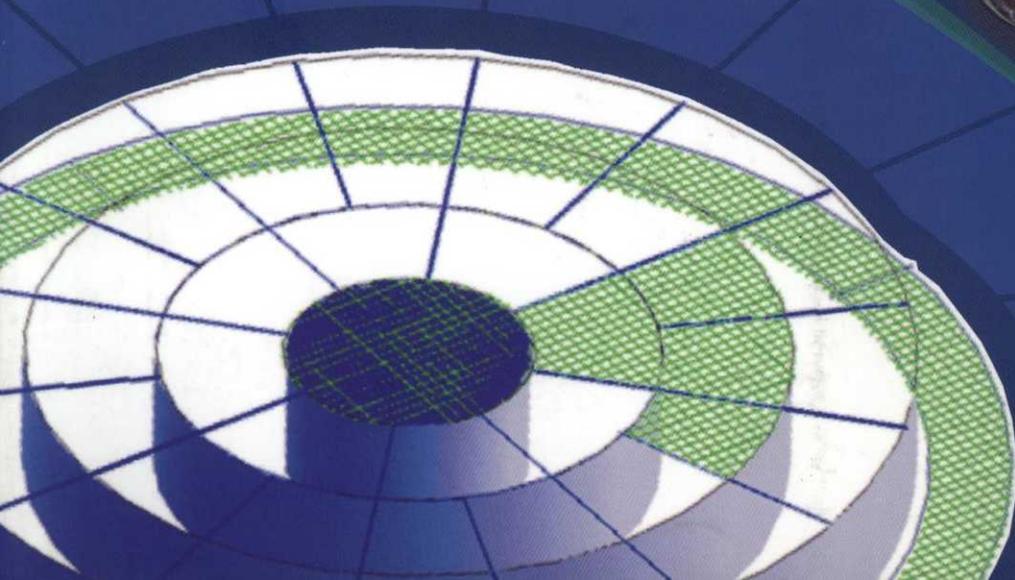




# DESARROLLO DE BIOTECNOLOGÍAS PARA EL CULTIVO DEL CARACOL ROSADO *Strombus gigas*

Aurora Claudia Padilla-Souza  
Donaldo Martínez-Vázquez  
Miguel Ángel Rivero-Fernández  
Ricardo Fanjul Ramírez DeVerger  
Pedro Cadena-Romero



---

DESARROLLO DE BIOTECNOLOGÍAS  
PARA EL CULTIVO  
DEL CARACOL ROSADO

*STROMBUS GIGAS*

*Aurora Claudia Padilla-Souza*

*Donaldo Martínez-Vázquez*

*Miguel Ángel Rivero-Fernández*

*Ricardo Fanjul Ramírez DeVerger*

*Pedro Cadena-Romero*

---

3) TÉCNICAS PARA EL CULTIVO DE LARVAS

Sistema de Incubación para el Desarrollo de Larvas 15

Sistema de Filtración Biológica para Cultivos de Larvas a Pequeña Escala 20

Sistema de Flujo Continuo para Cultivo de Larvas a Escala Grande 25

Ensayos para la Inducción a la Metamorfosis 30

Cultivo de Apoyo: Producción de Microalgas 35

Suministro de Agua Marina para Cultivos de Caracol 40

**DESARROLLO DE BIOTECNOLOGÍAS  
PARA EL CULTIVO DEL CARACOL ROSADO *STROMBUS GIGAS***

Padilla-Souza, A. C., D. Martínez-Vázquez, M. A. Rivero-Fernández, R. Fanjul Ramírez DeVerger, P. Cadena-Romero, 2007. Desarrollo de biotecnologías para el cultivo del caracol rosado *Strombus gigas*. Instituto Nacional de la Pesca-SAGARPA. 86 p.

© Instituto Nacional de la Pesca, 2007  
CRIP-Puerto Morelos

ISBN 968-800-710-2

## INDICE DE CONTENIDO

<b>1) INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>2) BIOLOGÍA DE LA ESPECIE</b>	<b>5</b>
Clasificación Taxonómica	5
Distribución Geográfica y Hábitat	6
Ciclo de Vida	7
<b>3) TÉCNICAS PARA EL CULTIVO DE LARVAS</b>	<b>13</b>
Sistema de Incubación para el Desarrollo Embrionario	13
Sistema de Filtración Biológica para Cultivo de Larvas a Pequeña Escala	24
Sistema de Flujo Continuo para Cultivo de Larvas a Gran Escala	28
Ensayos para la Inducción a la Metamorfosis	34
Cultivo de Apoyo: Producción de Microalgas	40
Suministro de Agua Marina para Cultivos de Caracol	41

<b>4) TÉCNICAS PARA EL CULTIVO DE JUVENILES</b>	<b>45</b>
Manejo de Semilla	46
Maricultivo	56
<b>5) REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>73</b>
<b>6) ANEXOS</b>	<b>79</b>
1. Formato para el Registro de Supervivencia de Larvas	80
2. Formato para el Registro de Alimentación de Larvas y Manejo del Sistema	81
3. Formato para Registrar Parámetros Físico-químicos en Cultivo de Larvas	82
4. Formato para Registrar Datos de la Biometría de Juveniles	83
5. Formato para Registrar la Alimentación de Juveniles en UPP	84
6. Lista de Chequeo para el Mantenimiento de una UPP	85

El presente documento forma parte de los resultados del proyecto de investigación titulado:

**DESARROLLO DE TECNOLOGÍAS PARA EL CULTIVO DEL CARACOL ROSADO (*Strombus gigas*) HASTA TALLA COMERCIAL EN QUINTANA ROO. MÉXICO,**

Colaboración: CONACYT / INP

Proyecto: CONACYT-SAGARPA-2002-C01-1530

Palabras clave: Larvicultivo, Maricultivo, caracol rosado, *Strombus gigas*, Quintana Roo.

Fotografías: Claudia Padilla y Donaldo Martínez

## INTRODUCCIÓN

1

El caracol marino *Strombus gigas* es una especie representativa de la fauna caribeña; desde tiempos inmemorables ha jugado un papel importante en la cultura y gastronomía de los pueblos prehispánicos en la región del Caribe. En México, el aprovechamiento de esta especie como recurso, ya sea para autoconsumo o para intercambio por otros productos se pierde en el tiempo, y es hasta principios de los años 70 que se tienen los primeros registros oficiales de producción, cuando el caracol rosa es considerado una especie importante dentro de las pesquerías de Quintana Roo (Cruz-Santabalbina, 1986). En los siguientes 20 años, la pesquería de este molusco se desarrolló considerablemente debido a la fuerte demanda generada por el auge turístico que se produjo en la entidad. Esta situación ha venido provocando la sobreexplotación de esta especie y la desaparición de las poblaciones en las zonas someras de los principales bancos de caracol, así como la perturbación de sus áreas naturales de reclutamiento a causa de los asentamientos urbanos a lo largo de la costa. De esta manera, empezó a ser necesario implementar regulaciones de manejo tales como temporadas de veda, cuotas anuales de extracción y tallas mínimas de captura, llegando hasta el cierre total de la pesquería en aquellas áreas que se vieron más afectadas por el esfuerzo de pesca.

Este escenario no es ajeno a toda el área del Caribe, en donde se han dedicado esfuerzos por parte de muchos países de la región por generar metodologías de cultivo de caracol rosado, con el propósito de reestablecer las poblaciones naturales de caracol que han sido afectadas por la sobrepesca (ver Ogawa y Coral, 1986; Fanjul, 1988; Heyman *et al.*, 1989; Martínez, 1990; Lagos *et al.*, 1996)

El potencial reproductivo del caracol rosado *Strombus gigas*, así como su resistencia a las enfermedades y su condición de herbívoro, le confieren características biológicas favorables para desarrollar su cultivo. De esta manera, las metodologías para el cultivo de larvas y de las primeras eta-

pas juveniles de caracol rosado se empezaron a desarrollar a partir de los últimos años de la década de los 70's y hasta principios de los 90's, mismas que se describen en los trabajos de Davis *et al.* (1987 y 1992); Creswell (1994) y Davis (1994). Estos métodos pueden ser modificados para adaptarse a las condiciones locales y económicas en otros sitios; sin embargo, Davis (1994) reconoce que la capacidad de alcanzar una producción a gran escala de semillas de caracol depende no solo de los métodos usados, sino también de la experiencia del personal y la eficiencia de la organización y el manejo.

A pesar de que se han desarrollado metodologías para la producción de larvas y pequeños juveniles de 2 a 3 cm, el objetivo principal de utilizar estas semillas para el restablecimiento de poblaciones deterioradas por sobreexplotación no han tenido el efecto esperado, debido a la elevada mortalidad por depredación que sufren estos organismos (Dalton, 1994). Apeldoorn y Ballantine (1983) y Appeldoorn (1984 y 1985) señalan que la talla mínima para manejar juveniles en el medio natural podría ser de 8 cm de longitud de concha, que es cuando los caracoles han desarrollado defensas naturales para disminuir la depredación. Sin embargo, llevar estas semillas a tallas mayores bajo estas estrategias de cultivo resulta poco factible por el elevado costo en la producción de alimento y la infraestructura requerida.

De esta manera, la generación de metodologías de bajos requerimientos financieros que permitan el manejo y engorda de semillas de caracol en sistemas marinos es una tarea necesaria para plantear el cultivo del caracol rosado como una estrategia viable para el sector productivo.

En el CRIP de Puerto Morelos se desarrolla actualmente un proyecto de investigación sobre biotecnología del cultivo de caracol rosado, con la intención de adaptar y en su caso modificar las tecnologías ya establecidas para el cultivo de larvas y pequeños juveniles, a fin de obtener una metodología confiable para la producción de semilla, tanto a nivel masivo como a pequeña escala, acorde a las condiciones ambientales y de infraestructura locales. Asimismo, se ha trabajado en la generación de una tecnología de bajo costo, utilizando sistemas de cultivo semicontrolados a la intemperie para el manejo de semilla hasta la obtención de juveniles de 7 cm, aptos para ser manejados en el medio natural. Por otro lado, se ha desarrollado una tecnología simple, que puede ser adoptada por pequeños productores y por el sector pesquero, para la engorda de juveniles en sistemas de cultivo en el mar, sistema que se ha probado con resultados positivos y que actualmente se está perfeccionando para optimizar su rendimiento.

De este modo, el presente Manual de Técnicas pretende resumir la experiencia adquirida hasta este momento como resultado de este esfuerzo, con la intención de servir de guía a personas interesadas en incursionar o perfeccionar técnicas de cultivo de esta especie, tanto productores privados como del sector pesquero. Se presenta en un lenguaje sencillo, con términos técnicos de fácil entendimiento. Incluye una descripción general del ciclo de vida de la especie y se presentan cuadros sinópticos que resumen la información biológica más importante, con asociación de imágenes ilustrativas para un mejor entendimiento de los estadios de desarrollo y cambios morfológicos que ocurren durante cada etapa del cultivo.

El manual consta de 2 partes principales: Técnicas de cultivo de larvas, enfocada a adecuar las técnicas de desarrollo embrionario, larvicultivo y metamorfosis a gran escala, a fin de orientar el proceso inicial para establecer un Centro Productor de Semillas, que pudiera ser de interés para el sector privado. Sin embargo, también se contemplan aspectos relacionados con técnicas a menor escala, con la intención de orientar el cultivo de larvas para fines educativos y de investigación, en donde se puede tener un mayor control de los parámetros de cultivo.

La segunda parte del manual está dirigida al sector pesquero, en donde se proponen técnicas simples y de bajo costo para el cultivo de juveniles de caracol, que no requieren de fuertes inversiones, ni personal especializado. En ambas secciones se presentan los diseños de los sistemas de cultivo para las diferentes etapas de desarrollo, su manejo y mantenimiento, así como el cuidado que se debe dar a los organismos en cultivo.

El presente documento forma parte de los resultados del proyecto de investigación titulado: **Desarrollo de Tecnologías para el Cultivo del caracol Rosado (*Strombus gigas*) Hasta Talla Comercial en Quintana Roo, México**, que se llevó a cabo en el CRIP Puerto Morelos del Instituto Nacional de la Pesca, a partir del 30 de septiembre del 2003 y hasta el 15 de diciembre del 2006, con financiamiento del CONACyT (SAGARPA-2002-C01-1530) y del Instituto Nacional de la Pesca.

## BIOLOGÍA DE LA ESPECIE

2

### CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

El caracol *Strombus gigas* se conoce con diferentes nombres en la región del Caribe. En México se le llama caracol rosa, o de abanico, en Estados Unidos como caracol reina, en Cuba como cobo, en Venezuela como botuto o guarura, carrucho en Puerto Rico (Brownell y Setevly, 1981; Siddall, 1984). Su clasificación taxonómica es la siguiente (Warmke y Abbott, 1961):

PHYLUM	MOLLUSCA
CLASE	GASTROPODA
ORDEN	MESOGASTROPODA
SUPERFAMILIA	STROMBIIDEA
FAMILIA	STROMBIDAE
GÉNERO	<i>Strombus</i>
ESPECIE	<i>Strombus gigas</i> (Linné 1758)

El caracol rosado *Strombus gigas* (Linné 1758) es miembro de la familia Strombidae, la cual se caracteriza por la formación de un abanico o labio en la abertura de la concha, y presenta una muesca característica del género en la parte anterior del labio por la cual se asoman los pedúnculos del ojo (Montes-Yedra y Rodríguez-Gómez, 1989). Los miembros de esta familia generalmente se distribuyen en la región del Indo-Pacífico, y solo seis especies se encuentran en la región del Caribe, todos pertenecientes a la familia Strombidae.

ncientes al género *Strombus*. Las seis especies son: *S. gigas*, *S. raninus*, *S. costatus*, *S. alatus*, *S. gallus* y *S. pugilis*.

*Strombus gigas* se distingue de las otras cinco especies por su gran tamaño, llegando a medir entre 15 y 30 cm en etapa adulta, presenta sombras amarillas, rosas y naranjas en la apertura de la concha, periostraco bastante grueso (Abott, 1954) y exhibe espinas de crecimiento largas y marcadas.

Flores (1964) menciona algunas características morfológicas del caracol rosado, las cuales se enlistan a continuación: la concha es gruesa y generalmente de gran tamaño; el labio es distendido en forma de ala o abanico, cuya superficie interna es lisa y brillante; el periostraco es generalmente café-amarillo y fácilmente desprendible; el opérculo es café oscuro y alargado en forma de uña, insertado en el pie, el cual utiliza para su desplazamiento.

Sin embargo, la morfología de la concha puede variar en función de las condiciones ambientales en las que se desarrolla. De este modo, organismos que crecen en ambientes favorables tienden a formar una concha más grande, delgada y con espinas pronunciadas; mientras que los caracoles en situaciones desfavorables presentan conchas pequeñas, gruesas y con espinas romas (D'Asaro, 1965).

## DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y HÁBITAT

El caracol *Strombus gigas* se distribuye en aguas tropicales y subtropicales de la región zoogeográfica del Caribe, incluyendo Bermudas, Bahamas, sur de Florida, Cuba, el sureste del Golfo de México, península de Yucatán, Antillas menores, Centro América, Venezuela y Brasil (Brownell y Stevely, 1981) (Fig. 1). Su distribución hacia Suramérica es limitada por el río Amazonas y Orinoco, donde el nicho es ocupado por *Strombus goliath* (Berg, 1981).

El caracol se encuentra en una variedad de hábitat como son las zonas someras de pastos marinos compuestos principalmente de *Thalassia testudinum*, *Syringodium filiforme* y *Halodule wrightii*, arenales conocidos como blanquiales y en áreas de pedacería calcárea de conchas y coral.

La distribución batimétrica del caracol rosado es muy amplia, encontrando ejemplares de esta especie desde zonas muy someras con apenas unos cuantos centímetros de agua, hasta 75 metros de profundidad (Randall, 1964). Los organismos juveniles suelen habitar en ambientes someros cercanos a la costa, en donde el agua alcanza una mayor temperatura; mientras que los organismos de mayor talla suelen encontrarse entre los 10 y 30 metros. Se ha registrado la presencia de caracol rosado en arenales a profundidades mayores a los 100 metros, pero se desconoce su papel ecológico. (Padilla, obs. pers.)

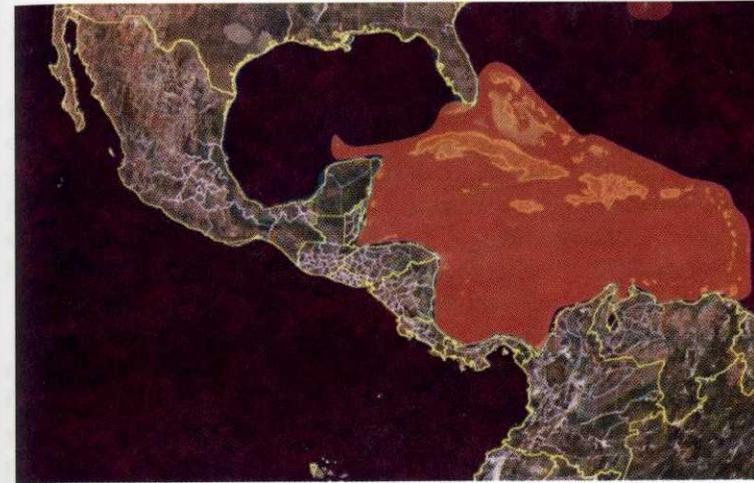


Figura 1.  
Distribución geográfica del caracol rosado *Strombus gigas*.

## CICLO DE VIDA

En esta sección se describen las diferentes etapas del ciclo de vida del caracol rosado. Abarca desde la reproducción y el desarrollo embrionario, pasando por la etapa de larvas y metamorfosis, hasta el desarrollo de los caracoles juveniles. La finalidad de incluir esta información en el manual es mostrar los aspectos biológicos y de desarrollo más relevantes que hay que considerar durante el cultivo de esta especie, así como las características morfológicas y requerimientos ambientales propias de cada etapa.

El ciclo de vida del caracol rosado *Strombus gigas*, se caracteriza por la presencia de dos fases: la planctónica y la bentónica. A continuación se explica de forma general, y posteriormente se aborda cada una de las etapas. En la fase planctónica, la masa ovígera eclosiona 3 a 5 días después de que fue depositada por la hembra. Al eclosionar los huevos nacen las larvas veliger con 2 lóbulos, las cuales durante 4 semanas forman parte del plancton y se alimentan de microalgas. En la primera semana de desarrollo larval los lóbulos velares se dividen y se forma un segundo par, y posteriormente se vuelven a dividir para presentar tres pares de lóbulos velares. Durante este período la concha se va desarrollando desde el ápice hasta la 3ª vuelta de la espira, y la larva crece en tamaño.

Después de este periodo, la larva veliger pierde su capacidad de nadar por la reabsorción de los lóbulos velares, se asienta en el fondo y, dadas las condiciones propicias, lleva a cabo la metamorfosis. Este hecho marca el comienzo de la fase bentónica. Las características que se asocian con el momento propicio para que una larva pueda llevar a cabo la metamorfosis son diversos e incluyen la pérdida de la capacidad natatoria y utilización del pie para moverse, el desarrollo de la probóscide, cambio de coloración en los pigmentos del pie y de la concha de color naranja a verde botella y migración de los ojos a los pedúnculos oculares.

Al terminar el proceso de la metamorfosis, las larvas veliger se convierten en organismos bentónicos y utilizan la probosis para conseguir alimento raspando las algas epifitas de los pastos marinos o de las piedras (D'Asaro, 1965; Brownell, 1977; Berg, 1981). En este momento el caracol mide 1 mm y presenta el desarrollo funcional de todos los órganos adultos, a excepción del aparato reproductor. Durante el primer año de vida bentónica no es fácil observar estos organismos en el campo debido a su hábito de enterramiento, por lo que en las zonas de reclutamiento se pueden observar hasta que tienen 5 a 7 cm de longitud.

Posteriormente, el caracol se desarrolla en tamaño, a la vez que va creciendo su concha por la formación de nuevas espiras, hasta que alcanza la madurez sexual, entre los 3 y 4 años de edad. Al llegar a su etapa adulta, la concha del caracol forma un labio o abanico, de modo que ya no desarrollará más espiras, por lo que su crecimiento en longitud cesa y solamente aumenta el grosor de la concha. Estos caracoles adultos pueden reproducirse y dar comienzo al ciclo descrito (Fig. 2).

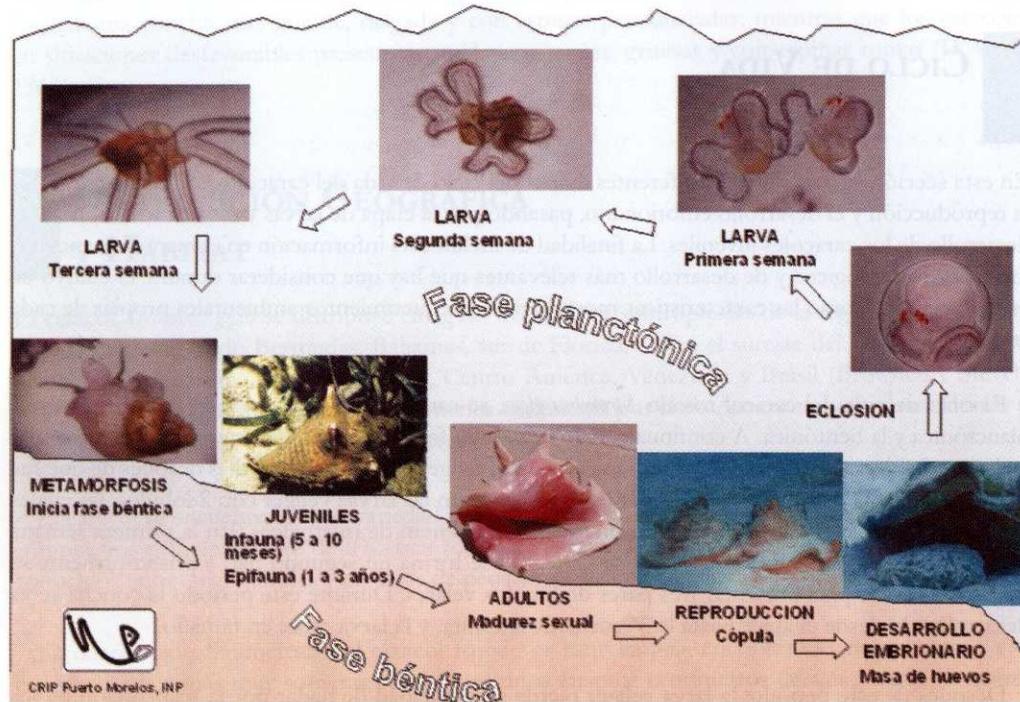


Figura 2.  
Ciclo de vida del caracol rosado *Strombus gigas*.

## Reproducción

La época reproductiva del caracol ocurre en los meses más cálidos del año, de marzo a septiembre, cuando los caracoles adultos migran a aguas someras y forman agregaciones para la reproducción (Robertson, 1959). Existe dimorfismo sexual en esta especie con fecundación interna. El desove o puesta de la masa de huevos puede ocurrir varias semanas después, ya que se ha encontrado que el esperma puede permanecer viable en el receptáculo de las hembras hasta 6 semanas después de haberse efectuado la cópula (Randall, 1964; Hesse, 1979; Brownell, 1977; Well y, Laughlin, 1984).

La puesta de la masa de huevos se lleva a cabo sobre sustratos de arena libres de vegetación, comúnmente conocidos como "blanquiales" a profundidades que varían de los 2 a los 25 metros. La formación de la masa ovígera o "hueva" es un proceso lento que normalmente se completa entre 24 y 36 horas. Los granos de arena del sustrato se adhieren al filamento mientras este es depositado, proporcionando de esta forma un camuflaje contra los depredadores.

Durante el proceso de desove la hembra cava una pequeña depresión en la arena donde deposita la masa con consistencia gelatinosa. La masa de huevos tiene la apariencia de una madeja de estambre en forma de media luna. El filamento extendido puede medir hasta 30 metros. Las hembras producen un promedio de 9.6 masas de huevos por estación (Davis *et al.*, 1984) conteniendo cada una de ellas entre 400 y 500,000 huevos, con lo que se estima que cada hembra produce de 3 a 4 millones de huevos por temporada.

## Desarrollo Embrionario (Masa de huevos)

La masa ovígera o "hueva" tiene un periodo de incubación 5 días a una temperatura de 26 a 28 °C. La masa de huevos es un filamento de consistencia gelatinosa, que se recubre de arena, lo que le proporciona un camuflaje contra depredadores. Dentro de este filamento están acomodados los huevos en forma de hélice, con un promedio de 6 huevos en cada vuelta de la espiral. Al término del periodo de incubación eclosionan las larvas, que miden la cuarta parte de un milímetro y nadan libremente a merced de las corrientes.

Durante los 5 días que dura el desarrollo embrionario se forman las estructuras de la larva. En el primer día de desarrollo se inicia la división celular y la mórula es reconocible; empieza la formación de la glándula de la concha. En el segundo día el embrión es ciliado y empieza a rotar. Para el tercero y cuarto días los órganos y estructuras de las larvas se pueden reconocer. Finalmente, el día de la eclosión los lóbulos velares están bien definidos y presentan cilios, la pigmentación naranja del pie es obvia y el embrión se mantiene en rotación. Una descripción general de las características de la masa de huevos y una descripción detallada de las veliger encapsuladas se encuentra en el trabajo de D'Asaro (1965).

## Desarrollo Larval

El desarrollo de la larva en el caracol rosado dura de 21 a 30 días, con una temperatura entre 28 y 30 °C. Durante este período la larva es libre nadadora y forma parte del plancton. Inicia con la eclosión del huevo y termina cuando las larvas realizan metamorfosis y adoptan una vida bentónica.

Los cambios morfológicos más notorios durante el desarrollo larval son el crecimiento de los lóbulos velares y de la concha. En el momento de la eclosión la larva veliger mide entre 250 y 300 micras de longitud de concha y tiene 2 lóbulos velares, los cuales se dividen en 4 alrededor del quinto día. Alrededor del octavo día, el par de lóbulos velares anterior se divide nuevamente para formar 6 lóbulos. Estos lóbulos continúan alargándose hasta que la larva está apta para la metamorfosis. Los lóbulos se utilizan para la locomoción, respiración y alimentación. El pie también se va desarrollando durante esta etapa larval, y al final del estadio presenta un opérculo bien formado y funcional. Este pie se utiliza para la manipulación del alimento, excreción, protección y como órgano de balanceo para el nado de la veliger, así como para la locomoción sobre el sustrato en la última fase de desarrollo. La longitud de la concha, así como el número de espiras también puede ser utilizado para determinar el estado de desarrollo y edad de la veliger, de acuerdo a lo estipulado en Davis *et al* (1993). Una descripción detallada del desarrollo larval de *Strombus gigas* se encuentra en D'Asaro (1965) y en Davis (1994).

## Metamorfosis

La metamorfosis es una etapa crítica en el ciclo de vida del caracol rosado; ocurre entre los 21 y 31 días de desarrollo embrionario, y es un proceso que toma aproximadamente 12 horas para la transformación de una larva libre nadadora a un juvenil bentónico. Se presentan ciertas características morfológicas que indican el momento en que la larva está próxima a hacer metamorfosis, como son el desarrollo de la proboscis, la migración de los ojos, la desaparición de los lóbulos velares y el cambio de coloración en los pigmentos del pie de naranja a verde oscuro. La talla de las larvas en esta fase es alrededor de 1 mm. Las descripciones de este proceso se pueden encontrar en Brownell (1977), Davis *et al.* (1990) y en Davis (1998).

## Juveniles

La biología de *Strombus gigas* ha sido descrita ampliamente por diversos autores (D'Asaro, 1965; Randall, 1964; Appeldoorn y Rodríguez, 1994). Sin embargo, es importante mencionar, que se desconocen algunos aspectos biológicos de esta especie en sus primeras etapas de vida bentónica, especialmente en lo que se refiere a su hábitat preferencial, comportamiento y mortalidad. Los caracoles juveniles se distribuyen en los lechos de pastos marinos integrados principalmente por *Thalassia testudinum* y *Syringodium filiforme*, alimentándose de las algas epifitas que crecen sobre estos pastos a

profundidades de 1 a 5 m, donde el alimento es abundante y existe poco oleaje. En estas camas de pastos ocurre el reclutamiento durante los meses de verano.

Durante el primer año de vida los juveniles permanecen enterrados, por lo que se dificulta su observación en campo, y se conoce poco sobre su comportamiento. Cuando los juveniles han alcanzado 7 a 10 cm de longitud en su concha emergen de manera gradual del sustrato antes de dispersarse, y es cuando son evidentes en el medio natural. El crecimiento natural en organismos juveniles es relativamente rápido, en promedio 1 cm al mes de longitud de concha durante los primeros estadios. Después de 2 a 3 años alcanzan su estado adulto llegando a medir 27 cm y pesar cerca de 4 kg.

## Depredación

El caracol *Strombus gigas* es un organismo resistente a las enfermedades y parásitos, por lo que su mortalidad natural es causada principalmente por depredación. Muchos animales se alimentan de este caracol en sus distintas etapas de desarrollo, siendo más vulnerable durante su primer año de vida.

Se han identificado un total de 28 especies depredadoras entre gasterópodos, cefalópodos, crustáceos, peces y reptiles. Los principales organismos marinos que depredan a los juveniles de caracol rosado en el medio natural se muestran en la Tabla 1.

## SISTEMA DE INCUBACIÓN PARA EL DESARROLLO EMBRIONARIO

La incubación de la masa de huevos para completar el desarrollo embrionario es la primera etapa del cultivo de caracoles rosados. La masa veliger se debe cultivar en el medio natural, ya que las técnicas para la reproducción en laboratorio de huevos de nuevo en laboratorio aún no son viables.

**Tabla 1.**

Principales organismos que depredan al caracol rosado en su etapa juvenil.

Nombre Genérico	Nombre Común	Especie
Cangrejos ermitaños	Ermitaño gigante	<i>Pterochirus Diógenes</i>
	Ermitaño de bandas rojas	<i>Paguristes erythropros</i>
Pulpos	Pulpo común	<i>Octopus vulgaris</i>
	Pulpo dos manchas	<i>Octopus filiosus</i>
	Pulpo de arrecife	<i>Octopus briareus</i>
Rayas	Raya gris	<i>Dasyatis americana</i>
	Raya gris	<i>Dasyatis centroura</i>
	Raya pinta	<i>Aetobatus narinari</i>
Tortugas	Cahuama	<i>Caretta caretta</i>
	Tortuga blanca	<i>Chelonia mydas</i>
	Carey	<i>Eretmochelys imbricota</i>
Langostas	Langosta espinosa	<i>Panulirus argus</i>
	Langosta del Caribe	<i>Panulirus argus</i>
Peces	Peces ballesta o Escochin	<i>Balistes vetula</i>
	Chon kay	<i>Balistes capricus</i>
Caracoles carnívoros	Tomburro	<i>Turbinella angulata</i>
	Chac pel	<i>Pleuroploca gigantea</i>
	---	<i>Fasciolaria tulipa</i>
	---	<i>Vasum muricatum</i>

## Juveniles

La biología de *Strombus gigas* ha sido descrita ampliamente por diversos autores (D'Alessi, 1965; Haudry, 1968; Applebury y Rodriguez, 1994). Sin embargo, es importante reconocer que se desconocen algunos aspectos biológicos de esta especie en sus primeros etapas de vida, especialmente en lo que se refiere a su hábitat preferencial, comportamiento y alimentación. La información disponible se fundamenta en las larvas de peces marinos integrados principalmente por *Thalassoma* y *Chromis*, y en las larvas de peces marinos integrados principalmente por *Thalassoma* y *Chromis*.

## Desarrollo de Biotecnologías para el Cultivo del Caracol Rosado *Strombus gigas*

### TÉCNICAS PARA EL CULTIVO DE LARVAS

3

Las técnicas que se presentan en esta sección describen los procedimientos de incubación de las masas de huevo para completar el desarrollo embrionario, así como dos diferentes sistemas de cultivo para el manejo de larvas de caracol hasta que son aptas para la metamorfosis. También se describen algunos ensayos para inducir la metamorfosis en laboratorio.

Estas técnicas están principalmente enfocadas a la producción a gran escala de larvas, con la intención de orientar los aspectos técnicos que deberán seguirse para realizar una producción masiva de semillas de caracol; siendo éste el proceso inicial para el establecimiento de un Centro Productor de Semillas de caracol.

La adaptación de estas técnicas requiere una infraestructura y personal especializado, enfocados a mantener las condiciones propicias bajo las cuales se desarrolla esta primera etapa del ciclo de vida del caracol; siendo de interés para acuacultores del sector privado. Sin embargo, también se hacen consideraciones importantes para implementar estas técnicas a pequeña escala con fines de investigación o educación, en donde se puede tener un mayor control de los parámetros de cultivo bajo condiciones de laboratorio.

#### SISTEMA DE INCUBACIÓN PARA EL DESARROLLO EMBRIONARIO

La incubación de la masa de huevos para completar el desarrollo embrionario es la primera etapa del cultivo de caracol rosado. La masa ovígera se debe coleccionar del medio natural, ya que las técnicas para la reproducción y obtención de masas de huevo en cautiverio aún no son confiables.

El procedimiento de cultivo en esta fase del ciclo de vida consiste en mantener la masa de huevos en incubación en condiciones controladas para completar el desarrollo embrionario, el cual concluye con la eclosión de las larvas. Las etapas del desarrollo embrionario se describen en desarrollo larval (p.10), en donde se muestra una guía ilustrada de los principales cambios morfológicos que se pueden apreciar en cada día de incubación.

### Descripción del Sistema

La incubación de la masa de huevos se lleva a cabo en un dispositivo diseñado para completar el desarrollo embrionario y almacenar las larvas recién eclosionadas. El sistema consta de 2 recipientes con flujo de agua corriente y aireación. El primer depósito funciona como incubador, en el cual se coloca una canastilla suspendida que contiene la masa de huevos, y está conectado al segundo recipiente que funciona como colector de larvas. (Fig. 3).



Figura 3.  
Dispositivo de incubación para masa de huevos de caracol rosado.

El funcionamiento del sistema para el desarrollo embrionario consiste en mantener un flujo de agua de mar que entra al depósito de incubación y se desplaza hasta el recipiente de recepción. El agua de mar entra al primer depósito filtrada a 1µm y esterilizada con luz ultravioleta (ver Sistema de filtración y esterilización de agua marina, p. 43. ) a una temperatura entre 26 y 28 °C.

Este flujo de agua se canaliza al fondo del recipiente por un tubo curvado hacia arriba en el segmento final, lo cual permite que el agua brote en forma ascendente e impacte la parte inferior de la masa de huevos y salga inmediatamente del recipiente. De esta forma se mantiene agua de buena calidad en todo momento, con una circulación vigorosa que oxigena constantemente la masa de huevos, previniendo la aparición de colonias de bacterias. El flujo de agua recomendado es de 1 litro / min / masa de huevos.

Cuando la eclosión inicia, este mismo flujo de agua transporta las larvas recién nacidas al segundo recipiente que funciona como receptor y concentrador. En el fondo de este segundo recipiente se dispone un tamiz conectado a un tubo que drena el agua excedente, reteniendo las larvas en el recipiente. Es necesario colocar alrededor del tamiz una manguera de aireación perforada para proveer de una cortina de burbujas que impida que las larvas se peguen a la malla por el efecto de succión y puedan obstruirla, ocasionando una elevación en el nivel de agua y un derrame con la consecuente pérdida de larvas.

El volumen de los recipientes deberá estimarse de acuerdo al número de masas de huevo a incubar, considerando que 1 masa ovígera completa requiere entre 25 y 40 litros en cada recipiente.

### Incubación simultanea de masas ovígeras

La incubación de masas de huevo con fines de investigación se puede llevar a cabo de manera simultánea para mantener el control sobre la procedencia de las larvas o para evaluar la calidad de la masa ovígera. En tal situación, es necesario manejar depósitos independientes, tanto de incubación como de recepción para la incubación de las masas. En la figura 4 se muestra el diseño de la incubación simultánea de 4 diferentes masas de huevo que proceden de hembras con diferentes características morfológicas.

Figura 4.

Sistema de incubación simultánea de diferentes masas ovigeras para desarrollo embrionario.



## Procedimientos y Manejo del Sistema

### Consideraciones sobre la reproducción de la especie

El caracol rosado *Strombus gigas* es una especie con dimorfismo sexual, es decir, que hay organismos hembras y organismos machos. La hembra se distingue por el oviducto, que se ve como una línea de color naranja en la base del pie, mientras que los machos poseen un pene de color oscuro (Fig. 5).

En la figura 6 se presenta un cuadro sinóptico ilustrado con las principales etapas de la reproducción del caracol rosado que se pueden observar en el campo.

### Colecta y transporte de la masa de huevos

La masa de huevos deberá ser colectada del medio natural. Se deberá buscar los sitios de agregación de reproductores, los cuales generalmente son fondos de arena fina a gruesa, entre 10 y 20 metros de profundidad.

Una vez ubicado el sitio se deberá realizar una inspección para buscar las masas de huevo ya puestas sobre el sustrato de arena, y de ser posible elegir aquellas que se encuentren completas y de

HEMBRA



MACHO



Figura 5.

Diferencias morfológicas entre una hembra y un macho de caracol rosado.

consistencia rígida; es decir, que el filamento no se desbarate al momento de frotarlo ligeramente para quitar el exceso de arena, lo que significa que la huevo ha sido depositada recientemente. Si el filamento se desintegra fácilmente significa que la masa de huevos fue depositada hace varios días y podría eclosionar durante el transporte al laboratorio.

Otra opción es buscar hembras que se encuentren en el proceso del desove, para lo cual se deberá observar en la parte anterior de la concha para ver si tiene masa de huevos (Fig. 7), o levantar con cuidado los organismos adultos para hacer la inspección. Al hacer esto, es importante regresar a su posición original a los organismos para evitar su vulnerabilidad hacia posibles depredadores.

Una vez que se ha encontrado la masa de huevos, se coloca en una bolsa de plástico (Fig. 7) y se lleva a la superficie, en donde deberá colocarse dentro de una hielera llena de agua de mar a temperatura ambiente para ser transportada hasta el laboratorio de cultivo. La hielera evitará cambios bruscos en la temperatura del agua durante su traslado, y podrá mantenerse en buenas condiciones hasta por un período de 12 horas sin necesidad de aireación artificial.

Figura 6.

**Cópula.** Fecundación interna. El macho se coloca detrás de la hembra. El pene se alarga debajo del manto de la hembra para depositar en su conducto ovigero el esperma que fecunda los huevos.



**Desove.** La hembra deposita la masa de huevos en sustratos arenosos. Este proceso tarda entre 24 y 36 horas.



Masa ovigera en forma de media luna. El filamento mide hasta 30 m de largo y contiene aprox. medio millón de huevecillos.



Figura 7.

Búsqueda y colecta de masa de huevo en campo.



### Limpieza y desinfección de la masa de huevos

La masa de huevos se lava con agua de mar filtrada y esterilizada, introduciéndola repetidamente en un recipiente durante unos segundos, para retirar el exceso de arena. Posteriormente la masa de huevos se sumerge durante 30 segundos en una solución de cloro al 0.5% (10 ml de cloro al 5% para uso doméstico / litro de agua filtrada y esterilizada), moviéndola constantemente y tratando de desbaratar un poco la “madeja”, con el fin de desinfectarla, eliminando bacterias y posibles depredadores. Para eliminar el exceso de cloro, la masa de huevos se enjuaga nuevamente en agua de mar limpia y filtrada durante unos segundos más y se coloca en la canastilla del sistema de incubación.

### Desarrollo embrionario

Una vez colocada la masa de huevos en la incubadora, se debe revisar diariamente una porción de unos 5 cm de longitud para seguir el desarrollo embrionario. La muestra se limpia con agua de mar para quitar la arena adherida y poder revisarla al microscopio de disección.

El desarrollo embrionario tarda 5 días, desde que se deposita la masa de huevos hasta la eclosión de las larvas. Se deben reconocer las estructuras, pigmentos y contorno de los lóbulos, así como el movimiento de la larva, para determinar el día de eclosión. En la figura 8 se muestra un cuadro sinóptico en donde se ilustran los cambios morfológicos por día de incubación, con el propósito de que pueda servir de guía para dar seguimiento al desarrollo embrionario.

Figura 8.

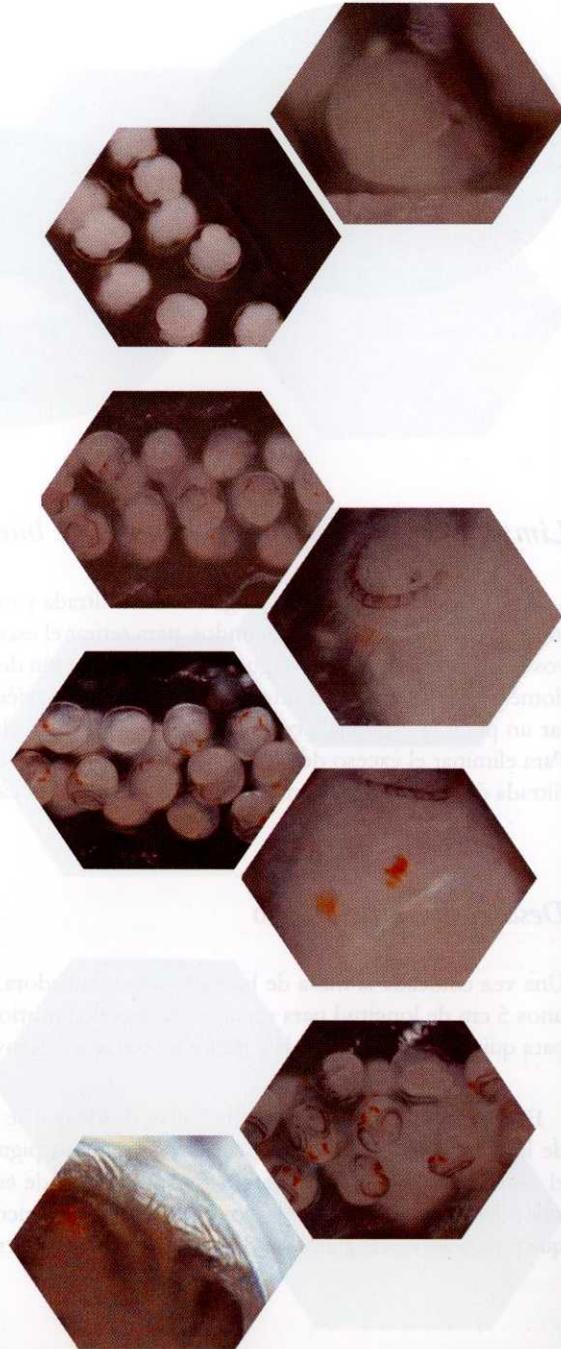
Desarrollo de los huevos de caracol por día de incubación.

**Día 1.** División celular. Inicia formación de órganos

**Día 2.** Aparición de lóbulos con cilios y pigmentos. Inicia movimiento de rotación dentro de la cápsula

**Días 3-4.** Se reconocen estructuras de la larva. Lóbulos del velo bien definidos y pigmento anaranjado del pie. Aparece el corazón y boca.

**Día 5.** Lóbulos velares muy activos. Concha formada. Movimiento de rotación de la larva constante y rápido.



### *Dispositivo de incubación*

El mantenimiento que se debe dar al depósito de incubación es simple. Solamente se deberá revisar que no haya interrupción del flujo de agua y aire en el sistema de cultivo durante el período de incubación. En caso de que la masa de huevos desprenda granos de arena que se vayan al fondo del depósito de incubación deberán limpiarse mediante un sifón para mantenerlo limpio. También se deberá revisar el fondo y las paredes de los recipientes para asegurarse que no hay contaminación por bacterias, las cuales se ven como manchas de color rosa. En caso de observar acumulación de bacterias en el recipiente, se deberá cambiar por uno limpio, o interrumpir el flujo de agua por un momento para retirar el depósito y lavarlo únicamente con agua limpia.

### *Estimación del porcentaje de eclosión*

Cuando se incuba una masa de huevos con la intención de obtener larvas para cultivo, es conveniente tener una estimación del número de huevos que contiene una masa ovígera y poder determinar el porcentaje de huevos que logran eclosionar de cada una. Este parámetro es útil para determinar la calidad de la hembra en función de su viabilidad, o para estimar la cantidad de masa ovígera que se requiere incubar para un determinado fin.

Para calcular el porcentaje de eclosión de una masa ovígera se debe estimar el número de huevos que existen en ella, y compararlo con el número de larvas que nacen. El número de huevos se puede estimar a partir del método Robertson (1959) descrito en D'Asaro (1965), en el cual se mide la longitud total de la masa, y se cuenta el número de huevos por centímetro, tanto en los extremos como en el centro del filamento, para estimar el promedio y multiplicarlo por la longitud total. Sin embargo, es posible hacer una aproximación a este valor a partir del peso de la masa ovígera, de acuerdo al procedimiento que se describe a continuación; mientras que el número de larvas nacidas se estima a partir del conteo de alícuotas para estimar la densidad de larvas, según procedimiento explicado en la sección de procedimiento y manejo del sistema (p. 36).

### *Eclosión de larvas*

El nacimiento de las larvas ocurre al quinto día de que la masa de huevos fue depositada por la hembra. Generalmente, la eclosión de las larvas inicia al atardecer, por lo que se recomienda esperar hasta la mañana del día siguiente para manipular las larvas recién nacidas con el fin de transportarlas a los sistemas de cultivo.

Es conveniente cerciorarse que el recipiente de incubación ya no tiene larvas, y que la mayoría de ellas han pasado al depósito receptor. En ese momento se debe detener el flujo de agua para tomar las larvas que serán sembradas en los sistemas de cultivo.

### TÉCNICA PARA ESTIMAR NÚMERO DE HUEVOS EN UNA MASA OVÍGERA A TRAVÉS DE SU PESO

Este manual plantea una técnica sencilla para estimar el número de huevos que tiene una masa ovígera, sin necesidad de medir la longitud total de la misma ni de hacer conteo de huevos, lo cual puede ser útil cuando se quiere evitar la manipulación de la masa de huevos que se quiere incubar. Esta técnica surge de la incorporación del parámetro de peso en la técnica descrita en D'Asaro (1965) para un número total de 8 masas de huevo, con una muestra de 240 fragmentos de diferentes longitudes que fueron pesados, y en los que se estimó el número de huevos a partir de 1,452 fotografías digitales tomadas al microscopio (Salguero-Silva, en preparación). La estimación del número de huevos se obtiene únicamente pesando la masa ovígera (previamente lavada según el procedimiento descrito anteriormente, y a la cual se le quita el exceso de arena), a partir de la ecuación 1, graficada en la figura 9.

Ecuación 1:

$$\text{Número de huevos} = (3817 * \text{peso de la masa ovígera (gr)}) + 396$$

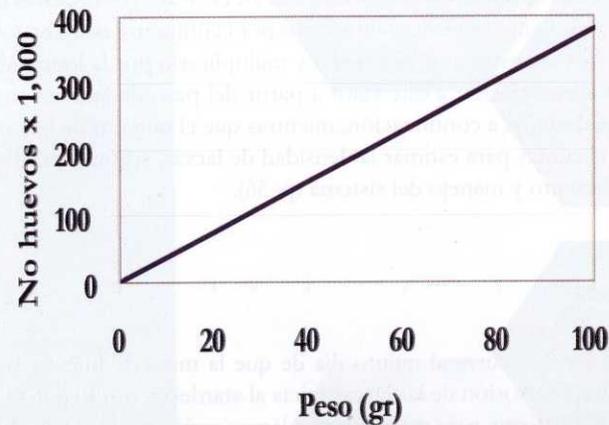


Figura. 9.

Relación entre el peso y el número de huevos de una masa ovígera.

El manejo de masas de huevo en el sistema de incubación que se describe en este manual permite lograr un porcentaje de eclosión de larvas mayor al 90%.

### Mantenimiento y Limpieza del Sistema

El mantenimiento que se debe dar al sistema de incubación es prácticamente nulo, ya que solamente se encuentra en funcionamiento durante 5 días que dura el desarrollo embrionario. La limpieza que se puede llegar a requerir es la remoción de sedimento del depósito de incubación que se mencionó anteriormente. Se recomienda limpiar y tapar o guardar el sistema de incubación que una vez que eclosionó la masa de huevos, y volver a limpiarlo y colocarlo cuando se vuelva a requerir.

### Consideraciones

La disponibilidad de masas de huevo en el medio natural, así como la calidad de las mismas, depende de la época de reproducción, siendo más intensa en los meses más cálidos del año, de abril a septiembre. La colecta de masa de huevos es más sencilla si previamente se tiene ubicado un sitio en donde los caracoles adultos se agregan para la reproducción.

Se recomienda que la masa de huevos colectada en el medio natural sea de una hembra que se encuentre desovando en ese momento, de preferencia en la fase terminal del proceso para que esté completa. De esta manera se podrá tener un mayor control sobre el probable día de eclosión, y programar así la corrida de cultivo de larvas, ya que el período de incubación a temperatura ambiente es de 5 días, que es lo que dura el desarrollo embrionario.

En cuanto al sistema de incubación, es posible mantener la masa de huevos en un sistema más sencillo que el descrito en este manual, usando únicamente un recipiente con flujo de agua corriente y aireación. En este caso, la masa de huevos se incubará de esta manera durante los primeros días del desarrollo embrionario, y el día en que se espera la eclosión se deberá transportar la masa de huevos a la tina de cultivo de larvas para que el nacimiento ocurra ahí. De esta manera se evita la manipulación de las larvas recién nacidas, pero se tiene un menor control sobre la densidad inicial del cultivo de larvas, y se corre el riesgo de contaminación de la tina de cultivo de larvas con arena o residuos de la masa de huevos. Además, este procedimiento requiere de cierta experiencia con el manejo de masas de huevo e identificación de características del desarrollo embrionario para determinar el momento preciso de la eclosión.

## SISTEMA DE FILTRACIÓN BIOLÓGICA PARA CULTIVO DE LARVAS A PEQUEÑA ESCALA

En esta sección se describe un sistema de recirculación con filtración biológica para el cultivo de larvas de caracol. El diseño de este sistema se recomienda para cultivos a escala menor, el cual puede ser útil para propósitos de investigación en donde la obtención de agua de mar puede ser un factor limitante. El diseño del sistema, así como su mantenimiento y limpieza se describen a continuación.

### Descripción del Sistema

La unidad básica de cultivo para el sistema de recirculación con filtración biológica se compone de 3 tinas de fibra de vidrio con fondo cónico de 100 litros de capacidad cada una, conectadas en línea. La tina central tiene el filtro biológico, éste descansa sobre una placa de plástico perforada y una malla de mosquetero, encima del embudo de la tina. El filtro biológico está compuesto por una capa de grava de coral con tamaño de grano de 3 a 7 mm y una capa de conchas de moluscos trituradas. El agua que pasa a través de este filtro biológico, el cual elimina amonio y nitritos se distribuye a las tinas de cultivo laterales que son de igual capacidad por una tubería de PVC de 1 pulgada de diámetro por la parte inferior, generando una corriente ascendente que mantiene a las larvas en suspensión. El agua de las tinas de cultivo sale a través de tamices con malla de 200 micras que impiden el paso de los organismos bajo cultivo y antes de regresar a la tina que contiene el filtro biológico, pasa en forma descendente por un espumador de contracorriente. La finalidad de este espumador es particular la materia orgánica disuelta, la cual se concentra en la parte superior del tubo en forma de espuma y debe ser retirada del sistema habitualmente. El tubo espumador de contracorriente se comunica en la base con un segundo tubo que actúa como elevador aire-agua el cual canaliza el agua nuevamente al filtro biológico (Fig. 10).

### Procedimientos y Manejo del Sistema

#### Acondicionamiento del filtro

Un sistema acondicionado se puede definir como aquel en que las bacterias del filtro biológico están en equilibrio dinámico con la formación rutinaria de sus fuentes de energía. Este proceso se lleva a cabo según lo descrito por Manthe y Malone (1987). El filtro se inocula con cloruro de amonio a una concentración de 12 mg por litro, y al onceavo día con 12 mg de nitrito de sodio. Se deben llevar a

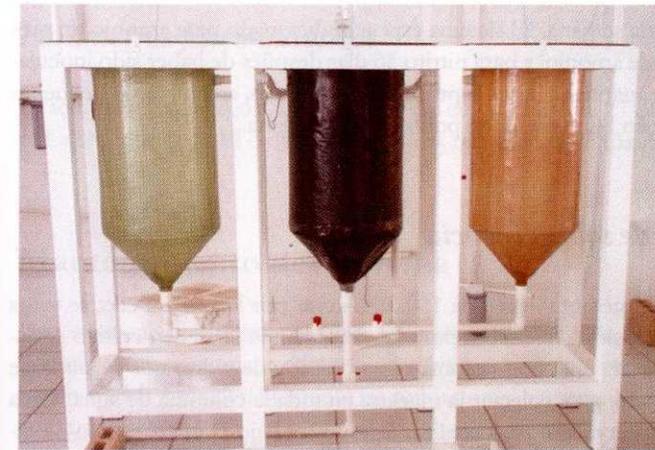
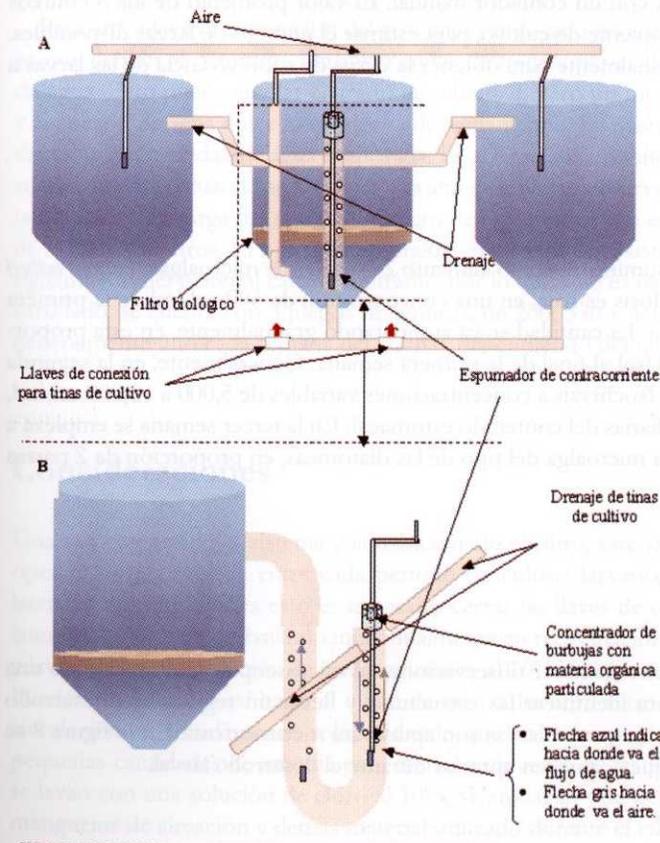


Figura 10.

Sistema de recirculación con filtro biológico para cultivo de larvas de caracol.



cabo lecturas de amonio y nitritos cada semana. El sistema está acondicionado para amonio un mes después de la inoculación de cloruro de amonio, y para nitrito 36 días después de haber sido inoculado con nitrito de sodio. El sistema se mantiene hasta el primer día de cultivo, adicionando pequeñas cantidades de amonia para mantener en buen estado la población bacteriana.

### Densidad de siembra y tasa de sobrevivencia

El sistema opera con una densidad de siembra inicial de 150-200 larvas por litro. Para ello, se toma el volumen de agua necesario del dispositivo de incubación. La densidad de larvas en cultivo se estima a partir de 3 muestras de 15 ml cada una, que se toman con un tubo de vidrio que se sumerge en la tina de cultivo hasta tocar el fondo, para coleccionar la muestra en toda la columna de agua. Cada muestra se coloca en una placa de observación para analizar la muestra bajo el microscopio de disección y hacer el conteo de larvas con un contador manual. El valor promedio de los 3 conteos se extrapola al volumen total del recipiente de cultivo, para estimar el número de larvas disponibles. Esta estimación se lleva a cabo semanalmente para obtener la curva de sobrevivencia de las larvas a lo largo del cultivo.

### Estrategia de alimentación

En la primera semana de cultivo se suministra como alimento 2 especies de microalgas: *Pavlova lutheri* e *Isochrysis galvana*. El primer día la dosis es baja, en una concentración de 500 cel/ml de la primera especie y 1,500 cel/ml de la segunda. La cantidad se va aumentando gradualmente, en esta proporción de 1:3, hasta alcanzar 5,000 cel/ml al final de la primera semana. Generalmente, en la segunda semana se proporciona únicamente *Isochrysis* a concentraciones variables de 5,000 a 10,000 cel/ml, dependiendo de las observaciones diarias del contenido estomacal. En la tercera semana se empieza a combinar con *Chaetoceros gracilis*, una microalga del tipo de las diatomeas, en proporción de 2 partes de *Isochrysis* por 1 de *Chaetoceros*.

### Desarrollo larval

Durante el período de cultivo se deberán hacer observaciones al microscopio de disección de una muestra de larvas cada semana, para identificar las estructuras y llevar un registro del desarrollo larval; así como inferir el momento en que las larvas son aptas para metamorfosis. En la figura 8 se ilustran los cambios morfológicos que se pueden apreciar durante el desarrollo larval.

### Parámetros físico-químicos

La temperatura del agua debe mantenerse en un rango de 27-30 °C. La salinidad entre 36-38 ppm. El pH alrededor de 8. El oxígeno disuelto es recomendable mantenerlo a saturación.

### Mantenimiento del Sistema

Para mantener el sistema en operación es imprescindible el abastecimiento de aire, y por consecuencia el funcionamiento del soplador, ya que una falla prolongada (más de 4 horas) en el sistema puede afectar considerablemente las poblaciones bacterianas del filtro, y de esta forma su capacidad de filtración.

Para una adecuada operación del sistema es necesario revisar que el nivel de agua sea el indicado, ya que debido al constante burbujeo en las diferentes partes del sistema hay una gran evaporación de agua. Esto puede afectar el grado de salinidad, pero un monitoreo constante de este parámetro y la adición de agua dulce lo corrigen adecuadamente. Así mismo, la utilización de tapas en las tinas disminuye la cantidad de agua evaporada. Es aconsejable monitorear los niveles de amonia y nitratos semanalmente o cuando se presenta una alta mortalidad de larvas, pero normalmente si no se excede la capacidad de carga del sistema (número de organismos) no es de esperarse un aumento peligroso de estos parámetros. El pH es el parámetro más estable del sistema, debido a la capacidad de amortiguamiento del material calcáreo filtrante, por lo que sólo es necesario medirlo ocasionalmente. Por otro lado, se cuenta con 3 juegos de tamices, de 200, 330 y 450 micras, los cuales se van utilizando generalmente uno cada semana del cultivo, dependiendo del tamaño de las larvas.

### Consideraciones

Una vez construido el sistema y acondicionado el filtro, este sistema de cultivo es muy sencillo de operar. Se recomienda entre cada período de cultivo larvario, efectuar una limpieza de las tinas laterales de cultivo. Para esto es necesario cerrar las llaves de comunicación del filtro con las tinas laterales y dejar este trabajando individualmente en recirculación. El siguiente paso es vaciar las tinas y lavarlas con una solución de ácido muriático al 10%. Luego se enjuagan con agua dulce y se secan. Pueden permanecer así hasta el inicio de otro cultivo. El filtro biológico puede permanecer en recirculación indefinidamente, solo cuidando que no aumente demasiado la salinidad y adicionando pequeñas cantidades de amonia para el mantenimiento de las poblaciones bacterianas. Los tamices se lavan con una solución de cloro al 10%, se enjuagan y se dejan secar. Lo mismo se hace con las mangueras de aireación y demás material utilizado durante el cultivo.

## SISTEMA DE FLUJO CONTINUO PARA CULTIVO DE LARVAS A GRAN ESCALA

En esta sección se describe otro sistema de cultivo para larvas de caracol, el cual puede ser empleado con fines de producción masiva, siendo un sistema abierto con flujo continuo de agua. Este sistema requiere de un abasto de agua marina constante, por lo que la infraestructura para el cultivo deberá estar cerca del mar y deberá contar con una instalación para suministro de agua marina.

El diseño de esta técnica es el resultado de una modificación del sistema para cultivo de larvas descrito por Davis (1994), Davis y Hesse (1983) y Davis y Dalton (1991), con una adaptación del sistema de flujo continuo que se utiliza para cultivo de larvas de erizo en Fukushima Fish Farming en Japón (Rivero, 1985). La innovación de esta técnica surgió como consecuencia del proceso de adaptación de los métodos de cultivo de larvas a una escala masiva, procurando tener un menor grado de manipulación de las larvas para incrementar la tasa de sobrevivencia y simplificar la operación de los sistemas para hacerlos rentables a nivel comercial.

### Descripción del Sistema

La adaptación del flujo continuo en el cultivo de larvas de caracol resulta ser una buena alternativa para un manejo masivo. El diseño del sistema consiste de tinas de 500 litros de capacidad, con flujo de agua continuo de 350 ml/min, lo cual representa un recambio del volumen total del agua en 24 horas. Para el cultivo de larvas se utiliza agua de mar filtrada a  $5\mu\text{m}$  y esterilizada con luz ultravioleta (ver Suministro de agua marina para cultivos de caracol p. 41).

Las tinas tienen forma cónica, son de color blanco y superficie interna lisa. Se mantienen elevadas del nivel del piso, mediante una base, para facilitar el uso de un sifón para su limpieza.

El agua se suministra mediante una manguera por la parte superior de la tina. Para el drenado del sistema se coloca un tubo en la parte interna de la tina, el cual se conecta al final del cono, con una abertura de salida en su parte inferior. Esa ranura del tubo se cubre con malla de  $100\mu\text{m}$  para impedir que salgan las larvas. Alrededor de esta malla se coloca una manguera de aireación perforada para generar una cortina de burbujas de aire que impidan que las larvas se peguen a la malla y puedan obstruir la salida de agua. Además, este suministro de aire permite una buena oxigenación del cultivo, y genera una corriente de agua ascendente en la parte central de la tina, y descendente por las paredes de la misma, lo cual mantiene a las larvas en constante movimiento. El nivel de agua en la tina se conserva mediante un tubo externo, que va desde la salida de agua en el fondo la tina y se eleva hasta el nivel deseado, para que ocurra el drenaje del agua excedente (Fig. 11).

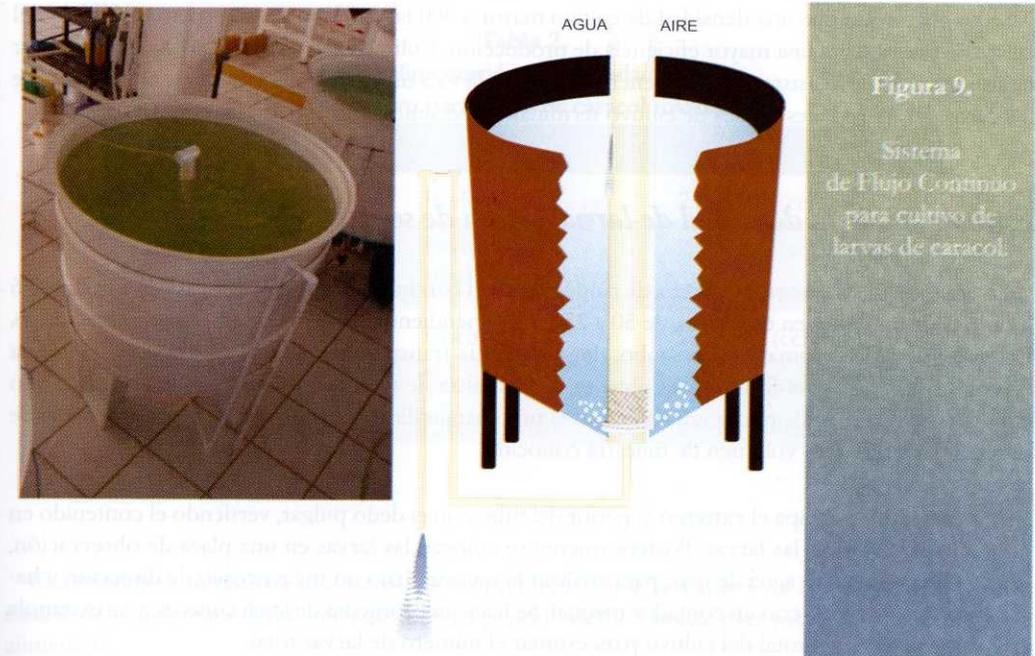


Figura 9.  
Sistema de Flujo Continuo para cultivo de larvas de caracol.

### Procedimientos y Manejo del Sistema

#### Capacidad de cultivo

El sistema opera con una densidad de siembra inicial de 200 a 300 larvas por litro. En las tinas de 500 litros esta densidad representa un total de 100,000 a 150,000 larvas. La mortalidad que ocurre a través del período de desarrollo larval provoca que la densidad de cultivo disminuya paulatinamente a lo largo de los días, de modo que al final del cultivo se manejan densidades de 30 a 45 larvas por litro.

Se ha observado que puede haber 2 patrones de mortalidad durante el cultivo de larvas de caracol. Uno de ellos es una mortalidad más o menos constante a lo largo de los primeros días, la cual suele disminuir a partir del día 15 de cultivo. El otro patrón consiste en una mortalidad prácticamente nula durante los primeros días, seguida de 2 períodos de alta mortalidad, uno cercano al quinto día de cultivo y otro al onceavo, y en ocasiones otro antes de la metamorfosis.

Considerando estos aspectos, la eficiencia de cultivo que se puede lograr con este sistema oscila entre el 1 y 15%, lo cual resulta en una producción de 1,000 a 22,500 larvas aptas para metamorfosis, después de un período de cultivo que va de 21 a 30 días.

Se ha observado que una densidad de cultivo mayor a 300 larvas/litro en los sistemas al inicio del cultivo no representa una mayor eficiencia de producción. Cultivos de alta densidad suelen provocar una sobrecarga de los sistemas, que generalmente conlleva a una mortalidad masiva y en el mejor de los casos, las densidades finales de cultivo terminan siendo mucho menores de las esperadas.

### *Estimación de la densidad de larvas y tasa de sobrevivencia*

La densidad de larvas en el sistema de cultivo de flujo continuo de 500 litros se estima a partir de 6 muestras de un volumen conocido, de 50 a 250 ml, dependiendo de la densidad de larvas en cultivo. La muestra se debe tomar con un tubo, de preferencia transparente, el cual se sumerge en la tina de cultivo hasta tocar el fondo, para obtener una muestra de toda la columna de agua. Para un uso cotidiano se recomienda poner una marca en el tubo para indicar la cantidad de muestra que se debe obtener, para tener un volumen de muestra conocido.

Al sacar el tubo se tapa el extremo superior del tubo con el dedo pulgar, vertiendo el contenido en un tamiz para separar las larvas. Posteriormente se colocan las larvas en una placa de observación, usando una piseta con agua de mar, para analizar la muestra bajo un microscopio de disección y hacer el conteo de larvas con un contador manual. Se hace un promedio de los 6 conteos, y se extrapola este valor al volumen total del cultivo para estimar el número de larvas total.

Durante este conteo, se puede aprovechar para hacer observaciones sobre la condición de las larvas, su movilidad y grado de desarrollo. Se recomienda realizar una estimación de densidad cada tercer día para obtener la curva de sobrevivencia de las larvas a lo largo del cultivo. Una muestra del formato de registro correspondiente se presenta en los Anexos (Formato para el registro de sobrevivencia de larvas, p. 80).

En el caso de que se requiera llevar a cabo una estimación de la densidad de larvas en un cultivo de diferente volumen, deberá hacerse la adaptación correspondiente para determinar un volumen de muestra práctico y representativo.

### *Estrategia de alimentación*

Las larvas de caracol en cultivo se alimentan con microalgas de 3 especies: *Pavlova lutheri*, *Isochrysis galvana* y *Chaetoceros muelleri*, las cuales se suministran en el orden y en la cantidad que se muestra en la Tabla 2. Se recomienda llevar un registro del suministro de alimento por día, de acuerdo al formato que se presenta en los Anexos (Formato para el registro de alimentación de larvas y manejo del sistema, p. 81).

**Tabla 2.**  
Tipo de alimentación recomendada por día  
de cultivo para larvas de caracol rosado.

Día de Cultivo	Microalga	Concentración
1-3	Pavlova	2.0 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)
4-8	Pavlova	2.5 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)
	Isochrysis	2.5 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)
9-13	Isochrysis	10 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)
14-21	Isochrysis	10 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)
	Chaetoceros	2.5 x 10 <sup>3</sup> (cel/ml)

El alimento se suministra una vez al día, de preferencia por la mañana y a la misma hora, para lo cual se deberá detener el flujo de agua por un período de 1 a 3 horas, para permitir que las larvas se alimenten.

También es posible adaptar al sistema de cultivo un mecanismo para el suministro del alimento por goteo, para garantizar una disponibilidad de alimento constante. En tal situación, deberá ajustarse la dosis para mantener una concentración de alimento adecuada, ya que una baja concentración ocasiona que las larvas no se alimenten adecuadamente, mientras que una concentración alta provoca una saturación del sistema y proliferación de bacterias por descomposición del alimento no consumido.

Las dosis recomendadas en la Tabla 2 se refieren a cultivos masivos. Sin embargo, en el caso del cultivo de larvas con fines experimentales, en donde el volumen es mucho menor y las densidades pudieran variar, será necesario adecuar la cantidad de alimento, siendo posible necesitar una concentración mayor en cultivos de muy poco volumen (ver Aldana y Rodríguez, 1986; Aldana y Lucas, 1994; Aldana y Patiño 1998a, 1998b y 1999; Aldana *et al.*, 1989).

### *Desarrollo larval*

Cuando se está trabajando un cultivo de larvas, es importante llevar a cabo un registro de los cambios morfológicos durante todo el período de cultivo. Para ello se deberán hacer observaciones al microscopio de disección de una muestra de larvas diariamente, para identificar los cambios morfo-

lógicos y aparición de estructuras, que sirvan como indicadores para evaluar el desarrollo larval. Al final del cultivo, las observaciones deberán enfocarse a identificar las características que permitan inferir el momento en que las larvas son aptas para metamorfosis. Se recomienda tomar la muestra con un tubo alargado, para obtener larvas a lo largo de toda la columna de agua.

En la figura 12 se ilustran de forma resumida los cambios morfológicos que ocurren durante el desarrollo larval en función del día de cultivo, para orientar el tipo de observaciones que deberán hacerse cada día, de acuerdo a las observaciones que se hicieron en los sistemas de cultivo del CRIP Puerto Morelos.

### Parámetros físico-químicos

Los parámetros físico-químicos deben mantenerse entre los valores que marcan los intervalos de la Tabla 3. Se recomienda registrar diariamente el valor de estos parámetros, utilizando el formato que se presenta en los Anexos ( Formato para registrar parámetros físico-químicos en cultivo de larvas, p. 82).

**Tabla 3.**  
Parámetros físico-químicos para el cultivo de larvas

Parámetros	Intervalo
Temperatura	26-28 °C
PH	8.1-8.4
Salinidad	35-36 ‰
Oxígeno disuelto	A saturación

### Mantenimiento y Limpieza del Sistema

Las tinas de flujo continuo tienen un mantenimiento sencillo. Se recomienda hacer una limpieza del fondo de los tanques de cultivo con un sifón para eliminar el detritus y larvas muertas que se precipitan al fondo. La frecuencia de la limpieza del fondo de las tinas de cultivo se recomienda cada tercer día, o cuando haya acumulación en el fondo, para evitar la proliferación de bacterias que pueda afectar el cultivo.

Se debe hacer un cambio total del agua del cultivo una vez por semana para lavar las paredes de la tina y evitar que se forme suciedad en ellas. Para ello, el agua del cultivo se saca de las tinas mediante sifón, a través de un tamiz para retener las larvas, las cuales se deben transferir inmediatamente a otra tina que previamente se haya limpiado y llena con agua a la misma temperatura.

Se debe revisar cada semana la malla de plancton que cubre el tubo del sistema de drenaje, así como los cartuchos del sistema de filtración. El flujo de agua, aire y drenaje se deben revisar constantemente para ver que funcionan de manera correcta.

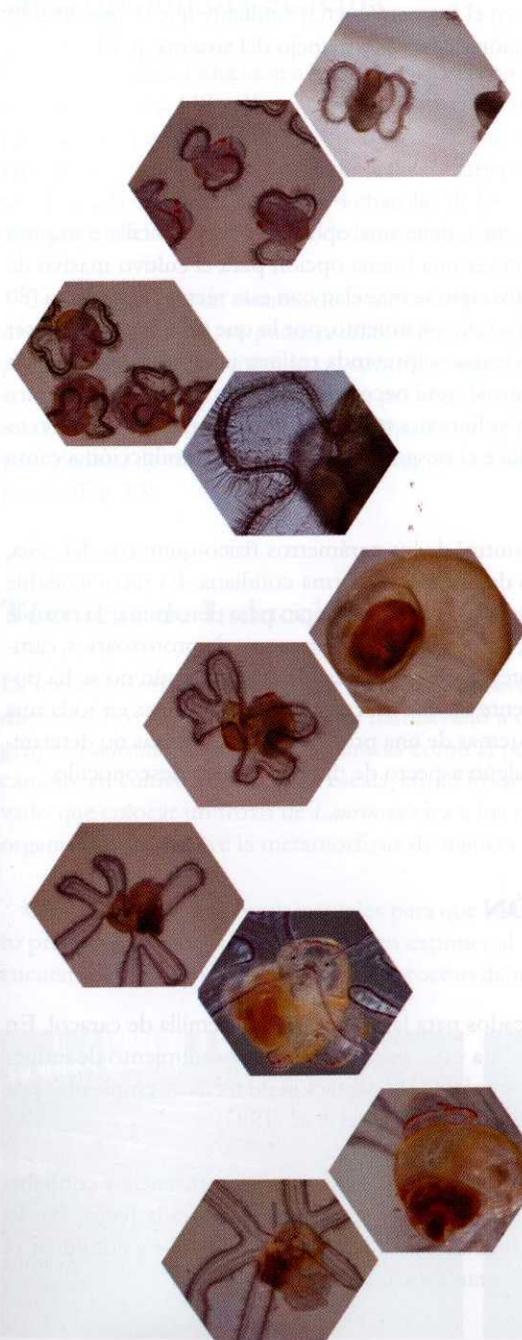


Figura 12.

Cambios morfológicos que ocurren en la larva durante el periodo de desarrollo.

**Días 1-2.** Larva activa con 2 lóbulos para nadar y alimentarse. Se ve el corazón y concha transparente. Canal sifonal desarrollado.

**Días 3-5.** Lóbulos velares se dividen y forman un segundo par. Se completa la primera espira de la concha y el pedúnculo ocular izquierdo.

**Días 6-10.** Se forma el tercer par de lóbulos velares y la segunda espira de la concha, con un pico alargado en su abertura.

**Días 11-15.** Lóbulos velares más largos. Boca funcional y el canal sifonal se alarga. Los ojos completan su desarrollo.

**Días 16-21.** Se forma 3ª espira de la concha y el borde de su abertura liso. Se ven las branquias. Proboscis y pie funcionales. Alterna nado con reptación.

Al finalizar cada corrida de cultivo se debe lavar todo el sistema con agua dulce y cloro al 10%, y dejar secar. El manejo del sistema debe registrarse en el formato correspondiente que se presenta en los Anexos ( Formato para el registro de alimentación de larvas y manejo del sistema, p. 81).

## Consideraciones

Este sistema de cultivo requiere poco mantenimiento, tiene una operación muy sencilla e implica un manejo mínimo de las larvas, por lo que resulta ser una buena opción para el cultivo masivo de larvas de caracol. Sin embargo, los sistemas de cultivo que se manejan con esta técnica a mediana (80 litros) y pequeña escala (8 litros) presentan un buen funcionamiento, por lo que también pueden ser empleados con fines de investigación. En el caso de que se pretenda realizar un cultivo a una escala mayor de la que se presenta en este manual (500 litros), será necesario hacer los ensayos pertinentes para adaptar esta técnica a sistemas de cultivo con volúmenes mayores. Sin embargo, otra opción es manejar varias réplicas de este sistema, lo cual reduce el riesgo de perder toda la producción a causa de una mortalidad masiva en el sistema.

Por otro lado, es necesario mantener un buen control de los parámetros físico-químicos del agua, y revisar el flujo de agua, la aireación y el sistema de drenaje de forma cotidiana. Es recomendable tomar una muestra de las larvas que mueren y observarlas al microscopio para determinar la posible causa de muerte y tratar de evitar el factor adverso, como pueden ser presencia de protozoarios, cambios de temperatura drásticos, alimento insuficiente, etc. La eficiencia de la técnica aún no se ha podido determinar con precisión, ya que eventualmente ocurre mortalidad masiva, ya sea en toda una prueba de cultivo o solamente en alguno de los sistemas de una prueba, debido a causas no determinadas que podrían ser factores no controlados o algún aspecto de tipo fisiológico desconocido.

## ENSAYOS PARA LA INDUCCIÓN A LA METAMORFOSIS

La metamorfosis es uno de los procesos más delicados para la producción de semilla de caracol. En esta sección se presentan los ensayos que se llevaron a cabo para definir el procedimiento de inducción a la metamorfosis en cultivos a gran escala, a través de la adaptación de técnicas empleadas por Davis *et al.* (1990), Davis (1994), Davis y Stoner (1994) y Boettcher *et al.* (1997).

A través de esta experiencia se logró una producción de post-larvas, pero la eficiencia y confiabilidad requeridas para una técnica de producción masiva no se han alcanzado hasta la fecha. Por lo tanto, la información contenida en este manual pretende servir de guía para orientar y continuar el proceso de adaptación de esta técnica en cultivos a gran escala.

## Descripción del Sistema

El sistema para la inducción a la metamorfosis consta de un juego de canaletas de fibra de vidrio, con medidas de 30 x 148 x 41 cm, con una capacidad de 180 litros. A cada canaleta se le instala un sifón en el fondo, y se pone flujo continuo de agua, con suministro constante de aireación, y salida de agua en la parte inferior, lo cual permite realizar diariamente el recambio de agua y limpieza de las canaletas. En cada canaleta se colocan 4 charolas de las siguientes medidas 7 x 39 x 23 cm, que se acomodan suspendidas en los bordes de la canaleta. Las charolas tienen un fondo de malla de 250 $\mu$ .

En caso requerir un manejo de la metamorfosis a pequeña escala o establecer lotes experimentales de menor capacidad, se pueden utilizar recipientes de plástico con capacidad de 8 litros como depósito contenedor, adaptando un sifón al costado para la salida del agua. Se suministra flujo de agua continuo y aireación constante, para permitir el recambio de agua. Sobre el contenedor se suspende una charola con fondo de malla de 250 $\mu$ , el cual se fabrica con conectores de PVC de 8" de diámetro, y un pedazo de tubo de PVC del mismo grosor, entre los cuales se atora la malla para que sirva de fondo (Fig. 13).

## Técnicas de Inducción

La metamorfosis de las larvas de caracol en cultivos masivos se lleva a cabo a través de agentes inductores. Los experimentos que se han llevado a cabo para tal fin utilizan extracto de alga roja del género *Laurencia*, o sustancias químicas como el peróxido de hidrógeno o el cloruro de potasio. En cambio, en cultivos de pequeña escala, como los requeridos para fines de investigación, se ha observado que colocar un trozo de *Laurencia* viva a los cultivos para que pueda estar en contacto con los organismos promueve la metamorfosis de manera eficiente.

Uno de los aspectos fundamentales para que la metamorfosis sea exitosa es determinar el momento preciso en el que las larvas se deben exponer al inductor, ya que el período en el que las larvas se encuentran aptas para llevar a cabo el proceso de metamorfosis es muy corto.



Figura 13.

Sistema de inducción a la metamorfosis:  
Nivel masivo (Izq),  
Pequeña escala (der).

En esta sección se presentan los aspectos a considerar para llevar a cabo la inducción de la metamorfosis en larvas de caracol.

### Momento de la inducción

Las larvas han terminado su desarrollo entre los días de cultivo 21 y 27, y es cuando se encuentran aptas para iniciar la metamorfosis, momento en el que tienen una longitud de  $1.2 \pm 0.1$  mm. La inducción artificial a la metamorfosis debe realizarse cuando más del 70% del lote de larvas en cultivo presentan 2 o más características que indican que una larva tiene la capacidad fisiológica de llevar a cabo este proceso. Las características morfológicas que se reconocen en una larva cuando está próxima a la metamorfosis se ilustran en la figura 14, a partir de las observaciones en los sistemas de cultivo del CRIP Puerto Morelos.

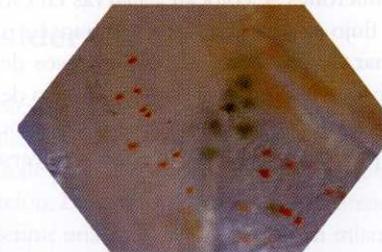
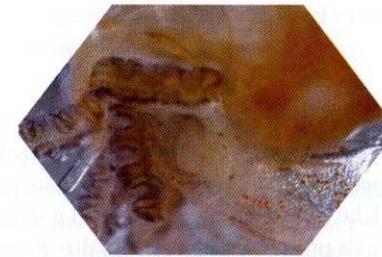
Entre las características que se pueden observar al microscopio está la migración de los ojos hacia la parte exterior, pedúnculos oculares del mismo tamaño, el cambio de coloración de los pigmentos de color naranja a verde oscuro y el borde de la concha liso. También a simple vista se pueden observar cambios de conducta de las larvas en cultivo, ya que cuando están próximas a realizar la metamorfosis dejan de nadar en la columna de agua y permanecen más tiempo en el fondo de la tina de cultivo, con los lóbulos abiertos, y utilizando el pie para desplazarse.

Se recomienda que a partir del día 20 se revise una muestra de 10 larvas y se vaya registrando cuantas de ellas presentan características indicadoras de metamorfosis, para determinar el momento óptimo en que el se da por terminado el cultivo y están aptas para someterlas a los agentes inductores de metamorfosis. Las primeras veces que se vaya a trabajar con inducción de metamorfosis se recomienda destinar muestras del cultivo para probar diferentes días de inducción, así como diferentes concentraciones y tipos de agentes inductores; ya que si se somete todo el lote de larvas a un mismo tratamiento se corre el riesgo de perder toda la producción.

### Procedimiento y manejo del sistema

Una vez que las larvas están aptas para iniciar el proceso de metamorfosis se retiran del sistema de cultivo a través de un sifón que pasa por una malla de  $500\mu$ , y se transfieren a canastillas de malla suspendidas en recipientes con agua corriente, de acuerdo a alguno de los 2 diseños descritos en la figura 13.

Después de unas horas en el nuevo sistema, se agrega el inductor y se dejan sin flujo de agua para su tiempo de exposición. El proceso de metamorfosis se completa de 4 a 12 horas, y los individuos que han superado esta etapa con éxito son ya caracoles en miniatura y permanecen en las canastillas hasta alcanzar un tamaño de medio centímetro, lo que generalmente ocurre antes del primer mes.



METAMORFOSIS

Figura 14.

Características morfológicas de una larva apta para la metamorfosis.

Los lóbulos velares se reabsorben

Los ojos migran a la base de los pedúnculos oculares, que ya son del mismo tamaño.

La longitud de la concha es de aproximadamente 1.2 mm y se forma la proboscis. Se completa la tercera espira de la concha y el borde de la abertura ya no presenta el pico.

Los pigmentos del pie cambian de color anaranjado a verde oscuro. El opérculo o "uña" se vuelve funcional y se desarrollan las estructuras bucales.

Después de 8-12 horas de iniciado el proceso de metamorfosis, la larva se convierte en un caracol de hábitos bentónicos que se alimenta de algas a través de su proboscis.

## Preparación y suministro de los inductores

### a) Extracto de *Laurencia* sp.

El primer inductor que se ha probado para cultivos masivos de caracol es el extracto del alga marina del género *Laurencia*, ya que se ha demostrado que en el medio natural es la que provoca este proceso. Para obtener el extracto de *Laurencia* en laboratorio se debe licuar por 2 minutos 500 g del alga en 250 ml de agua de mar (2 g: 1 ml). Toda la mezcla se congela por un mínimo de dos días para que se rompan las células y se libere la ficoeritrina, que es el inductor de la metamorfosis. Posteriormente, se deja descongelar a temperatura ambiente y se filtra utilizando una malla de 200  $\mu$ . El extracto obtenido es de color rojo/naranja muy intenso, y es la que se utiliza como inductor. Se puede mantener en refrigeración por unos días, antes de suministrar a los cultivos.

En el momento de la inducción se para el flujo de agua de los sistemas y se coloca el inductor lentamente, en la concentración que se haya elegido después de hacer la prueba que se explica en el siguiente párrafo. Se deja reposar el tratamiento durante 5 horas, sin flujo de agua y sin aireación. Al término del tratamiento, se realizará un recambio total del agua, restableciéndose el flujo y la aireación en las canaletas. A las 24 horas se observaban las larvas de cada charola al microscopio para contar el número de larvas que hicieron metamorfosis.

Para determinar la concentración de extracto de *Laurencia* que se empleará como inductor se debe hacer una prueba preliminar de la siguiente manera: Se prepararán 3 concentraciones del extracto (C1= 0.7ml /100 ml H<sub>2</sub>O de mar, C2= 1.0 ml /100 ml H<sub>2</sub>O de mar, C3= 1.5ml /100ml H<sub>2</sub>O de mar). Cada concentración se coloca en una piseta y se etiqueta. Se utilizan 3 vasos de precipitado de 50 ml y se agregan 10 ml del extracto, cada vaso de precipitado contiene una concentración diferente y deberá etiquetarse. Utilizando un colador de 100-150 micrones se colocan 25 larvas en cada vaso de precipitado, y se dejará reposar durante 3.5 horas sin flujo ni aireación. Una vez transcurridas las 3.5 horas, se cuélan y enjuagan las larvas con agua de mar. Se colocan las larvas en vasos de precipitado con agua de mar, se restablece la aireación y se observan al microscopio al término del tratamiento, así como al día siguiente. Se cuenta el número de organismos que completaron el proceso de metamorfosis, y la concentración que obtenga el mayor porcentaje será la que debe emplearse.

### b) Peróxido de Hidrógeno

Probablemente el inductor más eficiente, más económico y fácil de aplicar es el Peróxido de Hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). En el ámbito científico se han efectuado algunos experimentos utilizando esta sustancia como agente inductor de la metamorfosis. La concentración recomendada para tal fin es de 0.06ml de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 3% por cada litro de agua de mar. El inductor se agrega, previamente diluido y muy lentamente, a los sistemas de cultivo en reposo, y se deja actuar por un período de 7 horas, sin flujo y sin aireación. Al término del tratamiento, se realiza un recambio total del agua, restable-

ciéndose el flujo y la aireación en los contenedores. A las 24 horas, se observaban las larvas de cada charola al microscopio y se cuenta el número de organismos que llevaron a cabo la metamorfosis exitosamente.

Sin embargo, la concentración de peróxido de hidrógeno que debe usarse como agente inductor suele variar en dependencia del volumen de los sistemas de cultivo y la densidad de las larvas que harán metamorfosis. De aquí la recomendación de probar diferentes concentraciones, requiriendo por lo general una concentración menor en cultivos de gran volumen. Una vez determinada la concentración óptima de acuerdo a los sistemas de cultivo empleados, es necesario usar cuidadosamente esta sustancia como agente inductor, ya que una concentración ligeramente elevada del producto puede ocasionar la muerte de las larvas, mientras que una concentración menor suele no hacer efecto.

### c) Cloruro de Potasio

El Cloruro de Potasio (KCl) es otra sustancia que se ha utilizado como agente inductor de la metamorfosis, pero cuya eficacia probada ha sido menor que la del Peróxido de Hidrógeno y el extracto de *Laurencia*. Sin embargo, es posible que en el proceso de adaptación de inducción de metamorfosis ofrezca buenos resultados u ofrezca alguna ventaja. La concentración recomendada es de 0.447g de KCl por cada litro de agua de mar. Al igual que en los tratamientos anteriores, se interrumpe el flujo de agua de los sistemas, y la sustancia se deja actuar por un período de 10 horas, sin flujo y sin aireación. Al término del tratamiento, se realiza un recambio total del agua, restableciéndose el flujo y la aireación en las canaletas. A las 24 horas, se observan las larvas de cada charola al microscopio y se cuenta el número de organismos que hicieron metamorfosis.

## Consideraciones

Para iniciar el proceso de adaptación de la técnica de inducción de metamorfosis a nivel masivo se recomienda destinar una parte de la producción de larvas para hacer lotes experimentales, con la intención de probar el efecto de variantes como: el tipo de inductor, la concentración y los tiempos de exposición. De esta manera se podrá obtener mayor información sobre el control de los parámetros para definir una técnica a partir de un mismo lote de larvas; y tener mayor probabilidad de éxito en las siguientes pruebas.

## CULTIVO DE APOYO: PRODUCCIÓN DE MICROALGAS

La producción de semilla de caracol requiere de contar con un cultivo de apoyo para producir microalgas, ya que este sirve de alimento, tanto para las larvas como para los juveniles en su primer estadio de desarrollo. Las especies de microalgas que se deben cultivar son básicamente: *Pavlova lutheri*, *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros muelleri*, de acuerdo a la estrategia de alimentación de larvas que se describe anteriormente en este capítulo (Procedimientos y manejo del sistema, p.36).

La técnica para producir microalgas deberá adaptarse a partir de los métodos de cultivo convencionales para fitoplancton como son los descritos por Provasoli (1957), Ukles (1965; 1977), Stein (1973), Hoff y Snell (1987). En este caso no se incluye una descripción detallada para el cultivo de microalgas, ya que sale fuera de los propósitos de este manual al tratarse de técnicas convencionales, de amplia aplicación y comprobada eficiencia.

Sin embargo, se debe considerar que como parte importante de la producción de semilla de caracol será necesario destinar un área adaptada específicamente para la producción de microalgas. Este sitio deberá tener el debido control de luz, temperatura y asepsia. Se recomienda que el área destinada a la producción de fitoplancton conserve cepas de por lo menos las 3 especies de microalgas que se utilizan como alimento de las larvas de caracol, para que estén disponibles y puedan cultivarse con la debida anticipación cuando se inician las pruebas de cultivo larval. Estas especies de microalgas presentan un buen crecimiento con el medio de cultivo F2 de Guillard, del cual existe una presentación comercial ya preparada para tal fin que se vende como producto de acuario, lo cual evita la compra de todos los reactivos y equipos necesarios para producirlo. El volumen de los cultivos de microalgas estará en dependencia de la edad de los cultivos de larvas y de la estrategia de alimentación que se haya programado, así como del tamaño y número de los sistemas de cultivo de larvas que se manejará y de la frecuencia con la que se llevan a cabo las pruebas de cultivo (Fig. 15).



Figura 15.

Microalgas: a) Microalga del género *Tetraselmis* 10 X, b) Cultivos de microalgas para larvas c) Preparación de floculado para post-larvas

## SUMINISTRO DE AGUA MARINA PARA CULTIVOS DE CARACOL

El cultivo del caracol rosado requiere contar con un suministro de agua marina. Para una producción masiva de semillas el volumen de agua requerido es considerable, por lo que las instalaciones deberán estar cerca del mar. En estos casos, se recomienda establecer un sistema de bombeo de agua de mar para el abastecimiento de las áreas de cultivo.

En esta sección se presentan, de manera general, las principales consideraciones para establecer el suministro de agua marina que se requiere para cultivos intensivos de caracol. En la primera parte se presenta un diagrama de la red hidráulica que se requiere instalar, desde el mar hasta los sistemas de cultivo, y en la segunda se detalla el sistema de filtrado y esterilización del agua marina para el cultivo de larvas.

### Red de Abastecimiento de Agua Marina

El suministro de agua marina para la operación de los cultivos de caracol es un aspecto complejo y que puede variar mucho, dependiendo del lugar en donde se trabaje y del tipo de infraestructura con que se cuenta para llevar a cabo esta actividad. Por este motivo, lo que se presenta en esta sección deberá ser utilizado únicamente como referencia, para tratar los aspectos más importantes que hay que considerar para establecer un suministro de agua de mar.

#### Descripción del sistema

A modo de ejemplo se describe la red de abastecimiento de agua marina que se estableció en el CRIP Puerto Morelos para efecto del cultivo de caracol (Fig. 16).

El agua que se utiliza para el cultivo del caracol rosado se bombea desde el mar hasta un tinaco elevado, que sirve como reservorio de almacenamiento y facilita la distribución del agua de mar a las áreas de cultivo por gravedad. Se recomienda una capacidad en los tinacos de 20,000 litros para cultivos masivos. El agua que ingresa a este depósito pasa a través de un filtro de cartucho de 50 micras para retener sedimentos procedentes del bombeo, y en la salida el agua pasa por un filtro de 25 micras.

Posteriormente esta línea se bifurca y una de las ramas ingresa al laboratorio para cultivo de microalgas (en donde el agua se filtra en cartucho de 1 micra y pasa por un filtro Ultra-violeta). La otra línea se dirige hacia el área de cultivo de larvas y pasa por 2 filtros de cartucho de 20 micras, antes de entrar sistema de filtración y esterilización que se encuentra en el área de cultivo de larvas, mismo

### Sistema de Filtración y Esterilización de Agua Marina

El cultivo de larvas, así como el manejo de la masa de huevos y el cultivo de microalgas, requieren de utilizar agua marina filtrada y esterilizada. A continuación se describe el sistema que se utiliza en el CRIP Puerto Morelos.

#### Descripción del sistema

El sistema de filtración y esterilización de agua marina debe instalarse dentro del área de cultivo de larvas, para hacer más sencilla la red hidráulica y para mantener un mejor control en la temperatura del agua que se almacena y suministra a los cultivos.

El tratamiento del agua consiste en un proceso de filtración, que inicia con un filtro de arena que elimina las partículas de sedimento. Posteriormente el agua pasa por un grupo de 3 filtros de cartucho: 20 µm, 10 µm y 5 µm. De ahí el flujo de agua pasa por una lámpara de luz ultravioleta para su esterilización, a una velocidad aproximada de 500 litros/hora, y se almacena en 2 recipientes de 2,500 litros cada uno, que tienen un sistema de flotador para impedir el paso del agua cuando están llenos. Se debe instalar un sistema de aireación intenso en estos reservorios para mantener el agua en movimiento dentro de los depósitos.

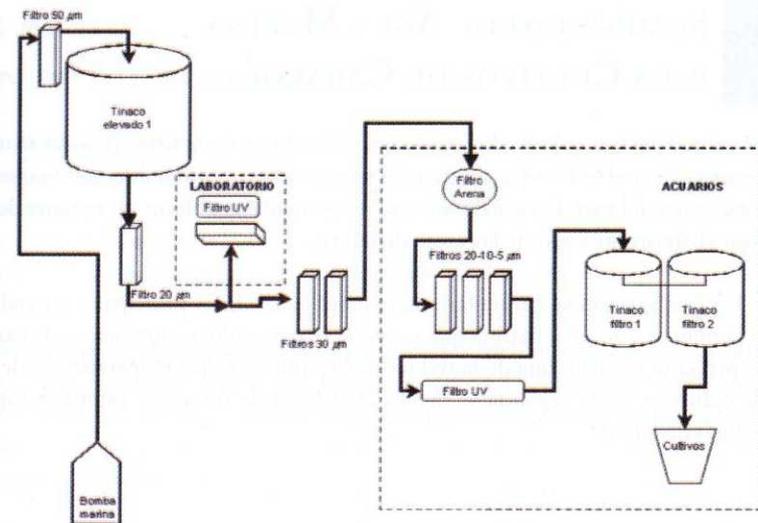
Es importante que los reservorios de agua filtrada se encuentren a una altura mayor que los sistemas de cultivo para lograr un suministro de agua por gravedad, y de esta manera se hace más eficiente el sistema al no ser necesario el uso de bombas de agua (Fig. 17).



Figura 17. Sistema de filtración y esterilización de agua marina que se instaló en el CRIP Puerto Morelos del INP.

Figura 16.

Diagrama de suministro de agua marina para cultivo de caracol.



que se describe en la siguiente sección. Es importante que el primer tinaco elevado esté a una altura mayor que el resto de los tinacos para que puedan ser llenados por gravedad.

#### Mantenimiento del sistema

Una vez que se tiene en funcionamiento la red de abastecimiento de agua de mar es necesario iniciar una rutina de mantenimiento del mismo, que contemple 3 aspectos principales: El primero es la limpieza de los filtros, siendo necesario cambiar los cartuchos de 2 a 3 veces por semana, en función del volumen de agua filtrado; los cartuchos sucios se lavan en agua de cloro y se dejarán secar al menos por 1 día. Otro aspecto es la limpieza de los tinacos y las tuberías para evitar acumulación de sedimento o crecimiento de algas que obstruyan los ductos. Para ello se pueden utilizar procedimientos mecánicos, como extraer el sedimento del fondo de los tinacos mediante un sifón y tallar las paredes de los mismos con cepillos, o utilizar productos químicos como alguicidas y cloro para limpiar todo el sistema. Es muy importante que esta limpieza se lleve a cabo cuando no se tienen organismos en cultivo, y se deberá enjuagar suficientemente el sistema con agua corriente para eliminar los residuos de suciedad o de productos químicos. Se recomienda contemplar desagües y cierres en la tubería para hacer más eficiente este procedimiento. El último aspecto es el mantenimiento de la bomba de agua, que se deberá contemplar de acuerdo al tipo de bomba que se haya instalado, y siguiendo las especificaciones del fabricante o vendedor.

### *Mantenimiento del sistema*

El mantenimiento del sistema de filtración y esterilización del agua marina para el manejo de larvas de caracol requiere de una rutina rigurosa para asegurar la calidad de agua de los cultivos.

Los cartuchos del sistema de filtros se deben cambiar cada tercer día. Los cartuchos usados se dejan remojando un día en agua con cloro para su limpieza, posteriormente se enjuagan, y se dejan secar para poder utilizarse nuevamente. Diariamente se debe revisar el buen funcionamiento del sistema, y el flujo de agua de entrada debe mantenerse constante para mantener siempre llenos los tinacos de almacenamiento y tener agua disponible cuando se requiera. Antes de iniciar una prueba de cultivo de larvas se recomienda hacer un retro-lavado del filtro de arena para mantenerlo limpio. Así mismo, es conveniente hacer una limpieza de los tinacos de almacenamiento. El filtro de arena y la lámpara UV requieren de un mantenimiento anual; en el caso del filtro se debe revisar la arena y se lavará o cambiará, mientras que en el caso de la lámpara se requiere un reemplazo del foco cada año. Finalmente, se recomienda llevar a cabo un análisis de calidad de agua una o dos veces por año para determinar posibles fuentes de contaminación por bacterias y poder detectar puntos de riesgo para ser controlados.

Por otro lado, la asepsia en el área de cultivo debe ser sumamente cuidada, para lo cual se debe contar con un acceso restringido, tapete sanitario, lavabo para lavarse antes de iniciar el trabajo, entre otros.



### Desarrollo de Biotecnologías para el Cultivo del Caracol Rosado *Strombus gigas*

## TÉCNICAS PARA EL CULTIVO DE JUVENILES

# 4

En este capítulo se describen las técnicas para el manejo y cultivo de semillas de caracol rosado *Strombus gigas*, desde su etapa post-larval hasta la obtención de organismos que puedan ser aprovechados comercialmente. Se incluyen comentarios sobre el grado de tecnología requerido para cada una de las etapas de desarrollo, señalando aquellas en las que el equipo y personal especializado son indispensables, así como las que pueden realizarse con bajos requerimientos energéticos y tecnológicos. El desarrollo de las técnicas que se presentan en este manual está basado en la experiencia de los estudios que se han realizado en el CRIP Puerto Morelos del INP.

El cultivo de juveniles de caracol se lleva a cabo en 3 fases, las cuales requieren diferente infraestructura y manejo, en función de la edad y necesidades de los organismos. El procedimiento que se describe como manejo de semilla corresponde a las técnicas de cultivo de las dos primeras etapas, el cual se puede adaptar tanto a pequeña escala como a gran escala dependiendo de los objetivos que se persigan. Para este propósito se requiere cierta infraestructura y personal especializado que permita el empleo adecuado de estas técnicas. En cambio, la tercera etapa corresponde al maricultivo o engorda de semilla, para lo cual se describen técnicas de cultivo de caracol a gran escala en sistemas de confinamiento en el mar. Estas técnicas de maricultura se encuentran en fase de prueba para evaluar el funcionamiento del prototipo que se pretende utilizar para establecer el cultivo de este organismo a una escala comercial.

Finalmente, es importante mencionar que se ha puesto especial interés en proponer para esta última etapa del cultivo de caracol una técnica simple y de fácil aplicación, que requiera una capacitación mínima y un proceso de transferencia sencillo, para que pueda desarrollarse a bajo costo en lugares de la costa con poca infraestructura urbana. La intención de esto es que la engorda de juveniles sea accesible a pequeños acuicultores o al sector pesquero.

## MANEJO DE SEMILLA

El cultivo de juveniles de caracol en sus primeras etapas, desde que termina el proceso de metamorfosis hasta que alcanza una talla de aproximadamente 7 cm, es lo que se conoce como manejo de semilla. Durante este proceso se requieren 2 sistemas de cultivo: uno donde los caracoles se mantienen en condiciones controladas de laboratorio hasta que alcanzan los 2 cm y el segundo en el que se cultivan en estanques semi-controlados a la intemperie.

A continuación se describen los sistemas de cultivo para ambos estadios, así como las técnicas de manejo y cuidado de los organismos que se desarrollaron en el CRIP Puerto Morelos. Estas técnicas pretenden reducir los gastos de producción mediante el empleo de dietas artificiales disponibles en el mercado a bajo costo, así como a través de una reducción en los requerimientos energéticos y de infraestructura, para incrementar la viabilidad del cultivo masivo de esta especie a escala comercial.

### 1. Primer Estadio: Cultivo en Condiciones Controladas

Esta fase requiere condiciones controladas similares a las del cultivo de larvas y personal especializado. Inicia cuando se concluye el proceso de metamorfosis, cuando la larva pelágica se transforma en un organismo bentónico con estructuras anatómicas desarrolladas (como la boca o proboscis y el pie) que le permiten adaptarse a este ambiente. El caracol post-metamórfico mide aproximadamente 1 mm y entre los cambios más importantes que ha sufrido en este proceso se incluyen sus hábitos alimenticios. El caracol ya no se alimenta de microalgas en suspensión, sino que busca su alimento en el fondo o en las paredes de los criaderos. Esta primera fase de cultivo concluye cuando los caracoles han alcanzado una talla de 2 cm, lo cual se logra en un tiempo aproximado de 8 a 10 semanas.

#### Descripción del sistema

El sistema de cultivo que se emplea en esta primera fase es el mismo en el que se colocan las larvas para la inducción de la metamorfosis. Consiste en un juego de canaletas de fibra de vidrio de 154 cm de largo x 44 cm de ancho y 34 cm de fondo, con una capacidad de 270 litros. Sobre la base superior de cada canaleta se colocan 4 charolas de PVC de 40 cm de largo x 24 cm de ancho y 12 cm de altura, con cejas laterales para sujetarse al borde de la canaleta (Fig. 18).

El fondo de las charolas está formado de malla para plancton de 250  $\mu\text{m}$ , para las primeras 5 semanas y de 500  $\mu\text{m}$  para las últimas, en donde se colocan los organismos. Estos sistemas de cul-

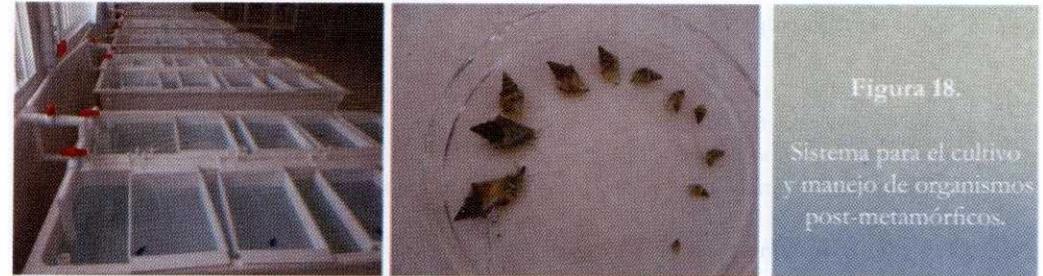


Figura 18.  
Sistema para el cultivo  
y manejo de organismos  
post-metamórficos.

tivo permiten la observación y manipulación de los juveniles, ya que en esta etapa de desarrollo su manejo se dificulta debido al tamaño y fragilidad de la concha.

En cada charola se suministra un flujo de agua de mar de 300 ml/min, filtrada a 51  $\mu\text{m}$  y esterilizada con luz ultravioleta, manteniendo un rango de temperatura en el agua de 26 a 28  $^{\circ}\text{C}$ , con aireación suave.

### Manejo del Sistema y Cuidado de los Organismos

En este sistema de cultivo los caracoles permanecen por un período aproximado de 2 meses con flujo de agua y aireación en cada charola. Al adicionar alimento a los sistemas de cultivo, es necesario cuidar la oxigenación y calidad del agua, por lo que a partir de la segunda semana se debe aumentar el flujo de la misma a 1 l/min y mantener limpios los sistemas de cultivo, retirando diariamente mediante un sifón los desechos metabólicos y restos de alimento, cuidando de no extraer los organismos. Como medida precautoria es recomendable verter el agua directamente sobre un tamiz para poder recuperar los organismos en caso de ser accidentalmente succionados por la manguera.

Se recomienda llevar registros biométricos de longitud y peso cada dos semanas para estimar la tasa de crecimiento de los juveniles. Para ello se utiliza un microscopio de disección y una reglilla graduada de 3 cm, así como una balanza digital con una sensibilidad de 0.5 g.

#### Estrategia de alimentación

Uno de los factores más importantes a considerar para el cultivo de juveniles del primer estadio es el tipo de alimento que se les debe proporcionar. Las primeras 4 a 5 semanas los caracoles requieren de un alimento similar al que consumían en su etapa larval, pero que se encuentre disponible en el fondo; para lo cual se lleva a cabo un proceso de floculado de microalgas. Posteriormente, se introduce paulatinamente una dieta artificial a base de alimento fabricado comercialmente en forma de "pellet". A continuación se describen ambos procedimientos.

**a) Floculado de microalgas**

En el momento en que los caracoles se transforman en organismos bentónicos y adquieren hábitos de forrajeo para su alimentación es necesario hacer un cambio en la presentación del alimento a fin de hacerlo accesible. La opción que se plantea en este manual es someter cultivos de microalgas a un proceso de floculación para que se precipiten y permanezcan en el fondo de los criaderos.

La floculación tiene como propósito aglomerar la microalga y facilitar su precipitación haciéndola disponible a los juveniles. El procedimiento para obtener el floculado de microalgas inicia con la preparación de una solución de Chitosan, para lo cual se agrega 1g de Chitosan a 99 ml de agua dulce y 1 ml de ácido acético al 99%, se mezclan los ingredientes hasta obtener una solución homogénea, transparente y viscosa; y se deja reposar 1 día a temperatura ambiente. Posteriormente, en otro recipiente se coloca el cultivo de microalgas, al cual se le baja el pH entre 7.0 y 7.5 (Si el pH inicial es de 7.7 a 8.0, se añade 0.1 a 0.2 ml de ácido muriático por cada litro del cultivo de algas) y se mezcla de 2 a 3 minutos. A continuación se agregan de 1.0 a 2.0 ml de la solución de Chitosan por cada litro del cultivo de microalgas y se mezcla de 2 a 3 minutos. Posteriormente se sube el pH de la solución entre 8.5 y 9.0, para lo cual se disuelven 5 g de NaOH en 100 ml de agua y se agregan entre 1.0 y 1.5 ml de NaOH por cada litro del cultivo de microalgas. Se mezcla durante varios minutos y se deja reposar hasta el día siguiente. El precipitado de microalgas que se obtiene se coloca en el refrigerador, donde se puede mantener por varios días. El floculado de la microalga es suministrado como alimento las primeras 5 semanas, una vez al día, ajustándose la dosis en base al consumo de los organismos. En la figura 19 se ilustra el proceso de floculación de microalgas.

**b) Alimento artificial**

A partir de la quinta semana de desarrollo post-metamórfico, el sistema digestivo de los juveniles ha alcanzado mayor madurez, por lo que es conveniente empezar a mezclar, junto con el floculado de microalgas, un alimento artificial de uso comercial como puede ser la dieta para Tilapia. Para que este alimento pueda ser ingerido por los pequeños juveniles, es necesario reducir el tamaño de sus partículas mediante un proceso de pulverización y separación de las mismas pasándolas por un tamiz de 200 µm (Fig. 20).



Figura 19.  
Proceso de floculación de microalgas para alimento de post-larvas.



Figura 20.  
Pulverizado y tamizado del alimento artificial.

El alimento pulverizado deberá hidratarse previamente antes de ser suministrado a los sistemas de cultivo para facilitar su precipitación. La dosificación de este alimento debe ser gradual, iniciando con el 10% de la ración diaria, y aumentándola paulatinamente hasta sustituir el floculado por completo.

Después de 2 meses de mantenerse en los sistemas de cultivo dentro del laboratorio, bajo condiciones controladas de temperatura y calidad del agua, los caracoles habrán alcanzado una talla de 15 a 20 mm y se encuentran lo suficientemente fuertes y acondicionados a la dieta artificial para ser trasladados a los estanques de cultivo en el exterior, iniciándose así la segunda fase en el cultivo de los juveniles.

**Mantenimiento del sistema**

La operación de estos sistemas de cultivo consiste básicamente en mantener el flujo de agua y aire constantes, así como una limpieza periódica de los mismos. Es importante cuidar la temperatura de los cultivos, ya que en las primeras semanas de vida bentónica los caracoles muestran una gran sensibilidad, y si la temperatura del agua desciende por debajo de los 26 °C el metabolismo de los juveniles se reduce afectando su crecimiento. Por otro lado, la calidad del agua y la limpieza de los sistemas de cultivo son muy importantes para evitar la proliferación de microorganismos, así como el crecimiento de algas filamentosas que pueden llegar a cubrir la concha de los juveniles dificultando su alimentación y movimiento. Para evitar estos problemas de contaminación es conveniente utilizar el agua filtrada y esterilizada que se usa para el cultivo larval, retirar el exceso de alimento, y transferir a los juveniles a un sistema de cultivo limpio cada semana. La limpieza, tanto de las charolas como de las canaletas, se lleva a cabo con agua de cloro al 5%, limpiándolas con un cepillo y enjuagando abundantemente.

### Consideraciones

Una vez instalados los sistemas de cultivo para juveniles del primer estadio su operación se reduce al monitoreo de la temperatura del agua, flujo y aireación en los sistemas de cultivo. La dosificación del alimento es muy importante ya que el alimento excedente propicia la proliferación de bacterias en los sistemas de cultivo, por lo que es primordial cerciorarse de que la dosis de alimento que se suministra en los criaderos es consumida en las siguientes 4 horas; en caso contrario se recomienda retirar el alimento que no se haya consumido. De este modo, la limpieza de los sistemas es primordial para el buen crecimiento de los juveniles del primer estadio.

### Segundo Estadio: Cultivo Semi-controlado en Estanques

En esta segunda fase se contempla el manejo de semillas de caracol bajo un esquema de cultivo simple de bajos requerimientos de infraestructura y tecnológicos. El personal encargado de los sistemas de cultivo requiere únicamente de un entrenamiento sencillo sobre su mantenimiento, así como del manejo y cuidado de los organismos. En esta etapa los juveniles son más resistentes al manejo, así como a cambios en la temperatura y calidad del agua. Los juveniles ingresan a estos sistemas de estanques a la intemperie con una talla aproximada de 2 cm de longitud de concha, en donde el grosor de su concha permite el marcado y manipulación de los mismos, permaneciendo en estos sistemas de cultivo por un período de 4 a 5 meses, al cabo de los cuales deberán alcanzar una talla de 6 a 7 cm.

La infraestructura requerida para esta fase consiste principalmente en energía eléctrica, tanques de fibra de vidrio, un área techada proporcional a la escala de cultivo que se quiera manejar, bomba para suministro de agua marina y una bomba de aireación.

### Descripción del sistema

Los sistemas recomendados para llevar a cabo el cultivo de juveniles en el exterior, consisten en reservorios de fibra de vidrio de forma rectangular o redonda, cuyas dimensiones estarán en función del número de organismos a cultivar, recomendándose para los sistemas rectangulares o canaletas un tamaño de 160 cm de largo x 60 cm de ancho y una altura no mayor de 40 cm para facilitar su manejo. En el caso de utilizar reservorios circulares, la altura de éstos deberá ser la misma de 40 cm y el diámetro recomendado es de 150 cm (Fig. 21).

El acondicionamiento de estos sistemas consiste en colocar una base de arena sobre una rejilla con malla para retener el sedimento y que permita la circulación de agua en el fondo. El drenaje del siste-



Figura 21.  
Sistemas de cultivo para juveniles, mantenidos a la intemperie bajo un techo.

ma se coloca en el fondo de la tina, a través de un tubo de PVC con perforaciones, que desagua por un tubo exterior para mantener el nivel del agua (Fig. 22). Se mantiene un flujo de agua de 5 l/min y aireación constante. Estos sistemas deben instalarse bajo un área techada para evitar el aumento de temperatura, variación en la salinidad por evaporación o efectos pluviales y el crecimiento excesivo de algas. Si la zona donde se coloca la toma de agua para alimentar estos sistemas no muestra signos de contaminación, puede suministrarse directamente sin requerir de un sistema de filtración adicional.

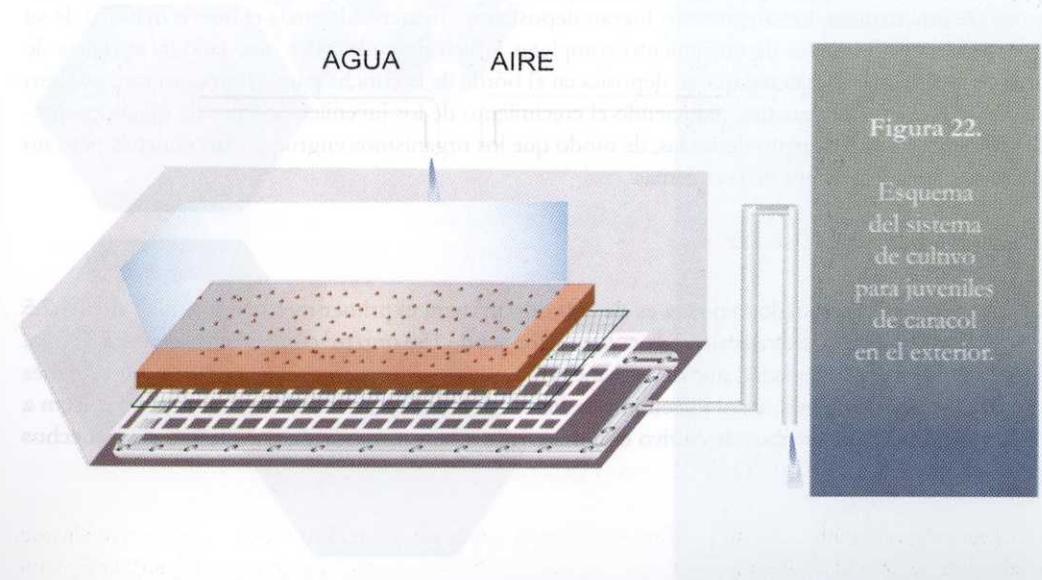


Figura 22.  
Esquema del sistema de cultivo para juveniles de caracol en el exterior.

### Manejo del sistema y cuidado de los organismos

La operación de estos sistemas de cultivo es sencillo, una vez que se tiene regulado el flujo de agua y una aireación constante. Los aspectos que hay que considerar se mencionan a continuación.

#### Consideraciones sobre el proceso de formación de la concha

El crecimiento de la concha ocurre en el borde del labio, en donde se secreta una franja delgada de material transparente y de consistencia gelatinosa, que pasa por una etapa de cristalización durante 10 a 12 horas. En este período, el caracol permanece inmóvil para evitar su desprendimiento o rompimiento, ya que esta línea de crecimiento de apenas 3 a 4 mm de ancho es muy frágil y se desprende fácilmente por factores físicos como el movimiento del agua, el movimiento propio del caracol o el contacto con otros organismos. En sistemas de cultivo se ha observado que la presencia de sedimento es un factor abiótico importante para favorecer este proceso, al permitir que los juveniles se entierren fácilmente, ofreciéndoles un medio protector para formar su concha.

El proceso de secreción y cristalización de la concha que se ha observado en los sistemas de cultivo del CRIP Puerto Morelos se presenta en la figura 23.

El sustrato que ofrece un medio más favorable para este proceso de formación de la concha es la arena fina, ya que se adhiere con mayor facilidad al material gelatinoso a lo largo de la línea de crecimiento, ofreciendo soporte y resistencia a la concha recién formada. Por otro lado, este tamaño de sedimento permite que los juveniles se entierren con mayor facilidad, ofreciendo un ambiente protector durante el período de inmovilidad que requieren para completar el proceso de cristalización. De esta manera, los organismos logran depositar de manera adecuada el nuevo material de su concha, formando líneas de crecimiento completas y bien definidas. Por otro lado, la ausencia de arena propicia que el material que se deposita en el borde de la concha para dar inicio a este proceso se desprenda constantemente, reduciendo el crecimiento de los juveniles; además de que no se presentan líneas de crecimiento definidas, de modo que los organismos engruesan sus conchas pero no presentan un crecimiento de las mismas.

#### Densidad de cultivo

La densidad de cultivo recomendada es de 200 org/m<sup>2</sup> para el primer mes con juveniles de 2 a 2.5 cm. Para el segundo mes la densidad de cultivo debe ser de 150 org/m<sup>2</sup> con juveniles de 2.5 a 3.5 cm. Para el tercer mes la densidad que debe manejarse en los criaderos es de 100 org/m<sup>2</sup> con juveniles de 3.5 a 5 cm de longitud, disminuyendo esta densidad a 80 org/m<sup>2</sup> con organismos de 5 a 7 cm a fin de no saturar los sistemas de cultivo con materia orgánica proveniente del alimento y desechos metabólicos.



Figura 23.

Etapas de la formación de la concha en juveniles de caracol.

Secreción de un primer material de consistencia gelatinosa.

Proceso de cristalización y endurecimiento de la concha.

La arena en los criaderos proporciona un medio adecuado para la formación de la concha, obteniéndose líneas de crecimiento bien definidas.

La ausencia de arena propicia que los juveniles se muevan constantemente, afectando la fijación del material gelatinoso.

### Manejo de los organismos

Los caracoles juveniles que se mantienen en cultivo durante esta etapa deben manipularse lo menos posible, especialmente los que permanecen enterrados, ya que se encuentran formando su concha, la cual presenta una consistencia gelatinosa y se desprende fácilmente. Los registros biométricos de los organismos se realizan mensualmente para estimar su tasa de crecimiento, midiendo la longitud total de la concha y su peso (Fig. 24).



### Estrategia de alimentación

La alimentación que se emplea en esta fase de cultivo esta basada exclusivamente en la dieta comercial para Tilapia con 30% de proteína, la cual se pulveriza y se hidrata por 5 minutos antes de ser suministrada, para suavizarla y facilitar su precipitación (Fig. 25). La dieta se suministra diariamente por la mañana en una cantidad equivalente al 3% del peso total de los organismos. Esta dosis puede ajustarse de acuerdo a la cantidad de alimento consumido después de 4 horas, esto es, si los caracoles se terminan el alimento completamente antes de este tiempo la dosis deberá aumentarse ó disminuirse en caso de existir alimento excedente después de este tiempo.

Con la intención de lograr mayores tasas de crecimiento se puede enriquecer el alimento balanceado con algún producto vegetal de la región que contenga algunas propiedades nutricionales, el cual una vez pulverizado se integra a la dieta artificial en una proporción del 30%.

### Desarrollo de Biotecnologías para el Cultivo del Caracol Rosado *Strombus gigas*



En estos sistemas de cultivo no se emplea ningún tipo de ligante para concentrar el alimento, ya que su presentación en polvo permite que el alimento se distribuya homogéneamente en los criaderos aumentando su disponibilidad y aprovechamiento para los juveniles.

### Mantenimiento y limpieza del sistema

La limpieza de los sistemas de cultivo debe realizarse diariamente por la mañana antes de suministrar el alimento, lo cual consiste en retirar los desechos de los organismos y restos de alimento mediante un sifón. Este proceso se debe efectuar sin importar extraer arena del fondo, por lo que se debe recibir en una cubeta para su posterior limpieza y poder reintegrarla nuevamente al sistema después de lavarla con agua corriente, asegurando así una limpieza eficiente. Es importante realizar una limpieza general de los sistemas de cultivo, extrayendo y lavando toda la arena o cambiándola cada dos semanas, para evitar la proliferación de microorganismos y mantener una buena calidad de agua en los cultivos.

### Consideraciones

Es importante señalar que no debe excederse la cantidad de alimento en los criaderos, ya que éste fermenta y se descompone en poco tiempo deteriorando la calidad del agua. Esta situación puede ser de riesgo, especialmente si por alguna situación se llega a interrumpir el flujo agua, llegando a producir una mortalidad masiva de los cultivos. Por este motivo, si se llegara a presentar falla en el suministro de agua es recomendable incrementar la aireación en los sistemas y no alimentar a los caracoles hasta que se restablezca el flujo de agua.

Se ha observado que el tipo de sustrato que se maneja en los criaderos tiene un efecto directo sobre el desarrollo y comportamiento de los organismos. La arena fina proporciona un medio altamente favorable para el crecimiento y formación de la concha, asociado al hábito de enterramiento que presentan los caracoles. Sin embargo, el empleo de este sustrato dificulta la limpieza de los sis-

temas de cultivo. Por este motivo se recomienda el uso de la arena de grano medio, que es más fácil de limpiar y provee de un medio adecuado para el crecimiento de los caracoles.

Finalmente, es importante considerar que la limpieza general de los sistemas debe cuidarse desde los depósitos de agua marina y la red hidráulica, para evitar la proliferación de algas que contaminen los cultivos. El descuido en la limpieza de los criaderos provoca el obscurecimiento de las conchas, lo cual es síntoma de un estado poco saludable de los juveniles y de un crecimiento lento.

La talla máxima para mantener a los juveniles en estos sistemas es de 7 cm, talla que deberán alcanzar después de cuatro a cinco meses de cultivo.

## MARICULTIVO

Una vez que los juveniles han alcanzado una talla aproximada de 7 cm, sus requerimientos de espacio y alimento se incrementan, por lo que mantenerlos en sistemas de cultivo controlados es una práctica incosteable debido al gasto de energía e infraestructura requerida para sostener un cultivo a nivel masivo. Por otro lado, los juveniles han adquirido la resistencia necesaria para continuar su desarrollo en su ambiente natural, aunque todavía son muy vulnerables al ataque de sus depredadores naturales. Cuando los caracoles han llegado a esta etapa de desarrollo se inicia la tercera fase de cultivo, en donde los juveniles deberán completar su desarrollo en sistemas protegidos en el mar.

Al explorar la posibilidad de realizar el cultivo y engorda del caracol juvenil en el ambiente marino, se enfrentan diferentes factores bióticos y abióticos que van a interferir directamente en esta actividad, como es el suministro de alimento, el efecto de las corrientes, la acción de los depredadores y competidores, así como el efecto de fenómenos naturales como vientos del norte y huracanes. Por tal motivo, el diseño de los sistemas de encierro, así como el manejo de los organismos en cultivo, deberán contemplar un control de aquellos factores que puedan afectar el desarrollo de esta actividad.

En esta sección se presenta el diseño de un sistema de cultivo para engorda de juveniles de caracol rosado en el mar a escala masiva, el cual requiere de una infraestructura mínima y que puede ser implementado de manera sencilla y a bajo costo, misma que se encuentra en una etapa de prueba en conjunto con el sector pesquero de Quintana Roo. Se abordan los problemas potenciales que hay que enfrentar para el maricultivo de esta especie, así como la descripción del sistema y su técnica de manejo.

## Problemas Potenciales del Maricultivo

### Depredación

Uno de los factores que afectan más fuertemente el cultivo de los juveniles de caracol en el mar es la depredación que existe en el medio natural. Con la experiencia del manejo de sistemas sumergidos en el mar se han logrado identificar los principales depredadores en la zona, así como las estrategias que éstos utilizan para atacar o introducirse a los sistemas de cultivo. Entre los depredadores más agresivos se encuentran los cangrejos ermitaños, ya que poseen la habilidad de despojarse de la concha que ocupan e introducirse a los sistemas de cultivo por espacios muy pequeños, atacando a los caracoles para ocupar sus conchas, causando una gran mortalidad en los juveniles (Fig. 26).

Otro depredador que frecuentemente afecta los cultivos de caracol en el mar es el pulpo, ya que las características de su cuerpo le permiten aprovechar cualquier espacio para introducirse en los corrales y atacar a los caracoles. Otros organismos que causan depredación del caracol en menor

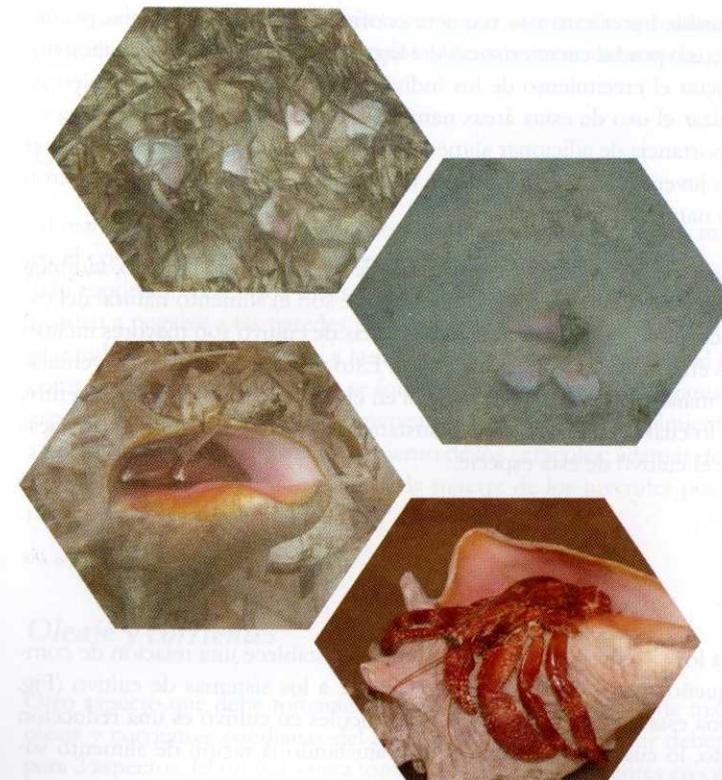


Figura 26.

Principales tipos de depredación que afectan los cultivos de juveniles de caracol rosado.

Rayas y tortugas capaces de triturar la concha de los caracoles.

Cangrejo ermitaño gigante y cangrejo de bandas rojas matan al caracol para utilizar su concha.

grado son los caracoles carnívoros como el Chak-pel y el Tomburro, así como algunos peces loro o escochines y rayas, además de la tortuga que aunque causan una gran mortalidad en las poblaciones naturales de juveniles de caracol, no logran introducirse en los sistemas de cultivo.

El empleo de jaulas y corrales sumergidos para el confinamiento y protección de los juveniles tienen como finalidad reducir la incidencia de depredadores. Después de varios experimentos se ha logrado controlar la depredación de manera muy eficiente mediante el diseño del sistema de cultivo para juveniles en el mar que se presenta en el inciso 2 de esta sección. En la figura 26 se muestran algunos de los efectos que los depredadores causan a los juveniles de caracol en el medio natural.

### Alimentación

Otro factor importante que hay que resolver cuando se tienen organismos confinados para cultivo es la alimentación. En algunas países del Caribe han resuelto esta situación a través de cercar grandes áreas naturales, como caletas o pequeñas bahías y ensenadas, para asegurar una cantidad suficiente de alimento natural para los caracoles, sin sobrepasar la capacidad de carga del lugar.

Sin embargo, cuando no es posible hacer esto y se requiere confinar organismos en áreas pequeñas, ya sea por problemas logísticos o por las características del lugar, es necesario adicionar alimento complementario a fin de no afectar el crecimiento de los individuos. De este modo, el empleo de dietas artificiales permite optimizar el uso de estas áreas naturales, aumentando así la eficiencia en el cultivo de esta especie. La importancia de adicionar alimento complementario, se pudo confirmar al obtener un crecimiento de los juveniles significativamente mayor que el de aquellos que tuvieron disponible únicamente alimento natural.

Es importante mencionar que estas dietas artificiales además de servir como alimento, también sirven como fertilizante para el desarrollo de microalgas epifitas que son el alimento natural del caracol, por lo que las tasas de crecimiento obtenidas en estos sistemas de cultivo son mayores incluso que la de los juveniles cultivados en estanques semi-controlados. Esto permite pensar en las ventajas que se pueden obtener al poder manejar las semillas de caracol en el mar con mayores rendimientos que en sistemas de estanquería, lo cual significa un ahorro sustancial en gastos de energía e infraestructura haciendo más rentable el cultivo de esta especie.

### Competencia

Al adicionar alimento artificial a los sistemas de cultivo en el mar se establece una relación de competencia por alimento con pequeños peces que logran introducirse a los sistemas de cultivo (Fig. 27). El único efecto que ocasiona esta competencia sobre los caracoles en cultivo es una reducción en la disponibilidad del alimento, lo cual se puede compensar ajustando la ración de alimento su-



Figura 27.  
Competencia con pequeños peces por el alimento artificial suministrado.

ministrada. Por otro lado, deberá hacerse una estimación aproximada de la pérdida de alimento por competencia para realizar los cálculos de conversión alimenticia.

### Comportamiento

Al mantener organismos confinados con fines de cultivo, es muy importante considerar los cambios en el comportamiento que se originan a causa de los sistemas de encierro. Se ha observado, y ha sido reportado por otros investigadores (Iversen *et al.*, 1986) como , que los caracoles confinados tienden a pegarse a las paredes de los sistemas en que son confinados, ya sea jaulas o corrales, desplazándose siempre pegados a la malla. Un sistema de cultivo mal diseñado que no contemple este comportamiento, provoca que se formen acumulaciones de organismos en algún punto del sistema, especialmente en las esquinas, provocando el constante rompimiento de sus conchas. Esta situación afecta directamente sobre el crecimiento de los caracoles; además de que se pueden llegar a presentar agregaciones masivas que provocan la muerte de los juveniles por inanición, ya que no se pueden mover en busca de alimento.

### Oleaje y corrientes

Otro aspecto que debe tomarse en cuenta para una práctica de maricultivo son las condiciones de oleaje y corrientes cotidianas del sitio de trabajo. Este factor deberá ser debidamente considerado para 2 aspectos. El primero para tomar las medidas pertinentes en cuanto a la estabilidad y anclaje de

los sistemas de cultivo. El otro consiste en tratar de reducir la pérdida de alimento por arrastre de la corriente, ya sea suministrándolo muy pegado al fondo o permitiendo que el alimento se distribuya a favor de la corriente.

### Eventos meteorológicos

La zona del Caribe, que corresponde al área de distribución del caracol rosado, es afectada frecuentemente por fenómenos meteorológicos. En primera instancia están los vientos del norte que se presentan con cierta regularidad a lo largo del año, lo cual puede afectar la estabilidad en los sistemas de cultivo. Por otro lado, también se presentan eventos climáticos como tormentas y huracanes, cuyas dimensiones pueden ocasionar la pérdida total de las instalaciones de cultivo. Por este motivo, es necesario tomar las precauciones pertinentes para el resguardo de los organismos y de los sistemas de cultivo en caso de presentarse cualquier contingencia ambiental.

### Unidad de Producción Piloto (UPP) para Cultivo de Juveniles en el Mar

De acuerdo con los problemas potenciales que afectan el maricultivo de esta especie, el diseño de los sistemas de cultivo de juveniles en el mar deben cumplir al menos con cuatro atributos fundamentales:

- Control eficiente de los depredadores naturales.
- Aprovechamiento óptimo del área de cultivo, así como del alimento artificial que deberá suministrarse.
- Resistencia a las corrientes y oleajes de la zona.
- Fácil manejo y recuperación, tanto de los organismos como del sistema de encierro, en caso de un fenómeno meteorológico como tormenta o huracán.

A continuación se describe un sistema de encierro que se desarrolló en el CRIP Puerto Morelos del INP, con base en las observaciones de varias pruebas de confinamiento y en los resultados de diversos experimentos para el manejo y cría del caracol rosado en el mar, denominado Unidad de Producción Piloto (UPP).

### Descripción del sistema

El diseño de la Unidad de Producción Piloto (UPP) para engorda de juveniles de caracol rosado en el mar consiste en una estructura modular de cuatro círculos concéntricos (Fig. 28). La forma circular de este diseño pretende facilitar el desplazamiento de los caracoles dentro del sistema, evitando la acumulación de organismos que ocurre en las esquinas de los encierros cuadrados. Por su parte, los tres círculos interiores permiten un mejor aprovechamiento de la superficie de cultivo, ya que los organismos tienden a pegarse a las orillas de los encierros dejando sin utilizar el área interior de los mismos. Además, la distribución homogénea de los organismos dentro del encierro permite un mejor aprovechamiento del alimento artificial que se suministra de manera complementaria.

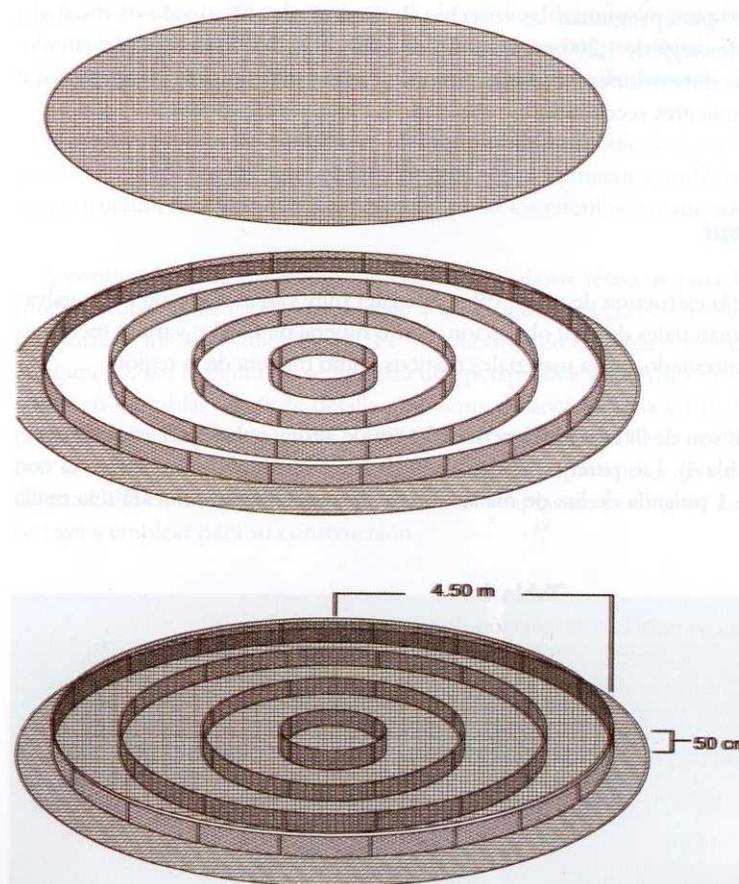


Figura 28.  
Esquema de Unidad de Producción Piloto (UPP) para engorda de juveniles de caracol rosado.

Por otro lado, la colocación de estos círculos interiores permite el manejo de cuatro grupos de organismos de diferente tamaño o cohorte. De este modo, el círculo central, que es el de menor área y el que se encuentra más protegido, está destinado para los caracoles más pequeños, el cual debe ser forrado con malla de menor abertura para brindarles mayor protección. En los círculos subsecuentes, se manejarán juveniles de tallas mayores, y sus dimensiones están calculadas de acuerdo a la densidad de cultivo que se manejará, en función del tamaño de los organismos. La disposición de estos círculos interiores está diseñada para manejar el mismo número de organismos en cada uno, teniendo un área de cultivo mayor conforme más grande es el círculo, de tal manera que la densidad de cultivo sea menor entre más grandes son los organismos. De esta forma se cubren adecuadamente las necesidades de espacio para cada grupo de talla y se logra optimizar el área de cultivo, por lo que es posible cultivar caracoles a nivel masivo en sistemas de tamaño reducido.

De este modo, el diseño de la UPP permite un manejo o rotación de cohortes dentro del sistema, lo cual puede ser aprovechado para programar las cosechas durante el año. El corral está diseñado para manejar una capacidad de carga de 1,200 organismos, repartidos en 300 caracoles por círculo. Las especificaciones sobre las dimensiones y construcción del sistema, así como de su operación y manejo se presentan en las siguientes secciones.

### Construcción del sistema

Los materiales para construir la estructura de una UPP pueden ser muy variados, desde malla galvanizada recubierta de PVC, ó materiales de fácil obtención, como tubería de PVC o varillas metálicas forradas de malla de hilo alquitranado, hasta materiales rústicos como madera de la región.

Las dimensiones de la UPP son de 9.0 m de diámetro y 50 cm de altura, cubriendo así una superficie de cultivo de 62 m<sup>2</sup> (Tabla 4). Las paredes de cada uno de los círculos deberá ir cubierta con una red con una abertura de 1 pulgada de luz de malla. Al círculo central se le colocará una malla

**Tabla 4.**  
Datos técnicos para la construcción de los módulos de la UPP.

Módulo P	Diámetro (m)	Perímetro (m)	Long. Paño (m)	Altura Paño (m)	Separación entre módulos	Área de cultivo (m <sup>2</sup> )
A	3	9.42	10	0.50	1 m	7.06
B	5	15.70	17	0.50	1 m	12.57
C	7	21.99	23	0.50	1 m	18.85
D	9	28.27	30	0.50	-	25.13

de menor abertura o una doble malla para reducir los espacios a los depredadores. Los módulos o círculos de la UPP deberán unirse entre sí con varillas (metálicas o de madera) colocadas en forma radial dando así forma y soporte a la estructura. Una vez unidos los módulos, la parte superior de la UPP deberá cubrirse para evitar la entrada de los depredadores con malla de seda alquitranada o de monofilamento de nylon, la cuál quedará sostenida por las varillas. La parte inferior del último círculo del corral se protege mediante una franja de malla de seda alquitranada, a modo de falda, sobre la cual se colocan bolsas o sacos rellenos de arena para sellar el sistema perfectamente al fondo. Este lastre, además de impedir la entrada de depredadores, sirve para dar estabilidad y anclaje a la estructura (Fig. 29).

La altura de 50 cm diseñada para este sistema está pensada en facilitar su manejo y mantenimiento, así como la observación de los organismos, ya que se puede tener acceso a todo el corral al poder nadar sobre él, lo cual permite suministrar el alimento artificial en cada círculo mediante una botella plástica con tapa perforada, reduciendo la pérdida del mismo por efecto de la corriente. Por otro lado, el tener una estructura sumergida le brinda mayor estabilidad al sistema y ofrece menor resistencia al oleaje, además de que no se encuentra a la vista de personas extrañas.

El peso y la forma de este diseño permite moverlo sin dificultad, facilitando la rotación de áreas, y pueden ser retirados del agua en caso de cualquier contingencia ambiental como huracanes, ya que es una estructura modular que permite desmontar los círculos y manejarlos de forma independiente.

A continuación se presentan los esquemas y datos técnicos para la construcción de una UPP modular, utilizando varillas de anclaje y malla galvanizada. Las medidas de los círculos interiores que forman los 4 módulos de la UPP se muestran en la Tabla 4 y se representan en el esquema de la figura 30. En la figura 31 se muestra una perspectiva isométrica de una UPP. En la figura 32, así como en las tablas 5 y 6, se detalla el sistema de anclaje de la UPP. Por último en la figura 33 se presentan algunas imágenes de la UPP que se instaló en la Reserva de Sian Ka'an en colaboración con el sector pesquero. Estos esquemas y diagramas pretenden servir de guía para la construcción de una UPP, en donde se deberá considerar la adaptación pertinente de acuerdo a los materiales que se vaya a emplear para su construcción.



**Figura 29.**  
Cubierta superior de la UPP (izq), y sistema de lastre y sellado en la parte exterior de la UPP (der).

Figura 30.

Esquema de los módulos de una UPP. Medidas en metros.

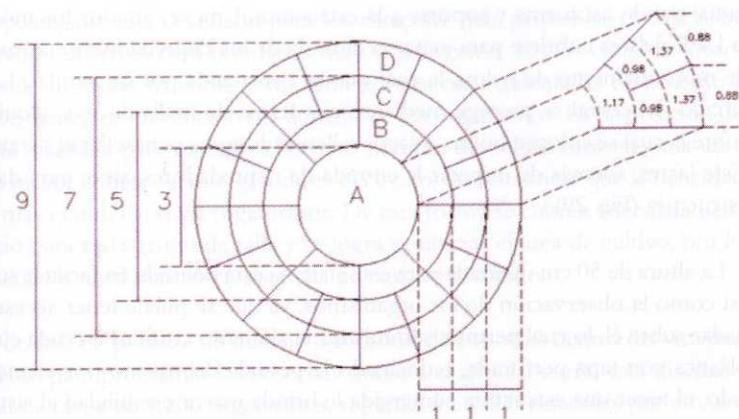


Figura 31.

Perspectiva isométrica de la UPP

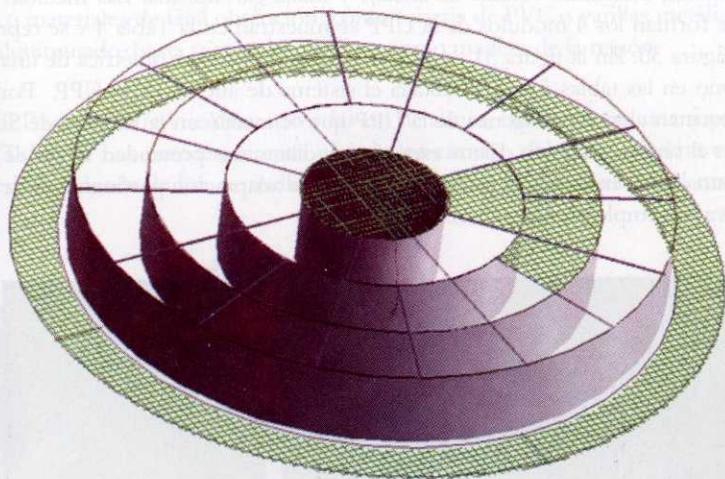


Figura 32.

Sistema de anclaje para la fijación de la UPP.

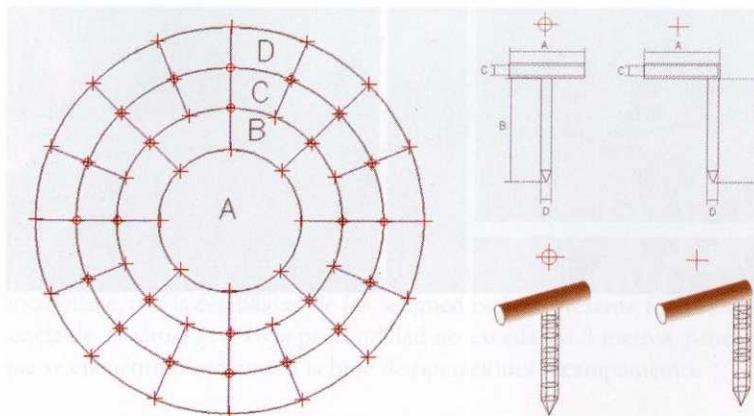


Tabla 5.

Tipo y cantidad de estacas para la fijación de cada módulo de la UPP de acuerdo al diagrama de la figura 30.

Módulo de UPP	Tipo y cantidad de estacas		Long. entre estacas (m)
	T= ⊕	L= +	
A		8	1.17
B	8	8	0.98
C	16		1.33
D		32	0.88

Tabla 6.

Medidas de las estacas y material de construcción

Parte de Estaca	Medidas	Material
A	20 cm	Tubo galvanizado
B	65 cm.	Varilla de hierro
C	½ pulgada	Tubo galvanizado
D	½ pulgada	Varilla de hierro



Figura 33.  
Construcción de una UPP: Presentación del sistema en tierra (izq.) y colocación en el mar (der).

### Manejo del Sistema y Cuidado de los Organismos

El cultivo de juveniles en el mar requiere de la obtención de los caracoles que se mantendrán en engorda, a lo cual se le denomina “semilla”. En el caso de especies cuya biotecnología de cultivo ya ha sido probada y ampliamente extendida, la semilla se obtiene a través de Centros Productores que se encargan de abastecer a los acuacultores. Sin embargo, para el caracol rosado aún no existe alguna institución o empresa que ofrezca un abasto de semilla de caracol a nivel masivo para ser engordado con fines comerciales, ya que las técnicas de cultivo aún no han podido ser validadas.

En la actualidad solamente existen 2 lugares en el mundo en donde se producen juveniles de caracol rosado en cautiverio. Uno de ellos es la Caicos Conch Farm, que se encuentra en la Isla de Turk y Caicos ([www.caicosconchfarm.com](http://www.caicosconchfarm.com)) en donde se cultiva el caracol desde huevo hasta organismos de 16 cm de longitud de concha. Esta empresa vende sus productos a través de la organización C Farms LLC ([www.cfarmsllc.com](http://www.cfarmsllc.com)), pero únicamente con fines gastronómicos y culinarios, ofreciendo organismos vivos de 2, 6, 8 y 16 cm de concha, así como filetes de diferentes tamaños, tanto fresco como congelado, y escargot. Por otro lado, en el Harbor Branch Oceanographic Institution ([www.hboi.edu](http://www.hboi.edu)) se producen juveniles de hasta 2 cm de longitud de concha, los cuales se venden a través de la empresa Ocean Reefs & Aquariums (ORA) ([www.orafarm.com](http://www.orafarm.com)) como caracoles de acuario. De esta manera, el abasto de semilla de caracol para ser utilizada con fines de engorda comercial aún no es factible.

Por tal motivo, el sistema de cultivo y las técnicas de manejo de juveniles en el mar que se describen en este manual se encuentran en una etapa de prueba en colaboración con el sector pesquero de Quintana Roo, en donde fue necesario obtener los juveniles del medio silvestre. A continuación se abordan diferentes aspectos que hay que considerar para la operación y el manejo de la UPP, así como el cuidado de los organismos.

### Selección del hábitat para la instalación del sistema de cultivo

Para instalar una UPP en el mar es necesario seleccionar el lugar en donde se establecerá. El sitio elegido deberá reunir las condiciones más favorables para el crecimiento y desarrollo de los juveniles, además de estar accesible para facilitar la vigilancia y mantenimiento de los sistemas de cultivo, así como la posterior operación de procesamiento y comercialización del producto.

Bajo estas consideraciones, los ambientes más adecuados para instalar una UPP son lugares con poco oleaje, por la estabilidad de los sedimentos, que presente fondos arenosos con moderada presencia de *Thalassia sp.* y cuya profundidad no exceda los 3 metros, procurando seleccionar aquellos que se encuentren cercanos a la base de operaciones o campamento.

### Abastecimiento del sistema y Manejo de cohortes

La Unidad de Producción Piloto para engorda de juveniles que se presenta en este manual está diseñado para mantener 1,200 caracoles en cultivo. Se contempla el manejo de los organismos mediante cohortes o estados de tamaño, de modo que los caracoles se distribuyen en los 4 módulos del sistema de acuerdo a su talla. En el módulo central del encierro, que es el más protegido y de menor área, se colocan juveniles menores de 12.5 cm de longitud de concha, a razón de una densidad de cultivo de 40 org./m<sup>2</sup>. En el siguiente módulo se confinarán organismos entre 12.6 y 15.5 cm a una densidad de 25 org./m<sup>2</sup>, mientras que el tercer módulo está destinado para juveniles entre 15.6 y 17.5 cm a una densidad de 15 org./m<sup>2</sup>; y en el módulo exterior del sistema se colocan los caracoles de tallas mayores (Tabla 7 y Fig. 34).

Para mantener esta distribución de los organismos en los diferentes módulos de la UPP será necesario rotar a los organismos conforme vayan creciendo, de modo que en un lapso de 3 a 4 meses los caracoles tendrán que ser movidos al módulo siguiente. En ese momento, será necesario

Tabla 7.  
Dimensiones y capacidad de carga por módulo para una UPP

Módulo	Diám.	Superficie de cultivo	No. de org.	Intervalo de talla (cm)	Densidad de cultivo
A	3 m	7 m <sup>2</sup>	300	< de 12.5	40 org./m <sup>2</sup>
B	5 m	12.5 m <sup>2</sup>	300	12.6 -15.5	25 org./m <sup>2</sup>
C	7 m	18.8 m <sup>2</sup>	300	15.6- 17.5	15 org./m <sup>2</sup>
D	9 m	25.1 m <sup>2</sup>	300	> de 17.5	10 org./m <sup>2</sup>



reabastecer el círculo central con un lote nuevo de semilla, mientras los caracoles que ocupaban el módulo exterior serán los que se encuentran aptos para su aprovechamiento, lo cual permite hacer una programación de cosechas a lo largo del año.

En el caso de que el abasto de la UPP se deba llevar a cabo mediante semilla silvestre será necesaria la colecta de organismos juveniles. La colecta deberá enfocarse en juveniles con talla menor a los 12 cm de longitud de concha, destinados al primer módulo del sistema. Para tal efecto, es necesario localizar una zona de reclutamiento natural, considerando que los juveniles de tamaños pequeños suelen encontrarse semienterrados en la arena. De este modo, la UPP se irá ocupando conforme los caracoles colectados vayan creciendo y deban ser transferidos a los siguientes módulos, hasta alcanzar su máxima capacidad de cultivo.

Es importante que la colecta se lleve a cabo únicamente sobre organismos juveniles de tamaño pequeño, ya que poseen una alta tasa de mortalidad en el medio natural. Será necesario considerar que esta actividad podrá llevarse a cabo únicamente con fines de investigación para el desarrollo de tecnología, ya que la regulación pesquera actual requiere de permisos para la colecta de esta especie. Por otro lado, es importante conducir estudios de dinámica poblacional tendientes a evaluar el impacto de la remoción de este estadio de juveniles para fines de acuicultura.

### Biometría de organismos y sistema de marcado

Para estimar el crecimiento de los juveniles en cultivo se toma una muestra al azar de 100 organismos de cada uno de los círculos, marcando estos caracoles con etiquetas plásticas (dymo). La etiqueta debe estar rotulada con el número de organismo y con el lote o cohorte al que pertenece, y se sujeta a las primeras espiras del caracol mediante una cintilla ajustable de plástico.

Los registros biométricos de estos organismos se llevan a cabo mensualmente estimando la longitud total de la concha y el peso total del organismo. Para estimar la longitud de la concha se mide la

## Desarrollo de Biotecnologías para el Cultivo del Caracol Rosado *Strombus gigas*

distancia que hay entre el ápice hasta el canal sifonal, para lo cual se utiliza una reglilla en forma de L diseñada para este fin, y para el peso se utiliza una báscula con capacidad de 1 a 5 kg y precisión mínima de 1g (Fig. 35).

El manejo de los juveniles en este proceso debe ser muy cuidadoso, ya que el borde de crecimiento de la concha es muy frágil y puede romperse fácilmente afectando su tasa de crecimiento. En los anexos (Formato para registrar datos de la biometría de juveniles, p. 83) se presentan los formatos de registro para biometría de juveniles.

### Estrategia de alimentación

Cuando se maneja organismos en confinamiento en el mar se hace necesario agregar a los sistemas de cultivo alimento complementario, ya que el alimento natural disponible en el área cercada es consumido rápidamente, convirtiéndose en un factor limitante en el desarrollo de los juveniles.

Hasta el momento no existe un alimento que se fabrique comercialmente para cubrir los requerimientos nutricionales específicos del caracol rosado. Por este motivo se ha empleado la dieta comercial para Tilapia como alimento suplementario, la cual ha mostrado tener buenos resultados para el crecimiento de los caracoles que se mantienen en cultivo.

El procesamiento que requiere este alimento artificial es el mismo que se lleva a cabo para los juveniles del 2do estadio, en donde el alimento se pulveriza e hidrata, antes de suministrarse, para facilitar su precipitación y disponibilidad. Sin embargo, la forma de suministrar este alimento es la que debe adaptarse al sistema de cultivo y a las condiciones del mar. En este caso se recomienda utilizar una botella plástica con una perforación en la tapa, mediante la cual se inyecta el alimento previamente pulverizado e hidratado, procurando depositarlo lo más cerca del fondo que sea posible, permitiendo su esparcimiento por toda el área de cultivo, tratando de evitar que sea arrastrado por la corriente (Fig. 36).

La cantidad de alimento suministrado no debe exceder al 3% del peso total de los organismos. La alimentación se realiza una vez al día, y se deberá llevar un registro para anotar la cantidad de alimen-

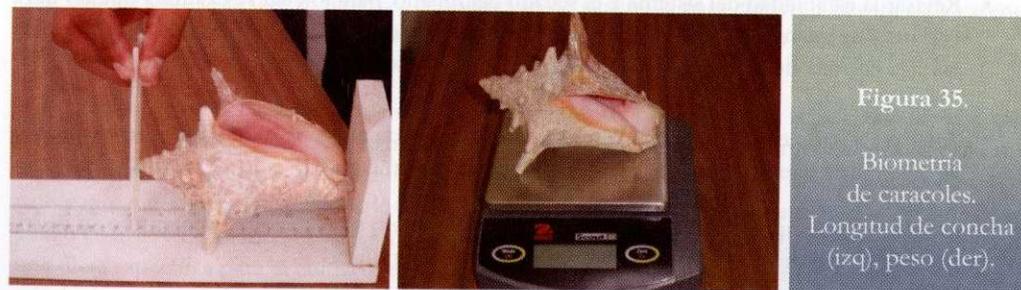




Figura 36.  
Forma de suministrar el alimento artificial en la UPP.

to suministrado, estimar la pérdida del mismo por acarreo de la corriente y competencia, así como cualquier otro tipo de información pertinente. Para tal fin los Anexos presenta un formato específico ( Formato para registrar la alimentación de juveniles, p 84. ). En este rubro es importante señalar que todavía es necesario llevar a cabo estudios dirigidos a la obtención de un alimento artificial específico para el caracol rosado, considerando sus hábitos alimenticios, requerimientos nutricionales y tiempos de engorda, lo cual daría un gran impulso a la acuicultura de esta especie.

### Mantenimiento del sistema

La UPP requiere de una rutina de mantenimiento que contempla actividades diarias, mensuales y trimestrales. Todos los días se debe visitar el sistema de cultivo para suministrar el alimento necesario, el cual debe ser pesado, molido e hidratado previamente, de acuerdo a lo especificado en la sección anterior.

En el momento que se visitan los sistemas de cultivo para alimentar a los organismos, también se debe realizar una inspección sobre diferentes aspectos que permitan programar las actividades de mantenimiento y reparación del sistema (Fig 37). Para esta inspección es conveniente elaborar una lista de chequeo como la que se muestra en los Anexos (Lista de chequeo para el mantenimiento de una UPP, p. 85 ). Los principales puntos a considerar son:

- Revisar la estabilidad del sistema y el sellado del mismo, para lo cual se examina que no haya rupturas en las mallas y que los costales de arena laterales estén bien colocados, con lo que se evita la entrada de depredadores o pérdida de caracoles.
- Analizar la limpieza del sistema para que no se cubra de algas filamentosas, y determinar la frecuencia de cepillado del encierro para mantenerlo limpio.
- Observar el comportamiento de los caracoles tales como su reacción al alimento o su distribución dentro del corral o la posible incidencia de mortalidad.



Figura 37.  
Mantenimiento de la UPP. Reparación de la malla (izq) Cepillado de la malla (der).

De manera mensual se lleva a cabo un registro de biometría de los organismos para estimar sus tasas de crecimiento, de acuerdo a la técnica descrita anteriormente. Finalmente, cada 3 meses aproximadamente se deberá hacer una rotación de organismos entre los módulos, con el consecuente abasto de los juveniles más pequeños destinados al círculo central, así como la extracción de los juveniles más grandes para su aprovechamiento, ya sea comercial o con fines de restauración de poblaciones dañadas.

### Consideraciones

El sistema propuesto en este manual como Unidad de Producción Piloto para engorda de juveniles de caracol requiere de poca infraestructura y es de fácil manejo. Por este motivo se puede poner en funcionamiento con poca inversión y una capacitación sencilla para su instalación, uso y mantenimiento. Además, se considera que el diseño de este sistema permite un aprovechamiento óptimo del área del cultivo, lo que se ve reflejado en un mejor rendimiento de las personas dedicadas a esta actividad.

Por otro lado, la eficiencia y rentabilidad del sistema aún no han podido ser determinados con precisión, ya que la transferencia de esta tecnología está en fase de prueba. Sin embargo, hay que considerar que actualmente se tienen 2 limitantes para desarrollar esta actividad de manera comercial. Una de ellas es la que se refiere a la obtención de la semilla para cultivo, y la otra es la carencia de un alimento artificial que cubra las necesidades nutricionales específicas del caracol.

En el primer caso, las pruebas de cultivo de juveniles de caracol se han tenido que llevar a cabo con semilla silvestre, en tanto no se pueda garantizar el abasto de semilla producida en laboratorio a nivel comercial. En cuanto al alimento, el empleo de la dieta comercial para Tilapia es una alternativa viable que muestra buenos resultados con las adaptaciones que aquí se mencionan y que se obtiene a bajo costo. No obstante, es necesario continuar los esfuerzos de investigación en la obtención de una dieta específica para el cultivo de esta especie que permita un crecimiento óptimo.

## Ventajas del Maricultivo de la Especie

El maricultivo del caracol es una actividad que ofrece múltiples ventajas al permitir la obtención de un producto alimenticio de alta calidad que tiene una importante demanda en la región del Caribe, lo cual ayudaría de manera indirecta a reducir la presión de pesca que actualmente sostienen las poblaciones naturales. La expansión del cultivo de juveniles de caracol también permite pensar en la opción de exportar este producto a otras partes del mundo, con el consecuente impulso para el desarrollo de esta actividad.

Por otro lado, la maricultura ofrece alternativas para mejorar el procesamiento y presentación del producto para darle un valor agregado a su producción, así como la posibilidad de un aprovechamiento integral del recurso al poder obtener subproductos como son la concha, la producción de perlas, y hasta el ecoturismo con fines demostrativos.

En un sentido amplio, el desarrollo de las técnicas de cultivo del caracol rosado contribuye de manera significativa a impulsar la acuicultura en el sureste del país, en donde se considera una actividad incipiente que no representa una fuente importante para la economía del estado de Quintana Roo. Del mismo modo, puede servir de línea base para el desarrollo de tecnologías de cultivo de otras especies nativas de origen marino como es la langosta.

En particular, el diseño de la UPP que aquí se expone tiene ciertas ventajas que estarían contribuyendo a que el maricultivo de esta especie pueda ser más rentable. En primer lugar, la posibilidad de programar las cosechas a lo largo del año a través del manejo de lotes o cohortes permite una producción controlada en función de la oferta y la demanda del producto en el mercado. En otro sentido, la accesibilidad de costo y facilidad de manejo de este sistema también ofrece beneficios sociales, ya que la maricultura de esta especie puede ser llevada a cabo como una actividad complementaria para el pescador, ya que son tareas sencillas que pueden ser ejecutadas por diferentes miembros de la familia, siendo apta para mujeres, pescadores de edad avanzada o incapacitados por accidentes o descompresión.

En otro contexto, el cultivo de caracol puede desempeñar un papel decisivo para difundir la importancia de la biología y ecología de esta especie con fines de demostración, educación ambiental y conservación.

## Desarrollo de Biotecnologías para el Cultivo del Caracol Rosado *Strombus gigas*

### REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

5

- Abbott. T.R. 1954. American Seashells. D. Van nostrand company, inc.
- Aldana, D. y Rodríguez, L. 1986. Larval growth of *Strombus gigas* (Mollusca, Gastropoda) as a function of different culturing methods and algal species. *J. Rech. Oceanogr.*, 11(4):123-131.
- Aldana y Lucas, 1994. The qualitative and quantitative characterization of molluscan larval nutrition. En: Appeldoorn, R. S. and B. Rodríguez Q. (Eds.) Queen conch biology, fisheries and mariculture. p. 261-274. Fundación Científica Los Roques, Caracas, Venezuela.
- Aldana, D. y Patiño, V. 1998a. Overview of diets used in larviculture of 3 Caribbean conchs: queen conch, *Strombus gigas*, milk conch, *Strombus costatus* and fighting conch, *Strombus pugilis*. *Aquaculture*, 167(3-4):163-178.
- Aldana, D. y Patiño, V. 1998b. Epifluorescencia en la nutrición de larvas de *Strombus gigas* y *Strombus pugilis* (Mesogastropoda: Strombidae). *Rev. Biol. Trop.* 46 Supl, 5:1-7.
- Aldana, D. y Patiño, V. 1999. Ingestion and digestion of eight unicellular microalgae by *Strombus gigas* larvae (Mollusca, Gastropoda) studied with epifluorescence. *Proc. Gulf. Carib. Fish. Inst.*, 45:871-888.
- Aldana, D., Lucas, A., Brulé, T., Salguero, F. y Rendon, F. 1989. Effects of temperature, algal food, feeding rate and density on the larval growth of the milk conch (*Strombus costatus*) in Mexico. *Aquaculture*, 76:361-371.

- Appeldoorn, R. S. 1984. The effect of size on mortality of small juvenile conchs (*Strombus gigas* Linné and *S. costatus* Gmelin). *J. Shellfish Res.*, 4: 37 – 43.
- Appeldoorn, R. S. 1985. Growth, mortality, and dispersion of juvenile laboratory reared conchs, *Strombus gigas* and *S. costatus* released at an offshore site. *Bull. Mar. Sci.*, 37: 785 – 793.
- Appeldoorn, R. S y Ballantine, D. L. 1983. Field release of cultured queen conch in Puerto Rico: implications for stock restoration. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 35: 89 – 98.
- Appeldoorn, R. S. y Rodríguez, B. 1994. *Strombus gigas*: Queen Conch Biology, Fisheries and Mariculture. Fundación Científica Los Roques, Caracas, Venezuela. 356 pp.
- Berg, C. J., 1981. Conch Biology. En: Proceedings of the 1st Queen conch. Fisheries and Mariculture Meeting. Berg, C., J., Jr. (Ed). The Wallace Groves Aquaculture Foundation, Freeport, Bahamas. pp. 9-12.
- Boettcher, A.A., Dyer, C., Casey, J. y Targett, N. 1997. Hydrogen peroxide induced metamorphosis of queen conch, *Strombus gigas*: Tests at the commercial scale. *Aquaculture*, 148:247-258.
- Brownell, W. N. 1977. Reproduction laboratory culture and growth of *Strombus gigas*, *S. costatus* and *S. pugilus* in Los Roques, Venezuela. *Bull. Mar. Sci.*, 2:668-680.
- Brownell, W. N. y Stevely J. M. 1981. The biology, fisheries and management of the queen conch, *Strombus gigas*. *Marine Fisheries Review*, 43: 1-12.
- Creswell, L. 1984. Queen conch mariculture in the Caribbean region and its potential for Bermuda. En: Sleeter, T. (Ed.). Assessment of the potential for aquaculture in Bermuda, p. 133-143. Bermuda Biol. Sta., Spec. Publ. No. 27.
- Cruz Santabalbina, J. R. 1986. Diagnósis de la pesquería del caracol marino *Strombus gigas* linnaeus (1758) y alternativas para el resurgimiento de sus poblaciones en Quintana Roo México.
- D'Asaro, C. N. 1965. Organogenesis, development and metamorphosis in the queen conch *Strombus gigas*, with notes of breeding habits. *Bull. Mar. Sci.*, 15(2):359-416.
- Dalton, A. Mariculture of the queen conch (*Strombus gigas* L.): Development of nursery and growout techniques. Pages 253-260. En: Queen Conch Biology, Fisheries and Mariculture, R. S Appeldoorn and B. Rodríguez (eds.) Fundación Científica de Los Roques, Caracas, Venezuela.
- Davis, M. 1994. Mariculture techniques for queen conch (*Strombus gigas* L.): egg mass to juvenile stage. En Appeldoorn, R. S. y B. Rodríguez Q. (Eds.) Queen conch biology, fisheries and mariculture, p. 231-252. Fundación Científica Los Roques, Caracas, Venezuela.

- Davis, M. 1998. The effects of natural foods, temperature and salinity on the length of larval life for the tropical gastropod *Strombus gigas*. Ph. D. Dissertation. Florid Institute of Technology, Melbourne, Florida. 136 pp..
- Davis, M. y Hesse, C. 1983. 3th. world level conch mariculture in the Turk and Caicos Islands. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 35:73-82.
- Davis, M. y Dalton, A. 1991. New large-scale culturing techniques for *Strombus gigas* post larvae in the Turks and Caicos Islands. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 40:257-266.
- Davis, M. y Stoner, A. 1994. Trophic cues indice metamorphosis of queen conch larvae (*Strombus gigas* Linnaeus). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 180:83-102.
- Davis, M., Mithchell, B.A. y Brown, J.L. 1984. Breeding behavior of the queen conch *Strombus gigas* Linné held in a natural enclosed habitat. *J. Shellfish Res.*
- Davis, M., Hesse, C. y Hodgkins, G. 1987. Commercial hatchery produced queen conch, *Strombus gigas*, seed for the research and grow-out market. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 38:326-335.
- Davis, M., Heyman, W.D., Harvey, W. y Withstandley, C.A. 1990. A comparison of two inducers, KCl and Laurencia extracts, and techniques for the commercial scale induction of metamorphosis in queen conch, *Strombus gigas* larvae. *J. Shellfish Res.*, 9:67-73.
- Davis, M., Dalton, A. y Higgs, P. 1992. Recent development in conch mariculture in the Turks and Caicos Islans. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 42:397-402.
- Davis, M., Bolton, C. A. y Stoner, A. W. 1993. A comparison of larval development, growth, and shell morphology in three Caribbean strombus species. *Veliger* 36: 236-244.
- Fanjul, R. 1988. Avances y perspectivas del cultivo del caracol *Strombus gigas* en el estado de Quintana Roo. CRIP-Puerto Morelos, INP. Secretaría de Pesca. Informe técnico.
- Flores, C., (1964). Contribución al conocimiento del género *Strombus* Linnaeus, 1758 (Mollusca: Mesogastropoda), en las aguas costeras de Venezuela. Memorias de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. 261-276 p.p
- Hesse, K. O. 1979. Movement and migation of the queen conch, *Strombus gigas*, in the Turks and Caicos Islands. *Bull. Mar. Sci.*, 29:303-311.
- Heyman, W.D., Dobberteen, R.A., Urry, L.A. and Heyman, A.M. 1989. Pilot hatchery for the queen conch *Strombus gigas*, shows potential for inexpensive and appropriate technology for larval aquaculture in the Bahamas. *Aquaculture*, 77:277-285.

- Hoff, F. H. y Snell, T. W. 1987. Plankton Culture Manual. Florida Aqua Farms, Inc. Florida, USA.
- Iversen, E.S., Jory, D. E. Y Bannerot, S. P. 1986. Predation on queen conchs, *Strombus gigas*, in the Bahamas. *Bull. Mar. Sci.*, 39:61-75
- Lagos, A., Hernández, S., Rodríguez, H., Victoria, P. 1996. Experiencia sobre el larvicultivo del caracol de pala *Strombus gigas* Linnaeus, 1758 en laboratorio en el Caribe Colombiano. Boletín Científico INPA. Número 4 ISSN 0121-7690. Instituto Nacional de Pesca y Acuacultura. República de Colombia.
- Manthe, D., Malone, R. 1987. Chemical addition for accelerated biological filter acclimation in closed Blue Crab shedding systems. *Aquacultural Engineering*, 227-236.
- Martínez, D. 1990. Utilización de un alimento balanceado en el cultivo masivo de juveniles de caracol *Strombus gigas*. VIII Congreso de Oceanografía. Mazatlán, Sin. México. p. 7. Rivero, M. 1985. Cultivation of Sea urchin *Strongylocentrotus nudus* in laboratory conditions. The Fukushima prefecture Fish Farming Experimental Station of Ookuma Fukushima, Japan.
- Montes-Yedra, C. y Rodríguez-Gómez, M. 1989. Desarrollo larvario hasta la etapa de metamorfosis del caracol canelo *Strombus pugilis* Linneo 1758. (Mollusca: Mesogastropoda), a partir de huevos colectados en el arrecife de pájaros, Veracruz, empleando un sistema cerrado de recirculación de agua marina. Tesis Profesional. Secretaria de Educación Pública. Subsecretaria de Educación e Investigación Tecnológica. Dirección General de Ciencia y Tecnología del Mar. Instituto Tecnológico del Mar. Boca del Río, Veracruz, México. 123 pp.
- Ogawa, J. y Coral, J.L. 1986. Ensayo de la fijación de semilla del caracol reina *Strombus gigas* y su crecimiento inicial en un sistema de producción masivo. *Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.*, 38:362-369.
- Provasoli, L., McLaughlin, J.J.A. y Drop, M. 1957. The development of artificial media for marine algae. *Arch. Mikrobiol.*, 25:392-428.
- Randall, J. E. (1964). Contributions to the biology of the queen conch, *Strombus gigas*. *Bull. Mar. Sci. Gulf Caribb.*, 14:246-295.
- Rivero, M. 1985. Cultivation of sea urchin *Strongylocentrotus nudus* in laboratory conditions. The Fukushima Prefecture Fish Farming Experimental Station of Ookuma Fukushima, Japan International Cooperation Agency. Japan. 85p.
- Robertson, R. 1959 Observations on the spawn and veligers of conch (*Strombus*) in the Bahamas. Proceedings of the Malacological Society of London. 33:164-172..

- Salguero-Silva, B. En preparación. Calidad de la masa ovígera del caracol rosado *Strombus gigas* asociado al desarrollo embrionario y a la sobrevivencia de larvas en cultivo. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Siddall, S.E. 1983. Biological and economic outlook for hatchery production of juvenile queen conch. *Proc. Gulf. Carib. Fish. Inst.*, 35:46-52.
- Siddall, S.E., 1984. Synopsis of recent research on the queen conch *Strombus gigas* Linné. *Journal of Shellfish Research*, 4(1): 1-3.
- Spotte, S. 1979. Fish and Invertebrate Culture- Water Management in Closed Systems, John Wiley & Sons, New York.
- Stein, J. 1973. Handbook of phycological methods. Cambridge University Press.
- Ukeles, R. 1965. A simple method for the mass culture of marine algae. *Limnol. Oceanogr.*, 10: 492-495.
- Ukeles, R. 1977. Culture of algae for feeding larval and juvenile molluscs in controlled aquaculture. 3rd Meeting of the ICES Working Group on Mariculture, Brest, France. May 10-13. Actes de Colloques du CNEXO 4:361-370.
- Warmke, G.L. & R.T. Abbott. 1961. Caribbean Seashells. Dover Publications, Inc.
- Well, E. M. y Laughlin, R. G. 1984. Biology, population dynamics, and reproduction of the queen conch *Strombus gigas* Linné in the Archipiélago de los Roques National park. *JU. Shellfish Res.*, 4:45-62.

FORMATO PARA REGISTRAR EN LOS

DE LA BOLETINERA DE INVENTOS

FORMATO PARA REGISTRAR

LA ADMINISTRACIÓN DE JUVENILES EN UPP

LISTA DE CHEQUEO

PARA EL MANTENIMIENTO DE UNA UPP

ANEXOS

6

FORMATO PARA EL REGISTRO  
DE SOBREVIVENCIA DE LARVAS

FORMATO PARA EL REGISTRO  
DE ALIMENTACIÓN DE LARVAS  
Y MANEJO DEL SISTEMA

FORMATO PARA REGISTRAR PARÁMETROS  
FÍSICO-QUÍMICOS EN CULTIVO DE LARVAS

FORMATO PARA REGISTRAR DATOS  
DE LA BIOMETRÍA DE JUVENILES

FORMATO PARA REGISTRAR  
LA ALIMENTACIÓN DE JUVENILES EN UPP

LISTA DE CHEQUEO  
PARA EL MANTENIMIENTO DE UNA UPP







**6. LISTA DE CHEQUEO PARA EL MANTENIMIENTO DE UNA UPP  
(CONTINUACIÓN)**

CRIP PUERTO MORELOS. PROYECTO CONACYT 1530

**SISTEMA DE CULTIVO PARA JUVENILES DE CARACOL ROSADO  
UPP's CRIP PUERTO MORELOS**

Nombre	Semana del	al
--------	------------	----

**MANEJO Y MANTENIMIENTO DE LA UPP**

	Lun	Mar	Mie	Jue	Vie	Sab	Dom	Observaciones
<b>OTROS</b>								
Mortalidad								
Pérdida de marcas								


**PROGRAMACIÓN DE ACTIVIDADES DE MANTENIMIENTO**

	Lun	Mar	Mie	Jue	Vie	Sab	Dom	Reporte
Reparación de malla								
Limpieza								


**DESARROLLO DE BIOTECNOLOGÍAS PARA EL CULTIVO  
DEL CARACOL ROSADO *Strombus gigas***

Composición, diseño y proceso editorial  
a cargo de Jorge Gutiérrez Lara.  
Diseño de la portada Carlos Medina Hernández

Se terminó de imprimir en marzo de 2007  
en S y G Editores SA de CV. Cuapinol 52; Pedregal  
de Santo Domingo, Coyoacan 04369, México DF.  
e-mail: sygeditores@igo.com.mx

La edición consta de 250 ejemplares más sobrantes

INSTITUTO  
NACIONAL  
DE LA PESCA



**CRIP** PTO. MORELOS

ISBN: 968-800-710-2