

PROYECTO COBODES.

**CULTIVO LARVAL DEL LANGOSTINO AUTÓCTONO
(*Macrobrachium carcinus*) DEL CARIBE COSTARRICENSE**



Investigador principal: MSc. José Valverde Moya.

Marzo, 2005

CULTIVO LARVAL DEL LANGOSTINO AUTÓCTONO (*Macrobrachium carcinus*) DEL CARIBE COSTARRICENSE

I. INTRODUCCIÓN

La *acuicultura* se refiere al cultivo de organismos acuáticos durante toda su vida o parte del ciclo de esta. Dentro de las clases acuáticas más cultivadas con fines comerciales están los crustáceos. Estos comprenden más de 100 especies distribuidas en las zonas tropicales y subtropicales del mundo. Entre ellas están los langostinos del género *Macrobrachium* que desde tiempos remotos han sido altamente apetecidos como alimento debido a su considerable tamaño y carne de buena calidad y gran aceptación mundial. Los estudios y proyectos de cultivo deben incluir también la *domesticación* y producción de las especies nativas considerando sobretodo su importancia biológica para mitigar la sobre explotación de este recurso por la pesca en aguas naturales. Este impacto es eminente en las Barras de los ríos Colorado, Tortuguero y Parismina del caribe costarricense donde la especie autóctona *M. carcinus*, conocida como camarón rayado, está siendo indiscriminadamente capturada.

El autor ha *desarrollado* un estudio del cultivo en estanques de este langostino autóctono con *financiamiento* de COBODES y la supervisión de INCOPESCA (Valverde, 2004). El mismo se realizó en la Estación Acuícola Experimental de INCOPESCA ubicada en finca Los Diamantes de La Rita de Pococí, Limón. Los resultados preliminares indicaron que la especie es capaz de sobrevivir, crecer y reproducirse sin problemas bajo condiciones de confinamiento. Al cabo de 3 meses de cultivo se logró una sobrevivencia del 100%, un crecimiento mensual de 6.78 gramos y reproducción en una de las hembras que ya cargaba su masa de *huevo* color naranja.

El cultivo larval es el paso siguiente de esta investigación y se realizó en el Parque Marino del Pacífico con ayuda de los profesionales de esta institución en su Núcleo Productivo. A continuación se presenta una recopilación de los hechos ocurridos y de imágenes mostrando los avances morfológicos más importantes de las larvas. La metodología se basó en la experiencia del autor con respecto a la especie de *langostino* (*Macrobrachium rosenbergii*) introducida al país desde Malasia a inicios de los años setentas.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Reproductores:

Un total de 7 hembras conteniendo *huevo* de color naranja o gris se extrajeron de los estanques en la finca Los Diamantes el 03 de Marzo del 2005 y se depositaron en un tanque con aireación. Al día siguiente, se colocaron

individualmente en bolsas plásticas con agua y 2/3 partes de oxígeno y se trasladaron de madrugada al Parque Marino del Pacífico en Puntarenas. A estas instalaciones llegaron a las 10:00 AM. Inmediatamente se aclimataron dejando flotar las bolsas por 20 minutos en el agua de los tanques donde se cultivarían las larvas. Se depositaron 4 hembras en un tanque y 3 en el otro seleccionándolas de acuerdo a su coloración de huevecillos. Se le puso un refugio artificial (tubo pvc) a cada una.

El nacimiento de las primeras larvas de una de las hembras se dio el 04 de Marzo en un tanque (# 1) que aun contenía agua dulce porque no se esperaba que desovaran tan rápido. Se creía que en 3-4 días iban a empezar los primeros desoves. Lo conveniente era que las hembras estuvieran en el agua con la salinidad óptima (13 g/L) en la que se iban a desarrollar las larvas. Ellas son capaces de adaptarse a este cambio de salinidad si se hace de manera lenta y apropiada. Por lo tanto, se introdujo lentamente agua marina al agua dulce de los tanques hasta llevar la salinidad a 13 g/l. Se dejaron las hembras con aireación por un día más. Al día siguiente ya había desove en otro de los tanques (# 2).

Las hembras del tanque # 1 se extrajeron y revisaron encontrándose que habían desovado 2 de ellas, las cuales fueron pesadas. Las restantes se pasaron a otro tanque para que continuaran su desove. Los residuos del desove y excretas del fondo se limpiaron extrayéndolos con sifón y desde entonces se iniciaron las labores de cultivo con las larvas en este tanque. En el tanque # 2 también desovaron 2 hembras que fueron extraídas el 06 de Marzo del 2005; día en que se iniciaron las labores de cultivo. En el tanque # 3 se depositaron las 3 hembras que no habían desovado de las cuales 2 lo hicieron el 07 de Marzo. Se hizo el mismo procedimiento descrito en el tanque # 1.

B. Larvas:

Como se mencionó, las larvas empezaron a nacer al día siguiente de depositadas las hembras en los tanques. Al hacerlo abandonaron la madre y se distribuyeron rápidamente por la columna de agua. Durante su desarrollo se tomaron fotografías en muestras de 3-4 larvas para detectar los diferentes estadios por los que pasan hasta convertirse en postlarvas, cuando adquieren la forma de un camarón en miniatura. También se aprovechó para medirlas al microscopio a 4X de magnificación.

Los tanques para el cultivo de las larvas fueron de fibra de vidrio, de forma circular, fondo plano y con capacidad para 1500 litros de agua. Se equiparon debidamente con piedras de aireación en el fondo ubicando una cada 30 cm. El aire provino de un compresor o "blower" que permaneció en funcionamiento durante todo el ciclo de cultivo. Además, se ocupó de tubería plástica y mangueras para llenar y drenar por sifón, respectivamente, el agua del tanque durante cada recambio de un 80% diario. El agua se drenó previa instalación de un filtro en la manguera para evitar la succión de las larvas.

El agua de mar se tomó directamente con bombas, se almacenó y se puso a sedimentar en una pila de donde se extrajo al día siguiente para ser mezclada. Con el fin de limpiarla más, se pasó por filtros de 1, 5 y 10 mieras además de luz ultravioleta cuando se estuvo vertiendo al tanque de la mezcla. El agua dulce era potable por lo que se almacenó y dejó con fuerte aireación desde el día anterior para evaporar residuos de cloro. Para obtener una salinidad óptima de 13g/L se mezcló aproximadamente un 40% de agua salada (normalmente a 34-35 g/L de salinidad) con un 60% de agua dulce. En todo caso, la salinidad se midió con un refractómetro antes de introducirla al tanque de cultivo.

Lo primero que se hizo todas las mañanas fue medir los principales parámetros físico-químicos determinantes ía buena calidad del agua entre los que se citan la temperatura, la salinidad y el pH. El oxígeno no se midió pues se consideró que estaba en su punto de saturación debido a la constante aireación que se mantuvo en los tanques con larvas. Semanalmente también se midieron el amoníaco y los nitritos.

Posteriormente se hicieron los conteos de las larvas. Se distribuyeron bien aumentado la aeración y se sacaron 10 muestras de diferentes partes del tanque. Se contaron, se sacó el promedio y este se extrapoló a todo el volumen de agua en el tanque. Se empezó con un volumen de agua de 500 L y todos los días se fue subiendo en 250 L hasta completar los 1500 L del tanque. Luego se bajó el nivel del agua en el tanque hasta en un 80% extrayéndola por sifón. Se puso un filtro en la manguera para no succionar las larvas. Las paredes del tanque, las mangueras y las piedras de aireación se limpiaron y desinfectaron con formalina. Se suspendió la aireación y se hizo girar el agua circularmente con la mano para concentrar en el centro del fondo del tanque larvas muertas y residuos de alimento. Estos se extrajeron con sifón y las larvas vivas que salieron se devolvieron al tanque. El agua extraída se repuso con agua limpia proveniente del tanque de mezcla. Se puso la aireación y se alimentaron las larvas.

El alimento de las larvas consistió principalmente en nauplios de *Artemia*, el alimento natural más utilizado alrededor del mundo en los viveros de peces y crustáceos. La *Artemia* se compra como un producto enlatado al vacío conteniendo quistes o huevéenlos secos. Al contacto con agua de mar y aireación eclosionan en término de 24-36 horas con un porcentaje de eficiencia de un 80-90%.

La *Artemia* para la alimentación de las larvas se puso a eclosionar desde el día anterior. Se pusieron 20 g de cistos en un tanque con 50L de agua mezclada. Se dejó con fuerte aireación y se agregó una pizca de carbonato de calcio al agua. Se calculó y ajustó el peso de los cistos para tener de 5 a 10 nauplios de *Artemia* recién eclosionados por cada larva. Los nauplios se separaron de las cascarillas de los cistos aprovechando su fototropismo positivo por lo que se concentraron en el fondo del tanque atrayéndolos con luz. De ahí se recogieron en un tamiz y se pusieron en agua limpia.

Como la *Artemia* es cara y de difícil acceso, se trató de complementar con otro tipo de alimento preparado a base de huevos de gallina, leche en polvo y carne de pescado marino. Los ingredientes se mezclaron con agua en una licuadora y se cocinaron a baño maría hasta formar un flan el cual se tamizó para darle el tamaño deseado en la alimentación. Este se agregó de manera alternada durante 4 veces al día observando que todas las larvas estuvieran adheridas y comiendo de alguna partícula de alimento.

Este estudio tuvo una duración de 21 días cuando se cosecharon las últimas 3 larvas del ensayo. Se consideró que con los resultados alcanzados se logró en objetivo principal de este estudio que era validar en pequeña escala y a un nivel experimental la tecnología de cultivo que se ha aplicado para el langostino introducido (*M. rosenbergii*) a la especie del Caribe costarricense (*M. carcinus*).

II. RESULTADOS

Algunas de las hembras desovadas aparecen en la Figura 1.



Figura 1. Hembras de langostinos utilizadas en este estudio

La relación peso de la hembra y producción de larvas se presenta en el Cuadro 1.

Los cultivos se manejaron bajo las condiciones ambientales y de la calidad de agua existentes en el Núcleo Productivo del Parque Marino del Pacífico. Las mediciones diarias de los principales parámetros físico-químicos que se presentan a continuación corresponden al tanque # 2 donde sobrevivieron las larvas hasta el final del cultivo. En el tanque # 1 y # 3 murieron al sétimo y quinto día de nacidas, respectivamente.

Cuadro 1. Producción de larvas por las hembras de langostinos

# tanque	Peso de hembra (g)	Peso total (g)	Cantidad de de larvas	Larvas por gramo
1	84 y 142	226	10.800	47.8
2	66 y 156	222	7.796	35.1
3	94 y 110	204	4.513	22.1
Total			23.109	
Promedio				35.0

La salinidad del agua que se preparó diariamente y se agregó a los tanques durante los recambios se presenta en la Figura 2. El mínimo fue de 10 g/L el día 14 y el máximo de 15 g/L el día 16 con un promedio de 12.5 g/L.

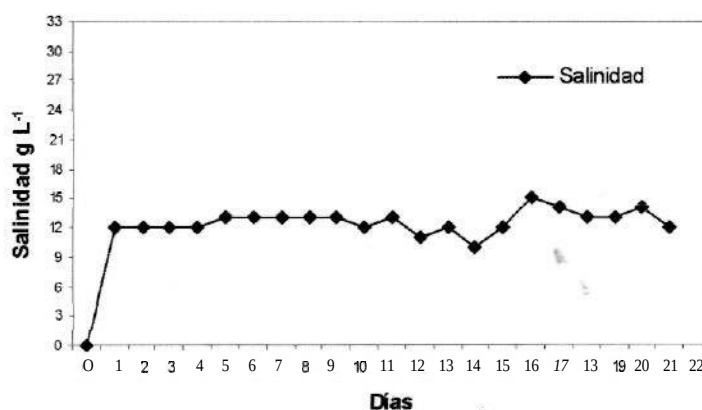


Figura 2. Valores de salinidad del agua durante el levante larval de langostinos

La temperatura del agua (Figura 3) también presentó ligeras fluctuaciones en el transcurso del cultivo siendo relativamente superior en las tardes con un promedio de 29.4 °C que en las mañanas cuyo promedio fue de 27.8 °C.

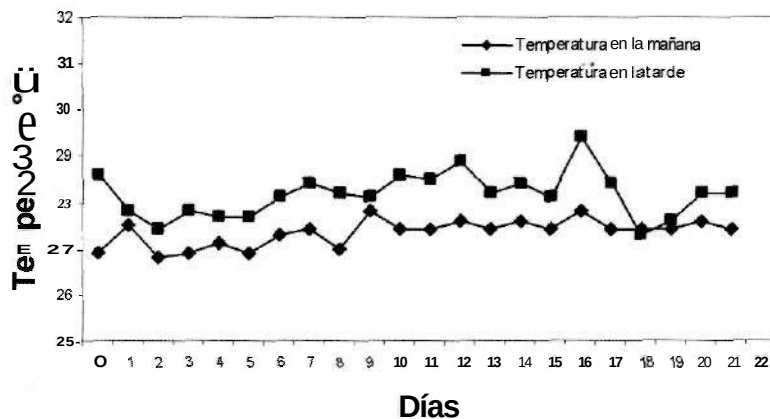


Figura 3. Comportamiento de la temperatura del agua durante el levante larval de langostinos

El pH del agua (Figura 4) fue similar en las mañanas y en las tardes durante el período de estudio siendo el promedio de 8.2. En el sexto y séptimo día se trató de bajar adicionando 150 ml de ácido clorhídrico al agua (1.350 L) durante la preparación de la misma el día antes, pero después se dejó que fluctuara de manera natural.

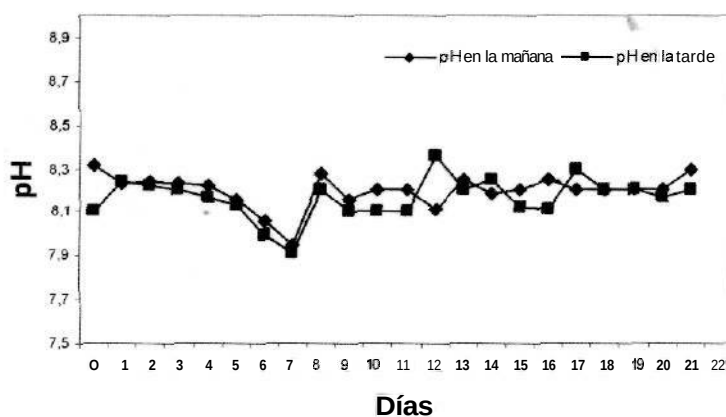


Figura 4. Valores de pH del agua durante el levante larval de langostinos

Las determinaciones semanales de nitritos dieron valores bajos ($< 0,1$ mg/L) mientras que las de amonio fueron relativamente altas ($> 0,80$ mg/L) antes de los recambios de agua en los tanques.

Los conteos de larvas dieron los resultados que aparecen en la Figura 5 para las densidades o número de larvas por litro y en la Figura 6 para los porcentajes respectivos de sobrevivencia en cada tanque.

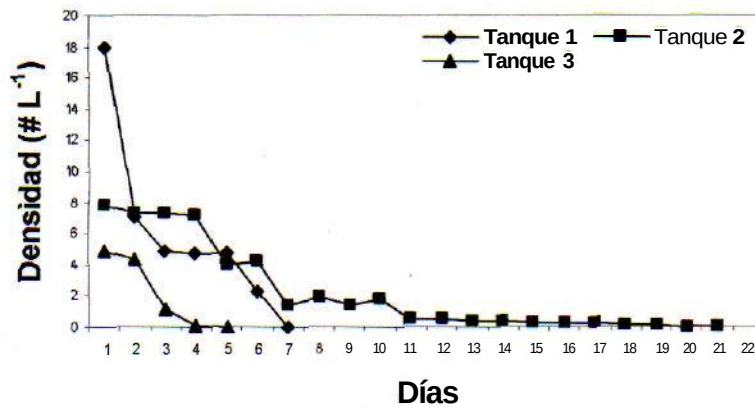


Figura 5. Descenso en la densidad de larvas de langostinos por litro

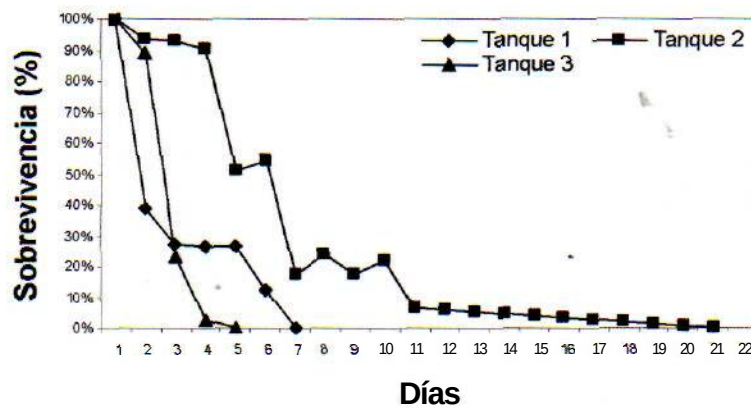


Figura 6. Porcentaje de sobrevivencia de larvas de langostino

Todas las larvas del tanque # 1 murieron al **sétimo día** mientras que las del tanque # 3 lo hicieron al quinto día. Observaciones al **microscopio** de animales débiles o moribundos del primer tanque en el quinto día revelaron una infestación severa de parásitos en los apéndices de las larvas. Estos parásitos pertenecen al grupo de los *zoothamium*, *vorticela* y *epystilis*. Se caracterizan por sofocar las branquias e impedir el **normal** movimiento de los apéndices durante la locomoción

y alimentación. Como **tratamiento** curativo se aplicó formalina a razón de 1,0 ml en 1000 L del volumen de agua en el tanque (1,0 ppm), pero al sétimo día la mortalidad fue del 100%. La causa de la mortalidad en el tanque # 3 se pudo deber a dejar las últimas hembras para el desove, las cuales se atrasaron considerablemente (3-4 días) propiciando la contaminación del agua en el mismo. Desde el inicio las larvas se notaron débiles en este tanque por lo que no duraron mucho tiempo (5 días) vivas.

Los mejores resultados en las tasas de sobrevivencia y crecimiento se obtuvieron del tanque # 2 (Figura 7).



Figura 7. Tanque de cultivo larval

En el mismo, los animales permanecieron vivos por 21 días mostrando una considerable adaptación a las condiciones de cultivo y al tipo de manejo llevado a cabo. En la Figura 8 se presenta el protocolo de producción que se siguió en este tanque.

v

La alimentación que mejores resultados dio fueron los nauplios recién eclosionados de **Artemia**. A pesar de que el alimento a base de huevo y leche se preparó y se aplicó durante 2 días, no se observó ninguna larva comiéndolo. Al día siguiente se extraía del fondo prácticamente todo el alimento preparado del día anterior, por lo que se decidió no seguirlo usando debido a que contaminaba considerablemente el agua del tanque.

La medición de las larvas reveló su estado de avance en el crecimiento (Figura 9). Se inició con un tamaño cercano a los 2 mm, al noveno día ya medían 2,5 mm y a partir del día 14 pasaron a medir más de 3,0 mm. Desde entonces se han mantenido en un rango entre 3,0 y 3,5 mm.

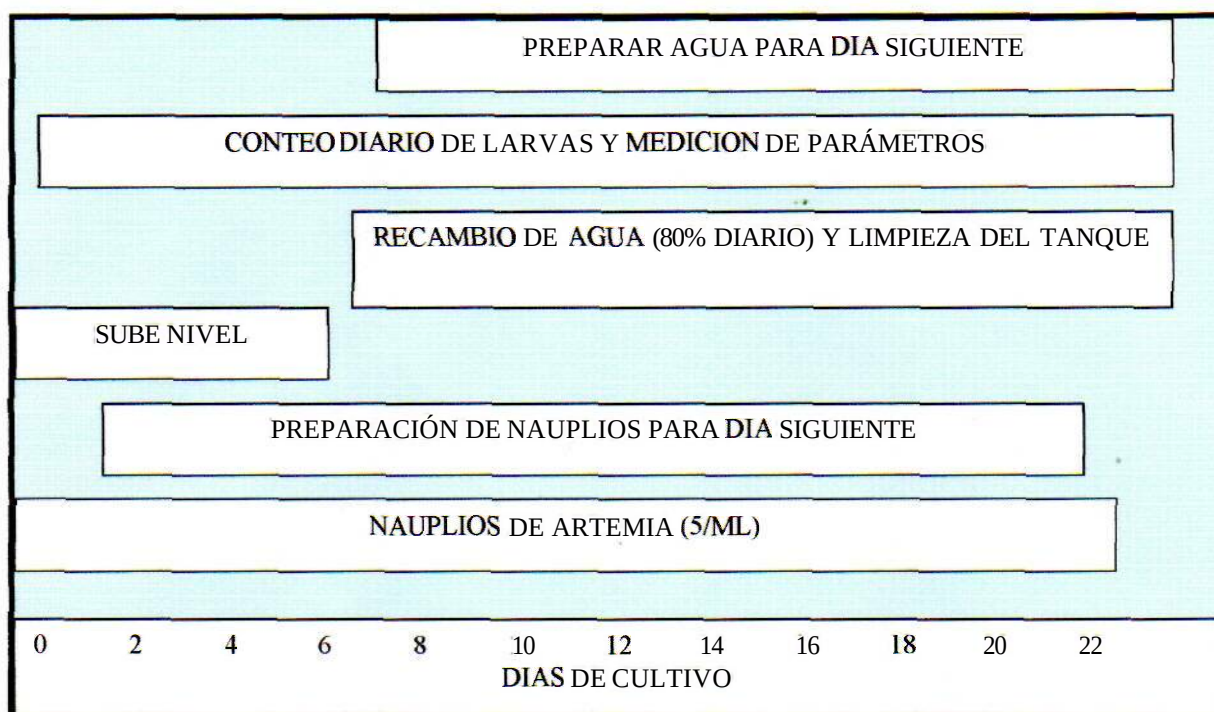


Figura 8. Protocolo de producción de larvas de langostinos

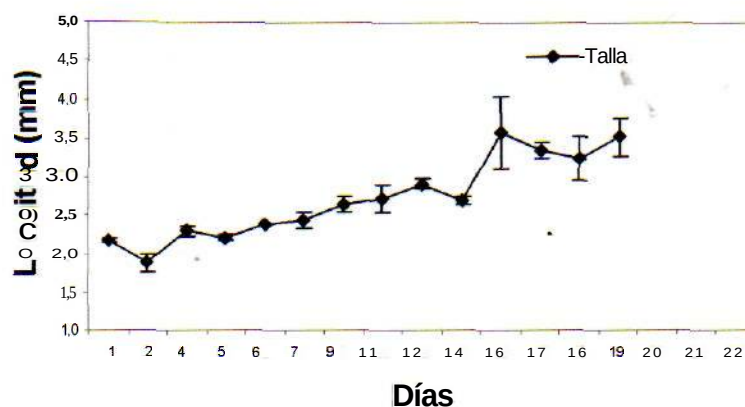


Figura 9. Curva de crecimiento (mm $\pm$ desviación estándar) para las larvas de langostino

La observación diaria de las larvas fue la mejor forma de apreciar su avance en el desarrollo conforme iban apareciendo nuevas estructuras morfológicas.

Dentro de los cambios **morfológicos** más distintivos figuran los que se dan en los apéndices tales como el rostrum, los pleopodos y el telson. Cambios en la conducta alimenticia o la locomoción no fueron evidentes conforme se formaban nuevas estructuras en los apéndices del cuerpo. A continuación se presentan las fotografías del **desarrollo** larval con el fin de poder predecir los diferentes estadios por los que fueron pasando las larvas mientras permanecieron bajo las condiciones del cultivo.

Estadio 1. Larva del primer día. Longitud promedio = 2,2 mm.

Nótese en la Figura 10 los ojos sésiles de esta larva y la suficiente reserva nutritiva en el hepatopáncreas procedente de la madre. Hay abundante pigmentación de **cromatóforos**.

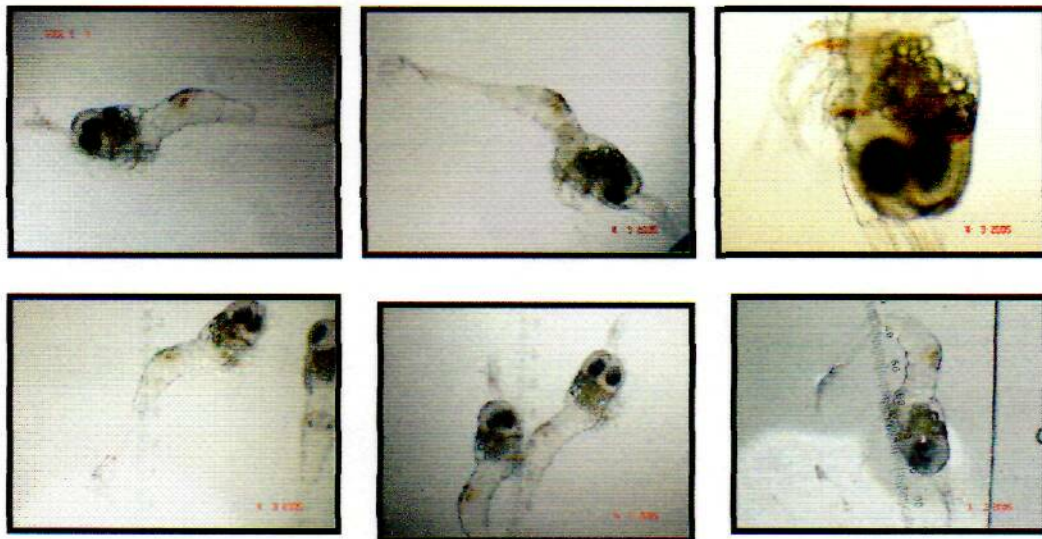


Figura 10. Larvas del primer día de nacidas

En la Figura 11 se presentan algunos apéndices en este estadio. Nótese que el telson es uno solo (sin ramificaciones o urópodos), los pleopodos apenas se notan y el rostrum aparece delgado sin espinas.

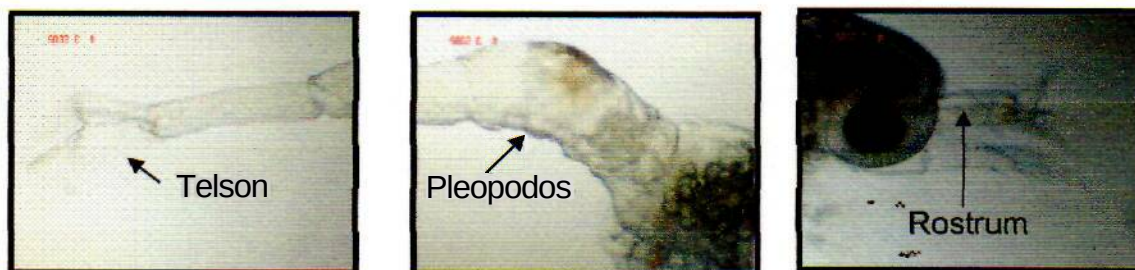


Figura 11. Características morfológicas de algunos apéndices en larvas del primer día

Estadio 1. Larva del segundo día. Longitud promedio = 2.2 mm.

Esta larva (Figura 12) fue preservada por lo que no se aprecia como ta anterior. Sin embargo, puede notarse como los ojos aún son **sésiles**; o sea, se encuentran adheridos a la cabeza.



Figura 12. Larva del segundo día de nacida.

Con respecto a los **apéndices**, estos se muestran en la Figura 13. Nótese que no se aprecian mayores diferencias con respecto a la larva del día anterior.



Figura 13. Características morfológicas de algunos apéndices en larvas del segundo día

Estadio 1. Larva del tercer día. Longitud promedio = 2.3 mm.

La larva del tercer día (Figura 14) presenta características similares a la anterior por lo que a simple vista no podría considerarse este como un nuevo estadio.



Figura 14. Larva del tercer día de nacida.

Lo anterior se puede corroborar con la presentación de los apéndices (Figura 15) donde se muestra el telson aún sin ramificaciones y el rostrum apenas perceptible.

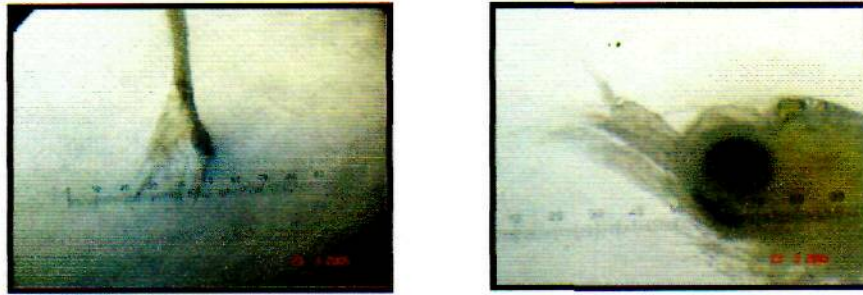


Figura 15. Características morfológicas del telson y el rostrum en larvas del tercer día

Estadio 2. Larva del cuarto día. Longitud promedio = 2.3 mm.

Aunque aparentemente esta larva (Figura 16) no muestra mayores diferencias con respecto a la anterior porque los ojos aun son sésiles, estas si son apreciables en los apéndices (Figura 17). Nótese, por ejemplo, la primera ramificación que sobresale en el telson y como el rostrum presenta las primeras apariciones de 2 espinas dorsales, una en la base y otra a la mitad del mismo. Los pleópodos no muestran mayor diferencia pues continúan presentándose únicamente como yemitas.



Figura 16. Larva del cuarto día de nacida

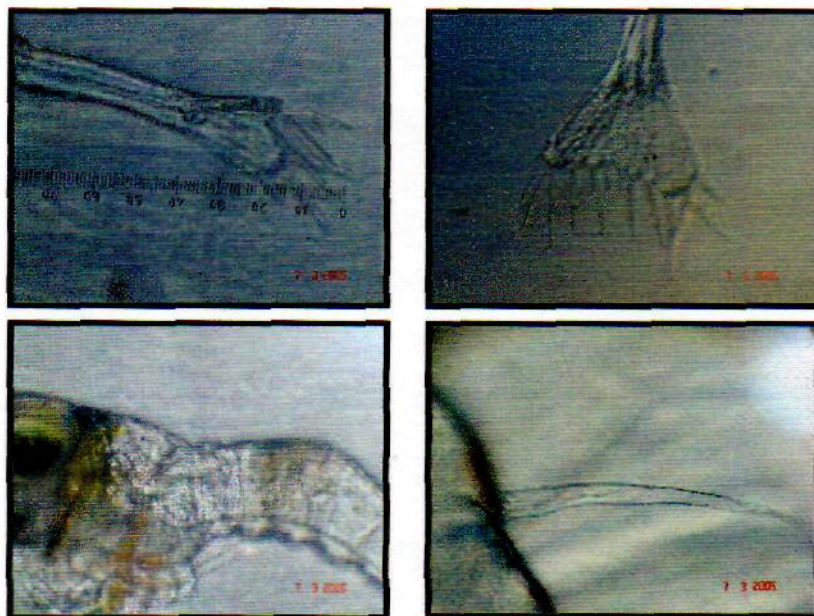


Figura 17. Características morfológicas de algunos apéndices de esta larva

Estadio 3. Larva del quinto día. Longitud promedio = 2.4 mm.

Los ojos pedunculados de esta larva (Figura 18) hace ver que se trata de un nuevo estadio. Además, nótese sus apéndices de alimentación (periópodos) más alargados así como una mayor longitud del abdomen que se hace más delgado.

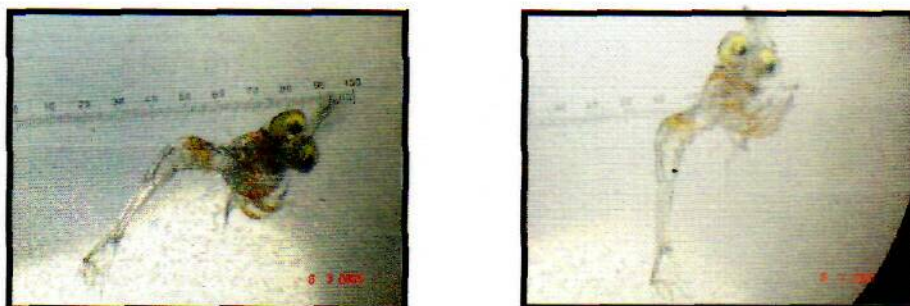


Figura 18. Larva del quinto día de nacida

Las observaciones son más precisas si se ven los apéndices (Figura 19) de esta larva. El telson se alargó y presenta ramificaciones a ambos lados. Las yemitas de los pieopodos son más aparentes y el pedúculo del ojo es evidente. El rostrum, sin embargo, no se aprecia bien.



Figura 19. Características morfológicas de algunos apéndices de esta larva

Estadio 3. Larva del sexto día. Longitud promedio = 2.4 mm.

Entre esta larva (Figura 20) y la del día anterior no se aprecian mayores diferencias por lo que se dice que pertenecen al mismo estadio. Lo mismo se puede observar con la presentación de los pieópodos y el rostrum (Figura 21).

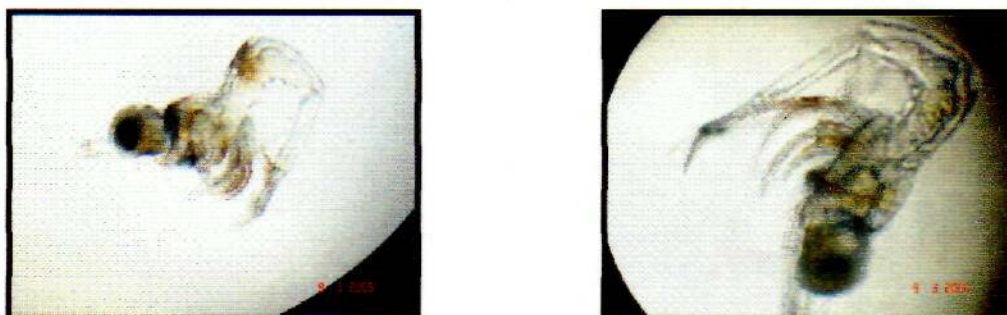


Figura 20. Larva del sexto día de nacida



Figura 21. Características morfológicas de pieópodos y rostrum de esta larva

Estadio 3. Larva del séptimo día. Longitud promedio = 2.4 mm.

No existen fotografías de larvas o apéndices en este día.

Estadio 4. Larva del octavo día. Longitud promedio = 2.5 mm

La única fotografía existente en este día es la de la Figura 22. En la misma se muestran los urópodos del telson bien ramificados y con abundancia de setas por lo que se puede considerar este como un nuevo estadio. .



Figura 22. Características morfológicas del telson en el octavo día.

Estadio 4. Larva del noveno día. Longitud promedio = 2.6 mm

El telson de esta larva (Figura 23) presenta el mismo estado de ramificación que la del día anterior.



Figura 23. Características morfológicas del telson en el noveno día.

Estadio 5. Larva del décimo día. Longitud promedio = 2.6 mm

Este se considera un nuevo **estadio** por la apariencia más conspicua de la larva (Figura 24) con una elongación manifiesta de sus principales apéndices.



Figura 24. Larva del décimo día de nacida

En el telson es evidente la aparición del exopodito (urópodo externo) y el endopodito (urópodo interno) con sus respectivas ramificaciones (Figura 25).



Figura 25 Características morfológicas del telson en el décimo día.

Los pleópodos se mantienen similares, pero el rostrum si es más alargado con una mayor protuberancia de las espinas dorsales fácilmente distinguibles (Figura 26).



Figura 26. Características morfológicas de **pleópodos** y rostrum de la larva al décimo día

Estadio 5. Larva del onceavo día. Longitud promedio = 2.7 mm

A pesar de que la larva (Figura 27) no quedó bien preservada, puede observarse la similitud en la ramificación del telson con respecto a la larva del día anterior.



Figura 27. Larva del onceavo día de nacida

Estadio 5. Larva del doceavo día. Longitud promedio = 2,9 mm

Tampoco se capta a través de la fotografía mayor diferenciación entre la larva anterior y esta (Figura 28),



Figura 27. Larva del doceavo día de nacida

Estadio 5. Larva del día catorce. Longitud promedio = 2.9 mm

Por la apariencia del telson, la larva en este día (Figura 28) se considera dentro del mismo estadio.



Figura 27. Larva del doceavo día de nacida

Estadio 5. Larva del día dieciséis. Longitud promedio = 3.1 mm

La fotografía tanto de la larva preservada como del telson no es lo suficientemente clara como para definir si existió algún cambio de estadio en este día (Figura 28).



Figura 28. Larva y telson del día dieciséis de nacida

Estadio 5. Larva del día dieciocho. Longitud promedio = 3.3 mm

En la Figura 29 el telson no revela mayor diferencia a estadios anteriores y aunque los pleópodos si presentan un ligero alargamiento, casi transparente, de las yemitas abdominales, aún no podría considerarse a este como un nuevo estadio.

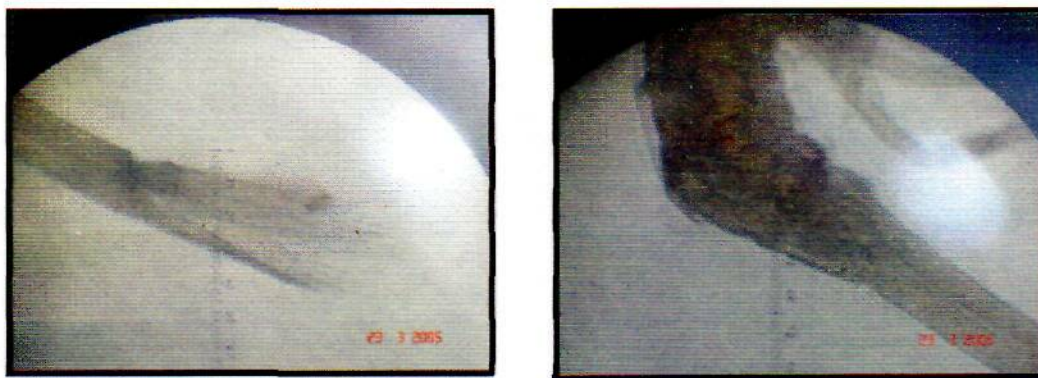


Figura 29. Características morfológicas del íelson y pleópodos de la larva al día dieciocho

Estadio 6. Larva del día diecinueve. Longitud promedio = 3.5 mm

En esta larva (Figura 30) es evidente la coloración fuerte de los cromatóforos sobretodo en los apéndices bucales, de tactación y locomoción en el cefalotórax. .

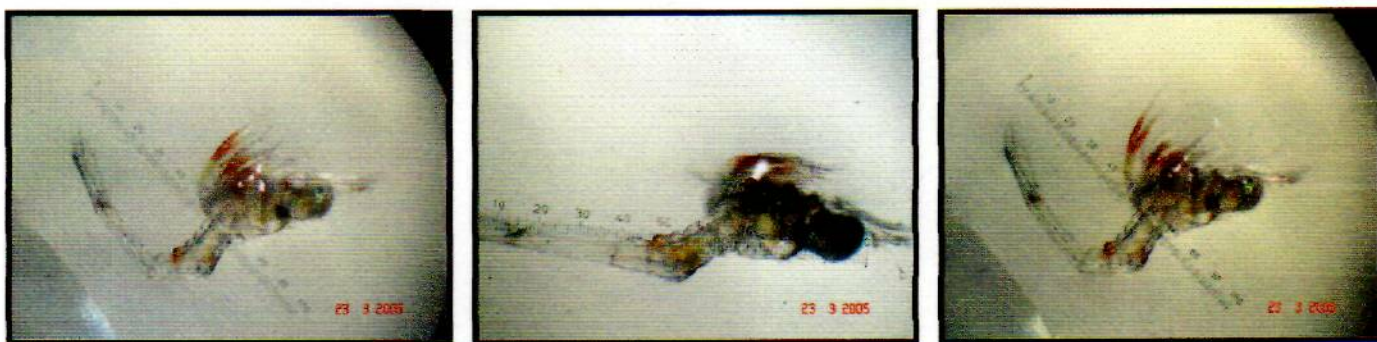


Figura 30. Larva del día diecinueve de nacida

Nótese las 2 espinas rostrales (Figura 31) bien extendidas asemejando a las de un adulto en miniatura. El íelson se encuentra extendido en su totalidad tanto en su parte central como en sus ramificaciones o urópodos. Los pleópodos aún aparecen en forma de yemitas.

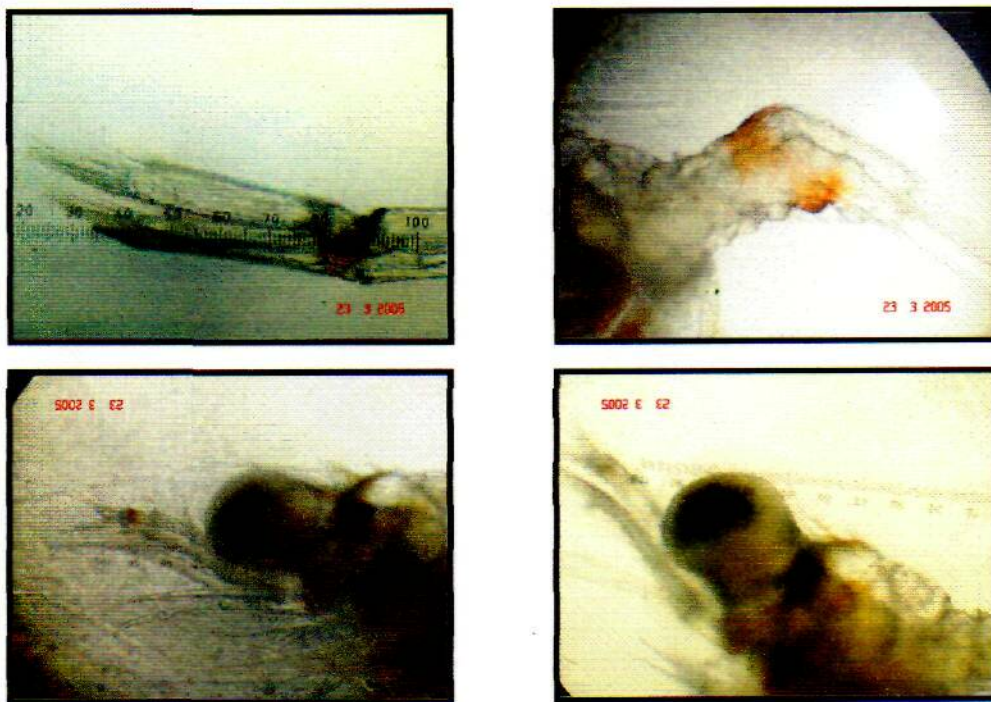


Figura 31. Características morfológicas de apéndices de la larva al día diecinueve

Estadio 7. Larva del día veinte. Longitud promedio = 3.6 mm

Aunque en apariencia esta larva (Figura 32) presenta características similares a las del día anterior, al observar sus apéndices (Figura 33) aparece la primera formación de un quelípedo o pequeña tenaza por lo que se puede considerar como un nuevo estadio.



Figura 32. Larva del día veinte de nacida

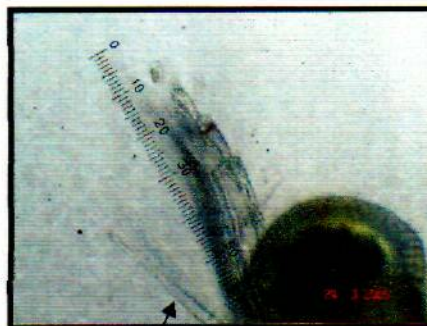


Figura 33. Queiípedo en larva al día veinte

Los demás apéndice no presentan mayores diferenciaciones (Figura 34) a las anteriores.



Figura 34. Características morfológicas de apéndices de la larva al día veinte

Estadio 7. Larva del día veintiuno. Longitud promedio = 3.6 mm

Esta larva (Figura 35) presenta las mismas características a la larva del día anterior tanto en su forma en general como en sus principales apéndices (Figura 36)

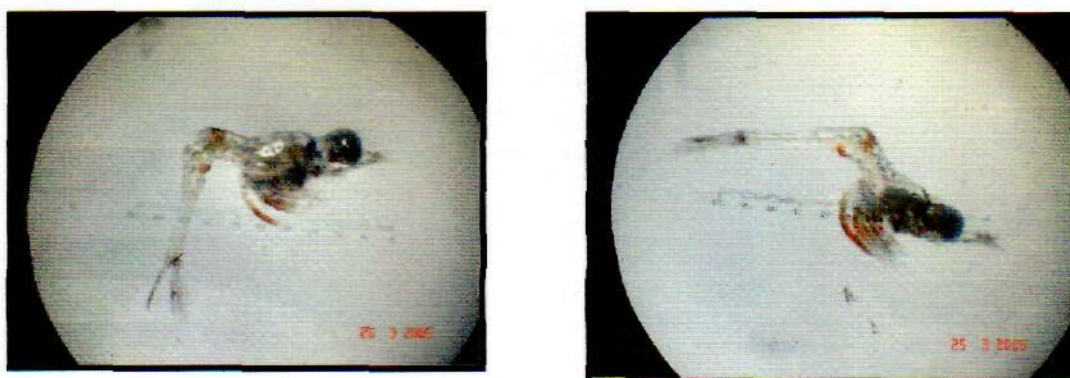


Figura 35. Larva del día veintiuno de nacida



Figura 36. Características morfológicas de apéndices en la larva al día veintiuno

III. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

El procedimiento de captura de las hembras grávidas del estanque, su empaque en bolsas plásticas y posterior movilización durante más de 5 horas parece ser el recomendado ya que se recibieron en buen estado de salud y cargando la masa completa de huevecillos. El supuesto de que se iban a capturar hembras grávidas se basó en la observación por parte del autor de que en todos los muéstreos mensuales, desde que maduró la primera hembra de langostinos hace aproximadamente un año (Valverde, 2004), siempre se han encontrado hembras grávidas en el estanque. Esta observación es importante porque permite predecir que siempre existirán hembras listas para desove, dentro del estanque de los reproductores, con el fin de realizar los cultivos larvales si se pretende pasar a un nivel comercial.

Un promedio de 35 larvas por gramo de peso corporal de la hembra podría considerarse sumamente bajo. Esto parece evidente al observar la poca masa de huevecillos que carga la hembra en relación al tamaño de su cuerpo. Significa que para empezar con 100 larvas por litro en un tanque de 1000 litros a un nivel comercial, se necesitarían 2857 g de peso de estas hembras. Con un peso promedio de 108 g por hembra como las mostradas en este estudio, se ocuparían 26 hembras por tanque. Si se compara con el langostino introducido (*M. rosenbergii*), este produce en promedio cerca de 1000 larvas por cada gramo de peso corporal de la hembra. Estas pesan en promedio 30 g por lo que cada una puede dar 30000 larvas. En esta especie, con 4 hembras por tanque sería suficiente.

Las condiciones de cultivo y las prácticas de manejo para las larvas fueron crudas y sin control en las fluctuaciones ambientales y los parámetros físico químicos. Se buscó apreciar la capacidad de las mismas para soportar este tipo de manejo y de cambios que se darían en un eventual nivel comercial.

La salinidad se mantuvo constante y cercana a los 13 g/L hasta el día 14 cuando se redujo a 10 g/L para ver si había estímulo en el crecimiento que se mantenía bajo. Sin embargo, no se notaron mejores resultados por lo que se volvió a subir al nivel anterior. Mayor investigación se requiere en encontrar no solo el grado óptimo de salinidad sino también como esta debe ir cambiando conforme se va dando el desarrollo de las larvas.

La temperatura del agua fluctuó dentro de un rango (27,5°C-29,5°C) que podría considerarse apropiado. Sin embargo, por la lentitud en el crecimiento y desarrollo de la larva podría considerarse que se requiere tanto de una temperatura constante como de una ligeramente más elevada. También se sugiere mayor investigación en este sentido.

El pH durante todo el cultivo fue relativamente alto (> 8.0). Se trató de bajar adicionando ácido porque se consideró que a un pH elevado tanto la alcalinidad como la dureza del agua iban a afectar los procesos de muda de las larvas. Sin

embargo, después se decidió que fluctuara naturalmente como el resto de parámetros. El efecto del pH, la alcalinidad y la dureza del agua sobre las larvas de langostinos, también requiere ser investigado en mayor detalle.

El amoníaco del agua antes de los recambios fue considerablemente alto y pudo ser el causante de contaminación y mortalidad de las larvas en uno de los tanques. Esto significa que se debe tener mucho cuidado en las labores de alimentación, extracción de restos de alimento, heces y larvas muertas del fondo, recambios diarios de agua, limpieza de las paredes del tanque y otras labores que permitan mantener en óptimas condiciones la calidad del agua. Niveles altos de amoníaco son perceptibles por el olor como a huevo malo, la coloración amarillenta que toma el agua y la formación de burbujas o espuma en la superficie del agua. Las larvas de este langostino fueron sumamente sensibles a niveles relativamente altos de amoníaco si se comparan con las del langostino introducido que parecen ser más resistentes.

Las bajas sobrevivencias en 2 tanques también se atribuyeron a la presencia de parásitos que invadieron las larvas. Los parásitos son el resultado de un pobre manejo en la calidad del agua y la alimentación. Son organismos oportunistas que siempre están presentes en bajas concentraciones en los medios de cultivo, pero que aprovechan un imbalance en las condiciones del medio, el deterioro de la calidad del agua o (a debilidad de las larvas para convertirse en patógenos. La prevención mediante el manejo de la buena calidad del agua es la mejor medida para evitar el contagio. Cualquier medida curativa posterior podría no ser suficiente como sucedió en este estudio con la aplicación de formalina.

El tamaño del tanque, su forma, ubicación y coloración interna juegan un papel importante en el grado de adaptación y desarrollo de las larvas. La aireación desde el fondo y la forma en que se distribuya el aire también son aspectos importantes para mantener tanto larvas como aumento en suspensión sin causar mayores daños físicos. Por lo tanto, aún quedan muchos aspectos por investigar y mejorar en este sentido para el adecuado desarrollo de las larvas de este langostino. Sin embargo, puede rescatarse de este estudio un protocolo de producción que se puso en práctica con relativamente buenos resultados, pero que se puede mejorar a un nivel comercial.

A pesar de que los nauplios de *Artemia* se consideraron el mejor alimento para las larvas, deben de manejarse con cuidado porque podrían constituirse en foco de contaminación si se trata de fuentes de baja calidad (poca eclosión), si han permanecido enlatados por mucho tiempo o si no se han puesto a eclosionar apropiadamente. Las cascarillas de los cistos o huevos que no eclosionaron dentro del agua de cultivo deterioran rápidamente la calidad de la misma. Además, la *Artemia* es un micro crustáceo vivo que se alimenta y produce desechos dentro del tanque con las larvas por lo que su exceso causa un considerable daño de contaminación. Hay que dar la cantidad correcta de nauplios de *Artemia* extraídos de una manera higiénica de acuerdo a la densidad de larvas que permanezcan en el tanque de cultivo.

La alimentación a base de huevo con leche no fue recomendada en este estudio. Quizás el lento **desarrollo** de las larvas fue el motivo para que no alcanzaran un tamaño suficiente que les permitiera adherirse a estas partículas y alimentarse. No obstante, el alimento preparado sigue siendo una buena alternativa que debe estudiarse mejor para tratar de reducir los costos y las potencialidades de contaminación por parte de los naupíios de *Artemia* en los cultivos de larvas de langostinos.

El lento desarrollo de las larvas se notó en su poca longitud. Únicamente crecieron 1,0-1,5 mm durante cerca de 20 días, siendo apenas perceptibles al ojo humano dentro del tanque. El pequeño **tamaño** y lento crecimiento mostrado desmotivan en parte las labores de cultivo si se ven desde un punto de vista comercial porque no son apreciables los resultados del esfuerzo. Además, animales pequeños son más **susceptibles** a daños físicos causados por las labores propias del cultivo como las burbujas de aire, los recambios del agua, la limpieza del tanque y otros.

Según conocimientos del autor, las fotografías del desarrollo **larval** bajo cultivo de este **langostino** son las primeras que se tienen documentadas hasta el presente. Se describieron 7 estadios larvales basándose sobretodo en los cambios de **las características morfológicas** del telson, pleópodos y rostrum por ser los más **fácilmente** visibles. Sin embargo, también ocurren cambios significativos y detallados en las setas de algunos apéndices así como en las estructuras bucales y **dactilares**.

Se presume que esta especie, como la mayoría del género *Macrobrachium*, debería pasar por 11 estadios antes de convertirse en post **larva** o langostino en miniatura. En este estudio faltaron de observarse los **últimos** 4 estadios cuyas principales características se presentan en el desarrollo de los pleópodos. Durante el estudio se observó que estos no presentaron ninguna modificación quedándose como yemitas. Los cambios que faltaron por observar fueron la elongación de los mismos y la aparición de ramificaciones externas e internas con setas similar a lo que ocurrió en el telson.

Finalmente, este estudio fue una contribución al entendimiento de cómo poder cultivar las larvas del langostino **autóctono** del caribe costarricense de una manera predecible y hasta comercial. Quedó de manifiesto que aún faltan muchos detalles técnicos por resolver sobretodo en lo que se refiere al manejo y control de los principales parámetros físicos y químicos del agua para que las larvas se sientan en un ambiente adecuado y logren el desarrollo que se espera. La investigación debe continuar con el fin de **entender plenamente** el comportamiento de las larvas bajo cultivo y poder alcanzar en un futuro cercano una tecnología apropiada de producción.

IV. BIBLIOGRAFÍA

Valverde, J., 2004. Estudio sobre el cultivo en estanques del langostino autóctono *Macrobrachium carcinus*. Proyecto de investigación. Sin publicar.

V. AGRADECIMIENTOS

Este estudio se realizó gracias al financiamiento y confianza depositada en el investigador por parte del Proyecto **COBODES-MINAE**. También se agradece al **MSc.** Gerardo Zamora, director la Estación Acuícola Experimental Los Diamantes del INCOPECA y tutor de este proyecto así como al Lic. Germán Castro de esta institución por la ayuda incondicionada que siempre me han brindado. Así mismo, se agradece al Dr. Ricardo Jiménez, director de la Escuela de Biología de la Universidad Nacional y al Dr. Ángel Herrera, director del Parque Marino del Pacífico, por haberme permitido realizar esta fase experimental en el Núcleo Productivo del Parque Marino. También al personal técnico (Biol. Martín Méndez, Biol. Jeimie López y Biol. Jonathan Chacón) de esta institución por la colaboración durante el ensayo, las fotografías y la edición del documento final.