

MAET
00003
EJ 1

Supervivencia y crecimiento de postlarvas y juveniles de *A. nucleus* y *N. nodosus* en laboratorio

SUPERVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE POSTLARVAS Y JUVENILES DE
***Argopecten nucleus* Y *Nodipecten nodosus* (BIVALVIA: PECTINIDAE)**
PRODUCIDOS EN LABORATORIO

JUDITH MARGARITA BARROS GÓMEZ

UNIVERSIDAD DEL MAGDALENA
INSTITUTO DE POSTGRADOS
MAESTRÍA EN ACUACULTURA Y ECOLOGÍA ACUÁTICA TROPICAL
SANTA MARTA D.T.C.H.

2008



SUPERVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE POSTLARVAS Y JUVENILES DE
***Argopecten nucleus* Y *Nodipecten nodosus* (BIVALVIA: PECTINIDAE)**
PRODUCIDOS EN LABORATORIO

JUDITH MARGARITA BARROS GÓMEZ

Memoria de grado presentada para optar al título de Magíster en acuicultura y
ecología acuática tropical

Directora

LUZ ADRIANA VELASCO CIFUENTES Ph.D.

Biólogo Marino

UNIVERSIDAD DEL MAGDALENA

INSTITUTO DE POSTGRADOS

MAESTRÍA EN ACUACULTURA Y ECOLOGÍA ACUÁTICA TROPICAL

SANTA MARTA D.T.C.H.

2008

Nota de Aceptación

Presidente del Jurado

Jurado

Jurado

Santa Marta D.T.C.H.

DEDICATORIA

Este trabajo lo dedico principalmente a los dos seres que me dieron la vida, mis padres: Gennys y Nicolás, que con su constante e inagotable esfuerzo y amor hicieron de mí una persona con buenos principios hasta lograr ser lo que soy ahora: una profesional.

A mis hermanos Nicolás, María I, Beatriz y Carlos por soportarme y apoyarme durante estos años de estudio.

A mis sobrinos Marcela, Eliana y Octavio por todo el amor y la alegría que me brindan.

A Edgard por su amor, constancia, apoyo y sobre todo su comprensión, durante estos años de lucha y trabajo.

A Pocho (Ernesto Acosta) que con su amistad tuvo la osadía de soportarme y brindarme su cariño, apoyo y comprensión.

Finalmente dedico este triunfo al grupo de investigación Moluscos Marinos y principalmente a la Dra. Luz A. Velasco, una amiga y maestra incansable y ejemplar.

AGRADECIMIENTOS

Gracias al Grupo de Investigación Moluscos Marinos de la Universidad del Magdalena conformado por:

La Dra. **Luz A. Velasco Cifuentes** D.Sc. por sus valiosos consejos, orientación y constante apoyo como directora de tesis, compañera y amiga; mis compañeros de lucha y trasnocho **Ernesto Acosta Ortiz** (Pocho) y **Martha Hawkins** por su amistad e incondicional apoyo y colaboración durante el desarrollo de esta investigación; y los biólogos **Walter Barbosa Ortega** y **Darío Vega Díaz** por su constante apoyo y valiosa colaboración.

Gracias al cuerpo de docentes y directivos de la Maestría en Acuicultura y Ecología Acuática Tropical que con sus conocimientos ampliaron mis horizontes.

Gracias a **SENA-COLCIENCIAS**, **FONCIENCIAS** y a la **Universidad del Magdalena** que con su apoyo académico y financiero pudo llevarse a cabo este estudio.

Gracias a **Nora** que con sus comidas me mantuve con energía durante mi trabajo en el laboratorio, al **Sr. Camargo**, al **Sr. Dita**, a los aseadores de Casa limpia por su colaboración en el transcurso de este trabajo.

Gracias a los vigilantes de Vigilancia Marítima Comercial (VIMARCO) por su valiosa colaboración, principalmente a los que laboraron en el Centro Planta Piloto Pesquera de Taganga durante el desarrollo de esta investigación.

Finalmente doy gracias a todas aquellas personas e instituciones que en el momento no recuerdo pero se que estuvieron allí cuando los necesité y que de una u otra forma participaron en el desarrollo de este proyecto.

CONTENIDO

LISTA DE TABLAS

LISTA DE FIGURAS

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. MATERIALES Y MÉTODOS	7
2.1. AREA DE ESTUDIO	7
2.2. OBTENCIÓN DE LARVAS PEDIVELIGER	8
2.3. PROCEDIMIENTOS GENERALES UTILIZADOS EN EL ASENTAMIENTO .	12
2.4. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR Y DEL ESTÍMULO AL ASENTAMIENTO	14
2.5. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO EN POSTLARVAS ADHERIDAS A COLECTORES.....	18
2.6. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO SOBRE POSTLARVAS LIBRES	20
2.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	23
3. RESULTADOS	25
3.1. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR E INDUCTOR AL ASENTAMIENTO ...	25
3.2. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO EN POSTLARVAS ADHERIDAS A COLECTORES.....	33
3.3. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO SOBRE POSTLARVAS LIBRES	36
4. DISCUSIÓN	39

4.1. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR.....	39
4.2. EFECTO DE LA APLICACIÓN DE ESTÍMULOS INDUCTORES AL ASENTAMIENTO.....	42
4.3. EFECTO DEL TRASLADO DE LAS POSTLARVAS Y JUVENILES AL MAR	45
5. CONCLUSIÓN.....	57
BIBLIOGRAFÍA	49

LISTA DE TABLAS

- Tabla 1. *Argopecten nucleus*. Anova factorial para el número de postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.....25
- Tabla 2. *Argopecten nucleus*. Anova factorial para la longitud de las postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.....27
- Tabla 3. *Nodipecten nodosus*. Anova factorial para el número de postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.....29
- Tabla 4. *Nodipecten nodosus*. Anova factorial para la longitud de las postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.....32
- Tabla 5. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para el porcentaje de postlarvas recuperadas.....33
- Tabla 6. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para el número de postlarvas adheridas a colectores mantenidos en laboratorio y en el mar.....35
- Tabla 7. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para la longitud de las postlarvas mantenidas en laboratorio y en el mar.....35



LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Especies en estudio. A. <i>Argopecten nucleus</i> , B. <i>Nodipecten nodosus</i>	5
Figura 2. Ubicación del área de estudio. A. Laboratorio de Moluscos y Microalgas, B. Bahía de Taganga.	7
Figura 3. Canaletas de aclimatación de reproductores.....	9
Figura 4. Cámaras empleadas durante el desove de los organismos. A.: Cámara Sedgewick Rafter; B.: Cámara Neubauer.	10
Figura 5. Tanques de 250 L empleados para larvicultura.....	11
Figura 6. Tamices empleados para larvicultura.....	12
Figura 7. Soporte de PVC empleado para suspender los colectores artificiales en los tanques de cultivo.....	13
Figura 8. Sistema de recambio de agua empleado para los experimento de cultivo postlarval.....	14
Figura 9. Colectores empleados para el asentamiento de postlarvas en los diferentes experimentos. A. Bolsa cebollera, B. Césped artificial, C. Placas en fibra de vidrio.....	16
Figura 10. Separación y conteo de postlarvas retiradas de los colectores.....	17
Figura 11. Colector empleado para el experimento del sitio de cultivo en postlarvas adheridas a colectores.....	19

Figura 12. Red protectora de nylon con apertura lateral utilizada para el mantenimiento de postlarvas asentadas en colectores y transferidas al mar.....	19
Figura 13. Sistema “downwellers” empleado para el cultivo de juveniles en laboratorio.....	21
Figura 14. Redes perleras empleada para el cultivo de juveniles en el mar.....	22
Figura 15. <i>Argopecten nucleus</i> . Número de postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).....	26
Figura 16. <i>Argopecten nucleus</i> . Longitud de las postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (\pm E.E.).....	28
Figura 17. <i>Nodipecten nodosus</i> . Número de postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).....	30
Figura 18. <i>Nodipecten nodosus</i> . Longitud de las postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (\pm E.E.).....	31
Figura 19. <i>Argopecten nucleus</i> y <i>Nodipecten nodosus</i> . Postlarvas recuperadas usando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).....	33
Figura 20. <i>Argopecten nucleus</i> y <i>Nodipecten nodosus</i> . A. Número y B. Longitud postlarvas asentadas en colectores mantenidos en laboratorio y transferidos al mar (+ E.E.).....	34

Figura 21. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. A. Crecimiento en longitud y B. Supervivencia acumulada de los juveniles cultivados en laboratorio y en el mar (\pm E.E.).....37

Figura 22. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Parámetros ambientales del sitio de cultivo en Bahía Taganga durante el experimento de cultivo de juveniles (\pm E.E.).....38

RESUMEN

Se evaluó el crecimiento y la supervivencia de las postlarvas de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* producidas en laboratorio y sometidas a diferentes condiciones de asentamiento y cultivo. Evaluando el efecto del tipo de colector (bolsas cebolleras, césped artificial y placas de fibra de vidrio), de la aplicación de estímulos inductores al asentamiento (epinefrina y baja temperatura), y del ambiente de cultivo (mar y laboratorio). Un mayor número de postlarvas fue obtenido en colectores de césped artificial que en placas de fibra de vidrio y bolsas cebolleras. El crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* no fue afectado por el tipo de colector, pero el de *N. nodosus* fue mayor en los colectores de placas de fibra de vidrio y menor en las bolsas cebolleras. La estimulación térmica y química de las larvas competentes permitió recuperar un mayor porcentaje de postlarvas. El crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* fue mayor cuando se aplicaron estímulos inductores del asentamiento, pero las de *N. nodosus* no fueron afectadas por esta variable. La supervivencia de las postlarvas fue mayor en el laboratorio que en el mar, excepto en las postlarvas de *A. nucleus* adheridas a colectores, las cuales presentaron supervivencias similares en los dos ambientes. El crecimiento de las postlarvas adheridas a colectores y libres fue mayor en el mar que en laboratorio.

Palabras clave: *Argopecten nucleus*, asentamiento, colector, cultivo, *Nodipecten nodosus*, pectínidos, postlarvas, semilla.

ABSTRACT

A study was made of the growth and survival of postlarvae and spat of *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* produced in the laboratory and exposed to different conditions of settlement and culture. An evaluation was made of the different types of collection substrates (onion-bags, artificial-grass, fiberglass-plates), two types of settlement inducers (epinephrine, low temperature), and two culture environments (sea, laboratory). The results showed that larger numbers of postlarvae were obtained in artificial-grass collectors than on fiberglass-plates or in the onion-bags. The growth of the *A. nucleus* postlarvae was not affected by the collector type, while that of *N. nodosus* was higher on fiberglass-plates, and lesser in the onion-bags. Both thermal and chemical stimulation of the competent larvae resulted in recovery of a greater percentage of postlarvae. The growth of postlarvae of *A. nucleus* was better in groups exposed to the two methods of settlement induction, while those of *N. nodosus* remained unaffected by this treatment. The survival of the postlarvae and spat was greater in the laboratory than at sea except in the case of *A. nucleus* postlarvae attached to collectors, whose survival was similar in both environments. The growth of postlarvae and spat was greater in the sea than in the laboratory.

Keywords: *Argopecten nucleus*, collector, culture, *Nodipecten nodosus*, postlarvae, settlement, scallops, spat.

1. INTRODUCCIÓN

El proceso de transformación de la vida larval planctónica a la postlarval bentónica de los bivalvos, incluye una serie de cambios de forma y comportamiento. La metamorfosis y el período inmediatamente posterior son unas de las etapas más críticas en la vida de los pectínidos, en la cual pueden ocurrir altas mortalidades (Bourne *et al.*, 1989). Las postlarvas son extremadamente frágiles y las más altas mortalidades ocurren entre los 0,4 en 0,6 mm de longitud. La mortalidad es debida a causas desconocidas y puede ser explicada en términos de mala nutrición o manipulación inapropiada (Bourne *et al.*, 1989; Whyte *et al.*, 1992; García-Esquivel *et al.*, 2001).

Entre los principales factores que determinan la producción de postlarvas de pectínidos están aquellos que afectan el asentamiento y metamorfosis de las larvas competentes así como los que influyen en el desarrollo de las postlarvas. El asentamiento y la metamorfosis son afectados por el tipo de colector artificial (Bourne y Hodgson, 1991; Ambrose *et al.*, 1992; Harvey *et al.*, 1993; Tammi *et al.*, 1997; Narvarte y Pascual, 2003; De la roche *et al.*, 2005), la biologización de los colectores (Avendaño-Herrera *et al.*, 2002; Encomendero y Dupré, 2003;; Rupp *et al.*, 2004b), la aplicación de estímulos inductores físicos (Eyster y Pechenik, 1987; Hodgson y Bourne, 1988; Uribe *et al.*, 1993; Manuel *et al.*, 2000; Robert y Nicolas, 2000) o químicos (Abarca y Castilla, 1997; Martínez *et al.*, 1999; Yu *et al.*, 2001).

Entre los principales factores que afectan el desarrollo de las postlarvas están el alimento suministrado (Whyte *et al.*, 1992; Laing, 1995; Wikfors *et al.*, 1996; Albentosa *et al.*, 1996; Lu y Blake, 1996; Uriarte y Farías, 1999; Caers *et al.*, 1999; Lora –Vilchis y Doktor, 2001), el sitio de cultivo (Uriarte *et al.*, 2001; Rupp *et al.*, 2005) y el sistema de cultivo (Bourne *et al.*, 1989; Widman *et al.*, 2001; Heasman *et al.*, 2002). La influencia de estos factores depende de la especie de pectínido y su hábitat natural.

Argopecten nucleus (Born, 1780) y *Nodipecten nodosus* (Linné, 1758) (Figura 1) son dos especies de bivalvos de interés comercial del Caribe colombiano. Son epibentónicas y cohabitan entre los 10 y 100 m de profundidad, mientras *A. nucleus* es una especie de mediano tamaño (50 mm) y de vida libre, *N. nodosus* es una especie grande (150 mm) que vive adherida a sustratos duros. No se han detectado bancos naturales de estas especies en el Caribe colombiano, solo existen poblaciones de cultivo que han sido formadas a partir de la escasa semilla silvestre que se obtiene en colectores artificiales.

Debido a que la baja disponibilidad de semilla silvestre no permite sostener cultivos comerciales de estos pectínidos, representando una importante barrera para la difusión y el fomento del cultivo de pectínidos como una actividad productiva generadora de alimento e ingresos en las comunidades costeras, surgió la necesidad de desarrollar la tecnología para la producción de semilla en laboratorio. Hasta el momento se ha logrado producir semilla de ambas especies

logrando superar la mortalidad de larvas (Velasco y Barros 2008), pero la de postlarvas ha sido muy alta. Se presume que esto se debe en buena parte a que la metamorfosis ocurre poco sincronizada y las fijaciones son bajas posiblemente a la ausencia de la aplicación de estímulos inductores a la metamorfosis y al uso de colectores inapropiados.

El asentamiento y cultivo de postlarvas de estas especies es poco conocido, y sólo ha sido estudiado en *N. nodosus*. De La Roche *et al.*, (2002) reportan la producción de postlarvas utilizando sistemas "upweller" con mallas de 180 μm y con un suplemento diario de *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii* a una concentración constante en el tanque de 100 cél μL^{-1} . Rupp *et al.* (2004a) encontraron que la presencia de *biofilms* en los colectores aumentó el asentamiento de las postlarvas pero no su crecimiento. Así mismo, hallaron que las postlarvas alimentadas con la mezcla de *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros calcitrans* y *Chaetoceros muelleri* en raciones diarias de 4,7 cél μL^{-1} presentaron mayores crecimientos y supervivencias que las mantenidas a 40 cél μL^{-1} , pero a los 16 días después del asentamiento el crecimiento fue similar.

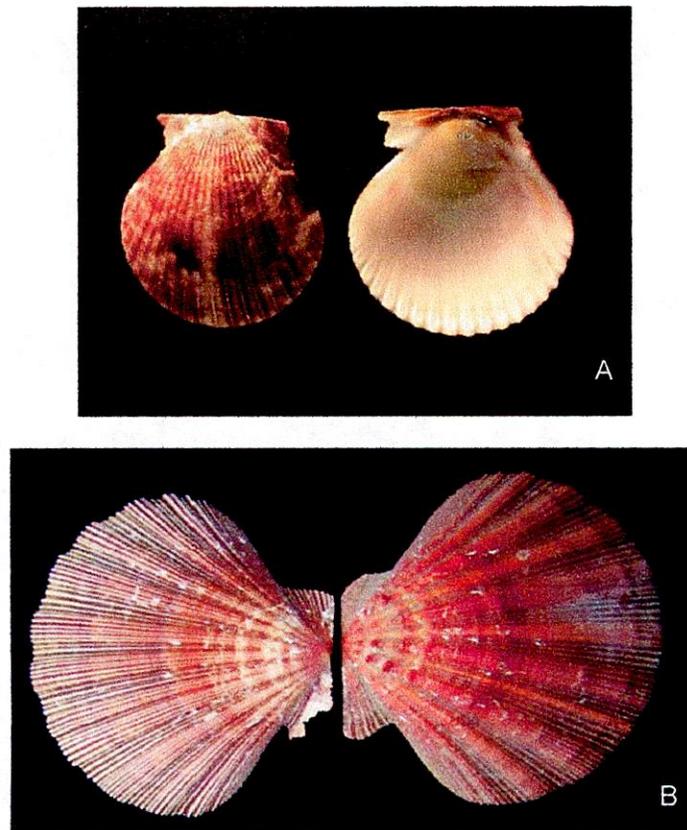


Figura 1. Especies en estudio. A. *Argopecten nucleus*, B. *Nodipecten nodosus*.

Rupp *et al.* (2004b) encontraron que la alta densidad de las postlarvas de *N. nodosus* adheridas a los colectores y mantenidas en el mar provocó la disminución de su crecimiento pero no afectó la supervivencia. Valores letales de 31,8 °C de temperatura y 20,1 ups de salinidad fueron encontrados en la semilla en exposiciones de 48 h (Rupp y Parsons, 2004). Finalmente, mayores crecimientos y mortalidades fueron obtenidas cuando las postlarvas producidas en hatchery adheridas a los colectores se transfirieron al mar, en una zona costera del sur de Brasil (Rupp *et al.*, 2005).

Considerando que la tecnología apropiada para el cultivo de pectínidos varía con la especie y lugar al que esté adaptado, en el presente estudio se evaluó el crecimiento y la supervivencia de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* sometidas a diferentes condiciones de asentamiento y cultivo en el Caribe colombiano.



2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. AREA DE ESTUDIO

El estudio se llevó a cabo dentro del perímetro del Distrito de Santa Marta (Magdalena). Los ensayos de laboratorio se desarrollaron en el Laboratorio de Moluscos y Microalgas del Centro Planta Piloto Pesquera de Taganga (CPPPT) de la Universidad del Magdalena ubicado en el Corregimiento de Taganga ($11^{\circ}16'04''$ N, $74^{\circ}11'36''$ W), mientras que la colecta de animales maduros (mantenidos en cultivo suspendido) y cultivo de postlarvas y juveniles se realizó en la Bahía de Taganga ($11^{\circ}16'03''$ N, $74^{\circ}11'24''$ W) (Figura 2).

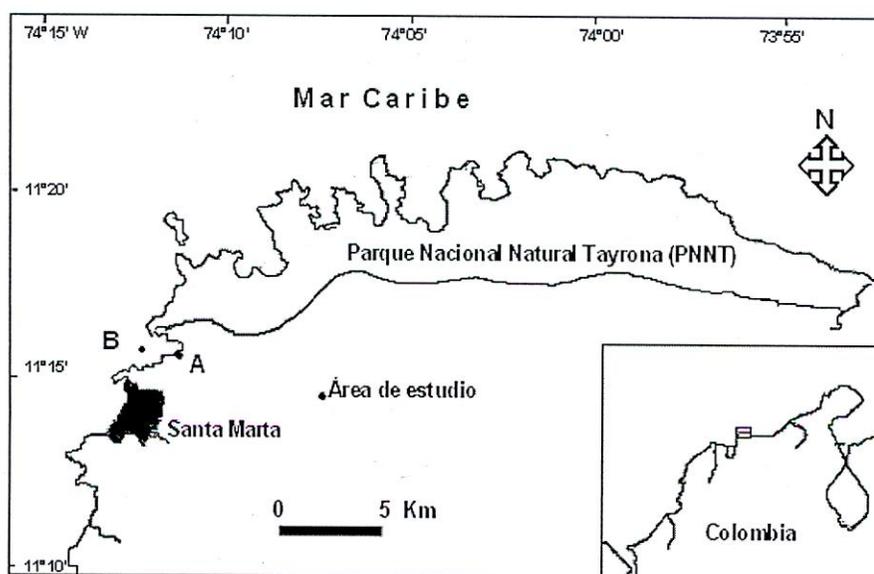


Figura 2. Ubicación del área de estudio. A. Laboratorio de Moluscos y Microalgas, B. Bahía de Taganga (Modificado de Urban, 1999).

2.2. OBTENCIÓN DE LARVAS PEDIVELIGER

Los gametos se obtuvieron a partir de reproductores maduros de las dos especies objeto de estudio cultivados en redes linterna en la Bahía de Taganga. Los reproductores fueron transportados en húmedo al Laboratorio de Moluscos y Microalgas. Para obtener la madurez máxima, se mantuvieron los animales durante por lo menos 1 semana en tanques rectangulares (300 L) (Figura 3), con agua de mar microfiltrada (1 μm), tratada con UV, a 25 ± 1 °C y 36 ± 1 ups de salinidad. Como alimento se suministró continuamente *Isochrysis galbana* usando una bomba peristáltica para mantener una concentración de material particulado de 40 ± 4 cel μL^{-1} (equivalentes a 8 mg L^{-1}) constante en cada tanque, la cual equivale a una ración diaria de $1,4 \times 10^9$ células animal⁻¹ en *A. nucleus* y $1,0 \times 10^9$ células animal⁻¹ en *N. nodosus*. La dieta de *I. galbana* se cultivó en el medio F/2 de Guillard (1974) y tiene un contenido orgánico del 75 %. Diariamente, las heces y pseudoheces se removieron con sifoneo y el 80 % del agua fue renovada.

En dos ocasiones, por lo menos 10 individuos maduros de cada especie se mantuvieron sin alimentación por 24 h. Después de remover los epibiontes, los animales fueron dejados en seco por 30 min. *A. nucleus* fue inducido al desove mediante la aplicación de cambios lentos de temperatura desde 18 a 30 °C y viceversa (1 °C cada 3 min.), alternados con períodos de desecación de 5 min (Velasco *et al.*, 2007). En *N. nodosus* la inducción se realizó mediante la inmersión en agua recién filtrada e irradiada con UV a 28 °C.

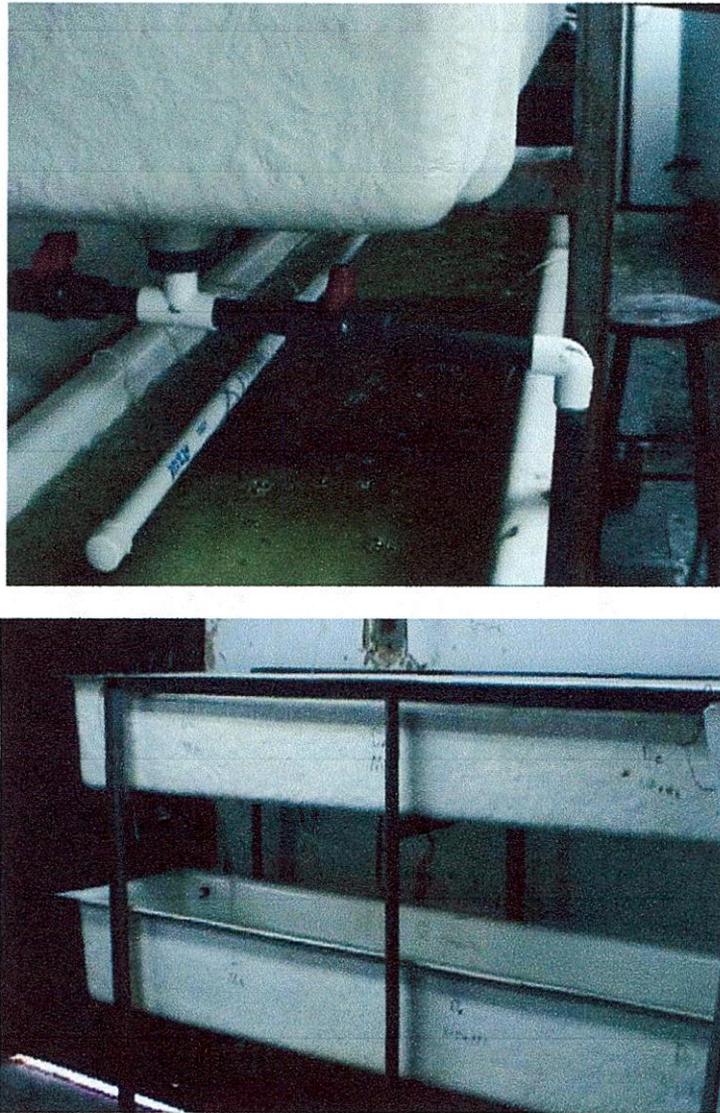


Figura 3. Canaletas de aclimatación de reproductores.

Los espermatozoides y ovocitos fueron colectados por separado en recipientes de 1,5 L y observados al microscopio para determinar el conteo total por mL usando cámaras de conteo Sedgwick-Rafter (ovocitos) o Neubauer (espermatozoides) (Figura 4).

Se realizó fertilización cruzada empleando una relación de espermatozoides ovocitos de 50:1. La fertilización fue evaluada a los 30 minutos y verificada mediante la observación al microscopio. Los cigotos fueron incubados a densidades de 30 cigotos mL⁻¹ en *A. nucleus* y 10 cigotos mL⁻¹ en *N. nodosus*, usando tanques de 500 L con agua de mar en las mismas condiciones descritas anteriormente.

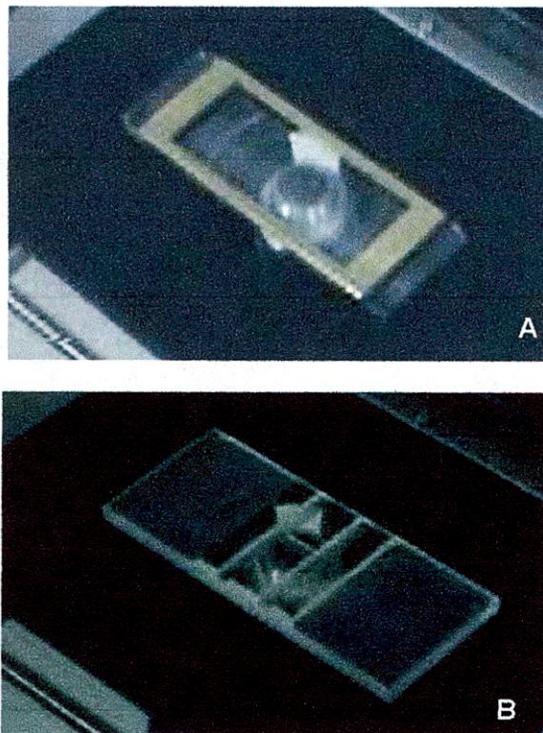


Figura 4. Cámaras empleadas durante el desove de los organismos. A.: Cámara Sedgewick Rafter; B.: Cámara Neubauer.

Luego de 24 horas, cuando las larvas alcanzaron el estado D, los tanques se drenaron y las larvas en suspensión fueron recuperadas en tamices de 40 μm y se

resuspendieron en 4 L de agua de mar filtrada para estimar la cantidad producida de cada desove. Las larvas se distribuyeron en tanques cilíndricos de fondo plano (200 L) (Figura 5), con agua de mar microfiltrada a las mismas condiciones descritas para la incubación. La densidad inicial de cultivo fue de 5 larvas mL⁻¹ en *A. nucleus* y de 2 larvas mL⁻¹ en *N. nodosus*.



Figura 5. Tanques de 250 L empleados para larvicultura.

Las larvas fueron alimentadas diariamente con *I. galbana* a 30 cél $\mu\text{L}^{-1}\text{d}^{-1}$ para los primeros 7 días, 40 cél $\mu\text{L}^{-1}\text{d}^{-1}$ hasta el día 11, y 50 cél $\mu\text{L}^{-1}\text{d}^{-1}$ desde el día 12 hasta el final del cultivo larval (Velasco y Barros, 2008). El agua se recambió en un 100 % cada 48 h mediante el drenaje total de los tanques, la recuperación de las larvas en el desagüe se realizó con un juego de tamices apropiado siendo reubicadas en tanques limpios (Figura 6). En los experimentos con *N. nodosus* se

adicionó oxitetraciclina (3 mg L^{-1}) en cada recambio de agua para minimizar las altas mortalidades de las lasvas en esta especie (Villavicencio com. pers.).



Figura 6. Tamices empleados para larvicultura.

2.3. PROCEDIMIENTOS GENERALES UTILIZADOS EN EL ASENTAMIENTO

Cuando las larvas alcanzaron la fase pediveliger y más de un 60% presentaba mancha ocular, se suspendieron líneas de colectores artificiales en los tanques de cultivo larvario desde un soporte de PVC colocado en la parte superior de los tanques (Figura 7). Cada colector tenía un pequeño lastre en la parte inferior (aproximadamente de 50 g), lo que impedía su flotación. Previo a su utilización, los colectores artificiales fueron mantenidos en agua microfiltrada con *I. galbana* por 5 días para lograr la formación de un *biofilm* sobre ellos. Los tanques se mantuvieron en las mismas condiciones descritas para el mantenimiento de las larvas, pero la aireación usada fue más fuerte, el suministro de *I. galbana* se hizo

en una ración diaria de $60 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1} \text{ d}^{-1}$ ($12 \text{ mg L}^{-1} \text{ d}^{-1}$) y los tanques fueron cubiertos con una malla negra ($\varnothing = 0,8 \text{ cm}$) para reducir la intensidad lumínica.

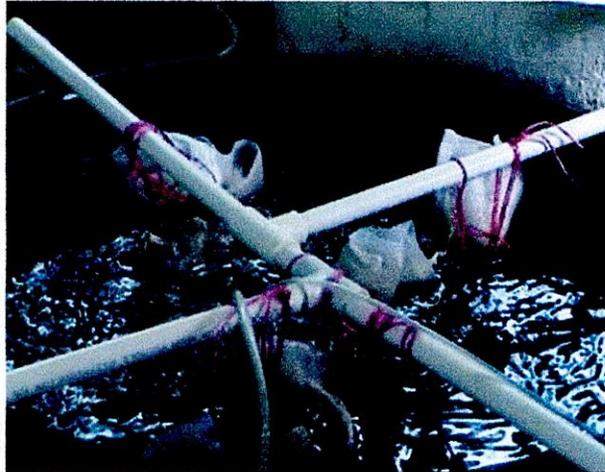


Figura 7. Soporte de PVC empleado para suspender los colectores artificiales en los tanques de cultivo.

El agua fue completamente renovada cada 24 h pero sin retirar los colectores de los tanques. Para mantener el nivel del agua en los tanques, fue drenada agua por el desagüe del fondo del tanque mientras se adicionaba agua nueva por la parte superior del mismo a razón de 20 L min^{-1} (10 min. por tanque) (Figura 8).

En *N. nodosus* se adicionó oxitetraciclina (3 mg L^{-1}) luego de cada recambio de agua (Villavicencio com. pers.). Todas las postlarvas fueron mantenidas en estas condiciones por al menos 30 días.

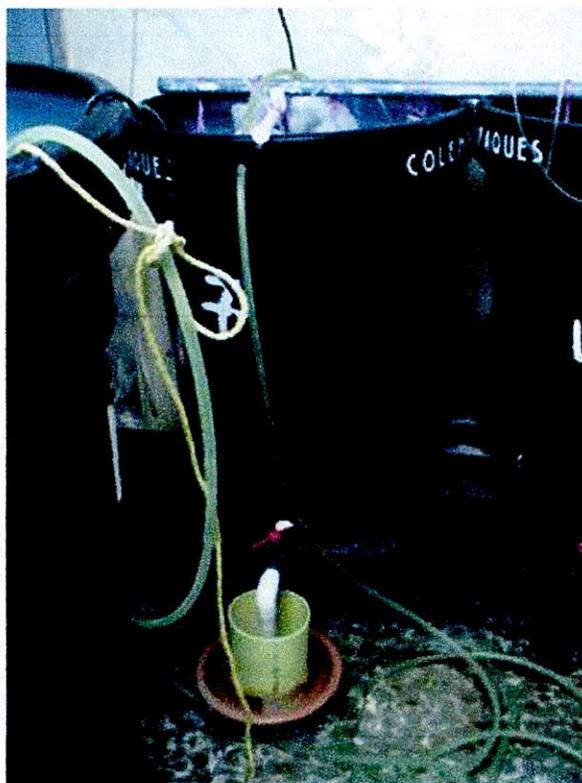


Figura 8. Sistema de recambio de agua empleado para los experimento de cultivo postlarval.

2.4. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR Y DEL ESTÍMULO AL ASENTAMIENTO

Con larvas pediveliger provenientes de un mismo proceso de fertilización se realizó un experimento de asentamiento larvario factorial en el cual se pusieron a prueba 3 tipos de colectores artificiales: 1) bolsas cebolleras de polipropileno blancas, 2) césped artificial de polipropileno 3) placas blancas de fibra de vidrio, conocidas como sombreros chinos; y 2 estímulos inductores al asentamiento: 1)

temperatura baja de 20 °C y 2) epinefrina disuelta en el agua a una concentración de 10^{-5} M, teniendo un control sin la aplicación de estímulo alguno.

Las larvas pediveliger de cada especie fueron distribuidas en 6 tanques de 200 L a densidades de 1,2 larvas mL⁻¹ en *A. nucleus* y 0,9 larvas mL⁻¹ en *N. nodosus*. En cada tanque se suspendieron al azar 9 colectores de cada tipo. Estos colectores tenían una superficie horizontal o tamaño de 100 cm² y se colocaron individualmente dentro de bolsas protectoras de polipropileno con un ojo de malla de 1 mm (Figura 9). Los colectores se amarraron a líneas manteniendo una separación mínima de 10 cm entre si y 25 cm del fondo del tanque.

Cada tratamiento de inducción al asentamiento se aplicó a 2 tanques réplica durante las primeras 48 h del experimento, teniendo 2 tanques con larvas no estimuladas, los cuales sirvieron de control. Durante este tiempo no se efectuó ningún recambio de agua. Posteriormente, todos los tanques se mantuvieron en las condiciones constantes descritas anteriormente para el mantenimiento de las postlarvas.

A los 30, 42 y 50 días posteriores a la iniciación del experimento se extrajeron al azar 3 réplicas de cada tipo de colector en cada uno de los tanques con el fin de realizar un monitoreo de la abundancia y longitud de las postlarvas asentadas.

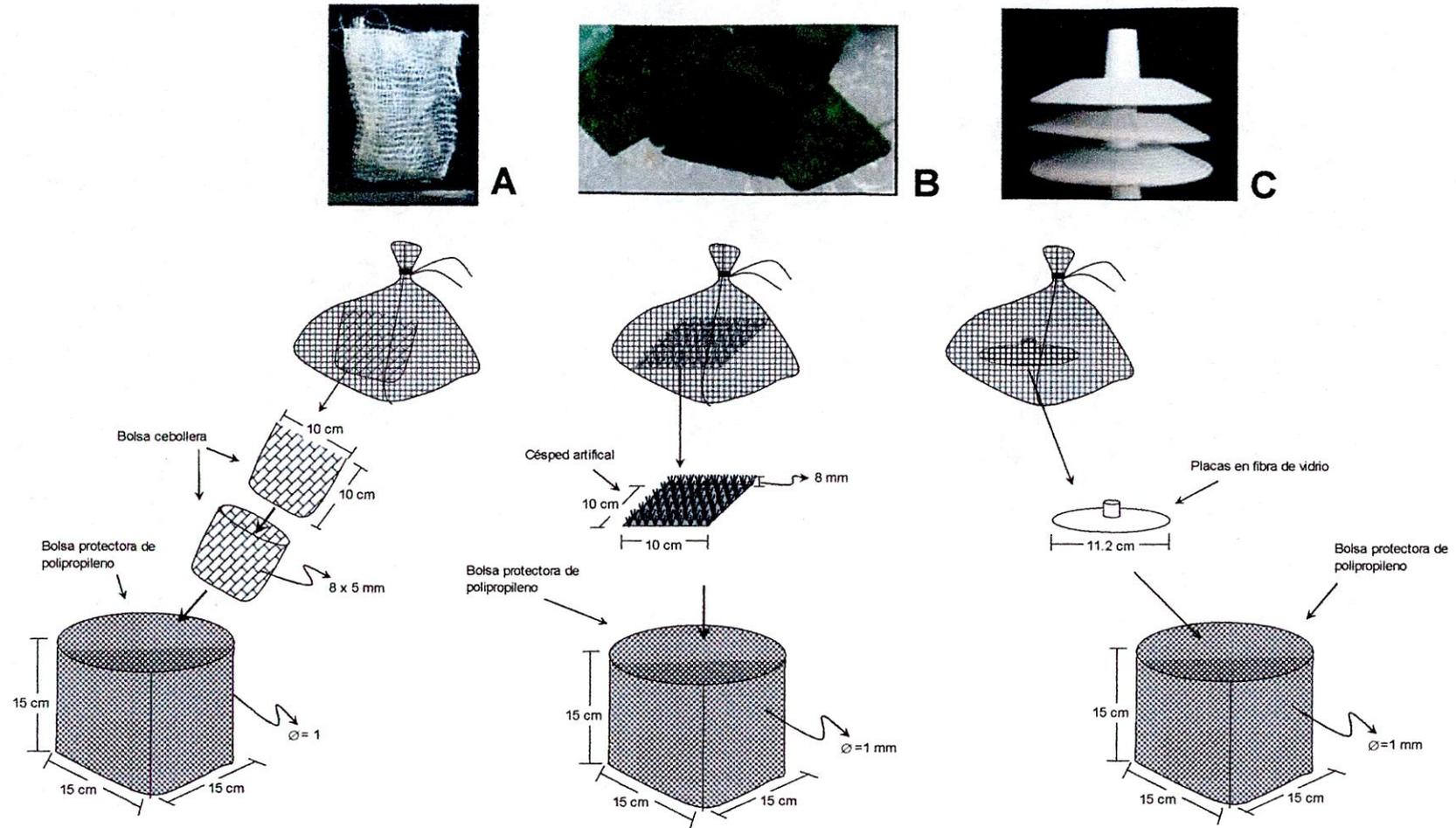


Figura 9. Colectores empleados para el asentamiento de postlarvas en los diferentes experimentos. A. Bolsa cebollera, B. Césped artificial, C. Placas en fibra de vidrio.

Las postlarvas se separaron de cada colector y de su bolsa protectora mediante brochas y pinceles, tras lo cual fueron contadas (Figura 10). Así mismo, se tomó al azar una muestra de 30 postlarvas de cada colector a las cuales se les midió la longitud.



Figura 10. Separación y conteo de postlarvas retiradas de los colectores.

Al final del experimento se determinó para cada estímulo inductor a la metamorfosis el porcentaje de postlarvas recuperadas teniendo en cuenta el número de las larvas pediveliger colocadas inicialmente y las postlarvas que se fijaron sobre los colectores y en las paredes de los tanques.

2.5. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO EN POSTLARVAS ADHERIDAS A COLECTORES

Con postlarvas (individuos con valvas demasiado frágiles para ser manipulados) adheridas a colectores artificiales tipo bolsa cebollera provenientes de un mismo grupo parental se probaron dos sitios de cultivo: 1) laboratorio y 2) mar. Las postlarvas de *A. nucleus* utilizadas para este experimento tenían 80 días de vida y longitudes promedio de $2.483 \pm 86 \mu\text{m}$, mientras que las de *N. nodosus* tenían 73 días de vida y longitudes promedio de $1.750 \pm 33 \mu\text{m}$. Los colectores de bolsa cebollera utilizados fueron los mismos descritos en la figura 1, pero su tamaño fue mayor (80 x 30 cm) (Figura 11). Para cada especie, un total de 18 colectores con postlarvas adheridas fueron seleccionados y distribuidos al azar entre los tratamientos de laboratorio y mar. Los 9 colectores con postlarvas mantenidos en laboratorio se suspendieron en grupos de 3 dentro de tanques cilíndricos de 200 L y estuvieron bajo las mismas condiciones descritas anteriormente para las postlarvas.

Los colectores con postlarvas que fueron transferidos al mar se colocaron en grupos de 3 dentro de redes protectoras cilíndricas con apertura lateral (Figura 12), los cuales se suspendieron de una *long line* o línea flotante a una profundidad de 4 m en Bahía Taganga. El transporte de estos colectores se hizo en tanques con agua de mar. Transcurridos 15 días de experimento, se realizó un monitoreo

de la abundancia y longitud de las postlarvas recuperadas de cada colector mediante el mismo procedimiento descrito en el experimento anterior.

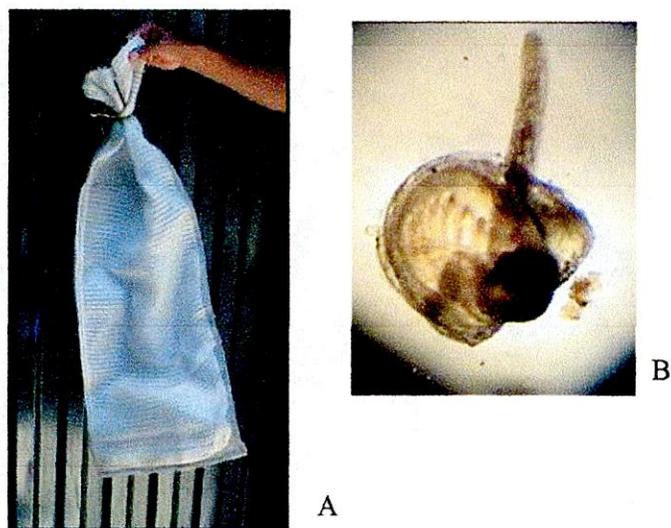


Figura 11. A. Colector empleado para el experimento del sitio de cultivo en postlarvas adheridas a colectores y B. Postlarva de *A. nucleus*.

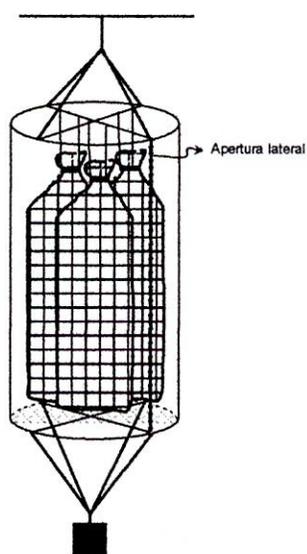


Figura 12. Red protectora de nylon con apertura lateral y lastre de 1 Kg utilizada para el mantenimiento de postlarvas asentadas en colectores y transferidas al mar.

Semanalmente se monitoreó en la estación de cultivo de Bahía Taganga (4 m de profundidad), la temperatura mediante un termómetro de vidrio, la salinidad con un refractómetro y la concentración de seston total (TPM) y orgánica (POM) siguiendo la metodología de Strickland y Parsons (1972), a partir de muestras de agua de mar de 4 L.

2.6. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO SOBRE JUVENILES

Con juveniles (animales que debido a su tamaño pueden ser manipulados) de ambas especies, se compararon dos sitios de cultivo: 1) laboratorio y 2) mar. En el laboratorio, los animales se colocaron en sistemas de “*downwellers*” descritos por Widman *et al.* (2001) (Figura 13). Estos sistemas estuvieron compuestos de cilindros en fibra de vidrio (30 x 30 cm) con un fondo de malla (1 mm) donde se colocaron los animales. Estos cilindros se suspendieron mediante soportes inferiores dentro de tanques de 100 L provistos de agua de mar y de un sistema de aireación “*air lift*” que permitió la entrada continua de agua con alimento dentro del cilindro y la creación de una corriente descendente que proveía de alimento a los juveniles a la vez que se llevaba sus biodepositos.

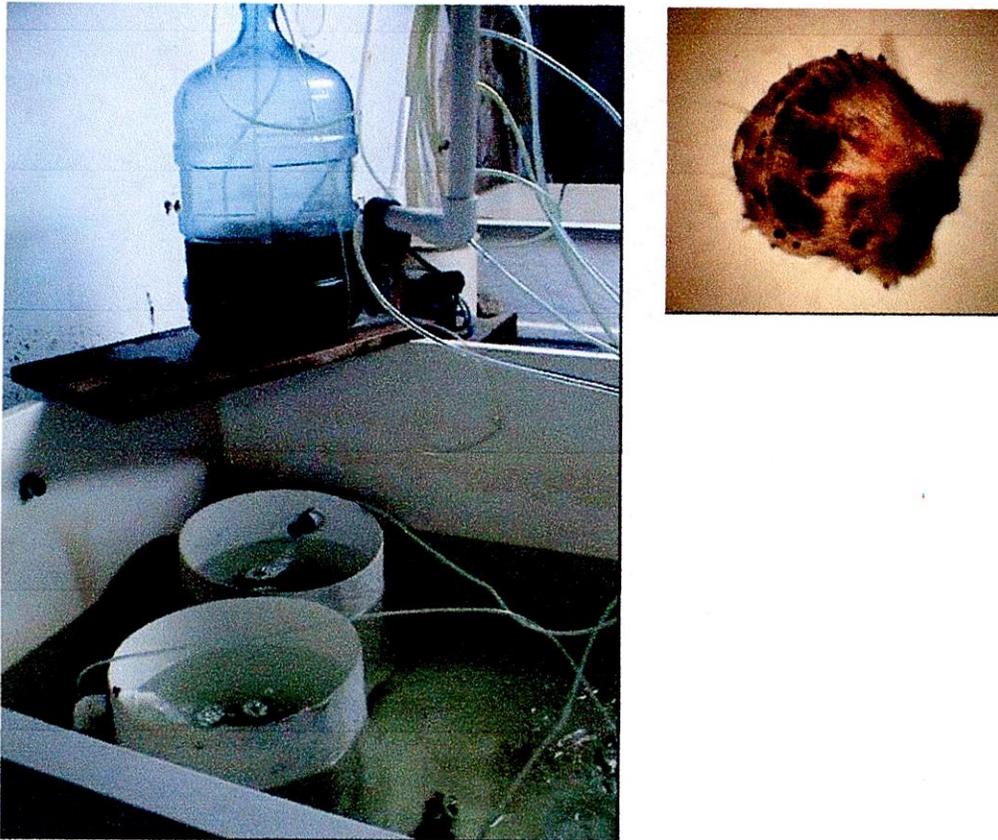


Figura 13. Sistema "downwellers" empleado para el cultivo de juveniles en laboratorio.

En el medio natural, los juveniles se mantuvieron en redes perleras piramidales (37 x 37 x 15 cm, y malla de $\varnothing = 1$ mm) suspendidas de una "long line" a 4 m de profundidad (Figura 14). Cada tratamiento se aplicó a 3 réplicas mantenidas a densidades constantes de 30 % de cobertura del fondo de las redes perleras o cilindros. Los individuos fueron transferidos al mar en húmedo y frío (18 °C) siguiendo la metodología descrita por Maeda-Martínez *et al* (2000).



Figura 14. Redes perleras empleada para el cultivo de juveniles en el mar.

Los animales mantenidos en laboratorio estuvieron con agua de mar en las mismas condiciones descritas anteriormente. Como alimento se suministró *I. galbana* de forma continua con una bomba peristáltica de tal forma que los tanques se mantuvieron a una concentración de 20 ± 2 cél μL^{-1} (equivalente a 4 mg L^{-1}). Esto se lograba revisando la densidad celular en los tanques 3 veces al día y ajustando la velocidad de bombeo de la dieta, en promedio se suministró 4×10^9 cél cilindro $^{-1}$ d $^{-1}$ en *A. nucleus* y 2×10^9 cél cilindro $^{-1}$ d $^{-1}$ en *N. nodosus*. El agua se reemplazó de la misma forma descrita para las postlarvas adheridas a colectores. Cada 8 o 15 días los animales de cada réplica fueron contados, y a una muestra de 30 individuos seleccionados al azar se le midió individualmente la longitud. El "fouling" y/o detritos producidos fueron removidos de las redes

perlas durante los muestreos y de los cilindros diariamente con el recambio de agua. La densidad de cada réplica se reajustó al 30 % de cobertura del fondo luego de cada muestreo extrayendo o adicionando organismos del mismo tamaño mantenidas en réplicas extra que se encontraban bajo las mismas condiciones. Paralelamente a estos muestreos se midieron los parámetros fisicoquímicos del mar mencionados en el experimento anterior.

2.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se aplicaron análisis de varianza factorial seguidos de pruebas de comparación múltiple de Tukey con el fin establecer el efecto del tipo de colector artificial, del estímulo de inducción al asentamiento y del tiempo sobre la longitud, número y/o porcentaje de postlarvas recuperadas. Cuando se detectó una interacción de factores significativa se aplicó ANOVA a una vía para establecer la existencia de diferencias significativas en las comparaciones de interés. También, se realizaron análisis de varianza a una vía para establecer la existencia de diferencias significativas en el número y longitud de las postlarvas adheridas entre el laboratorio y el mar. Se realizaron análisis de regresión lineal para determinar las curvas de crecimiento de las postlarvas libres en laboratorio y en el mar. Finalmente, se hicieron análisis de varianza a dos vías para comparar la longitud y supervivencia de las postlarvas libres en laboratorio y en el mar, a lo largo del tiempo. Las variables respuesta medidas cumplieron con las premisas de homogeneidad de varianza y normalidad excepto la longitud de *N. nodosus* en el

último experimento, la cual fue transformada a logaritmo. Estos análisis se realizaron mediante el programa Statgraphics plus 5,0, y para las decisiones de significancia se usó un α de 0,05.

3. RESULTADOS

3.1. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR E INDUCTOR AL ASENTAMIENTO

El número de postlarvas de *A. nucleus* en los sustratos varió entre 52 y 1.814 por colector (Figura 15). Esta variable fue influenciada por el tipo de colector pero no por los inductores del asentamiento ni por el tiempo de permanencia de las postlarvas en los colectores (Tabla 1). Se recuperó una cantidad de postlarvas significativamente superior en los colectores de césped artificial que en las placas de fibra de vidrio y las bolsas cebolleras, no encontrándose diferencias significativas en los valores obtenidos entre estos dos últimos colectores (Tabla 1).

Tabla 1 *Argopecten nucleus*. Anova factorial para el número de postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.

Fuente	Gl	Cuadrados medios	F	P
A: Inductor	2	288768,00	1,67	0,2027
B: Colector	2	5,04 ^b	29,16	0,0000
C: Tiempo	2	129853,00	0,75	0,4791
A * B	4	145399,00	0,84	0,5084
A * C	4	67746,60	0,39	0,8129
B * C	4	331845,00	1,92	0,1288

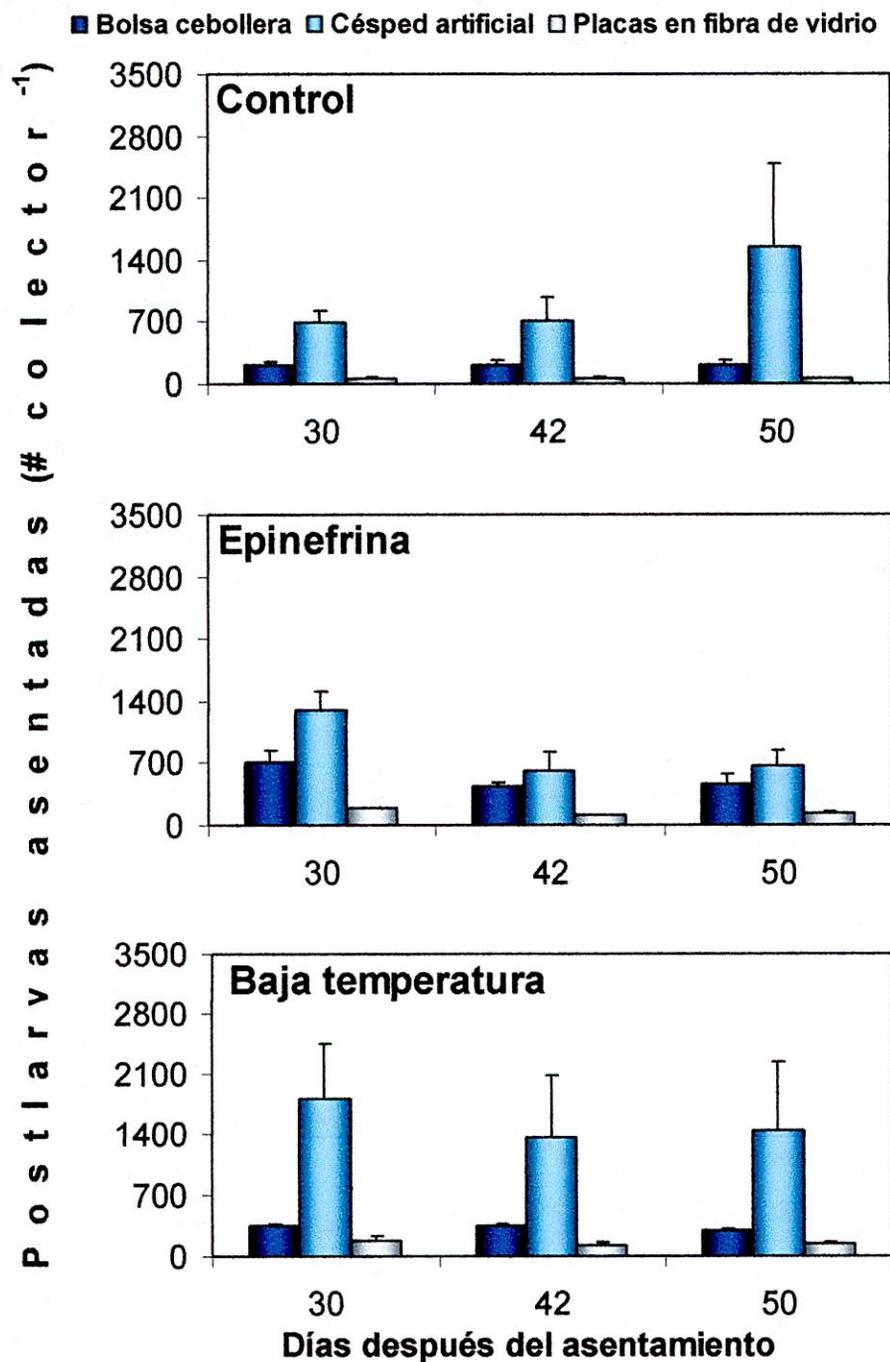


Figura 15. *Argopecten nucleus*. Número de postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).

La longitud de las postlarvas de *A. nucleus* al final del experimento varió entre 1.290 μm y 2.790 μm (Figura 16). El tipo de colector utilizado no afectó significativamente la longitud de las postlarvas recuperadas (Tabla 2), pero si la aplicación de estímulos inductores del asentamiento. Longitudes significativamente inferiores fueron obtenidas cuando no se aplicó ningún estímulo al asentamiento, mientras que no se encontraron diferencias estadísticas entre los valores obtenidos con epinefrina y baja temperatura (Tabla 2).

Tabla 2 *Argopecten nucleus*. Anova factorial para la longitud de las postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.

Fuente	Gl	Cuadrados medios	F	P
A: Inductor	2	1,50 ^b	39,17	0,0000
B: Colector	2	59804,60	1,57	0,2231
C: Tiempo	2	3,66 ^b	95,82	0,0000
A * B	4	28818,20	0,75	0,5617
A * C	4	55967,10	1,47	0,2335
B * C	4	40680,60	1,07	0,3882

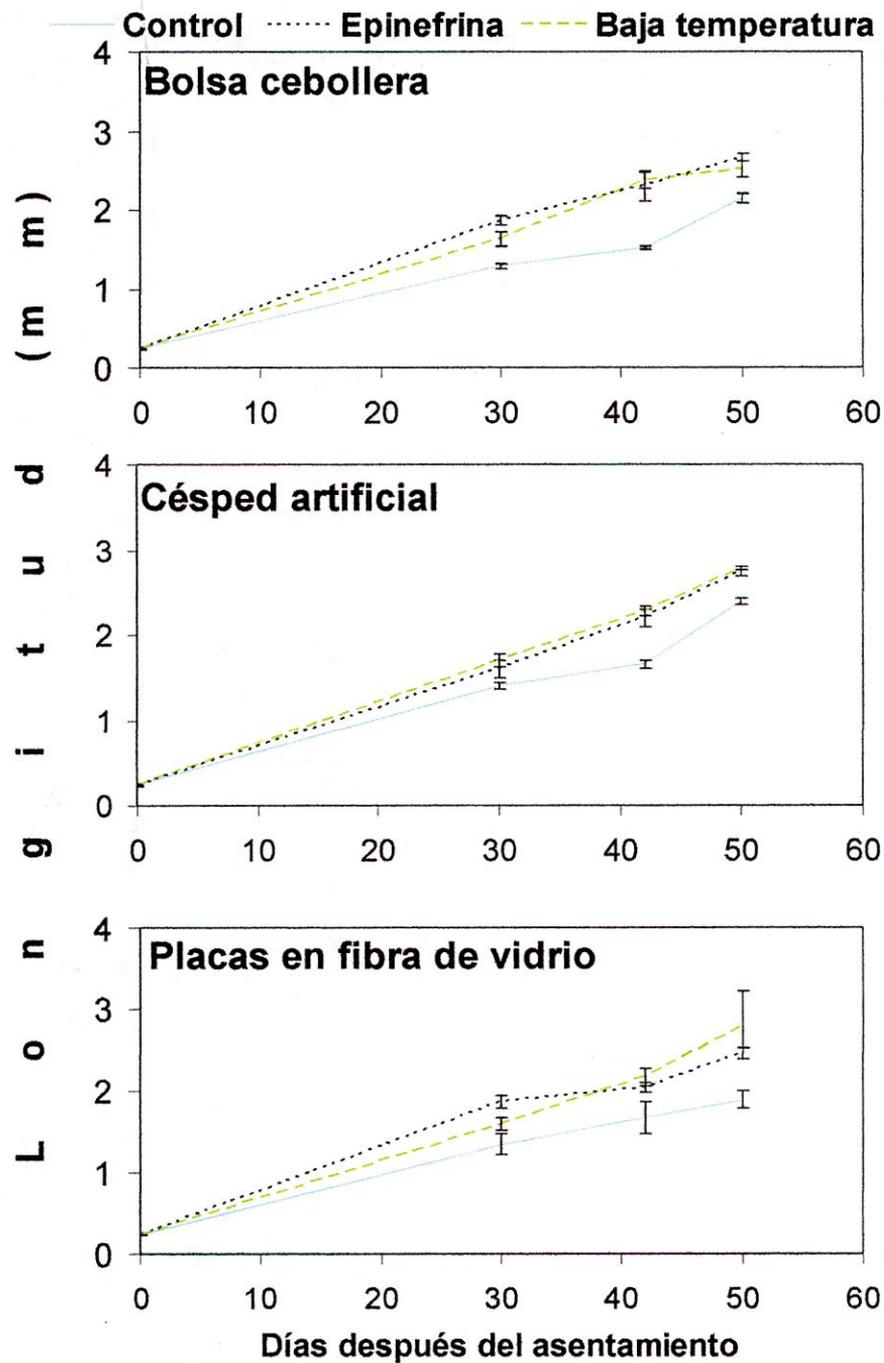


Figura 16. *Argopecten nucleus*. Longitud de las postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (\pm E.E.).

La cantidad de postlarvas de *N. nodosus* encontrada en los sustratos varió entre 31 y 1.843 por colector (Figura 17). La aplicación de inductores al asentamiento y el tiempo de permanencia de las postlarvas en los colectores no afectaron la abundancia de postlarvas encontradas en los colectores pero si el tipo de colector (Tabla 3). Se obtuvo un número de postlarvas significativamente superior en los colectores de césped artificial ($p < 0.05$), mientras que entre las placas de fibra de vidrio y las bolsas cebolleras no se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$).

Tabla 3. *Nodipecten nodosus*. Anova factorial para el número de postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.

Fuente	Gl	Cuadrados medios	F	P
A: Inductor	2	292457,00	3,07	0,0589
B: Colector	2	3,82 ^b	40,21	0,0000
C: Tiempo	2	135579,00	1,43	0,2541
A * B	4	98926,10	1,04	0,4006
A * C	4	152067,00	1,60	0,1965
B * C	4	129291,00	1,36	0,2680

La longitud de las postlarvas de *N. nodosus* osciló entre 1.140 μm y 1.930 μm (Figura 18). Esta variable no fue influenciada significativamente por los inductores al asentamiento pero si por el tipo de colector (Tabla 4). Longitudes significativamente mayores fueron obtenidas en colectores de placas de fibra de vidrio, mientras que los menores valores se presentaron en los colectores de bolsas cebolleras ($p < 0.05$).

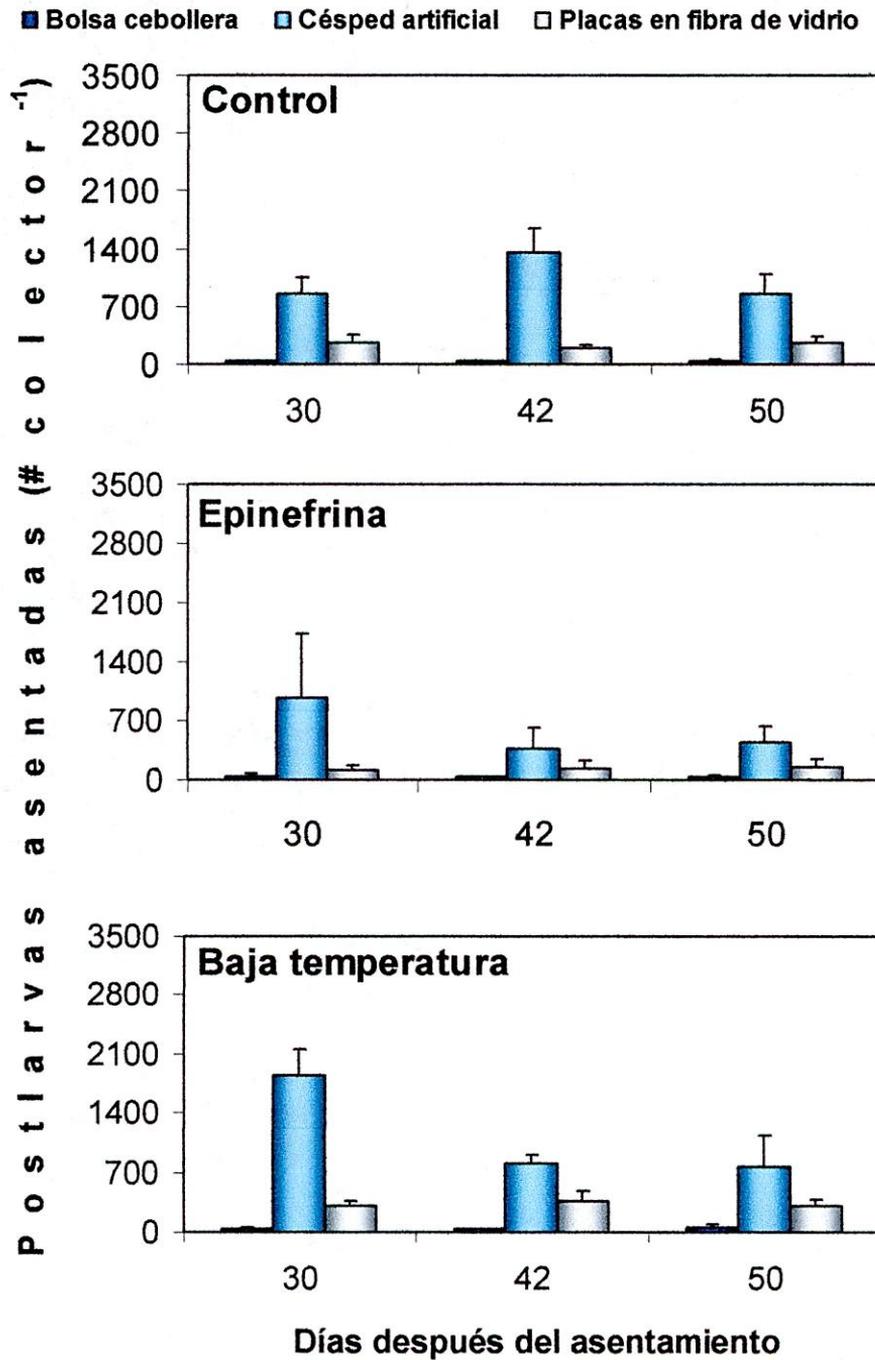


Figura 17. *Nodipecten nodosus*. Número de postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).

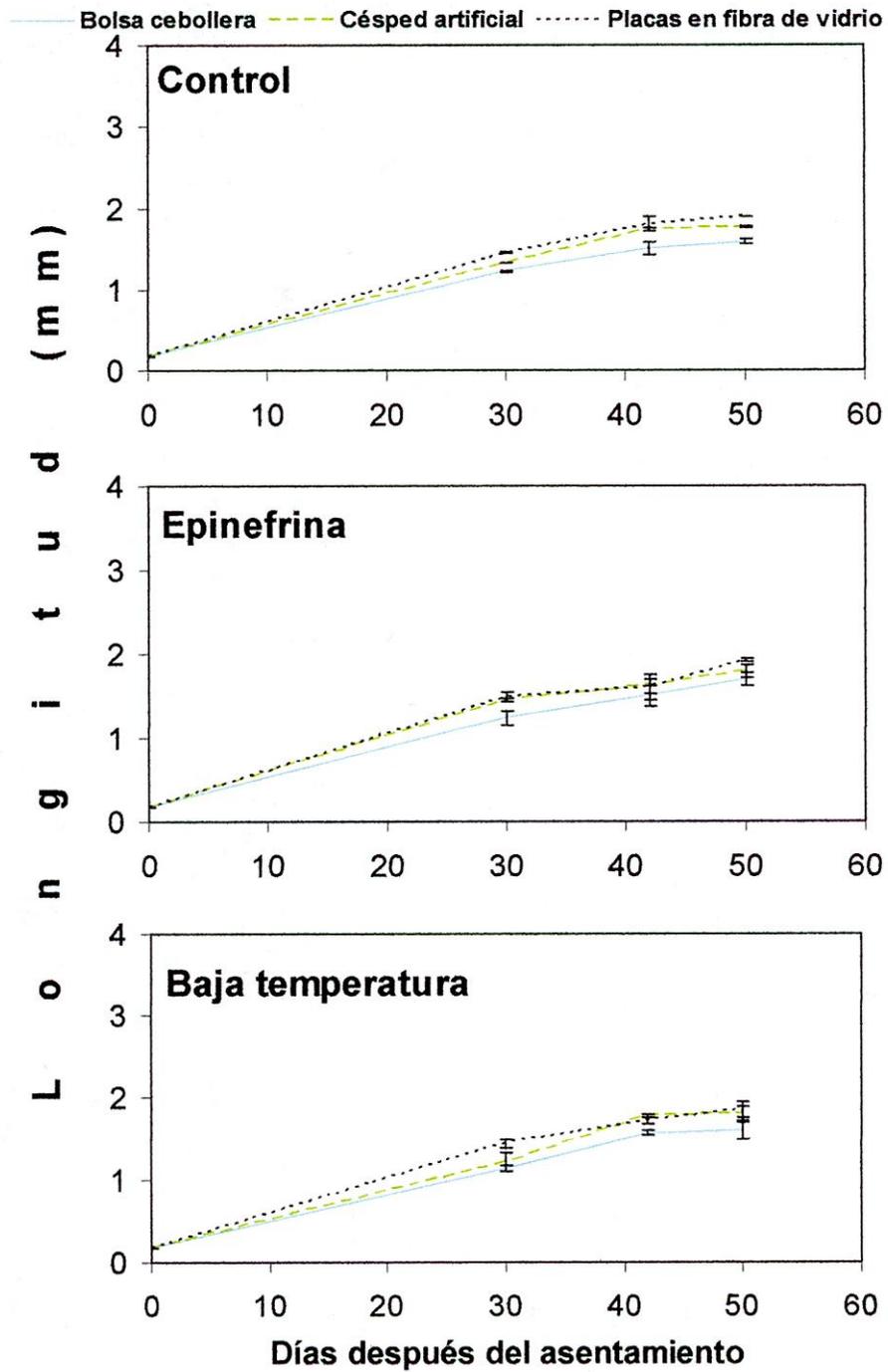


Figura 18. *Nodipecten nodosus*. Longitud de las postlarvas asentadas sobre los tres tipos de colectores artificiales aplicando diferentes inductores al asentamiento (\pm E.E.).

Tabla 4. *Nodipecten nodosus*. Anova factorial para la longitud de las postlarvas obtenidas con los diferentes inductores al asentamiento, colectores artificiales y tiempo.

Fuente	Gl	Cuadrados medios	F	P
A: Inductor	2	5056,59	0,56	0,5743
B: Colector	2	251589,00	28,04	0,0000
C: Tiempo	2	856934,00	95,50	0,0000
A * B	4	3413,49	0,38	0,8211
A * C	4	29435,30	3,28	0,0220
B * C	4	10852,60	1,21	0,3243

El porcentaje de postlarvas recuperadas en relación a las larvas pediveliger colocadas inicialmente en los tanques osciló entre 8,3 y 9,6 % para *A. nucleus* y entre 3,4 y 6,0 % para *N. nodosus* (Figura 19). El estímulo de asentamiento y la especie afectaron de forma significativa el porcentaje de postlarvas recuperadas (Tabla 5). Valores significativamente menores fueron obtenidos cuando no se aplicó ningún estímulo del asentamiento ($p < 0.05$) y valores estadísticamente similares se presentaron en los estímulos térmico y químico ($p > 0.05$). El porcentaje de postlarvas recuperadas fue significativamente mayor en *A. nucleus* que en *N. nodosus* ($df = 1$, $F = 124.34$, $p = 0.0000$).

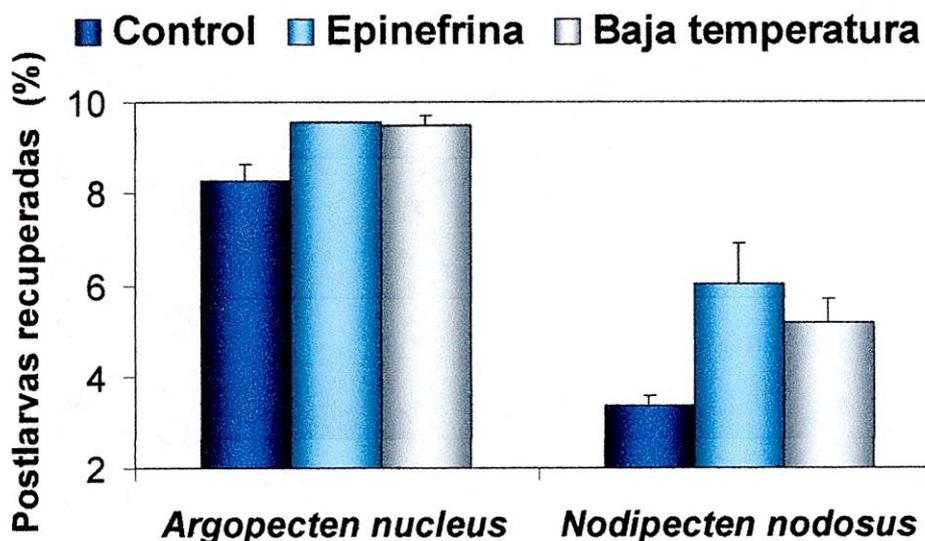


Figura 19. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Postlarvas recuperadas usando diferentes inductores al asentamiento (+ E.E.).

Tabla 5. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para el porcentaje de postlarvas recuperadas.

Especie	Gl	Cuadrados medios	F	P
<i>A. nucleus</i>	2	1,04054	9,52	0,0137
<i>N. nodosus</i>	2	3,57489	124,34	0,0000

3.2. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO EN POSTLARVAS ADHERIDAS A COLECTORES

El número de postlarvas recuperadas en cada colector varió entre 892 y 1.156 en *A. nucleus* y entre 118 y 604 en *N. nodosus* (Figura 20A), siendo los valores de *A. nucleus* mantenidos en campo y en el laboratorio estadísticamente similares, Barros, 2008

mientras que en *N. nodosus* los obtenidos en laboratorio fueron significativamente superiores (Tabla 6).

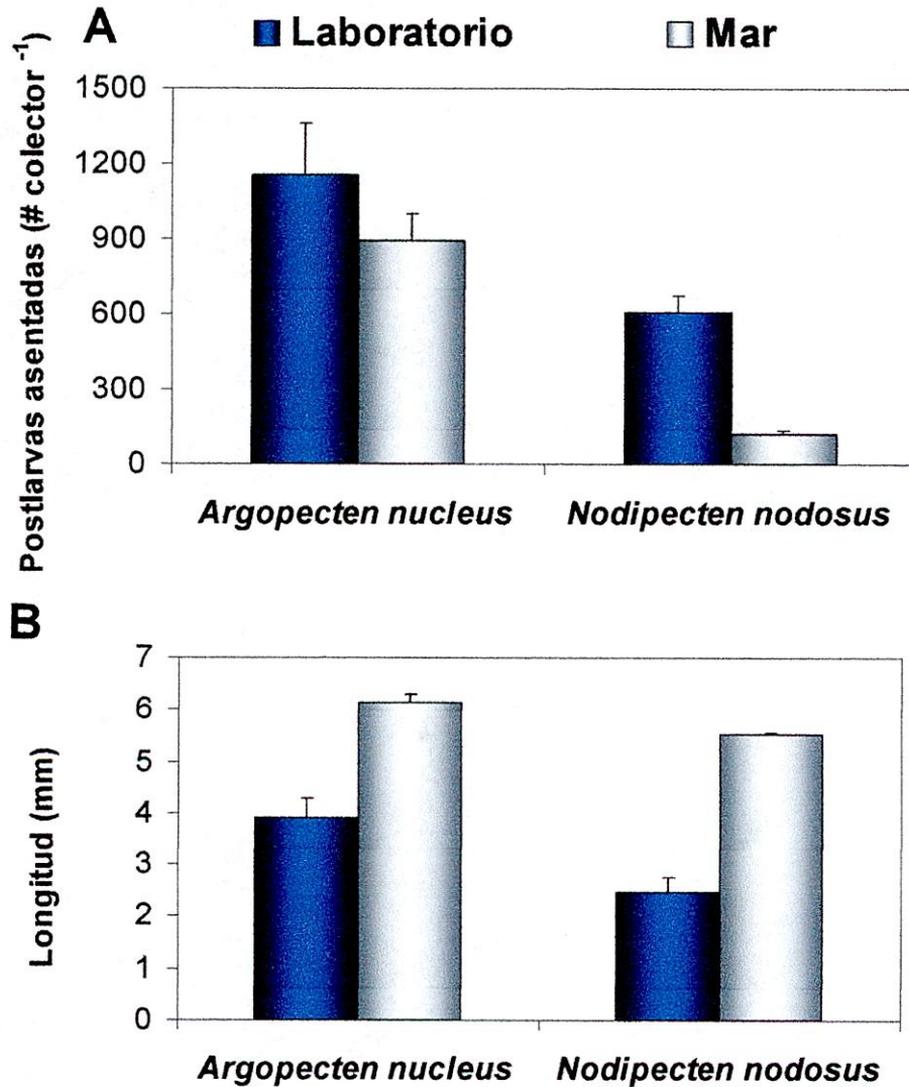


Figura 20. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. A. Número y B. Longitud postlarvas asentadas en colectores mantenidos en laboratorio y transferidos al mar (+ E.E.).

Tabla 6. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para el número de postlarvas adheridas a colectores mantenidos en laboratorio y en el mar

Especie	GI	Cuadrados medios	F	P
<i>A. nucleus</i>	1	1,05064	1,27	0,2757
<i>N. nodosus</i>	1	3,45480	91,00	0,0000

Al final del experimento, la longitud de las postlarvas adheridas a colectores osciló entre 3,9 y 6,1 mm para *A. nucleus* y entre 2,5 y 5,5 mm en *N. nodosus* (Figura 20B). La longitud de ambas especies fue significativamente superior cuando los colectores se llevaron al campo que cuando fueron mantenidos en laboratorio (Tabla 7).

Tabla 7. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Anova a una vía para la longitud de las postlarvas adheridas a colectores mantenidos en laboratorio y en el mar.

Especie	GI	Cuadrados medios	F	P
<i>A. nucleus</i>	1	1,25063	14,94	0,0014
<i>N. nodosus</i>	1	3,55490	82,35	0,0000

El agua del mar presentó temperaturas entre 26 y 27 °C, salinidades entre de 35 y 36 ups, concentraciones de seston entre 1,6 y 5,8 mg L⁻¹ y porcentajes orgánicos del seston de entre 9,7 y 33,1 %.

3.3. EFECTO DEL SITIO DE CULTIVO SOBRE JUVENILES

Después 58 días de cultivo, juveniles de *A. nucleus* con una longitud inicial de 3,1 mm alcanzaron los 11,2 y 21,4 mm (Figura 21A) y supervivencias acumuladas entre 8 y 31% (Figura 21B). Los juveniles de *N. nodosus* de 2,1 mm de longitud luego de 60 días de cultivo alcanzaron los 4,3 y 19,4 mm (Figura 21A) y supervivencias acumuladas entre 7 y 12 % (Figura 21B). Las ecuaciones que mejor describieron el crecimiento de los juveniles de las dos especies fueron de tipo potencial para *A. nucleus* y exponencial para *N. nodosus* (Figura 21A). La longitud de los juveniles de ambos pectínidos fue significativamente mayor en el mar que en laboratorio (*A. nucleus*: $df = 1$, $F = 83.27$, $p = 0.0000$; *N. nodosus*: $df = 1$, $F = 63.15$, $p = 0.0000$), mientras que la supervivencia acumulada fue significativamente mayor en laboratorio que en el mar (*A. nucleus*: $df = 1$, $F = 151.30$, $p = 0.0000$; *N. nodosus*: $df = 1$, $F = 5.87$, $p = 0.0000$). Sin embargo, en *N. nodosus* desde el día 45 no se verificaron diferencias estadísticas ($p > 0.05$).

Durante este experimento, el agua en el mar presentó temperaturas entre 26 y 29 °C, salinidades entre 33 y 36 ups, concentraciones de seston (MPT) entre 1,5 y 3,1 mg L⁻¹ y porcentajes orgánicos del seston (MOP) de entre 23,1 y 44,6 % (Figura 22).

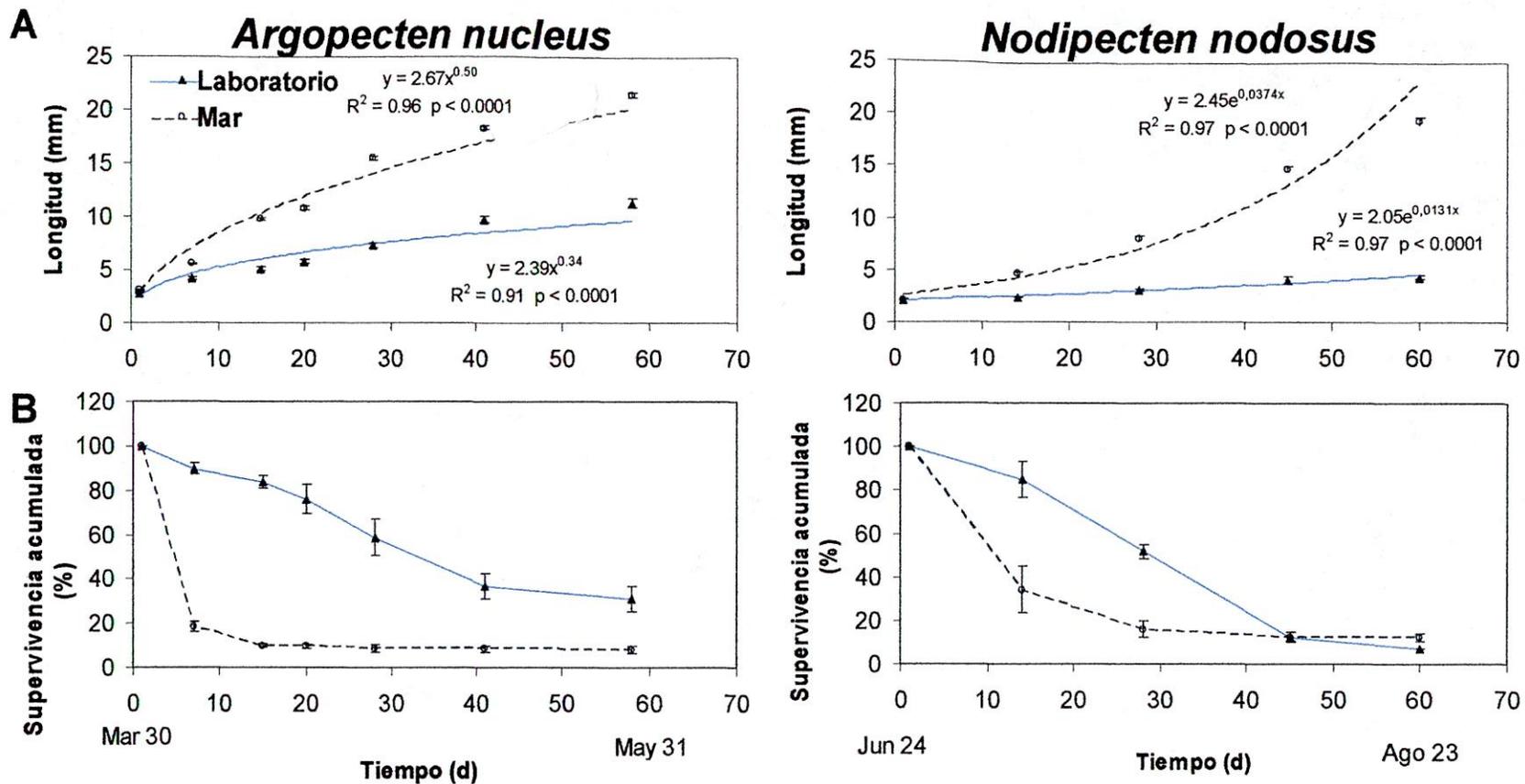


Figura 21. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. A. Crecimiento en longitud y B. Supervivencia acumulada de las postlarvas libres cultivadas en laboratorio y en el mar (\pm E.E.).

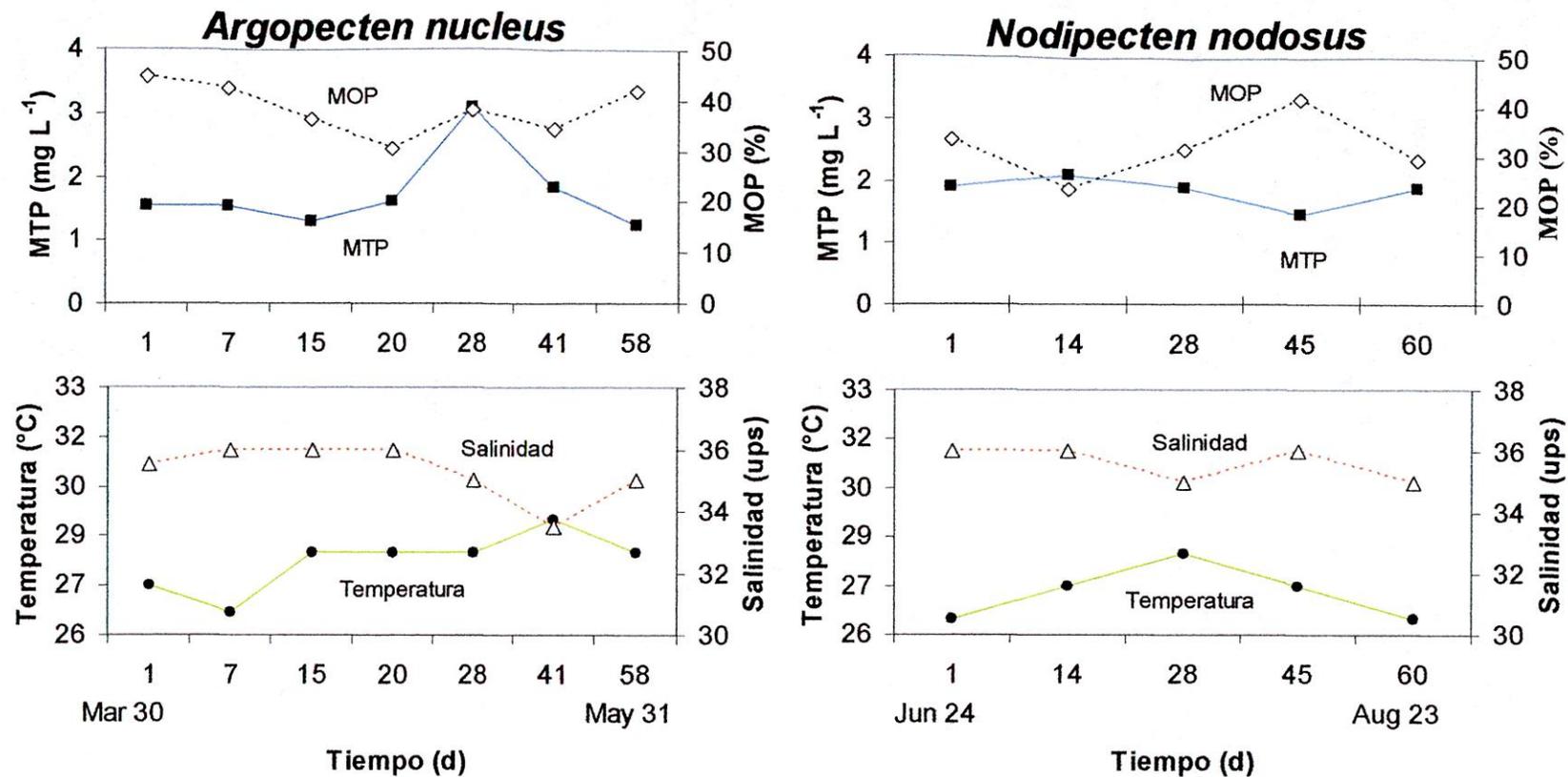


Figura 22. *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*. Parámetros ambientales del sitio de cultivo en Bahía Taganga durante el experimento de cultivo de postlarvas libres (\pm E.E.)

4. DISCUSIÓN

4.1. EFECTO DEL TIPO DE COLECTOR

El mayor número de postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* obtenido en los colectores de césped artificial en comparación con las bolsas cebolleras y las placas difiere de lo encontrado en otras especies comparando sustratos sintéticos similares a los del presente estudio. En *Placopecten magellanicus* (Gmelin, 1791) no se encontraron diferencias en el número de juveniles asentados sobre bolsas cebolleras, césped artificial, placas de acrílico suaves y claras (Pearce y Bourget, 1996). En *Crassadoma gigantea* (Gray, 1825) y *Patinopecten yessoensis* (Jay, 1857) mayores asentamientos se verificaron en colectores elaborados de Kinran (una fibra artificial fabricada en Japón) que en colectores de monofilamento, líneas de polipropileno, vexar y césped artificial (Bourne *et al.*, 1989). Las altas fijaciones obtenidas en el presente estudio sobre los colectores de césped artificial podrían estar relacionadas con el material, el color y/o la superficie disponible para fijación.

Es poco probable que el material haya influido en los resultados obtenidos ya que el polipropileno de las bolsas cebolleras y césped artificial fue similar. Aunque el color oscuro del césped artificial contrasta con el color claro de las bolsas cebolleras y las placas, la preferencia que han demostrado varios bivalvos por sustratos de color claro (Beiras y Widdows, 1995), no sustentan esta hipótesis.

Contrariamente, la presencia de cerdas en los colectores de césped artificial aumentó la superficie disponible para el asentamiento de las larvas y *biofilm* en aproximadamente 100 veces el área horizontal disponible de los otros colectores. El efecto positivo de la superficie de los colectores sobre la densidad de postlarvas asentadas ha sido demostrado en varias especies de pectínidos como *Argopecten irradians* (Lamarck, 1819) (Ambrose *et al.*, 1992), *Aequipecten opercularis* (Linnaeus, 1758) (Acosta *et al.*, 1999), *Aequipecten tehuelchus* (D'Orb., 1846) (Narvarte y Pascual, 2003) y *P. magellanicus* (Pearce y Bourget, 1996). Así mismo, la influencia favorable de las sustancias producidas en los *biofilms* ha sido reportada sobre el asentamiento de bivalvos (Weiner *et al.*, 1993, Avendaño-Herrera *et al.*, 2002). De tal forma que, parece más probable que los altos números de postlarvas asentadas en los colectores de césped artificial sean debidas a la gran superficie efectiva disponible para el asentamiento de larvas y *biofilm*.

El tipo de sustrato influyó el crecimiento de las postlarvas de *N. nodosus* pero no el de *A. nucleus*. Los mayores crecimientos de las postlarvas de *N. nodosus* asentadas en colectores de placas sólo pueden explicarse en términos de una mayor disponibilidad de alimento y/o una menor competencia intraespecífica por espacio y alimento. Durante la metamorfosis los bivalvos no se alimentan y dependen exclusivamente de sus reservas endógenas como fuente de energía para desempeñarse hasta que las branquias se hacen funcionales y pueden alimentarse exógenamente (Whyte *et al.*, 1992). Sin embargo, en algunos bivalvos se ha demostrado la capacidad de alimentación pedal durante y después del

asentamiento, capturando el detrito y las diatomeas bénticas a través del pie ciliado y llevándolos hacia la cavidad del manto donde son depositados en los palpos labiales (O'Foighil *et al.*, 1990; Reid *et al.*, 1992). *N. nodosus* puede tener la capacidad de alimentación pedal, aunque Rupp *et al.* (2004b) sugirieren lo contrario. Estos autores basan su conclusión en la falta de correlación entre la presencia de *biofilms* en los colectores y el crecimiento de las postlarvas. Pero ellos no tuvieron en cuenta que la mayor densidad de postlarvas obtenidas en los colectores con *biofilm* juega un papel importante, limitando el crecimiento durante este período pudiendo enmascarar la capacidad de alimentación pedal.

El efecto negativo de la alta densidad sobre las postlarvas asentadas en colectores, ha sido reportado previamente (Rupp *et al.*, 2004a; Liu *et al.*, 2006). De ser así, el crecimiento obtenido podría explicarse en función de la cantidad de *biofilm* disponible sobre los sustratos así: colectores con mayores superficies y menores cantidades de postlarvas asentadas, tendrían una mayor cantidad de alimento disponible que permitiría un alto crecimiento de las postlarvas, como se verificó en los colectores de placas. Contrariamente, la falta de influencia del tipo de colector utilizado sobre el crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus*, indica que la densidad de los animales y/o la disponibilidad de *biofilm* no limitaron este parámetro. La independencia del crecimiento con respecto al tipo de colector coincide con lo encontrado en los juveniles de *A. tehuelchus* (Narvarte y Pascual, 2003). Alternativamente, este resultado podría deberse a la falta de la capacidad de alimentación pedal o a su limitada contribución en la nutrición de *A. nucleus*.

La falta de influencia del tiempo sobre la cantidad de postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* asentadas en los diferentes tipos de colectores indica que la mortalidad de las postlarvas fue mínima a lo largo del experimento y que las densidades obtenidas en los diferentes tipos de colectores no afectaron la supervivencia. Posiblemente, fue favorecido por la disminución de la densidad postlarval en los tanques causada por la extracción periódica de los colectores con muestras de postlarvas. La falta de influencia de la densidad sobre la supervivencia de las postlarvas asentadas ha sido reportado para *Meretrix meretrix* (Linné, 1758) (Liu *et al.*, 2006) y *N. nodosus* (Rupp *et al.*, 2004a).

4.2. EFECTO DE LA APLICACIÓN DE ESTÍMULOS INDUCTORES AL ASENTAMIENTO

Aunque el número de postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* asentadas únicamente en los colectores no fue influenciado por los estímulos inductores al asentamiento, estos si afectaron el número total de postlarvas, representado en el porcentaje de postlarvas recuperadas de los colectores y paredes de los tanques de cultivo. Esta diferencia puede atribuirse a la proporción importante de larvas asentadas en el fondo y paredes de los tanques probablemente debido a la insuficiente superficie de asentamiento ofrecida por los colectores artificiales. Tanto la baja temperatura como la epinefrina aplicadas durante las primeras 48 h de la fijación promovieron un mayor número de postlarvas asentadas en los 2 pectínidos. Mayores porcentajes de asentamiento, metamorfosis y/o

supervivencia han sido obtenidos con la disminución de la temperatura en especies como *Argopecten purpuratus* (Uribe *et al.*, 1993), *C. gigantea* (Bourne *et al.*, 1989) y *Pinctada imbricata* (Röding, 1798) (O'Connor y Lawler, 2004) y con la exposición a epinefrina en *A. purpuratus* (Abarca y Castilla, 1997; Martínez *et al.*, 1999), *Crassostrea gigas* (Lamarck, 1819) (Robert y Gérard, 1999), *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), *Venerupis pullastra* (Montagu 1803) y *Ostrea edulis* (Lamarck, 1819) (García-Lavandeira *et al.*, 2005) y *Ruditapes largillierti* (Philippi, 1849) (Kent *et al.*, 1999). Sin embargo, también se ha reportado una falta de efecto de estos estímulos en *P. yessoensis* (Kingzett *et al.*, 1990), *Ruditapes philippinarum* (Adams y Reeve, 1850) (García-Lavandeira *et al.*, 2005) y *Pinctada margaritifera* (Linné, 1758) (Doroudi y Southgate, 2002).

El mecanismo por el cual actúa la epinefrina y el frío en la inducción al asentamiento y la metamorfosis se desconoce. Es posible que estos estímulos sean percibidos por células receptoras específicas y se desencadenen señales aferentes que podrían o no ser integradas por el sistema nervioso para posteriormente activar el comportamiento de asentamiento y la metamorfosis. La epinefrina incrementa la producción de energía en los animales mediante la activación de los procesos de glicólisis y lipólisis (Ecker *et al.*, 1990). Considerando que la metamorfosis es un proceso altamente demandante de energía (Videla *et al.*, 1998; García-Esquivel *et al.*, 2001), la epinefrina podría estar actuando directamente a nivel de las células somáticas efectoras de la metamorfosis.

La estimulación al asentamiento afectó el crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* pero no el de *N. nodosus*, siendo mayor el crecimiento de *A. nucleus*. Estos resultados contradicen lo encontrado en *A. purpuratus* en donde larvas inducidas con epinefrina produjeron postlarvas significativamente de menor tamaño y energicamente más débiles que las postlarvas producidas sin adición de inductores exógenos (Martínez *et al.*, 1999). No obstante, los resultados obtenidos en *N. nodosus* concuerdan con lo hallado en *C. gigas* y *Crassostrea virginica* (Gmelin 1791) cuando fueron inducidas con epinefrina (Coon *et al.*, 1986).

La estimulación térmica y química posiblemente indujo tanto el asentamiento como la metamorfosis de *A. nucleus* acelerando el desarrollo de las branquias, así como la capacidad de alimentación por filtración y el incremento en su crecimiento. De otro lado, aunque la estimulación exógena de las postlarvas de *N. nodosus*, posiblemente promovió el asentamiento sin inducir la metamorfosis, es probable que estas postlarvas no hayan presentado ninguna ventaja en su capacidad para incrementar la cantidad de energía disponible para el crecimiento, a pesar de que la estimulación exógena no haya tenido influencia sobre esta variable. En algunas especies se ha demostrado que la epinefrina induce el asentamiento pero no la metamorfosis como es el caso de *O. edulis* (García-Lavandeira *et al.*, 2005), mientras que en otras especies como *C. gigas* ocurre el patrón contrario (Coon *et al.*, 1985). En las especies mencionadas los autores sugieren que los sustratos empleados no fueron los adecuados y al parecer tuvieron alguna correlación negativa con los inductores aplicados.

Los mayores porcentajes de postlarvas recuperadas de *A. nucleus* en comparación con *N. nodosus* sugieren que esta especie tiene alguna ventaja adaptativa durante esta fase del desarrollo como una menor duración de la metamorfosis, una mayor eficiencia de utilización de las reservas endógenas y/o una menor susceptibilidad a agentes patógenos. En otras especies también se han demostrado diferencias interespecíficas en el proceso de asentamiento y metamorfosis, como es el caso de *R. philippinarum* que mostró un mayor porcentaje de metamorfosis en comparación con *M. galloprovincialis*, *V. pullastra* y *O. edulis* (García-Lavandeira *et al.*, 2005).

El efecto positivo de la estimulación exógena sobre el asentamiento de *A. nucleus* y *N. nodosus* y sobre el crecimiento de *A. nucleus* permite recomendar la estimulación térmica o química de las larvas pediveliger maduras, no obstante el alto costo de la epinefrina hace que económicamente sea mejor utilizar el descenso de temperatura.

4.3. EFECTO DEL TRASLADO DE LAS POSTLARVAS Y JUVENILES AL MAR

Los mayores crecimientos y mortalidades de las postlarvas adheridas a colectores y juveniles de *A. nucleus* y *N. nodosus* trasladadas al mar concuerdan con lo encontrado en otros trabajos donde se compara el "nursery" en el mar y en laboratorio (Bourne *et al.*, 1989; Martínez *et al.*, 1992; Rupp *et al.*, 2005). Sin

embargo, cuando las condiciones en el mar no son favorables, el traslado de las postlarvas a éste no permite mejorar el crecimiento (Widman y Rhodes, 1991).

El mayor crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* trasladadas al mar se asocia a la mayor temperatura del agua, a la menor concentración de alimento y/o a la mayor diversidad de alimento. El efecto positivo de la temperatura sobre el crecimiento de las postlarvas de bivalvos ha sido previamente reportado (Reyes-Sosa, 1985; Widman y Rhodes, 1991; Rupp *et al.*, 2004a; Rupp *et al.*, 2005). El aumento de la temperatura ocasiona que los pectínidos juveniles incrementen la tasa de ingestión (Lu y Blake, 1997) y su tasa metabólica (Lu *et al.*, 1999).

Se ha determinado en el mar y en laboratorio que a altas concentraciones de alimento el crecimiento y/o la supervivencia de las postlarvas de bivalvos disminuye (Lu y Blake, 1996; Rupp *et al.*, 2004a; Rupp *et al.*, 2005). En este estudio, las mayores concentraciones de alimento disponibles en laboratorio coincidieron con los menores valores de crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus*. Al aumentar la concentración de alimento aumenta la tasa de filtración de los pectínidos juveniles (Lu y Blake, 1997).

A valores muy bajos de contenido orgánico del alimento, el crecimiento de las postlarvas de bivalvos disminuye (Rupp *et al.*, 2004a; Rupp *et al.*, 2005). No obstante, en este estudio, el contenido orgánico del alimento nunca alcanzó

valores menores al 20%, por lo que este factor probablemente no limitó el crecimiento de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus*. Un factor asociado a la calidad del alimento que no fue medido pero que indudablemente favoreció el crecimiento de las postlarvas en el mar fue la amplia variedad de fitoplancton, la cual es nutricionalmente ventajosa (Bourne *et al.*, 1989; Velasco y Navarro, 2005) y puede asumirse *a priori* que en este estudio ha favorecido el crecimiento de las postlarvas en el mar.

La alta mortalidad de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* en el mar, especialmente al inicio del experimento, puede asociarse a la manipulación de los animales durante el traslado al mar, a la falta de adaptación de los animales a las nuevas condiciones medioambientales y/o a la presencia de depredadores en las redes. Durante los muestreos se observaron caracoles de la familia Cymatiidae y cangrejos de la familia Portunidae reportados previamente como depredadores de bivalvo cultivados en el Caribe (Velasco y Borrero, 2004). Se descarta la influencia de los demás factores ambientales medidos, como la temperatura y la salinidad, sobre esta variable ya que los valores medidos en laboratorio y en el mar fueron relativamente similares y/o estuvieron por fuera de los rangos reportados como letales en especies similares. En varios pectínidos se han encontrado letales las salinidades menores a 20 ups (Christophersen y Strand, 2003; Rupp y Parsons 2004; Rupp *et al.*, 2005) y las temperaturas mayores a 31 °C (Rupp y Parsons, 2004).

5. CONCLUSIÓN

En conclusión, la abundancia de postlarvas y/o juveniles de *A. nucleus* y de *N. nodosus* producida en laboratorio fue favorecida por: (a) el uso de césped artificial como un sustrato de asentamiento, (b) la exposición de larvas pediveliger maduras a estímulos exógenos de asentamiento y (c) su mantenimiento en el laboratorio. El crecimiento de postlarvas y/o juveniles fue influenciado positivamente por: (a) la aplicación de estímulos inductores al asentamiento en *A. nucleus*, (b) la utilización de colectores de placas en fibra de vidrio en *N. nodosus* y (c) la transferencia al mar en ambas especies.

A pesar del mayor crecimiento y mortalidad de las postlarvas y juveniles de ambos pectínidos producidos en laboratorio y transferidos al mar, y el alto costo del mantenimiento de los animales en laboratorio, se recomienda el cultivo de postlarvas y juveniles en el mar.

BIBLIOGRAFÍA

- Abarca E.A. & Castilla J.C. 1997. Chemical induction of settlement and metamorphosis in the larvae of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*, Lamarck, 1819. XI International Pectinid Workshop, México.
- Acosta C.P., Román G., Campos M.J. & Cano J. 1999. On some factors affecting *Aequipecten* settlement. In: 12th International Pectinid Workshop. Bergen, Norway, 5-11 May, pp. 68-69.
- Albentosa M., Pérez-Camacho A., Labarta U. & Fernandez-Reiriz M.J. 1996. Evaluation of live microalgal diets for the seed culture of *Ruditapes decussatus* using physiological and biochemical parameters. *Aquaculture* 148: 11-23.
- Ambrose W.G., Peterson C.H., Summerson H.C. & Lin J. 1992. Experimental tests of factors affecting recruitment of bay scallops (*Argopecten irradians*) to spat collectors. *Aquaculture* 108: 67-86.
- Avendaño-Herrera R.B., Riquelme C.E. & Silva F. 2002. Utilización de biopelículas en el asentamiento de larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck 1819) en un hatchery comercial. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 37: 35-41.

- Beiras R. & Widdows J. 1995. Induction of metamorphosis in larvae of the oyster *Crassostrea gigas* using neuroactive compounds. *Journal Marine Biology* 123: 327-334.
- Bourne N. & Hodgson C.A. 1991. Development of a viable nursery system for scallop culture. In: *An International Compendium of Scallop Biology and Aquaculture* (eds. por S.E. Shumway & P.A. Sandifer). World Aquaculture Society, Baton, La., U.S.A., pp. 273-280.
- Bourne N., Hodgson C.A. & Whyte N.C. 1989 A manual for scallop culture in British Columbia. Canadian technical report of fisheries and aquatic sciences 1694. 215p.
- Caers M., Coutteau P., Cure K., Gajardo G. & Sorgelous P. 1999. The Chilean scallop *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819): II Manipulation of the fatty acid composition and lipid content of the eggs via lipid supplementation of the broodstock diet. *Comparative Biochemistry and Physiology* 123: 97-103.
- Christophersen, G. & Strand O. 2003. Effect of reduced salinity on the great scallop (*Pecten maximus*) spat at two rearing temperatures. *Aquaculture* 215: 79-92.

- Coon S.L., Bonar D.B. & Weiner R.M. 1985. Induction of settlement and metamorphosis of the pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg), by – DOPA and catecholamines. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 94: 211-221.
- Coon S.L., Bonar D.B. & Weiner R.M. 1986. Chemical production of cultchless oyster spat using epinephrine and norepinephrine. *Aquaculture* 58: 255-262.
- De la Roche J.P., Marín B., Freitas L. & Vélez A. 2002. Embryonic development and larval and post-larval growth of the tropical scallop *Nodipecten* (= *Lyropecten*) *nodosus* (L. 1758) (Mollusca: Pectinidae). *Aquaculture Research* 33: 819-827.
- De la Roche, J.P., Louro A. & Roman G. 2005. Settlement of *Chlamys varia* (L.) in the hatchery. *Journal Shellfish Research* 34: 363-368.
- Doroudi M.S. & Southgate P.C. 2002. The effect of chemical cues on settlement behaviour of blacklip pearl oyster (*Pinctada margaritifera*) larvae. *Aquaculture* 209: 117-124.

- Eckert R., Randall D. & Augustine G. 1990. Fisiología animal, mecanismos y adaptaciones. Interamericana-McGraw-Hill, Madrid. 683 p.
- Encomendero L. & Dupré E. 2003. Efecto del sustrato en la intensidad del asentamiento de larvas de *Argopecten purpuratus* Lamarck 1819 (Bivalvia, Pectinidae) en ambiente controlado. Investigaciones Marinas 31: 25-32.
- Eyster L.S. & Pechenik J.A. 1987. Attachment of *Mytilus edulis* L. larvae on algal and byssal filaments is enhanced by water agitation. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 114: 99-110.
- García-Esquivel Z., Bricelj V.M. & González-Gómez M.A. 2001. Physiological basis for energy demands and early postlarval mortality in the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 263: 77-103.
- García-Lavandeira M., Silva A., Abad M., Pazos A.J., Sánchez J.L. & Pérez-Parallé L. 2005. Effects of GABA and epinephrine on the settlement and metamorphosis of the larvae of four species of bivalve mollusk. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 316: 149-156.

- Guillard R.R.L. 1974. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: Culture of marine invertebrate animals (eds. por W.L. Smith & M.H. Chanley). Plenum Publishing Corp., New York, pp. 29-60.
- Harvey M., Bourget E. & Miron G. 1993. Settlement Of island scallop *Chlamys islandica* spat in response to hydroids and filamentous red algae: field observations and laboratory experiments. Marine Ecology Progress Series 99: 283-292.
- Heasman M.P., O'Connor W.A., Frazer A.W., Languet Y. & O'Connor S.J. 2002. Alternative means of nursery culture for commercial scallop (*Pecten fumatus* Reeve) spat. Aquaculture 213: 323-338.
- Hodgson C.A. & Bourne N. 1988. Effect of temperature on larval development of the spiny scallop, *Chlamys hastata* Sowerby, with a note on metamorphosis. Journal of Shellfish Research 7: 349-357.
- Kent G.N., Maguire G.B., Duthie I. & Pugh R. 1999. Spawning, settlement, and growth of the New Zeland venerid *Ruditapes largillierti* (Philippi 1849) in culture. New Zeland Journal of Marine and Freshwater Res. 33: 55-62.
- Kingzett B., Bourne N. & Leask K. 1990. Induction of metamorphosis of the Japanese scallop *Patinopecten yessoensis* Jay. Journal of Shellfish Research 9: 119-124.

- Laing I. 1995. Effect of food supply on oyster spatfall. *Aquaculture* 131: 315-324.
- Liu B., Donga B., Tanga B., Zhanga T. & Xianga J. 2006. Effect of stocking density on growth, settlement and survival of clam larvae, *Meretrix meretrix*. *Aquaculture* 258: 344-349.
- Lora-Vilchis M.C. & Doktor N. 2001. Evaluation of seven diets for spat of the Pacific scallop *Argopecten ventricosus*. *Journal of the World Aquaculture Society* 32: 228-235.
- Lu Y.T. & Blake N.J. 1996. Optimum concentrations of *Isochrysis galbana* for growth of larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *Journal of Shellfish Research* 15: 635-643.
- Lu Y.T. & Blake N.J. 1997. Clearance and ingestion rates of *Isochrysis galbana* by larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *Journal of Shellfish Research* 16: 47-54.
- Lu Y.T., Blake N.J. & Torres J. 1999. Oxygen consumption and ammonia excretion of larvae and juveniles of the bay scallop, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *Journal of Shellfish Research* 18: 419-423.

- Maeda-Martínez A.N., Sicard M.T. & Reynoso-Granados T. 2000. A Shipment method for the scallop seed. *Journal of Shellfish Research* 19: 765-770.
- Manuel J.L., Pearce C.M., Manning D.A. & O'Dor R.K. 2000. The response of sea scallop (*Placopecten magellanicus*) veligers to a weak thermocline in 9-m deep mesocoms. *Marine Biology* 137: 169-175.
- Martínez G., Toryes M., Uribe E., Díaz M.A. & Pérez H. 1992. Effect of different environmental conditions on biochemical composition of postlarvae and gonad of the scallop *Argopecten purpuratus* during its recovery after spawning. Triennial Meeting. National Shellfisheries Association, Orlando, Florida, 202.
- Martínez G., Aguilera C. & Campos E.O. 1999. Induction of settlement and metamorphosis of the scallop *Argopecten purpuratus* Lamarck by K⁺ and epinephrine: energetic costs. *Journal of Shellfish Research* 18: 41-46.
- Mesías-Gansbiller C., El Amine Bendimerad M., Román G., Pazos A.J., Sánchez J.L. & Pérez-Parallé M.L. 2008. Settlement behavior of black scallop larvae (*Chlamys varia*, L.) in response to GABA, epinephrine and IBMX. *Journal of Shellfish Research* 27: 261-264.



- Narvarte M. & Pascual M. 2003. Fertilization, larval rearing and post-larval growth of the Tehuelche scallop *Aequipecten tehuelchus* D'Orb., 1846. *Aquaculture* 217: 259-274.
- O'Connor W.A. & Lawler N.F. 2004. Salinity and temperature tolerance of embryos and juveniles of the pearl oyster, *Pinctada imbricata* Röding. *Aquaculture* 229: 493-506.
- O'Foighil D., Kingzett B., O'Foighil G. & Bourne, N. 1990. Growth and survival of juvenile Japanese scallops, *Patinopecten yessoensis*, in nursery culture. *Journal of Shellfish Research* 9: 135-144.
- Pearce C.M. & Bourget E. 1996. Settlement of larvae of the giant scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin), on various artificial and natural substrata under hatchery-type conditions. *Aquaculture* 141: 201-221.
- Reid R.G.B., McMahon R.F., O'Foighil D. & Finnigan R. 1992. Anterior inhalant currents and pedal feeding in bivalves. *Veliger* 35: 93-104.
- Reyes-Sosa C.F. 1985. Experimental spat collection of the catarina scallop, (*Argopecten circularis*) in Bacochibampo Bay, Guaymas, Sonora, México. Tesis de maestría, University of Miami. 68p.

Robert R. & Gérard A. 1999. Bivalve hatchery technology: The current situation for the Pacific oyster *Crassostrea gigas* and the scallop *Pecten maximus* in France. *Aquatic Living Resources* 12: 121-130.

Robert R. & Nicolas L. 2000. The effect of seawater flow and temperature on metamorphosis and postlarval development in great scallop. *Aquaculture International* 8: 513-530.

Rupp G. & Parsons G.J. 2004. Effects of salinity and temperature on the survival and byssal attachment of the lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* at its southern distribution limit. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 309: 173-198.

Rupp G., Parsons G.J., Thompson R.J. & de Bem M.M. 2004a. Effect of depth and stocking density on growth and retrieval of the postlaval Lion's Paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). *Journal of Shellfish Research* 23: 473-482.

Rupp G., Thompson R.J. & Parsons G.J. 2004b. Influence of food supply on postmetamorphic growth and survival of hatchery-produced Lion's Paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). *Journal of Shellfish Research* 23: 5-13.

- Rupp G., Parsons G.J., Thompson R.J. & de Bem M.M. 2005. Influence of environmental factors, season and size at deployment on growth and retrieval of postlarval lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) from a subtropical environment. *Aquaculture* 243: 195-216.
- Strickland J.D.H. & Parsons T.R. 1972. A practical handbook of seawater analysis, 2nd. ed. Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada 167, 310.
- Tammi K.A., Buhle E., Turner W.H. & Satkin V. 1997. Making the perfect spat bag for collection of the bay scallop, *Argopecten irradians*. *Journal of Shellfish Research* 16: 295.
- Uriarte I. & Farías A. 1999. The effect of dietary protein content on growth and biochemical composition of Chilean scallop *Argopecten purpuratus* (L.) postlarvae and spat. *Aquaculture* 180: 119-127.
- Uriarte I., Rupp G.S. & Abarca A. 2001. Producción de juveniles de pectínidos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura, (ed. por A. Maeda-Martinez), Limusa, México, pp. 147-171.

- Uribe E., Solar C., Vicuña C. & Green J. 1993. Induction of metamorphosis of the chilean scallop, *Argopecten purpuratus* Lamarck (1918), with termal shock. In: 9th International Pectinid Workshop, Canada, pp. 76-82.
- Velasco L.A. & Borrero F.J. 2004. Captación de semilla y cultivo experimental del hacha *Pinna carnea* (Mollusca: Bivalvia) en el Parque Nacional Natural Tayrona, Caribe colombiano. INTROPICA 1: 75-83.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008. Larval culture of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture International 39: 603-618.
- Velasco L.A. & Navarro J.M. 2005. Feeding physiology of two bivalves under laboratory and field conditions in response to variable food concentrations. Marine Ecology Progress Series 291: 115-124.
- Velasco, L.A., J. Barros & E. Acosta. 2007. Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture, 266:153-165.
- Videla J.A., Chaparro O.R., Thompson R.J. & Concha I.I. 1998. Role of biochemical energy reserves in the metamorphosis and early juvenil development of the oyster *Ostrea chilensis*. Marine Biology 132: 635-640.

- Weiner R., Sledjeski D., Quintero E., Coon S. & Walch M. 1993. Periphytic bacteria cue oyster larvae to set on fertile benthic *biofilm*. In: *Trends in microbial ecology* (eds. por R. Guerrero & Pedrós-Alió), Spanish Society for Microbiology, Barcelona, pp. 217-220.
- Whyte J.N., Bourne N., Guinther N.G. & Hodgson A. 1992. Compositional changes in the larvae to juvenile development of the scallop *Crassadoma gigantea* (Gray). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 163: 13-29.
- Widman J.C. & Rhodes E.W. 1991. Nursery culture of the bay scallop, *Argopecten irradians irradians*, in suspended mesh nets. *Aquaculture* 99: 257-267.
- Widman J.C., Choromanski J., Robohm R.A., Stiles S., Wikfors G. & Calabrese A. 2001. Manual for hatchery culture of the bay scallop, *Argopecten irradians irradian*. National Oceanic and Atmospheric Administration. 50p.
- Wikfors G.H., Patterson G.W., Ghosh P., Lewin R.A., Smith B.C. & Alix J.H. 1996. Growth of post-set oysters, *Crassostrea virginica*, on high-lipid strains of algal flagellates *Tetraselmis* spp. *Aquaculture* 143: 411-419.
- Yu R., Wang R., Tian, C., Wang Z. & Dong Q. 2001. A study on adhering metamorphosis in eyebot larvae of bay scallop *Argopecten irradians* by KCl

of different concentrations. Trans. Oceanology Limnology, Haiyang, Hushao, Tongbao 4: 28-32.