

REPRODUCCIÓN Y CULTIVO TEMPRANO DEL CARACOL BURGAO *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758) (Archeogastropoda: Trochidae), EN CONDICIONES DE LABORATORIO, CARIBE COLOMBIANO

ADRIANA LORENA NARVÁEZ FLÓREZ

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN ACUÍCOLA
NARIÑO, COLOMBIA
2014**

**REPRODUCCIÓN Y CULTIVO TEMPRANO DEL CARACOL BURGAO
Cittrarium pica (Linnaeus, 1758) (Archeogastropoda: Trochidae), EN
CONDICIONES DE LABORATORIO, CARIBE COLOMBIANO**

ADRIANA LORENA NARVÁEZ FLÓREZ

**Directora
LUZ ADRIANA VELASCO CIFUENTES
Bióloga Marina, PhD.**

**Codirector
JORGE NELSON LÓPEZ MACÍAS
D.M.V.Z., Esp., M.Sc., PhD.**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN ACUÍCOLA
NARIÑO, COLOMBIA
2014**

**“Las ideas y conclusiones aportadas en el Trabajo de Grado,
son de responsabilidad exclusiva de su autora.”**

**Artículo 1º del acuerdo No. 324 de Octubre de 1966,
Emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad
De Nariño.**

Nota de aceptación:

LUZ ADRIANA VELASCO, BM, PhD.
Directora

JORGE NELSON LÓPEZ MACÍAS, D.M.V.Z., Esp., M.Sc., PhD
Codirector

JULBRINNER SALAS BENAVIDES, Biol enf Eco.
Jurado delegado

VILMA YOLANDA GÓMEZ NIEVES, BM.
Jurado

San Juan de Pasto, Mayo de 2014.

DEDICATORIA

A mis padres Elvia Flórez y Edgar Narváez, por sus sabios consejos, enseñándome siempre que la honestidad, el sacrificio y el trabajo hacen posible alcanzar grandes sueños.

A mis hermanos Jaime, Edgar y Oscar, por su amor, apoyo y dedicación incondicional, durante todos estos años de esfuerzos para lograr que salga adelante, inculcándome con amor la responsabilidad y el compromiso, su empeño, confianza y amor hacen parte de un buen ser humano y profesional.

A mis sobrinos Juan José y David por ser mi alegría y traer esperanza a mi vida.

A mis amigos por brindarme su cariño, comprensión y confianza, por su apoyo a pesar de la distancia y por sus buenos deseos.

ADRIANA LORENA NARVÁEZ FLÓREZ

AGRADECIMIENTOS

Gracias a Dios por iluminar mi vida, por darme el coraje de salir adelante a pesar de las dificultades, tropiezos y fracasos que pudieron presentarse a lo largo de mi carrera.

A mi directora de tesis PhD. Luz Adriana Velasco por su apoyo, orientación, seguimiento y supervisión en la culminación de este trabajo de investigación, pero sobre todo por la motivación y el apoyo recibido a lo largo del presente manuscrito.

A Ing. Judith Barros Gómez, Ing. Yuleidy Burgos e Ing. Raquel Delgado, por su colaboración, apoyo y sugerencias recibidas, por el ánimo infundido y la confianza en mí depositada, cuyas aportaciones ayudaron a convertirme en una gran persona y en un futuro profesional.

A COLCIENCIAS y a la Universidad del Magdalena, que me brindaron su apoyo, financiación y toda su colaboración para la realización de este trabajo.

A la Universidad de Nariño, a mis docentes, directivos y coordinadores del Programa de Ingeniería en Producción Acuícola, al Dr. Jorge Nelson López Macías, por su colaboración y apoyo durante mi formación profesional.

A mis jurados, los docentes Julbrinner Salas Benavides y Vilma Yolanda Gómez Nieves, por su apoyo, asistencia y contribución en el desarrollo profesional.

A Piedad Mejía, Oscar Mejía y Luis Alfonso Solarte Portilla, por todas sus atenciones y esencial colaboración para la aprobación de este trabajo.

A mis amigos Iván Delgado, Marylin Portilla, y a todas las personas que de una u otra forma contribuyeron en la realización del presente trabajo.

CONTENIDO

RESUMEN.....	10
1. INTRODUCCIÓN.....	11
2. OBJETIVOS.....	12
2.1. OBJETIVO GENERAL.....	12
2.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	12
3. MARCO REFERENCIAL.....	13
3.1. GENERALIDADES Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE <i>Cittarium pica</i>	13
3.2. UBICACIÓN TAXONÓMICA.....	13
3.3. MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA.....	13
3.4. HÁBITAT	15
3.5. ALIMENTACIÓN.....	15
3.6. CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA.....	16
3.7. FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA.....	16
4. METODOLOGÍA.....	20
4.1. ÁREA DE ESTUDIO.....	20
4.2. OBTENCIÓN Y MANTENIMIENTO DE REPRODUCTORES DE <i>Cittarium pica</i>	21
4.3. EXPERIMENTOS DE INDUCCIÓN AL DESOVE.....	22
4.4. FERTILIZACIÓN.....	24
4.5. EXPERIMENTOS DE CULTIVO EMBRIONARIO, LARVARIO Y POSTLARVARIO.....	26
4.6. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	30
5. RESULTADOS.....	31
5.1. EXPERIMENTO DE INDUCCIÓN AL DESOVE DE <i>Cittarium pica</i>	31
5.1.1. Efecto de los estímulos de inducción sobre el tiempo de respuesta de desove de hembras y machos.....	31
5.1.2. Efecto de la luna y de diferentes estímulos de inducción sobre el porcentaje de desove de hembras y machos.....	32
5.2. FECUNDIDAD DE <i>C. pica</i>	35
5.3. EXPERIMENTOS DE CULTIVO LARVARIO DE <i>C. pica</i>	36
5.3.1. Efecto del sistema de cultivo sobre la supervivencia larvaria.....	36
5.3.2. Efecto de la densidad sobre la supervivencia larvaria.....	36
5.4. EXPERIMENTOS DE CULTIVO DE POSTLARVAS DE <i>C. pica</i>	37
5.4.1. Efecto del sistema de cultivo sobre el crecimiento y supervivencia postlarvaria.....	37
6. DISCUSIÓN.....	38
6.1. DESOVE.....	39
6.2. CULTIVO LARVARIO.....	41
6.3. CULTIVO POSTLARVARIO.....	42
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	44
7.1. CONCLUSIONES.....	44
7.2. RECOMENDACIONES.....	45

8. BIBLIOGRAFÍA..... 46
9. ANEXOS.....53

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Cittarium pica</i>	14
Figura 2. Esquema en vista dorsal de un arqueogasterópodo (<i>Trochacea</i>), observándose la conexión entre la gónada y los nefridios.....	17
Figura 3. Zona de estudio, Laboratorio de Moluscos y Microalgas de la Universidad del Magdalena, Bahía Taganga, Santa Marta, Caribe Colombiano.....	20
Figura 4. Marcaje, medición y pesaje de los especímenes de <i>C. pica</i> , que ingresaban al laboratorio de Moluscos y Microalgas.....	22
Figura 5. Tratamientos y réplicas en acuarios de 10 L y seleccionados al azar...	23
Figura 6. Expulsión de gametos y fertilización	24
Figura 7. Lavado de los oocitos fertilizados y de larvas trocóforas.....	25
Figura 8. Recambio de agua de larvas veliger y toma de muestras.....	26
Figura 9. Sistemas de cultivo larvario (sistema con flujo continuo de agua y estático).....	27
Figura 10. Sistema de flujo continuo, provistos de tamices (10 L) inmersos en tanques de 250 L.....	28
Figura 11. Sistema en acuarios, provistos de placas de PVC con biofilm de microalgas bentónicas.....	29
Figura 12. Biofilm de microalgas bentónicas (<i>Nitzschia sp</i> y <i>Navicula sp</i>), que se encuentran sobre placas de PVC.....	30
Figura 13. Efecto de diferentes estímulos sobre el tiempo de respuesta de desove de hembras y machos de <i>C. pica</i> bajo condiciones de laboratorio.....	32
Figura 14. Efecto de la fase lunar y de diferentes estímulos sobre el porcentaje de hembras y machos desovados bajo condiciones de laboratorio.....	33
Figura 15. Fecundidad de <i>C. pica</i> con relación a su peso.....	35
Figura 16. Supervivencia acumulada de las larvas de <i>C. pica</i> mantenidas en dos sistemas de cultivo en laboratorio.....	36
Figura 17. Efecto de la densidad y el tiempo de cultivo sobre la supervivencia larvaria de <i>C. pica</i>	37
Figura 18. Cultivo de postlarvas de <i>C. pica</i> . A. Influencia del sistema de cultivo sobre el porcentaje de postlarvas recuperadas y B. Influencia del sistema de cultivo sobre la tasa de crecimiento.....	38

RESUMEN

Cittarium pica (caracol burgao), es una especie de gran importancia comercial del Caribe, lamentablemente su alta explotación la ha llevado a ser considerada una especie amenazada¹. La presente investigación se realizó para contribuir con la recuperación y utilización sostenible de este recurso, mediante el desarrollo de una tecnología para la obtención de larvas y/o postlarvas en condiciones de laboratorio e incrementar la densidad poblacional de esta especie con el fin de repoblamiento y/o cultivo. Con ejemplares de *C. pica* mayores a 40 mm de diámetro, capturados por pescadores en el litoral rocoso de la región de Santa Marta (Taganga), se realizó un experimento de inducción al desove, en el laboratorio de Moluscos y Microalgas Marinos de la Universidad del Magdalena, donde se evaluó el efecto de las diferentes fases lunares (cuarto creciente, llena, cuarto menguante y nueva) y de diferentes estímulos de inducción al desove (cambios de temperatura y salinidad, desecación, agua irradiada con UV, agua con una mezcla de tris y peróxido de hidrógeno), sobre el tiempo de respuesta de desove y el porcentaje de animales desovados (machos y hembras), ensayo que duro 6 meses. Con larvas veliger y postlarvas provenientes de los desoves, se comparó el crecimiento y la supervivencia de los organismos mantenidos en tres densidades de cultivo larval (1, 1,5 y 0,5 larvas.mL⁻¹) y dos sistemas de cultivo de larvas y postlarvas (estático y flujo continuo de agua), durante 3 días y 4 meses, respectivamente. Se pudo constatar que durante la fase de luna nueva se obtuvo el mayor porcentaje de machos y hembras de *C. pica* desovados y que ninguno de los estímulos aplicados tuvo un efecto significativo sobre la respuesta de desove. El tiempo de respuesta de desove fue similar en machos y hembras (6 h). La fecundidad en promedio fue de 132.850 oocitos/hembra, presentando relación positiva con el peso de las hembras. La supervivencia de las larvas no estuvo influenciada significativamente por la densidad ni el sistema de cultivo. El porcentaje de postlarvas recuperadas fue mayor en sistemas de flujo continuo que en sistema estático mientras que la mayor tasa de crecimiento ocurrió en sistemas de flujo estático. Se comprobó que todas las variables respuesta cumplieran con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianza y se llevo a cabo análisis se varianza a una y dos vías.

Palabras Claves: *Cittarium pica*; inducción, desove, cultivo larvario, postlarvario.

¹ ARDILA, N., et al. Libro rojo de invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia, 2002.

ABSTRACT

Cittarium pica (Burgao snail) is a commercially important species in the Caribbean, unfortunately your high exploitation has led her to be considered a threatened species. The present investigation was undertaken to contribute to the recovery and sustainable use of this resource through the development of a technology for the production of larvae and / or post-larvae in laboratory conditions and increase the population density of this species in order to repopulate and / or culture . With specimens of *C. pica* greater than 40 mm in diameter, caught by fishermen on the rocky coast of the Santa Marta (Taganga), an induced spawning experiment was performed in the laboratory of Mollusks and Marine Microalgae University Magdalena , where the effect of the different lunar phases (crescent , full, waning and new) and different stimuli induced spawning (changes in temperature and salinity , desiccation, UV irradiated water , water with a mixture was evaluated tris and hydrogen peroxide) on the response time of spawning and spawned the percentage of animals (males and females) , trial lasted 6 months. With veliger larvae and post-larvae from spawning , growth and survival of organisms maintained in three densities of larval culture (1, 1.5 and 0.5 larvae.mL⁻¹) and two culture systems was compared larvae and PL (static and continuous flow of water) for 3 days and 4 months, respectively. It was found that during the new moon had the highest percentage of males and females of *C. pica* spawned and that none of the applied stimuli had a significant effect on the response of spawning. The response time of spawning were similar in males and females (6 h) . Fertility in average was 132,850 oocytes / female , presenting positive relationship with the weight of females. The larval survival was not significantly influenced by the density and cropping system . The percentage of post-larvae recovered was higher in continuous-flow systems in static system while the highest growth rate occurred in static flow systems . It was found that all response variables met the assumptions of normality and homogeneity of variance was conducted variance analysis is a two-way .

Keywords : *Cittarium pica* ; induction , spawning , larval rearing , post-larval .

1. INTRODUCCIÓN

Cittarium pica conocido como burgao o cigua, es uno de los gasterópodos marinos de mayor importancia comercial y ecológica del Caribe²; aparte de ser un importante regulador del crecimiento de macroalgas en ecosistemas rocosos y arrecifales, es ampliamente utilizado por el hombre como alimento y en la elaboración de artesanías³. Por tales razones ha sido capturado con una intensidad tal que actualmente se encuentra incluido como organismo vulnerable en las listas rojas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y del Ministerio de Medio Ambiente de Colombia⁴.

Debido a esto, la acuicultura de *C. pica* surge como una alternativa para ayudar a elevar la densidad poblacional mediante repoblamiento en ambientes naturales y/o aumentar su disponibilidad con fines comerciales. Una de las estrategias más eficaces y eficientes para conservar especies amenazadas es su reproducción ex situ y posterior liberación a ecosistemas naturales⁵. Previamente se han realizado ensayos preliminares de reproducción artificial de esta especie, los cuales indican que es posible la producción esporádica de juveniles en condiciones de laboratorio⁶. No obstante, es necesario probar diferentes técnicas usadas en otros gasterópodos a nivel mundial; de forma tal que sea posible implementar y controlar el desove, el desarrollo embrionario y el cultivo larvario, estableciéndose un protocolo viable y confiable.

Debido a la importancia ecológica y socioeconómica de *C. pica*, a su inclusión dentro de las especies marinas amenazadas de Colombia y a la disminución de sus poblaciones⁷. El propósito del presente estudio es conocer la respuesta mediante estímulos de inducción al desove, cultivo larvario y postlarvario para contribuir al conocimiento de los aspectos reproductivos de la población y así obtener información científica de soporte para establecer regulaciones que favorezcan su manejo, conservación y repoblamiento.

² BELL, L. Reproduction and larval development of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (Trochidae) in the Bahamas. Bull. Mar. Science 51(2), 1992. pp. 250-266.

³ DÍAZ y PUYANA. Moluscos del Caribe Colombiano, catalogo ilustrado, Colciencias, Fundación Natura e Invemar, Bogotá, 1994, pp. 291.

⁴ ARDILA, N., et al. Op. Cit., pp. 20.

⁵ QUINTO T., et al. Developing biological resource banks as a supporting tool for wildlife reproduction and conservation The Iberian lynx bank as a model for other endangered species. Animal Reproduction Science 112, 2009. pp. 347-361.

⁶ RANDALL H. A study of the growth and other aspects of the biology of the west indian topshell, *Cittarium pica* (Linnaeus). Bull. Mar. Science of the Gulf and Caribbean, 1964. pp. 424-443.

⁷ OSORNO, A. y DÍAZ, J.M. Explotación, usos y estado actual de la cigua o burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Gastropoda: Trochidae) en la costa continental del Caribe colombiano. Bol. Invest. Mar. Cost. 35, 2006. pp. 133-148.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GENERAL

- Desarrollar un protocolo que permita el desove y la producción de larvas y postlarvas del caracol burgao *Cittrarium pica* en condiciones de laboratorio.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el efecto de diferentes estímulos de inducción y fases lunares, sobre el tiempo de respuesta y porcentaje de organismos desovados de *C. pica*.
- Determinar y comparar la supervivencia y crecimiento de *C. pica* durante la fase larvaria y poslarvaria, bajo diferentes sistemas de cultivo y densidad.

3. MARCO REFERENCIAL

3.1. GENERALIDADES Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE *Cittarium pica*

La especie *Cittarium pica* descrita por Linnaeus en 1758, es un gasterópodo marino que se distribuye en el mar Caribe, desde las Antillas mayores, las costas de América Central y la parte Norte de Suramérica⁸. En Colombia se encuentra en las ecorregiones del Darién, Bolívar, Magdalena, Tayrona, Guajira y Archipiélago de San Andrés y Providencia. Actualmente, se concentra en la región centro-septentrional del Gran Caribe, desde los Cayos de Florida y las Antillas Mayores hasta la Costa Norte de Sur América⁹. Según Osorno¹⁰, es particularmente abundante en Cabo Tiburón (Chocó), Las Cuevas (Isla Barú) y Playa Guapa en el Parque Nacional Natural Tayrona (PNNT).

3.2. UBICACIÓN TAXONÓMICA

De acuerdo con Osorno y colaboradores¹¹, la clasificación del caracol burgao *Cittarium pica* es la siguiente:

Reino. Animalia.

Filo. Mollusca.

Clase. Gasterópoda Cuvier, 1797.

Subclase. Prosobranquia.

Orden. Arqueogastrópoda.

Suborden. Troquinados (Vetigastrópoda).

Superfamilia. Trochoidea Rafinesque, 1815.

Familia. Trochidae Rafinesque, 1815.

Subfamilia. Gibbulini.

Género. *Cittarium*.

Especie. *Cittrarium pica* Linnaeus, 1758.

3.3. MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA

Robertson¹², afirma que la concha de *C. pica* es pesada, de consistencia fuerte y adquiere forma de espiral cónica (Figura 1). Presenta giros convexos, ombligo

⁸ POUTIERS y CIPRIANI. Gastrópodos y Bivalvos. En: Cervigón, F., R. Cipriani, W. Fischer, L. Garibaldi, M. Hendrinckx, A.j. Lemus, R. Márquez, J.M. Poutiers, G. Robaina y B. Rodríguez (eds.), pp. 29; ROBERTSON. The edible West Indian "Whelk" *Citarium pica* (Gastrópoda: Trochidae): natural history with new observations. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 2003. pp. 27.

⁹ Ibid., pp. 29; DÍAZ y PUYANA. Op. Cit., pp. 291; OSORNO et al., Bioecología de la cigua o burgao *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Gastrópoda: Trochidae) en la costa continental del Caribe colombiano. Tesis de pregrado en Biología Marina, Universidad Jorge Tadeo Lozano, Santa Marta, Colombia, 2005. pp. 119.

¹⁰ Ibid., pp. 119.

¹¹ OSORNO et al., Plan de investigación para la conservación de *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758), Invemar, Santa Marta, Colombia, 2009. pp. 7-12.

¹² ROBERTSON. Op. Cit., pp. 27.

grande y profundo, opérculo multiespiral y córneo¹³, su coloración externa es blanco crema con densas manchas radiales irregulares y en el interior es nacarada¹⁴.



Fuente: www.shelltrips.com. 2004.

Figura 1. *Cittarium pica*.

De acuerdo con Barnes¹⁵, en su parte dorsal posterior presenta un opérculo en forma de disco córneo casi circular y multiespiral que funciona como tapa protectora cuando el animal entra completamente su cuerpo. El cuerpo de este caracol presenta un plano, fuerte y musculoso pie, de función reptante que le permite adherirse fijamente al sustrato¹⁶. La superficie de contacto del pie, es de naturaleza glandular y secreta una mucosidad que le permite al animal desplazarse por superficies rocosas¹⁷.

Los tróquidos poseen una branquia bipectinada (la branquia izquierda) y las corrientes de ventilación entran en la cavidad paleal, por el lado izquierdo de la cabeza y salen por el derecho; el ano abre en el margen derecho de la cavidad paleal y los desechos son arrastrados por la corriente exhalante de agua¹⁸.

Cuentan con un par de ganglios cerebrales en la parte posterior del esófago, del que salen nervios a los ojos, tentáculos, estatocistos y un par de ganglios bucales que inervan la rádula y estructuras accesorias¹⁹.

Como órganos de los sentidos tienen un par ojos situados en la parte superior de la cabeza, en el extremo de los pedúnculos oculares y solo detectan cambios en la

¹³ DÍAZ y PUYANA. Op. Cit., pp. 291.

¹⁴ RANDALL. Op. Cit., pp. 424-443.

¹⁵ BARNES, R.D. Zoología de los Invertebrados. México, 1989. pp. 1157.

¹⁶ ROBERTSON. Op. Cit., pp. 27.

¹⁷ RANDALL. Op. Cit., pp.424-443.

¹⁸ RUPPERT y BARNES. Zoología de los invertebrados. México, 1997. pp. 1114.

¹⁹ *Ibid.*, pp. 1114.

intensidad lumínica²⁰, el pie cuenta con un par de estatocistos, ubicados cerca de los ganglios pedales y se encargan de la orientación del animal, y el osfradio, se encuentra junto a la branquia y su función es evaluar la calidad del agua que entra en la cavidad paleal²¹.

3.4. HÁBITAT

Normalmente esta especie vive entre 0,3 m por encima y hasta un metro por debajo del nivel medio del agua, sobre sustratos de distinta naturaleza y origen, en el intermareal rocoso²². Se encuentra en aguas con temperaturas que oscilan entre 26 y 34°C²³. En el Caribe colombiano, habita en rocas ígneas extrusivas (volcánicas) y sedimentarias bioclásticas (coralinas), en terrazas compactas y en litorales rocosos que presentan diferentes tipos de pendientes, desde planas hasta muy empinadas²⁴.

3.5. ALIMENTACIÓN

C. pica es una especie herbívora-detritívora que se alimenta principalmente durante la noche y en las primeras horas de la mañana, su dieta se compone primordialmente de algas macroscópicas y microscópicas que se distribuyen desde la zona de salpicadura hasta un metro por debajo de ésta²⁵, es considerado uno de los mayores consumidores de biomasa algal del litoral rocoso²⁶.

Según Randall²⁷, en el medio natural, su principal alimento son algas verde-azules (*Oscillatoria*, *Lyngbya majuscula*), algas verdes (*Ulvela lens*), algas pardas (*Padina gymnospora*, *Dyctiota divaricata*) y algas rojas, (*Coelotrix irregularis*) además de algunas diatomeas y detritus orgánico.

Las partículas obtenidas por los numerosos dientes de la rádula de los arqueogastropodos experimentan digestión extracelular en el estómago y digestión intracelular en la glándula digestiva²⁸. Graham²⁹, afirma que internamente la cavidad bucal de este caracol es de gran capacidad y que desde el esófago, su tracto digestivo se encuentra dividido en 2 mitades (derecha e

²⁰ *Ibid.*, pp. 1114.

²¹ MEGLITSCH, P.A. Zoología de Invertebrados. Madrid, 1978. pp. 906.

²² ROBERTSON. *Op. Cit.*, pp. 27.

²³ OSORNO. *Op. Cit.*, pp. 119.

²⁴ OSORNO y GIL. Aspectos reproductivos del burgao *Cittarium pica* en los litorales rocosos del PNN Corales del Rosario y San Bernardo, Caribe colombiano, con énfasis en su conservación y aprovechamiento. En: Osorno, A., Gil, D.L. y Gómez, L.A. (Eds.). Plan de investigación para la conservación de *Cittarium pica* (L. 1758). Invemar, Serie de publicaciones especiales 16. Santa Marta, Colombia, 2009. pp. 61-65.

²⁵ RANDALL. *Op. Cit.*, pp. 424-443.

²⁶ McLean, R.F. Measurements of beach rock erosion by some tropical marine gastropods. *Bull. Mar. Sci.*, 17(3), 1967. pp. 551-556.

²⁷ RANDALL. *Op. Cit.*, pp. 424-443.

²⁸ RUPPERT y BARNES. *Op. Cit.*, pp. 1114.

²⁹ GRAHAM, A. Observations on the anatomy of some trochacean gastropods. *Bull. Mar. Science* 15(1), 1965. pp. 202-210.

izquierda) que dirigen el alimento hacia los conductos de la glándula digestiva y/o hacia el canal de alimentación ciliado y dorsal que desemboca en el intestino y el ano, por encima de la ubicación del esófago.

3.6. CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA

C. pica es uno de los gasterópodos de mayor talla, alcanzando diámetros de concha de hasta 180 mm³⁰. Estudios llevados a cabo en el medio natural indican que el crecimiento de juveniles de 1,5 a 5,8 mm es de 1 a 3,6 mm/mes³¹. En cuanto a la supervivencia registrada ha sido entre 11,3 y 19,1% por año y para grandes caracoles entre 6,2 y 29,8% por año³².

En condiciones de laboratorio, las larvas han mostrado crecimientos entre 4.4 µm/hora, juveniles entre 1,5 y 35,7 mm registraron tasas de crecimiento de 1,1 a 5,2 mm.mes⁻¹³³. En relación a la supervivencia, se han reportado valores entre 0,2 y 13% para las larvas veliger³⁴ y entre 0 y 100% para los juveniles mantenidos en diferentes sistemas de cultivo y densidad³⁵.

3.7. FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA

C. pica es una especie dioica es decir sus gametos masculinos y femeninos son portados por individuos distintos, poseen una única gónada (ovario de color verde o testículo blanco cremoso) que se localiza junto al hepatopáncreas digestivo³⁶. Los machos carecen de pene y la fertilización de los huevos es externa³⁷. En los tróquidos los gametos son expulsados al exterior por medio de un gonoducto que desemboca en el conducto renopericárdico del nefridio derecho (Figura 2)³⁸.

³⁰ *Ibid.*, pp. 202-210.

³¹ RANDALL. *Op. Cit.*, pp. 424-443.; DEBROT, A. Temporal aspects of population dynamics and dispersal behavior of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (L.), at selected sites in the Exuma Cays, Bahamas. *Bull. Mar. Science* 47(2), 1990. pp. 431-447; ROBERTSON. *Op. cit.*, pp. 27.

³² DEBROT, A. Survival, growth and fecundity of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (Linnaeus), in various rocky intertidal habitats of the Exuma Cays, Bahamas. *The Veliger* 33(4), 1990. pp. 363-371.

³³ BELL, L. *Op. Cit.*, pp. 250-266; HAWKINS M. y VELASCO L. Potencial de cultivo del caracol burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Trochidae) en tanques sin flujo de agua. En: Plan de investigación para la conservación de *cittarium pica* (Linnaeus, 1758). Colombia, 2007. pp. 23; HAWKINS, M., y VELASCO, L. A. Potencial de cultivo del caracol burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Trochidae) en tanques sin flujo de agua, Santa Marta, 2009. pp. 43-44; PABÓN, L. Producción de juveniles del gasterópodo *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758) en condiciones de laboratorio. Universidad del Magdalena, Santa Marta, Colombia, 2013. pp. 39-68.

³⁴ GAPASIN, R., et al. Successful induced spawning of the top shell, *Trochus niloticus*, at SEAFDEC/AQD, Philippines. *In:* *Trochus incorporating molluscs and other shellfish*, 2002. pp. 14.

³⁵ HAWKINS, M. *Op. Cit.*, pp. 23; HAWKINS, M. y VELASCO, L. A. *Op. Cit.*, pp. 43-44. PABÓN, L. *Op. Cit.*, pp. 39-68.

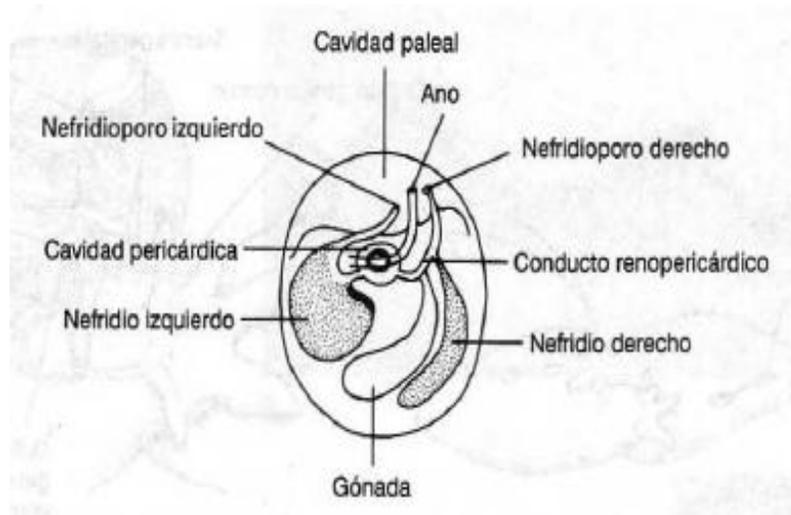
³⁶ RANDALL. *Op. Cit.*, pp. 424-443.

³⁷ BELL. *Op. Cit.*, pp. 250-266.

³⁸ RUPPERT y BARNES. *Op. Cit.*, pp. 1114.

Específicamente para las poblaciones del sector de Santa Marta y PNNT se reportó una talla media de madurez sexual de *C. pica* (para ambos sexos) de 58,64 mm de diámetro de concha³⁹.

El ciclo reproductivo en *C. pica* es continuo, presentándose mayor frecuencia de organismos desovados en abril y entre agosto y octubre con picos en septiembre en Santa Marta⁴⁰. En el Golfo de Urabá reportan desoves durante los meses de febrero, mayo, julio y septiembre a noviembre, con los mayores picos en septiembre⁴¹. Así mismo en el litoral rocoso de las Islas del Rosario se registraron desoves en mayo y desde agosto hasta octubre, con un pico en septiembre⁴².



Fuente: Ruppert – Barnes. 1997

Figura 2. Esquema en vista dorsal de un arqueogasterópodo (*Trochacea*), observándose la conexión entre la gónada y los nefridios.

El desove de tróquidos en el medio natural se produce a menudo en sincronía con los ciclos lunares o las mareas y en aguas poco profundas, se inicia por la expulsión de gametos masculinos, donde las hembras desovan en respuesta a la presencia de esperma en el agua, y generalmente liberan más de 1'000.000 de ovocitos⁴³.

³⁹ OSORNO A. y GIL D.L. Aspectos reproductivos del burgao *Cittarium pica* en los litorales rocosos del PNN Corales del Rosario y San Bernardo, Caribe colombiano, con énfasis en su conservación y aprovechamiento. En: Osorno, A., Gil, D.L. y Gómez, L.A. (Eds.). Plan de investigación para la conservación de *Cittarium pica* (L. 1758). Invemar, Serie de publicaciones especiales 16. Santa Marta, Colombia, 2009. pp. 61-65.

⁴⁰ OSORNO. Op. Cit., pp. 119.

⁴¹ ROSIQUE, J., et al. Algunos aspectos biológicos y socioculturales de la cigua (*Cittarium pica*) en el Golfo de Urabá. En: Plan de investigación para la conservación de *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758), Colombia, 2008. pp. 24.

⁴² OSORNO Y GIL. Op. Cit., pp. 61-65.

⁴³ NASH W.J. Aspects of the biology of *Trochus niloticus* and its fishery in the Great Barrier Reef Region. In: The status of trochus (*Trochus niloticus*) in Tongatapu Lagoon, Kingdom of Tonga, 1985. pp. 3-16.

Para la inducción al desove de arqueogastrópodos se han empleado exitosamente estímulos como: cambios de temperatura⁴⁴, la exposición de los animales a un flujo de agua de mar irradiada con UV⁴⁵; la adición al agua de gametos de otros individuos de la misma especie, peróxido de hidrógeno (H₂O₂) y tris aminometano hidroximetílico (C₄H₁₁NO₃)⁴⁶, los cambios de temperatura y cambios en el pH del agua, los periodos de desecación en humedad, la benzocaína, el ácido Gama-Aminobutírico (GABA)⁴⁷ y/o la combinación de estos factores⁴⁸. En la mayoría de los casos los desoves coinciden con luna llena o nueva⁴⁹.

El sistema de inducción utilizado en arqueogastrópodos haliotidos se fundamenta en seleccionar animales maduros, los cuales se inducen al desove, sometiéndolos a condiciones de oscuridad y colocándolos en acuarios pequeños de 18 L, con agua de mar microfiltrada a 1 µm y esterilizada con UV, en un sistema con flujo continuo de agua. Es posible observar la expulsión de gametos donde generalmente comienzan los machos 1 o 2 horas y las hembras 2 o 4 horas después de la estimulación⁵⁰.

En arqueogastrópodos tróquidos tropicales, los desoves normalmente no son inducidos. Se han realizado pruebas de inducción al desove suministrando estímulos como flujo continuo o flujo estático con agua irradiada con UV, estímulos térmicos, agua filtrada con filtro de arena y el uso de serotonina, los cuales no han producido desoves exitosos⁵¹. Por lo tanto, los desoves se obtienen de forma espontánea, colocando a los animales en tanques grandes entre 5.000 y 30.000 L,

⁴⁴ HAHN, K. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods, Florida, 1989. pp. 285-294; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁴⁵ HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods, Florida, 1989. pp. 53-70; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁴⁶ HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods, Florida, 1989. pp. 301-330; HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70; BRAVO et al. Diagnóstico del uso de fármacos y otros productos químicos en la acuicultura. Universidad austral de Chile facultad de pesquerías y oceanografía instituto de acuicultura, Chile, 2005. pp. 150-153.

⁴⁷ BRAVO et al. Op. Cit., pp. 150-153; HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330; HAHN, K. Abalone aquaculture in Japan. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods, Florida, 1989. pp.185-194; HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70.

⁴⁸ HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330; HAHN, K. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. Op. Cit., pp. 285-294; HAHN, K. Biotic and abiotic factors affecting the culture of abalone. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropoda, Florida, 1989. pp. 113-134; HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁴⁹ HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70; BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

⁵⁰ ILLANES, J.E. Instalaciones básicas para la selección y acondicionamiento de reproductores y producción de semilla de abalón en hatchery. En: 3er Curso Internacional en Cultivo de Moluscos Comerciales, Coquimbo, Chile, 2005. pp. 33-69.; HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70.

⁵¹ LEE, C. y LYNCH, P. Trochus: Status, Hatchery Practice and Nutrition. Proceedings of a workshop held at Northern Territory University, ACIAR Proceedings No. 79, 1997. pp. 185; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14; BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

previamente biogilizados (con bacterias y microalgas bentónicas las cuales se adhieren a las paredes de los tanques, luego de unos días).

Posteriormente el desove se produce por lo general en la tarde, entre las 5 pm y 10 pm, coincidiendo con la luna nueva y/o llena y con horas en las cuales ocurre el aumento en la marea⁵². Sin embargo, en Filipinas han evaluado técnicas de desove e incubación para la producción de semilla, manejando estímulos térmicos, flujo continuo con UV, sistema de agua estático con agua irradiada con UV y agua filtrada con filtro de arena, siendo más eficaz el sistema de agua estática filtrada con filtro de arena que los demás⁵³.

Los huevos fertilizados de los arqueogastropodos pasan por las fases de embrión, larva trocófora, veliger, postlarva o juvenil temprano, juvenil tardío y adulto. De acuerdo con Bell⁵⁴, en *C. pica*, el desarrollo larval tarda entre 3 y 5 días, mientras que el postlarval hasta alcanzar un tamaño de 2 mm tarda entre 2 y 4 meses.

⁵² NASH. Op. Cit., pp. 3-16; HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330; *Ibid.*, pp. 250-266; *Ibid.*, pp. 185; PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

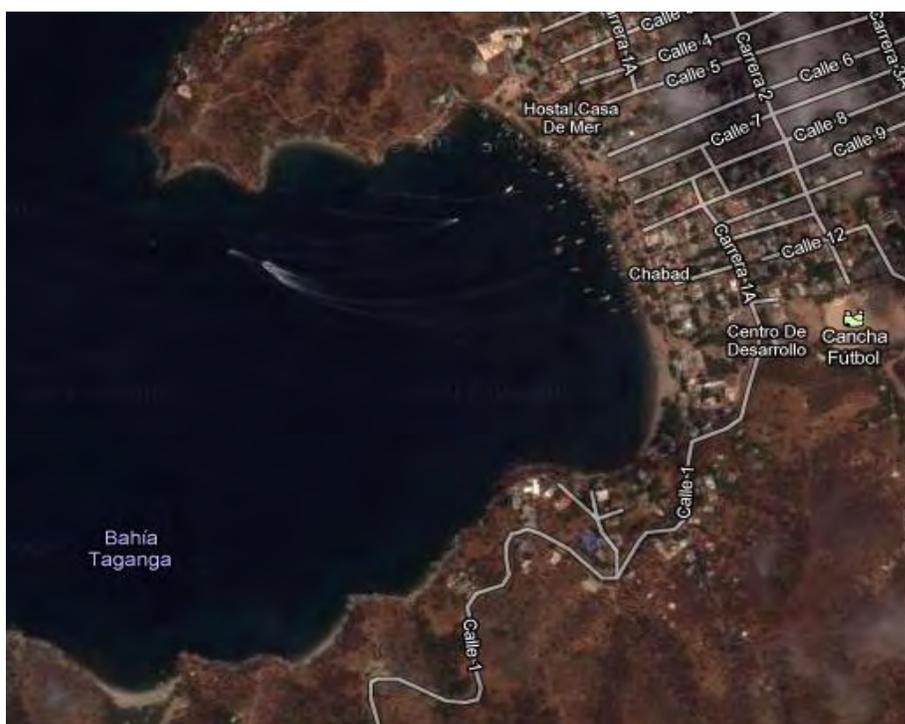
⁵³ GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁵⁴ BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

4. METODOLOGÍA

4.1. ÁREA DE ESTUDIO

Los experimentos se realizaron en el Laboratorio de Moluscos y Microalgas de la Universidad del Magdalena el cual se encuentra situado en la Bahía de Taganga, en el Municipio de Santa Marta, Departamento del Magdalena, Caribe Colombiano, entre las coordenadas geográficas Latitud 14° 15' N y Longitud 74° 12' O (Figura 3). De acuerdo con el Invemar⁵⁵, la Bahía de Taganga se caracteriza por presentar un litoral rocoso en forma de acantilado consolidado y estable, con playas arenosas y de grava estrecha, conformada por cascajo de origen litogénico y carbonato de calcio de origen coralino. Este laboratorio toma el agua de la Bahía de Taganga, la cual forma parte del límite sur de la zona amortiguadora del parque Nacional Natural Tayrona (PNNT).



Fuente: Google eart, digital globe, 2012.

Figura 3. Zona de estudio, Laboratorio de Moluscos y Microalgas de la Universidad del Magdalena, Bahía Taganga, Santa Marta, Caribe Colombiano.

Los animales que se utilizaron en los experimentos fueron colectados por pescadores en la región de Santa Marta. El promedio de la temperatura del agua

⁵⁵ INVEMAR. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia, 2005. pp. 61-65.

en esta zona varía entre 22 y 30°C mientras que la salinidad fluctúa entre 33 y 37 (UPS).

4.2. OBTENCIÓN Y MANTENIMIENTO DE REPRODUCTORES DE *Cittarium pica*

Semanalmente se compraron a pescadores de la zona de Taganga, 150 especímenes de *C. pica*, con tallas mayores de 40 mm de diámetro de concha. Estos fueron llevados en húmedo al laboratorio de Moluscos y Microalgas donde se limpiaron de epibiontes con ayuda de cuchillos y se marcaron individualmente en la parte ventral (cerca al ombligo) mediante un mototool (Figura 4). Posteriormente, estos animales se dejaron en desecación y oscuridad sobre esponjas humedecidas con agua de mar por un periodo de 24 h.



Figura 4. Marcaje, medición y pesaje de los especímenes de *C. pica*, que ingresaban al laboratorio de Moluscos y Microalgas.

4.3. EXPERIMENTOS DE INDUCCIÓN AL DESOVE

Finalizado el periodo de desecación los ejemplares de *C. pica* fueron lavados con abundante agua de mar, con el fin de eliminar las heces producidas durante este periodo.

En los ejemplares se aplicó 5 estímulos inductores al desove:

- 1) Desecación (1 h) alternada con inmersión (1 h), 2) Cambios bruscos de temperatura (entre 18°C y 30°C en una hora), 3) Exposición a un flujo de agua irradiada con UV, 4) Inmersión en agua con solución de tris 2 M ($C_4H_{11}NO_3$) y peróxido de hidrógeno (H_2O_2) al 30 %, 5) Cambios bruscos de salinidad (25 a 35 UPS en una hora), y se tuvo un grupo control, sin estimulación de ningún tipo.

Cada tratamiento se aplicó por triplicado a grupos de 6 animales, los cuales se seleccionaron al azar y se colocaron en acuarios transparentes (10 L) con agua de mar microfiltrada ($1 \mu\text{m}$), y mantenida a temperatura de 28°C , salinidad de 35 (UPS) y condiciones de penumbra (Figura 5).

En cada estimulación semanal donde se utilizaron 108 animales diferentes y recién colectados del medio, durante 6 meses en diferentes fases lunares, la estimulación duro máximo 4 horas y la respuesta de los animales fue monitoreada durante 4 horas más.



Figura 5. Tratamientos y réplicas en acuarios de 10 L y seleccionados al azar.

Los reproductores que empezaron a liberar gametos fueron aislados individualmente en recipientes plásticos transparentes de 2 L (Figura 6), con agua de mar microfiltrada ($1 \mu\text{m}$).

4.4. FERTILIZACIÓN

La fertilización de los oocitos de cada hembra se llevó a cabo luego de un tiempo máximo de media hora después de su liberación, añadiendo 5 mL de espermatozoides recientemente expulsados por un macho (Figura 6). Después de 10 minutos se tomó una muestra de la mezcla (1mL), se depositó en una cámara Sedgewick Rafter y se examinó bajo el microscopio para evaluar el porcentaje de oocitos fertilizados, mediante la observación de la aparición de algún cuerpo polar o clivaje. Si la fertilización era menor del 90 %, se añadía otros 5 mL de espermatozoides hasta obtener una fertilización del 100 %.



Figura 6. Expulsión de gametos y fertilización.

Los oocitos fertilizados se colocaron en acuarios (10 L), se dejaron decantar y se eliminó el agua sobrenadante reponiéndola con agua de mar filtrada y esterilizada con luz UV, este proceso se repitió 10 veces cada 15 minutos (Figura 7). Una vez ocurrió la eclosión de las larvas trocóforas, se colocó la porción sobrenadante en otros acuarios y se eliminaron los huevos y larvas que permanecían en el fondo, muertas o enfermas. Trascurridas 12 horas se repitió el mismo procedimiento con el propósito de eliminar completamente las larvas muertas o débiles (Figura 7).



Figura 7. Lavado de los oocitos fertilizados y de larvas trocóforas.

Al inicio de la incubación de los huevos se tomaron muestras cada hora y posteriormente cada 12 horas hasta terminar la fase larvaria (Figura 8). Cuando se verificó la formación de larvas veliger provistas de una concha completamente formada (dos días después de la fertilización), el agua se recambio totalmente dos veces al día empleando un juego de tamices (45 - 65 μm) para evitar la pérdida de larvas (Figura 8). Estas muestras se examinaron, fotografiaron y contaron bajo microscopio de luz óptica con el fin de describir el desarrollo temprano de la especie y calcular su supervivencia.



Figura 8. Recambio de agua de larvas veliger y toma de muestras.

La respuesta de desove se verificó mediante variables como: número de oocitos obtenidos (Fecundidad), porcentajes de desoves y porcentaje de animales desovados (machos y hembras).

4.5. EXPERIMENTOS DE CULTIVO EMBRIONARIO, LARVARIO Y POSTLARVARIO.

Con larvas veliger provenientes de un mismo desove, se realizaron dos experimentos (Figura 9) para comparar el crecimiento y supervivencia en las fases de larvas y postlarvas, usando 2 sistemas de cultivo larvario (sistema de flujo continuo y sistema estático, sin flujo de agua) y 3 densidades de cultivo larvario (1, 1,5 y 0,5 larvas mL^{-1}). Cada tratamiento se aplicó por triplicado (Figura 9) en recipientes (10 L) mantenidos en la penumbra, con agua microfiltrada (1 μm), sin aireación.



Figura 9. Sistemas de cultivo larvario (sistema con flujo continuo de agua y estático).

En el de sistema de cultivo se empleó una densidad inicial de $10 \text{ larvas.mL}^{-1}$. Para el sistema de densidad de cultivo, se aplicaron condiciones constantes de temperatura (25°C) y salinidad del agua (36 UPS). Los tratamientos utilizados en sistema estático se llevaron a cabo en acuarios rectangulares (Figura 9) y a temperatura constante de 25°C , mientras que los tratamientos con flujo continuo, se llevaron a cabo en cilindros de PVC provistos en el fondo de una malla Nitex con un diámetro de malla de 85 y $65 \mu\text{m}$ (Figura 10). Estos cilindros estuvieron inmersos en tanques de 250 L (los cilindros tenían un volumen de 10 L) y en la parte superior caía agua en pequeños chorros sobre las paredes de los mismos (flujo de 30 L.h^{-1}). Usando este arreglo, el agua fluía de arriba hacia abajo a través de las larvas, de forma continua y la malla impedía la pérdida de larvas.



Figura 10. Sistema de flujo continuo, provistos de tamices (10 L) inmersos en tanques de 250 L.

Cuando las larvas estuvieron maduras, es decir listas para asentarse (con tentáculos epipodiales y comportamiento reptante), se colocaron en acuarios (10 L), provistos de flujo continuo de agua de mar microfiltrada ($1\ \mu\text{m}$) irradiada con UV, profusa aireación e iluminación continua (Figura 11), cada acuario estuvo provisto de 4 placas de PVC cubiertas en un 100% por biofilm de microalgas bentónicas (*Nitzschia sp* y *Navicula sp*). Los biofilms son comunidades de microorganismos bentónicos asentadas sobre placas de PVC mantenidas por 3 días en suspensión dentro de tanques con luz y flujo continuo de agua de mar microfiltrada a 50 micras (Figura 12).



Figura 11. Sistema en acuarios, provistos de placas de PVC con biofilm de microalgas bentónicas.

El experimento se prolongó hasta que las postlarvas fueron visibles en las placas (tamaños de 2 mm), momento en el cual se contaron y midieron, para calcular su supervivencia y crecimiento.



Figura 12. Biofilm de microalgas bentónicas (*Nitzchia sp* y *Navicula sp*), que se encuentran sobre placas de PVC.

4.6. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

En primera instancia se comprobó que todas las variables respuesta cumplieran con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianza. Se llevaron a cabo análisis de varianza a dos vías, para evaluar el efecto de la fase lunar y los estímulos sobre el porcentaje de desove en hembras y machos, así como establecer la influencia del sistema de cultivo y la densidad sobre la supervivencia de larvas. Se aplicaron análisis de varianza a una vía, para evaluar el efecto de los estímulos sobre el tiempo de desove de hembras y machos; así mismo para establecer la influencia del sistema de cultivo y la densidad sobre la supervivencia de larvas; el mismo análisis para determinar la influencia del sistema de cultivo sobre el porcentaje de juveniles recuperados y la tasa de crecimiento de postlarvas. Finalmente, se llevaron a cabo análisis de regresión para evaluar la relación entre la fecundidad y el peso de las hembras.

Todos estos análisis se llevaron a cabo usando el programa Statgraphics Centurion. Para todas las decisiones de significancia se empleó un alfa de 0.05.

5. RESULTADOS

5.1. EXPERIMENTO DE INDUCCIÓN AL DESOVE DE *Cittarium pica*.

5.1.1. Efecto de los estímulos de inducción sobre el tiempo de respuesta de desove de hembras y machos. El tiempo de respuesta de hembras desovadas osciló entre 5 y 8 h, mientras que el de los machos estuvo entre 5 y 7 h (Figura 13). Los mayores valores de tiempo de respuesta de desove en hembras se observaron con el estímulo de Tris y Peróxido de hidrógeno, mientras que los menores valores se presentaron con cambios bruscos de salinidad y con exposición a un flujo de agua irradiada con UV. En machos, los mayores valores se presentaron con el estímulo térmico y los menores valores con el estímulo de desecación.

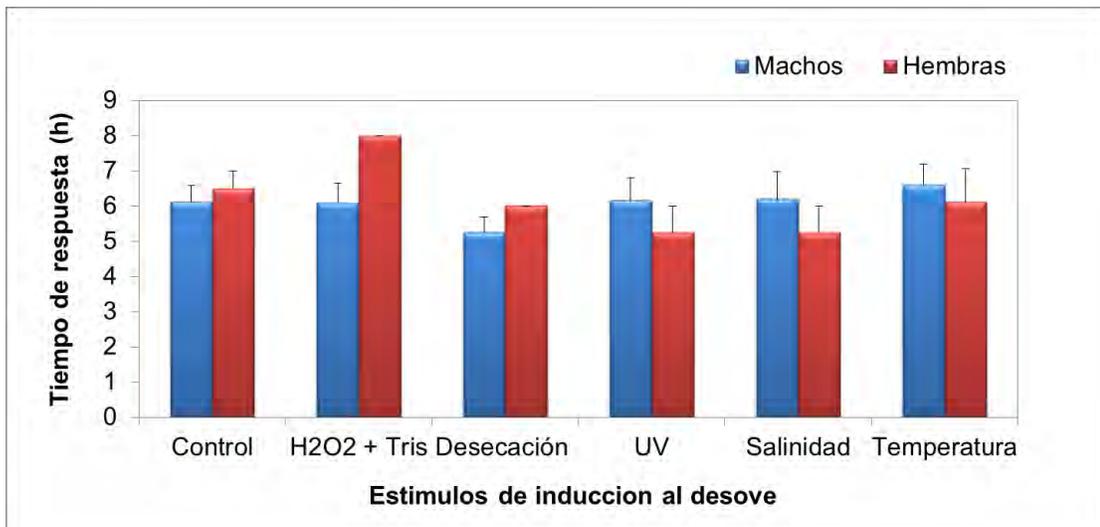


Figura 13. Efecto de diferentes estímulos sobre el tiempo de respuesta de desove de hembras y machos de *C. pica* bajo condiciones de laboratorio.

La prueba ANDEVA a dos vías, indica que los estímulos aplicados ni el sexo de los animales afectaron significativamente el tiempo de la respuesta de desove (Anexo 1).

5.1.2. Efecto de la luna y diferentes estímulos de inducción sobre el porcentaje de desove de hembras y machos. El porcentaje de hembras desovadas osciló entre 0 y 13%, mientras que en machos estuvo entre 0 y 22% (Figura 14). Los mayores valores de porcentaje de hembras y machos desovados se observaron durante la luna nueva, con los estímulos de temperatura en las hembras y de UV en los machos; mientras que los menores valores se presentaron en la luna cuarto menguante, con los estímulos de desecación y UV en las hembras y de salinidad y temperatura en los machos.

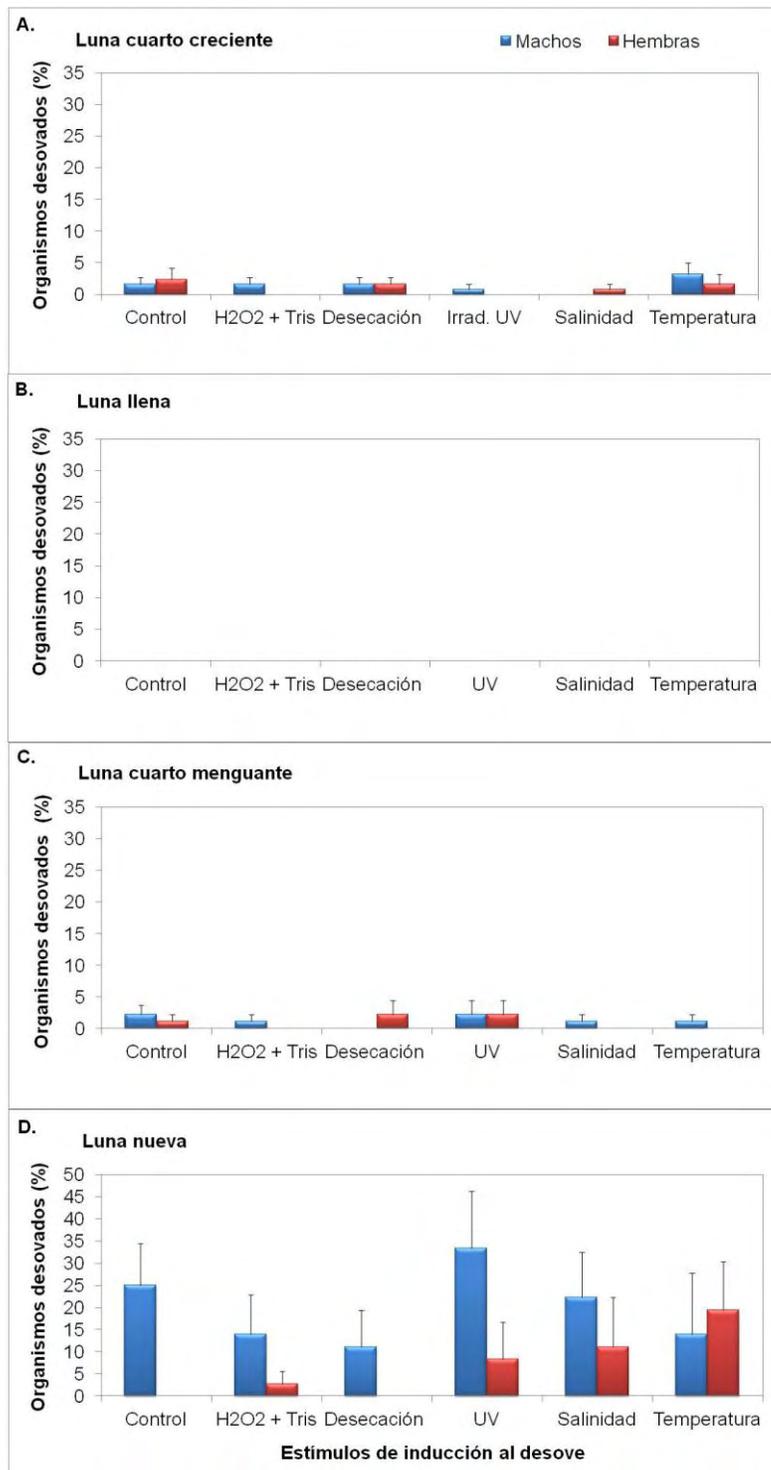


Figura 14. Cada estímulo en fase de luna cuarto creciente (A), cada estímulo en fase de luna llena (B), cada estímulo en fase de luna cuarto menguante (C) y cada

estímulo en fase de luna nueva (D), sobre el porcentaje de hembras y machos desovados bajo condiciones de laboratorio.

El análisis estadístico ANDEVA a dos vías, señalaron que existe un efecto significativo de la fase lunar, pero no de los estímulos aplicados ni de la interacción entre estos factores sobre el porcentaje de hembras y machos desovados (Anexo 2).

De acuerdo a las pruebas de rangos múltiples, valores significativamente mayores de porcentaje de hembras desovadas se obtuvieron durante la luna menguante y nueva, mientras que en los machos se obtuvieron en luna nueva (Anexo 3).

5.2. FECUNDIDAD DE *C. pica*

En ejemplares de *C. pica* con diámetros de concha de 40 a 90 mm y pesos entre 53 y 257 g, la fecundidad osciló entre 93.400 y 469.000 oocitos (Figura 15), encontrándose una relación positiva significativa entre la fecundidad y el peso de las hembras (n= 17, p=0,0004, $R^2=0,7324$), como se muestra en la figura.

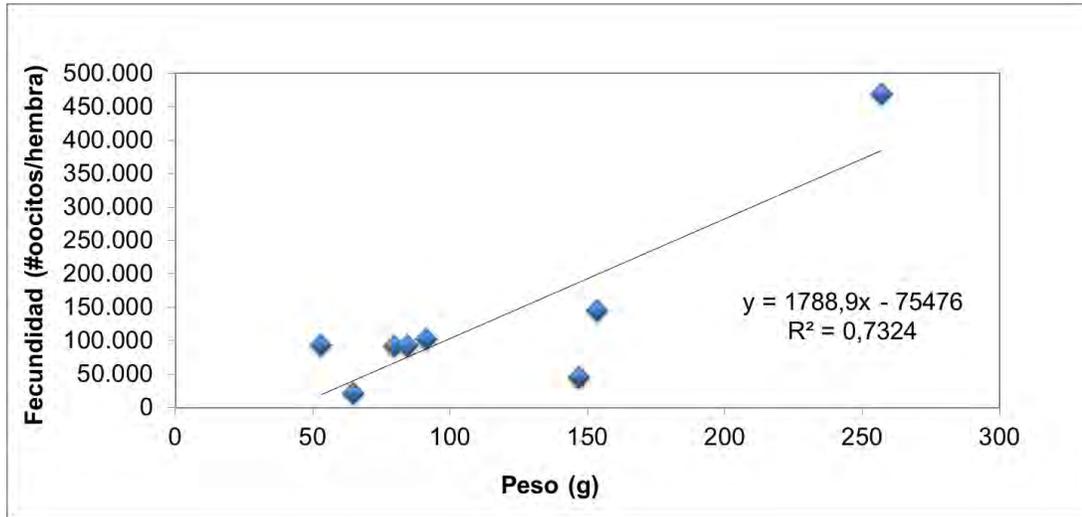


Figura 15. Fecundidad de *C. pica* en relación a su peso.

5.3. EXPERIMENTOS DE CULTIVO LARVARIO DE *C. pica*

5.3.1. Efecto del sistema de cultivo sobre la supervivencia larvaria. El porcentaje de supervivencia acumulada de las larvas luego de 48 h de cultivo, varió entre 1 y 10 % (Figura 16). En ambos sistemas se observó que la supervivencia de las larvas decreció entre las 0 y las 24 h, posteriormente, entre las 24 a 48 horas, el porcentaje se mantuvo relativamente constante (2 y 20 %).

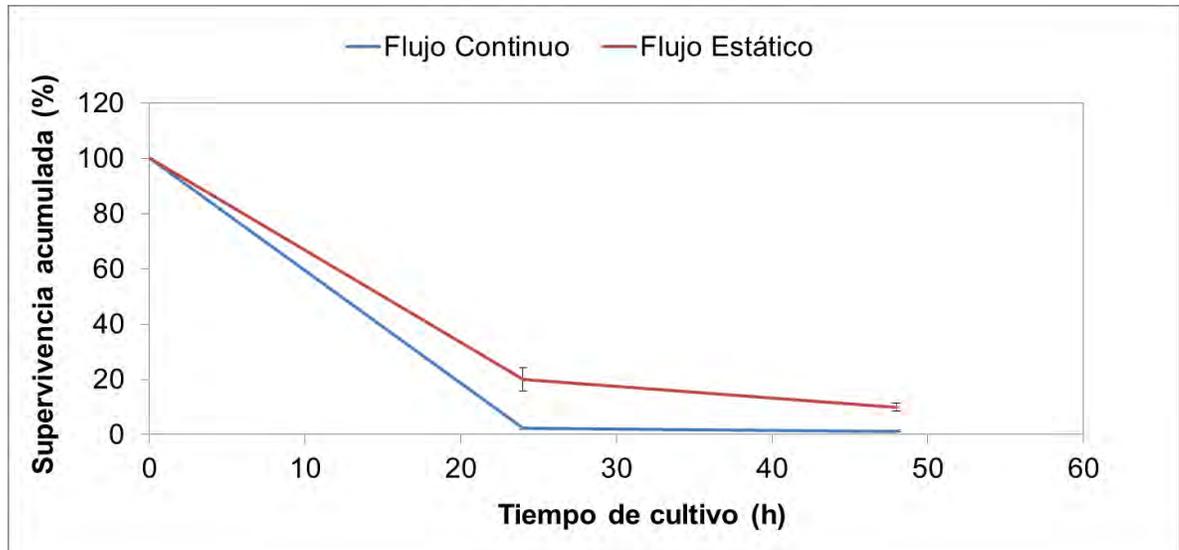


Figura 16. Supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en dos sistemas de cultivo en laboratorio.

El análisis estadístico ANDEVA a dos vías señaló que existe un efecto significativo del sistema de cultivo, el tiempo del cultivo y de la interacción entre estos factores sobre el porcentaje de supervivencia acumulada (Anexo 4). Las pruebas de rangos múltiples de Tukey señalaron que valores significativamente mayores del porcentaje de supervivencia acumulada se obtuvieron en el sistema de flujo estático a las 24 y 48 h (Anexo 5).

5.3.2. Efecto de la densidad sobre la supervivencia larvaria. El porcentaje de supervivencia acumulada de las larvas luego de 48 h de cultivo osciló entre 20 y 36 % (Figura 17). Se observaron mayores supervivencias a densidades medias y bajas (1 y 0,5 larva.mL⁻¹) en comparación con el tratamiento de alta densidad (1,5 larvas.mL⁻¹).

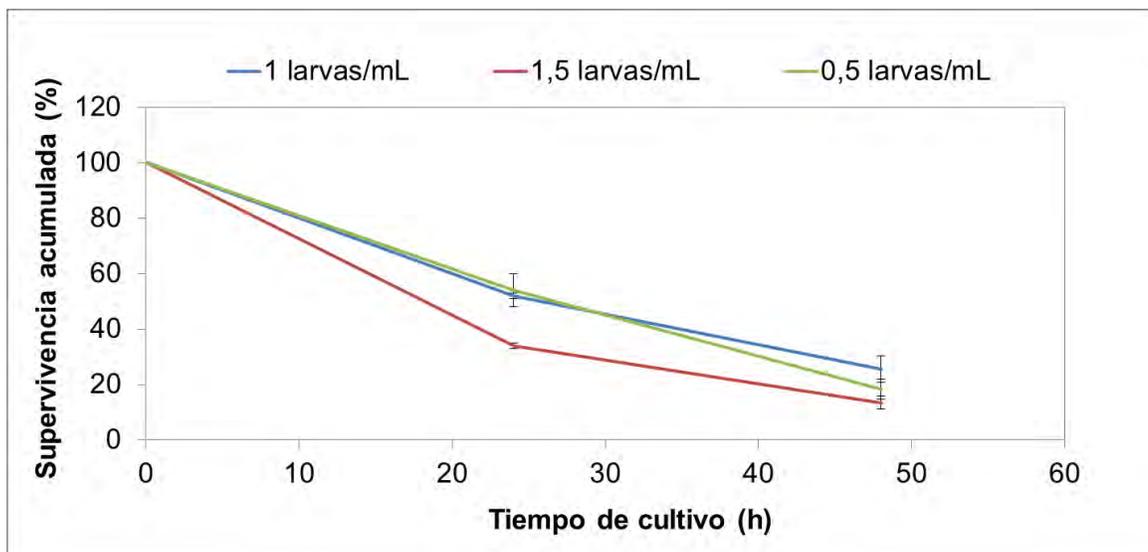


Figura 17. Efecto de la densidad y el tiempo de cultivo sobre la supervivencia larvaria de *C. pica*.

La prueba ANDEVA a dos vías realizada, señaló que existe un efecto significativo del sistema de cultivo, el tiempo del cultivo y de la interacción entre estos factores sobre el porcentaje de supervivencia acumulada (Anexo 6).

En las pruebas de Tukey de rangos múltiples se pudo verificar que valores significativamente mayores de porcentaje de supervivencia acumulada se presentaron en los tratamientos de densidades baja y media ($0,5$ y 1 Larvas. mL^{-1} , respectivamente) durante las primeras 24 h en comparación con aquellos de alta densidad ($1,5$ larvas. mL^{-1}) (Anexo 7). No obstante, a las 48 h no se presentaron diferencias en las tres densidades.

5.4. EXPERIMENTOS DE CULTIVO DE POSTLARVAS DE *C. pica*

5.4.1. Efecto del sistema de cultivo sobre el crecimiento y supervivencia postlarvaria. Los porcentajes de postlarvas recuperadas en relación a las larvas maduras presentes en los acuarios variaron entre $0,003$ y $0,036$ %, en los sistemas de flujo estático y de flujo continuo respectivamente (Figura 18A). De otro lado, las tasas de crecimiento de las postlarvas estuvieron entre $0,27$ mm.mes^{-1} para el sistema de flujo continuo y $0,48$ mm.mes^{-1} para el sistema de flujo estático respectivamente (Figura 18B).

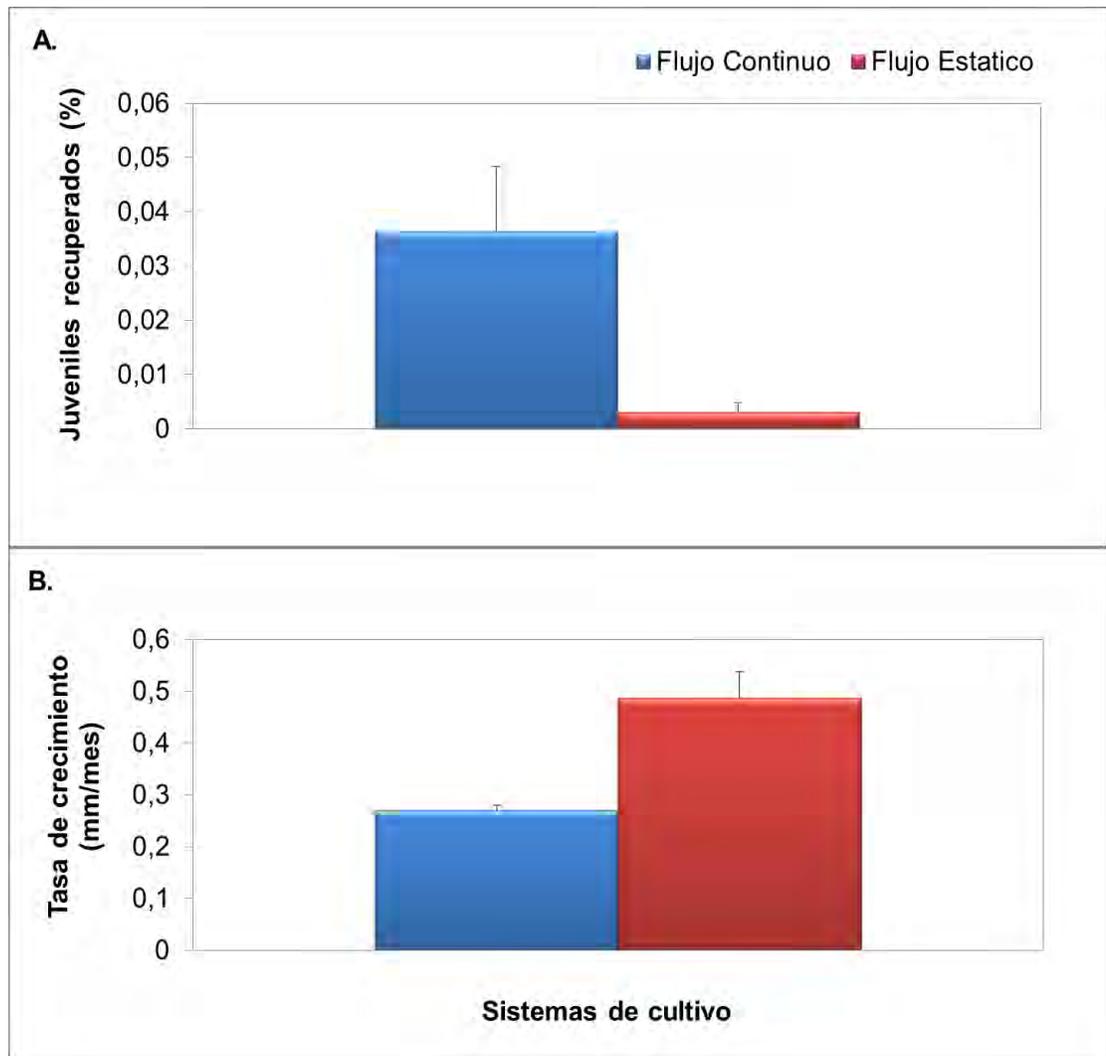


Figura 18. Cultivo de postlarvas de *C. pica*. **A.** Influencia del sistema de cultivo sobre el porcentaje de postlarvas recuperadas y **B.** Influencia del sistema de cultivo sobre la tasa de crecimiento.

Los análisis estadísticos ANDEVA a una vía realizados, señalaron que existe un efecto significativo de los sistemas de cultivo sobre el porcentaje de juveniles recuperados y la tasa de crecimiento (Anexo 8).

De acuerdo a las pruebas de rangos múltiples, valores significativamente mayores de porcentaje de juveniles recuperados se obtuvieron en el sistema con flujo continuo. Para la tasa de crecimiento se obtuvieron mayores valores en sistema de flujo estático (Anexo 9).

6. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1. DESOVE

Los mayores porcentajes de machos y hembras de *Cittarium pica* desovados se presentaron durante la fase de luna nueva en comparación con el resto de las fases lunares, según el acervo teórico de la especie⁵⁶ y otros arqueogastrópodos tropicales como *Haliotis asinina*⁵⁷ y *Trochus niloticus*⁵⁸. No obstante, esto contradice lo hallado para *Haliotis iris*⁵⁹ y *Haliotis rubra*⁶⁰ en el cual no existió relación con las fases lunares. Durante la luna nueva y luna llena, se producen las mareas más altas y bajas, la diferencia entre estas fases lunares es que durante la luna nueva hay mayor oscuridad y durante la luna llena se da la mayor claridad en la noche. Considerando que los desoves de estos organismos en el medio natural se sincronizan con el fin de aumentar el éxito reproductivo⁶¹ y que generalmente ocurren en horas de la noche⁶², es posible que en este estudio durante la fase de luna nueva, los factores como la mayor atracción gravitacional y las condiciones de oscuridad brindadas para el desove hayan actuado sobre *C. pica* produciendo mayor porcentaje de organismos desovados.

La similitud del porcentaje de los adultos de *C. pica* desovados y del tiempo de respuesta de desove en relación a los diferentes estímulos físicos y químicos aplicados en los bioensayos y a los controles, coincide con lo observado para esta especie⁶³ y para otros arqueogasterópodos como *Haliotis australis*⁶⁴, *T. niloticus*⁶⁵, en las cuales no hay una respuesta específica a estímulos externos en condiciones de laboratorio. Sin embargo, en otras especies como *Haliotis tuberculata*⁶⁶, *Haliotis rufescens*⁶⁷, *H. iris*⁶⁸, *Haliotis laevigata* y *H. rubra*⁶⁹, *T.*

⁵⁶ BELL. Op. Cit., pp. 250-266; PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

⁵⁷ ONITSUKA et al. Synchronized spawning of abalone *Haliotis diversicolor* triggered by typhoon events in Sagami Bay, Mar Ecol Prog. 351, Japan, 2007. pp. 129-138.

⁵⁸ NASH. Op. Cit., pp. 3-16; PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68; HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330; ISA et al. Mass seed production and restocking of trochus in Okinawa. Workshop on Trochus Resource Assessment, Management and Development: Report and selected papers. South Pacific Commission, Noumea, New Caledonia, 1997. pp. 75-100; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁵⁹ MOSS et al. Comparing two simple methods to induce spawning in the New Zealand abalone (paua), *Haliotis iris*, New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research. 29 (3), 1995. pp. 329-333.

⁶⁰ HEASMAN y SAVVA. Manual for intensive hatchery production of abalone. Theory and practice for year-round, high density seed production of blacklip abalone (*Haliotis rubra*), Australia, 2007. pp. 43-53.

⁶¹ HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70.

⁶² BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

⁶³ BELL. Op. Cit., pp. 250-266; PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

⁶⁴ MOSS. Effect of temperature on the breeding cycle and spawning success of the New Zealand abalone, *Haliotis australis*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research. 32, 1998. pp. 139-146.

⁶⁵ HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330; LEE, C. y LYNCH, P. Op. Cit., pp. 185.

⁶⁶ HAHN, K. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. Op. Cit., pp. 285-294.

⁶⁷ HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70.

⁶⁸ MOSS et al. Op. Cit., pp. 229-333.

⁶⁹ GRUBERT y RITAR. The effect of temperature and conditioning interval on the spawning success of wild-caught blacklip (*Haliotis rubra*, Leach 1814) and greenlip (*H. laevigata*, Donovan 1808) abalone. Aquaculture Research. 36, 2005. pp. 654-665.

*niloticus*⁷⁰ y *Haliotis asinina*⁷¹ se reportan mayores porcentajes de organismos desovados y/o menores tiempos de respuesta de desove usando estímulos como cambios temperatura⁷², flujo de agua con UV⁷³, peróxido de hidrógeno (H₂O₂) y tris aminometano hidroximetílico (C₄H₁₁NO₃)⁷⁴. La similitud en la respuesta de desove obtenida en este estudio estaría indicando que los organismos desovan con independencia de cualquiera de los estímulos aplicados.

La falta de influencia del sexo sobre el porcentaje de adultos de *C. pica* desovados y el tiempo de respuesta de desove coincide con lo reportado para esta especie por Pabón⁷⁵ y Bell⁷⁶. No obstante, estos resultados difieren de lo reportado para otros arqueogastrópodos como *H. iris*⁷⁷, *H. australis*⁷⁸, *H. rubra*⁷⁹ y *T. niloticus*⁸⁰, en los que se observa que los machos responden en un menor tiempo que las hembras y se sugiere que la presencia de esperma en el medio estimula el desove de las hembras. Los resultados sugieren que tanto los machos como hembras maduros de *C. pica* tienen mayores probabilidades de desovar durante la fase de luna nueva, luego de mantenerlos por un tiempo en desecación, careciendo de importancia el tipo de estímulo inductor que se aplique.

La relación positiva hallada entre el peso de las hembras y su fecundidad concuerda con lo encontrado para la especie⁸¹ y en otros arqueogastrópodos como *H. tuberculata*⁸², *Haliotis midae*⁸³ y *H. rubra*⁸⁴. Sin embargo, en otros estudios con esta especie⁸⁵ y con otros gasterópodos como *H. iris*⁸⁶, *H. tuberculata*⁸⁷, *H. rubra*⁸⁸ y *H. laevigata*⁸⁹ no se encuentra relación alguna entre

⁷⁰ GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁷¹ SETYONO, D. Food preferences for juvenile tropical abalone (*Haliotis asinina*). Oseanologi dan Limnologi di Indonesia. 41, 2006. pp. 1-14.

⁷² HAHN, K. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. Op. Cit., pp. 285-294; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁷³ HAHN, K. Artificial induction of spawning and fertilization. Op. Cit., pp. 53-70; GAPASIN et al. Op. Cit., pp. 14.

⁷⁴ HAHN, K. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. Op. Cit., pp. 301-330.

⁷⁵ PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

⁷⁶ BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

⁷⁷ MOSS et al. Op. Cit., pp. 229-333.

⁷⁸ MOSS. Op. Cit., pp. 139-146.

⁷⁹ HUCHETTE et al. Growth of juvenile blacklip abalone (*Haliotis rubra*) in aquaculture tanks: effects of density and ammonia. Aquaculture. Australia, 2003, Elsevier. 219. pp. 457-470.

⁸⁰ ISA et al. Op. Cit., pp. 75-100.

⁸¹ BELL. Op. Cit., pp. 250-266.

⁸² CLAVIER. Fecundity and optimal sperm density for fertilization in the ormer (*Haliotis tuberculata* L.). In: Abalone of the world: Biology, fisheries and culture. Proceedings of the 1st International Symposium on Abalone. Blackwell Scientific Publications Ltd., Oxford, UK, 1992. pp. 86-92.

⁸³ ROUX. Reproduction of the south african abalone, *Haliotis midae*. Dissertation presented for the degree of Doctor of Philosophy (Animal Sciences) at the University of Stellenbosch, 2011. pp. 17-34.

⁸⁴ LITAAY y SILVA. Spawning season, fecundity and proximate composition of the gonads of wild-caught blacklip abalone (*Haliotis rubra*) from Port Fairy waters, south eastern Australia. School of Ecology and Environment, Deakin University, P.O. Box 243, Warrnambool, Vic 3280, Australia, 2002. pp. 3-8.

⁸⁵ PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

⁸⁶ MOLINA. Estimaciones de fecundidad en *Haliotis rufescens* de El Bajo, Bahía Rosario, Baja California. Ciencia Pesquera. Inst. Nal. Pesca. Sría. Pesca. México, 1983. pp. 77-95.

⁸⁷ GRUBERT y RITAR. Op. Cit., pp. 654-665.

estas variables, o incluso se observa que la fecundidad tiende a decrecer con valores muy altos de longitud o peso⁹⁰. En moluscos se ha observado que se presenta una transición gradual en la utilización de la energía desde el crecimiento del tejido somático cuando son juveniles y adultos tempranos, al crecimiento del tejido reproductivo cuando avanzan en edad, para posteriormente decaer, cuando los organismos son senescentes⁹¹.

Los valores de porcentaje de animales desovados, tiempo de respuesta y fecundidad de *C. pica* obtenidos en la presente investigación fueron similares o menores a los encontrados en la misma especie y en otros arqueogastrópodos (Anexo 10). En general, se observa que los haliótidos como *H. tuberculata*⁹², *H. iris*⁹³, *H. laevigata* y *H. rubra*⁹⁴, *H. asinina*⁹⁵, presentan mayores valores de porcentajes de organismos desovados, tiempo de respuesta y fecundidad en comparación con los tróquidos y patélidos. El desove de los moluscos solo ocurre cuando los gametos están completamente maduros⁹⁶. En el caso de los haliótidos es posible evidenciar el estado de madurez de los animales e inducir únicamente los organismos que se encuentren maduros a diferencia de los tróquidos y patélidos donde es imposible observar el estado de madurez⁹⁷, esto reduce las probabilidades de obtener desoves al ser inducidos⁹⁸.

6.2. CULTIVO LARVARIO

Los mayores valores de supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en sistemas de cultivo estático en comparación con aquellas cultivadas en sistemas con flujo de agua continuo coincide con lo hallado en larvas de moluscos bivalvos como *Pecten maximus*⁹⁹. No obstante estos resultados contradicen lo hallado en las larvas de *Argopecten gibbus*, las cuales presentan mayores supervivencias en sistemas de flujo continuo en comparación con los

⁸⁸ *Ibid.*, pp. 654-665.

⁸⁹ *Ibid.*, pp. 654-665.

⁹⁰ MOLINA. *Op. Cit.*, pp. 77-95.

⁹¹ THOMPSON. Fecundity and reproductive effort in the mussel (*Mytilus edulis*), the sea urchin (*Strongylocentrotus droebachiensis*) and the snow crab (*Chionoectes opilio*) from population in Nova Scotia and Newfoundland. *J. Fish. Res. Board Can.* 36, 1979. pp. 955-964; MOLINA. *Op. Cit.*, pp. 77-95.

⁹² HAHN, K. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. *Op. Cit.*, pp. 285-294.

⁹³ MOSS et al. *Op. Cit.*, pp. 229-333.

⁹⁴ GRUBERT y RITAR. *Op. Cit.*, pp. 654-665.

⁹⁵ SETYONO. *Op. Cit.*, pp. 1-14.

⁹⁶ MORSE et al. Hydrogen peroxide induces spawning in mollusks, with activation of prostaglandin endoperoxide synthetase. *Science*. 196, 1977. pp. 298-300.

⁹⁷ TORRE. Caracterización biológica del molusco protegido *Patella ferruginea* Gmelin, 1791 (Gastropoda: Patellidae): base para su gestión y conservación. Laboratorio de biología marina, Universidad de Sevilla, 2005. pp. 354; RIBEIRO et al. Reproductive cycles of four species of *Patella* (Mollusca: Gastropoda) on the northern and central Portuguese coast. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 2009, 89(6), pp. 1215-1221.

⁹⁸ PABÓN, L. *Op. Cit.*, pp. 39-68.

⁹⁹ ANDERSEN et al. Flow-through system for culturing great scallop. Kluwer Academic Publishers. Printed in the Netherlands. *Aquaculture International* 8, 2000. pp. 249-257,

obtenidos en un sistema estático¹⁰⁰. Es posible que en este estudio, las larvas mantenidas en sistemas de flujo continuo se vieran afectadas por los choques entre las larvas y contra las paredes del sistema ya que la forma con que cae el flujo puede impedir que las larvas se mantengan en suspensión y sin sufrir coaliciones.

La falta de influencia de la densidad de cultivo sobre la supervivencia acumulada final de las larvas de *C. pica* coincide con lo reportado en otros estudios con la misma especie¹⁰¹ y con otros arqueogastrópodos como *H. rubra*¹⁰² y *H. rufescens*¹⁰³. Aparentemente la densidad no es un asunto tan importante en larvas lecitotróficas, que se alimentan de sus reservas vitelinas, debido a que no ocurre competencia de alimento¹⁰⁴. No obstante, densidades altas de embriones pueden ocasionar disminución de oxígeno y competencia por espacio entre ellas, lo cual conlleva a la muerte de las mismas y al deterioro de la calidad del agua¹⁰⁵.

Los valores de supervivencia de las larvas de *C. pica* obtenidos en este estudio fueron mayores a los reportados previamente para la especie y similares o más bajos que los encontrados en otros arqueogastrópodos (Anexo 11). Las bajas supervivencias sugieren que esta especie es más susceptible al estrés que otras especies de arqueogastrópodos y/o que tiene requerimientos más exigentes en cuanto a la calidad del agua.

6.3 CULTIVO POSTLARVARIO

El mayor porcentaje de postlarvas de *C. pica* recuperadas en el sistema de flujo continuo en comparación con el obtenido en el sistema estático difiere con la mayor supervivencia de *H. rufescens* obtenida en el sistema estático¹⁰⁶. Estos autores atribuyen sus resultados a una mayor calidad del agua en el sistema estático, ya que los lavados periódicos que se hacen en este sistema permiten eliminar desechos, bacterias y protozoos. Es posible que *C. pica* sea una especie más sensible a la manipulación que a la formación de biofilms bacterianos, por lo que el mayor porcentaje de postlarvas recuperadas en el sistema de flujo continuo

¹⁰⁰ SARKIS et al. Larval rearing of calico scallops, *Argopecten gibbus*, in a flow-through system. *Aquacult Int*, 2006. 14:527-538.

¹⁰¹ PABÓN, L. Op. Cit., pp. 39-68.

¹⁰² DAUME et al. Nursery culture of *Haliotis rubra*: the effect of cultured algae and larval density on settlement and juvenile production. *Aquaculture*, 236, 2003. 221-239.

¹⁰³ SEARCY et al. Metamorphosis and postlarval growth of abalone *Haliotis rufescens* in a Mexican commercial hatchery. *Journal of Shellfish Research*. 26 (3), 2007. pp. 783-787.

¹⁰⁴ LEIGHTON, P. Abalone Hatchery Manual. *Aquaculture Explained*, Abalone File No. 25, 2008. pp. 77; CHAITANAWISUTI et al. The combined effects of temperature and salinity on survival of larvae and juveniles of tropical abalone *Haliotis asinina* under laboratory conditions. *Journal of Research in Biology*. 2 (6), 2012. pp. 572-579.

¹⁰⁵ *Ibíd.*, pp. 77.

¹⁰⁶ BELTRÁN, A. y BERNAL. Survival and growth of red abalone (*Haliotis rufescens* postlarva under different static and flow conditions. Instituto de Investigaciones Oceanológicas, Universidad Autónoma de Baja California, Mexico. *Journal of Shellfish Research*, Vol. 32, No. 1, 2013. pp. 29-32.

esté relacionado con la ausencia de manipulación y una relativamente alta calidad del agua.

Los mayores valores de tasa de crecimiento de las postlarvas de *C. pica* mantenidas en el sistema estático en comparación con las presentadas en el sistema de flujo continuo pueden atribuirse a que en condiciones estáticas la supervivencia fue baja, por lo que la densidad también fue baja, causando altas tasas de crecimiento. La densidad en algunos moluscos disminuye las tasas de crecimiento, en altas densidades aumenta la competencia por recursos como espacio, oxígeno, y alimento, a la vez que ocurre una acumulación de desechos tóxicos (CO₂, amonio y heces) que producen estrés en las larvas y postlarvas¹⁰⁷. Los resultados del presente estudio difieren de lo reportado para *H. rufescens*, donde las mayores tasas de crecimiento se presentaron en sistema de flujo continuo¹⁰⁸. No obstante, estos autores también explican sus resultados por efectos denso-dependientes. En síntesis, las mayores tasas de crecimiento de las postlarvas de *C. pica* mantenidas en el sistema estático parecen responder al efecto negativo de la mayor densidad presente en este sistema de cultivo.

Los valores de porcentaje de postlarvas de *C. pica* recuperadas y su tasa de crecimiento fueron comparativamente más bajos con respecto a otros trabajos llevados a cabo con la misma especie y con otros arqueogastropodos (Anexo 12). Es posible que los resultados en el presente estudio se atribuyan a la baja densidad y volumen empleado en los sistemas de cultivo.

¹⁰⁷ CHENG, H. Farming the small abalone, *Haliotis diversicolor supertexta*, in Taiwan. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods, Florida, 1989. .pp. 265-283; CAPINPIN et al. Density dependent growth of the tropical abalone *Haliotis asinina* in cage culture. Aquaculture. 171 (3), 1999. pp. 227-235; HUCHETTE et al. Op. Cit., pp. 457-470.

¹⁰⁸ BELTRÁN, A. y BERNAL. Op. Cit., pp. 29-32.

7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. CONCLUSIONES

- Durante la fase de luna nueva se obtuvo el mayor porcentaje de machos y hembras de *Cittarium pica* desovados, en comparación con el resto de las fases lunares.
- Ninguno de los estímulos aplicados tuvo un efecto significativo sobre la respuesta de desove de los adultos de *C. pica*.
- Adultos de *C. pica* desovan luego de mantenerlos por un tiempo en desecación, careciendo de importancia el tipo de estímulo inductor que se aplique.
- El tiempo de respuesta de desove de *C. pica* fue en promedio de 6 horas, siendo similar en machos y hembras.
- La fecundidad de *C. pica* fue en promedio 132.850 oocitos/hembra y presentó una relación positiva con el peso de hembras.
- Las larvas de *C. pica* mantenidas en sistemas de cultivo con flujo estático presentaron mayores valores de supervivencia acumulada que aquellas cultivadas en sistemas con flujo de agua continuo.
- Las densidades de cultivo larvario entre 0,5 y 1,5 larvas/mL no afectaron de forma significativa la supervivencia acumulada final de las larvas de *C. pica*.
- La supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* fue relativamente baja (30 %), y disminuyó en mayor proporción durante las primeras 24 h de cultivo.
- El porcentaje de postlarvas recuperadas de *C. pica* fue mayor cuando estas fueron mantenidas en un sistema de flujo continuo que en uno estático, mientras que las tasas de crecimiento presentaron el patrón contrario, siendo mayores las de los animales mantenidos en el sistema de flujo estático.

7.2. RECOMENDACIONES

Dentro de los protocolos para la obtención de juveniles de *Cittarium pica* se debe tener en cuenta el ciclo biológico de la especie, al igual que la época de lluvia y fase lunar, con el fin de evitar estrés de los ejemplares y mortalidades antes, durante y/o después de los ensayos.

Se debe seguir realizando este tipo de investigaciones que ayuden a estandarizar el manejo y la producción de juveniles de *C. pica*.

Continuar con ensayos de estímulos inductores en condiciones de laboratorio no solo utilizados en gasterópodos y bivalvos, teniendo en cuenta condiciones ambientales y la influencia del tipo de cultivo sobre la salinidad y temperatura.

8. BIBLIOGRAFIA

- Al - Rashdi, K., & Iwao, T., 2008. Abalone, *Haliotis mariae* (Wood, 1828), Hatchery and Seed Production Trials in Oman. *Agricultural and Marine Sciences*. 13: 53 - 63.
- Andersen, S., Buernell, G. y Bergh, Ø., 2000. Flow-through system for culturing great scallop. Kluwer Academic Publishers. Printed in the Netherlands. *Aquaculture International* 8: 249–257.
- Ardila, N., Navas, G., Reyes, J., (eds.). 2002. Libro rojo de invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia.
- Barnes, R.D. 1989. *Zoología de los Invertebrados*. 5ª ed. McGraw Hill. México, 1157 p.
- Bell, L., 1992. Reproduction and larval development of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (Trochidae) in the Bahamas. *Bull. Mar. Science* 51(2), 250-266.
- Beltran, A. y Bernal, S., 2013. Survival and growth of red abalone (*Haliotis rufescens* postlarva under different static and flow conditions. Instituto de Investigaciones Oceanológicas, Universidad Autónoma de Baja California, Mexico. *Journal of Shellfish Research*, Vol. 32, No. 1, 29–32, 2013.
- Bravo S.; H. Dölz; M.T. Silva; C. Lagos; A. Millanao; M. Urbina., 2005. Diagnóstico del uso de fármacos y otros productos químicos en la acuicultura. Chile: Universidad austral de chile facultad de pesquerías y oceanografía instituto de acuicultura. pp. 150 – 153.
- Brazão, S., Boaventura, D., Morais, S., Narciso, L. y Ré, P., 2003. Reproduction of *Patella depressa* Pennant, 1777 on the central Portuguese coast. Laboratório Marítimo da Guia, Faculdade de Ciências de Universidade de Lisboa, Estrada do Guincho. *Bol. Inst. Esp. Oceanogr.* 19 (1-4). 2003: 453-460. Cascais, Portugal, pp. 2750-374.
- Capinpin, E., Toledo, J., Encena, V., & Doi, M., 1999. Density dependent growth of the tropical abalone *Haliotis asinina* in cage culture. *Aquaculture*. 171 (3): 227 - 235.
- Lee, C. y Lynch, P. Trochus: Status, Hatchery Practice and Nutrition. Proceedings of a workshop held at Northern Territory University, ACIAR Proceedings No. 79, 1997. pp. 185.

Cheng, H. C., 1989. Farming the small abalone, *Haliotis diversicolor supertexta*, in Taiwan. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida. 265 - 283 p.

Chaitanawisuti, N., Sirinun, N., & Santhaweesuk, Wannanee., 2012. The combined effects of temperature and salinity on survival of larvae and juveniles of tropical abalone *Haliotis asinina* under laboratory conditions. Journal of Research in Biology. 2 (6): 572 – 579.

Clavier J., 1992. Fecundity and optimal sperm density for fertilization in the ormer (*Haliotis tuberculata* L.). In: Abalone of the world: Biology, fisheries and culture. Proceedings of the 1st International Symposium on Abalone. Blackwell Scientific Publications Ltd., Oxford, UK. 86 - 92 p.

Daume, S., Huchette, S., Ryan, S., & Day, R. W., 2003. Nursery culture of *Haliotis rubra*: the effect of cultured algae and larval density on settlement and juvenile production. Aquaculture. 236: 221 - 239.

Debrot, A., 1990a. Survival, growth and fecundity of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (Linnaeus), in various rocky intertidal habitats of the Exuma Cays, Bahamas. The Veliger 33(4), 363-371.

-----., 1990b. Temporal aspects of population dynamics and dispersal behavior of the West Indian topshell, *Cittarium pica* (L.), at selected sites in the Exuma Cays, Bahamas. Bull. Mar. Science 47(2), 431-447.

Díaz, J.M., Puyana, M., 1994. Moluscos del Caribe Colombiano, un catálogo ilustrado. Colciencias, Fundación Natura e Invemar, Bogotá, 291p + láminas.

Gracia, A. y Díaz, J. M. Nombre de la especie, páginas. En N. Ardila, G. R. Navas, y J. Reyes (Eds.). 2002. Libro rojo de los invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia.

Graham, A., 1965. Observations on the anatomy of some trochacean gastropods. Bull. Mar. Science 15(1), 202-210.

Gapasin, R., Gallardo, W. y Polohan, B. Successful induced spawning of the top shell, *Trochus niloticus*, at SEAFDEC/AQD, Philippines. In: Trochus incorporating molluscs and other shellfish. Noviembre, 2002. Vol. 8. No. 9, p. 14.

Grubert, M. A., & Ritar, A. J., 2005. The effect of temperature and conditioning interval on the spawning success of wild-caught blacklip (*Haliotis rubra*, Leach 1814) and greenlip (*H. laevigata*, Donovan1808) abalone. Aquaculture Research. 36: 654 - 665.

- Hahn, K., 1989a. Culture of the topshell, *Trochus niloticus*. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida, pp.301-330.
- Hahn, K., 1989b. Culture of *Haliotis tuberculata* at the argenton experimental station, France. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida, pp.285-294.
- Hahn, K., 1989c. Abalone aquaculture in Japan. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida, pp.185-194.
- Hahn, K., 1989d. Biotic and abiotic factors affecting the culture of abalone. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida, pp.113-134.
- Hahn, K., 1989e. Artificial induction of spawning and fertilization. In: Hanh, K. (ed), Handbook of culture of abalone and other marine gastropods. Florida, pp.53-70.
- Hawkins M. y Velasco L., 2007. Potencial de cultivo del caracol burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Trochidae) en tanques sin flujo de agua. En: Plan de investigación para la conservación de *cittarium pica* (Linnaeus, 1758). Colombia, pp. 23.
- Hawkins, M., & Velasco, L. A., 2009. Potencial de cultivo del caracol burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Trochidae) en tanques sin flujo de agua. En: Osorno, A., Gil - Agudelo, D. L., & Gomez - Lemos, L. A. (eds.) Plan de Investigación para la Conservación de *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758). INVEMAR, Santa Marta. 43 - 44 p.
- Heasman M. y Savva N., 2007. Manual for intensive hatchery production of abalone. Theory and practice for year-round, highdensity seed production of blacklip abalone (*Haliotis rubra*). Australia, pp. 43-53.
- Huchette, S., Koh, C. S., & Day, R., 2003. Growth of juvenile blacklip abalone (*Haliotis rubra*) in aquaculture tanks: effects of density and ammonia. Aquaculture. Australia, Elsevier. 219: 457 - 470.
- INVEMAR. 2005. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia. pp. 61-65.
- Isa, J., Kubo, H., & Murakoshi, M., 1997. Mass seed production and restocking of trochus in Okinawa. Workshop on Trochus Resource Assessment, Management and Development: Report and selected papers. South Pacific Commission, Noumea, New Caledonia. 75 - 100 p.

Kitalong, A. H., & Orak, O., 1997. Status of *Trochus niloticus* mariculture in the Republic of Palau. Workshop on Trochus Resource Assessment, Management and Development: Report and selected papers. South Pacific Commission, Noumea, New Caledoni. 103 - 106 p.

Illanes, J.E., 2005. Instalaciones básicas para la selección y acondicionamiento de reproductores y producción de semilla de abalón en hatchery. En: 3er Curso Internacional en Cultivo de Moluscos Comerciales, Coquimbo, Chile, pp. 33-69.

Litaay, M., Silva, S., 2002. Spawning season, fecundity and proximate composition of the gonads of wild-caught blacklip abalone (*Haliotis rubra*) from Port Fairy waters, south eastern Australia. School of Ecology and Environment, Deakin University, P.O. Box 243, Warrnambool, Vic 3280, Australia. pp. 3-8.

Leighton, D. L., 1974. The influence of temperature on larval and juvenile growth in three species of southern California abalones. Fishery Bulletin. 72 (4): 1137 - 1145.

Leighton, P., 2008. Abalone Hatchery Manual. Aquaculture Explained, Abalone File No. 25: 77 p.

Manotas, V.H., y Mariano, C. P. 2000. Parámetros de crecimiento, supervivencia y tamaño de la población de *Cittarium pica* (Mollusca: Gastrópoda) en la ensenada de Gayraca, PNNT. Santa Marta. Trabajo de grado (Biología). Universidad del Atlántico. Facultad de Ciencias Básicas. Programa de Biología. Barranquilla. 85 p.

Meglitsch, P.A. 1978. Zoología de Invertebrados. H. Blume (Ed.). Madrid, 906 p.

McLean, R.F. 1967. Measurements of beachrock erosion by some tropical marine gastropods. Bull. Mar. Sci., 17(3): 551-556 p.

Molina - Martínez, J., 1983. Estimaciones de fecundidad en *Haliotis rufescens* de El Bajo, Bahía Rosario, Baja California. Ciencia Pesquera. Inst. Nal. Pesca. Sría. Pesca. México. 4: 77 - 95.

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

Moss, G. A., Illingworth, J & Tong, L. J., 1995. Comparing two simple methods to induce spawning in the New Zealand abalone (paua), *Haliotis iris*, New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research. 29 (3): 329 - 333.

Moss, G. A., 1998. Effect of temperature on the breeding cycle and spawning success of the New Zealand abalone, *Haliotis australis*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research. 32: 139 - 146.

Moss, G. A., 1999. Factors affecting settlement and early post-settlement survival of the New Zealand abalone *Haliotis australis*, New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research. 33 (2): 271 - 278.

Nash W.J. 1985. Aspects of the biology of *Trochus niloticus* and its fishery in the Great Barrier Reef Region. In: The status of trochus (*Trochus niloticus*) in Tongatapu Lagoon, Kingdom of Tonga. 15 ed. New Caledonia: Secretariat of the Pacific Community, June 2010. p. 3 – 16.

Osorno, A., 2005. Bioecología de la cigua o burgao *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758) (Mollusca:Gastropoda:Trochidae) en la costa continental del Caribe colombiano. Tesis de pregrado en Biología Marina, Universidad Jorge Tadeo Lozano, Santa Marta, Colombia. 119 pp. + anexos.

Osorno, A. y Díaz, J.M. 2006. Explotación, usos y estado actual de la cigua o burgao *Cittarium pica* (Mollusca: Gastropoda: Trochidae) en la costa continental del Caribe colombiano. Bol. Invest. Mar. Cost. 35: 133-148.

Osorno A. y Gil D.L. 2009. Aspectos reproductivos del burgao *Cittarium pica* en los litorales rocosos del PNN Corales del Rosario y San Bernardo, Caribe colombiano, con énfasis en su conservación y aprovechamiento. En: Osorno, A., Gil, D.L. y Gómez, L.A. (Eds.). Plan de investigación para la conservación de *Cittarium pica* (L. 1758). Invemar, Serie de publicaciones especiales 16. Santa Marta, Colombia. pp. 61-65.

Onitsuka, T.; Kawamura, T., Horii, T., Takiguchi, N., Takami, H., & Watanabe, Y., 2007. Synchronized spawning of abalone *Haliotis diversicolor* triggered by typhoon events in Sagami Bay, Japan. Mar Ecol Prog. 351: 129 - 138.

Pabón L., 2013. Producción de juveniles del gasterópodo *Cittarium pica* (Linnaeus, 1758) en condiciones de laboratorio. Universidad del magdalena, Santa marta, pp. 39-68.

Poutiers, J.M., Cipriani, R., 1992. Gastrópodos y Bivalvos. pp 29-76. En: Cervigón, F., R. Cipriani, W. Fischer, L. Garibaldi, M. Hendrinckx, A.j. Lemus, R. Márquez, J.M. Poutiers, G. Robaina y B. Rodríguez (eds.).

Quinto T., Simon M., Cadenas R., Jones J., Hernandez F., Moreno J., Vargas A., Martinez F., y Soria B. 2009. Developing biological resource banks as a supporting tool for wildlife reproduction and conservation The Iberian lynx bank as a model for other endangered species. Animal Reproduction Science 112 (2009) 347–361.

Randall, H., 1964. A study of the growth and other aspects of the biology of the west indian topshell, *Cittarium pica* (Linnaeus). Bull. Mar. Science of the Gulf and Caribbean 14(3), 424-443.

Ribeiro, P., Xavier, R., Santos, M. y Hawkins, J., 2009. Reproductive cycles of four species of *Patella* (Mollusca: Gastropoda) on the northern and central Portuguese coast. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom, 2009, 89(6), 1215–1221.

Robertson, R., 2003. The edible West Indian "Whelk" *Cittarium pica* (Gastropoda: Trochidae): natural history with new observations. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 153: 27-47.

Robertson, B., 2012. Background boosters for elementary teachers. National Science Teachers Association.

Rosique, J., Marín, G., Correa, T. y Toro, B., 2008. Algunos aspectos biológicos y socioculturales de la cigua (*Cittarium pica*) en el Golfo de Urabá. En: Plan de investigación para la conservación de *cittarium pica* (linnaeus, 1758). Colombia, pp. 24.

Roux, A., 2011. Reproduction of the south african abalone, *Haliotis midae*. Dissertation presented for the degree of Doctor of Philosophy (Animal Sciences) at the University of Stellenbosch. pp. 17-34.

Ruppert E. y Barnes R. 1997. Zoología de los invertebrados. Editorial McGraw-Hill, Interamericana. México, 1114p.

Sarkis, S., Helm, M. y Hohn, C., 2006. Larval rearing of calico scallops, *Argopecten gibbus*, in a flow-through system. Aquacult Int (2006) 14:527–538.

Searcy, R., Pérez, E., Anguiano, C., & Flores, R., 2007. Metamorphosis and postlarval growth of abalone *Haliotis rufescens* in a Mexican commercial hatchery. Journal of Shellfish Research. 26 (3): 783 - 787.

Setyono, D. E. D. 2006. Food preferences for juvenile tropical abalone (*Haliotis asinina*). Oseanologi dan Limnologi di Indonesia. 41: 1 - 14. ISSN 0125 - 9830.

Thompson, R. J., 1979. Fecundity and reproductive effort in the mussel (*Mytilus edulis*), the sea urchin (*Strongylocentrotus droebachiensis*) and the snow crab (*Chionoectes opilio*) from population in Nova Scotia and Newfoundland. J. Fish. Res. Board Can. 36: 955 - 964.

Torre, F., 2005. Caracterización biológica del molusco protegido *Patella ferruginea* Gmelin, 1791 (Gastropoda: Patellidae): base para su gestión y conservación. Laboratorio de biología marina – Universidad de Sevilla. pp. 354.

Vat, L., 2000. The growth and reproduction of *Patella granularis* (Mollusca: Patellogastropoda) on the southeast coast of south Africa. Rhodes University. pp. 262.

Disponible en internet:
URL://www.ucm.es/info/tropico/docencia/Textos/E5%20GASTEROPODOS.pdf

Disponible en internet: [URL://www.asturnatura.com/moluscos/gasteropodos.html](http://www.asturnatura.com/moluscos/gasteropodos.html)

ANEXOS

ANEXO 1. ANDEVA a dos vías para evaluar el efecto de diferentes estímulos sobre el tiempo de respuesta de desove de hembras y machos de *C. pica* bajo condiciones de laboratorio.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Tratamiento	7,2821	5	1,45642	0,78	0,5697
B:Sexo	0,115058	1	0,115058	0,06	0,8052
INTERACCIONES					
AB	7,32951	5	1,4659	0,79	0,5662
RESIDUOS	67,0958	36	1,86377		
TOTAL (CORREGIDO)	78,3281	47			

ANEXO 2. ANDEVA a dos vías para evaluar el efecto de la fase lunar y de diferentes estímulos sobre el porcentaje de hembras (A) y machos (B) desovados en condiciones de laboratorio.

A.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Fase lunar	638,779	3	212,926	3,49	0,0164
B:Estímulos	254,357	5	50,8713	0,83	0,5274
INTERACCIONES					
AB	1173,39	15	78,226	1,28	0,2141
RESIDUOS	16127,6	264	61,0896		
TOTAL (CORREGIDO)	18132,7	287			

B.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Fase lunar	6378,19	3	2126,06	17,53	0,0000
B:Estímulos	461,281	5	92,2562	0,76	0,5789
INTERACCIONES					
AB	1310,58	15	87,372	0,72	0,7631
RESIDUOS	32016,1	264	121,273		
TOTAL (CORREGIDO)	40022,2	287			

ANEXO 3. Prueba de Tukey rangos múltiples para evaluar el efecto de la fase lunar y de diferentes estímulos sobre el porcentaje de hembras (A) y machos (B) desovados en condiciones de laboratorio.

A.

<i>Fase lunar</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Llena	36	0	1,30266	X
Creciente	126	1,0582	0,696303	X
Menguante	72	1,15741	0,921122	XX
Nueva	54	4,62963	1,06362	X

B.

<i>Fase lunar</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Llena	36	0	1,8354	X
Creciente	126	1,45503	0,981063	X
Menguante	72	1,62037	1,29782	X
Nueva	54	13,2716	1,4986	X

ANEXO 4. ANDEVA a dos vías, para evaluar supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en dos sistemas de cultivo en laboratorio.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Sistemas de cultivo	462,004	1	462,004	33,56	0,0000
B:Hora	44879,5	2	22439,8	1629,79	0,0000
INTERACCIONES					
AB	309,768	2	154,884	11,25	0,0007
RESIDUOS	247,833	18	13,7685		
TOTAL (CORREGIDO)	45899,1	23			

ANEXO 5. Prueba de rangos múltiples de Tukey, para evaluar supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en dos sistemas de cultivo en laboratorio. Flujo continuo (FC), Flujo estático (E), 0 (0 h), 48 (48 h) y 24 (24 h).

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
FC48	4	1,25	X
FC24	4	2,375	XX
E48	4	9,975	X
E24	4	19,975	X
FC0	4	100,0	X
E0	4	100,0	X

ANEXO 6. ANDEVA a dos vías, para evaluar supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en diferentes densidades de cultivo, bajo condiciones de laboratorio.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFFECTOS PRINCIPALES					
A: Hora	30459,6	2	15229,8	572,74	0,0000
B: Densidad de cultivo	519,726	2	259,863	9,77	0,0013
INTERACCIONES					
AB	432,429	4	108,107	4,07	0,0161
RESIDUOS	478,643	18	26,5913		
TOTAL (CORREGIDO)	31890,4	26			

ANEXO 7. Prueba de rangos múltiples de Tukey, para evaluar supervivencia acumulada de las larvas de *C. pica* mantenidas en diferentes densidades de cultivo, bajo condiciones de laboratorio. Densidad alta de 1,5 larvas.mL⁻¹ (A),

Densidad baja de 0,5 larvas.mL⁻¹ (B), Densidad media de 1 larva.mL⁻¹ (M), 0 (0 h), 24 (24 h) y 48 (48 h).

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
A48	3	13,3778	X
B48	3	18,3333	X
M48	3	25,5333	XX
A24	3	34,0	X
M24	3	52,0	X
B24	3	54,0	X
M0	3	100,0	X
B0	3	100,0	X
A0	3	100,0	X

ANEXO 8. ANDEVA a una vía para evaluar la influencia del sistema de cultivo sobre el porcentaje de postlarvas recuperadas (A) y la tasa de crecimiento (B).

A.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,00221112	1	0,00221112	7,62	0,0328
Intra grupos	0,00174075	6	0,000290125		
Total (Corr.)	0,00395187	7			

B.

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,429798	1	0,429798	36,10	0,0000
Intra grupos	1,63123	137	0,0119068		
Total (Corr.)	2,06103	138			

ANEXO 9. Prueba de múltiples rangos de Tukey para evaluar la influencia del sistema de cultivo sobre el porcentaje de postlarvas recuperadas (A) y la tasa de crecimiento (B).

A.

<i>Tratamiento</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Flujo Estático	4	0,003	X
Flujo Continuo	4	0,03625	X

B.

<i>Tratamiento</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Flujo Continuo	129	0,271639	X
Flujo Estático	10	0,48684	X

ANEXO 10. Porcentaje de organismos desovados, tiempo de respuesta de desove y fecundidad de diferentes gasterópodos marinos.

<i>Especie</i>	<i>Familia</i>	<i>Animales desovados</i>	<i>Tiempo de respuesta de</i>	<i>Fecundidad (x 10³) (oocitos/hembra)</i>	<i>Referencia</i>
----------------	----------------	---------------------------	-------------------------------	---	-------------------

		(%)	desove (h)			
<i>Haliotis rufescens</i>	<i>Haliótidæ</i>	-	-	6455 – 3003	Molina, 1983	
<i>H. tuberculata</i>	<i>Haliótidæ</i>	-	-	200 – 1600	Clavier, 1992	
<i>H. australis</i>	<i>Haliótidæ</i>	4 – 15	6 – 7	-	Moss, 1998	
<i>H. iris</i>	<i>Haliótidæ</i>	15 – 43	4 – 5	3 – 1750	Moss et al., 1995	
<i>H. rubra</i>	<i>Haliótidæ</i>	-	-	109 – 750	Litaay y Silva, 2002	
<i>H. laevigata</i>	<i>Haliótidæ</i>	37 – 68	8 – 9	15 – 5900	Grubert y Ritar, 2005	
<i>H. rubra</i>	<i>Haliótidæ</i>	43 – 80	5 – 6	15 – 4800	Grubert y Ritar, 2005	
<i>H. midae</i>	<i>Haliótidæ</i>	-	-	45000 – 15000	Roux, 2011	
<i>P. granularis</i>	<i>Patellidæ</i>	-	-	86 – 120	Vat., 2000	
<i>Patella depressa</i>	<i>Patellidæ</i>	3,5 – 4,8	-	-	Brazão et al., 2003	
<i>Trochus niloticus</i>	<i>Trochidæ</i>	0 – 60	-	100 – 1000	Hahn, 1989a	
<i>T. niloticus</i>	<i>Trochidæ</i>	-	-	480 – 1500	Gapasin et al., 2002	
<i>T. niloticus</i>	<i>Trochidæ</i>	-	-	170 – 11933	Isa et al., 1997	
<i>T. niloticus</i>	<i>Trochidæ</i>	-	-	26 – 1000	Kitalong y Orak, 1997	
<i>Cittarium pica</i>	<i>Trochidæ</i>	0 – 17	1 – 4	36 – 139	Pabón, 2013	
<i>C. pica</i>	<i>Trochidæ</i>	0 – 22	5 – 8	93 – 469	Presente estudio	

Sin información: -.

ANEXO 11. Tasas de crecimiento y porcentajes de supervivencia de las larvas de diferentes gasterópodos marinos.

Especie	Familia	Temperatura (°C)	Densidad inicial (larvas/mL)	Supervivencia (%)	Sistema de cultivo	Referencia
<i>Haliotis mariae</i>	<i>Haliótidæ</i>	24 – 25	27*	36 – 74	Acuarios policarbonato (15 L), flujo estático	Al-Rashdi y Iwao, 2008
<i>H. asinina</i>	<i>Haliótidæ</i>	25 – 35	0,1	30 – 62	Recipientes vidrio (1 L), flujo estático	Chaitanawisuti et al., 2012

<i>H. sorenseni</i>	<i>Haliótidae</i>	10 – 20	0,2	25 – 90	Beaker vidrio (80 mL), flujo estático	Leighton, 1974
<i>Trochus niloticus</i>	<i>Trochidae</i>	-	100 - 200	7 – 50	Tanques (2750 - 4000 L), flujo continuo	Isa et al., 1997
<i>C. pica</i>	<i>Trochidae</i>	27 – 28	-	-	Beaker vidrio (1 - 2 L), flujo estático	Bell, 1992
<i>C. pica</i> [∞]	<i>Trochidae</i>	25 – 29	132 - 1.712*	0 – 13	Acuarios (10 L), flujo estático	Pabón, 2013
<i>C. pica</i> [∞]	<i>Trochidae</i>	26 – 27	0,5 - 1 - 1,5	1 – 20	Tanques y acuarios (10 L), flujo continuo y estático	Presente estudio

Sin información: -. Desove espontaneo: ∞

ANEXO 12. Tasas de crecimiento y porcentajes de postlarvas recuperadas de diferentes gasterópodos marinos.

Especie	Temperatura (°C)	Densidad (larvas/L)	Postlarvas recuperadas (%)	Tasa de crecimiento (µm / día)	Sistema de cultivo	Referencia
<i>H. rubra</i>	-	50 – 100	54 – 70	-	Tanques raceways (1000 L), flujo continuo	Daume et al., 2003
<i>H. australis</i>	15	1.240	13	47	Tanques raceways (1000 L), flujo continuo	Moss, 1999
<i>H. rufescens</i>	14 - 15	152	-	52 – 60	Tanques (250 L), flujo continuo	Searcy et al., 2007
<i>C. pica</i>	26,1	180	1,8	22	Acuarios (10 L), flujo continuo	Pabón, 2013
<i>C. pica</i>	26	0,0005 – 0,001 – 0,0015	0,36 – 0,003	8,1 – 14,7	Tanques y acuarios (10 L), flujo continuo y estático	Presente estudio

Sin información: -.