appeldoorn & B. Rodriguez, eds. *Queen conch biology, fisheries and mariculture*. Fundacion Cientifica Los Roques, Caracas, Venezuela, pp. 231–252. (también disponible en <http://fau.digital.flvc.org/islandora/object/fau%3A33038>).
- Davis, M.** 1994. Short-term competence in larvae of Queen conch *Strombus gigas*: Shifts in behavior, morphology and metamorphic response. *Marine Ecology Progress Series*, 104(1/2): 101–108 (también disponible en <https://www.jstor.org/stable/24842602>).
- Davis, M.** 2000. Queen conch (*Strombus gigas*) culture techniques for research, stock enhancement and growout markets. In M. Fingerman & R. Nagabhushanam, eds. *Recent advances in marine biotechnology, Volume 4: Aquaculture. Part A: Seaweeds and invertebrates*, pp 127–159. Science Publishers, Inc. USA. (también disponible en <https://fau.digital.flvc.org/islandora/object/fau%3A32721/datastream/OBJ/view>).
- Davis, M.** 2000. The combined effects of temperature and salinity on growth, development, and survival for tropical gastropod veligers of *Strombus gigas*. *Journal of Shellfish Research*, 19(2): 883–889 (también disponible en <http://fau.digital.flvc.org/islandora/object/fau%3A5756/datastream/OBJ/view>).
- Davis, M.** 2005. Species profile: Queen conch, *Strombus gigas*. *Southern Regional Aquaculture Center Publication* No. 7203, 12 pp. (también disponible en <https://www.fau.edu/hboi/aquaculture/QueenConchPaper.pdf>).
- Davis, M.** 2021. Conch aquaculture: Queen conch, *Lobatus gigas*, and fighting conch, *Strombus alatus* and *Strombus pugilis*. In S.E. Shumway, ed. *Molluscan shellfish aquaculture: A practical guide*, pp. 163–194. 5m Books, United Kingdom.
- Davis, M. & Stoner, A.W.** 1994. Trophic cues induce metamorphosis of Queen conch larvae (*Strombus gigas* Linnaeus). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 180(1): 83–102 (también disponible en [https://doi.org/10.1016/0022-0981\(94\)90081-7](https://doi.org/10.1016/0022-0981(94)90081-7)).

- Davis, M. & Cassar, V. 2020. Queen conch aquaculture: Hatchery and nursery phases user manual. *Journal of Shellfish Research*, 39(3): 731–810 (también disponible en <https://doi.org/10.2983/035.039.0319>).
- Davis, M., Bolton, C.A. & Stoner, A.W. 1993. A comparison of larval development, growth and shell morphology in three Caribbean *Strombus* species. *Veliger*, 36(3): 236–244 (también disponible en [https://www.researchgate.net/publication/269875255\\_A\\_comparison\\_of\\_larval\\_development\\_growth\\_and\\_shell\\_morphology\\_in\\_three\\_Caribbean\\_Strombus\\_species](https://www.researchgate.net/publication/269875255_A_comparison_of_larval_development_growth_and_shell_morphology_in_three_Caribbean_Strombus_species)).
- Davis, M., Mitchell, B.A. & Brown, J.L. 1984. Breeding behavior of the Queen conch *Strombus gigas* held in natural enclosed habitat. *Journal of Shellfish Research*, 4(1): 17–21 (también disponible en <https://www.biodiversitylibrary.org/item/18789#page/24/mode/1up>).
- Little, C. 1965. Notes on the anatomy of the queen conch, *Strombus gigas*. *Bulletin of Marine Science*, 15(2): 338–358 (también disponible en <http://docserver.ingentaconnect.com/deliver/connect/umrsmas/00074977/v15n2/s4.pdf?expires=1636127937&id=0000&titleid=10983&checksum=846FFE2852A3BF8185AC04671E8E64AB>).
- Medley, P. 2005. Manual for the monitoring and management of queen conch. *FAO Fisheries Circular*. No. 1012. Rome, FAO. 2005. 58 pp. (también disponible en <http://www.fao.org/3/a0184e/a0184e00.htm>).
- Randall, J.E. 1964. Contributions to the biology of the queen conch, *Strombus gigas*. *Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean*, 14(2): 246–295 (también disponible en <http://docserver.ingentaconnect.com/deliver/connect/umrsmas/00074977/v14n2/s5.pdf?expires=1625729615&id=0000&titleid=10983&checksum=666803A7B60233E754E437585B131925>).
- Shaw, A. & Davis, M. 2004. Captive breeding behavior of four Strombidae conch. *Journal of Shellfish Research*, 23(1): 157–164 (también disponible en <http://fau.digital.flvc.org/islandora/object/fau%3A5759>).
- Stoner, A.W. 2019. Forty years of field and laboratory experiments with hatchery-reared queen conch: The case for conserving natural stocks. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*, 27(4): 490–516 (también disponible en <https://doi.org/10.1080/23308249.2019.1628705>).
- Stoner, A & Appeldoorn, R.S. 2021. Synthesis of research on the reproductive biology of queen conch (*Aliger gigas*): Toward the goals of sustainable fisheries and species conservation. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture* (también disponible en <https://doi.org/10.1080/23308249.2021.1968789>).

## Otras publicaciones pertinentes de la FAO

Lodeiros, C.; Lovatelli, A., coords. 2019. *Producción de semillas de la ostra perla *Pinctada imbricata*. Un manual práctico*. FAO Documento técnico de pesca y acuicultura. No. 636. Roma, FAO. 88 pp.

El presente manual de producción de semillas de la ostra perla, *Pinctada imbricata* (Röding, 1798), tiene por finalidad brindar una herramienta para su producción, pero especialmente busca mitigar y/o compensar los efectos de la extracción de esta especie mediante la recuperación de sus bancos naturales en el Caribe y mares tropicales y subtropicales donde se distribuye, con una mirada en desarrollar estrategias de producción responsables y sostenibles, tanto en lo social como en lo económico, técnico y ambiental. Se presentan técnicas desde la reproducción inducida teniendo en cuenta el nivel de maduración de la gónada, desove, desarrollo embrionario, larvario y postlarvario, con técnicas de producción de semillas en el mar.



**Disponible en español:**

<http://www.fao.org/3/ca4075es/ca4075es.pdf>

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



Este manual es una síntesis de las metodologías actuales pertinentes en la producción de semillas bajo condiciones controladas de moluscos bivalvos. El manual no pretende ser un tratado científico, más bien, proporciona al lector una visión práctica de lo que se requiere en cuanto a recursos y detalles sobre cómo manejar y gestionar las diversas etapas de vida de los bivalvos en el ciclo de producción en un criadero. Los ejemplos proceden en gran parte de tecnologías aplicadas a especies de clima templado comúnmente cultivadas, como la ostra del Pacífico, *Crassostrea gigas*, la ostra americana, *Crassostrea virginica*, la ostra europea, *Ostrea edulis*, la almeja de Manila, *Tapes philippinarum* y varias especies de pectínidos; no obstante, también se tiene en cuenta el cultivo de bivalvos tropicales. Se describen todos los

aspectos del proceso de cultivo, junto con las consideraciones básicas al elegir un sitio para el desarrollo del criadero y diseño de instalación adecuada. También incluye el manejo post-criadero de larvas en ambientes remotos y viveros tanto terrestres como marítimos. Este documento está destinado a ayudar a técnicos que ingresan al campo y empresarios que investigan las oportunidades de inversión en el cultivo de bivalvos.

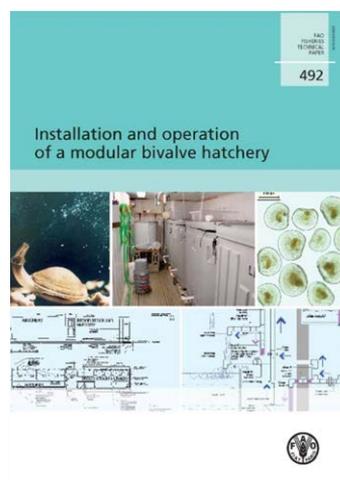
**Disponible en español e inglés:**

Versión en español: <http://www.fao.org/3/a-y5720s.pdf>

Versión en inglés: <http://www.fao.org/3/a-y5720e.pdf>

**Sarkis, S., & Lovatelli, A.** (dirs.). Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical Paper. No. 492. Rome, FAO. 2007. 173p. Contiene un CD-ROM.

Factores limitantes, como la disponibilidad de capital, la falta de soporte técnico o experiencia, y el espacio físico disponible, pueden imponer severas restricciones a la instalación de un criadero. No todos los inversionistas tienen los medios o la voluntad de asumir el riesgo para respaldar una gran operación de acuicultura comercial sin pruebas sustanciales de su capacidad de producción. Por estas razones, la instalación de un criadero modular de bajo costo puede ser una opción más sencilla para la puesta en marcha de una gran operación comercial, o tal vez suficiente para las necesidades de una operación más pequeña. Este manual es una guía para la instalación y operación de un criadero de bivalvos. Con base de años de experiencia en una región de recursos limitados, la necesidad de un uso óptimo del espacio junto con un presupuesto limitado, se expone un complejo modular de criadero/vivero ubicado en contenedores aislados de fibra de vidrio. Dado que su único requisito es el acceso al agua de mar limpia, este modelo puede adaptarse fácilmente a cualquier región. Aunque la instalación descrita es compacta, de ninguna manera es un laboratorio experimental, sino una planta de hatchery orientada a la producción. Su funcionalidad ha sido probada repetidamente durante años, centrándose en el cultivo de los ostiones (pectínidos) subtropicales/tropicales. El procedimiento desarrollado es adecuado para la producción comercial, cuya escala depende de la capacidad de tanque y su diseño modular puede ampliarse mediante la adición de módulos idénticos, aumentando la cantidad de tanques disponibles y, por lo tanto, la producción.



**Disponible en inglés:**

<http://www.fao.org/docrep/010/a0797e/a0797e00.htm>

Lovatelli, A., Farías, A. y Uriarte, I. (dirs.). *Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina*. Taller Técnico Regional de la FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Rome, FAO. 2008. 359 pp.



Los documentos que figuran en este informe se han preparado como material de apoyo para un taller regional de la FAO sobre el estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura en América Latina. El taller reunió a expertos de los países de América Latina y del Caribe con el objetivo de (i) discutir aspectos técnicos y socioeconómicos relacionados con el cultivo y manejo de bivalvos; (ii) identificar las necesidades de investigación para el desarrollo futuro e inmediato; (iii) definir estrategias para aprovechar oportunidades y superar amenazas que enfrenta este tipo de producción animal; y (iv) recomendar medidas para la sustentabilidad de la industria de producción de bivalvos. Para lograr los objetivos del taller se implementaron una serie de mesas redondas específicas y sesiones plenarias con todos

los participantes del evento. Además, un Comité Editor se encargó a redactar la discusión, resultados y conclusiones de las diferentes sesiones y realizó la edición de los resultados. Considerando que uno de los objetivos del taller era la generación de recomendaciones de actuación para la sustentabilidad de la acuicultura y manejo de bivalvos, primero se realizó un diagnóstico sobre los principales problemas con respecto a políticas gubernamentales, científicas e industriales, y se sugirieron soluciones. Estas contemplaron, entre otros aspectos, la protección de los bancos naturales y la estandarización en certificación de calidad de los moluscos bivalvos, tanto en sanidad acuícola como en inocuidad alimentaria para la salud humana. Por último, se espera que las recomendaciones de este taller sean consideradas por las agencias de desarrollo, agentes del estado y grupos de investigación y desarrollo, nacionales e internacionales, que tengan interés y responsabilidad en consolidar y hacer sustentable el crecimiento de este sector de la acuicultura.

**Disponible en español:**

<http://www.fao.org/docrep/011/i0444s/i0444s00.htm>

**Lovatelli, A. y Sarkis, S.** A regional shellfish hatchery for the Wider Caribbean: Assessing its feasibility and sustainability. FAO Regional Technical Workshop. 18–21 October 2010, Kingston, Jamaica. FAO Fisheries and Aquaculture Proceedings. No. 19. Rome, FAO. 2011. 246 pp.

Es ampliamente reconocido que el desarrollo de la acuicultura en la Región del Gran Caribe está inhibido, en parte, por la falta de experiencia técnica, infraestructura, inversión de capital y recursos humanos. Además, el suministro de semillas para especies nativas se basa, en su mayor parte, en la recolección natural, sujeto a abundancia de las poblaciones con amplias variaciones anuales. Esta situación ha llevado a la tendencia actual de cultivar especies exóticas disponibles, pero con un potencial indeseable de impacto en el ambiente natural. La centralización de recursos disponibles en la región en una instalación productiva compartida ha sido recomendada por varias reuniones de expertos durante los últimos 20 años. El establecimiento de un criadero regional que apoya una acuicultura sostenible a través de la producción de semilla de especies de moluscos nativos se discutió en el taller de la FAO que se celebró en Kingston, Jamaica, en octubre de 2010. Varias especies de moluscos fueron identificadas debido a su potencial de cultivo en términos de técnicas conocidas, tecnología de crecimiento simple y bajo impacto en el medio ambiente. Se propone que un criadero regional de moluscos produciría semillas para venta y distribución para operaciones de engorde en la región, así como para proporcionar soporte técnico en la investigación de nuevas especies. El documento resume los resultados del taller y describe las recomendaciones sobre los pasos necesarios para lograr una la instalación regional. La respuesta positiva de los gobiernos caribeños que participaron en el taller demuestra la voluntad política actual para lograr un crecimiento sostenible de la acuicultura en la región, que está respaldada por varios planes nacionales, incluido el Plan Estratégico del Mecanismo Pesquero Regional del Caribe.



**Disponible en inglés:**

<http://www.fao.org/docrep/014/i2179e/i2179e00.htm>



# Glosario

**Los siguientes términos del glosario se definen en gran parte en el contexto de la acuicultura del caracol rosado.**

**Aclimatación:** Proceso en el que un individuo se ajusta a un cambio en su entorno (como la altitud, la temperatura, la humedad, el fotoperiodo o el pH), lo que le permite mantener su rendimiento en una serie de condiciones ambientales.

**Apertura:** Apertura principal en las conchas de los gasterópodos, por donde sale el pie y la cabeza del animal para su locomoción y alimentación.

**Ápice:** La punta de la concha. Es la parte más antigua de la concha, donde comienza el primer verticilo o espiral.

**Asentamiento:** Se refiere a cuando algunos organismos planctónicos, como la concha, encuentran un lugar en la zona bentónica para asentarse para la metamorfosis.

**Bentónico:** Un organismo que está asociado con el fondo de una masa de agua, como un océano, un lago o un arroyo, o que se encuentra en él. El bentos son las plantas y los animales que viven en el fondo y que se encuentran en los sedimentos.

**Canal sifonal:** Prolongación semitubular de la apertura de la concha.

**Chitosán:** Se fabrica a partir del tratamiento del esqueleto exterior (exoesqueleto) de camarones y otros crustáceos con una sustancia alcalina. Se utiliza en la industria farmacéutica y en la floculación de células de microalgas para alimentar a los juveniles de caracol en la acuicultura.

**Cilios:** Estructura en forma de pelo que se encuentra en los bordes de los lóbulos de las larvas veliger. Se mueven con un movimiento ondulatorio para propulsar las larvas y también se utilizan para capturar partículas de alimento y para el intercambio de oxígeno.

**Competencia/Competente:** Se considera que las larvas son competentes cuando están preparadas morfológicamente y fisiológicamente para aguantar la metamorfosis.

**Conjunto de pruebas:** Grupo de pruebas más pequeñas que se realizan para predecir y conseguir el resultado deseado a mayor escala.

**Criar:** Cuidar a los animales de una manera o en un lugar determinado hasta que crezcan completamente o hasta una determinada etapa de desarrollo.

**Críptico:** Camuflaje de un animal en su entorno.

**Ctenidio:** Organo respiratorio (branquia) de un molusco con una forma parecida a la de un peine. Se observa por primera vez en las larvas una vez que son competentes. La branquia sustituirá a los cilios que ayudaban a la larva veliger en el intercambio de oxígeno.

**Cultivo:** El mantenimiento de organismos terrestres o marinos en condiciones adecuadas para su crecimiento. La acuicultura es la cría de plantas y animales acuáticos específicamente.

**Diatomeas:** Las diatomeas son un grupo importante de fitoplancton que se encuentra en los océanos, los cursos de agua y los suelos del mundo. Sus paredes celulares están hechas de sílice, un material parecido al vidrio.

**Diversidad genética:** El número total de características genéticas en la composición genética de una especie. Sirve para que las poblaciones se adapten a entornos cambiantes.

**Embrión:** Fase inicial del desarrollo de un organismo multicelular. Es la parte del ciclo vital que comienza después de la fecundación y continúa con la formación de estructuras corporales, como tejidos y órganos.

**Epífitas:** Diatomeas bentónicas y otros organismos que crecen en la superficie de la vegetación marina, las macroalgas, la arena y las rocas. El término deriva del griego “epi”, que significa “sobre”, y “phyto”, que significa “planta”.

**Esterilización:** Hacer que algo quede libre de bacterias. Por ejemplo, el uso de microondas en la cristalería con medios o el uso de un quemador de alcohol para flamear los recipientes durante las transferencias de microalgas.

**Esterilización por UV:** Método de desinfección que utiliza luz ultravioleta de longitud de onda corta para eliminar microorganismos no deseados, como las bacterias.

**Filtro:** Dispositivo poroso que elimina mecánicamente las impurezas o partículas de un líquido como el agua de mar.

**Floculación:** La agregación de células, que antes estaban en suspensión, mediante la adición de un agente como el quitosán.

**Fitoplancton:** Grupo de algas microscópicas que flotan libremente y que van a la deriva con las corrientes de agua. Forman una parte importante de la red alimentaria del océano. Derivado del griego “phyto”, que significa “planta”, y “planktos”, que significa “errante” o “a la deriva”.

**Gasterópodo:** Molusco de la clase Gasterópoda, como el caracol o la babosa. La mayoría de los tienen una sola concha espiral en la que se introduce el cuerpo.

**Hemocitómetro:** Una cámara de recuento diseñada originalmente para el recuento de células sanguíneas, que puede utilizarse para el recuento de células microalgas.

**Incubación:** La fase de mantenimiento de los huevos en condiciones ambientales favorables hasta su eclosión.

**Inoculación:** Se utiliza para la producción continua de microalgas mediante la técnica de cultivo por lotes.

**Inoculante:** Un pequeño volumen de un cultivo denso de microalgas que suele transferirse a un recipiente más grande.

**Larva:** En el caso de organismos marinos, la fase larvaria comienza tras la eclosión y termina con la metamorfosis. Las larvas suelen ser planctónicas y pasan la mayor parte del tiempo en la columna de agua.

**Lóbulos:** Protuberancias características de las larvas de caracola rosado. Sirven para la locomoción, la respiración y la alimentación.

**Macroalga:** A diferencia de las microalgas, las macroalgas son visibles sin un microscopio. También se conocen como algas.

**Manto:** Capa de tejido de los moluscos que segrega la concha.

**Masa bucal:** Es la parte de la boca de los moluscos que se ve por primera vez en las larvas una vez que son competentes. Forma la probóscide, o el hocico, que se utiliza para pastar.

**Masa de huevos:** La hembra del caracol rosado pone masas de huevos en forma de media luna en la arena. Cada masa de huevos se compone de un largo filamento pegajoso que está cubierto de arena y contiene miles de huevos.

**Medio:** Sustancia rica en nutrientes utilizada para el cultivo de microorganismos.

**Metapodio:** Parte posterior del pie de algunos moluscos.

**Micrómetro ocular:** Disco de cristal que encaja en el ocular de un microscopio y que tiene una escala reglada. Se utiliza para medir el tamaño de objetos ampliados.

**Microscopio de disección:** Este microscopio también se conoce como microscopio estereoscópico y está diseñado para la observación con poco aumento de muestra.

**Monocultivo:** Cultivo de una sola planta o especie de alga.

**Morfología:** El estudio de la forma y la estructura de los organismos.

**Móvil:** capaz de moverse.

**Oligotrófico:** Término utilizado para describir entornos de agua con niveles de nutrientes relativamente bajos.

**Opérculo:** Estructura parecida a una tapa o una pequeña puerta que protege a los gasterópodos mientras están dentro de su concha.

**Osfradio:** Órgano olfativo de ciertos moluscos, relacionado con el órgano respiratorio. Se cree que la función principal de este órgano es analizar el agua entrante en busca de limo y posibles partículas de alimento.

**Pico:** Estructura saliente de la concha larvaria que envuelve la apertura y termina en punta.

**Placa de agar:** Placa de Petri que contiene agar, una sustancia gelatinosa obtenida de algas rojas, como medio de crecimiento sólido utilizado para cultivar microorganismos.

**Planctótrofo:** Se refiere al desarrollo de larvas que deben alimentarse de plancton para desarrollarse hasta la metamorfosis.

**Proboscis:** Parte de la boca alargada y chupadora que suele ser tubular y flexible.

**Propodio:** La parte anterior del pie de un molusco.

**Repoblación:** La cría de animales en la acuicultura para liberarlos en un río, lago u océano para complementar las poblaciones existentes o para crear una población donde no existe.

**Reserva vitelina:** Algunas especies de animales, normalmente las que tienen períodos de incubación cortos, nacen con una reserva de yema. Esto les proporciona la energía que necesitan durante las primeras horas de su vida hasta que son capaces de alimentarse por sí mismos.

**Señal:** Olor, sustancia química, temperatura u otro factor externo que desencadena un cambio, como la metamorfosis.

**Sílice:** Un óxido de silicio con la fórmula química  $\text{SiO}_2$ , que se encuentra más comúnmente en la naturaleza como cuarzo y en varios organismos vivos como diatomeas, esponjas marinas e hidroideos. Es uno de los componentes del vidrio.

**Sistema de afloramiento:** Cuando el agua aflora para reemplazar el agua que fue desplazada de la superficie. En la acuicultura, el agua de los tanques puede crear artificialmente este afloramiento.

**Sistema de descenso:** Se utiliza en los tanques de acuicultura para mover el agua desde la superficie hacia abajo a través de una bandeja con malla.

**Sistema de recirculación:** Tipo de sistema de acuicultura que funciona filtrando el agua de los tanques de peces o caracolas para poder reutilizarla. Esto reduce drásticamente la cantidad de agua utilizada y ayuda a controlar la calidad del agua.

**Sumidero:** Tanque situado debajo de los tanques de cultivo, que recoge el agua de mar en un sistema de recirculación y devuelve el agua a los tanques de cultivo con una bomba.

**Sustrato:** La superficie en la que vive un organismo.

**Tentáculos:** Órgano sensorial flexible, móvil y alargado presente en muchos moluscos. Son receptivos al tacto, la visión y el olor o el sabor de determinados alimentos o amenazas. Ejemplos de este tipo de tentáculos son los oculares de varios tipos de caracoles.

**Tubo sifónico:** Dispositivo que permite el flujo de líquidos a través de tubos sin necesidad de una bomba.

**Veliger:** Fase larvaria de ciertos moluscos que tienen lóbulos ciliados para nadar y alimentarse.

**Verticilos:** Un patrón de espirales, como el de una concha de caracol.

**Vivero:** Lugar donde se cultivan plantas y organismos jóvenes, como los juveniles de caracol rosado, hasta alcanzar un determinado tamaño.

**Zooplankton:** Plancton formado por pequeños animales y las fases inmaduras de animales más grandes. La palabra zooplankton deriva del griego “zoo”, que significa “animal”, y “planktos”, que significa “errante” o “a la deriva”.

# Anexo 1

## Cuidado y mantenimiento del microscopio

**Al utilizar el microscopio siempre siga estas pautas:**

- Cójalo con las dos manos. Nunca lo arrastre.
- Límpielo con un paño húmedo de agua dulce y séquelo.
- Cúbralo al terminar.



Ampliación de piezas oculares	Enfoque	Ampliación
10x	0,7x	7x
10x	1,0x	10x
10x	2,0x	20x
10x	3,0x	30x
10x	4,0x	40x
10x	4,5x	45x



## Anexo 2

# Fuentes de suministro de material para un criadero

Se enumeran varios proveedores de materiales y equipos, se precisa que hay otros más. Consulte a su proveedor local

Categoría	Proveedores Potenciales
Tanques de fibra de vidrio	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Red Ewald LLC</li> <li>- Dolphin Fiberglass Products Inc.</li> <li>- Aquatic Equipment &amp; Design</li> <li>- Pentair Aquatic Eco-Systems</li> <li>- Solar Components Corp.</li> </ul>
Suministros de laboratorio	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Fisher Scientific</li> <li>- Aquatic Equipment Design</li> <li>- Pentair Aquatic Eco-Systems</li> <li>- Carolina Biological Supply</li> <li>- Florida Aqua Farms</li> <li>- U.S. Plastic</li> <li>- Aquaculture Solutions</li> </ul>
Filtración	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Pentair Aquatic Eco-Systems</li> <li>- Aquatic Equipment &amp; Design</li> </ul>
Estantería	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Intermetro Industries Corp.</li> </ul>
Microscopios	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Nils's Microscopes</li> <li>- Carolina Biological supply</li> <li>- AmScope</li> </ul>
Aislados de microalgas (fitoplancton)	<ul style="list-style-type: none"> <li>- AlgaGen LLC</li> <li>- NCMA Bigelow Laboratory</li> <li>- UTEX Colección de cultivo de algas</li> </ul>
Algas de <i>Ulva</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Cultivados localmente o FAU Harbor Branch</li> </ul>
Pellets de pescados	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Purina Mills, Zeigler Brothers o Cargill</li> </ul>
Coladores de malla	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Miami Aquaculture Inc.</li> <li>- Pentair Aquatic Eco-Systems</li> </ul>
Productos químicos	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Tidal Vision (Polvo de quitosano)</li> <li>- Fisher Scientific (Hidróxido de sodio)</li> <li>- Sigma-Aldrich (Hidróxido de sodio)</li> <li>- PC NetwoRx Inc. (Ácido ascórbico, cloro domestico y ácido muriático)</li> <li>- Pentair Aquatic Eco-Systems (Medios de algas)</li> <li>- Florida Aqua Farms (Medios de algas, gelatina)</li> <li>- American Spice Company (Gelatina)</li> </ul>

## Anexo 3

# Tiempos de microondas para la esterilización de los recipientes de vidrio

### Notas:

- La tabla a continuación se basa en un microondas que tiene una potencia de cocción de 1 100 W con un consumo de energía de 13,5 amperios, 1 500 W.
- Los ajustes utilizados son el de potencia normal.
- Utilizar un microondas que tenga un plato giratorio de cristal.
- Utilizar un microondas que tenga al menos 22,5 cm (9") de altura en el interior para que quepan los frascos de 1 L.
- Si se necesita un cable alargador, utilice uno certificado para trabajos pesados con un enchufe con toma de tierra.
- No utilizar el microondas del laboratorio para preparar/calentar alimentos para consumo humano.

Tamaño del recipiente	# de recipientes	Tiempo	Notas
Matraz Erlenmeyer de 1 L (el volumen del matraz es de 800 ml de medio)	1	2 min, 30 s	Retire el plato giratorio.
	2	7 min	Retire el plato giratorio, coloque un matraz a la derecha y otro a la izquierda y cambiar de posición después de 5 minutos. Utilizar una tapa de plástico en cada matraz.
Matraz Erlenmeyer de 125 ml (el volumen del matraz es de 90 ml de medio)	2	1 min, 30 s	Utilizar el plato giratorio y distribuir uniformemente. Utilizar una tapa de plástico en cada matraz.
	3	2 min, 10 s	Como arriba
	4	2 min, 30 s	Como arriba
	5	3 min	Como arriba
	6, 7	4 min	Como arriba
Tubos de ensayo de 30–50 ml (el volumen de los tubos de ensayo es de 18 ml)	4	50 s	Utilizar una rejilla de plástico para tubos de ensayo y colocar en el centro del plato giratorio. Las tapas deben estar ligeramente sueltas.
	5, 6	1 min	Como arriba
	9	1 min, 15 s	Como arriba
	13	1 min, 30 s	Como arriba
Pipetas Pasteur	≤ 10	30 s	Utilizar una bolsa de autoclave o una bandeja rectangular de cristal para hornear con tapa de plástico.
	>10 to 20	1 min	Como arriba

## Anexo 4

# Programa de producción

Ejemplos de un programa de producción para un pequeño criadero y vivero de caracol rosado para cada temporada de crecimiento de un año

Fase del ciclo de vida	Número total por temporada	Duración	Tamaño de la concha	Densidad de población	Supervivencia	Número de tanques	Tamaño de cada tanque
Masa de huevo	36	3-4 días hasta eclosión	--	1 contenedor	--	1 tanque incubador con 8 contenedores	60 L
Larvas	14 400	3 semanas	300-1 200 $\mu\text{m}$	Empieza con 100-200 lar./L acaba con 1-20 lar./L	--	5 tanques cónicos	68 L
Metamorfosis	7 200	3-4 semanas	1,0-4,0 mm	Empieza con 3 500/m <sup>2</sup> acaba con 1 750/m <sup>2</sup>	50%	2 tanques rectangulares con bandejas de malla	38 L (0,5 m <sup>2</sup> )
Juvenil	5 400	12 meses	4-80 mm	Empieza con 1 700/m <sup>2</sup> acaba con 150/m <sup>2</sup> o menos	75%	6 tanques rectangulares tanques con arena	314 L (1,5 m <sup>2</sup> )



## Anexo 5

# Soporte de soluciones técnicas pertinentes para el desarrollo de la acuicultura en Caribe

La producción acuícola en el Caribe, establecida particularmente por el cultivo de especies no nativas, representa menos del uno por ciento de la acuicultura mundial. En general, se reconoce que el poco crecimiento de este sector económico en la región se debe, en parte, a la falta de experiencia técnica, infraestructura, inversión de capital y recursos humanos. La puesta en común de recursos entre los países se ha propuesto mediante el establecimiento de uno o más criaderos regionales. La FAO ha evaluado el establecimiento de un “criadero regional de moluscos” que se centra en las especies nativas basándose en el interés de los países del Caribe, el potencial de cultivo de las especies nativas y el conocimiento técnico disponible sobre las especies objetivo identificadas (ver la publicación FAO mencionada en la página 81 del presente manual).

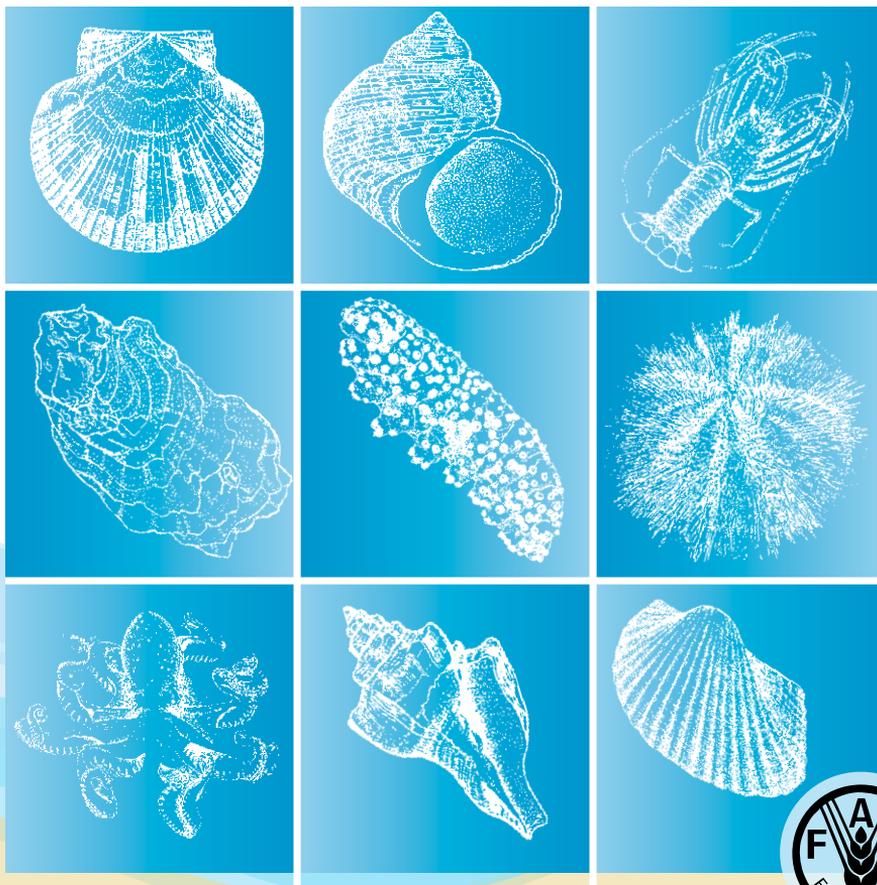
La participación de los gobiernos de la Región en el desarrollo de un concepto de criadero de moluscos regional se evaluó por primera vez mediante un breve cuestionario distribuido por el Servicio de Acuicultura, Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO en 33 países. Se recibieron respuestas de 21 países, 11 estados islas del Caribe y 10 países continentales que bordean el Mar Caribe. Del total de las respuestas recibidas, 14 países expresaron sus intereses en el concepto y apoyaron la importancia de investigar el cultivo de las especies de moluscos nativos.

La acuicultura en el Caribe sigue siendo un tema de gran relevancia socioeconómica, pero los pasos concretos hacia adelante que cautivan adecuadamente una estrecha colaboración y cooperación público-privada aún se quedan atrás. En las siguientes páginas se reproduce el texto integral del resumen original de un breve informe publicado por la FAO que invita una colaboración regional más estrecha entre los países del Caribe en el desarrollo de iniciativas regionales de acuicultura. El resumen está basado en las actas del taller “Criadero regional de mariscos para el Gran Caribe: evaluación de su viabilidad y sostenibilidad”, que se llevó a cabo desde 18–21 de octubre de 2010 en Kingston, Jamaica (Lovatelli y Sarkis, 2011 - ver página 81). Toda la información presentada en el texto que sigue y las recomendaciones dadas fueron formuladas por los Gobiernos participantes del Caribe.

Una iniciativa del Gran Caribe

## DESARROLLO DE UN CRIADERO REGIONAL DE ESPECIES NATIVAS DE MARISCOS

PUESTA EN COMÚN DE RECURSOS Y EXPERIENCIAS



## Uso de especies nativas, conocimiento y experiencia disponibles: un enfoque alternativo y sostenible para el desarrollo de la acuicultura en el Gran Caribe



### ¿Por qué?

Es ampliamente reconocido que el desarrollo de la acuicultura en la Región del Gran Caribe se inhibe, en parte, por la falta de conocimientos técnicos, de infraestructura, inversión de capital y recursos humanos. Además, el suministro de semillas de las especies nativas depende en su mayor parte, de las colectas del medio natural, sujetas a la gran variabilidad anual de las poblaciones silvestres. Esta situación ha llevado a la tendencia actual de cultivar especies exóticas de fácil disponibilidad, pero con un impacto potencialmente no deseado en el medio natural. La centralización de los recursos disponibles en la Región en un centro compartido, ha sido recomendada en varias reuniones de expertos realizadas en los últimos 20 años. El establecimiento de un criadero o hatchery regional, que dé sostenibilidad a la acuicultura mediante la producción de semilla de especies de mariscos nativos, fue debatido por representantes de los Gobiernos del Caribe y expertos en la materia en el Taller de la FAO “Criadero de mariscos: un estudio de viabilidad”, llevado a cabo en Kingston, Jamaica, en octubre de 2010. Las especies de moluscos son especialmente focalizadas debido a su potencial de cultivo en términos del conocimiento y simplicidad de las técnicas de engorda, así como del bajo impacto sobre el medio ambiente. Se propone que un Criadero de Mariscos Regional produzca semilla para la venta y distribución hacia las granjas de engorde de la Región, así como el apoyo técnico para la investigación de nuevas especies.

**El 67% de los 21 países del Caribe han expresado su interés en el desarrollo de un criadero regional centrado en especies de mariscos nativos.**

### ¿Quién?

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), ha financiado un estudio de viabilidad y los **Gobiernos del Caribe** tomaron la iniciativa en la formulación de las consideraciones y recomendaciones, con el aporte de expertos en acuicultura.

### ¿Cómo?

Se evaluó el interés de la Región mediante un **cuestionario** enviado por la FAO en agosto de 2009 a 33 países de la Región del Gran Caribe.

Se investigó la demanda actual y potencial de especies de moluscos nativos en la Región a través de un **estudio de mercado**.

Un **taller de 4 días** en Kingston, Jamaica (18–21 de octubre de 2010), reunió a representantes de diez países del Caribe, expertos en acuicultura, CRFM, la FAO, GCFI y el PNUMA.

**Cuatro recomendaciones** fueron elaboradas por los participantes del taller para asegurar la implementación exitosa de la instalación del criadero regional propuesto.



## Un enfoque regional para el crecimiento de la acuicultura

### ¿Por qué la puesta en común de recursos beneficia a los países de la Región?

#### Un criadero de mariscos regional podría:

- favorecer el desarrollo de la acuicultura mediante la centralización de esfuerzos y recursos específicos.
- apoyar a un equipo de expertos en el cultivo (e investigación) de las especies nativas y/o endémicas.
- permitir la distribución de semilla comercial certificada hacia las partes interesadas.
- proveer apoyo técnico a las granjas acuícolas para las operaciones de engorda.

#### HECHOS Y CIFRAS CLAVES

- Hay **37 especies** de gasterópodos (caracoles pala o reina, burgao), crustáceos (langostas y cangrejos), bivalvos (vieiras o pectínidos, almejas, ostras y mejillones), equinodermos (erizos y pepinos de mar) y cefalópodos (pulpo) en la Región del Caribe muchos de los cuales son especies de interés comercial.
- **22 de estas especies** se consideran **especies objetivo de acuicultura** por los Gobiernos del Caribe.
- El **67% de los 21 países** del Caribe están interesados en el desarrollo de un criadero regional.
- El **69%** de las operaciones comerciales registradas por 21 países se centran en las **especies exóticas**.
- El **67% de 21 países** del Gran Caribe reportaron el **suministro de semilla de especies nativas** como un factor limitante.
- La asistencia en la **investigación para el cultivo de nuevas especies** es de interés para el 52% de los países del Caribe interesados en la instalación del criadero regional.





## Desarrollo de un centro regional

### ¿Por qué centrarse en especies de mariscos?

#### Acuicultura sostenible

La introducción de especies en el Caribe y el cultivo de estas a escala comercial pueden tener efectos no deseados en el medio marino de la Región. El cultivo de **especies nativas** es un paso hacia una acuicultura sostenible. El enfoque en **especies de mariscos**, en particular, tiene las siguientes ventajas:

- Los mariscos, especialmente bivalvos aunque no son un elemento tradicional en la dieta de los pueblos del Caribe, son muy apreciados por los turistas que visitan la Región; ellos potencialmente pueden alcanzar altos precios y tener un mercado importante.
- La producción de moluscos no requiere la introducción de alimentación suplementaria en el medio natural, dando como resultado una actividad de bajo impacto, lo que facilita el crecimiento de la industria sin afectar negativamente el ecosistema marino.
- La no utilización de alimento suplementario en el engorde de especies de moluscos también se traduce en un costo de producción inferior a la de los peces.
- Los sistemas de líneas suspendidas utilizados para el engorde de bivalvos son una tecnología sencilla fácilmente transferible a los pequeños acuicultores.
- Los sistemas de líneas suspendidas pueden ser también sumergidos, haciéndolos adaptables a las zonas menos protegidas.

#### PUNTOS CLAVES

La tecnología está disponible y ha sido probada para varias de las especies objetivo.

El suministro confiable de semilla desde el criadero regional garantizará la sostenibilidad de las granjas de engorde en toda la Región.

La disponibilidad de productos de mar locales será muy apreciada por el sector turístico.

Los juveniles producidos en el criadero pueden ser transferidos al medio ambiente natural y contribuir al incremento de la pesca local, permitiendo beneficios culturales y económicos.





## Consideraciones y puntos a tomar en cuenta en el establecimiento y operación de un centro regional

### Aseguramiento de la sostenibilidad y buenas prácticas

#### Se debe tener cuidado en:

Prevenir la introducción de enfermedades y agentes patógenos a través de la transferencia de los envíos en vivo.

Preservar la singularidad del medio marino (biodiversidad genética de las poblaciones naturales).

Prevenir el impacto de las operaciones del criadero sobre el medio acuático natural adyacente.

Producir especies que estén libres de enfermedades y que puedan ser transferidos con seguridad a los sitios de engorda en la Región.

Producir especies que puedan ser vendidas y/o que contribuyan al incremento de las pesquerías locales.

Los Gobiernos del Caribe identificaron una serie de acciones necesarias para el desarrollo de una instalación Regional. Estas son:

- La priorización de las especies objetivo como candidatas para el cultivo.
- El establecimiento del protocolo operativo de buenas prácticas.
- La selección de un lugar adecuado.
- El desarrollo de un plan de negocios sólido.
- La búsqueda de financiamiento para la implementación y operación del centro regional en los primeros años.



## Las consecuencias de la inacción

La acuicultura en el Caribe representa menos del 1% de la acuicultura mundial. La Región tiene una población de 42 millones de habitantes, que consumen anualmente 400 000 toneladas de productos del mar (pescados y mariscos). La disponibilidad de los recursos pesqueros es baja, en su mayoría las poblaciones locales de peces están sobreexplotadas, y la mayor parte de la oferta es importada. Con el creciente flujo de turistas hacia el Caribe, la demanda de productos del mar ha crecido de manera significativa.

**La producción mediante la extracción de las poblaciones naturales no puede satisfacer la demanda.**



### PUNTOS CLAVE

La producción pesquera total en el Caribe en 2008 fue de 170 000 toneladas.

1/4 (42 500 toneladas) proceden de la acuicultura.

La pesca total de captura se redujo drásticamente de 270 000 toneladas en 1990 a 130 000 toneladas en 2008.

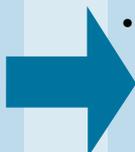
La producción de carpas y tilapias introducidas representaron 25 800 toneladas (más de la mitad de la producción acuícola total en el Caribe).

*(Tomado de las estadísticas de la FAO)*

### “Más de lo mismo” puede conducir a:

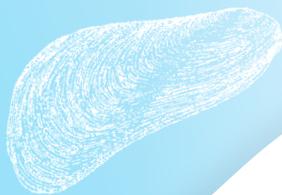
#### Pérdidas ambientales

- La sobreexplotación de las poblaciones naturales hasta el agotamiento
- El impacto negativo de las especies exóticas introducidas en los ecosistemas naturales



#### Pérdidas culturales y económicas

- Pérdidas de activos culturales y recreacionales, de empleo y de poblaciones de peces para el consumo local
- Pérdida de la biodiversidad y de la singularidad de las islas



## Lo que los gobiernos del Caribe recomiendan

### RECOMENDACIÓN 1

*Seleccionar los candidatos para el cultivo entre las especies objetivo identificadas, priorizar los candidatos sobre la base del conocimiento técnico, valor y demanda del mercado y la disponibilidad de reproductores.*

La estrategia recomendada es el cultivo de la ostra de mangle y del pectínido mano de león como primeros candidatos para el cultivo, evaluando el volumen de mercado antes de la producción. Una vez que la producción y las

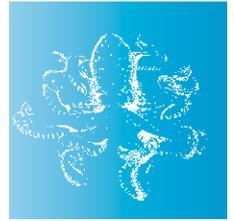
ventas de ambas especies se establezcan, dirigir los esfuerzos hacia el cultivo de ostras perlíferas y puede ser considerado el desarrollo de pesquerías locales basadas en el cultivo para el caracol burgao, erizo y pepino de mar.

### Ostra del mangle, *Crassostrea rhizophorae*

Una especie de bajo valor comercial, pero que potencialmente puede alcanzar un alto volumen de demanda. Las técnicas de cultivo de la ostra de mangle son bien conocidas, utilizando un sistema de producción para la engorda de bajo costo y técnicas simples, los cuales son relativamente fáciles de transferir al sector privado. La especie puede ser cultivada a alta densidad, la talla comercial es obtenida en seis meses y su rápida renovación desde el desove hace que esta especie sea ventajosa para su producción en criadero. Su costo de producción es relativamente bajo, y los costos de procesamiento son mínimos ya que se sirve en su concha en el mercado local.



La ostra de mangle es uno de los bivalvos que se consumen tradicionalmente en el Caribe. La demanda del mercado regional para esta especie existe y el cultivo regional se ve facilitado por la presencia natural de sus poblaciones en todo el Caribe.



### **Pectínido o vieira Mano de león, *Nodipecten nodosus***

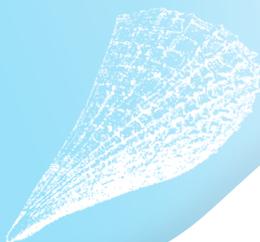
Una especie de alto valor comercial, con un nicho de mercado más especializado. Los pectínidos en general son mariscos muy apreciados y la vieira Mano de león es una de las más grandes (hasta 18 cm de longitud). La especie tiene un potencial considerable de cultivo debido a su rápido crecimiento y gran músculo, que es muy apreciado por los consumidores. Las técnicas de cultivo son bien conocidas. No es una especie tradicionalmente consumida localmente, probablemente porque se encuentra en bajas densidades. La producción de la especie podría estar dirigida al sector del turismo en la región, más que al mercado interno. Sobre la base de datos estadísticos del consumo e importación de mariscos, los siguientes países insulares del Caribe muestran una potencial de demanda de mercado de la vieira nativa: Antigua y Barbuda, Bahamas, Bermuda, República Dominicana, Islas Turcas y Caicos y Granada.



### **Madreperla u ostra perlífera, *Pinctada imbricata***

Una especie que se puede cultivar para la producción de carne y perla. Es una especie de alto valor comercial con un nicho de mercado más pequeño y una menor demanda de volumen. Tradicionalmente no se consume en la Región del Caribe, la obtención de perlas deberá ser el principal producto de este tipo de cultivo. Hay antecedentes históricos de la extracción de perlas en la costa meridional del Caribe. Lo más probable es que exista un potencial de mercado alto en la región del Caribe, destinados al sector turismo. Las técnicas de cultivo se pueden adaptar a las ya conocidas para otras especies. El tiempo para la producción de la perla es de aproximadamente 2,5 años. La especie está ampliamente distribuida en la Región del Caribe facilitando el cultivo regional. La extracción de ostras de perlas en la República Bolivariana de Venezuela se registró en 71 toneladas en 2008.





### **Burgao, *Cittarium pica***

Es una especie tradicionalmente colectada que tiene un alto valor en la pesquería local (tanto a nivel cultural como económico). Se recomienda la producción de semilla para incrementar las poblaciones naturales. El cultivo de esta especie se ha realizado a nivel experimental hasta la talla juvenil, se requiere mayor investigación hasta la talla comercial. Tanto la concha como la carne tienen un precio relativamente altos. El burgao es un alimento popular en muchas de las islas del Caribe. La concha es muy apreciada en el mercado asiático. Su cultivo resultaría enfocándose en un mercado local para la carne y en un mercado de exportación para la concha. Además, los Gobiernos insulares del Caribe están interesados en la transferencia de juveniles criados en laboratorios para incrementar las poblaciones naturales y por ende la pesca local.



### **Erizo de mar, *Tripneustes ventricosus***

Una especie de alto valor comercial, con producción en criadero especialmente para el mercado de exportación. Es una especie recolectada en las Antillas Menores para el consumo local (por lo menos se extraen 10 toneladas al año). El cultivo de erizo de mar es una industria bien establecida en otras partes del mundo, pero los costos de producción hasta la talla comercial son elevados. La estrategia óptima para el Caribe es la producción de juveniles en criaderos y su transferencia al medio natural para incrementar la pesquería. Se necesitan investigaciones adicionales para la optimización de la estrategia y las técnicas de cultivo a nivel regional.



### **Pepino de mar, *Isostichopus badionotus***

Es una de las especies de pepino de mar de mayor valor comercial en el Gran Caribe. Posee un alto valor comercial en el mercado asiático donde lo consideran un producto de mar de lujo con propiedades tonificantes. Esta especie es una de las más grandes (45 cm), y su pesquería ha sido limitada y regulada en la Región ya que la explotación ha sido alta. La especie está actualmente amenazada. La liberación de pepinos de mar juveniles producidos en los criaderos es considerada como una forma de reconstruir las poblaciones silvestres. Se realizan investigaciones para otras especies con el objeto de incrementar las poblaciones a partir de organismos juveniles cultivados en criaderos. Las técnicas de cultivo son bien conocidas para otras especies, pero se requiere más investigación para completar el ciclo de esta especie del Caribe.





## RECOMENDACIÓN 2

*Establecer protocolos de operación en consideración del nivel genético de la población, la prevención de la proliferación de patógenos y enfermedades durante el transporte de organismos acuáticos vivos.*

A. De interés inmediato para el desarrollo de la instalación regional, en donde los reproductores se obtendrán de una variedad de fuentes y/o países y las semillas producidas en el criadero serán enviadas a los países clientes, es la disminución de la reserva genética entre las poblaciones naturales dando lugar a una pérdida de la biodiversidad genética, junto con la introducción accidental de enfermedades y agentes patógenos en los embarques de organismos vivos. Adicionalmente, debe tenerse en cuenta la rotación de los reproductores dentro del criadero para maximizar el patrimonio genético de los juveniles y semilla producida. **Los protocolos operativos deben establecerse y cumplirse estrictamente, a fin de mantener la biodiversidad genética y evitar la introducción de enfermedades.**



B. **Los objetivos, responsabilidades y la autoridad nacional competente del criadero regional deben ser claramente definidos desde el inicio.** Las normas y reglamentos deben estar en conformidad con la legislación del país anfitrión y con otras regulaciones regionales e internacionales sobre producción y comercio de organismos cultivados.

### ACCIONES NECESARIAS

- Estudio poblacional a nivel genético entre las poblaciones naturales del Caribe.
- Evaluación del estado sanitario de las poblaciones.
- Selección cuidadosa del sitio de colecta de reproductores.
- Protocolos de embarque acordes con los criterios internacionales actuales.
- Protocolos de cuarentena elaborados para los reproductores.



### RECOMENDACIÓN 3

La selección del lugar para la instalación del criadero regional, debe basarse en criterios específicos, ya que es fundamental para el éxito de la acuicultura en la Región.



La selección del sitio debe basarse en:

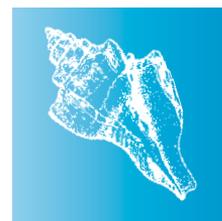
- Apoyo actual y potencial del país anfitrión.
- Infraestructura existente.
- Facilidad de acceso (tanto a nivel local como para los embarques internacionales).
- Presencia de las especies de mariscos objetivo.
- Medio Ambiente “saludable” (calidad del agua, aparición de enfermedades y agentes patógenos floraciones de algas nocivas).
- Acceso al apoyo técnico.
- Nivel de protección frente a los desastres naturales.

### PUNTOS CLAVES

Varios países cumplen muchos de los criterios.

La selección final depende en gran parte del compromiso del país anfitrión.

El desarrollo de una instalación para el criadero regional tiene que ser manejado por un comité de países del Caribe, con la asistencia de organizaciones internacionales para la inversión de capital inicial y la transferencia de conocimiento.



#### RECOMENDACIÓN 4

*Un criadero regional es un negocio, es fundamental el desarrollo de un plan de negocios a 5 años, en el cual esté bien definido el punto de equilibrio y el tiempo en que se hace financieramente auto-sostenible y viable.*

**A. La sostenibilidad de un criadero de moluscos regional depende de la localización estratégica de la instalación, de la estrategia de producción, del acceso a los mercados, del balance de los múltiples objetivos, de un adecuado financiamiento y del compromiso de los países socios.**

Más específicamente:

- La ubicación del centro deberá facilitar la movilidad de semillas y reproductores.
- Los costos de suministro de reproductores dependerán de la ubicación del sitio de recolección.
- Estrategia de producción: enfoque inicial en especies de bajo valor comercial y alta demanda y en los de alto valor comercial y bajo volumen de demanda. Se recomiendan las especies con técnicas de cultivo bien conocidas y probadas.
- Es necesaria la identificación y creación de nichos de mercado para la venta exitosa de los productos del criadero.
- Es necesario equilibrar el doble objetivo de producción comercial y la investigación en nuevas especies.
- Se requiere la participación financiera de los países participantes para la investigación.
- Es una obligación asegurar el apoyo del gobierno a nivel ministerial.

**B. Un plan de negocios a 5 años debe desarrollarse posterior a la selección del sitio.** Puede basarse en un ciclo de producción de 3 meses (para organismos juveniles), y en un centro de múltiples objetivos (incluyendo producción comercial, capacitación al sector privado, la investigación de nuevas especies y producción de organismos para repoblamiento). Se recomienda la siguiente estrategia:

- El desarrollo de la instalación debe ser gradual, siguiendo un concepto modular, que permita la expansión de la instalación a medida que aumenta la producción.
- Se recomienda una plantilla básica de cinco personas para el funcionamiento de la instalación.
- Se requiere adicionalmente experiencia externa de veterinarios, analistas químicos de agua y personal de seguridad.
- El personal debe capacitarse en el extranjero y en el sitio.
- El financiamiento del criadero debe provenir de fuentes múltiples (países socios, venta de productos, gastos de capacitación, subsidios del gobierno y subvenciones científicas).
- La comunidad del Caribe está dando cada vez mayor prioridad al desarrollo de la acuicultura.



## ¿Qué pueden hacer los responsables?

Desarrollar y promover los planes nacionales de acuicultura

Comprometer a los interesados, los inversores privados y la comunidad de donantes en el desarrollo de un criadero regional

Promover la engorda de especies nativas a pequeña escala mediante la capacitación y el apoyo técnico

Asociarse con otros países del Caribe para el desarrollo de un plan de negocios de 5 años y el establecimiento de un centro regional.

## Anexo 6

# Listas de verificación de operaciones diarias y regulares

Controles diarios del criadero	106
Lista de controles diarios (al exterior del criadero)	107
Hoja de datos del sistema de agua salada	108
Hoja de datos de masa de huevos	109
Hoja de datos del tanque de larvas	110
Hoja de datos de metamorfosis	111
Hoja de datos sobre microalgas	112



**Lista de controles diarios (en el exterior del criadero)**

Mes: \_\_\_\_\_

AM	Días																															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
Bomba funcionando																																
Filtros en la zona correcta del manómetro																																
Unidad UV encendida																																
Nivel del tanque de reserva																																
Cambiar los filtros cada 10 días																																
Completar la hoja de datos																																

PM	Días																															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
Cerrar el agua dulce en el lavabo y en la manguera																																
Nivel del tanque de reserva																																
Bomba funcionando																																
Filtros en la zona correcta del manómetro																																
Unidad UV encendida																																

Después del bombeo de agua de mar para rellenar el depósito	Días																															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
Cambiar los filtros después de 4 horas*																																
Cambiar los filtros después de 8-10 horas*																																
Compruebe los filtros y cámbielos si es necesario después de 24 horas																																
Revisar la fecha de bombeo y los cambios de filtros																																

\* Utilizar los filtros de aspecto más sucio.



**Hoja de datos de masa de huevos**

Sitio de recolección: \_\_\_\_\_ Profundidad: \_\_\_\_\_

Operador de campo: \_\_\_\_\_

Masa de huevos #	Fecha	Días en criadero	T (°C)	Salinidad (ppt)	Etapa	Observaciones/Iniciales
		0				
		1				
		2				
		3				
		4				
		0				
		1				
		2				
		3				
		4				













El manual incluye la ciencia y el arte del cultivo de la concha rosada (*Aliger gigas*) desarrollado a lo largo de 40 años. El propósito del manual es brindar una herramienta práctica para la producción de semilla para el cultivo del caracol rosado como alimento, y al mismo tiempo, mitigar y compensar los efectos de la extracción de esta especie mediante la recuperación de sus bancos naturales en el Caribe donde se distribuye, con la mirada en desarrollar estrategias de producción responsables y sostenibles, tanto en lo social como en lo económico, técnico y ambiental. Se presentan técnicas desde la recolección de masas de huevos del mar, desarrollo embrionario, larvario y postlarvario, y finalmente técnicas de producción de semillas en viveros.

