



UNIVERSIDAD NACIONAL DE TUMBES  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE  
INGENIERÍA PESQUERA



TESIS DE PREGRADO

**REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE  
CAMARÓN DE RIO (*Macrobrachium americanum*) EN  
LABORATORIO.**

PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO  
PESQUERO

PRESENTADO POR:

EST. ARICA GARCIA, ENMANUEL BENJAMIN  
EST. BARRIENTOS GAONA, JOSÉ ALEXANDER

TUMBES, PERÚ

2013







UNIVERSIDAD NACIONAL DE TUMBES  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE  
INGENIERÍA PESQUERA



TESIS DE PREGRADO

**REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE  
CAMARÓN DE RIO (*Macrobrachium americanum*) EN  
LABORATORIO.**

PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO  
PESQUERO

PRESENTADO POR:

EST. ARICA GARCIA, ENMANUEL BENJAMIN  
EST. BARRIENTOS GAONA, JOSÉ ALEXANDER

TUMBES, PERÚ

2013

## RESPONSABLES

Bach. ARICA GARCIA ENMANUEL BENJAMIN

---

EJECUTOR

Bach. BARRIENTOS GAONA JOSÉ ALEXANDER

---

EJECUTOR

Mg. Ing. MARCO ANTONIO ZAPATA CRUZ

---

ASESOR

Zlgo. TEODORO E. SEMINARIO CHIRINOS

---

COASESOR

JURADO DICTAMINADOR

Dr. AUBERTO HIDALGO MOGOLLÓN

---

PRESIDENTE

Dr. LEOCADIO MALCA ACUÑA

---

SECRETARIO

Ingº. JOHN E. SANDOVAL RAMAYONI

---

VOCAL

## AGRADECIMIENTO

Al señor Aníbal y Miguel Rosales por dedicar parte de su tiempo en ayudarnos a adquirir los ejemplares de camarones de río.

A los alumnos Ángel Barrezueta; Jhonatan Valladares, Frank Quispealaya, Keith Yman, Pedro Ordinola por su cooperación en la búsqueda de los ejemplares de camarón de río.

A nuestro asesor Marco A. Zapata Cruz por ayudarnos en la realización de nuestra investigación.

Al profesor Teodoro Seminario Chirinos por su gran aporte de sus conocimientos y su constante apoyo en nuestra investigación como coasesor del proyecto de tesis.

También agradecemos a los profesores de la Facultad de Ingeniería Pesquera que contribuyeron con sus conocimientos o con el préstamo de algún equipo o material de laboratorio para que se lleve a cabo la ejecución del proyecto de tesis.

## DEDICATORIA

A Dios: Por permitir día a día seguir con vida, guiarme e iluminar mi camino para poder lograr mis metas y objetivos.

A mis padres: Amparo: que desde el cielo, me guía para lograr lo que en vida tanto anhelaba, verme ser un profesional y una buena persona.

Y

Vicente: Por todo el esfuerzo y sacrificio que ha puesto en mi formación y educación.

A mis hermanos: Williams, Juan Carlos, Juan José, Karina, Junior, Karen, Kasandra y a mi sobrino José Orlando, por su apoyo incondicional.

Arica Garcia Enmanuel Benjamin.

Este presente trabajo se lo dedico a mis padres Olga y Everardo porque siempre apoyaron mi formación profesional y personal.

A mi familia en general por el constante apoyo incondicional y sus valiosos consejos que me permitieron seguir adelante, con el objetivo de cumplir mis metas.

Barrientos Gaona José Alexander.

## ÍNDICE

<b>Resumen</b> .....	14
Abstract.....	15
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	16
<b>II. MARCO TEÓRICO</b> .....	20
<b>III.ANTECEDENTES</b> .....	26
<b>IV. MATERIAL Y MÉTODOS</b> .....	31
<b>4.1. MATERIALES</b> .....	31
4.1.1. Material biológico.....	31
4.1.2. Equipos y material.....	31
<b>4.2.MÉTODOS</b> .....	33
<b>4.2.1. Metodología para la reproducción de <i>M. americanum</i></b> .....	33
4.2.1.1. Acondicionamiento del laboratorio.....	33
4.2.1.2. Llenado de tanques .....	33
4.2.1.3. Captura de reproductores.....	33
4.2.1.4. Transporte de reproductores .....	34
4.2.1.5. Manejo de reproductores.....	35
4.2.1.6. Alimentación de los reproductores .....	35
4.2.1.7. Preparación de los reproductores.....	35
<b>4.2.2. Metodología utilizada para el desarrollo larval</b> .....	36
4.2.2.1. Obtención de hembras grávidas.....	36
4.2.2.2. Transporte de hembras grávidas.....	37
4.2.2.3. Acondicionamiento de hembras grávidas .....	37
4.2.2.4. Pesaje, tallado de las hembras grávidas .....	38
4.2.2.5. Alimentación de hembras grávidas.....	38

4.2.2.6.Incubación de los huevos .....	39
4.2.2.7.Eclosión de los huevos .....	39
4.2.2.8.Cultivo larval .....	39
4.2.2.9.Cultivo de alimento vivo .....	40
4.2.2.9.1.Cultivo de microalgas.....	40
4.2.2.9.2.Cultivo de <i>Artemiasp.</i> .....	40
4.2.2.10.Alimentación de larvas.....	41
4.2.2.11.Descripción morfológica de las larvas .....	41
<b>V. RESULTADOS.....</b>	<b>42</b>
5.1. Reproduccion de <i>Macrobrachium americanum</i> .....	42
5.2. Desarrollo embrionario e incubación de los huevos .....	44
5.3. Desarrollo larval.....	49
5.4. Manejo delarvas de hembras ovígeras extraídas del medio natural...53	
5.4.1 Eclosion de los huevos.....	53
5.4.2 Manejo de larvas.....	54
<b>VI. DISCUSIÓN.....</b>	<b>57</b>
<b>VII. CONCLUSIONES.....</b>	<b>60</b>
<b>VIII. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>61</b>
<b>IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>62</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>65</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b> Talla y peso de cada hembra grávida capturadas en el río Zarumilla en el caserío de Lechugal	<b>Páginas</b> 65
<b>Tabla 2:</b> Cálculo de la biomasa y ración de alimento diario de hembras grávidas	65
<b>Tabla 3:</b> Cantidad de alimento que se le suministró a las larvas según tratamiento	51
<b>Tabla 4:</b> Parámetros tomados durante la eclosión de los huevos	53
<b>Tabla 5:</b> Total de larvas obtenidas después de la eclosión	54
<b>Tabla 6:</b> Cantidad de alimento que se le suministró a las larvas según tratamiento	56

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Páginas</b>
Fig. 1 Lugar de la captura de los reproductores	33
Fig. 2 Captura de reproductor de camarón de río	34
Fig. 3 Oxigenación de reproductores	34
Fig. 4 Traslado de reproductores al laboratorio	34
Fig. 5 Mecanismo paracaptura de reproductores	36
Fig. 6 Hembra grávida, atrapada en el aparejo	36
Fig. 7 Selección de hembra según color de huevos	37
Fig. 8 Oxigenación de hembras grávidas	37
Fig. 9 Medición de hembra grávida	38
Fig. 10 Pesaje de hembra grávida	38
Fig. 11 Marcación de hembra grávida	38
Fig. 12 Muestreo de huevos	39
Fig. 13 Cultivo de microalga <i>Chaetoceros gracilis</i>	40
Fig. 14 Cultivo de microalga <i>Tetraselmis sp.</i>	40
Fig. 15 Cultivo de <i>Artemia sp.</i>	40
Fig. 16 Nauplio congelado de <i>Artemia sp.</i>	40
Fig. 17 Muda de hembras de <i>Macrobrachium americanum</i>	42
Fig. 18 Hembra después de la muda pre-apareamiento	43
Fig. 19 Hembra portando huevos embrionados	43
Fig. 20 Medición de huevo	44
Fig. 21 Coloración naranja de los huevos	44
Fig. 22 Coloración marrón claro de los huevos	45
Fig. 23 Coloración gris de los huevos	45
Fig. 24 Huevo embrionado (día 1)	46
Fig. 25 Reducción del vitelo en uno de los extremos (día 3)	46
Fig. 26 Reducción de vitelo, se observa una evaginación en un extremo (día 5)	46
Fig. 27 Reducción del vitelo (día 7)	47
Fig. 28 Se redujo más el vitelo y se empiezan a observar una segmentación en un extremo de los polos (día 9)	47
Fig. 29 Aparición de manchas oscuras o manchas oculares (día 11)	48
Fig. 30 Manchas oculares bien definidas (día 13)	48

Fig.31 Se observa claramente el individuo (día 15)	48
Fig. 32 Larva eclosionada zoea I	49
Fig. 33 Medición de larva zoea I	49
Fig. 34 Larva zoea II al tercer día de eclosionar	50
Fig. 35 Medición de larva zoea II	50
Fig. 36 Canibalismo entre larvas de <i>Macrobrachium</i>	52
Fig.37 Larvas eclosionadas (zoea I)	54
Fig. 38 Medición de larva zoea I	54
Fig. 39 Larvas al 3er día (zoea II)	55
Fig. 40 Medición de larva zoea II	55
Fig. 41 Larvas destrozadas por efecto de canibalismo	55

## RESUMEN

La presente investigación se realizó en el Laboratorio Acuicultura I de la Facultad de Ingeniería Pesquera en la Universidad Nacional de Tumbes, con la finalidad lograr la reproducción y describir el desarrollo larval de camarón de río *Macrobrachium americanum*. La maduración sexual de los camarones tuvo una duración de 2 meses 15 días a temperatura promedio de 27,7 °C y salinidad 1 ‰, lográndose la reproducción en cautiverio, luego se realizó el seguimiento del desarrollo embrionario y por consiguiente el proceso de incubación, obteniendo como resultado 8 períodos o fases de desarrollo embrionario durante 17 días que duró el proceso de incubación, utilizando una temperatura promedio de 28,1°C y la salinidad se fue regulando hasta obtener 13 ‰, salinidad que se utilizó para la eclosión, eclosionando el 100 % de los huevos portados por las hembras, durante el desarrollo larval se utilizaron diferentes tratamientos con distintas salinidades (1 ‰, 12 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ y 26 ‰), observando que la metamorfosis de estas larvas se daba mejor en salinidades mayores a 13 ‰, obteniendo larvas hasta el estadio Zoea II, la temperatura promedio utilizada en este proceso fue de 27,2 °C. El alimento utilizado en esta investigación consistió en microalgas *Tetraselmis* sp y *Chaetoceros gracilis* y nauplios de *Artemia* congelada, sin embargo no aceptaron el alimento suministrado razón por la cual al quinto día murieron todas las larvas, observándose canibalismo durante el estadio Zoea II, debido a que no se encontró el alimento adecuado para las larvas.

**Palabras clave:** camarón de río, *Macrobrachium americanum*, reproducción, metamorfosis, desarrollo larval.

Reproduction and larval development of fresh-water prawn (*Macrobrachium americanum*) at the aquaculture.

---

<sup>1</sup>Estudiantes de la Escuela de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Tumbes

<sup>2</sup>Profesores Principales de la Escuela de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Tumbes

Est. Arica Garcia Enmanuel Benjamin<sup>1</sup>  
Est. Barrientos Gaona, José Alexander<sup>1</sup>  
Mg. Ing. Marco Antonio Zapata Cruz<sup>2</sup>  
Zlgo. Teodoro E. Seminario Chirinos<sup>2</sup>

## ABSTRACT

This research was conducted at the Aquaculture Laboratory I, Faculty of Fisheries Engineering at the National University of Tumbes, in order to achieve reproduction and describe the larval development of fresh-water prawn *Macrobrachium americanum*. Sexual maturation of prawn lasted 2 months 15 days at an average temperature of 27.7 °C and salinity 1 ‰, obtain the reproduction in captivity, from that moment took place monitoring embryonic development and therefore the incubation process, resulting in eight periods or stages of embryonic development, which lasted for 17 days incubation process, using an average temperature of 28 °C and salinity was 13 ‰ regulating until, salinity which was used for hatching, hatching 100 % of eggs carried by the females, during larval development using different treatments with different salinity (1 ‰, 12 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ and 26 ‰), noting that the metamorphosis of these larvae was better at salinities greater than 13 ‰, getting to the stage larvae Zoea II, the average temperature used in this process was 27.2 °C. The feed used in this study consisted of microalgae *Tetraselmis gracilis* and *Chaetoceros* sp and frozen *Artemia* nauplii where not accept the food given why the fifth day all larvae died cannibalism observed Zoea stage II, because it was not possible find the right food for the larvae.

**Keywords:** river prawn, *Macrobrachium americanum*, reproduction, metamorphosis, larval development.

---

<sup>1</sup>Estudiantes de la Escuela de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Tumbes

<sup>1</sup>Profesores Principales de la Escuela de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Tumbes

Tesis presentada para obtener el título profesional de Ingeniero Pesquero  
Universidad Nacional de Tumbes  
Facultad de Ingeniería Pesquera  
Escuela Académica Profesional de Ingeniería Pesquera  
Calle Los Ceibos S/N Puerto Pizarro, Tumbes-Perú  
e-mail: bipjsc\_20@hotmail.com , joslex\_123@hotmail.com  
2013

## I. INTRODUCCIÓN

En los últimos 50 años, la población humana ha crecido a un ritmo muy acelerado, de tal manera que actualmente se estima que somos más de siete mil millones de habitantes, razón por la cual se necesita cada día más alimento, tanto vegetal como animal para poder satisfacer la necesidad de esta gran población.

Dentro de los organismos acuáticos con interés mundial para su cultivo con fines comerciales se encontraban en el 2002 los crustáceos de agua dulce, que son organismos de amplia demanda por su sabor y calidad nutricional. Los camarones de este grupo, se pueden cultivar en tres ambientes; el cultivo en aguas salobres el cual representa el 82% de la producción mundial, el cultivo de agua dulce y marino los cuales participan con el 13% y el 5%, respectivamente, de la producción mundial (Perfetti 2002).

La preocupación acerca del futuro inmediato de camarón de río como recurso biótico, se fundamenta plenamente en los valores actuales de explotación, dependientes del incremento del consumo y por consecuencia de la demanda en la extracción. A nivel mundial el problema se enmarca en las cuencas hidrológicas de las vertientes Pacífico y del Golfo de México, así como el daño por el hombre al arrojar desechos urbanos e industriales en los sistemas hidrológicos relacionados con las lagunas costeras, significan un impedimento a las migraciones naturales de los palemónidos, causando una disminución seria de las poblaciones, tanto río arriba como en los cuerpos de agua de la llanura costera. Las características biológicas del recurso y su potencial biótico hacen necesaria una evaluación cuantitativa, además de la implantación de técnicas y métodos para lograr reproducción y de esta manera obtener semilla para el cultivo y la repoblación de estos organismos en áreas altamente maltratadas por el hombre (Espinosa 1986; citado por Velásquez 2005).

El camarón de río, representa el único recurso hidrobiológico de los ríos de la costa peruana que soporta una pesquería comercial. La actividad pesquera sobre este recurso ha ido en aumento de manera tal que las poblaciones del recurso se encuentran disminuidas en las cuencas menores de la vertiente occidental, entre otros factores por la extracción intensa que soporta, en la que muchas veces se utilizaban métodos irracionales de captura (Yépez 2009).

Esta explotación excesiva e inadecuada (por épocas, edades y métodos destructivos), así como las alteraciones físicas y químicas de los cauces del río, no permiten que se efectúe una apropiada renovación poblacional (Yépez 2009).

En el caso de la región Tumbes, los ríos Zarumilla y Tumbes, antiguamente contaban con gran abundancia de diferentes especies de camarón de río, pero en la actualidad ha disminuido notablemente debido a la sobreexplotación que se hace a este recurso. Hoy en día la captura de camarón de agua dulce *Macrobrachium americanum* en la cuenca de ambos ríos es cada vez más dificultosa para un colector artesanal como consecuencia de su depredación, lo que hace que su abundancia en el medio natural sea cada vez menor.

El desarrollo de la acuicultura en Tumbes se ha manifestado mayormente a través del cultivo de *Litopenaeus vannamei* debido a su alto valor nutricional, conocimiento de la tecnología para su reproducción y facilidad relativa de cultivo. El cultivo de *Litopenaeus vannamei* (langostino), ha causado impactos socio-económicos y ambientales. A medida en que la industria del cultivo del langostino ha sufrido adversidades en los últimos años debido a factores tales como; el ataque de enfermedades virales y/o bacterianas, el alza de costo del alimento balanceado, caída de los precios del langostino en el mercado nacional e internacional, hace evidente la necesidad de mayor diversificación de la acuicultura para reducir la dependencia económica en el cultivo de langostino y proveer alternativas de cultivo con otras especies de crustáceos como es el caso de la chicama (*Macrobrachium americanum*) que es una especie familiarizada

con el Camarón gigante de malasia (*Macrobrachium rosenbergii*) el cual tiene buena aceptación comercial en el mercado nacional y local, y por ser una especie que se está agotando en el medio natural (IMARPE 2009).

Como se ha mencionado *Macrobrachiumamericanum*, es una especie de importancia ecológica y comercial, cuya población se ha reducido drásticamente por la contaminación y la explotación irracional de la misma, por lo que en el corto plazo es urgente iniciar medidas de repoblamiento, para lo cual es necesario que se realicen estudios de reproducción y su desarrollo larval, esto conllevaría a la diversificación de la acuicultura en nuestra región y a la vez serviría de utilidad para el repoblamiento de esta especie en la cuenca del río Zarumilla (Yépez 2009).

En la región Tumbes, no se cuenta con laboratorios o empresas dedicadas a la producción de camarón de río, por lo que esta especie solo es extraída irracionalmente del medio natural para su comercialización artesanal, esto aumenta la problemática actual de la especie que se encuentra en proporciones reducidas en los ríos Tumbes y Zarumilla, incitando a que en un futuro la especie desaparezca o tal vez se encuentre en peligro de extinción. Una forma de buscar solucionar el problema es investigando la reproducción en laboratorio de esta especie de camarón de río, (*Macrobrachiumamericanum*), para obtener post-larvas resistentes al medio natural y lograr obtener información básica sobre su desarrollo larval bajo condiciones controladas, para poder ofrecer post-larvas tanto para cultivo en estanques así como para repoblar cuerpos de agua.

En base a dicha información se realizó el siguiente proyecto de investigación el cual permitirá conocer los aspectos de su reproducción y las características de los diversos estadios larvales de la especie *Macrobrachiumamericanum*(camarón de río). Esta investigación tuvo como objetivo general:

Reproducir y describir el desarrollo larval de camarón de río *Macrobrachium americanum*, en laboratorio.

Y como objetivos específicos

1. Lograr la reproducción del camarón de río *Macrobrachium americanum* describir las etapas: maduración, cortejo, apareamiento (cópula), incubación y eclosión.
2. Lograr la eclosión de los huevos portados por hembras ovígeras de *Macrobrachium americanum* capturados en el río Zarumilla
3. Describir las características de cada uno de los estadios de desarrollo embrionario y larval de *Macrobrachium americanum*.

## II. MARCO TEÓRICO:

El Orden Decápoda (camarones y cangrejos) registra más de 8500 especies, en su mayoría restringidas en áreas marinas (De Grave, Cai, y Anker2008).

Existen palemónidos de agua dulce, salobre y marina. Las características más relevantes de esta familia son: rostrum presente, el flagelo antenular superiores bifurcado, el primer y el segundo par de pereiópodos son quelados aunque el primerogeneralmente menos desarrollado que el segundo y los pereiópodos carecen deexópodos. (Holtschmit 1990).

Esta familia incluye 17 géneros, diez de los cuales son reportados para América. Uno de los más representativos en sistemas dulceacuícolas es el género *Macrobrachium* (Valencia2007).

En la actualidad se conocen aproximadamente 125 especies del género *Macrobrachium*. (Villalobos 1982; citado por Díaz y Rodríguez 2001)

El género *Macrobrachium* se caracteriza por tener el segundo par de pereiópodos (quelas) más desarrollado que el resto de apéndices torácicos (Holthuis 1952; citado por Gutiérrez 2008).

El desarrollo de la quela facilita la determinación del sexo, ya que en los machos son de mayor tamaño. La separación de sexos se puede realizar además por la localización del poro genital que en machos se encuentra en el segmento basal del quinto par de pereiópodos, mientras en las hembras en el tercer par (Román 1978; citado por Gutiérrez 2008).

La especie *Macrobrachium americanum* según Fischer et al. (1995) se diferencia por tener 25 cm de talla máxima en el macho y 19,5 cm en la hembra y por presentar un rostrum fuertemente inclinado hacia abajo, no rebasando el extremo anterior del pedúnculo antenular, y armado de 11 a 14 dientes dorsales (incluyendo 4 a 6 dientes postorbitales) y 3 o 4 ventrales.

En esta especie, la diferenciación sexual externa es muy notable, ya que además del tamaño siempre mayor en el macho, también el segundo par de pleópodos varía, ya que en la hembra se presenta el apéndice interno como pieza anexa situada sobre el basipodito, siendo un segmento pequeño ligeramente menor que la mitad del endopodito cuyo extremo distal presenta una zona plana cubierta de pequeñísimas espínulas. En el macho se presenta además un apéndice interno, el apéndice masculino; el primero tiene forma semejante al endopodito con el borde y superficie externos cubiertos de sedas y es además un poco más grande a la mitad de éste. (Fischer et al. 1995).

El apéndice masculino está situado en el basipodito del pleópodo, el inicio del endopodito y borde interno del apéndice interno. Es un segmento pequeño que mide alrededor de un tercio de la longitud del endopodito. Su extremo distal es aplanado y cubierto por pequeñísimas espínulas, más concentradas en el borde externo en la parte central. Las espínulas tienen forma de ganchitos. (Fischer et al. 1995).

El macho inicia el cortejo y se continúa durante 10 a 30 minutos rodeando a la hembra con sus extremidades más largas y al mismo tiempo limpiándole la región ventral del tórax con otros apéndices; seguidamente ocurre la cópula, que dura unos pocos segundos. Durante el apareamiento el macho transfiere a la hembra una masa gelatinosa blanca, que contiene los espermatozoides, la cual se adhiere a la región ventral del tórax de la hembra (Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001).

El desove se presenta entre 6 a 20 horas después del apareamiento, durante la puesta, el cuerpo de la hembra se encorva hacia delante lo suficiente para tener un íntimo contacto con la porción ventral de la región torácica; los huevos descienden de los ovarios a través de los oviductos y son expulsados por los poros genitales que se encuentran en la base del tercer par de pereopodos a la cámara de incubación, ubicada entre el cuarto y primer par de pleópodos. Los huevos se adhieren a las cerdas de éstos por medio de una sustancia membranosa elástica, donde son mantenidos aireados por vigorosos movimientos de los apéndices natatorios (Coelho 1981; citado por Díaz y Rodríguez 2001).

Después de haber sido fertilizados los huevos, se da la primera división del núcleo a las 4 horas, las subsiguientes a intervalos de 1,5 a 2 horas, completándose este proceso en 24 horas. Al segundo día se forma la placa ventral, los rudimentos de las diferentes regiones del embrión aparecen al tercer día. En el cuarto día se forman los apéndices. Las vesículas ópticas se desarrollan durante el séptimo día y el pigmento de los ojos al finalizar el octavo día. Al décimo día aparecen los cromatóforos y se forma el corazón el cual empieza a latir. El embrión está bien formado al doceavo día, alcanzando totalmente entre ellos los 18 a 20 días (Holtschmit 1990).

Una hembra madura de 80 g de peso y 18 cm de largo puede producir alrededor de 60 000 huevos. La incubación de los huevos es llevada por la hembra que lleva su camada a cuevas y cuida prolijamente hasta producirse la eclosión, durante el período de incubación que es alrededor de 19 días con temperaturas entre los 26 °C y 28 °C. El color gradualmente se intensifica a un gris hasta el décimo sexto o décimo séptimo día de incubación cuando las larvas completamente desarrollados dentro de los huevos (Holtschmit 1990).

El tiempo de incubación varía de acuerdo a la temperatura. Por ejemplo, cuando la temperatura se mantiene a 28 °C el periodo de incubación es de aproximadamente 15 a 16 días siendo un poco mayor a temperaturas menores, la

primera larva mide entre 1,5 mm a 1,7 mm, la alimentación de las larvas varía en relación a las etapas por las que va pasando en cuanto a cantidad y tipo de alimento (Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001).

Los movimientos migratorios parecen estar relacionados con la salinidad óptima requerida por la hembra para el desarrollo de sus huevos. (Fischer et al. 1995).

El número de huevecillos por hembra está en relación casi directa al peso de la misma, calculándose para una hembra de 24,2g de peso y 11,8 cm de talla, 57 400 huevecillos con un peso total de la fresa de 4,05 g, por lo que corresponde un peso por huevecillo de aproximadamente 0,07 mg; para el rango de tallas de hembras ovadas, desde las tallas mínimas hasta las máximas, la variación del número de huevecillos oscila de 50 000 a 250 000 aproximadamente (Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001).

Desde el momento de la eclosión las larvas son activas nadadoras; sin embargo, inicialmente no son tan fuertes como para resistir el embate de la corriente y cualquier larva eclosionada en el río es arrastrada hacia aguas abajo. Transcurridos entre 35 y 55 días de la eclosión, las larvas atraviesan aproximadamente por 12 estadios larvales antes de ser juveniles (Espinosa 1986; citado por Aguiñaga 2011).

Características diferenciales de los estadios larvales en el género *Macrobrachium*. A continuación se anotan los rasgos morfológicos más importantes que sirven para identificar cada estadio larval: (Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001)

- **Zoea I:** Ojos sésiles; telson carente de urópodos con 7 pares de espinas; 6 somitos abdominales, 3 pares de apéndices torácicos.  
Edad en días: 0 – 1.

- **Zoea II:**Ojos pedunculados; espina supraorbital prominente; telson con 8 pares de espinas; en un estado más avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos. Están presentes 5 pares de apéndices torácicos.  
Edad en días: 3.
- **Zoea III:**El rostro con dientes dorsales; aparecen las espinas branquiostegales; urópodos birrámeos, endopodito rudimentario, exopodito presenta 6 plumas con setas.  
Edad en días: 5.
- **Zoea IV:**Los dientes del rostro están claramente definidos; telson rectangular, con 5 pares de espinas posteriores y 3 pares laterales, el exopodito de los urópodos tiene más o menos 8 plumas y una pequeña espina lateral, endopodito desarrollado con plumas setosas.  
Edad en días: 7.
- **Zoea V:**Telson más largo y estrecho posteriormente, presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es más largo, 3 pares pequeños y un par diminuto; en los urópodos el número de plumas aumenta en relación al estado anterior.  
Edad en días: 9.
- **Zoea VI:**Telson más alargado y angosto; el primer par de espinas posteriores muy desarrollados; urópodos más alargados que en zoea V, aumentando el número de plumas.  
Edad en días: 12.
- **Zoea VII:**Pleópodos muy pequeños; telson más alargado y angosto; exópodo de los urópodos con una espina incipiente. Edad en días 16.
- **Zoea VIII:**Pleópodos más desarrollados (birrámeos); el exopodito de los urópodos presenta en el margen externo además de las plumas, una

espina seguida de 4 setas y sobre el margen medio interior la presencia de 5 estructuras a manera de pequeñas espinas dispuestas en líneas.

Edad en días: 20.

- **Zoea IX:** Se inicia la formación de quelas, claramente visibles en los pereiópodos I y II; pleópodos con setas en los exopoditos; aumenta la formación de estructuras en los exopoditos de los urópodos.

Edad en días: 24.

- **Zoea X:** Pereiópodos I y II con quelas claramente visibles; pleópodos con setas en los endo y exopoditos; el primer par de espinas laterales se observan dorsalmente sobre el telson.

Edad en días: 27.

- **Zoea XI:** Los pleópodos están más desarrollados; el rostro presenta dorsalmente formaciones dentales incipientes; la estructura setosa de los urópodos aumenta considerablemente. Edad en días: 30.

- **Post-Larva:** Pleópodos completamente desarrollados; el rostro dentado completamente ventral y dorsalmente; en el telson se observan 2 pares de espinas en posición dorsal; el exopodito de los urópodos presenta una división horizontal a la altura de la espina lateral.

Edad en días: 33

### III. ANTECEDENTES

Arana(1974); citado por FAO (2006), capturó ejemplares de *Macrobrachiumamericanum* en el Río Baluarte, Sinaloa los trasladó a estanques rústicos y de concreto con circulación de agua, iniciando los primeros ensayos sobre cultivo completo de larvas, mediante una modificación de la técnica utilizada por Ling en 1969 (citado por Arana 1974) para el cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*, en cuanto a condiciones de salinidad en el medio para las larvas y modificaciones de orden práctico en el manejo del equipo en el control de las larvas, así como en el manejo de reproductores. Se ha obtenido en postlarva un crecimiento de 0,37 a 0,40 mm/día de 10 a 19 días.

Guerra (1976)al estudiar la influencia de la salinidad en el desarrollo post embrionario del camarón de río *Macrobrachiuminca* obtuvo las siguientes conclusiones:

1º Las larvas mantenidas en agua dulce de río, mudaron solamente una vez.

2º Las larvas criadas en mezcla de tres partes de agua de río y una de mar alcanzaron el sexto estadio. Las mantenidas en una mezcla de partes iguales de agua dulce y agua marina, llegaron al séptimo estadio y las criadas en la mezcla de tres partes de agua de mar y una de agua de río, lo mismo que las mantenidas en agua marina sólo alcanzaron el noveno estadio.

3º Las características de la zoea obtenidas, son similares a las de otras especies del mismo género, diferenciándose principalmente en la forma y distribución de los cromatóforos y setación de los apéndices.

4º Los primeros estadios son planctónicos superficiales, gregarios y con fototropismo positivo, hábitos que van cambiando paulatinamente hasta convertirse en planctónicos de fondo y reunirse en grupos pequeños.

García y Hendrickx (2009) describen los caracteres externos del desarrollo embrionario camarón de río *Macrobrachium americanum* tomando como criterio el método de estadios fijos basado en porcentajes. Agregan que los huevecillos tardan 18 días en incubarse a una temperatura de 24 °C. Los huevecillos fueron observados en vivo con un microscopio estereoscópico y se describen cada periodo de desarrollo como se detallan a continuación:

**Período 1:** 1-2 días; 0 a 10 %, los huevos fertilizados son esféricos, y llenos de vitelo. El vitelo del huevo puede comenzar a dividirse en pequeñas fracciones como evidencia de escisión.

**Período 2:** 3-4 días, de 10 a 20%, un parche de luz de las células es visible en la superficie ventral de los huevos, formando una difusión y una depresión que presumiblemente corresponde a la gastrulación. Las regiones con alta densidad de células observado como el área blastoporo aparece en la superficie. No hay estructuras diferenciadas que se puedan reconocer.

**Período 3:** días 5-6; 20 a 30%, un disco germinal se está formando y seis evaginaciones translúcidas, dispuestas en pares, corresponden a apéndices primordiales naupliar. Todos son similares en forma no dando ninguna información acerca de las características unirrámeos o birrámeos y tamaño. Apéndices mandibulares apenas visibles.

**Período 4:** días 7-8; 30 a 40%, lóbulos ópticos distinguido como grueso, más oscuro, estructuras indiferenciadas. Anténulas, antenas, mandíbulas más grandes, más definidas que en período anterior. Maxilas y mayores maxilares, maxilípedos evidentes.

**Período 5:** 9-10 días; 40 a 50%, maxilas, maxilares y maxilípedos alargados, todos los esbozos de los miembros alineados y de forma similar. Anténulas y antenas aumentan de tamaño. Corazón formado, lóbulos ópticos anterolateralmente con flexión debido al espacio reducido en el huevo, que cubre parte de la yema. Porción ventral con cromatóforos.

**Período 6:** 11-12 días; 50 a 60%, caudal papilar se extiende a través de la porción mediana del huevo, en parte, la superposición de los lóbulos ópticos. Todos los apéndices largos y superpuestos. Somitas abdominales y pereiópodos discernibles. Mandíbulas extendidas. Caudal papilar doblado hacia adelante, cubierto por pereiópodos. Contracciones continuas del embrión y la yema.

**Período 7:** 13-14 días; 60 a 70%, aumento considerable en el tamaño del embrión. Lóbulos ópticos mirando hacia adelante, más grande, con más oscura capa externa, en particular en el borde. Parte basal y los flagelos de las antenas diferenciado, doblando hacia quelípedos. Piezas bucales formadas como estructuras alargadas en cada lado de la cabeza, parcialmente cubierto por los apéndices torácicos, este último empieza a doblar hacia pleon y con quelas distinguibles. Somitas abdominales visibles como pleon se distingue del resto del embrión.

**Período 8:** 15-16 días; 70 a 80%, embrión ahora moviendo todo su cuerpo, la masa de yema disminuye a 25% del volumen del huevo. Telson con los lóbulos, que son más grandes. Córnea desarrollado sobre la zona externa oscuro de los lóbulos ópticos, zona interior que aparece más complejo, con capa externa, más oscuro, y la capa interna, más ligero y los segmentos basales de apéndices diferenciados. Quelípedos que cubren el frente embrión; pereiópodos más grandes, más gruesos.

**Período 9:** día 17; 80 a 90%, cromatóforos evidentes en la mayoría de los embriones. Todo el embrión aumentado de tamaño, ocupando todo el espacio disponible, a excepción de la yema de almacenamiento restante dorsalmente. Lóbulos ópticos mucho más grandes, que sobresalen del cefalotórax. Los latidos del corazón de forma seguida y regular, la segmentación de los apéndices Torácicos más avanzada, ventralmente segmentos alineados en la parte delantera del embrión. Pleon ahora dividido en cinco somitas.

**Período 10:** día 18; eclosión, embriones ocupando todo el espacio disponible en el interior del huevo. Los rastros de yema permanecen en la mayoría de los embriones. Todos los apéndices torácicos y cefálicos que cubren toda la parte ventral del huevo. Telson posicionado fuera de los lóbulos ópticos. Extremidades de apéndices y setas en el telson.

Vinatea (1982), concluyó que los huevos de *Cryphiops caementarius* son ovoides con un eje mayor de 0,7 mm alcanzando a medir hasta 1,6 mm en el momento de la eclosión, los que están unidos entre sí por una membrana delgada llamada mucílago que cubren al huevo. El color de los huevos es marrón claro, pero algunas hembras llevan huevos de color verde claro. El color del huevo se pierde conforme desarrolla el embrión. Una hembra de 3,5 cm de longitud lleva un promedio de 2 560 huevos entre sus pleópodos. El mismo autor menciona que la puesta de los huevos se da entre 6 y 20 horas después del apareamiento, dándose la muda pre-apareamiento. En hembras maduras sin aparearse, también ponen huevos dentro de las 24 horas después de la muda pre-apareamiento, desprendiéndose después de los 2 o 3 días debido a que no son fertilizados.

Holtzman y Pfeiler (1984) reportaron las salinidades óptimas para la supervivencia y desarrollo de las larvas de *Macrobrachium americanum* se han utilizado de 10 a 15‰ con temperaturas de 28 a 30°C obteniendo la

metamorfosis a post-larvas entre 45 a 55 días. Esos estudios muestran que la salinidad óptima varía durante el desarrollo larval. Además, encontró una relación entre la temperatura y el crecimiento de las larvas durante el cultivo de larvas.

Díaz y Rodríguez (2001) realizaron la reproducción de larvas de *Macrobrachium americanum* en tanques, el experimento consistió en utilizar salinidades de 15 ‰, 12 ‰, 10 ‰, 8 ‰, 6 ‰, 5 ‰, 4 ‰, 2 ‰, y 0 ‰, dos medios de cultivo: agua verde y agua clara, añade que el desove se realiza entre 8 a 17 horas después del apareamiento a una temperatura de 31 °C, la incubación duró entre 15 a 18 días, los huevos al principio son de color gris-verde, después cambian a naranja brillante, para cambiar a tonalidad café, luego a un color café brillante y por último a un café opaco, eclosionando, las larvas tenían una talla promedio de 1,9mm y al término del experimento 2,78mm, fueron alimentadas con nauplios de *Artemia* sp. a una proporción de 5 a 10 ml/L y un alimento complementario (flan) que consistió en una mezcla de carne de pescado cocida, molida y tamizada, huevo de gallina, gónadas de pescado, leche en polvo, levadura, harina de soya. Observándose 5 estadios larvales, murieron las larvas al 11<sup>vo</sup> día.

Valverde (2005) realizó la reproducción de larvas de *Macrobrachium carcinus* con hembras ovígeras obtenidas del medio natural en tanques, utilizando salinidad de 12,5 ‰, temperatura promedio de 27,8 °C, obteniendo un promedio de 23 109 larvas de 2mm de talla promedio y al finalizar el experimento fue de 3,5mm, además describió 7 estadios larvales zoea, la alimentación consistió en nauplios de *Artemia* sp. La investigación concluyó el 21<sup>vo</sup> día donde murieron todas las larvas no pasando a la etapa de post-larva, aludiendo que las larvas fueron infectadas por ciliados del grupo de los *Zoothamnium*, *Vorticela* y *Epystilis*.

## IV. MATERIAL Y MÉTODOS

### 4.1. MATERIALES

#### 4.1.1. Material biológico

- 5 hembras grávidas de *Macrobrachium americanum*, obtenidas en el río Zarumilla.
- 2 machos adultos de *Macrobrachium americanum*, obtenidos en el río Zarumilla.
- 4 hembras adultas de *Macrobrachium americanum*, obtenidas en el río Zarumilla.
- Quistes de *Artemia* sp.
- Microalgas (*Tetraselmis* sp y *Chaetoceros gracilis*).

#### 4.1.2. Equipos y material

##### \* Equipos

- 4 acuarios de 90 L. dimensiones 90 x 60 x 40
- 2 tanques circulares de 500 L
- 1 microscopio Olympus con resolución de 400X
- 1 microscopio digital
- 1 balanza electrónica SARTORIUS (capacidad: 310 g) (precisión: 0,0001g)
- 1 refractómetro VEE GEE
- 1 termómetro digital HANNA
- 1 ictiómetro
- 1 pinza de disección
- 2 aireadores blower de 4 salidas
- 1 cámara digital SONY
- 1 GPS GARMIN

**\* Insumos**

- 15 kg de calamar
- 1L de hipoclorito de sodio al 5 %
- 2 bolsas de detergente de 200 g

**\* Materiales**

- 2 beacker 50 ml
- 4 beacker 500 ml
- 1 pipeta 10 ml
- 1caja de láminas portaobjetos
- 2 bidones plástico de 7 L
- 1 mallafitoplanctónica de 5 $\mu$ m
- 4 baldes de 20 L
- 12 baldes de 5 L
- 2 escobillas.
- 2 tubo PVC de 4 pulgadas.
- 2 m manguera transparente de 5/32 pulgada de diámetro
- 12 m manguera de 1/2 pulgada de diámetro
- 2 calcalillos
- 1 atarraya de 50 cm de diámetro
- 1 red de cortina o amallador de 1 1/2 de pulgada de malla estirada
- Medio Guillard F/2.

**\* Material de oficina**

- 1millar de papel bond tamaño A-4 de 75g
- 1 memoria USB de 4 Gb
- 1 libreta de campo
- 1 CD Rom

## 4.2. MÉTODOS

### 4.2.1. Metodología para la reproducción de *Macrobrachium americanum*

#### 4.2.1.1. Acondicionamiento del laboratorio

Para la desinfección de los materiales como tanques, acuarios, baldes y filtros, se utilizó una solución de hipoclorito de sodio a 60ppm, además de detergente para lavar y desinfectar los materiales, luego se enjuagó con abundante agua para eliminar trazas de cloro. Los materiales limpios se colocaron en el Laboratorio de Acuicultura I en donde se llevó a cabo la ejecución del proyecto de tesis

#### 4.2.1.2. Llenado de tanques

Para el llenado de los tanques, acuarios y baldes que se usaron en la investigación, se utilizó agua dulce y agua de mar que se filtraron con una malla de 5  $\mu\text{m}$ , mezclándolas hasta alcanzar la salinidad deseada (según tratamiento utilizado) y se dejó reposar 24 horas, instalando aireación mecánica, y tubos PVC de 4 pulgadas de diámetro por 50 cm de longitud, utilizados como refugio para los reproductores. El control de la salinidad se realizó con ayuda de un refractómetro.

#### 4.2.1.3. Captura de reproductores

La captura de reproductores se realizó en el río Zarumilla a la altura del caserío de Lechugal (coordenadas UTM 17M 0590267 y 9601714) (Fig. 1).

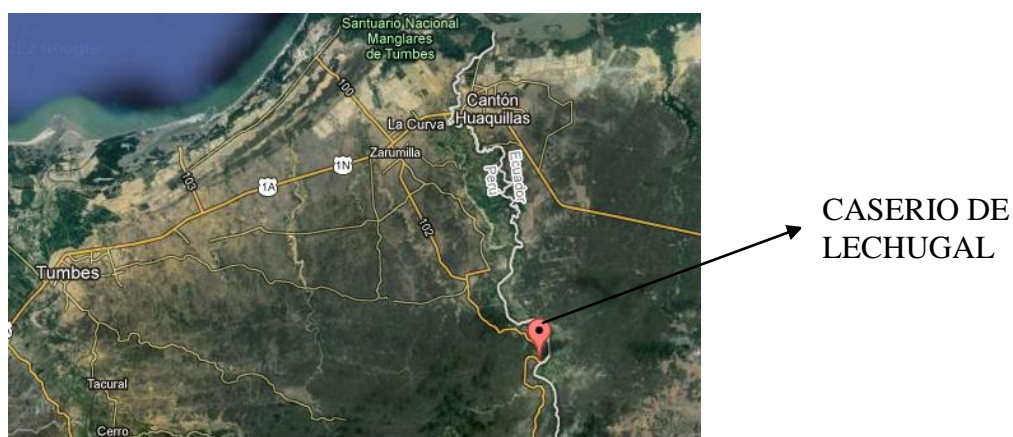


Fig. 1. lugar de la captura de los reproductores

La captura de los reproductores (machos y hembras), se realizó por la noche con ayuda de una atarraya que se colocó cerca de las cuevas, y al momento de querer escapar los reproductores, estos quedaron atrapados en el aparejo de pesca (Fig. 2).



Fig. 2. Captura de reproductores de camarón de río

#### 4.2.1.4. Transporte de reproductores

Una vez capturados los ejemplares adultos en el río Zarumilla se seleccionaron entre hembras y machos de *Macrobrachium americanum* en buen estado, se colocaron en baldes de 20 litros y se trasladaron al laboratorio (Fig. 3 y Fig. 4).



Fig. 3. Oxigenación de reproductores



Fig. 4. Traslado de reproductores al laboratorio

#### **4.2.1.5. Manejo de reproductores**

Luego de haber sido transportados los reproductores al laboratorio de acuicultura I, se colocaron en un tanque de 500 litros con agua dulce en una proporción de 1:2(1 macho y 2 hembras de *Macrobrachium americanum*), con aireación continua y temperatura constante 27,7°C.

#### **4.2.1.6. Alimentación de los reproductores**

La alimentación consistió en trocitos de manto de calamar en razón de 18 % de la biomasa en 2 frecuencias diarias (8:00 am y 5:30 pm). Se le adicionó poliquetos y pescado a la ración pero no aceptaron, razón por la cual se optó por suministrar una dieta exclusiva de calamar. Diariamente se retiró los restos del alimento no consumido, con ayuda de una manguera de 2 metros de longitud y ¼ pulgadas de diámetro, para evitar que se descompongan y alteren la calidad del agua.

#### **4.2.1.7. Preparación de los reproductores**

Los reproductores de *Macrobrachium americanum* fueron distribuidos en proporción de 1:2 (1 macho y 2 hembras) en el tanque de 500 litros con agua de 1 ‰ de salinidad, a temperatura de 27,7 °C, oxigenación continua y con alimento en la cantidad necesaria (76 g de calamar diariamente en 2 frecuencias), para que se mantengan sanos y puedan llevar a cabo la maduración.

Se realizó el seguimiento de los reproductores en donde se logró su maduración después de los 75 días, dándose la muda pre-apareamiento, seguido el cortejo, el apareamiento (cópula), fecundación y desove de los huevos, estos huevos se fijaron en las vellosidades de los pleópodos de la hembra para su incubación, durante esta se describió cada fase del desarrollo embrionario hasta ocurrió la eclosión de los huevos para finalmente describir las características del desarrollo larval.

Cuando la hembra tenía fijados los ovocitos fecundados en los pleópodos, se separó y se colocó en un tanque lleno de agua, donde se realizó la incubación; la salinidad se aumentó diariamente (1‰ a partir del 3 día) hasta obtener la salinidad de 13 ‰. La incubación de los huevos duró 17 días a temperatura promedio de 28 °C dándose la eclosión y se evaluó la población de larvas recién nacidas.

Se contó las larvas y a la vez se realizó un seguimiento diario en los baldes de 5L, donde se determinó el comportamiento y el proceso de metamorfosis de las larvas mediante el uso de un microscopio digital para observar y describir sus características.

#### **4.2.2. Metodología utilizada para el desarrollo larval**

##### **4.2.2.1. Obtención de hembras grávidas**

Las hembras grávidas fueron extraídas del río Zarumilla en el caserío de La Palma (coordenadas UTM 17M 0587850 y 9607098), utilizando un amallador de 30 metros de largo y 1 ½ pulgadas de abertura de malla (Fig. 5) instalado a lo largo del cauce del río. De las hembras atrapadas en el aparejo de pesca se seleccionaron 5 hembras grávidas (Fig. 6).



Fig. 5. Mecanismo para captura de reproductores



Fig. 6. Hembra grávida, atrapada en el aparejo.

#### 4.2.2.2. Transporte de hembras grávidas

Una vez capturadas las hembras grávidas en el río, se seleccionaron aquellas que presentaban una gran masa de huevos de color naranja, grises o marrones (Fig. 7). Se colocaron individualmente en baldes de 20 litros previa aireación mecánica con Blower (Fig. 8) hasta que se trasladaron al laboratorio y se depositaron en el tanque de 500 litros con agua dulce para su adaptación antes de la eclosión.



Fig. 7. Selección de hembra grávida



Fig. 8. Oxigenación de hembras grávidas

#### 4.2.2.3. Acondicionamiento de hembras grávidas

Las hembras grávidas de *Macrobrachium americanum* después de adaptarse al tanque de 500 L, se colocaron individualmente en acuarios de 90 litros llenos de agua con 1 ‰ de salinidad y a temperatura que varió entre 27 y 28 °C, con aireación continua donde fueron mantenidas hasta la eclosión de los huevos.

#### 4.2.2.4. Pesaje, tallado de las hembras grávidas

En el Laboratorio de Acuicultura I utilizando un ictiómetro y balanza electrónica, con lo que se tallaron y pesaron las hembras grávidas (Fig. 9 y Fig.10), a cada una se le colocó una marca (Fig.11) de color para su fácil identificación y control al momento que fueron trasladadas del tanque a los acuarios individuales(Ver tabla 1 en anexo).



Fig. 9.Medición de hembra grávida



Fig. 10.Pesaje de hembra grávida



Fig.11.Marcación de hembra grávida

#### 4.2.2.5. Alimentación de hembras grávidas

La alimentación consistió en trocitos de manto de calamar en razón de 18 % de la biomasa en 2 frecuencias diarias (7:00 am y 5:30 pm). Diariamente se extrajo los restos de alimento no consumido con ayuda de una manguera de 2 metros y 1/4 pulgadas de diámetro, para evitar que se descomponga y

contamine el agua. Para definir la ración diaria se tomó en cuenta según el peso, tal como se muestra en la tabla 2 (ver tabla 2 en anexo).

#### **4.2.2.6. Incubación de los huevos**

Las hembras de *Macrobrachium americanum* fueron colocadas en los acuarios individuales de 90 litros acondicionados con agua a 1 ‰ de salinidad, temperatura y aireación constante.

Durante la incubación se realizaron muestreos (Fig. 12) de los huevos cada dos días con ayuda de una pinza de disección, y se llevó al microscopio para observar y describir las características del desarrollo embrionario.



Fig. 12. Muestreo de huevos

#### **4.2.2.7. Eclosión de los huevos**

Después de producirse la eclosión, las hembras fueron removidas de los acuarios y se evaluó la población de larvas recién nacidas en cuanto a cantidad y se siguió el desarrollo larval describiendo sus características observadas.

#### **4.2.2.8. Cultivo larval**

Las larvas recién eclosionadas se distribuyeron en 12 baldes de 5 L a una densidad de 50 larvas/L, las salinidades utilizadas en el cultivo fueron: 1 ‰, 12 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ y 26 ‰, con aireación continua, durante el cultivo las larvas se alimentaron con *Tetraselmis* sp y nauplios congelados de *Artemia* sp.

#### 4.2.2.9. Cultivo de alimento vivo

##### 4.2.2.9.1. Cultivo de microalgas

El cultivo de microalgas (*Tetraselmis* sp. y *Chaetoceros gracilis*) se realizó con medio de cultivo Guillard F/2 en baldes de 10 litros para tener el alimento para suministrarles a las larvas.



Fig. 13. Cultivo de microalga *Chaetoceros gracilis*



Fig. 14 cultivo de *Tetraselmis* sp.

##### 4.2.2.9.2. Cultivo de *Artemiasp.*

Los quistes de *Artemiasp.* fueron eclosionados utilizando hipoclorito de sodio (lejía) para la decapsulación parcial. Posteriormente se sembró a razón de 5 g/L en 2 baldes de 5 L, una vez lograda la eclosión de los quistes se procedió a recolectar los nauplios para su posterior congelamiento, para luego suministrarles a las larvas.



Fig. 15. Cultivo de *Artemia* sp.



Fig. 16. Nauplio congelado de *Artemia* sp.

#### 4.2.2.10. Alimentación de larvas

Las larvas se alimentaron después de 2 días de haber eclosionado, con 3 tipos de alimento:

- *Tetraselmis* sp. a razón de 300 ml de microalgas a una densidad de  $1 \times 10^6$  cel. /ml.
- *Chaetoceros gracilisa* razón de 300 ml de microalgas a una densidad de  $1 \times 10^7$  cel. /ml.
- Nauplios congelados de *Artemia* sp. se suministró en la siguiente cantidad de 2 nauplios/ml.

#### 4.2.2.11. Descripción morfológica de las larvas

Con un beacker de 50 ml se tomó el muestreo diariamente con el propósito de notar la presencia o no de larvas por observación directa. A partir de este muestreo se extrajeron algunas larvas para el análisis en el microscopio digital, describiendo según la escala de Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001 para género *Macrobrachium*, donde se fotografiaron algunas de las características que se observaron en las larvas y midieron.

## V. RESULTADOS

### 5.1. Reproducción de *Macrobrachium americanum*.

Los reproductores de *Macrobrachium americanum* (macho de 27 cm y 238g, y hembra 1 de 24 cm y 90g que presentaba una quela y hembra 2 de 27 cm y 91,4 g), se adaptaron rápidamente a su nuevo ambiente, el alimento fresco suministrado que se utilizó durante toda la maduración sexual fue solo calamar, debido a que el pescado y poliqueto no fue aceptado por los ejemplares.

Se utilizaron 2 reproductores hembras una presentaba solo una quela mientras que la otra hembra presentaba todas sus estructuras completas; el reproductor macho presentaba sus estructuras completas.

La maduración sexual de los reproductores duró 75 días lográndose en una de las hembras la reproducción en cautiverio, mientras que la otra hembra solo regeneró las estructuras que no presentaba.

Durante el tiempo de maduración se pudo notar que las hembras de *M. americanum* realizaron la muda pre-apareamiento (antes de la cópula) (Fig. 17 y Fig. 18), mientras que el macho no mostró muda.



Fig. 17. Muda de hembras de *Macrobrachium americanum*



Fig. 18. Hembra después de la muda pre-apareamiento

Posteriormente después de la muda pre-apareamiento, al siguiente día se observó la masa ovígera en una de las hembras, presentando en su abdomen los huevos embrionados (Fig. 19), los que fueron cambiando de color naranja durante la incubación hasta que lograron eclosionar cuando tenían un color marrón o gris.



Fig. 19. Hembra portando huevos embrionados

La temperatura promedio del agua durante la reproducción fue de 27,7 °C y salinidad 1‰.

## 5.2. Desarrollo embrionario e Incubación de los huevos

Después de lograrse la fecundación en el laboratorio se procedió a realizar muestreos de los huevos para realizar la medición y el seguimiento de las características durante el desarrollo embrionario.

El desove ocurrió 16 horas después del apareamiento.

El tamaño de los huevos embrionados fue de 167,90  $\mu\text{m}$  (Fig. 20).

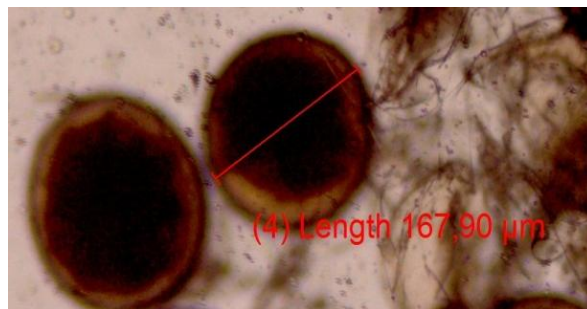


Fig. 20. Medición de huevo

Durante el proceso de incubación, los huevos embrionados fueron sufriendo cambios de color por consecuencia del proceso de desarrollo embrionario influenciados por la reducción de vitelo que existe durante este proceso, el color de los huevos al inicio fue un anaranjado claro (Fig.21) así paso a tener un marrón claro (Fig.22) hasta obtener un color gris al final del proceso de incubación (Fig. 23).



Fig. 21. Coloración naranja de los huevos.



Fig. 22. Coloración marrón claro de los huevos



Fig. 23. Coloración gris de los huevos

La temperatura promedio utilizada en la incubación fue de 28,1 °C

Los muestreos para describir las características durante el desarrollo embrionario se realizaron cada dos días, con ayuda de una pinza y se llevó la muestra al microscopio digital, obteniéndose 8 estadios o fases, los cuales describiremos a continuación:

**Estadio 1:** 1-2 días, los huevos embrionados presentaron vitelo en todo el huevo, así como se observó también las células formando una mórula (Fig. 24).

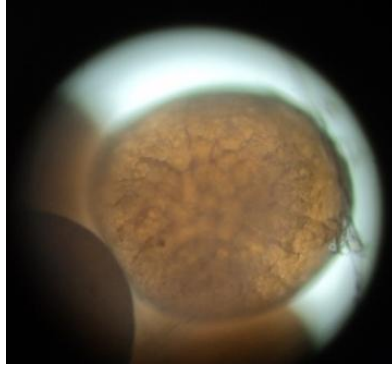


Fig. 24.Huevo embrionado (día 1)

**Estadío 2:** 3- 4 días, se observó una disminución del vitelo en uno de los extremos del huevo alrededor del 10 % (Fig. 25).

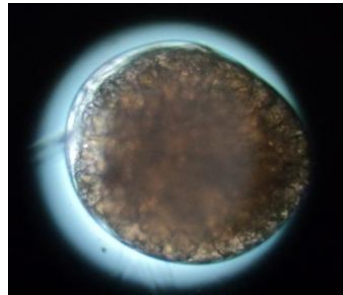


Fig. 25.Reducción del vitelo en uno de los extremos (día 3)

**Estadío 3:** 5 - 6 días, se observó que el vitelo disminuyó alrededor del 20 %, se pudo apreciar una pequeña evaginación (Fig. 26).

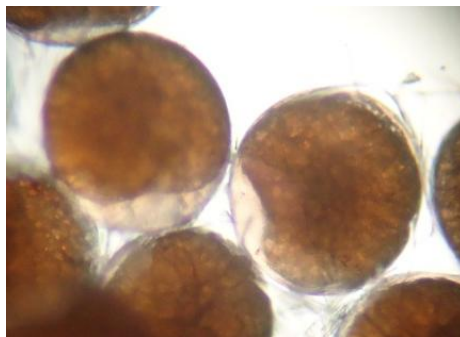


Fig. 26.Reducción de vitelo, se observa una evaginación en un extremo (día 5)

**Estadío4:** 7- 8 días, se apreció que se seguía reduciendo el vitelo en un porcentaje aproximado de 35 % (Fig. 27).

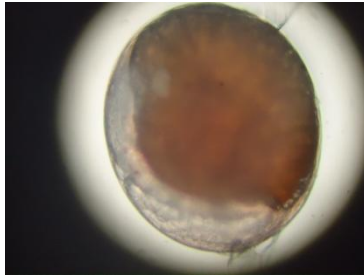


Fig. 27.Reducción del vitelo (día 7)

**Estadío 5:** 9-10 días,el vitelo se seguía reduciendo alrededor del 50 %, se observó una presencia de segmentación que al parecer originóel abdomen y telson (Fig. 28).

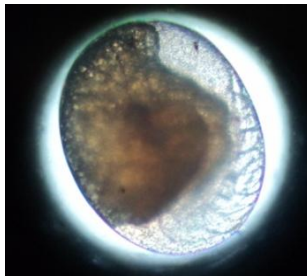


Fig. 28.Se redujo el vitelo y se empiezan a observar una segmentación en un extremo de los polos (día 9)

**Estadío 6:** 11-12 días, siguió reduciendo el vitelo, empiezan a aparecer manchas negras las cuales se denominan manchas oculares, que posteriormente formaron los ojos (Fig. 29).

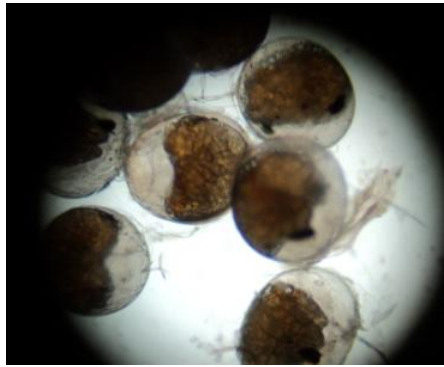


Fig. 29. Aparición de manchas oscuras o manchas oculares (día 11)

**Estadio 7:** 13-14 días, se observó las manchas oculares bien definidas, el porcentaje de vitelo se redujo, se observó además que el corazón comenzó a latir (Fig. 30).

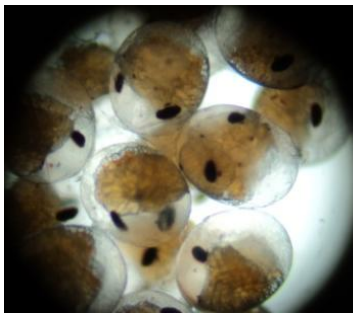


Fig. 30. Manchas oculares bien definidas (día 13)

**Período 8:** 15- 16 días, se observó los ojos claramente definidos, el individuo completamente formado y con un porcentaje mínimo de vitelo (Fig.31).

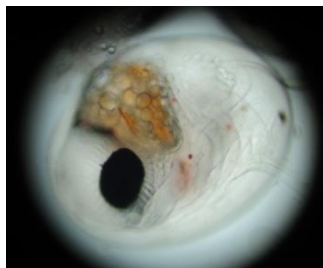


Fig. 31. Se observa claramente el individuo (día 15)

**Día 17:** eclosión del 100 % de los huevos portados por la hembra, observando que la incubación en esta especie de camarón de río (*Macrobrachium americanum*) se dio en 17 días a temperatura promedio de 28,1 °C.

### 5.3. Desarrollo larval

La larva recién nacida se presentó en estadio zoea I (Fig. 32), la cual mostró las siguientes características: ojos sésiles, 6 somitos abdominales, en el telson presentó 7 pares de espinas, además de presentar parte de vitelo que formaría el hepatopáncreas. Estas características se mantuvieron por dos días.

Las larvas eclosionadas presentaron un tamaño promedio de 781, 58  $\mu\text{m}$  (Fig. 33).



Fig. 32. Larva eclosionada Zoea I



Fig. 33. Medición de larva zoea I

Se utilizaron 6 tratamientos en baldes de 5 L con una repetición y distintas salinidades (1 ‰, 12 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ y 26 ‰), para seguir el desarrollo larval, observando que al tercer día de nacidas las larvas presentaban otras características morfológicas asumiendo que habían cambiado de estadio larval Zoea II (Fig. 34) que presentaba las siguientes características: tamaño promedio de 791,45  $\mu\text{m}$  (Fig. 35), ojos pedunculados, en el telson present3 8 pares de espinas, rostrum bien definido. Estas características se mantuvieron durante dos d3as (3 y 4 d3a).



Fig. 34. Larva zoea II al tercer d3a de eclosionar



Fig. 35. Medici3n de larva zoea II

Después de declosionarlos huevos, a las larvas zoea I, se le adicionó alimento vivo (tabla 3: se describe la cantidad, tipo de alimento suministrado y lo que se observó durante el desarrollo larval).

**Tabla 3:** Cantidad de alimento que se le suministro a las larvas según tratamiento.

TRATAMIENTOS SEGÚN SALINIDAD	CANTIDAD DE ALIMENTO SUMINISTRADO		OBSERVACIÓN
	<i>Chaetoceros gracilis</i> Densidad de 1 $\times 10^7$ cel. /ml.	Nauplios congelados de <i>Artemia</i> sp	
1 ‰	-	-	No hubo cambio de estadio, supervivencia 0 % al tercer día de nacidas.
12 ‰	300 ml	2 nauplios/ml	Larvas poco activas, 70 % de supervivencia al tercer día de nacidas.
16 ‰	**	***	Larvas poco activas, 80 % de supervivencia al tercer día de nacidas.
20 ‰	**	***	*
24 ‰	**	***	La supervivencia fue entre 85 a 90 %, larvas muy activas al tercer día de nacidas.
26 ‰	**	***	*

\* Las larvas no consumieron el alimento suministrado en estos tratamientos.

\*\* Se le adicionó la misma cantidad de microalga (300 ml).

\*\*\* contienen la misma cantidad de nauplios congelados de *Artemia* sp.

Al quinto día de nacidas las larvas, en los tratamientos se observó una mortalidad del 100 %, pero las larvas presentaban unas ligeras modificaciones en su morfología que fueron, aparición de 2 espinas alrededor del rostrum y 2 espinas en los costados del cefalotórax, así como también setas en cada articulación de los apéndices torácicos. Esta manifestación indicó que estaba próximamente al cambio de estadio zoea III ya que en la escala de desarrollo larval de Rodríguez 1993, el estadio zoea III se presenta con otras características.

En este estadio larval, se observó el canibalismo que existe en esta especie de *Macrobrachium*, ya que se encontraron larvas muertas algunas con la mitad de su cuerpo (Fig. 36).

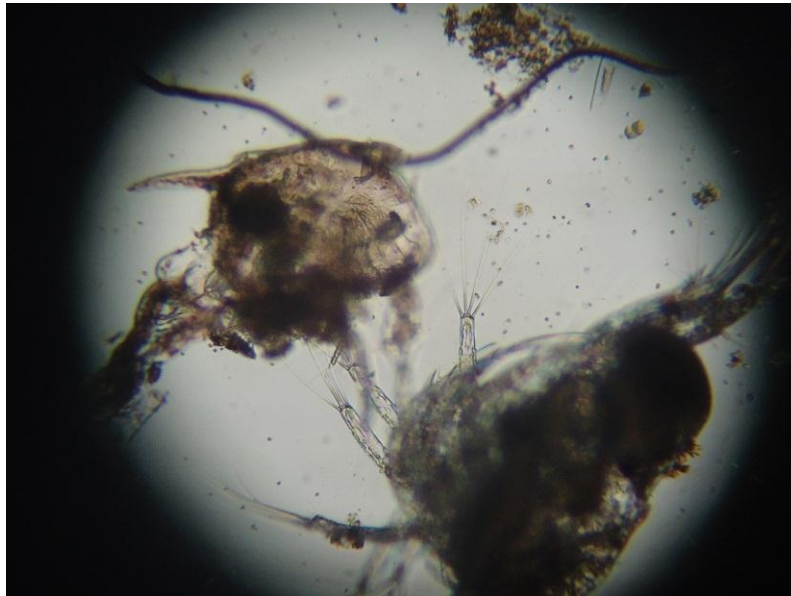


Fig. 36. Canibalismo entre larvas de *Macrobrachium*

## 5.4. Manejo de Larvas de hembras ovígeras extraídas del medio natural

### 5.4.1. Eclosión de los huevos

**Tabla 4:** Parámetros tomados durante la eclosión de los huevos

HEMBRAS GRÁVIDAS	Parámetros de eclosión		OBSERVACIÓN
	Temperatura (°C)	Salinidad (‰)	
<b>Hembra 1 (azul)</b>	26,4	1	
<b>Hembra 2 (amarillo)</b>	27,5	*	Larvas activamente nadadoras.
<b>Hembra 3 (verde)</b>	27,4	*	Todas las larvas muertas.
<b>Hembra 4 (naranja)</b>	28,7	*	La eclosión se dio en 2 días consecutivos, primero eclosionaron el 80 % de los huevos y al siguiente día el 20 % final.
<b>Hembra 5 (rojo)</b>	27,7	*	Larvas activamente nadadoras.

\* Todos los porcentajes de salinidad fueron iguales.

**Tabla 5:** Total de larvas obtenidas después de la eclosión

HEMBRAS GRÁVIDAS	MEDIDAS DE LAS HEMBRAS GRÁVIDAS.		TOTAL DE LARVAS ECLOSIONADAS
	Talla (cm)	Peso (g)	
<b>Hembra 1 (azul)</b>	17	26	540 000
<b>Hembra 2 (amarillo)</b>	19	27	720 000
<b>Hembra 3 (verde)</b>	17	25	_____
<b>Hembra 4 (naranja)</b>	16.5	24.5	450 000
<b>Hembra 5 (rojo)</b>	18	27.5	630 000

#### 5.4.2. Manejo de larvas

Las larvas se distribuyeron en 12 baldes de 5 L a una densidad de 50 larvas/L, a diferentes salinidades: 1 ‰, 12 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ y 26 ‰, el alimento consistió en *Tetraselmis* sp, nauplios congelados de *Artemia* sp.

Las larvas al eclosionar nacieron en estadio zoea I (Fig. 37), entre temperaturas de 26 - 28 °C y salinidad 13 ‰, con un tamaño promedio de 809,38 µm (Fig. 38).



Fig.37.Larvas eclosionadas (zoea I)



Fig. 38.Medición de larva zoea I

Las larvas cambiaron a estadio zoea II al 3<sup>er</sup> día de eclosión (Fig.39), estas larvas tuvieron un tamaño promedio de 870,71 µm (Fig. 40).



Fig. 39. Larvas al 3<sup>er</sup> día (zoea II)



Fig. 40. Medición de larva zoea II

Las larvas cambiaron de estadio larval Zoea II en las salinidades de 13 ‰, 16 ‰, 20 ‰, 24 ‰ y 26 ‰ respectivamente; en la salinidad 1 ‰ no hubo metamorfosis. Dichas larvas murieron al 2<sup>do</sup> día de eclosión por lo que se llegó a determinar que estas larvas necesitan de salinidad igual o mayor a 13‰ para cambiar de un estadio a otro.

Las larvas no aceptaron nauplios de *Artemia* congelada, así como tampoco la microalga *Tetraselmis* sp, muriendo al 6<sup>to</sup> día de haber eclosionado, se observó la presencia de ciliados así como larvas destrozadas por el canibalismo existente en dichos organismos (Fig. 41). La temperatura constante durante el desarrollo larval fue de 27,2 °C.



Fig. 41. Larva destrozada por efecto de canibalismo.

**Tabla 6:** Cantidad de alimento (*Tetraselmis* sp y Nauplios de *Artemia* sp) que se le suministró a las larvas según tratamiento.

TRATAMIENTOS SEGÚN SALINIDAD	CANTIDAD DE ALIMENTO SUMINISTRADO		OBSERVACIÓN
	<i>Tetraselmis</i> sp Densidad de $1 \times 10^6$ cel. /ml.	Nauplios congelados de <i>Artemia</i> sp	
1‰	300 ml	2 nauplios/ml	No aceptaban la microalga y tampoco los nauplios de <i>Artemia</i> , se observó en el tracto digestivo.
12 ‰	*	**	***
16 ‰	*	**	***
20 ‰	*	**	***
24 ‰	*	**	***
26 ‰	*	**	***

\* Se les adicionó la misma dosis de microalga.

\*\* Se le aplicó la misma dosis de Nauplios congelados de *Artemia* sp.

\*\*\* Mostraron el mismo comportamiento en reacción del alimento suministrado.

## VI. DISCUSIÓN

La reproducción de *Macrobrachium americanum* se efectuó a una temperatura promedio de 27,7 °C mientras que Díaz y Rodríguez (2001) trabajaron en la misma especie logrando la reproducción a una temperatura de 31 °C, con lo cual indicamos que no necesariamente se necesitan temperaturas mayores a 30 °C, esto debido a que en el trabajo de investigación los ejemplares se aclimataron a temperaturas que oscilaban entre 27 a 28 °C, además que en el medio natural la temperatura del agua, fluctúa en dichos rangos descritos anteriormente en la época de reproducción, por tal motivo se logró la reproducción a una temperatura promedio de 27,7 °C y además hay que tener en cuenta el grado de madurez sexual en que se encuentran los ejemplares de *Macrobrachium*.

Los huevos sufren cambios de color, por la reducción de vitelo así lo demuestran Díaz y Rodríguez (2001) y Vinatea (1982), en sus investigaciones de *Macrobrachium americanum* y *Cryphiops caementarius*, Díaz y Rodríguez (2001) afirman que para *Macrobrachium americanum* la coloración cambia de color gris-verde después cambian a un color naranja brillante, para cambiar a tonalidad café, luego a un color café brillante y por último a un café opaco, sin embargo en la presente investigación con la misma especie se pudo observar que el color de los huevos al inicio del experimento fue de anaranjado claro luego pasó a tener un color marrón claro hasta obtener un color gris al final del proceso de incubación. Los cambios de coloración de los huevos está directamente influenciado por el desarrollo embrionario, mediante la reducción del vitelo a medida que va formándose el individuo; es decir el color anaranjado claro se caracteriza por la totalidad del vitelo en el huevo; el color marrón claro presenta reducción del vitelo aproximadamente en un 50 %; mientras que el color gris se manifiesta porque el individuo ya está completamente formado, es por eso que se aprecian notoriamente los cambios de coloración en los huevos.

Así mismo los autores referidos anteriormente sostienen en su investigación que a una temperatura de 31 °C la incubación fue de 15 a 18 días, García y Hendrickx (2009) agregan que los ovocitos tardan 18 días en incubarse a una temperatura de 24 °C, mientras que en este experimento el tiempo de incubación fue de 17 días a una temperatura promedio de 28 °C, con lo cual podemos indicar que el tiempo de incubación varía de acuerdo a la temperatura, es decir a mayor temperatura menor tiempo de incubación y a menos temperatura mayor tiempo de incubación.

Así mismo en la etapa de incubación de los huevos, existen cambios internamente que se denomina desarrollo embrionario que está representado por períodos o fases, García y Hendrickx (2009) en su investigación con *Macrobrachium americanum* obtienen 10 fases de desarrollo embrionario durante 18 días, mientras que en el presente experimento se ha obtenido 8 períodos de desarrollo embrionario durante 17 días, esto demuestra que estas etapas están influenciadas por la temperatura aplicada en el proceso de incubación, es decir la temperatura es un parámetro físico de mucha importancia que por lo general, al haber una mayor temperatura acelera los procesos biológicos (desarrollo embrionario) y reduce el tiempo de espera (eclosión).

La temperatura de eclosión fluctuó en promedio 27, 8 °C, con 100 % de larvas eclosionadas y no necesariamente debe tener temperaturas constantes de 31 °C como lo indica Díaz y Rodríguez (2001). Esto se debe a que los huevos estuvieron mantenidos a temperaturas entre 27 y 28 °C en todo el experimento, por lo que ya estaban aclimatados a dichas temperaturas, por tal razón eclosionaron a temperatura de 27, 8 °C.

La salinidad es un factor importante ya que influye en la metamorfosis de estas larvas tal como lo demuestra Guerra (1976) al estudiar la influencia de la salinidad en el desarrollo post embrionario del camarón de río *Macrobrachium inca* en la

cual alude que la salinidades altas ayudan a obtener cambios en los estadios larvales, que las larvas criadas en aguas dulces no pueden obtener, tal como sucedió en esta investigación que en las salinidad de 1‰ no hubo metamorfosis pero en otras salinidades utilizadas hubo un cambio de estadio, además Holschmit y Pfeiler (1984) reportan que la salinidad óptima varía durante el desarrollo larval.

Las larvas nacieron en estadio Zoea I y tuvieron un tamaño promedio de 781,58 µm mientras que Díaz y Rodríguez (2001) indica que para esta especie (*Macrobrachium americanum*) las larvas eclosionadas tienen una talla promedio de 1,9mm, mientras que Valverde (2005) para la especie *Macrobrachium carinosa* añade que la talla de las larvas al eclosionar es de 2mm.

La alimentación es un factor de mucha importancia para el cultivo larval, Díaz y Rodríguez (2001) alimentó a larvas de *M. americanum* con nauplios de *Artemia* sp. a una proporción de 5 a 10 ml/L y un alimento complementario (flan) que consistió en una mezcla de carne de pescado cocida, molida y tamizada, huevo de gallina, gónadas de pescado, leche en polvo, levadura, harina de soya, manteniéndolas por 11 días describiendo 5 estadios larvales, sin embargo en la presente investigación se utilizó microalgas: *Tetraselmis* sp. y *Chaetoceros gracilis* y además se utilizó nauplios de *Artemia* congelados obteniendo como resultado que no aceptaron dicho alimento, por lo que las larvas solo vivieron 5 días y se pudo obtener 2 estadios larvales zoea II y un estadio pre-zoea III. Esto debido a que la alimentación no fue la correcta, posiblemente dichas especies en estadios larvales podrían ser selectivas en la alimentación en su medio natural, es por ello que no aceptaron las microalgas y nauplios de *Artemia* suministrados.

## VII. CONCLUSIONES

1. Las hembras de *Macrobrachium americanum*, realizaron una muda pre-apareamiento, a diferencia de los machos que no presentaron dicha muda.
2. La fecundación de camarón de río *Macrobrachium americanum*, se realizó en agua dulce y temperatura de 27,7 °C.
3. Durante el desarrollo embrionario los huevos pasaron por 8 períodos o fases antes de eclosionar.
4. El color de los huevos va cambiando de anaranjado claro, luego a marrón claro y finalmente a gris, durante el proceso de incubación.
5. Los huevos embrionados miden aproximadamente 167,90 µm de diámetro al primer día de fecundarse y 359,42 µm antes de eclosionar.
6. La eclosión de los huevos se realizó en aguas de 1 - 3 ‰ y temperaturas entre 26 – 28 °C.
7. El tiempo de incubación de los huevos fue de 17 días a temperatura de 28,1 °C.
8. Las larvas para realizar su metamorfosis necesitan agua con salinidad mayor a 13 ‰, a estas salinidades las larvas cambiaron de estadio (zoea I a zoea II), las larvas en agua dulce no lograron pasar a zoea II obteniéndose una mortalidad de 100 % al segundo día de nacidas.
9. Las larvas de *Macrobrachium americanum* en el estadio de Zoea II no aceptan el alimento suministrado como: los nauplios congelados de *Artemia* sp y las microalgas *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis* sp.
10. Las larvas de *Macrobrachium americanum* se observaron muy activas hasta el quinto día de nacidas, al sexto día se encontraron una mortalidad al 100%.

## VIII. RECOMENDACIONES

1. Se debe investigar sobre otros tipos de microalgas que sirvan de alimento para larvas de camarón de río *Macrobrachium americanum*.
2. Se debe investigar la alimentación que tienen estas larvas en el medio natural para así encontrar el alimento idóneo para las etapas larvales de esta especie.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiñaga, J. 2011. *Efecto de la ablación del pedúnculo ocular sobre variables reproductivas, inmunológicas y metabólicas en hembras reproductoras de Macrobrachium americanum*. Maestría en Recursos Naturales y Medio Ambiente., INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL.
- Arana, F. 1974. *Experiencias sobre el cultivo del Langostino Macrobrachium americanum BATE en el Noroeste de México*. México D.F. México: CIFSA Consultores.<http://www.fao.org/docrep/005/AC866S/AC866S19.htm>
- De Grave, S., Y. Cai y A. Anker. 2008. Global diversity of shrimps (Crustacea: Decapoda: Caridea) in freshwater. *Hydrobiologia*.595: 287-293.[http://siddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/11847/1/stri\\_De\\_Grave\\_Cai\\_and\\_Anker\\_2008.pdf](http://siddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/11847/1/stri_De_Grave_Cai_and_Anker_2008.pdf)
- Díaz, P., y L. Rodríguez. 2001. *Producción larval de camarón de río nativo, Macrobrachium americanum, en laboratorio*. Santa Rosa, Guatemala: Centrode Estudios del Mar y Acuicultura (CEMA).[http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/investigacio\\_files/INFORMES/PRUNIAN/INF-2001-082.pdf](http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/investigacio_files/INFORMES/PRUNIAN/INF-2001-082.pdf) desarrollo larval del camarónfiletype: pdf
- FAO. 2006. *Departamento de Pesca y Acuicultura*. Roma, Italia: FAO.
- Fischer, W., F. Krupp, W. Schneider, C. Summer, K. Carpenter, y V. Niem.1995.*Guía para la identificación de especies de plantas e invertebrados*.Roma, Italia: FAO, 456 - 469.<http://www.fao.org/docrep/010/t0851s/t0851s00.htm>
- García, M., y M. Hendrickx. 2009. External description of the embryonic development ofthe prawn, *Macrobrachium americanum* Bate, 1868(Decapoda, Palaemonidae) based on the staging method. *Crustaceana* 82 (11): 1413-1422

- Guerra, M. 1976. Especies de camarón de los ríos Norteños del Perú y su distribución. Ministerio de Pesquería: Dirección general de Investigación científica y Tecnológica convenio MIPE / Universidad Nacional de Trujillo BIENIO 1 971 – 1 972 Boletín N° 24.4pp 15-18,46 Lima – Perú.
- Gutiérrez, Y. 2008. *Morfometría y reproducción de tres especies langostinos de la vertiente del Pacífico de Costa Rica: Macrobrachium panamense, M. americanum y M. tenellum (Decapoda: Palaemonidae)*. Licenciatura en Biología con énfasis en Recursos Acuáticos., Universidad de Costa Rica.
- Holtschmit, K. H. 1990. *Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino Malayo*. Ciudad De México, México: FONDEPESCA, 17-32.
- Holtschmit, K. H, y E, Pfeiler. 1984. Effect of Salinity On Survival and Development of Larvae and Postlarvae of *Macrobrachium Americanum* Bate (Decapoda, Palaemonidae). *Crustaceana* 46(1): 23-28.
- IMARPE. 2009. Informativo pesquero Año 2008. Tumbes, Perú: Instituto del Mar del Perú.
- Perfetti, J. 2002. *Perfil de producto: Camarón de cultivo*. Bogotá, Colombia: Corporación Colombiana Internacional. [http://www.cci.org.co/cci/cci\\_x/Sim/Perfil%20de%20Productos/perfil%20producto%2020.pdf](http://www.cci.org.co/cci/cci_x/Sim/Perfil%20de%20Productos/perfil%20producto%2020.pdf)
- Valencia, D. 2007. Fresh wáter prawns of thegenus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) of Colombia. *Zootaxa*. 1456: 1–44. <http://decapoda.nhm.org/pdfs/31167/31167.pdf>
- Valverde, J. 2005. *Cultivo larval del langostino autóctono (Macrobrachium carcinus) del Caribe costarricense*. Limón, Costa Rica. Proyecto

Cobodes.<http://www.acto.go.cr/descargas/MANUAL%20PARA%20EL%20CULTIVO%20DEL%20LANGOSTINO%20AUTOCTONO.pdf>

Velasquez, J. 2005. *Estudio de etapas larvales, determinación de concentraciones de salinidad y alimento para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce Macrobrachium carcinus L. en Ixcán, Quiché*. Tesis de licenciatura.,Universidad de San Carlos de Guatemala.

Vinatea J. 1982. *Acuicultura Continental, peces, artemias y dafnias. Camarones y langostinos*. Lima, Perú: Librería Studium.

Yepez, V. 2009. Consideraciones acerca de la distribución y extracción del recurso “camarón” en ríos de la costa peruana.*Revista Pesca*, Agosto de 2009:<http://revistapesca.blogspot.com/2009/12/consideraciones-acerca-dela.html>

## ANEXOS

**Tabla 1:** Talla y peso de cada hembra grávida capturadas en el río Zarumilla en el caserío de Lechugal

HEMBRAS GRÁVIDAS	TALLA (cm)		PESO (g)
	Rostrum – telson	Quela – telson	
<b>Hembra 1 (azul)</b>	17	26	108,9
<b>Hembra 2 (amarillo)</b>	19	27	131,1
<b>Hembra 3 (verde)</b>	17	25	97,2
<b>Hembra 4 (naranja)</b>	16,5	24,5	90,0
<b>Hembra 5 (rojo)</b>	18	27,5	122,1

**Tabla 2:** Cálculo de la biomasa y ración de alimento diario de hembras grávidas

HEMBRAS GRÁVIDAS	
<b>Tipo de alimento</b>	Calamar
<b>Biomasa</b>	549,3 g
<b>% biomasa (18 %)</b>	99,0 g
<b>Frecuencia de alimentación</b>	2 veces al día



