



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

“Estudio preliminar de los requerimientos nutricionales para la reproducción así como el desarrollo embrionario y larval del langostino *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann) en condiciones controladas.”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A:

ANDY VILLAFUERTE MOJICA



ASESOR: M. en C. MARIO ALFREDO FERNÁNDEZ ARIAZA

Los Reyes Iztacala, Edo. de México

2012



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Este estudio fue realizado gracias al apoyo del Fondo
CONACYT-FORDECYT proyecto 146753
Y al PAPCA 2011-2012

ÍNDICE

Introducción	4
Antecedentes	6
Justificación	8
Objetivos	9
Objetivo general.....	9
Objetivos particulares.....	9
Materiales Y Métodos	10
Obtención de Organismos	10
Aclimatación y mantenimiento de organismos	11
Formulación y obtención de dietas	11
Prueba de alimentación	13
Análisis proximal en huevos	13
Determinación del Periodo Incubación	13
Incubación en condiciones de salinidad a 12 u.p.s. y en agua dulce	13
Incubación a temperatura de 24, 28 y 32 °C	14
Determinación del Desarrollo Embrionario	14
Determinación de los estadios de desarrollo larval y del porcentaje de sobrevivencia en larvas alimentadas con nauplio de <i>Artemia</i>	14
Sistema de recirculación	15
Análisis Estadístico	15
Resultados	16
Discusión	38
Conclusiones	44
Referencias	46
Anexos	53

Introducción

El cultivo de organismos acuáticos bajo condiciones controladas en alguna fase de su desarrollo, es una actividad que ha venido crecido en las últimas décadas tanto en la recuperación de poblaciones y sistemas acuáticos, producción de especies de ornato, investigación, así como también en la producción de alimento para consumo humano (Ireland *et al.*, 2002; James, 2009). En este último punto ha adquirido mayor relevancia debido a que el aumento de la población a nivel mundial genera mayor demanda de alimento y entre ellos se encuentran los de origen acuático que comprende principalmente peces, crustáceos y moluscos (FAO, 2012).

Los crustáceos, principalmente camarones y langostinos son una fuente importante de alimento que generan beneficios nutricionales y económicos por lo que tienen grandes oportunidades de crecimiento en el sector alimenticio (Bondad *et al.*, 2012). Por lo tanto es importante considerar especies como los langostinos, sobre todo por la demanda que alcanzan a nivel local y la disponibilidad de zonas hidrológicas en el país con potencial para desarrollar su cultivo (Campaña *et al.*, 2003), ya que no requieren de sitios costeros, ya sea para la crianza o la engorda (New & Valenti, 2004).

A nivel mundial los langostinos (Familia Palaemonidae) constituyen el tercer grupo de crustáceos decápodos de importancia económica, después de los camarones peneidos y las langostas (FAO, 2012). De acuerdo al Anuario Estadístico de Pesca (A.E.P., 2010) ocupan el cuarto lugar a nivel nacional dentro de la pesquería de crustáceos, después del camarón, la jaiba y la langosta, y están posicionados en segundo lugar en la producción por acuicultura después del camarón.

En México, siete especies de langostinos del genero *Macrobrachium* se distribuyen a lo largo del Golfo de México (Mejía *et al.*, 2001): *M. villalobosi* Hobbs, 1973; *M. tuxtlaensis* Villalobos & Alvarez, 1999; *M. acanthurus* (Wiegmann, 1836), *M. carcinus* (Linnaeus, 1758), *M. heterochirus* (Wiegmann, 1836), *M. olfersii* (Wiegmann, 1836), y *M. hobbsi* Nates & Villalobos, 1990, de las cuales las más importantes desde el punto de vista comercial han sido *M. carcinus* y *M. acanthurus* (Espinosa *et al.*, 2011) . Estas dos especies están sujetas a pesquerías artesanales en los estados de Veracruz y Tabasco y son

uno de los principales recursos pesqueros en los cuerpos de agua dulce y salobre de la planicie costera del Golfo de México (A.E.P., 2010). Sin embargo a partir de la década de los 80s las poblaciones de *M. acanthurus* han ido disminuyendo de manera sustancial y se requiere un mayor esfuerzo de captura, datos que indican la progresiva desaparición de poblaciones de esta especie a lo largo de los ríos de la zona, principalmente en la cuenca del Coatzacoalcos (Espinosa y Rodríguez, 1986). Esto es consecuencia de dos factores importantes: la pesca excesiva y la contaminación de los ríos (Baruch, 2010). Se ha propuesto que el cultivo de *M. acanthurus* es una alternativa de conservación y fuente de ingresos, ya que presenta características favorables (Díaz *et al.*, 2002; New & Valenti 2004), es menos agresivo, con menos tendencias al canibalismo en comparación con *M. carcinus*, capacidad de adaptaciones metabólicas a bajas temperatura y concentraciones oxígeno, alta capacidad de osmoregulación, alta fecundidad, resistencia a enfermedades, rápido crecimiento, y su alto valor económico sugiere que esta especie puede tener potencial para la acuicultura.

Antecedentes

La mayoría los trabajos que se han realizado para la producción de postlarvas del genero *Macrobrachium* se ha enfocado principalmente a la especie asiática *Macrobrachium rosenbergii*.

La cría de larvas bajo condiciones controladas se inicio en la segunda mitad del siglo XX y se considera a Shao-Wen Ling como el padre del cultivo de langostino ya que comenzó a trabajar en 1959 con el langostino malayo *Macrobrachium rosenbergii* y un par de años después publico sus resultado que incluían la descripción de los diferentes estadios larvales. Sin embargo el cultivo de este langostino fue posible cuando Ling y Merican (1961) y Ling (1969) establecieron la salinidad para las larvas de *M. rosenbergii* y comenzaron con la producción de postlarvas para los cultivos a gran escala. Y fue hasta 1965 que se iniciaron los cultivos intensivos cuando Fujimura importó a Hawai 36 langostinos malayos y logró desarrollar técnicas que permitieron la producción a gran escala. A partir de entonces, no sólo han mejorado los cultivos larvarios sino que se establecieron las bases para el cultivo comercial de esa especie en condiciones controladas (New & Valenti, 2004).

En México se han realizado varios trabajos con el langostino *M. acanthurus*, que tratan de diferentes aspectos, entre los cuales se tiene de fecundidad (Mejía *et al.*, 2001; Román & Campos, 1993), distribución (Mejia y Alvarez, 2010), limites térmicos (Díaz *et al.*, 2002), capacidad de osmoregulación (Signoret y Brailovsky, 2004) y cultivo (Gasca, 1991; Cabrera, 1978; Dobkin *et al.* 1974). Sin embargo todos estos trabajos se han hecho con organismos silvestres y poca es la investigación que se ha desarrollado para la producción de postlarvas en condiciones de laboratorio, entre estos últimos, se describieron 10 estadios larvales para *M. acanthurus* (W) (Choudhury, 1970) y se obtuvo la mayor sobrevivencia y desarrollo de larvas en un rango de salinidad de 15 a 20 u.p.s. (Choudhury, 1971; Valenti,1985) alimentadas con nauplio de *Artemia*, observando la metamorfosis a juvenil en un lapso de 25 a 40 días después de la eclosión dependiendo de la salinidad. Por otro lado Dobkin *et al.* (1974) obtuvieron de 10 a 20 % de sobrevivencia en salinidad de 16 a 18 u.p.s., temperatura de 29°C, densidad de 5-20 larvas/L alimentadas con nauplio de *Artemia*; la metamorfosis a postlarva ocurrió de los 29 a 38 días

después de la eclosión. Para Dugan *et al.* (1975) la mayor sobrevivencia la obtuvieron a 16 u.p.s., temperatura de 30-32 °C y fotoperiodo de 14 horas luz, la primer postlarva fue observada a los 29 días. Figueroa y Gamino (1992) obtuvieron la primer postlarva a los 29, 48 y 57 días después de la eclosión a salinidades de 8, 12 y 30 u.p.s., respectivamente; la más alta sobrevivencia fue obtenida a 12 u.p.s., a una densidad de 25 larvas /L.

Justificación

Debido a la pesca excesiva y contaminación de los ríos las poblaciones de *M. acanthurus* han ido disminuyendo en los estados de Veracruz y Tabasco. Por ello se ha sugerido que el cultivo de esta especie servirá en la recuperación de las poblaciones naturales y como fuente alternativa de ingresos, ya que presenta características favorables con potencial para la acuicultura. Sin embargo, a pesar del el interés en el cultivo, no hay progreso en investigación y desarrollo de tecnología para la producción de postlarvas. Por lo tanto la generación de conocimiento en estos temas es fundamental para explotar las oportunidades en este sector de la acuicultura y trasladarlo a las comunidades de estos estados.

Objetivos

Objetivo general:

Producción de postlarvas del langostino *Macrobrachium acanthurus* en condiciones de laboratorio.

Objetivos particulares:

- Obtener organismos silvestres del langostino *M. acanthurus*.
- Determinar el tamaño y composición proximal de huevos de hembras de *M. acanthurus* alimentadas con tres dietas experimentales.
- Determinar la ganancia en peso de hembras de *M. acanthurus* alimentadas con tres dietas experimentales.
- Determinar el periodo de incubación de hembras ovígeras de *M. acanthurus* en agua salobre (12u.p.s.) y en agua dulce.
- Determinar el periodo de incubación de hembras ovígeras de *M. acanthurus* en tres distintas temperaturas: 24, 28 y 32 °C.
- Describir las etapas de desarrollo embrionario y larval de *M. acanthurus*.
- Determinar el porcentaje de sobrevivencia de larvas de *M. acanthurus* alimentadas con nauplio de *Artemia*.
- Desarrollar un plan de alimentación y un sistema para la producción de postlarvas de *M. acanthurus* en condiciones de laboratorio.

Materiales Y Métodos.

El presente proyecto se desarrollo en dos fases, la primera en campo en el estado de Veracruz y la segunda en el Laboratorio de Producción Acuícola (Acuario) de la FES Iztacala, UNAM, Tlalneplantla de Baz, Estado de México.

Trabajo en campo.

Obtención de Organismos.

La colecta de organismos silvestres (hembras, machos y juveniles) se realizó en el Rio Coatzacoalcos, ejido de Madamitas, Municipio de Jesús Carranza, Veracruz (Figura 1) durante los meses de junio, septiembre y diciembre del 2011.



Fig. 1. Zona de colecta de los langostinos.

Su captura se realizo mediante trampas tradicionales para la pesca artesanal como son las nasas (Figura 2).

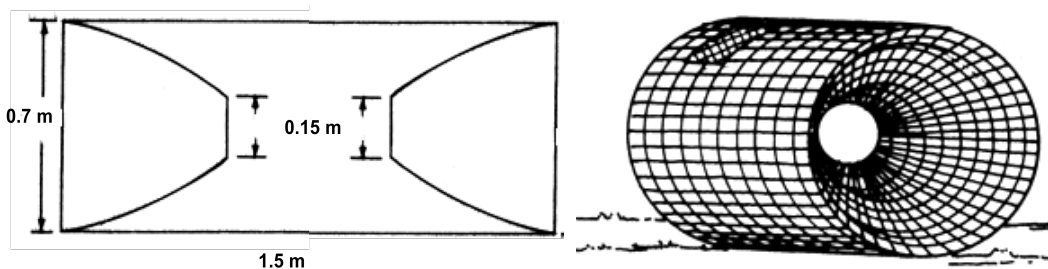


Fig. 2. Esquema la nasa usada para la captura de langostinos.

Las trampas se colocaron por la tarde a la orilla del río y se revisaron al día siguiente por la mañana, los organismos capturados se trasladaron a la zona de trabajo, allí se hizo una selección de organismos, hembras grávidas, machos, hembras y juveniles. El transporte al laboratorio se realizó mediante bolsas de plástico de 1 Kg en las que se colocó de 1 a 3 organismos por bolsa, a éstas se les agregó 2/4 partes de agua, se redondearon sus esquinas con ligas, se les inyectó oxígeno clínico y se cerraron para después ser acomodadas en una jara de plástico donde fueron transportadas.

Trabajo en Laboratorio.

Aclimatación y mantenimiento de organismos.

Al llegar al laboratorio, todos los langostinos transportados fueron aclimatados por un periodo de 1 hora. Después fueron distribuidos de la siguiente manera: las hembras ovadas se colocaron individualmente en peceras de 10 litros, los juveniles, hembras y machos maduros se instalaron por separados en peceras de 80 litros equipadas con filtros de arena, aireación, termostatos y refugios elaborados con tubos de PVC, se dejó 1 macho por cada 3 hembras para que hubiese apareamiento y obtener hembras ovadas. Los reproductores fueron alimentados con alimento comercial para trucha aproximadamente con el 7% de su peso en alimento dividido en las dos raciones al día a las 10:00 hrs y a las 18hrs.

Formulación y obtención de dietas.

Se formularon 3 dietas con el mismo porcentaje lípidos (16%) y proteína (40%), pero con diferentes combinaciones y proporciones en las fuentes de estas moléculas. Una dieta control con una fuente de proteína obtenida de la harina de pescado (HP) y harina de soya (HS) y como fuente lipídica: aceite de pescado (AP), lecitina de soya (LS) y colesterol (C). Las dos dietas experimentales con las mismas fuentes proteicas y lipídicas que la dieta control además la inclusión de harina de krill (HK), aceite de krill (AK) y ácidos grasos altamente insaturados (HUFAS). La formulación se puede observar en la tabla 1.

Tabla 1. Cantidad de ingredientes (g) para elaborar 1 kilogramo de dieta.

Ingredientes	Gramos de inclusión para 1000 g de dieta		
	Tratamientos		Control
	HK+HUFAS+AK	HUFAS	
Harina de Pescado	150	250	200
Harina de Soya	250	250	300
Aceite de Hígado de Bacalao	15	50	50
Lecitina de Soya	50	50	50
Colesterol	10	10	10
Mezcla de vitaminas	20	20	20
Mezcla de minerales	50	50	50
Dextrina	0	50	50
Gluten	80	80	80
Celulosa	190	190	190
HUFAS	10	10	0
Aceite de Krill	25	0	0
Harina de Krill	150	0	0

La elaboración de las dietas se hizo de acuerdo a Hernández, *et al.* (2004). Los ingredientes se pesaron en una balanza digital, para después ser mixturados en una batidora Hamilton Beach (Modelo 63220), primero se agregaron los ingredientes sólidos y al último los líquidos; finalizando el agua en un 35% p/v. Posteriormente la mezcla se paso por un molino de carne marca Nixtamatic con un cedazo de 0.5 mm de diámetro hasta que se formaron los pellets y tomaron una consistencia firme y compacta. El secado de los pellets se realizó en un horno a 70°C durante 24 horas, después se colocaron en bolsas herméticas de plástico y se almenaron a -24°C hasta su utilización.

Prueba de alimentación

La prueba de alimentación se realizó en peceras de 10 litros de capacidad por un periodo de 40 días. Se utilizaron 9 hembras de langostino *Macrobrachium acanthurus*, se asignaron 3 hembras por cada tratamiento, a las cuales se registró su peso inicial y final. Se alimentaron en porcentaje diarios del 5 % de su biomasa, dividido en 2 raciones al día.

El parámetros de crecimiento que se considero fue:

Ganancia en peso GP (gr.)

$$GP = \left[\frac{\text{peso final} - \text{peso inicial}}{\text{peso inicial}} \right] \times 100$$

Análisis proximal en huevos.

Una vez concluida la prueba de alimentación se continuó alimentando a las hembras con las mismas dietas hasta que desovaron. Posteriormente se tomaron muestras de huevos por cada hembra y se determinó el tamaño de estos (largo y ancho), así como también su contenido de lípidos y proteína por cada tratamiento. Para determinar el contenido de lípidos se utilizó técnica de extracción de por Cloroformo-Metanol descrita por Blight y Dyer (1959) (Anexo 1). El contenido de proteína se determinó de acuerdo a la técnica descrita en el producto "TotalProtein Kit, Micro Lowry, Peterson's Modification" (Sigma Diagnostics, MO, EUA) (Anexo 2)

Determinación del Periodo Incubación

Incubación en condiciones de salinidad a 12 u.p.s. y en agua dulce.

Una vez que ocurría el desove, las hembras ovadas se extrajeron de las peceras de reproducción y se instalaron individualmente en dos grupos experimentales, uno con agua dulce y otro con agua salobre a 12 u.p.s., cada grupo formado por 10 en peceras de 10 litros cada una provistas de aireación, filtración y temperatura de 29°C. Para ambos casos se registró el día del desove y el día de la eclosión. La aclimatación en agua salada se realizó con el aumento gradual de la salinidad, 3 u.p.s. por día hasta llegar a 12 u.p.s.

Incubación a temperatura de 24, 28 y 32 °C.

Quince hembras ovígeras se instalaron individualmente en peceras de 10 litros, se hicieron 3 lotes de 5 hembras cada uno, a los cuales se les ajustó la temperatura a 24, 28 y 32°C respectivamente. Para los tres casos se registró el día del desove y el día de la eclosión.

Determinación del Desarrollo Embrionario.

Ocho hembras ovadas fueron instaladas en peceras de 10 litros, de las cuales 4 se colocaron a 24°C y 4 a 28°C. La aclimatación se realizó a 1°C por hora a partir de la temperatura del agua donde desovaron (29°C) hasta alcanzar las temperaturas de 24 y 28°C. El monitoreo del desarrollo embrionario se realizó una vez que ocurría el desove cada 24 horas hasta la eclosión. Los huevos fueron removidos de diferentes puntos del abdomen (posterior, medio y anterior) con pinzas entomológicas curvas, y posteriormente fueron fotografiados con una cámara digital de 10mpx, en un microscopio óptico, para llevar el registro del desarrollo embrionario.

Determinación de los estadios de desarrollo larval y del porcentaje de sobrevivencia en larvas alimentadas con nauplio de *Artemia*.

Larvas recién eclosionadas fueron colocadas en frascos de 1 litro de capacidad, en una densidad de 30 larvas/600ml a 17 u.p.s y a una temperatura de $29\pm 1^\circ\text{C}$, se realizaron 3 tratamientos experimentales por triplicado: Larvas aclimatadas 1 u.p.s/hora hasta las 17 u.p.s. (Acli), Sin aclimatar (S/Acli) y sin aclimatar en agua desinfectada (S/Acli/AE) para los tres tratamientos se utilizó sal marina "Instan Ocean", y como control se utilizó agua dulce (AD). Diariamente las larvas fueron contadas en un microscopio estereoscópico, fotografiadas con una cámara digital de 10mpx en un microscopio óptico y alimentadas con nauplios de *Artemia* recién eclosionados. Cada 24 hrs. antes de alimentar se retiraba los nauplios del día anterior. Para todos los tratamientos se realizó recambios del 100% de agua cada 3 días.

Sistema de recirculación

Se desarrollo un sistema de recirculación adaptado al espacio disponible en el laboratorio y a las necesidades fisiológicas de las larvas de *M. acanthurus*. El trabajo abarco desde el diseño de la estanquería y el filtro, hasta su implementación.

Análisis Estadístico

Se realizó un análisis de varianza de un factor (ANOVA) ($\alpha=0.05$) para evaluar si existían diferencias significativas entre los tratamiento de las diferentes variables registradas. Después se aplico una prueba de Tukey para los casos que presentaron diferencias significativas. El análisis estadístico se realizo mediante el programa SPSS v. 17.

Resultados

Durante los tres meses de muestreo se capturó un total de 100 langostinos. El porcentaje de organismos capturados de acuerdo al sexo y a la edad varía dependiendo del mes de muestreo (Fig. 3). En junio se obtuvo en mayor porcentaje de hembras (39%), hembras ovadas (29%) y machos (26%), y en menor proporción juveniles (5%). En octubre se obtuvo mayor porcentaje de juvenil (71%), seguido de hembras ovadas (14%) y hembras (12%) y en menor proporción machos (2%). Para el mes de diciembre se obtuvo un mayor porcentaje de hembras (65%) seguido de machos (15%) y en menor proporción hembras ovadas (10%) y juveniles (10%).

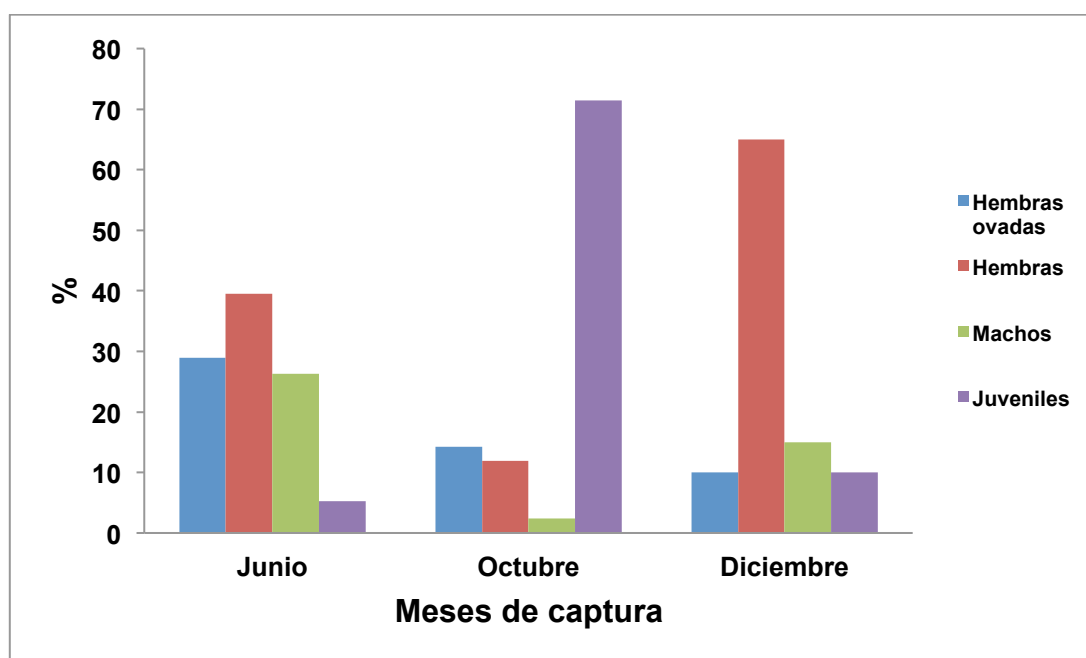


Figura 3. Porcentaje de langostinos *M. acanthurus* capturados en las tres salidas al campo.

El tamaño de huevo (Fig. 4), tanto de largo como de ancho, no mostró diferencias significativas ($P>0.05$) entre las dietas experimentales y el control. En cuanto al contenido de proteína (Fig. 6) y de lípidos (Fig. 7) en el huevo, tampoco se vio una diferencia significativa ($P>0.05$) entre los tratamientos y el control, sin embargo se observa una tendencia en las medias a aumentar conforme el perfil de lípidos y proteína aumenta, obteniendo un mayor contenido de proteínas y lípidos con la dieta HK+HUFAS+AK.

Los resultados de Ganancia en Peso en las hembras (Fig. 7) no mostraron diferencias significativas ($P>0.05$) entre las dietas experimentales y el control sin embargo se observa una tendencia a aumentar conforme el perfil de lípidos y proteína es menor, obteniendo un mayor crecimiento con la dieta control.

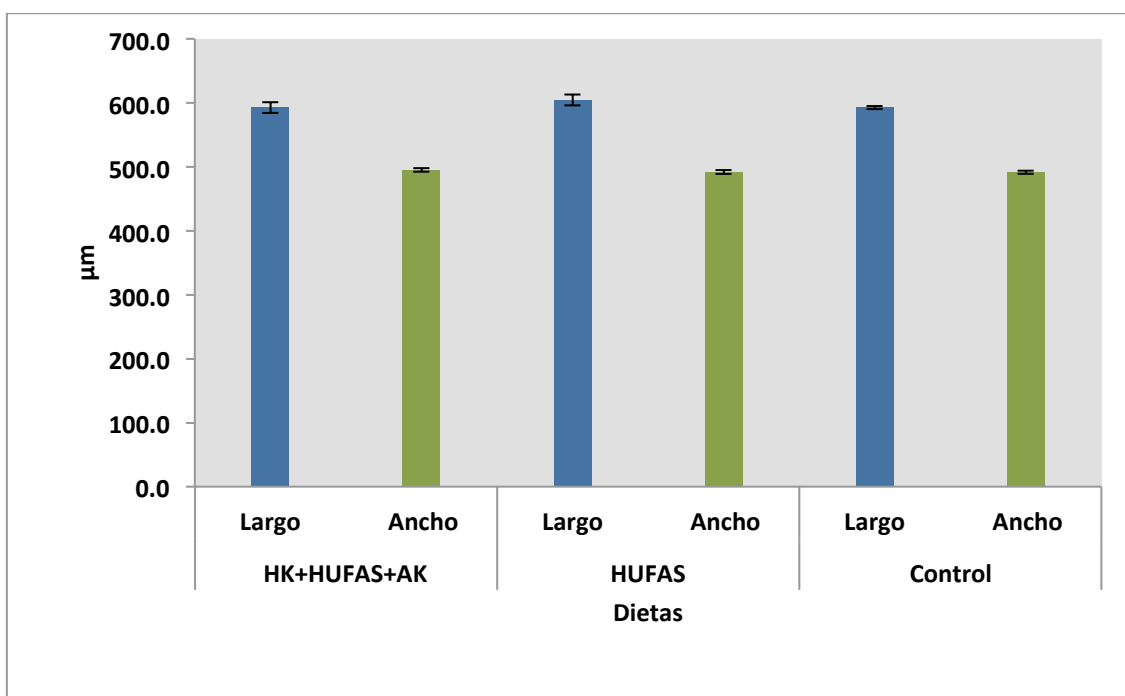


Figura 4. Tamaño de huevo de *M. acanthurus* al final de la fase de alimentación ($P>0.05$).

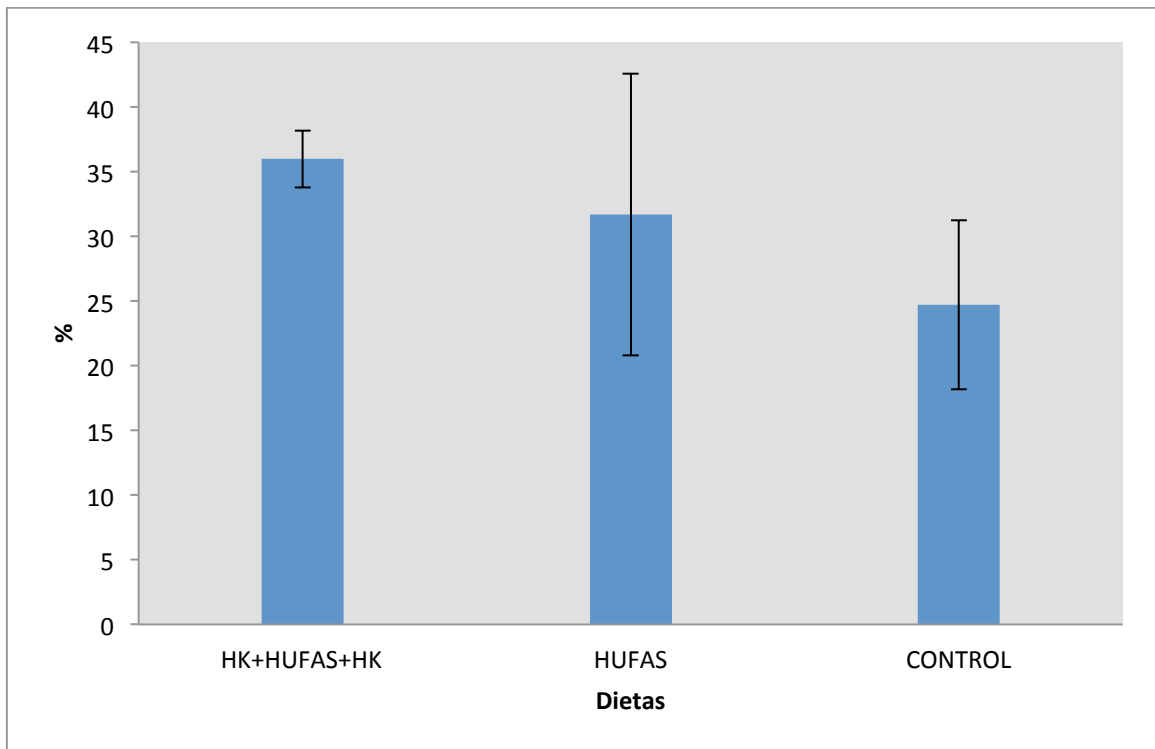


Figura 5. Contenido de proteína en huevos de *M. acanthurus* al final de la fase de alimentación ($P>0.05$).

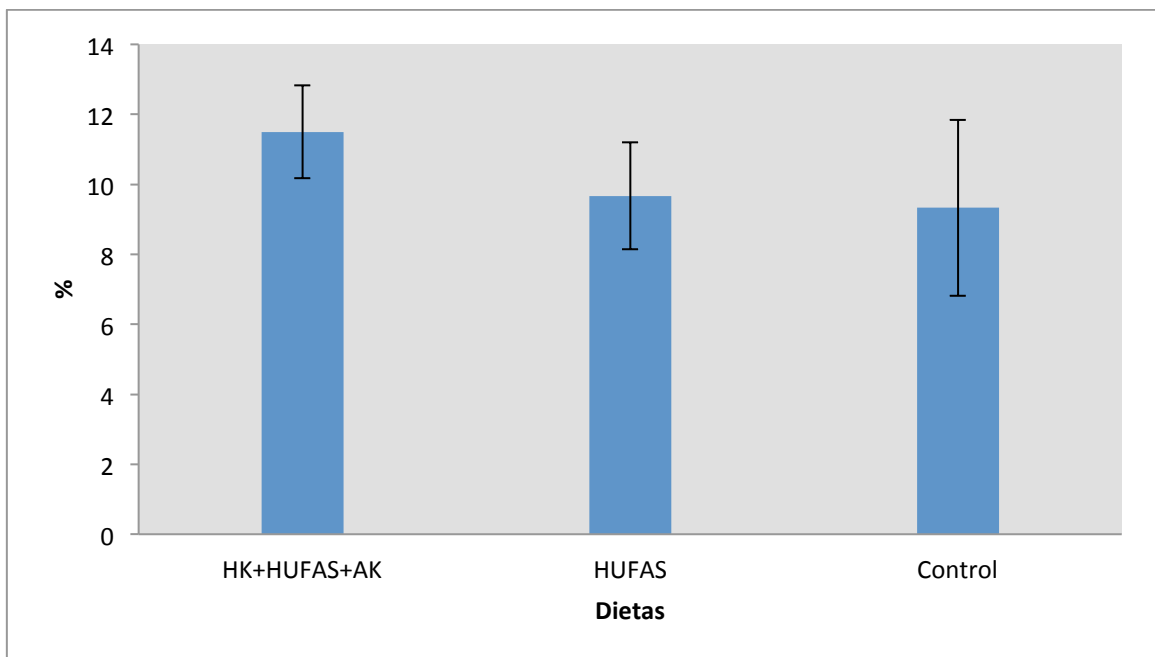


Figura 6. Contenido de lípidos en huevos de *M. acanthurus* al final de la fase de alimentación ($P>0.05$).

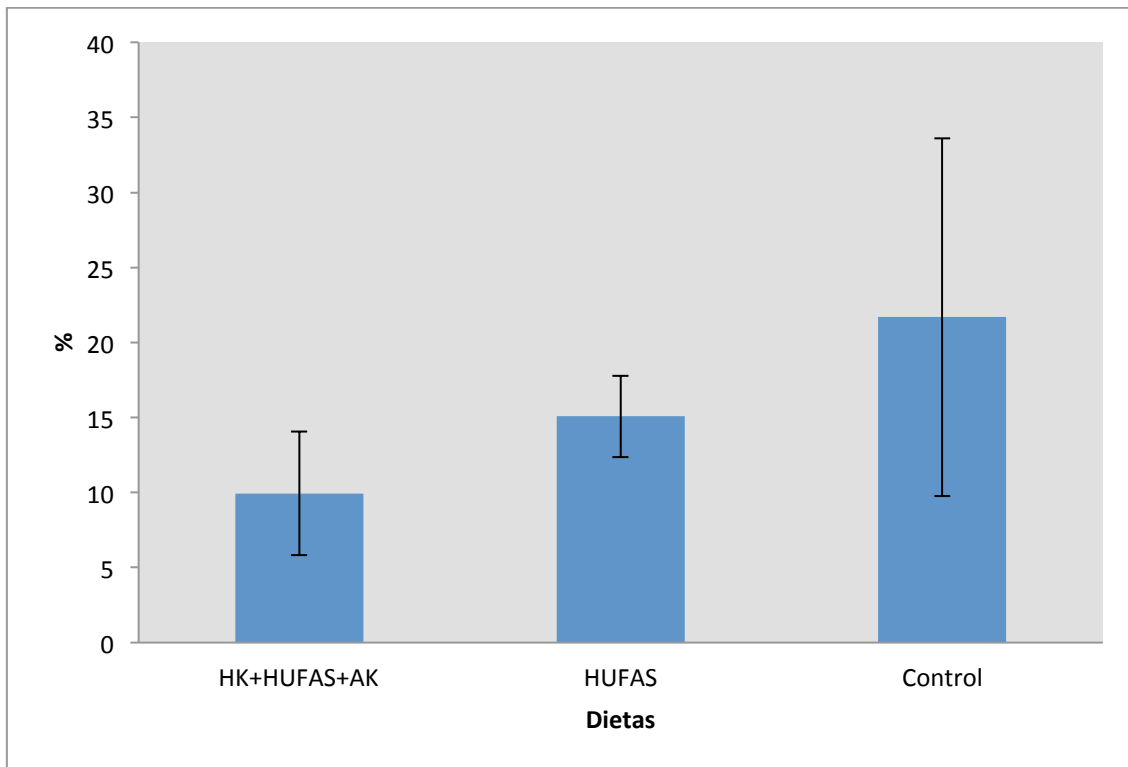


Figura 7. Ganancia en peso obtenido en hembras de *M. acanthurus* al final de la fase de alimentación ($P>0.05$).

El periodo de incubación fue similar en agua salobre y en agua dulce con un promedio de 11.6 y 11.4 días respectivamente. Sin embargo se vio alterado con la temperatura siendo significativamente ($P>0.05$) mayor a 24°C con una duración promedio de 17.8 días en comparación con las temperaturas de 28 y 32°C donde se obtuvo un periodo de incubación similar con un promedio de 11.4 y 11 días respectivamente.

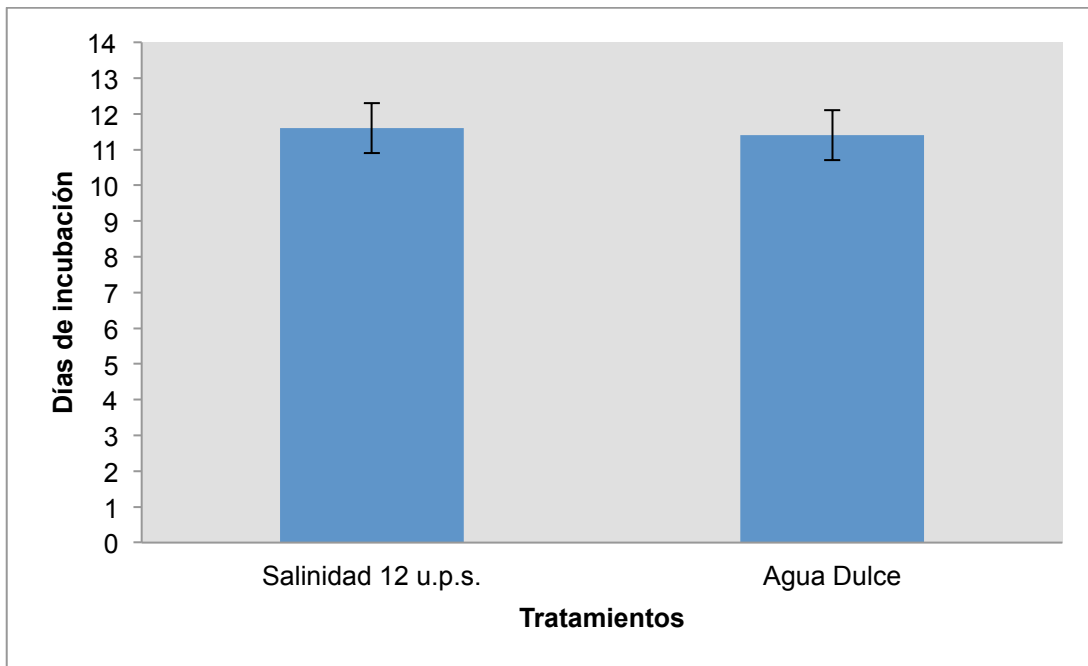


Figura 8. Periodo de incubación de huevos de langostino *M. acanthurus* en condiciones de salinidad y en agua dulce ($P>0.05$).

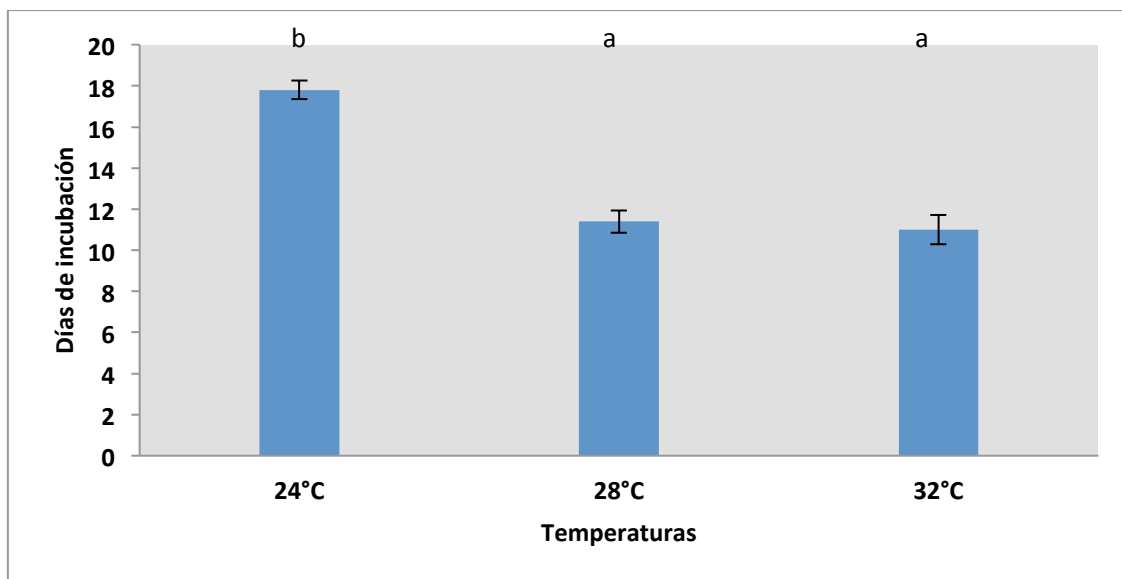


Figura 9. Periodo de incubación de huevos de langostino *M. acanthurus* a diferentes temperaturas ($P<0.05$). Las letras indican los tratamientos que fueron diferentes.

El desarrollo embrionario de *M. acanthurus* incubados a dos diferentes temperaturas es representado en la Figura 10. En el día 1, se observan diferencias en el desarrollo de los huevos; a temperatura de 24°C se observa la fase de segmentación mientras que a 28°C el huevo ya se encuentra en estadio de mórula. Para el día 2 se observaba el estadio de mórula a 24°C y a 28°C el estadio de blástula con primordios de los tejidos torácico abdominales,

de apéndices cefálicos y óptico-cefálico. En el día 3 comienza el estadio de blástula a 24°C y a 28°C comienza la gastrulación y se distingue el lóbulo óptico-cefálico. En el día 4 sigue el estadio de blástula a 24°C y a 28°C se observan bien definidas las primeras yemas de los apéndices y el lóbulo cefálico. Para el día 5 continúa el estadio de blástula y aparecen los tejidos primordiales a 24°C y a 28°C aparece el corazón, la mancha ocular y se diferencia perfectamente la papila caudal. En el día 6 se observa el lóbulo óptico-cefálico y comienza la gastrulación a 24°C y a 28°C se observan la cabeza, telson y abdomen bien diferenciados. Para el día 7 se observa claramente el lóbulo cefálico y los primordios de apéndices a 24°C y a 28°C se observa un cromatóforo cerca del ojo, piezas bucales y los pereiópodos bien diferenciados. La papila caudal y primordios de pereiópodos y apéndices bucales se observan en el día 8 a 24°C y a 28°C continúa la maduración de los apéndices y la formación de las anténulas. Para el día 9 se observa la diferenciación entre el telson y el abdomen a 24°C y a 28°C se observan bien definidas las anténulas. Para el día 10 aparece la mancha ocular, el corazón y se observa la cabeza bien definida a 24°C y a 28°C se encuentran bien formados los pereiópodos y el ojo compuesto. Para el día 11 aparece un cromatóforo cerca del ojo y continúa la maduración de los apéndices a 24°C y a 28°C ya se encuentra completamente formado el embrión con sus reservas de vitelo y agita continuamente sus apéndices. En el día 12 se observan las piezas bucales y los pereiópodos a 24°C y a 28°C ocurren la eclosión justamente a los 12 días después del desove. Durante los días 13, 14 y 15 continúa la maduración de los apéndices a 24°C. Para el día 16 ya se encuentra bien formados los pereiópodos, las anténulas y el ojo compuesto a 24°C. En el día 17 continúan la maduración del embrión. Para el día 18 la larva está completamente formada con sus reservas de vitelo y agita sus apéndices continuamente. En el día 19 ocurre la eclosión a 24°C.


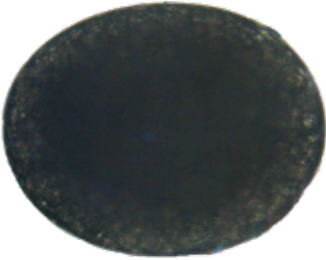
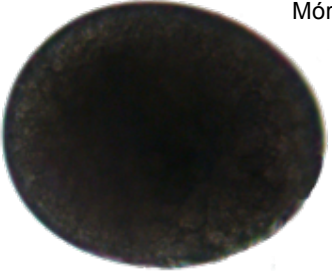
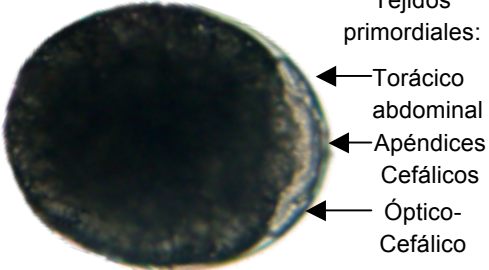
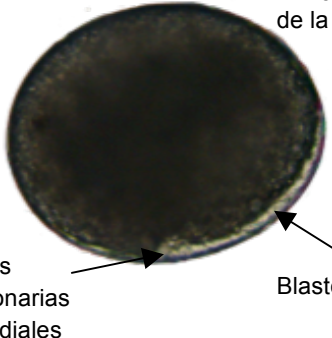
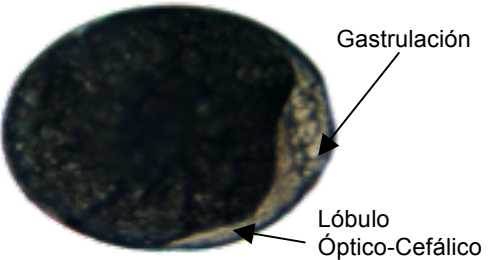
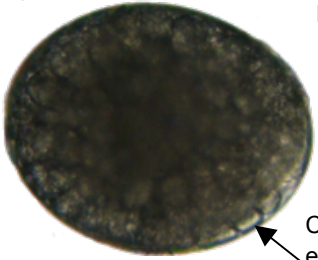
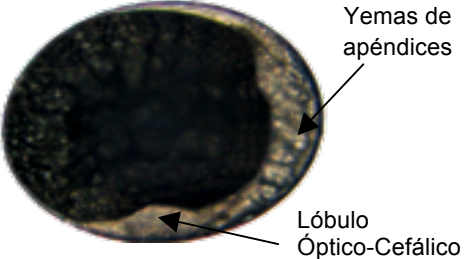
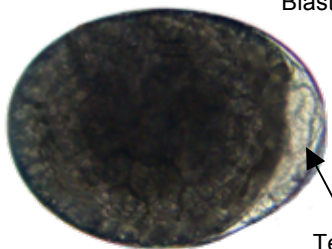
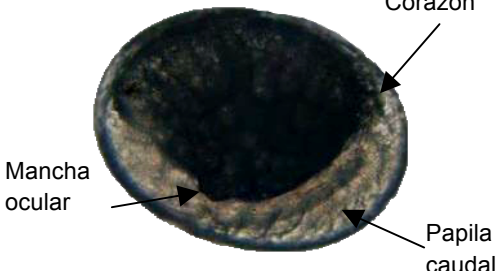
Días	24°C	28°C
Día 1 (10X)	Segmentación 	Mórula 
Día 2 (10X)	Mórula 	Blástula Tejidos primordiales: ← Torácico abdominal ← Apéndices Cefálicos ← Óptico-Cefálico 
Día 3 (10X)	Principio de la Blástula Células embrionarias primordiales Blastodermo 	Gastrulación Lóbulo Óptico-Cefálico 
Día 4 (10X)	Principio de la Blástula Células embrionarias primordiales 	Yemas de apéndices Lóbulo Óptico-Cefálico 
Día 5 (10X)	Blástula Tejidos primordiales 	Corazón Mancha ocular Papila caudal 

Figura 10. Desarrollo embrionario de *M. acanthurus* incubado a dos temperaturas diferentes.

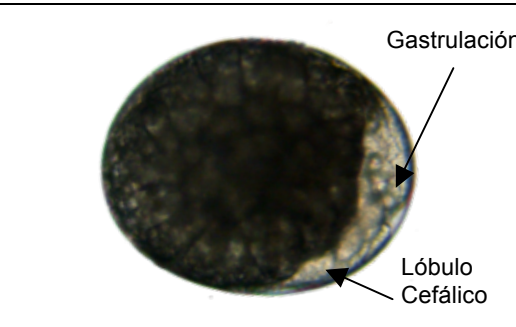
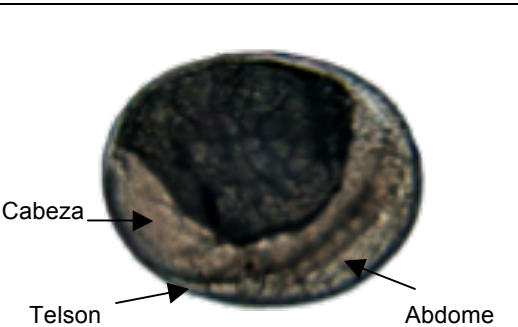
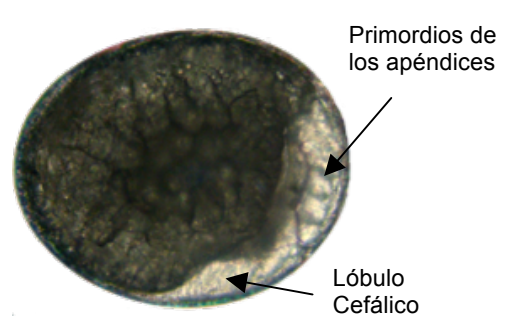
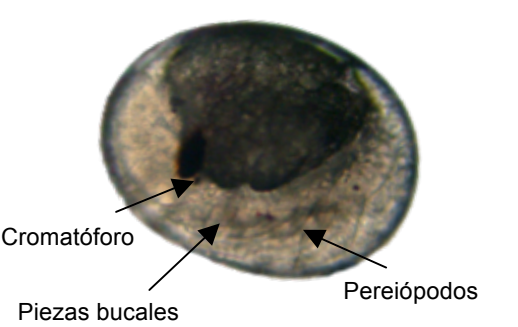
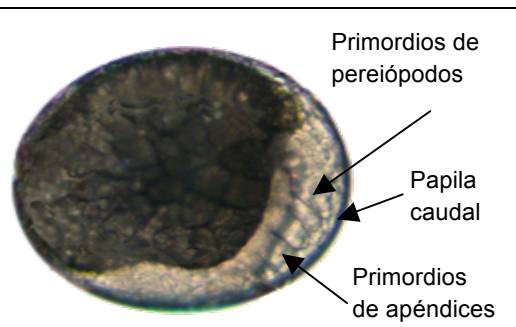
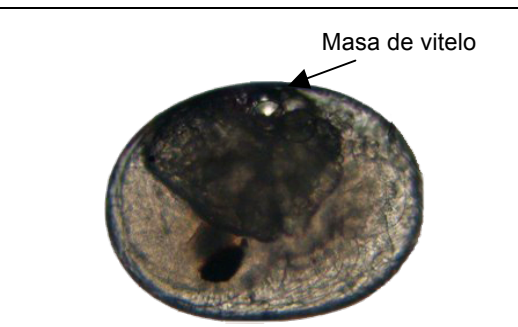
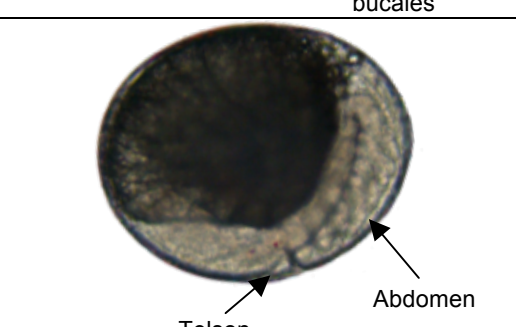
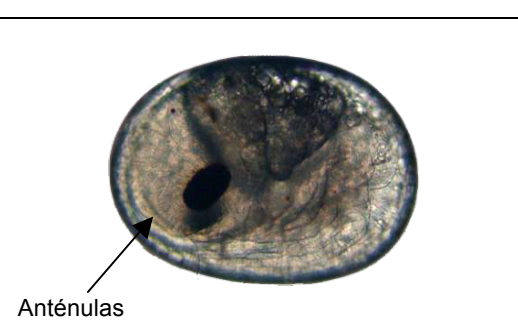
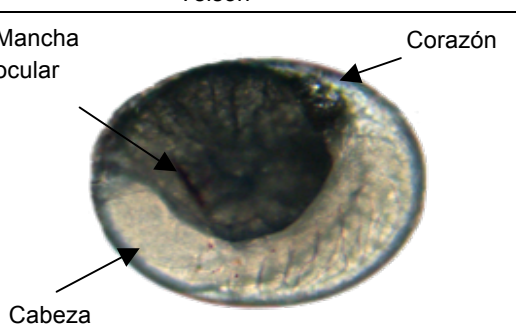
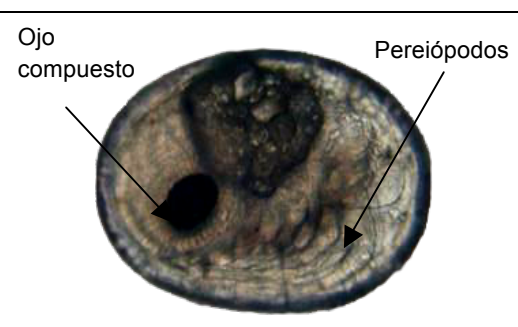
	24°C	28°C
Día 6 (10X)	 <p>Gastrulación Lóbulo Cefálico</p>	 <p>Cabeza Telson Abdome</p>
Día 7 (10X)	 <p>Primordios de los apéndices Lóbulo Cefálico</p>	 <p>Cromatóforo Piezas bucales Pereiópodos</p>
Día 8 (10X)	 <p>Primordios de pereiópodos Papila caudal Primordios de apéndices bucales</p>	 <p>Masa de vitelo</p>
Día 9 (10X)	 <p>Telson Abdomen</p>	 <p>Anténulas</p>
Día 10 (10X)	 <p>Mancha ocular Cabeza Corazón</p>	 <p>Ojo compuesto Pereiópodos</p>

Figura 10. Desarrollo embrionario de *M. acanthurus* incubado a dos temperaturas diferentes.


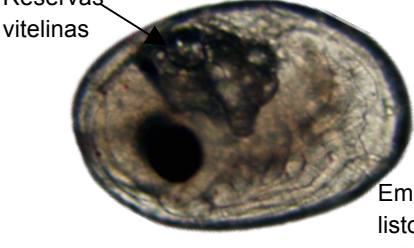
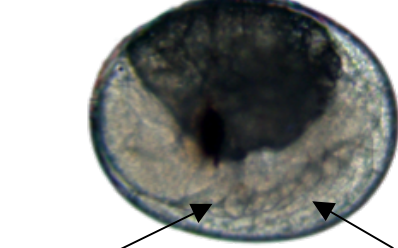

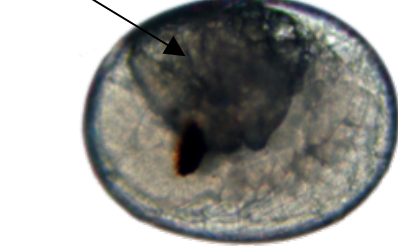
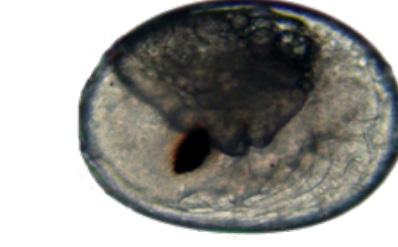
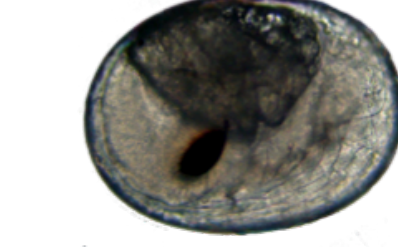
	24°C	28°C
Día 11 (10X)	 <p>Cromatóforo</p>	 <p>Reservas vitelinas</p> <p>Embrión listo para eclosionar</p>
Día 12 (10X)	 <p>Piezas bucales</p> <p>Pereiópodo</p>	 <p>Larva eclosionada</p>
Día 13 (10X)	 <p>Masa de vitelo</p>	
Día 14 (10X)		
Día 15 (10X)		

Figura 10. Desarrollo embrionario de *M. acanthurus* incubado a dos temperaturas diferentes.

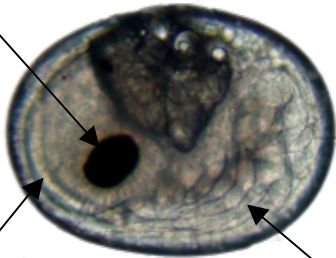
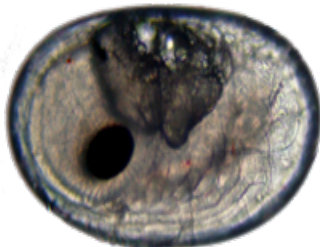


	24°C	28°C
Día 16 (10X)	<p>Ojo compuesto</p>  <p>Anténulas</p> <p>Pereiópodos</p>	
Día 17 (10X)		
Día 18 (10X)	<p>Reservas vitelinas</p>  <p>Embrión listo para eclosionar</p>	
Día 19 (10X)	 <p>Larva eclosionada</p>	

Figura 10. Desarrollo embrionario de *M. acanthurus* incubado a dos temperaturas diferentes.

Durante el desarrollo larval se determinaron los 10 estadios larvales hasta postlarva de *M. acanthurus* de acuerdo a Choudhury (1970), con las principales características de cada estadio (Fig. 11).

- **Primer estadio larval:** Presenta nado de manera invertida, ojos pedunculados, telson con 7 pares de setas y los 3 últimos pereiópodos plegados, no se alimenta más que de las reservas vitelinas.
- **Segundo estadio larval:** Presenta ojos pedunculados, telson con 8 pares de setas, escasa o nulas reservas de vitelo, despliega los últimos 3 pares pereiópodos y comienza su alimentación con alimento externo.
- **Tercer estadio larval:** Presenta urópodo con exópodos únicamente.
- **Cuarto estadio larval:** Presenta urópodo con exópodos y endópodos.
- **Quinto estadio larval:** Presenta de 4-5 pares de pereiópodos birrameos.
- **Sexto estadio larval:** Se observan las primeras yemas de los pleópodos.
- **Séptimo estadio larval:** Edad de 20-25 días desde la eclosión. El 1° y 2° par de pereiópodos se comienza a quelar y presenta pleópodos birrameos con exópodos y endópodos.
- **Octavo estadio larval:** Pleópodos bien desarrollados con exópodos y endópodos, 1° y 2° par de pereiópodos completamente quelados.
- **Noveno estadio larval:** Presenta de pleópodos con setas y de 3-4 dientes el rostrum.
- **Decimo estadio larval:** Presenta 5-7 dientes en rostrum y una coloración anaranjada en todo el cuerpo como indicación del último estadio larval y la metamorfosis a postlarva. Hasta este estadio siguen nadando de forma invertida con la cabeza hacia abajo y suspendidas en la columna de agua.
- **Estadio de postlarva:** Se vuelve un organismo bentónico, cambia de natación usando los pleópodos en forma normal de los adultos.

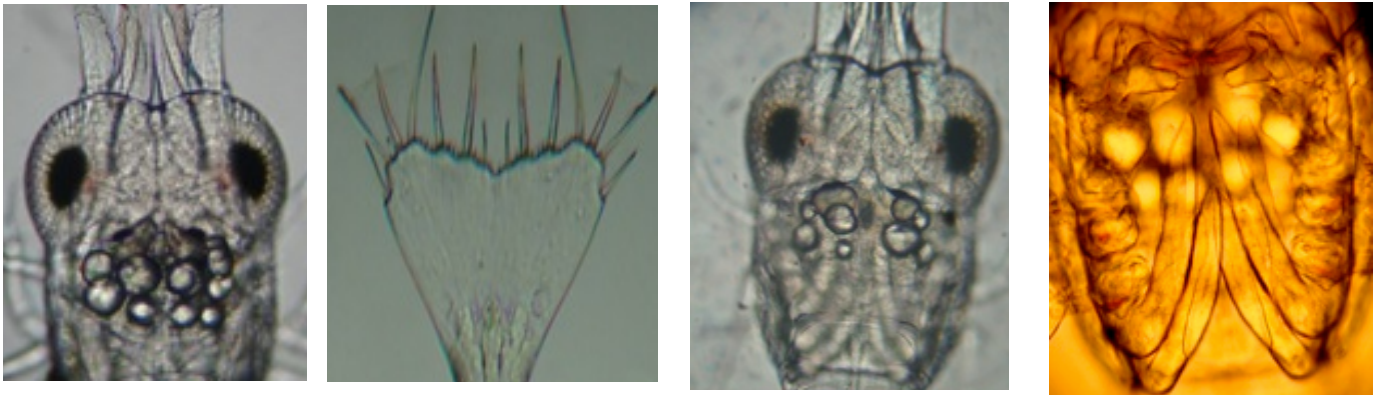
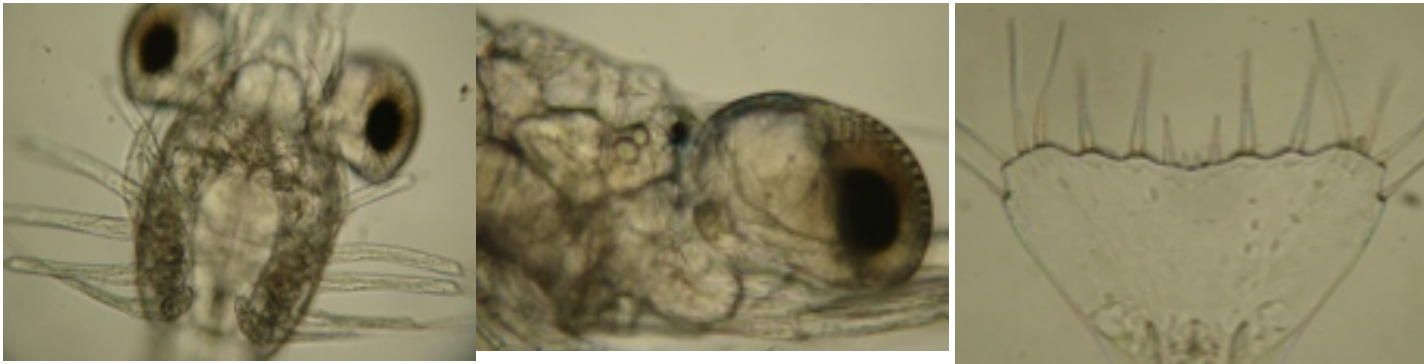
Estadio larval I	Características prominentes
	<p>Ojos sésiles y reservas vitelinas</p> <p>Telson con 7 pares de setas</p> <p>Escasas reservas de vitelo</p> <p>3 últimos pares de pereiópodos plegados</p> <p>Edad: 1-3 días</p>
Estadio larval II	
	<p>Ojos pedunculados</p> <p>Escasa o nulas reservas de vitelo</p> <p>Últimos 3 pares de pereiópodos desplegados</p> <p>Telson con 8 pares de setas</p> <p>Edad: 3-6 días</p>

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.

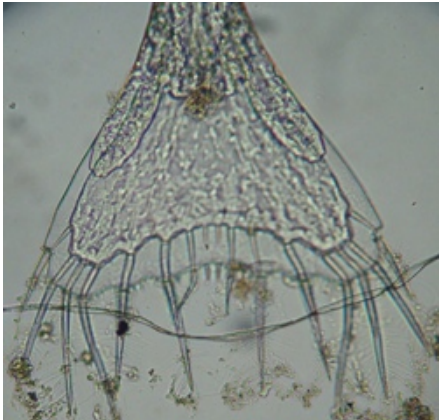
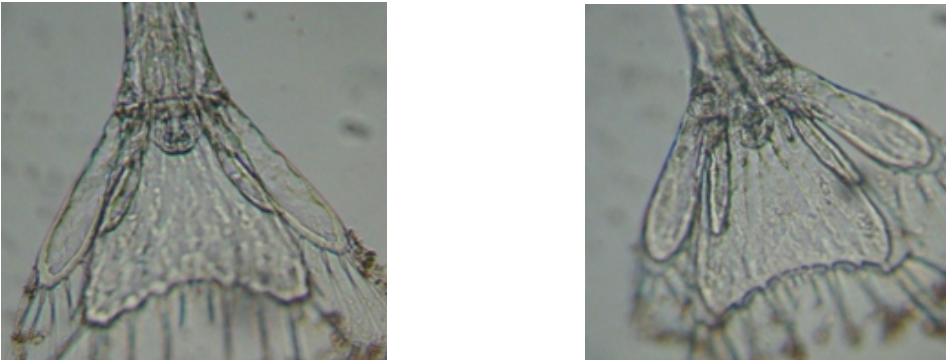
Estadio larval III	Características prominentes
	<p>Urópodo sólo con exópodo</p> <p>Edad: 6-9 días</p>
Estadio larval IV	
	<p>Urópodo con exópodos y endópodos</p> <p>Edad: 8-12 días</p>

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.

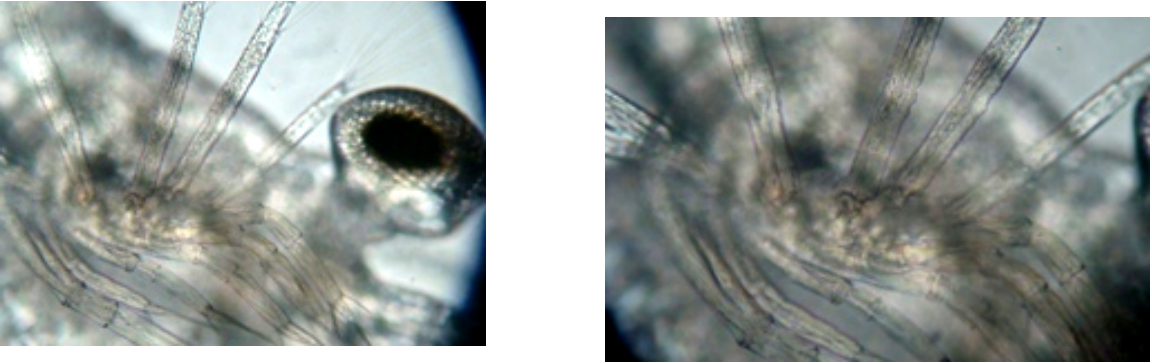
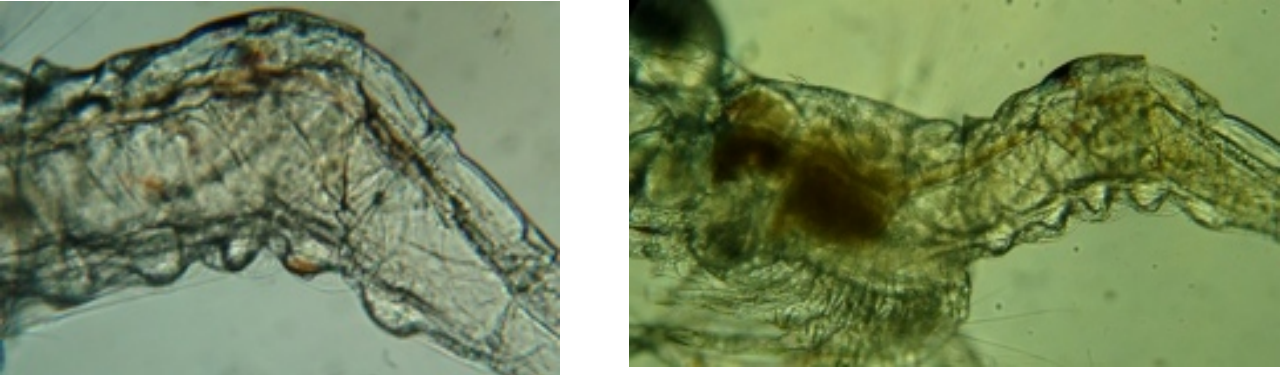
Estadio larval V	Características prominentes
	<p>4-5 pares de pereiópodos birrameos</p> <p>Edad: 11-18 días</p>
Estadio larval VI	
	<p>Brotes de pleópodos presentes</p> <p>Edad: 15-22 días</p>

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.


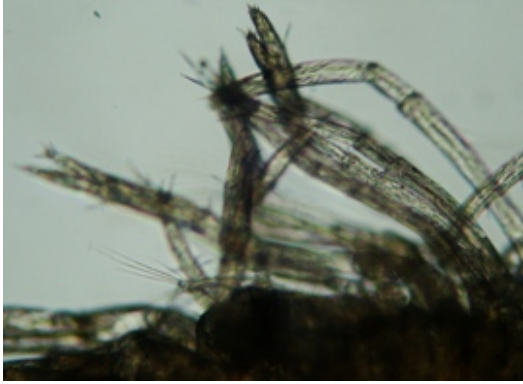

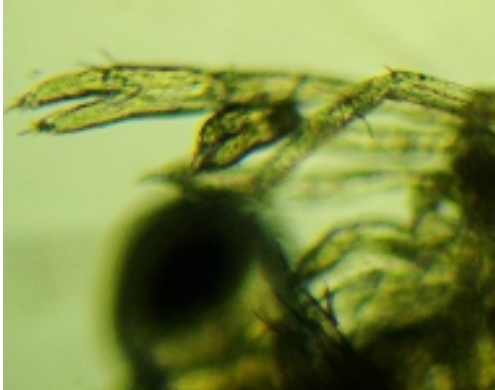
Estadio larval VII		Características prominentes
 		<p>Pleópodos con exópodo y endópodos</p> <p>1° y 2° par de pereiópodos comienzan a quelar</p> <p>Edad: 20-25 días</p>
Estadio larval VIII		
 		<p>Pleópodos bien desarrollados con exópodos y endópodos,</p> <p>1° y 2° par de pereiópodos completamente quelados.</p> <p>Edad: 22-29 días</p>

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.

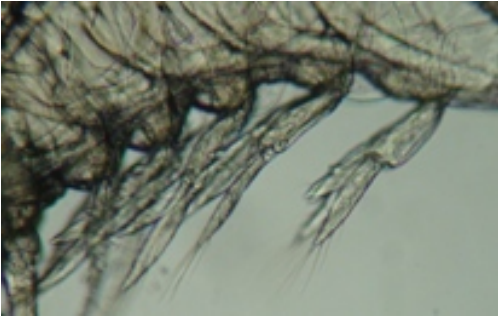

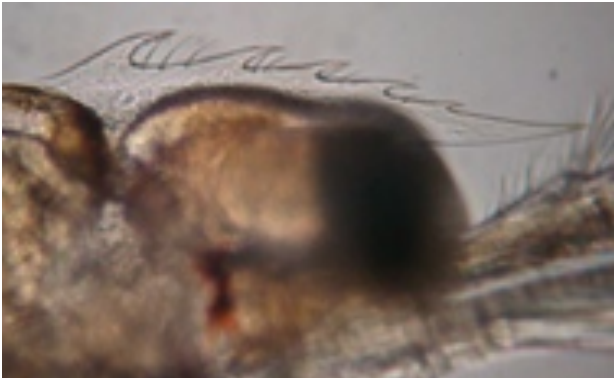

Estadio larval IX		Características prominentes
 		Pleópodos con setas Rostrum con 3-4 dientes Edad: 27-35 días
Estadio larval X		
 		Rostrum con 5-7 dientes Coloración naranja en todo el cuerpo. Edad: 32-42 días

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.

Postlarva		Características prominentes
		<p>Organismo bentónico</p> <p>Deja de nadar de forma invertida y nada igual que los adultos</p> <p>Edad: 32-40 días</p>

Fig. 11. Estadios larvales y de postlarva de *M. acanthurus*.

El porcentaje de sobrevivencia se muestra en la Fig. 12. Todas las larvas en agua dulce murieron a los 8 días después de la eclosión. Las larvas aclimatadas y las no aclimatadas siguieron la misma tendencia obteniendo un porcentaje de sobrevivencia similar de 3 y 4% respectivamente. Sin embargo en agua desinfectada aumento la sobrevivencia a 10%. En los tres tratamientos todas las larvas metamorfosearon a postlarvas en un periodo de 40 días y se observo la primer postlarva a los 33 días después de la eclosión.

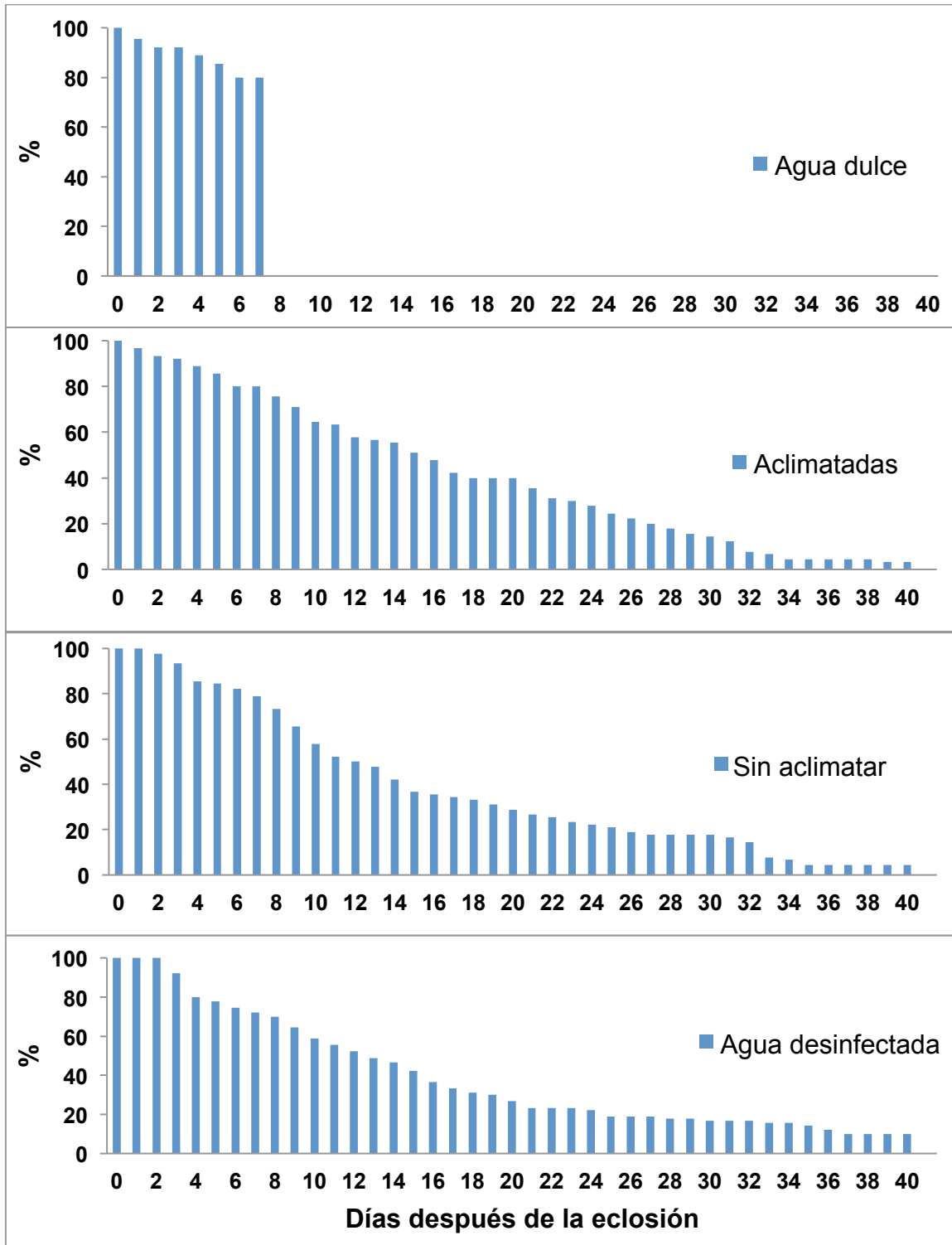


Figura 12. Porcentaje de sobrevivencia y de producción de postlarvas de *M. acanthurus* (Wiegmann) alimentadas con nauplio de *Artemia* a 17 u.p.s.

El sistema de recirculación ocupa un espacio de 2.34 m³ está conformado de 5 estanques de fondo cónico, un sistema de filtración y una bomba sumergible de 1/6 HP con descarga de 1 pulgada que permite un flujo de agua de 750 litros/hora. Cada estanque cuenta con una entrada de agua y un desagüe, ambos con su respectiva llave de paso, lo cual permite manejar los estanques de manera independiente y detener el flujo de agua sin afectar a los demás. Las entrada de agua es de dos tipos: 1) hacia el fondo, con lo cual permite mantener el alimento en suspensión en la columna de agua y 2) superficial con la cual se logra sedimentar mariales sólidos en suspensión por acción de la fuerza centrípeta.

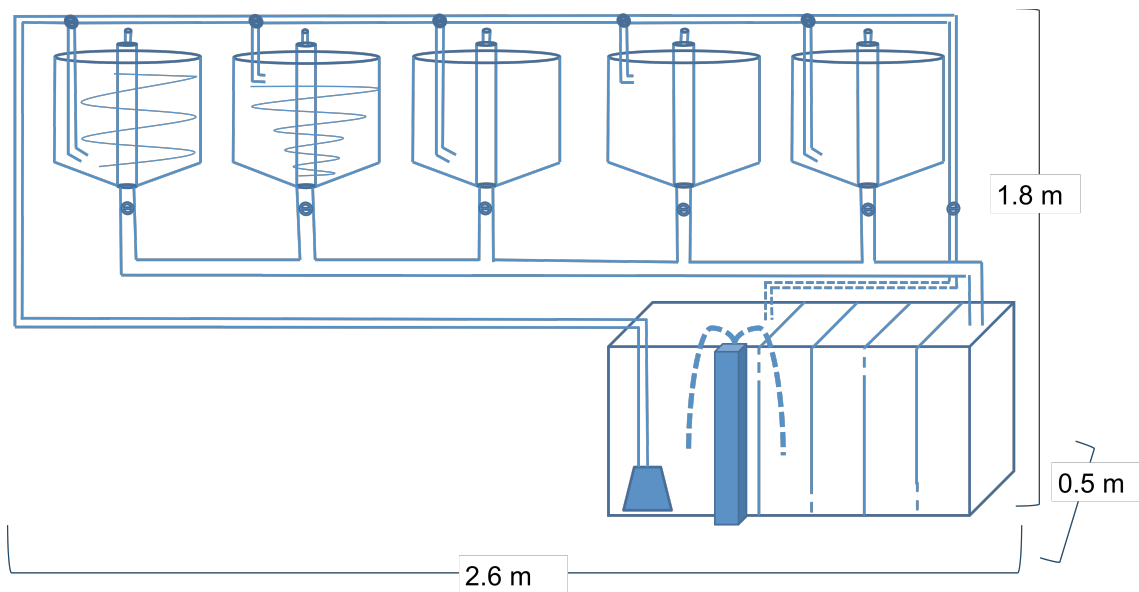


Figura 13. Sistema de recirculación.

Los estanque tienen una capacidad de 40 litros y un sistema de desagüe especial que consta de dos tubos: uno externo (A), que tiene en el centro una malla de 150 micras la cual permite la entrada de agua y evita la salida de las larvas; el tubo interno (B), tiene la función de disminuir la corriente de agua y evitar que las larvas se queden pegadas a la malla del exterior, debido a la fuerte corriente. De esta manera el agua entra por la malla del tubo A y sube hasta encontrar el desagüe en el tubo B. Este diseño permite tener dos niveles de agua uno máximo y uno mínimo evitando así que el desborde o vaciado del tanque.

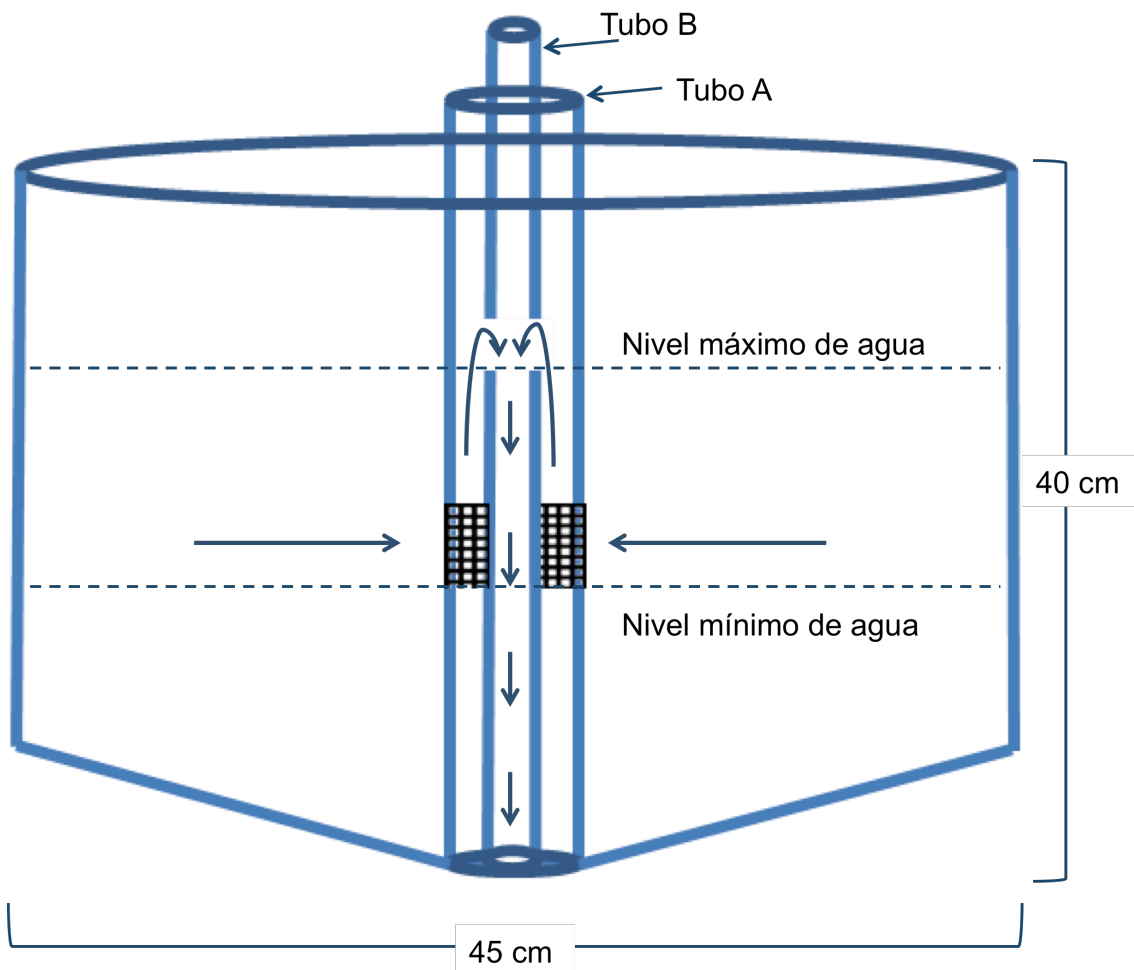


Figura 14. Estanque circular de fondo cónico para la cría larval

El sistema de filtración ocupa un espacio de 2.88 m³ horizontal, dividido en 5 cámaras que consta de 1 filtro mecánico constituido de esponjas y arena, 2 filtros biológicos conformados de bioesferas y coral, 1 filtro químico integrado por resinas, 1 unidad de desinfección de rayos U.V., 1 bomba sumergible de uso continuo de 1/6 Hp, 1 espumador y 2 termostatos de 150 watts que mantienen la temperatura del agua a 28±1 °C.

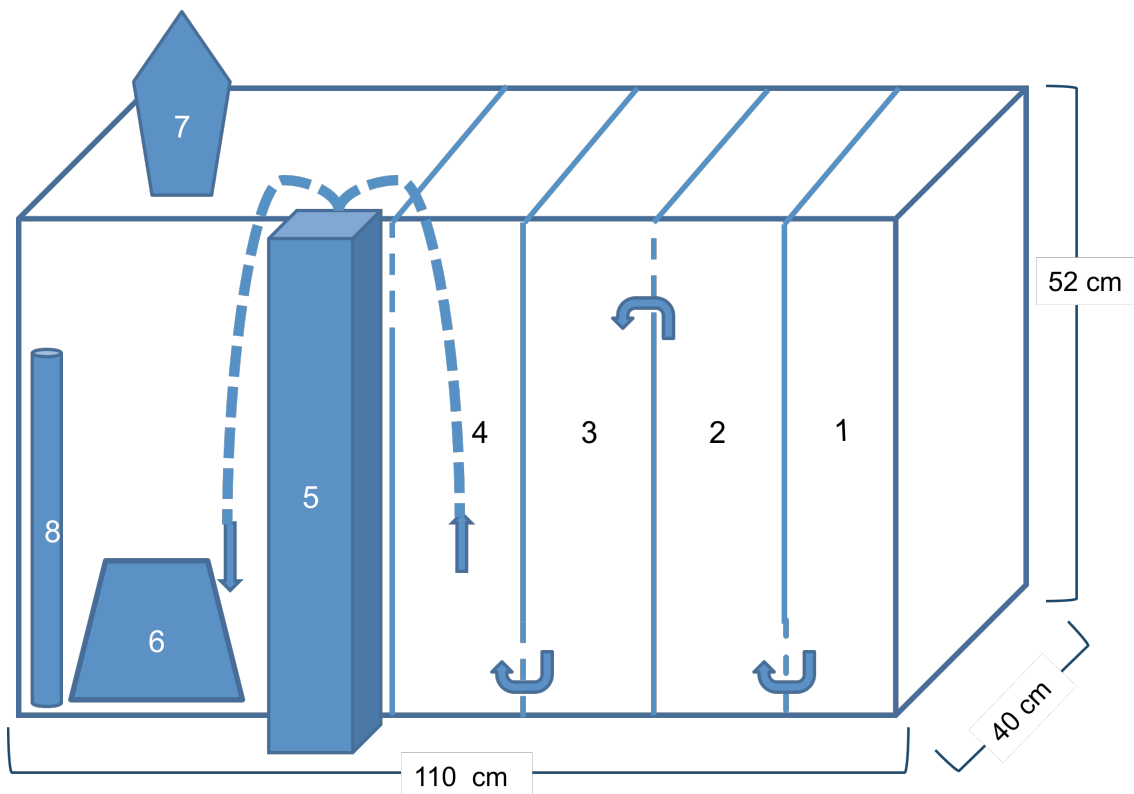


Figura 15. Sistema de filtración. 1; filtro mecánico, 2 y 3; filtro biológico, 4; filtro químico, 5; unidad de rayos U.V., 6; bomba, 7; espumador, 8; termostato.

Discusión

Los estudios en *Macrobrachium acanthurus* permiten establecer las bases para la producción de postlarvas en condiciones de laboratorio, desde la programación para la captura de organismos silvestres hasta su manejo en el laboratorio.

Los valores obtenidos del registro de las capturas (Fig. 3) muestran que durante los tres meses se encontraron hembras grávidas, machos, hembras y juveniles. Esto es debido a que *M. acanthurus* se puede reproducir durante todo el año tanto en agua dulce como en agua salobres, además es una especie que exhibe alta plasticidad y capacidad de adaptación, por lo tanto tiene una amplia distribución en los ríos donde habita (Mejía *et al.*, 2001; Valenti *et al.*, 1989). Por otro lado la mayor captura de hembras grávidas y reproductores de *M. acanthurus* durante el mes de junio sugiere que se encontraba en época de reproducción, esto concuerda con lo reportado por Mejía *et al.* (2010) que refieren que la temporada de reproducción de *M. acanthurus* es de junio a octubre coincidiendo con el inicio de la temporada de lluvias. En el mes de octubre se capturaron más juveniles debido a que éste es el último mes de la temporada de reproducción y los organismos adultos ya han migrado hacia las partes bajas de los ríos para reproducirse y es donde se encuentran en mayor abundancia machos, hembras y hembras grávidas (Mejía *et al.*, 2010, 2001). En diciembre se capturaron más hembras probablemente a que una vez ocurrida la reproducción las hembras regresan a las partes altas y medias de los ríos para continuar con su ciclo de vida y desplazan a los juveniles, esto explica el bajo porcentaje de estos últimos, por otro lado el bajo porcentaje de hembras ovadas es porque ha terminado la temporada de reproducción (Román *et al.*, 1993) y la temperatura del agua en este mes es de las más bajas para llevar a cabo funciones fisiológicas como la reproducción (Díaz *et al.*, 2002), el bajo porcentaje de machos tal vez se debe a que durante la temporada de reproducción los machos son capturados para consumo local debido al mayor tamaño que alcanzan en comparación con las hembras por lo

tanto las poblaciones disminuyen, así como también el número de machos que remontan los ríos nuevamente (Espinosa y Rodríguez, 1986).

Un aspecto importante de antes iniciar con la reproducción, es cubrir los requerimientos nutricionales de los reproductores, principalmente de las hembras, ya que la calidad del huevo y de las larvas es afectada directamente por la dieta materna. Estadios larvales tempranos dependen fuertemente de nutrientes vitelinos, los cuales son proporcionados a través de la dieta de los reproductores (Caluwé *et al.*, 1995). En este estudio los resultados obtenidos del tamaño de huevo no mostraron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre las dietas experimentales y el control (Fig. 4). García *et al.* (2004) tampoco observaron diferencias significativas en el tamaño de huevo variando la dieta de los reproductores en *M. rosenbergii* y *M. tenellum*, lo que sugiere que las dietas cubrieron los requerimientos energéticos necesarios para la reproducción hasta el momento de la puesta de los huevos. Sin embargo para una mejor interpretación de los datos se recomienda el estudio de su contenido bromatológico (perfil de lípidos y proteínas) y de los primeros estadios larvales. Esto debido a que los lípidos y las proteínas juegan un papel importante en el proceso reproductivo de los crustáceos, tanto en la vitelogénesis como en la espermatogénesis (Subramoniam, 2011; Da-Hui *et al.*, 2010). Das *et al.* (1996) encontraron que una dieta conteniendo 40% de proteína cruda incrementa la producción de huevos. Otros estudios han demostrado que la calidad de la dieta de acuerdo a la composición y niveles lípidos tiene influencias en la vitelogénesis por lo tanto afecta la maduración ovárica y la composición de lípidos en el huevo (Xu *et al.*, 1994; Teshima *et al.*, 1989). En cuanto a los porcentajes de proteína (Fig. 5) y lípidos (Fig. 6) en los huevos obtenidos en este estudio no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$), debido tal vez a que las hembras utilizadas no estaban en la misma fase de desarrollo gonádico (Delgadillo, 1994), sin embargo se observa una tendencia en las medias a aumentar conforme el perfil de lípidos y proteína aumentan. Subramoniam, (2011) menciona que durante la vitelogénesis los crustáceos producen un complejo de proteínas vitelinas (lipoproteínas) las cuales sirven de sustrato y aporte energético durante el desarrollo embrionario. Por lo tanto se ha visto que

el contenido de proteínas y de lípidos en el huevo aumenta conforme el perfil de sus fuentes es más amplio (Wouters *et al.*, 2001), esto explica también porque la ganancia en peso de las hembras muestra una tendencia en las medias a aumentar conforme el perfil de lípidos y proteínas es menor (Fig. 7). Dentro de los componentes del huevo, las proteínas son las más abundantes debido a su papel estructural y de uso energético (Racotta *et al.*, 2003) y en segundo lugar se encuentran los lípidos. Hien *et al.* (2001) reportan que la composición de ácidos grasos en los huevos de *M. rosenbergii* es afectada por las fuentes de lípidos en la dieta de los reproductores, particularmente ácidos grasos altamente insaturados n-3 (HUFAs) y ácidos grasos poliinsaturados n-6 (PUFAs). Por su parte Cavalli *et al.* (1999) han demostrado que dietas con altos niveles de ácidos grasos altamente insaturados (HUFAs) no solo incrementan la producción de huevos y su composición de ácidos grasos, sino que también promueven la tolerancia de larvas al estrés por amonio.

El conocimiento previo sobre el periodo de incubación es otro aspecto importante para el funcionamiento exitoso en la producción de larvas. Los resultados obtenidos de tal periodo no mostraron diferencias significativas en huevos incubados en agua salobre (12 u.p.s.) y agua dulce ambos a 28°C, lo cual concuerda con Holtchmit (1988), quien menciona que la incubación de huevos de *M. rosenbergii* puede llevarse a cabo en agua dulce o en agua salobre (12 u.p.s.) sin afectar el desarrollo embrionario ni la eclosión de las larvas, sin embargo New & Singholka (1985) refieren que varios criaderos incuban los huevos en agua dulce por simplicidad. Por su parte New (1995) reporta que el porcentaje de eclosión es más alto cuando las hembras ovadas son colocadas en agua salobre (12 u.p.s.), sin embargo en la práctica muchos criaderos en Brasil incuban en agua ligeramente salobre (3 a 5 u.p.s.) e incluso en agua dulce (New & Valenti, 2004). Esta información es importante para el desarrollo de centros productores de postlarvas donde no se cuente con una fuente de abasto de agua marina, ya que actividades de reproducción y desove pueden llevarse a cabo en condiciones de agua dulce y se ahorra en gastos de operación en mezclar agua salada y agua dulce o en comprar sal marina natural o artificial para colocar a las hembras ovígeras. Por otro lado el periodo

de incubación vario dependiendo de la temperatura, a 28°C se tuvo una duración promedio de 17.8 días lo cual concuerda con Choudhury (1971) quien reporta un rango en el periodo de incubación para *M. acanthurus* de 16 a 18 días. Sin embargo a 28 y 32°C el periodo de incubación disminuyo a un promedio de 11.4 y 11 días respectivamente. Los resultados que más se acercan son los reportados por Salazar, *et al.* (2005) quienes obtuvieron un periodo de incubación de 14±1 días para *M. acanthurus*. Varios autores concuerdan que esta variación es porque la temperatura tiene un efecto directo sobre el periodo de incubación y el desarrollo embrionario (Aktas, & Cavdar, 2012; Manush *et al.*, 2006) de modo que se puede predecir con exactitud la eclosión si conocemos la temperatura, aspecto importante cuando se necesitan hembras en el mismo estadio de incubación; para criar larvas de la misma edad con el propósito de reducir el canibalismo y facilitar los cálculos de alimentación. En cuanto a la embriogénesis de *M. acanthurus* incubado a 24 y 28°C indica que a temperaturas altas incrementa el desarrollo embrionario. Sin embargo, este aumento de la tasa de desarrollo de los embriones a temperaturas más altas, sólo se produce dentro de los límites térmicos tolerables (Manush, *et al.* 2006). El desarrollo embrionario de *M. acanthurus* fue similar al de otros crustáceos (García & Hernández, 2012; Habashy *et al.*, 2012; Yára & Dupré, 2007; García & Hendrichx, 2006; Müller *et al.*, 2004; García & Hendrickx, 2004; Müller *et al.*, 2003; Abele, 1982) y es posible distinguir estructuras y estadios cada 24 horas, dentro de las principales características y estadios de desarrollo se encuentran la segmentación, estadio de mórula, estadio de blástula, gastrulación y la formación de órganos y sistemas (desarrollo de endodermo, mesodermo y ectodermo) que finalizan con la formación completa del embrión (Fig. 10). Esta información es importante para saber en qué etapa de desarrollo se encuentra el embrión tanto de los desoves obtenidos en el laboratorio así como también de hembras grávidas obtenidas de su ambiente natural y de esta manera predecir y sincronizar eclosiones a tiempos similares.

Una vez que se ha llevado a cabo la eclosión con éxito es importante el monitoreo de la cría larval, principalmente el registro de los estadios larvales,

ya que la cantidad, el tipo y tamaño del alimento está en función del grado de desarrollo en que se encuentran las larvas (Holtchmit, 1988). En la Figura 11 se muestran los estadios larvales de *M. acanthurus* de acuerdo a Choudhury (1971), en donde se representan las características más importantes y fáciles de distinguir de manera práctica. Una etapa importante por la que pasa *M. acanthurus* es el paso del estadio larval I al II, ya que durante el estadio I las larvas se alimentan de sus reservas vitelinas y una vez que agotan estas reservas es un indicio que están próximas a pasar al estadio II, lo cual coincide con el despliegue de los últimos 3 pares de pereiópodos que les sirven para sujetar a sus presas y con formación de ojos pedunculados que en conjunto le dan la apariencia de un organismo depredador, esta etapa es importante porque deben tener alimento disponible, ya que es cuando comienzan a alimentarse.

En cuanto al porcentaje de sobrevivencia, las larvas de esta especie murieron todas en agua dulce a los ocho días después de la eclosión, debido a que son necesarios otros elementos disponibles en el agua salobre para llevar a cabo el proceso de muda y su desarrollo (Choudhury, 1971). En cuanto a las larvas aclimatadas y las no aclimatadas obtuvieron porcentajes similares de sobrevivencia, por lo tanto no hay diferencias entre estos dos procedimientos. Algunos autores reportan que esta respuesta se debe a la alta capacidad de osmoregulación que presentan los langostinos del género *Macrobrachium*, principalmente en el primer y segundo estadios larvales (Lal *et al.*, 2012; New & Valenti, 2004). Sin embargo el porcentaje de sobrevivencia fue mayor en larvas colocadas en agua desinfectada, debido a que mediante el proceso de desinfección se eliminan la mayoría de microorganismos como bacterias y protozoos potencialmente dañinos para las larvas, lo cual contribuye a aumentar la sobrevivencia (Wheaton, 1993).

En conjunto el porcentaje de sobrevivencia y el periodo de metamorfosis a postlarvas fue similar a otros trabajos con *M. acanthurus* (Hagood & Willie; 1976; Dobkin *et al.* 1974; Choudhury, 1971). Sin embargo de manera general el bajo porcentaje se atribuye a la falta de otro tipo de alimento además de los nauplios de *Artemia* que cubra las necesidades de nutricionales de las larvas

en sus diferentes etapas de desarrollo (New & Valenti, 2004; Kovalenko *et al.*, 2002). Por lo tanto para un utilizar un alimento balaceado adicional a los nauplos es necesario un plan que permita el manejo apropiado de las larvas desde su eclosión hasta la etapa de postlarva. Con la tabla 2 se hace una propuesta para un plan de alimentación para larvas de *M. acanthurus*, ya que Choudhury (1971) y Dobkin (1971), especifican los estadios larvales y el tamaño de partícula del alimento que les debe proporcionar. Esta tabla en conjunto con la descripción de los estadios larvales (Fig. 11) servirá para darle un mejor manejo en cuanto a la alimentación.

Tabla 1. Estrategia de alimentación de acuerdo al estadio larval de *M. acanthurus*.

Estadio larval (Choudhury, 1970)	Días después de la eclosión	Estadio de zoea (Dobkin, 1971)	Tamaño de alimento
II-III	3-9	I	0.3 - 0.4 mm ³
IV-V	8-18	II	0.5 - 0.6 mm ³
VII-VIII	20-29	III	0.6- 1.0 mm ³
VIII-X	22-42	IV	1.3-1.5 mm ³

En cuanto al sistema de cría larval está basado en una recirculación continua a través de filtros mecánico, químico, biológico (biofiltro) y unidad de desinfección de luz U.V para proporcionar así una continua remoción de desechos sólidos, nitrogenados y de microorganismos como bacterias y protozoos, además cuenta con estanques circulares de fondo cónico que hace más fácil su mantenimiento. De acuerdo a New & Valenti (2003) este tipo que sistema está clasificado como un sistema cerrado dinámico y la característica principal es la alta tasa de recirculación del agua que hace más eficiente al sistema, pudiendo tener una densidad de 60 a 100 larvas/litro, dependiendo del la tasa de recirculación. Valenti *et al.* (1998) recomienda que una alta tasa de recirculación reduce el tamaño del biofiltro. El sistema diseñado en este trabajo tiene un volumen total de agua de 450 litros, la bomba sumergible con la que cuenta permite un flujo de 750 litros cada hora con lo cual se tiene una tasa de recirculación aproximada del 2400%. De acuerdo Valenti *et al.* (1998), el

volumen total de agua en los tanques de cría larval para *M. rosenbergii* debe circular a través del filtro de 10 a 24 veces diariamente (una tasa de recirculación de 1000 a 2400% diariamente). En general se cree que los sistemas cerrados dinámicos son los mejores para la crianza larval de algunos langostinos como *M. rosenbergii* ya que operan a bajo costo, tienen menos impacto ambiental y provee alta productividad (New & Valenti, 2003).

Conclusiones

La captura de organismos silvestres de *M. acanthurus*, hembras grávidas, machos, hembras y juveniles puede efectuarse durante los meses de junio, octubre y septiembre debido a que están en temporada de reproducción.

La alimentación de hembras de langostino *M. acanthurus* con la dieta HK+AK+HUFAs propicio una mayor proporción del contenido de lípidos y proteínas en los huevos.

La incubación de huevos de *M. acanthurus* se puede llevar a cabo tanto en agua salobre (12 u.p.s.) como en agua dulce sin afectar el periodo de incubación.

El periodo de incubación y la embriogénesis de *M. acanthurus* es afectado de manera inversa con temperatura, a mayor temperatura (28 y 32°C) disminuyen los días de incubación y la embriogénesis (11.4 y 11 días) y a menor temperatura aumentan (17.8 días).

El desarrollo larval de *M. acanthurus* está determinado en diez estadios larvales desde la eclosión hasta la aparición de la primera postlarva.

El porcentaje de sobrevivencia de *M. acanthurus* no depende de la aclimatación en agua salobre (17 u.p.s.) durante el primer estadio larval.

Se obtiene un porcentaje de sobrevivencia mayor cuando se ocupa agua desinfectada para la cría de larvas de *M. acanthurus*.

El sistema de recirculación permite reducir costos de operación y manejar mejor los residuos en la producción de postlarvas de *M. acanthurus*.

Referencias

- Abele, L.G. 1982. The biology of crustacea: 2. Embriology, Morphology and genetics. In. Abele, L.G. and Anderson, D.T. Embriology. Academic Press. New York. 1-41 p.
- Aktas, M. & Cavdar,, N. 2012. The combined effects of salinity and temperature on the egg hatching, incubation time, and survival until protozoal stages of *Metapenaeus monoceros* (Fabricus) (Decapoda: Penaeidae). Turk Zool. 36 (2): 249-253.
- Baruch, V.J.A. 2010. Revisión bibliográfica de aspectos hidrológicos, bióticos, especies pesqueras de interés comercial y contaminantes en el río Coatzacoalcos. Xalapa, Veracruz.
- Bondad, R.M.G., Subasinghe, R.P., Josupeit, H., Cai, j., Zhou, X. 2012. The role of crustacean fisheries and aquaculture in global food security: Past, present and future. Journal of Invertebrate Pathology. 110: 158-165.
- Cabrera, C.M. 1978. Método para el cultivo comercialmente rentable del camarón prieto o langostino manos de carrizo *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836). II Sim. Asoc. Latinoamer. Acuicultura. México. 12 pp.
- Caluwé, J., Lavens, P & Sorgeloos, P. 1995. The influence of *Macrobrachium rosenbergii* broodstock diet on egg and larval characteristics. Abstract, 79-82. Larvi'95-Fish&Shellfish Larviculture Symposium. European Aquaculture Society, Special Publication No. 24, Gent, Belgium.
- Campaña, T. A., Villarreal C. H., Civera C. R. & Martínez C. L. R. 2003. Efecto del nivel proteico de la dieta sobre el desarrollo de juveniles de la langosta australiana *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae). Rev. Biol. Trop., 51(3): 749-752.
- Cavalli. R.O., Lavens, P. & Sorgeloos, P. 1999. Performance of *Macrobrachium rosenbergii* broodstock fed diets with different fatty acid composition. Aquaculture. 179: 387-402.

- Choudhury, P.C., 1970. Complete larval development of the palaemonid shrimp *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836), reared in the laboratory. *Crustaceana*. 18 (2): 113-132.
- Choudhury, P.C., 1971. Laboratory rearing of larvae of the Palaemonid shrimp *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836). *Crustaceana*. 21 (2): 113-126.
- CONAPESCA. 2010. Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2010. México. 310 pp.
- Da-Hui, W., Zhi-Juan, C., Yu-Yang, J., Zhou, H. & Wan-Xi, Y. 2010. Fatty acid composition and analysis of freshwater caridean shrimp *Macrobrachium nipponense* (De Haan) during spermiogenesis. *Aquaculture Research*. 41: 1140-1149.
- Das, N.N., Saad, C.R., Ang, K.J., Law, A.T. & Harmin, S.A. 1996. Diet formulation for *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) broodstock based on essential amino acid profile of its eggs. *Aquaculture Research*. 27: 543-555.
- Delgadillo, C.M. 1994. Inducción a la maduración gonádica del langostino malayo, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man), por medio de la ablación unilateral del pedúnculo ocular. Tesis, FES Iztacala, UNAM.
- Díaz, F., Sierra, E., Re A.D., Rodríguez, L. 2002. Behavioural thermoregulation and critical thermal limits of *Macrobrachium acanthurus* (Wiegman). *Journal of Thermal Biology*. 27: 423-428.
- Dobkin, S. 1971. A contribution to knowledge of the larval development of *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836) (Decapoda, Palaemonidae). *Crustaceana*. 21 (3): 294-297.
- Dobkin, S., Azzinaro, W.P. & van Montfrans, J. 1974. Culture of *Macrobrachium acanthurus* and *M. carcinus* with notes on the selective breeding and hybridization of these shrimps. *J. World Aquacult. Soc.* 5: 51-62.
- Dugan, C.C., H, R.W. & Frakes, T.A. 1975. *Development of spawning and mass larval rearing techniques for brackish-freshwater shrimps of the genus Macrobrachium (Decapoda: Palaemonidae)*. St. Petersburg,

FL, Florida Department of Natural Resources, Marine Research Laboratory, (Florida Marine Research Publications, 12).

- Espinosa, C.L.D., Vargas, C.M.A., Guzman, A.M., Nolasco, S.H., Carrillo, F.O., Chong, C.O., Vega, V.F. 2011. Biología y cultivo de *Macrobrachium tenellum*: estado del arte. *Hidrobiológica*. 21 (2): 99-117.
- Espinosa, J. L. y Rodríguez, A. 1986. *El Langostino: Un alimento en peligro. Serie medio ambiente en Coatzacoalcos, Volumen X*. Centro de Ecodesarrollo. México, D.F. 180 p.
- FAO. (2012). The state of the world fisheries and aquaculture (SOFIA). Roma, Italy.
- Figueroa, G. & Gamino, G. 1992. Salinity effects on the larval development duration and metamorphosis in *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann). In *Abstracts of Aquaculture '92, 21-25 May 1992, Orlando*, p. 92. World Aquaculture Society, Baton Rouge.
- Fujimura, T. (1966). Notes on the development of a practical mass culturing technique of the giant prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Proc. Indo. Fish. Council., 12th Sess., Honolulu, Hawaii (IPEC/C66/WP47)* pp.3.
- García, G.M. & Hendrickx, M.E. 2004. Embriology of decapod crustaceans I. Embryonic development of the mangrove crabs *Goniopsis pulchra* and *Aratus pisoni* (Decapoda: Brachyura). *Journal of Crustacean Biology*. 24 (4): 666-672.
- García, G.M. & Hendrickx, M.E. 2006. Embriology of decapod crustacean III: Embryonic development of *Eurypanopeus canalensis* Abele & Kim, 1989, and *Panopeus chilensis* H. Milne Edward & Lucas, 1844 (Decapoda, Brachyura, Panopeidae). *Belgian Journal of Zoology*. 136 (2): 249-253.
- Garcia, G.M., & Hernández, S.P. 2012. Total protein, lipid, carbohydrates, and water changes of eggs through embryonic development of *Macrobrachium occidentale* Holthuis, 1950 and its relation to morphological changes. *Journal of Crustacean Biology*. 32(5): 769-773.

- García, U.M., Rodríguez, H. & Oguá, T. 2004. Calidad del huevecillo de dos especies de langostino (Palaemonidae) del género *Macrobrachium* (*M. rosenbergii*, de Mann 1879, y *M. tenellum*, Smith, 1871) variando la dieta. *Avances en Investigación Agropecuaria*. 8 (002): 1-9.
- Gasca, L.F.E., Martínez, P.C.A. & Ross, L.G. 1991. The respiratory requirements of *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann) at different temperatures and salinities. *Aquaculture*. 93 (2): 191-197.
- Hagood, X.W. & Willis, S.A. 1976. Cost comparisons of rearing larvae of freshwater shrimp *Macrobrachium acanthurus* and *M. rosenbergii* to juveniles. *Aquaculture*. 7(1) : 59-74.
- Habashy, M.M., Sharshar, K.M. & Hassan M.M.S. 2012. Morphological and histological studies on the embryonic development of the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (Crustacea, Decapoda). *The Journal of Basic & Applied Zoology*. Xxx: xxx-xxx.
- Hanson, J.A. & Goodwin, H.L. 1977. Shrimp and prawn farming in the western hemisphere. Edited by Dowden, Hutchinson and Sons, Inc. Pennsylvania, USA.
- Hernández, H.L.H., Teshima, S.-I., M., Koshio, S. 2004. Effects of dietary vitamin A on juvenile red sea bream *Chrysophrys major*. *J. World Aquacult. Soc.* 35: 436-444.
- Hien, T.T.T., T.N. Hai, N.T. Phuong, B.T.B. Hang, D. T. Yen, H. Ogata, M.N. Wilder (2001). The effects of feeding diets containing various sources of lipid on the performance of freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) broodstock. In the Proceeding of 2001 annual workshop of JIRCAS Mekong Delta project. pp. 173-182.
- Holtchmit M.K. 1988. Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino malayo. México, D.F.: Secretaria de pesca.
- Ireland, S.C., Anders, P.J., Siple, J.T. 2002. Conservation Aquaculture: An adaptive approach to prevent extinction of an Endangered White sturgeon. *American Fisheries Society*. 28: 211-222.
- Ismael, M. & Moreira, S. 1997. Effect of temperature and salinity on respiratory rate and development of early larval stages of *Macrobrachium*

- acanthurus* (Wiegmann, 1836) (Decapoda, Palaemonidae). Comparative Biochemistry and Physiology. 118A (3): 871-876.
- James S.D. 2009. Aquaculture production and biodiversity conservation. *BioScience*. 59(1): 27-38.
 - Kovalenko, E.E., D'Abramo, L.R. Ohs, C.L. & Boddington, R.K. 2002. Successful microbound diet for the larval culture of freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*. 210: 385-395.
 - Lal, M.M., Seeto, J., Pickering, T.D. & Hodge, S. 2012. Salinity and temperatura requeriments for larviculture of the Monkey River Prawn *Macrobrachium lar* (Fabricius, 1798) (Decapoda: Caridea: Palaemonidae). *Aquaculture*. 366-367: 1-8.
 - Ling, S.W. 1969. Methods of rearing and Culturing *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *FAO Fish, Rep.* 57: 607-619.
 - Ling, S.W. and Merican, A.B.O. 1961. Notes on the life and habits of the adults and larval stages of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Proc. Indo. Pacific Fish Counc.* 9(2) :55-61.
 - Manush, S.M., Pal, A.K., Das, T. & Mukherjee, S.C. 2006. The influence of temperaturas ranging form 25 to 36°C on development rates, morphometrics and survival of freshwater praw (*Macrobrachium rosenbergii*) embryos. *Aquaculture*. 256: 529-536.
 - Mejía, O.L.M., Alvarez, F., Roma, R., Viccon, P.J.A. 2001. Fecundity andd distribution of freshwater prawns of the genus *Macrobrachium* in the Huitzilapa River, Veracruz, México. *Crustaceana*. 74(1): 69-77.
 - Mejia, O.L.P. & Alvarez, F. 2010. Seasonal patterns in the distribution of three species of freshwater shrimp, *Macrobrachium* spp., along an altitudinal river gradient. *Crustaceana*. 83 (4): 385-397.
 - Müller, Y., Ammar, D. & Nazari, E. 2004. Embrionic development of four species of palaemonid prawns (Crustacea, Decapoda): prenaupliar, naupliar and post-naupliar pereipodos. *Rev. Bras. Zool.* 21 (1): 27-32.
 - Müller, Y., Ammar, D., Nazari, E. & Simoes, C.M.S. 2003. Embryonic stages of the freshwater prawn *Macrobrachium olfersi* (Decapoda, Palaeminidae). *Journal of Crustacean Biology*. 23(4): 869-875.

- New, M.B. & Valenti, W.C. 2004. Freshwater prawn culture: the farming of *Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell Science, India. 443 pp.
- New, M.B. 1995. Status of freshwater prawn farming: a review. *Aquaculture Research*. 26: 1-54.
- New, M.B. 1990. Freshwater prawn culture: a review. *Aquaculture*. 88: 99-143.
- New, M.B. & Silgholka, S. 1985. Freshwater prawn farming. A manual for the culture of *Macrobrachium rosenbergii*. FAO. Roma.
- Racotta, I.S., Palacios, E. & Ibarra, A. M. 2003. Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture*. 227: 107-130.
- Román, C.R. & Campos, L.L.S. 1993. Aspectos reproductivos y aproximación a un modelo de crecimiento para una población de *Macrobrachium acanthurus* (wiegmann, 1836) en el río palizada, Campeche, México. *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología*. 20 (1): 55-65.
- Salazar, G., Graziani, C., Villarroé, E., Luna, M., Moreno, C. & Guevara, M. 2005. Hibridación entre los camarones de río *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) y *M.acanthurus* (Wiegmann). ¿Es posible?. *Interciencia*. 30(008): 501-505.
- Signoret, P.B.G. & Brailovsky, S.D. 2004. Adaptative osmotic responses of *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann) and *Macrobrachium carcinus* (Linnaeus) (Decapoda, Palaemonidae) from the southern Gulf of México. *Crustaceana*. 77 (4): 455-465.
- Subramoniam, T. 2011. Mechanims and control of vitellogenesis in crustaceans. *Fish. Sci*. 77: 1-21.
- Teshima, S. A., Korinouchi K. & Koshio, S. 1989. Lipid metabolism of the prawn, *Penaeus japonicus* during maturation: Variation in lipid profiles of ovary and hetapopanceas. *Com. Bichem. Physiol*. 92 B: 45-50.
- Valenti, W.C. 1985. Cultivo de camaroes de Água Doce. Nobel, Sao Paulo.
- Valenti, W.C., Mello, J.T.C. & Lobao, V.L. 1989. Fecundidae em *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836) do Rio Ribeira de Iguape

- (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). *Revista Brasileña de Zoología*. 6(1): 9-15.
- Valenti, W.C., Mallasen, M. & Silvia, C.A. 1998. Larvicultura em sistema fechado dinamico. In *Crcinicultura de Água Doce: Tecnologia para a producao de Camaroes*, (Ed. By W.C. Valenti), pp. 112-139.
 - Wehrtmann, I.S. & López, G.A. 2003. Effects ot temperature on the embryonic development and hatchling sixe of *Betaeus emarginatus* (Decapoda: Caridea: Alpheidae). *Journal of Natural History*. 37 (18): 2165-2178.
 - Wheaton, F.W. 1993. Acuacultura: Diseño y construcción de sistemas. In: Wheaton, F.W. Desinfección. AGT Edit. 601-638 p.
 - Wouters, R., Lavens, P., Nieto, J. & Sorgeloos, P. 2001. Penaeid srhimp broodstock nutrition: an update review on reserch and development. *Aquaculture*. 202: 1-21.
 - Xu L.X, 1994. Influence of dietary lipid sources on fecundity, egg hatchability and fatty acid composition of Chinese prawn (*Penaeus chinensis*) broodstock. *Aquaculture*. 119: 359-370.
 - Yára, C. & Dupré. 2007. Desarrollo embrionario del camarón de río *Cryphiops caementarius* (Decapoda: Palaemonidae) en condiciones de laboratorio. *Rev. Biol. Trop.* 55 (Suppl. 1): 15-24.

Anexos

Anexo 1

Determinación de porcentaje de lípidos

1. Pesar 200 mg de muestra y colocarla en un tubo de ensaye.
2. Agregar 3 ml de metanol y 1.5 ml de cloroformo.
3. Homogenizar por un periodo de 2 minutos dentro de un recipiente con hielo, para evitar la oxidación de los lípidos.
4. Agregar 1.5 ml de cloroformo y homogenizar por 2 minutos dentro de un recipiente con hielo.
5. Centrifugar las muestras por un periodo de 10 minutos a 5000 rpm.

Anexo 2

Determinación de porcentaje de proteína

1. Colocar 50 mg de muestra en un tubo de ensaye.
2. Agregar 1 ml de agua destilada y homogenizar durante 2 minutos.
3. Agregar 1 ml de reactivo de Lowry y dejar reposar por 20 minutos.
4. Agregar 5 ml de folín y dejar reposar por 30 minutos.
5. Aforar con agua destilada a 10 ml y centrifugar 1 minuto a 5000 rpm.
6. Leer a 540 nm, en un espectrofotómetro Hach.

Determinación de porcentaje de lípidos

6. Pesar 200 mg de muestra y colocarla en un tubo de ensaye.
7. Agregar 3 ml de metanol y 1.5 ml de cloroformo.
8. Homogenizar por un periodo de 2 minutos dentro de un recipiente con hielo, para evitar la oxidación de los lípidos.
9. Agregar 1.5 ml de cloroformo y homogenizar por 2 minutos dentro de un recipiente con hielo.
10. Centrifugar las muestras por un periodo de 10 minutos a 5000 rpm.