

Research Article

Cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora *Euvola vogdesi* (Pteroida: Pectinidae)

Pablo Monsalvo-Spencer¹, Teodoro Reynoso-Granados¹, Gabriel Robles-Villegas¹
Miguel Robles-Mungaray² & Alfonso N. Maeda-Martínez¹

¹Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C., Instituto Politécnico Nacional
195 Playa Palo de Santa Rita Sur, La Paz, B.C.S., México

²Acuicultura Robles, S.P.R. DE R.L., Privada, Quintana Roo 4120, La Paz, B.C.S., México
Corresponding author: Teodoro Reynoso-Granados (treynoso04@cibnor.mx)

RESUMEN. El trabajo describe por primera vez el desarrollo larvario hasta juvenil de *Euvola vogdesi* y las experiencias en el cultivo larvario de esta especie. Los reproductores en acondicionamiento gonádico alcanzaron la madurez total a los 42 ± 5 días. La inducción al desove se realizó con los métodos de shock térmico ($18-20^{\circ}\text{C}/20$ min) e inyección intragonadal de serotonina (0,3 mL a 0,25 mM). En experimentos del efecto de las temperaturas 20, 23 y 25°C en el crecimiento larvario, se obtuvo a 25°C el mayor crecimiento. A esta temperatura, los cultivos larvarios con cambios en la densidad y dieta entre 1992 y 2001 mostraron diferencias significativas en el crecimiento, logrando disminuir el tiempo de cultivo larvario de 25 días a 11 días. En la etapa de pre-engorda, los juveniles de 3,5-4,0 mm de longitud de concha, tuvieron una supervivencia de 3-5%, a los 55 ± 5 días. Los juveniles de 6-7 mm de longitud presentaron las valvas características de los adultos, después de 25-30 días.

Palabras clave: *Euvola vogdesi*, Pectinidae, desarrollo, larvas, juveniles, acuicultura.

Larval and juvenile culture of Vogde's scallop *Euvola vogdesi* (Pteroida: Pectinidae)

ABSTRACT. Our work describes embryonic, larval, and juvenile development of *Euvola vogdesi* and shows results of experimental larval culture of this species. Broodstock in the conditioning system reached total maturity of the gonad at 42 ± 5 days. Breeders were induced to spawning with thermal shock methods ($18-28^{\circ}\text{C}/20$ min) and with intragonadal serotonin injection (0.3 mL to 0.25 mM). The experiments of temperature effect on larval growth (20, 23, and 25°C) showed that the highest growth in shell length was achieved at 25°C . Larval growth achieved in 1992, 1999, and 2001 showed significant differences. After 9 years of technical improvements to optimize larval production, we have been able to decrease culture time from 25 to 11 days from fertilization to the plantigrade stage. After metamorphosis, postlarvae developed ornamentation in the disoconch, acquiring the species typical morphology. Juveniles from 3.5-4.0 mm in length had a survival of 3-5%, at 55 ± 5 days in pre-fattening. Juveniles of 6-7 mm in length showed the characteristic valves of adults after 20-25 days of fattening.

Keywords: *Euvola vogdesi*, Pectinidae, development, larvae, juveniles, aquaculture.

INTRODUCCIÓN

La almeja voladora *Euvola vogdesi* Arnold, 1906, sostuvo una importante pesquería desde 1968; en 1972 y 1987 se capturaron 4680 y 5000 ton de callo (músculo aductor) en el noroeste del Pacífico mexicano y Golfo de California; sin embargo, la pesquería de esta almeja colapsó en 2006 (SAGARPA, 2006). Esta especie alcanza una talla máxima de 100 mm de altura de con-

cha, con un callo de 10 g de peso fresco (Peña, 2001). La almeja voladora ha sido sobreexplotada en Baja California Sur, México (Aguilar-Ruiz, 1975; Tripp-Quezada, 1985; Diario Oficial de la Federación, 2004; Félix-Pico, 2006) y algunos autores han señalado que la explotación de esta especie la tiene en peligro de extinción (Cariño & Monteforte, 2008).

Monsalvo-Spencer (1994) realizó los primeros experimentos para obtener juveniles (semillas) de almeja

voladora en laboratorio, y existen algunos trabajos sobre la recolecta de juveniles en campo (Singh-Cabanillas & Bojórquez-Verástica, 1987; Ruiz-Verdugo & Cáceres-Martínez, 1990, 1991; Tobías-Sánchez & Cáceres-Martínez, 1994), así como al cultivo en suspensión y a profundidad, empleando canastas Nestier (Rascón & Farell, 1984; Cáceres *et al.*, 1989; Ruiz-Verdugo & Cáceres-Martínez, 1990, 1991). La mayoría de los cultivos realizados no trascendieron a nivel comercial, debido a la explotación de reemplazo por especies como almeja catarina *Argopecten ventricosus*, almeja mano de león *Nodipecten subnodosus*, almeja chiluda *Panopea generosa* y callo de hacha *Atrina maura* (Massó-Rojas, 1996; Maeda-Martínez *et al.*, 2001).

Este trabajo describe por primera vez el desarrollo embrionario, larvario y juvenil de almeja voladora, y muestra las experiencias en el cultivo de larvas hasta juveniles de esta especie realizadas desde 1992 en el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR), La Paz, B.C.S., México.

MATERIALES Y MÉTODOS

Recolecta de almejas

En 1992 y 1995 los adultos de *E. vogdesi* se recolectaron mediante buceo autónomo en el estero Rancho Bueno, Bahía Magdalena, B.C.S. y en 1999 y 2001 en la Bahía de los Ángeles, B.C., México (Fig. 1). Se realizaron tres recolectas por año, en cada una se capturaron 140 almejas con madurez avanzada y madurez total (estadio III y IV, escala de Sastry, 1963), de 58 a 100 mm de longitud de concha y fueron transportados al laboratorio del CIBNOR en contenedores térmicos de 150 L, con ambiente húmedo; la temperatura se mantuvo entre 14 y 16°C utilizando hielo en bolsas. La determinación del estadio gonadal se realizó por observación directa cuando la almeja abría las valvas al sacarla del agua, sin necesidad de sacrificar al ejemplar. Las almejas maduras fueron inducidas al desove para la obtención de larvas.

Acondicionamiento gonádico e inducción al desove

El método de acondicionamiento gonádico se aplicó todos los años analizados y consistió en hacer 10 lotes de 10 almejas desovadas (estadio I). Cada lote se colocó en un contenedor rectangular de plástico de 60 L con agua marina filtrada a 1 µm, a 24 ± 1°C, salinidad de 38-40 ups, pH 7,8-8,0 y oxígeno disuelto de 6,0-6,5 mg L⁻¹. Los ejemplares se alimentaron con una mezcla de las microalgas *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* y *C. calcitrans*, en proporción 2:1:1 respectivamente, manteniendo una concentración de

12-15×10⁴ cel mL⁻¹. Las heces se eliminaron mediante sifón cada 24 h. El recambio de agua fue de 50% cada 72 h; utilizando un flujo de 125 mL/min/contenedor, conservando la temperatura del acondicionamiento.

En 1992 y 1995 las almejas fueron inducidas al desove con el método de shock térmico utilizando grupos de 10 almejas colocadas en contenedores de 60 L a 18 ± 0,5°C/20 min y posteriormente transferidas a otro contenedor con agua marina a 28 ± 0,5 °C/20 min; este proceso se repitió tres veces.

En 1999 y 2001 se utilizó el método de inyección intragonadal de 0,3 mL de serotonina a 0,25 mM (sulfato de creatinina 5-Hidroxytryptamina) (Sigma Co.), a cada ejemplar de los grupos de 10 almejas (Tanaka & Murakoshi, 1985).

Al ocurrir la liberación de algún tipo de gameto, por cualquiera de los dos métodos, la almeja fue cambiada a otro contenedor para separar los espermatozoides de los ovocitos. Los reproductores que liberaron ovocitos se colocaron en una canasta Nestier, suspendida en un contenedor de fibra de vidrio de 5000 L con agua marina filtrada a 1 µm y aireación moderada. Al finalizar la expulsión de ovocitos, se adicionó una mezcla de espermatozoides provenientes de varios ejemplares para fertilizarlos, utilizando una proporción espermatozoides: ovocito de 6:1 (Loosanoff & Davis, 1963).

Cultivo de larvas y juveniles

Los cultivos larvarios se basaron en las técnicas estándar para el cultivo de moluscos bivalvos (Loosanoff & Davis 1963; Walne, 1985). En la Tabla 1, se muestran cambios en la densidad, dieta, y sustrato de fijación realizados desde 1992 hasta 2001, los cuales permitieron determinar las técnicas actuales de producción larvaria.

El siguiente procedimiento se realizó en los diferentes años de cultivo: en el mismo contenedor de la fecundación se efectuó el cultivo de embriones (15 embriones mL⁻¹) por triplicado. Cuando los embriones alcanzaron el estadio larvario velíger "D" a las 22-24 h, se retuvieron y lavaron en un tamiz con malla de nylon de 45 µm y se colocaron en un tanque similar al de la fecundación, con agua filtrada y aireación moderada; en este paso se realizó un conteo de larvas utilizando cinco alícuotas de 2 mL de cada tanque de cultivo. El agua se recambió al 100% cada 48 h, las larvas se retuvieron en tamices con diferentes aperturas de mallas en función de su crecimiento (30, 45, 54, 60, 70, 85, 95, 112, 132, 140, 150, 160 y 170 µm). Posterior a cada recambio de agua se desecharon las larvas inferiores de la moda larvaria hasta su fijación. Se tomó una muestra de 20 organismos de cada estadio por tripli-

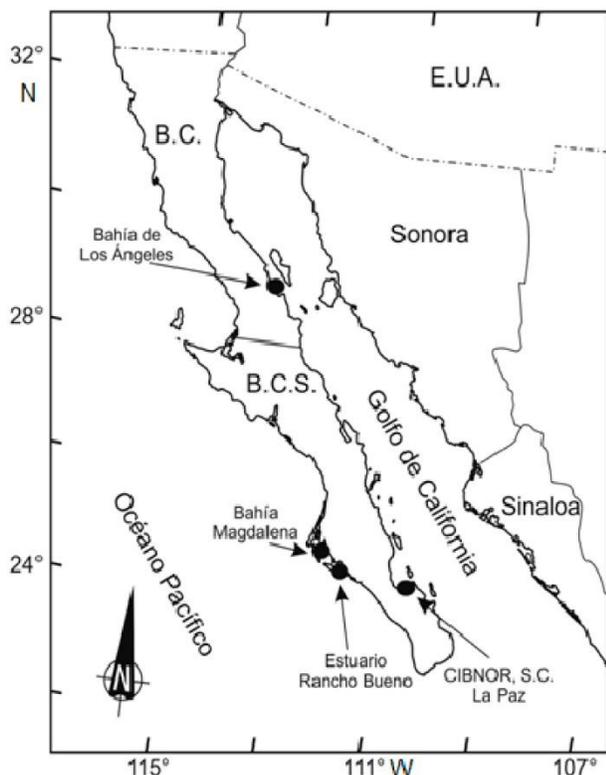


Figura 1. Localización de las áreas de colecta de almeja voladora *Euvola vogdesi*.

cado, desde embrión hasta juvenil, para la descripción del desarrollo ontogénico. Las muestras se observaron en un microscopio compuesto y/o estereoscópico para la toma de fotografías y medición del diámetro, longitud y altura en los embriones y la longitud y altura de la concha en larvas y juveniles utilizando un ocular micrométrico. Las muestras se fijaron en una solución Davidson al 4%.

Con cultivos realizados en 1992, se determinó el efecto de la temperatura a 20, 23 y 25°C en el crecimiento y supervivencia de las larvas. Las larvas se cultivaron a una densidad de 15 larvas mL⁻¹, en tanques de 1000 L de fibra de vidrio con agua de mar filtrada a 1 µm. Las larvas se alimentaron con 5×10⁴ cel mL⁻¹ de *I. galbana*, durante los primeros cinco días, aumentando la concentración a 10×10⁴ cel mL⁻¹ hasta la fase de asentamiento-metamorfosis. Considerando los resultados de este experimento, se eligió la temperatura en que ocurrió el mejor crecimiento y supervivencia para los cultivos larvarios de los años subsiguientes.

La dieta de los experimentos con larvas de 1992, también se aplicó a los cultivos larvarios de 1995. Posteriormente, la dieta se modificó en 1999, manteniéndose hasta el 2001, utilizando *I. galbana*, *C. calcitrans* y *C. gracilis* a las concentraciones de 2, 3 y

10×10⁴ cel mL⁻¹ respectivamente, durante el cultivo larvario hasta la fijación, se siguieron los procedimientos convencionales de los criaderos de bivalvos (Di Salvo *et al.*, 1984; Pereira, 2004). En la etapa de fijación, en 1992 y 1995 se emplearon 16 bolsas cebolleras de 70×50 cm en tanques de fibra de vidrio cónicos de 500 L. En 1999 y 2001 se utilizaron 48 bolsas de nylon de 65×35 cm en tanques de igual material y forma, pero de 5.000 L.

La siguiente etapa de pre-engorda de las postlarvas, se continuó en los mismos tanques de fijación, con 4-5 postlarvas mL⁻¹ en 1992, reduciéndola a 2-3 postlarvas mL⁻¹ en 1999, y a 1-2 postlarvas mL⁻¹ en 2001. En todos los años se alimentó con una mezcla de 1,5×10⁵ cel mL⁻¹ de *I. galbana*, *C. calcitrans*, y *C. gracilis*, en una proporción 3:2:1, respectivamente a 25 ± 1°C, 38-40 ups, pH 7,8-8,0 y 6,0-6,5 mg L⁻¹ de oxígeno disuelto. Estos parámetros se mantuvieron a lo largo de todos los años. La etapa de pre-engorda finalizó a los 55-60 días, cuando los juveniles alcanzaron la talla de 3,5-4,0 mm de longitud de la concha. Posteriormente, los juveniles se desprendieron del sustrato, se contabilizaron, incluyendo aquellas semillas fijadas en el fondo y paredes del tanque, y se transportaron al campo para su engorda.

Medición y análisis estadístico

Los datos de longitud de la concha fueron considerados para determinar el parámetro de crecimiento de larvas. Para determinar diferencias significativas ($P < 0,05$) del crecimiento larvario a las temperaturas 20, 23 y 25°C, y el crecimiento larvario de los cultivos en 1992, 1999 y 2001, se aplicó un análisis de varianza (ANOVA) de una sola vía, y para comparar la homogeneidad de las medias se aplicó la prueba de Tukey. También, se determinó la tasa de crecimiento mediante los modelos de regresión exponencial.

RESULTADOS

Acondicionamiento gonádico e inducción al desove

De las 100 almejas desovadas y acondicionadas a la madurez gonadal, el 80 ± 5% de la porción femenina y el 100% de la porción masculina alcanzaron la completa madurez a 42 ± 5 días. Las almejas recolectadas con madurez avanzada (estadio III) en 15 días alcanzaron la madurez total (estadio IV). Estos resultados se obtuvieron en todos los años de experimentación. Las almejas liberaron ambos tipos de gametos con los métodos de shock térmico e inyección de serotonina. Con el shock térmico se obtuvo un desove de 65-70% de los ejemplares a 2-5 h después de la aplicación de dos ciclos. El desove de espermatozoi-

Tabla 1. Condiciones de los cultivos de larvas de almeja voladora *Euvola vogdesi*, en los años 1992, 1995, 1999 y 2001, en el laboratorio del CIBNOR, B.C.S., México. ISO: *Isochrysis galbana*, CCA: *Chaetoceros calcitrans*, CGRA: *Chaetoceros gracilis*.

Año	Método de cultivo inducción al desove	Microalgas		Densidad		Pre-engorda Sustrato de fijación	
		ISO×10 ³ (cel mL ⁻¹)	CCAL×10 ³ (cel mL ⁻¹)	CGRA×10 ³ (cel mL ⁻¹)	Inicial Cultivo de larvas (veliger-D mL ⁻¹)		Inicial Pre-engorda (postlarvas mL ⁻¹)
1992	Shock térmico (18°C/20 min-28°C/20 min) Tres ciclos	50 (primeros cinco días)			14-15	4-5	Bolsa cebollera
		100 (a partir de sexto día)					
1995	Shock térmico (18°C/20 min-28°C/20 min) Tres ciclos	50 (primeros cinco días)			10-12	4.5	Bolsa cebollera
		100 (a partir de sexto día)					
1999	Inyección de serotonina en la gónada (3 mL, 0,25 mM)	30 (1-5 días de cultivo)	20 (1-5 días de cultivo)	10 (1-5 días de cultivo)	10	2-3	Bolsa de nylon
		60 (>6 días de cultivo)	40 (>6 días de cultivo)	20 (>6 días de cultivo)			
2001	Inyección de serotonina en la gónada (3 mL, 0,25 mM)	30 (primeros cinco días)	20 (primeros cinco días)	10 (primeros cinco días)	10	1-2	Bolsa de nylon
		60 (a partir de sexto día)	40 (a partir de sexto días)	20 (a partir de sexto día)			

des no fue total, al permanecer la pigmentación blanquecina en la porción testicular. Después de un periodo de reposo (15-60 min) se observó la liberación de ovocitos en forma parcial o total.

En el método de la inyección intragonadal de serotonina se obtuvo la liberación total de los espermatozoides en el 100% de las almejas. Después de un periodo de reposo de 15-45 min, se observó la liberación de los ovocitos de forma total. En los dos métodos de inducción al desove se logró una fecundación de 85-90%, y $90 \pm 5\%$ de larvas velíger "D" normales.

Cultivo experimental y producción de larvas

El tiempo de ocurrencia y morfometría de los estadios del desarrollo embrionario, larvario y juvenil de la almeja voladora *E. vogdesi* se presenta en la Tabla 2. Los siguientes cambios de la morfología corresponden al desarrollo de la especie: los ovocitos sin fecundar e hidratados son esféricos. Después de la fecundación, continuó el desarrollo característico de los moluscos bivalvos pectínidos, formándose el primer y segundo cuerpo polar de diámetro similar (Fig. 2a). Luego, ocurrió la primera división celular con la formación de dos células (blastómeros) y posteriormente la fase transitoria llamada "trébol" (Verdonk & Van den Biggelaar, 1983), con dos células de igual tamaño, y un lóbulo polar de mayor diámetro (Fig. 2b). Después ocurrió la segunda división, originando cuatro células, tres de ellas de igual tamaño, y una cuarta célula de mayor diámetro (Fig. 2c). A continuación, sucedieron múltiples divisiones celulares que originaron el estadio de blástula de forma semicircular.

En la fase temprana de gástrula, ocurrió una invaginación en uno de sus extremos (polo vegetal), como un pozo poco profundo, que asemeja la forma de una silla de montar (Verdonk & Van den Biggelaar, 1983) (Fig. 2d). El estadio de gástrula es semicircular, con cilios en la periferia, y movimientos rotatorios. Posteriormente, se desarrolló el primer estadio larvario denominado trocófora (Fig. 2e), de la cual se originó el estadio velíger, con una concha en forma de "D" a las 22-24 h. A partir de este estadio las larvas se alimentaron con microalgas. La concha es robusta con una pendiente relativamente elevada semicurvada, concéntrica, desvaneciéndose al resto de la concha (Fig. 2f). Conforme al crecimiento de la larva, la charnela recta de la concha, se engrosó por el desarrollo de cavidades dentadas en los extremos de la charnela. Las valvas de la concha adoptaron una forma cóncava, y se fue perdiendo la charnela recta al originarse el umbo, este estadio fue evidente en larvas de 110 μm de longitud y 128 μm de altura. En larvas de 180 μm de longitud y 209 μm de altura, se distinguieron órganos

indicadores de la etapa del asentamiento y metamorfosis, como un pie rudimentario, y la mancha ocular de forma semicircular (Fig. 2g). En postlarvas de 209 μm de longitud y 246 μm de altura se inició el desarrollo de las características de la concha de esta especie por la secreción de la disoconcha en la periferia de la prodisoconcha (Fig. 2h). En una de las valvas, se inició el desarrollo de la muesca del biso en forma de canal en la disoconcha. En postlarvas de 225 μm de longitud y 315 μm de altura, la muesca del biso fue muy evidente en el extremo izquierdo de la concha, con el desarrollo de las aurículas en los extremos laterales del umbo (Fig. 2i). En organismos de 535 μm de longitud y 610 μm de altura se observaron los pliegues del manto, branquias, tentáculos y ocelos sin pigmentación. En postlarvas de 1125 μm de longitud y de 1200 μm de altura, se inició la formación de las costillas, y en aquellas de 1300 μm de longitud se completó el desarrollo de 20 costillas con un surco central fino en las valvas, ocelos con pigmentación, y las dos valvas fueron convexas.

Las postlarvas alcanzaron 3,5-4,0 mm de longitud de la concha a los 55-60 días de cultivo, se desprendieron del sustrato y se transportaron al estero Rancho Bueno, en Bahía Magdalena (Fig. 1), para su engorda en un sistema de cultivo en suspensión utilizando canastas Nestier. En el campo, el estadio juvenil se alcanzó a 6-7 mm, a 25-30 días de engorda, al diferenciarse la valva izquierda plana que encaja ligeramente en el interior de la valva derecha convexa, adquiriendo la concha la forma característica de los adultos (Fig. 2j).

El crecimiento de las larvas hasta el estadio plantigrado a temperaturas de 20, 23 y 25°C, se muestra en la Figura 3. En ninguna de las tres temperaturas fue notorio el crecimiento durante los primeros 15 días de cultivo; la supervivencia fue de 60%. Después de este tiempo, hubo un crecimiento exponencial con una supervivencia de 30% al final entre los 24-32 días de cultivo. Aunque no hubo diferencia significativa entre tratamientos ($P > 0,05$), se observó en los modelos de regresión exponencial una desigualdad en el crecimiento a 20 y 23°C, las tasas de crecimiento fueron menores con incrementos de $5,5 \pm 0,5 \mu\text{m día}^{-1}$, con un mayor tiempo de cultivo de 31 ± 1 días, en tanto que a 25°C la tasa de crecimiento fue mayor con incrementos de $7,5 \pm 0,5 \mu\text{m día}^{-1}$, con un menor tiempo de cultivo de 25 ± 1 días. En la Figura 4, se muestra el crecimiento larvario hasta el estadio plantigrado de la almeja voladora de los cultivos en 1992, 1999 y 2001, cuando ocurrieron cambios en los tratamientos de los cultivos de larvas. Se encontró diferencias significativas entre los crecimientos larvarios de los tratamientos de cada año ($P < 0,05$) y

Tabla 2. Estadios de desarrollo de almeja voladora *Euvola vogdesi* desde embrión hasta juvenil en condiciones de laboratorio a $25 \pm 1^\circ\text{C}$. El tiempo 0 corresponde a la fecundación del ovocito. long: longitud. DE: desviación estándar.

Estadios de desarrollo	Tiempo	Media \pm DE (μm)
Fecundación del ovocito	0	57 ± 3
Primer cuerpo polar	18-20 min	1,5
Segundo cuerpo polar	23-25 min	1,5
Primera división celular: formación de dos células (blastómeros) de igual tamaño	45-50 min	34
Fase transitoria de tres células (1) 2 células de igual tamaño; (2) un lóbulo polar de mayor tamaño)	52-55 min	(1) = 34 (2) = 38
Segunda división celular: formación de cuatro células (3) 3 células de igual tamaño; (4) una célula de mayor tamaño)	55-60 min	(3) = 27 (4) = 43
Blástula	3.0-3.5 h	57
Gástrula: cilios en la periferia	6.0-6.5 h	60 ± 3
Larva trocófora: con un flagelo apical, corona ciliar, y un mechón de cilios laterales	15-17 h	55
Larva velíger: concha con dos valvas en forma de "D"	22-24 h	43 ± 3
Larva umbada	5-6 días	110 de longitud
Larva con mancha ocular deforma ovoide de 5,0-5,5 μm de diámetro.	9-10 días	180 de longitud
Inicio del asentamiento-metamorfosis de larvas (Fijación de larvas e inicio del cultivo de post-larvas)	11-12 días	
Post-larvas con la secreción de la disoconcha	15-17 días	209 de longitud
Formación de la muesca del biso	23-25 días	
Formación de aurículas de la concha	27-29 días	225 de longitud
Pliegues del manto, tentáculos y ocelos	34-37 días	535 de longitud
20 costillas formadas	40-43 días	1300 de longitud
Post-larvas de 3,5-4,0 mm de longitud de concha (después de 50-60 días de pre-engorda en laboratorio)	70-75 días	
Juveniles de 6-7 mm de longitud de concha (concha característica de los adultos: valva derecha convexa y valva izquierda plana) (después de 25-30 días de engorda en el campo)	100-110 días	

estas diferencias también se muestran en los modelos de regresión exponencial. En los primeros cultivos larvarios de 1992 tuvieron una baja tasa de crecimiento ($7,5 \pm 0,5 \mu\text{m día}^{-1}$), con un mayor tiempo de cultivo (25 ± 1 días) y los cultivos larvales en 2001 tuvieron una mayor tasa de crecimiento ($16,5 \pm 0,5 \mu\text{m día}^{-1}$) alcanzando una ganancia del 41-45% en el crecimiento al disminuir el tiempo de cultivo desde la fecundación hasta el estadio plantígrado de 25 días a 11 días.

En los cultivos de pre-engorda existieron diferentes producciones de semillas entre 1992 y 2001 (Fig. 5). En 1992 se cosecharon 14.000 postlarvas (semillas). Esta cantidad aumentó ocho veces de 1995 a 2001. La supervivencia de post-larvas hasta la talla de 3,5-4,0 mm de longitud de concha fue de 3 a 5%. Las postlarvas de 6-7 mm de longitud alcanzaron el estadio juvenil, al presentar las valvas características de los adultos, después de 25-30 días de engorda en canastas Nestier en el sistema de cultivo en suspensión.

DISCUSIÓN

En México, la almeja voladora *E. vogdesi* y la almeja catarina *A. ventricosus* tuvieron analogías en la pesquería y comercialización. En la década de los 60's, la extracción de ambas especies se combinó en los registros de captura (Félix-Pico, 2006). A partir de los 70's, se llevó un registro de la captura de cada especie, y en 1975 se reconoció el colapso pesquero de *E. vogdesi* (Pineda-Barrera & López-Salas, 1972; Holguin, 1997). Por otra parte, los resultados de las experiencias del cultivo de la almeja catarina fueron aplicados en la acuicultura de la almeja voladora en 1992, debido a las similitudes de su biología básica (Barber & Blake, 1991). En la acuicultura de ambas especies, en la etapa de acondicionamiento gonádico, la mayoría de los reproductores alcanzan la madurez sexual en 45 días, a 25°C , cuando los reproductores de *A. ventricosus* se alimentan con *Isochrysis* sp., *Chaetoceros gracilis* y *Dunaliella tertiolecta* (Avilés &

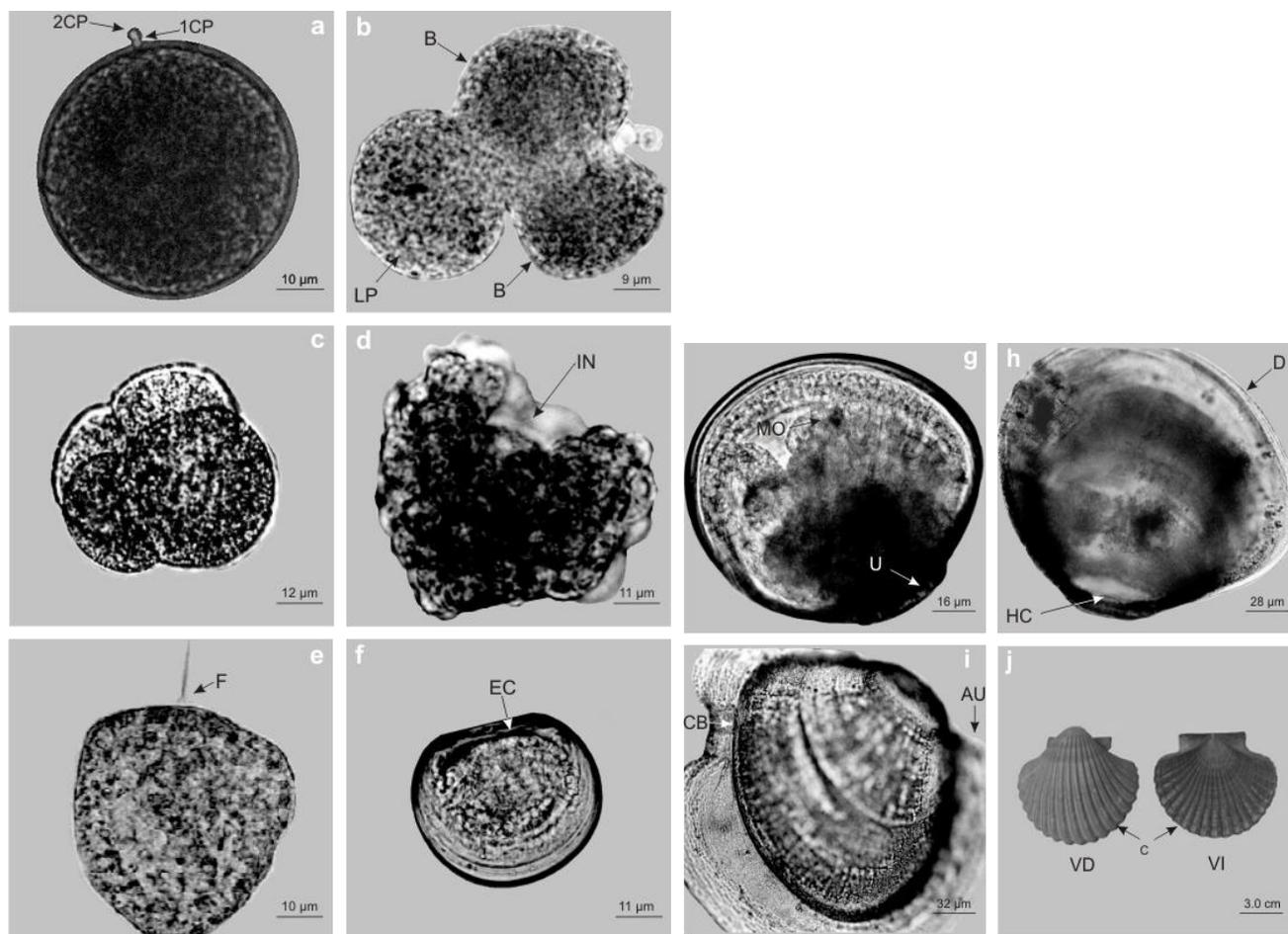


Figura 2. Estadios de desarrollo de la almeja voladora *Euvola vogdesi* a partir del ovocito fecundado hasta juvenil. a) ovocito con cuerpos polares, 1CP: primer cuerpo polar, 2CP: segundo cuerpo polar, O: ovocito, b) estadio transitorio de tres células, B: blastómero, LP: lóbulos polares, c) estadio de cuatro células, d) gástrula temprana, IN: invaginación celular, e) trocófora, F: flagelo, f) estadio velíger, EC: elevación central de las valvas bajo de la charnela, g) larva umbada, U: umbo, h) postlarva, D: disoconcha, HL: hueco de la inserción del ligamento de la charnela, i) postlarva, CB: canal de la muesca del biso, AU: aurículas de la concha, j) juvenil, C: costillas, VD: valva derecha, VI: valva izquierda.

Muciño, 1988; Robles-Mungaray & Serrano-Guzmán, 1995). En el presente trabajo, los reproductores de almeja voladora maduraron con una dieta de *I. galbana*, *C. gracilis* y *C. calcitrans*, en proporción 2:1:1 respectivamente, registrándose el 100% de supervivencia después del desove. Estos resultados, concuerdan con los obtenidos por Farías-Molina (2001), quién indica que la temperatura, cantidad y calidad del alimento son factores importantes para la madurez de la gónada, para obtener un desove exitoso y un alto índice de fecundidad en pectínidos. Las almejas catarina y voladora son hermafroditas funcionales (Barber & Blake, 1991), por lo que han tenido respuestas similares en los métodos de inducción al desove por shock térmico e inyección intragonadal de serotonina. En almeja catarina la emisión de espermatozoides ocurre

con variaciones escalonadas de temperatura de 24 a 27°C en 60 min (Lora-Vilchis *et al.*, 1997). Sin embargo, el método de shock térmico no es 100% eficiente ya que, en esta especie, el desove no siempre se obtiene, a pesar que las gónadas estén maduras (Monsalvo-Spencer *et al.*, 1997), y se encuentren los reproductores en el periodo natural de desove. Esta respuesta también se presentó en la almeja voladora. Por tal motivo, en este trabajo se aplicó serotonina inyectada en la gónada como método efectivo para la inducción al desove. En diferentes trabajos se ha determinado la dosis de la serotonina a emplear, porque la respuesta depende de la especie (Martínez *et al.*, 1996). Este es el caso de los pectínidos *Euvola ziczac* (Vélez *et al.*, 1990), *A. ventricosus* (Lora-Vilchis *et al.*, 1997, 2003; Monsalvo-Spencer *et al.*, 1997), *A.*

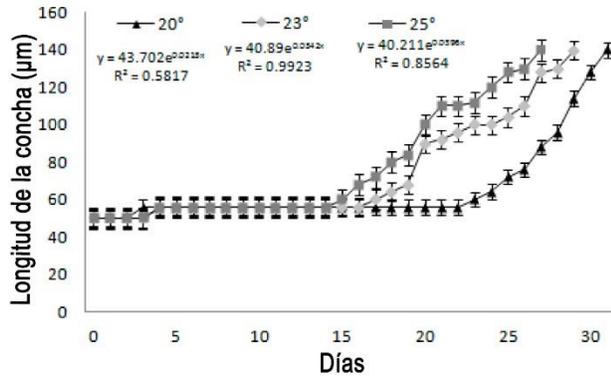


Figura 3. Crecimiento de larvas hasta el estadio plantigrado de la almeja voladora *Euvola vogdesi* a 20, 23 y 25°C en cultivo realizado en 1992.

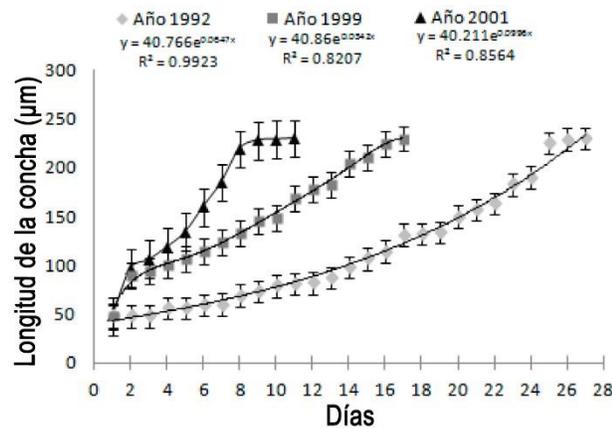


Figura 4. Crecimiento de larvas hasta el estadio plantigrado de la almeja voladora *Euvola vogdesi* a 24 ± 1°C en los años 1992, 1999 y 2001.

purpuratus y *A. irradians* (Gibbons & Castagna, 1984; Vélez *et al.*, 1990; Martínez *et al.*, 1996). En la almeja catarina como en la almeja voladora, la inyección intragonadal de 0,3 mL de serotonina a concentración 0,25 mM es 100% efectiva para liberar espermatozoides, en tanto que la liberación de ovocitos ocurre como efecto secundario; posterior a esta liberación de ovocitos se vuelven a liberar espermatozoides. Esta forma de desove es un problema en las granjas de cultivo de pectínidos hermafroditas funcionales, porque es difícil separar los gametos masculinos de los femeninos para poder hacer la fecundación.

En los cultivos larvarios realizados en este trabajo, en los que se aplicó el método de shock térmico y el método clásico para la fecundación, que consiste en cuantificar los gametos obtenidos del desove para mezclarlos en una proporción óptima, resultó práctico con pocos organismos, pero no fue efectivo al incrementar el número de organismos. Este problema fue solucio-

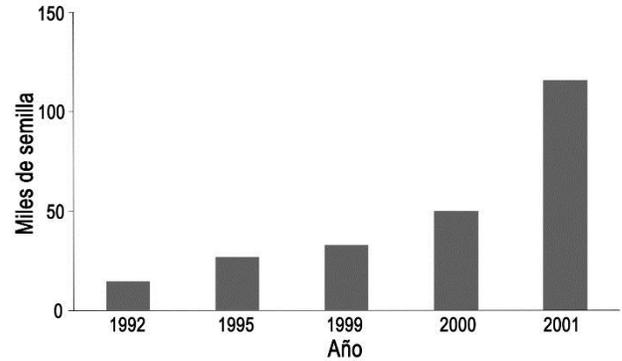


Figura 5. Producción de juveniles de 3,0-3,5 mm de longitud de concha de la almeja voladora *Euvola vogdesi* en el laboratorio del CIBNOR, S.C., La Paz, B.C.S. (Modificada de SAGARPA, 2006).

solucionado en el cultivo de la almeja catarina aplicando desoves masivos (Robles-Mungaray & Serrano-Guzmán, 1995), donde no se controla la proporción ovocito-espermatozoide, sino que se mantiene un número determinado de reproductores por volumen. Esta técnica de desove masivo es muy usada en las granjas de cultivo comerciales y se ha aplicado a una variedad de especies de moluscos bivalvos (Uriarte *et al.*, 2001).

Con esta técnica, uno de los principales problemas es la polispermia, que origina el desarrollo de larvas anormales (Concha *et al.*, 2011) y altas mortalidades durante los primeros días de cultivo (Avenidaño *et al.*, 2001), por lo tanto, el porcentaje de larvas “D” normales es un parámetro importante de evaluación. En el presente trabajo, en 1999 y 2001 se obtuvo el ≥85% de larvas “D” normales 22-24 h, que resulta comparativamente equivalente a los reportes previos de almeja catarina (Robles-Mungaray & Serrano-Guzmán, 1995) y *Chlamys purpurata* en que este es un porcentaje adecuado a nivel comercial (Di Salvo *et al.*, 1984).

En términos generales, la almeja voladora presenta los estadios característicos de la biología de desarrollo de los moluscos pectínidos y la comparación con otras especies de pectínidos permitió identificar las características morfológicas de la especie. El tamaño de los ovocitos de la almeja voladora es similar a los de *Pecten maximus*, así como la presencia de una charnela robusta por los espacios de los pseudodientes en el estadio velíger (Nicolas *et al.*, 1995). Como en la mayoría de los pectínidos, las características morfológicas específicas de la almeja voladora se observaron después de la metamorfosis, con la secreción de la discoconcha, cuando se fue adquiriendo la morfología del adulto, al formarse las costillas, aurículas de la concha, y el desarrollo de la concha con una valva convexa y una valva plana.

En los resultados del experimento del efecto de la temperatura en el crecimiento de larvas no se observó ningún incremento rápido en la longitud de la concha durante los primeros 15 días, esto se puede atribuir a diversos factores tales como la alta densidad larvaria ($15 \text{ larvas mL}^{-1}$), baja cantidad ($5 \times 10^4 \text{ cel mL}^{-1}$) y tipo de microalgas (dieta monoespecífica). Estos efectos negativos se solucionaron aumentando la cantidad de microalgas y disminuyendo la supervivencia larvaria, favoreciendo el crecimiento exponencial a partir de los 15 días. En las granjas de moluscos bivalvos, el control de la temperatura, cantidad y calidad de la dieta, y densidad larval, desde el estadio embrionario hasta la etapa del asentamiento, ha permitido reducir el tiempo de cultivo de las especies con una alta supervivencia (Ibarra *et al.*, 1997; Uriarte *et al.*, 2001). En este trabajo, se realizaron los cultivos larvales de almeja voladora a 25°C , con dietas mixtas que son más nutritivas que las monoespecíficas (Fariás-Molina, 2001), y aplicando una reducción de la densidad de 10 a 1-2 larvas mL^{-1} en la etapa del asentamiento. Esto hizo posible disminuir el tiempo de los cultivos desde la fecundación hasta el asentamiento de 25 a 11 días. También, este avance ha ocurrido en especies de pectínidos como la almeja catarina, al disminuir el tiempo de cultivo larval de 15 a 9 días (Robles-Mungaray & Serrano-Guzmán, 1995).

En los cultivos de pectínidos, en la etapa del asentamiento, generalmente se utiliza una densidad de 1-2 larvas mL^{-1} (Uriarte *et al.*, 2001). En otras especies de bivalvos, como *Anadara* sp., se utiliza una densidad de hasta 5 larvas mL^{-1} , obteniendo una alta supervivencia cuando se utilizan bolsas cebolleras y de nylon (Broom, 1983; Reynoso-Granados *et al.*, 1999). Abarca *et al.* (1994) reportaron que el proceso de asentamiento en pectínidos, puede retrasarse dependiendo de las condiciones del sustrato. En este trabajo, en 1992 y 1995, el sustrato utilizado (bolsa cebollera) para el asentamiento no fue un problema, pues se obtuvo el 90% de fijación y 80% de supervivencia al final de la metamorfosis. Este porcentaje es considerado alto en comparación con algunas especies de pectínidos, como *P. maximus*, que presenta una supervivencia post-larval de 18% (Nicolas *et al.*, 1995).

En este trabajo, el porcentaje de supervivencia de los juveniles no fue mayor de 3-5% al final de la pre-engorda, a pesar que la temperatura y cantidad de alimento se mantuvieron constantes. Este factor es negativo, ya que con el crecimiento de los juveniles la competencia por el alimento aumenta y esto no pudo ser compensado porque se mantuvo una misma concentración de alimento durante el tiempo del cultivo. Los resultados de supervivencia de juveniles de pectínidos con respecto al crecimiento, densidad y

alimentación han sido descritos en diferentes trabajos, siendo evidente en *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* (Velasco & Barros, 2008). Por otra parte, en la pre-engorda no se manipularon los organismos durante los recambios de 100% del agua. Esta medida de manejo fue positiva al impedir la fractura de la disoconcha de los juveniles evitando su mortalidad (Maeda-Martínez *et al.*, 1995). También, los recambios de agua evitaron la proliferación de agentes patógenos como bacterias que pueden producir necrosis bacilar (Sainz *et al.*, 1998). Por lo tanto, es necesario aplicar sistemas específicos (*e.g.*, sistema de flujo continuo, recirculación de agua) para el cultivo en etapa de pre-engorda de juveniles de la almeja voladora, para aumentar la supervivencia, como ha ocurrido en *Argopecten gibbus*, usando un sistema de flujo continuo (Sarkis, 2008) y en *A. purpuratus*, aplicando un sistema de recirculación (Merino *et al.*, 2009).

En México, ya no existe demanda por parte del sector productivo de almeja voladora, debido a que existe una pesca de reemplazo en el campo con otras especies de bivalvos. Este trabajo demuestra que el cultivo de la almeja voladora puede proveer organismos para recuperar las poblaciones naturales lo que contribuirá a la conservación de la biodiversidad en el medio ambiente.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a César Ruíz Verdugo su apoyo en los cultivos de larvas, a Cynthia Aldana Avilés por el cultivo de microalgas, a Edilmar Cortés Jacinto y Olimpia Chong Carrillo por la revisión del manuscrito y a Diana Dorantes por la edición del texto en inglés.

REFERENCIAS

- Abarca, A., Q. Medina, J. Fierro & J.C. Castilla. 1994. Descripción del proceso de asentamiento y metamorfosis en el ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) en condiciones de laboratorio. Memorias XIV Jornadas de Ciencias del Mar. Universidad Austral de Chile, Puerto Montt, 65 pp.
- Aguilar-Ruiz, F. 1975. Disponibilidad de almeja voladora *Pecten vogdesi* en Bahía de Los Ángeles, B.C. en primavera de 1971. Tesis de Licenciatura, Escuela Superior de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada, B.C., 51 pp.
- Avilés, A. & O. Muciño. 1988. Acondicionamiento gonádico y desove de *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en condiciones de laboratorio. Rev. Lat. Acuicult. Lima, 38(13): 1-120.

- Avendaño, M., M. Le Pennec & M. Cantillanez. 2001. Anormalidades en larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) (Mollusca: Pectinidae), uno de los problemas en la producción artificial de semilla. *Estud. Oceanol.*, 20: 33-42.
- Barber, B. & N. Blake. 1991. Reproductive physiology. In: S.E. Shumway (ed.). *Scallops: biology, ecology and aquaculture*. Elsevier Science, New York, pp. 377-428.
- Broom, M. 1983. Mortality and production in natural, artificially-seeded, and experimental populations of *Anadara granosa* (Bivalvia: Arcidae). *Oecología*, 58: 389-397.
- Cáceres, M., V. Ruiz & R. De Silva. 1989. Fattening of the scallop *Pecten vogdesi* in a submarine system. *Rev. Lat. Acuicult.*, 39: 38-444.
- Cariño, M. & M. Monteforte. 2008. Del saqueo a la conservación: historia ambiental contemporánea de Baja California Sur, 1940-2003. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Instituto Nacional de Ecología, Universidad Autónoma de Baja California Sur, 778 pp.
- Concha, C., E. Figueroa & F. Winkler. 2011. Asociación entre la tasa de autofecundación y la frecuencia de larvas malformadas en poblaciones cultivadas del ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819). *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 39(2): 327-337.
- Diario Oficial de la Federación (DOF). 2004. Segunda Sección. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, República Mexicana, 15 de marzo 2004.
- Di Salvo, L.H., E. Alarcón, G. Martínez & E. Uribe. 1984. Progress mass culture of *Argopecten purpuratus* with notes on its natural history. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, 57: 33-45.
- Fariás-Molina, A. 2001. Nutrición en moluscos pectínidos. In: A. Maeda-Martínez (ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica*. *Cienc. Acuicult.*, 5: 89-104.
- Félix-Pico, E. 2006. México. In: S.E. Shumway & G.J. Parsons (eds.). *Scallops. biology, ecology and aquaculture*. *Developments in aquaculture and fisheries science*, Elsevier, New York, pp. 1337-1367.
- Gibbons, M.C. & M. Castagna. 1984. Serotonin as an inducer of spawning in six bivalve species. *Aquaculture*, 40: 189-191.
- Holguin, Q. 1997. The collapse of scallop fishery *Euvola vogdesi* Arnold, 1906 in the Gulf of California in 1972-1973. Book of Abstracts Eleven International Pectinid Workshop 10-15 de abril de 1997, Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, La Paz, 137 pp.
- Ibarra, A., J. Ramírez & G. García. 1997. Stocking density effects on larval growth and survival of two catarina scallop, *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842), populations. *Aquacult. Res.*, 28: 443-451.
- Loosanoff, V. & C. Davis. 1963. Rearing of bivalve mollusks. *Adv. Mar. Biol.*, 1: 1-136.
- Lora-Vilchis, M., C. Rodríguez-Jaramillo & A. Maeda-Martínez. 1997. Spawning process in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842): Histological description. Book of Abstracts, 11th International Pectinid Workshop. La Paz, B.C.S., pp. 178-179.
- Lora-Vilchis, M.C., P.E. Saucedo, C. Rodríguez-Jaramillo & A. Maeda-Martínez. 2003. Histological characterization of the spawning process in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (Sowerby II, 1842) induced by thermal shock and serotonin injection. *Invertebr. Reprod. Dev.*, 44: 79-88.
- Maeda-Martínez, A.N., P. Monsalvo & T. Reynoso. 1995. Sistema para crianza intensiva en su etapa juvenil de almeja catarina. Instituto Mexicano de la Propiedad Industrial, Patente N°180212.
- Maeda-Martínez, A., T. Sicard, L. Carvalho, S. Lluch-Cota & D. Lluch-Cota. 2001. Las poblaciones de almeja catarina *Argopecten ventricosus* en el Centro de Actividad Biológica de Bahía Magdalena, México. In: D. Lluch-Belda, J. Elorduy-Garay, S. Lluch-Cota & G. Ponce-Díaz (eds.). *Centros de Actividad Biológica del Pacífico Mexicano*. CIBNOR Ediciones, México, pp. 219-228.
- Martínez, G., C. Garrote, L. Mettifogo, H. Pérez & E. Uribe. 1996. Monoamines and prostaglandin E2 as inducers of the spawning of the scallop, *Argopecten purpuratus* Lamarck. *J. Shellfish Res.*, 15: 245-249.
- Massó-Rojas, J. 1996. Pesquería de la almeja catarina. In: M. Casas-Valdéz & G. Ponce-Díaz (eds.). *Estudio del potencial pesquero y acuícola de Baja California Sur*. Editorial CIBNOR, México, pp. 71-85.
- Merino, G., E. Uribe, G. Soria & E. von Brand. 2009. A comparison of larval production of the northern scallop, *Argopecten purpuratus*, in closed and recirculating culture systems. *Aquacult. Eng.*, 40: 95-103.
- Monsalvo-Spencer, P. 1994. Acondicionamiento gonádico, desarrollo embrionario y cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora (*Pecten vogdesi*) (Mollusca: Pectinidae). Escuela Nacional de Estudios Profesionales-Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, CD, de México, 78 pp.
- Monsalvo-Spencer, P., A. Maeda-Martínez & T. Reynoso-Granados. 1997. Reproductive maturity and spawning induction in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842). *J. Shellfish Res.*, 16(1): 67-70.

- Nicolas, L., X. Robert & L. Chevolut. 1995. Action of epinephrine and sea water turbulence on *Pecten maximus* metamorphosis. Book of Abstracts, 10th International Pectinid Workshop. Cork, Ireland, pp. 107-108.
- Peña, B.J. 2001. Taxonomía, morfología, distribución y hábitat de los pectínidos Iberoamericanos. In: A. Maeda-Martínez (ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura, Limusa, México, pp. 1-25.
- Pereira, L. 2004. Tecnología de producción de semillas de ostión del norte (*Argopecten purpuratus*) en ambiente natural. Cultivo de moluscos comerciales. Segundo Curso Internacional. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, pp. 137-152.
- Pineda-Barrera, J. & F. López-Salas. 1972. Prospección de la almeja voladora *Pecten vogdesi*. Instituto Nacional de Pesca, Ensenada, Boletín Informativo, 5 pp.
- Rascón, C. & C. Farell. 1984. Crecimiento intermedio de dos especies de escalopa (*Argopecten circularis* y *Pecten vogdesi*) dentro de módulos de crecimiento en la Bahía de Bacochibampo, Guaymas, Son. México. Reporte de Investigación. Instituto Tecnológico y Estudios Superiores de Monterrey, Unidad Guaymas, 54 pp.
- Reynoso-Granados, T., P. Monsalvo-Spencer & M. Robles-Mungaray. 1999. Efecto del sustrato y de temperatura en el asentamiento y metamorfosis de *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833). VII Congreso de la Asociación de Investigadores del Mar de Cortés A.C. y I. Simposium Internacional sobre el Mar de Cortés. Mayo 25-28. Hermosillo, Sonora, 14 pp.
- Robles-Mungaray, M. & S.J. Serrano-Guzmán. 1995. Larval growth, survival, and spat production of *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) in a Mexican commercial hatchery. Riv. Ital. Acquacolt., 30: 187-193.
- Ruiz-Verdugo, C. & C. Cáceres-Martínez. 1990. Estudio preliminar de captación de juveniles de moluscos bivalvos en la Bahía de La Paz, B.C.S. (septiembre 86 a abril 87). Invest. Mar. CICIMAR, 5(1): 29-38.
- Ruiz-Verdugo, C.A. & C. Cáceres-Martínez. 1991. Experimental spat settlement of the catarina scallop, *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) and *Pecten vogdesi* (Arnold, 1906) on a filament substrate in Falsa Bay, B.C.S. In: S.E. Shumway & P.A. Sandifer (eds.). An international compendium of scallop biology and culture-tribute to James Mason-selected from the 7th international pectinid workshop, published by the World Aquaculture Society and the National Shellfisheries Association, pp. 21-27.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2006. Sexto Informe de Labores. 1 septiembre 2012, pp. 55-64.
- Sainz, J.C., A.N. Maeda-Martínez & F. Ascencio. 1998. Experimental vibriosis induction with *Vibrio alginolyticus* of larvae of the catarina scallop (*Argopecten ventricosus* = *circularis*) (Sowerby II, 1842). Microbiol. Ecol., 35: 188-192.
- Sarkis, S. 2008. Oportunidades potenciales para la acuicultura de moluscos bivalvos en el Caribe. In A. Lovatelli, A. Farías & I. Uriarte (eds.). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO, Puerto Montt, Chile. Actas de Pesca y Acuicultura, N°12. Roma, pp. 151-157.
- Sastry, A. 1963. Reproduction On the bay scallop, *Argopecten irradians* Lamarck, influence of temperature on maturation and spawning. Biol. Bull. Mar. Biol., 125: 146-153.
- Singh-Cabanillas, J. & G. Bojorquez-Verástica. 1987. Fijación de moluscos bivalvos en colectores artificiales en Bahía Concepción, Baja California Sur, un avance. Segundo Congreso Nacional de Acuicultura, AMAC, La Paz, B.C.S., 3 pp.
- Tanaka, Y. & M. Murakoshi. 1985. Spawning induction of the hermaphroditic scallop *Pecten albicans*, by injection with serotonina. Bull. Nat. Res. Inst. Aquacult., 7: 9-12.
- Tobías-Sánchez, M. & C. Cáceres-Martínez. 1994. Colecta experimental de juveniles de *Pecten vogdesi* sobre diferentes sustratos artificiales en la Bahía de La Paz, B.C.S., México. Rev. Inv. Cient., (N° Especial AMAC), UABCS, 1: 45-53.
- Tripp-Quezada, A. 1985. Explotación y cultivo de la almeja catarina *Argopecten circularis* en Baja California Sur. Tesis de Maestría, CICIMAR-IPN, La Paz, B.C.S., 164 pp.
- Uriarte, I., G. Rupp & A. Abarca. 2001. Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. In: A.N. Maeda-Martínez (ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: ciencia y acuicultura. Limusa, México, pp. 147-171.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008. Experimental larval culture of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquacult. Res., 39: 603-618.
- Vélez, A., E. Alifa & O. Azuaje. 1990. Induction of spawning by temperature and serotonin in the hermaphroditic tropical scallop *Pecten ziczac*. Aquaculture, 84: 307-313.
- Verdonk, N. & J. Van den Biggelaar. 1983. Early development and the formation of germ layers. In: N. Verdonk, J. Van den Biggelaar & S. Tompa (eds.). The Mollusca, Vol.3. Development. Academic Press, Nueva York, pp. 91-134.

Walne, P. 1985. Cultivo de moluscos bivalvos: 50 años de experiencia en Conway. Editorial Acribia, Zaragoza, pp. 200.

Received: 20 January 2014; Accepted: 30 January 2015