

EVALUACION DE REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE
CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* (Bate, 1868) EN
CONDICIONES DE LABORATORIO. BUENAVENTURA, VALLE DEL CAUCA.

PAOLA ANDREA ECHEVERRY DOMINGUEZ



UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS
PROGRAMA ACADÉMICO DE BIOLOGÍA
BUENAVENTURA
2012

EVALUACION DE REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE
CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* (Bate, 1868) EN
CONDICIONES DE LABORATORIO. BUENAVENTURA, VALLE DEL CAUCA.

PAOLA ANDREA ECHEVERRY DOMINGUEZ

Trabajo de Grado presentado como Requisito para optar al Título de Bióloga
con Mención en Marina

Director:

PEDRO ANTONIO TABARES BERON
Biólogo (Biología Marina)

Codirector:

EFRAIN ALONSO RUBIO RINCON
Biólogo, Ph.D
Profesor Emérito – Universidad del Valle

UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS
PROGRAMA ACADEMICO DE BIOLOGÍA
BUENAVENTURA
2012

UNIVERSIDAD DEL VALLE
FACULTAD DE CIENCIAS
PROGRAMA ACADEMICO DE BIOLOGÍA
BUENAVENTURA
2012

PAOLA ANDREA ECHEVERRY DOMINGUEZ

EVALUACION DE REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE
CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* (Bate, 1868) EN
CONDICIONES DE LABORATORIO. BUENAVENTURA, VALLE DEL CAUCA.

Tema y palabras claves: *Macrobrachium americanum*, reproducción
embriología, larvas, condiciones controladas, Buenaventura, Valle del cauca.

NOTA DE APROBACION

El trabajo de grado titulado “EVALUACION DE REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium mericanum* (Bate, 1868) EN CONDICIONES DE LABORATORIO. BUENAVENTURA, VALLE DEL CAUCA.” presentado por la estudiante PAOLA ANDREA ECHEVERRY para optar al título de Bióloga con mención en Marina, fue revisado y calificado por los jurados:

Aprobado

Pedro Antonio Tabares berón
Director

Efraín Alfonso Rubio Rincón
Codirector

Jurado

DEDICATORIA

A mí Querido padre celestial por tomarme de la mano y guiar mis pasos en este proceso, por levantarme cuando me sentía declinar.

A mis amados padres Carlos Hernán Echeverry y Gladys Patricia Domínguez, a mi hermano Jorge Hernán Echeverry que a pesar de la distancia siempre estuvieron conmigo brindándome su apoyo, y comprensión, pero ante todo su inconmensurable amor.

AGRADECIMIENTOS

La presente investigación se desarrollo con la compañía y el apoyo de varias personas y entidades.

Universidad del valle por brindarme la formación profesional necesaria para llegar a este punto.

Asociación de biólogos de buenaventura ASOBIB por proporcionar los instrumentos para la toma de los parámetros fisicoquímicos.

Universidad del pacifico, por permitir sus instalaciones para que este trabajo investigativo se llevara a cabo.

Al biólogo Pedro Tabares Berón por su dirección y su desinteresada colaboración durante el desarrollo del presente trabajo.

A Efraín Rubio por su codirección por los aportes al realizar la revisión del manuscrito y con los mejores deseos en su recuperación.

A las biólogas Karen Antonia Viveros, Jazmín Elena Machado por su amistad, acompañamiento y colaboración.

A Alexander Torres y Wilberto Angulo por su amistad y apoyo en la realización de este trabajo.

A Héctor Eduardo Moreno y familia, por su gran paciencia y cariño.

A Manuel Eusebio Álvarez (Q.E.P.D), por impulsarme a continuar con este proceso.

A mis compañeros Eduardo Viveros, Viviana Graciela Serna y John Anthony Valencia por su colaboración.

Por último a todas las personas que hicieron parte de mi formación profesional de una u otra manera.

TABLA DE CONTENIDO

	Paginas
LISTA DE FIGURAS.....	VII
RESUMEN.....	IX
1. INTRODUCCIÓN.....	10
2. ANTECEDENTES.....	14
3. ESPECIE ESTUDIADA.....	16
4. OBJETIVOS.....	20
4.1 Objetivo General.....	20
4.2 Objetivos Específicos.....	20
5. HIPÓTESIS.....	21
5.1 Hipótesis nula.....	21
5.2 Hipótesis alterna.....	21
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
6.1 Características del laboratorio.....	22
6.2 Captura de reproductores.....	25
6.3 Transporte.....	26
6.4. Registro de reproductores.....	27
6.5 Aclimatación.....	28
6.6 Siembra.....	29
6.7 Alimentación.....	30
6.8 Parámetros físico químicos del agua del cultivo.....	31
7. RESULTADOS Y DISCUSION.....	32

7.1	Sobrevivencia en la aclimatación.....	32
7.2	Parámetros físico químicos.....	32
7.3	Reproducción.....	37
7.4	Monitoreo del desarrollo embrionario.....	39
8.	CONCLUSIONES.....	44
9.	RECOMENDACIONES.....	45
10.	LITERATURA CITADA.....	46
ANEXOS.....		51

LISTADO DE FIGURAS

Figura 1	Área del laboratorio en la universidad del pacifico.....	23
Figura 2	Área para los reproductores.....	24
Figura 3	Acuarios con lineas de aire	24
Figura 4	Filtro mecánico del sistema cerrado	25
Figura 5	Contenedores plásticos.....	25
Figura6	Reservorio de agua salada del sistema cerrado	25
Figura 7	Esquema general del sistema cerrado.....	26
Figura 8	Trampa para camarones.....	26
Figura 9	Catangas para capturar munchilla	26
Figura 10	Ubicación de las trampas para camarones.....	27
Figura 11	Reproductores capturados.....	28
Figura 12	Transporte.....	28
Figura 13	Registro de animales.....	28
Figura14	Peso y longitud.....	28
Figura 15	Hembra ovada.....	29
Figura 16	Hembra y sus huevos.....	29
Figura 17	Recipiente de aclimatación.....	30
Figura 18	Contenedores de siembra.....	31
Figura19	Siembra.....	31
Figura 20	Niveles de pH en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.....	34

Figura 21 Niveles de Temperatura en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.....	35
Figura 22 Niveles de Nitritos en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.....	36
Figura 23 Niveles de Nitratos en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo	37
Figura 24 Niveles de salinidad en los acuarios de las hembras ovigeras en el ensayo.....	38
Figura25 Muda de hembra en cautiverio.....	39
Figura26 Cortejo reproductivo.....	40
Figura 27 Cortejo reproductivo.....	40
Figura 28 Huevos recién fecundados de <i>M. americanum</i>	41
Figura 29 Observación al microscopio.....	41
Figura30 Con 4 días de fecundado.....	42
Figura 31 Con 7 y 8 días de fecundado.....	42
Figura 32 Con 11 y 12 días de fecundado.....	43
Figura 33 Larva de <i>M. americanum</i>	44

RESUMEN

El presente estudio se realizó en el laboratorio experimental ubicado en el campus de la Universidad del Pacífico, Buenaventura Colombia. El trabajo se centro en lograr la reproducción y determinar el desarrollo embrionario del Camarón de Río *Macrobrachium americanum* conocido como Munchilla, obtener la eclosión de los huevos y observar la sobrevivencia de las larvas bajo condiciones controladas de laboratorio

Los especímenes empleados como reproductores fueron obtenidos mediante la implentacion de trampas en el rio Anchicayá, en zona rural de Buenaventura en el periodo de Julio a Agosto de 2008. Los resultados obtenidos demuestran la factibilidad de reproducción, desarrollo embrionario y eclosión en condiciones controladas de laboratorio, en cuanto a la producción larval se obtuvo el estadio larval de zoea I, siendo evidente la falta de desarrollo de un protocolo de manutención de las larvas obtenidas, que aumente el nivel de la sobrevivencia ya que en presente estudio esta fue de 0% en el tercer día.

La dificultad presentada el la sobrevivencia, que evito obtener post-larvas probablemente se deba a que se requiere mayor control en los parámetros fisicoquímicos y en la alimentación de las larvas de *M. americanum*.

1. INTRODUCCIÓN

En el neotrópico, Colombia ha sido identificado como uno de los países con mayor diversidad y riqueza en fauna y flora debido a las numerosas cuencas hidrográficas representadas en enormes afluentes (Amazonas, Orinoco, Magdalena y Cauca) y la presencia de los dos océanos (Pacífico y Atlántico) que rodean su territorio.

Una de las ventajas que proporcionan esta gran variedad de cuerpos de agua es la diversidad de organismos dulceacuícolas, por lo cual la acuicultura que es una actividad productiva que involucra conocimientos y técnicas de Zootecnia, Ecología, Genética Y Biología (Viveros, 2011) se convierte en una herramienta indispensable para la explotación de estos recursos de manera sostenible al igual que en una posible solución a los problemas alimenticios de las poblaciones humanas.

Dentro de los organismos dulceacuícolas encontramos los peses y los crustáceos como principales especies a utilizar en la acuicultura. Es sabido que desde tiempos inmemorables se capturan organismos del medio natural, lo que genera la existencia de comunidades que dependen principalmente de estos recursos, y debido a esto, se presenta la sobreexplotación, el daño a los ecosistemas y a la fauna acompañante.

A estos factores se le atribuyen la disminución de la población de estas especies en los ríos de la Vertiente del Pacífico, hasta llegar a niveles tan bajos que hacen ver posible, la desaparición en un futuro cercano de las especies (Valverde, 2006). La acuicultura permite la explotación de los organismos sin detrimento del medio ambiente evitando el daño innecesario (Viveros, 2011).

Los Camarones de río “Munchilla”, como son usualmente llamados los pertenecientes al género *Macrobrachium*, están clasificados en la familia Palaemonidae, orden Decápoda, clase Crustácea y comprenden un grupo de más de 100 especies distribuidas en las bandas tropicales y subtropicales del mundo (Valverde, 2006).

Una de ellas es el langostino gigante de Malasia (*Macrobrachium rosenbergii*) que desde tiempos remotos ha sido altamente estimado como alimento por habitantes de los países del sureste asiático de donde es originario. Desde que se descubrieron sus técnicas de cultivo larval en 1969, ha sido el camarón de agua dulce más utilizado con fines comerciales alrededor del mundo (Valverde, 2006).

En América figuran 4 especies que podrían tener importancia comercial por su gran tamaño y abundancia natural como lo son *M. carcinus*, *M. acanthurus*, *M. tenellum* y *M. americanum* (Valverde, 2006). Son crustáceos que habitan las

aguas dulces, salobres y ocasionalmente marinas; se encuentran tanto en las desembocaduras de los ríos, como en aguas arriba, según la época de la reproducción. (Espinosa, 1987).

Las granjas que cultivan langostino han presentado un crecimiento y dispersión mundial muy rápida desde 1995. Se estima que este cultivo crece durante la presente década a una intensidad del 30% anual. Este crecimiento se debe a un desarrollo acelerado del cultivo de langostinos en el continente asiático, específicamente en los países de china, Vietnam e india, en orden de mayor a menor importancia (New, 2005). A demás se ha presentado un incremento en el numero de cultivos experimentales sobre langostinos nativos con un alto potencial acuícola, por ejemplo *M. americanum* en Brasil (Morales-Valenti & Valenti, 2007). En cambio la producción registrada en los países de centro y Norte América es mucho menor en comparación con la obtenida en el continente asiático. Tan solo cuatro naciones (Republica dominicana, Guatemala, México y Estados unidos) produjeron más de 40 Toneladas en el 2001 (New, 2005).

En Latinoamérica se hace necesario investigar las especies nativas para desarrollar una tecnología de producción similar a la de *M. rosembergii*. Su reproducción, cultivo larval y engorde en ambientes controlados sería muy importante ya que se lograría con ello amortiguar la sobreexplotación de este recurso por parte de los habitantes de las zonas rurales donde predominan

(Valverde, 2005). El proceso de reproducción, si bien está sujeto también a una cantidad de variables extrínsecas, presenta modalidades muy ligadas a las características de las especies (Guzmán et al, 1981).

El *Macrobrachium americanum* o Munchilla se ha convertido en una especie muy apetecida a nivel local y su incremento en el consumo se debe principalmente a que esta especie autóctona es de un tamaño y sabor especial, lo que la hace muy apetecible para la gastronomía de los locales y turistas. Otra realidad que ha hecho que el consumo del camarón de río se eleve es la difícil situación pesquera de camarón marino, y las vedas implementadas para la conservación de este, lo que genera en el comercio temporadas de baja oferta de camarón marino; impulsando a la población a elegir una segunda opción que en este caso es el camarón de río.

Actualmente, no existe un control ni seguimiento en los procesos de captura del *M. americanum*, debido a esto, es común ver en las capturas para el comercio, organismos jóvenes y hembras ovigeras; situación posiblemente genera una disminución en la población de camarones de río.

Estos escenarios son el motivo por el cual se pretende producir Munchilla en condiciones controladas en la región, ya sea para una producción comercial o para el repoblamiento de las fuentes hídricas en las cuales esta especie ha disminuido.

2. ANTECEDENTES

Los camarones del genero *Macrobrachium* han sido estudiados abundantemente a nivel mundial. Los trabajos realizados especialmente en la última década permiten conocer parte de los aspectos biológicos del camarón como, anatomía, reproducción, crecimiento, distribución, comportamiento, hábitat y hábitos alimenticios. La identificación de estos aspectos facilita el manejo en las diferentes etapas de su cultivo.

A nivel latinoamericano se destacan investigaciones en México como Moreno et al (2000), Sánchez et al (2006), y Guatemala con Díaz y Rodríguez (2001) que estudiaron la reproducción natural y artificial del *M. carcinus* y *M. americanum*. Para Colombia el estudio más reciente del género *Macrobrachium* lo realizaron Valencia y Campos en el 2007 con una reseña de las diferentes especies en cuanto a su taxonomía y distribución.

La especie más trabajada es el *M. rosebergii*, introducido al país desde Hawái en 1980 por su gran tamaño y buen sabor, inicialmente a los Departamentos del Valle del Cauca y al Atlántico. Realizándose experiencias de cultivo en el pacífico colombiano, y evaluando las labores industriales de Acuicultura de Mariscos Ltda., en Sabaletas (Valle aluvial del río Anchicayá), municipio de Buenaventura (Valverde, 2006).

Muy pocos trabajos han sido efectuados sobre su crecimiento o engorde en estanques, sobresalen trabajos como los de Reyes Marchan (2001). Sin embargo las conclusiones de estos revelan las complicaciones en su fase larvaria. Por lo que concluye la importancia de estas fases y la necesidad de observación permanentes de los organismos y construcciones de laboratorios para su desarrollo ideal.

A nivel local La reproducción de crustáceos del género *Macrobrachium* no es nueva para la zona pues en los años 80's se comenzó con el camarón malasio *M. Rosebergii* como principal objeto de siembra, generando pocos resultados por los bajos volúmenes de pesca obtenidos, esta labor se llevó a cabo en la pesquera Amaris, ubicada en la desembocadura del río Sabaletas sobre el Anchicayá, predios que hoy pertenecen a la Universidad del Pacífico y donde se llevó a cabo esta investigación.

Pese a su amplia distribución y a su importancia tanto económica como ecológica los estudios sobre la sistemática, biología, ecología y niveles de explotación de las especies de camarones dulceacuícolas son escasos.

Para la región Pacífica colombiana se conocen los trabajos de Prah *et al.* (1984), quienes registran la presencia de 9 especies de camarones de agua dulce y salobre en la vertiente Pacífica Vallecaucana; Campos (1985) donde se recopila información sobre las especies de decápodos de agua dulce reportadas para Colombia; Ramos *et al.* (1991) con un estudio sobre la distribución de camarones nativos en la vertiente del Pacífico de Colombia y Lemaitre & Alvarez-León (1992) quienes presentan un listado actualizado de los crustáceos decápodos del Pacífico colombiano.

3. ESPECIE ESTUDIADA

Los camarones constituyen un grupo de crustáceos con unas 2500 especies descritas, de las cuales alrededor de 300 son de interés económico (Hendrickx 1995). Estos animales se pueden encontrar en ambientes marinos, salobres y en las aguas dulces. La mayoría de los representantes dulceacuícolas se encuentran incluidos dentro del infraorden Caridea y pertenecen a las familias Palaemonidae y Atyidae. (FUNINDES 2006)

El camarón de río *Macrobrachium americanum* conocido como munchilla, forma parte de la familia palaemonidae esta familia embarga aproximadamente 50 géneros y 150 especies repartidas en 4 subfamilias.

Dentro de esta familia encontramos especies de agua dulce, salobre y salada, las principales características de esta familia son el rostrum presente, el flagelo antenular superior bifurcado, el primer y segundo pereiópodos son quelados aunque el primero generalmente menos desarrollado que el segundo, y los pereiópodos crecen de los exopodos. (Holtschmit, 1990).

En esta especie, la diferenciación sexual externa es muy notable, ya que además del tamaño siempre mayor en el macho, éste se distingue fácilmente por el mayor tamaño que alcanza su segundo par de pereiópodos. 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. (FAO, 1967)

Los movimientos migratorios en esta especie parecen estar relacionados con la salinidad óptima requerida por la hembra para el desarrollo de sus huevos (Fischer, et al.1995). Tiene un límite de tolerancia entre 15-32°C, y para su óptimo crecimiento 25-30°C, salinidades de 0-25 ppm (adultos) y 6-15 ppm

(larvas y juveniles), la primera madurez se da a los 5-6 meses de iniciado el cultivo.

El acto de la copula se genera vientre con vientre, el macho deposita los espermatozoides en el receptáculo seminal de la hembra. Esto se realiza, por lo general en el agua 24 horas luego de la muda; el cual es un proceso necesario para analizar el crecimiento de los especímenes ya que una buena frecuencia en la muda indica una buena cantidad y calidad del alimento; existe un método artificial para inducir a la muda y así acortar los periodos de reproducción, este método es la ablación.

La técnica de la ablación del pedúnculo ocular es utilizada con la finalidad de inducir la maduración gonádica en los crustáceos y así acelerar la reproducción de las hembras principalmente en camarones peneidos (Bray y Lawrence, 1996). Se ha realizado en camarones, langostas, cangrejos, etc. con diferentes resultados. Actualmente se busca el cultivo de un mayor número de especies, entre estas, las especies nativas como *Macrobrachium americanum* (Sainz., 2006)

Luego de la fecundación, las hembras llevan los huevos adheridos por medio de la acción de las glándulas de cemento localizadas en la base de los pleópodos y urópodos, a las formaciones pilosas de los primeros, que en esta época se encuentran muy desarrolladas. El número de huevos oscila entre

200,000 y 500,000 según el tamaño de la hembra y miden alrededor de 0.44 a 0.67 mm. (FAO, 1967)

El huevecillo recientemente fecundado presenta un aspecto homogéneo, formándose posteriormente una zona oscura en el polo anterior que representa la zona embriológicamente activa. Más se diferencian cinco zonas de las cuales las dos anteriores probablemente corresponden a los lóbulos cefálicos, las dos medias a las placas torácico-abdominales y anteriores a la placa endodérmica. Posteriormente se disciernen con claridad las manchas oculares y el esbozo de los somitos del cuerpo, los que a medida que pasa el tiempo van haciendo más aparentes, observándose posteriormente un somito para cada apéndice. Poco antes de la eclosión, el individuo presenta un aspecto semejante al adulto, que sus branquias son externas y el telson no está del todo constituido. Al eclosionar, el pequeño espécimen alcanza alrededor de 1 cm de longitud total y únicamente se diferencia del adulto por tener desproporcionado el sexto segmento del abdomen. (Rodríguez, 1993).

Las hembras fertilizadas migran hacia regiones de aguas salobres donde los huevos eclosionan; esto ocurre principalmente en la época de lluvias. (Espinosa, 1987).

Transcurridos entre 35 y 55 días de la eclosión, las larvas atraviesan aproximadamente por 12 etapas antes de ser juveniles. (Espinosa, 1987).

Tan pronto como los langostinos cambian de larva al estado juvenil se trasladan al fondo del río y viven bajo piedras, varas y vegetación sumergida, donde encuentran una protección efectiva. También comienzan su migración río arriba. En los juveniles, la muda ocurre cada 4 a 6 días. Es muy probable que éstos nadan lentamente río arriba. Pasados 2 ó 3 meses, muchos han alcanzado lugares del río donde predomina el agua dulce. Para entonces, los animales jóvenes ya tienen de 6 a 7 cm. de largo, pesan alrededor de 6 gramos cada uno y su aspecto es como el de un animal adulto. De hecho la madurez sexual se alcanza en 6 meses bajo condiciones favorables. (Espinosa, 1987).

4. OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la reproducción y el desarrollo larval de el camarón de río *Macrobrachium americanum* en condiciones controladas a nivel de laboratorio.

4.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Eclosionar hembras ovígeras de *Macrobrachium americanum*
Provenientes de río Anchicaya, Buenaventura, Colombia
2. Realizar la reproducción con todas sus etapas, desde cortejo, copula, fecundación, desarrollo embrionario y larval de los reproductores traídos del medio.
3. Determinar los parámetros fisicoquímicos de los tanques de larvicultura.

5. HIPOTESIS

5.1 Hipótesis nulas

Ho: El camarón de río *Macrobrachium americanum* se reproduce satisfactoriamente en condiciones controladas

Ho: El desarrollo larval de camarón de río *Macrobrachium americanum* Completa todas sus fases en condiciones de laboratorio

5.2 Hipótesis alternas

Ha: El camarón de río *Macrobrachium americanum* no se reproduce satisfactoriamente en condiciones controladas

Ha: El desarrollo larval del camarón de río *Macrobrachium americanum* no completa todas sus fases en condiciones controladas

6. MATERIALES Y METODOS

6.1 Características Del Laboratorio

El área donde se implemento el laboratorio pertenece al campus de la Universidad del Pacifico, ubicada en la ciudad de Buenaventura, Valle del Cauca, que se encuentra en el Km 5 de la antigua vía Simón Bolívar que conduce a la ciudad de Cali. El laboratorio conto con un área de 40 m², (Figura 1) en el cual se destinaron áreas para los reproductores, para las hembras ovigeras y para el alimento vivo. El montaje del sistema cerrado se realizo exclusivo para las hembras ovigeras. La temperatura promedio en el estudio estuvo entre 28°C y 29 °C.



Figura 1. Área del laboratorio en la universidad del pacifico.

Para el área de reproductores se adecuaron 4 acuarios con un volumen de 50 litros cada uno con líneas de aireación (mangueras plásticas) proveniente de un compresor de aire eléctrico, cada acuario está diseñado para mantener un macho y dos hembras. (Figura 2 y 3).

El suministro de agua dulce se realizó por mangueras con recambios diarios por medio de sifoneo.



Figura 2 Área reproductores. **Figura 3** Acuarios con líneas de aire.

El área de desarrollo embriológico consistió en un sistema cerrado con 4 contenedores plásticos, tuberías de PVC, mangueras plásticas, estantería mecánica y un filtro mecánico elaborado artesanalmente con guata (tela sintética) y piedras de diferentes tamaños. (Figuras 4 y 5)



Figura 4 Filtro Mecánico del sistema cerrado. **Figura 5** Contenedores plásticos

En la parte inferior del sistema se encuentra el reservorio de agua, por medio de una electrobomba se impulsa el agua hasta el filtro, este distribuye el agua a los contenedores plásticos donde están ubicadas las hembras ovigeras (figura 6 y 7).



Figura 6 Reservorio de agua salada del sistema cerrado.

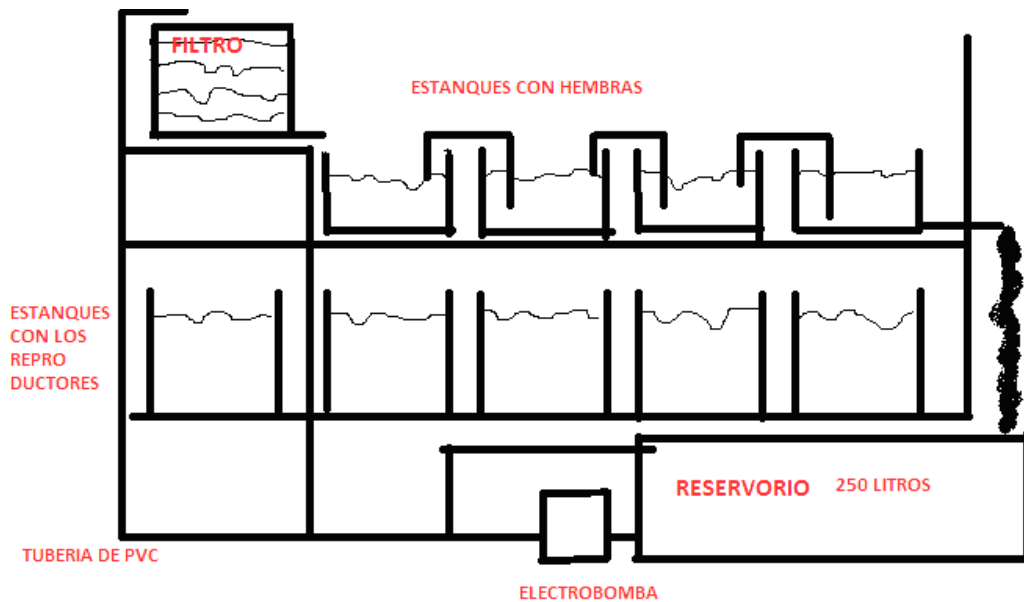


Figura 7 Esquema general del Sistema cerrado

6.2 Captura De Reproductores

Para esta etapa se conto con la ayuda del personal de la comunidad del corregimiento de sabaletas, Buenaventura, que capturaron los especímenes

gracias a la utilización de trampas artesanales llamadas catangas. (Figuras.8, 9 y 10)



Figura 8 Trampas para camarones **Figura 9** Catangas para capturar munchilla

Las catangas son elementos elaborados con material vegetal tejido con forma de cilindros, los cuales en su interior contienen un cebo el cual atrae al camarón dejándolo entrar pero activando un sistema que no le permite salir, estas se ubican sujetándose bien entre las rocas a las orillas del río Anchicayá donde los camarones tienen su refugios.



Figura 10 Ubicación de las trampas para camarones

Se realizaron varias faenas de trabajo en el campo con una diferencia de un día cada una, evitando diferencias significativas en el tiempo de captura,

6.3 Transporte

El transporte se realizó en bolsas de polietileno de 10 kilos cada una con agua tomada del lugar de la captura, en un trayecto de 20 minutos desde el río hasta el laboratorio (figura 11 y 12)

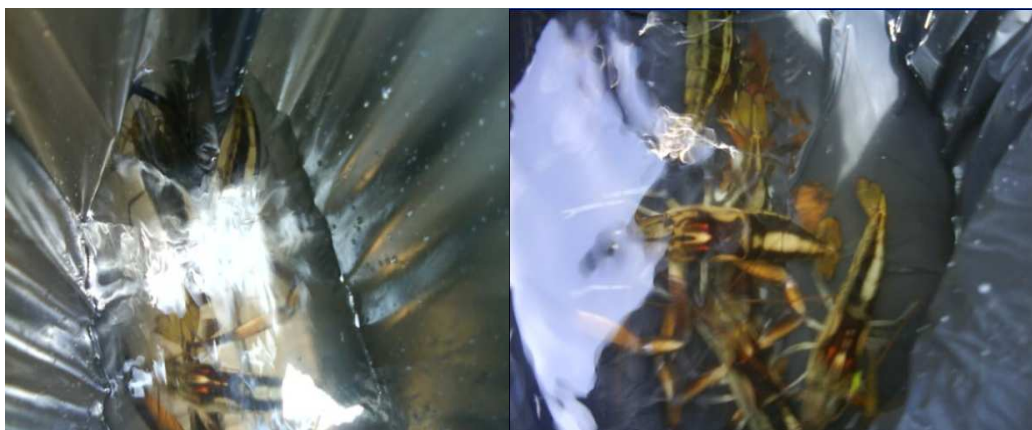


Figura 11 Reproductores capturados **Figura12** Transporte

6.4 Registro de reproductores



Figuras 13 Registro de animales **Figura 14** peso y longitud

Posterior a la captura de los especímenes, estos son medidos, pesados y trasladados a los recipientes de aclimatación ubicados en el laboratorio, (figura N°13 y 14) antes de esto, mediante el uso del microscopio se realizaron observaciones para la determinación al desarrollo embrionario con el que eran

capturadas las hembras y así separar las hembras ovigeras. (Figura15 y16) La finalización de esta etapa consistía en el registro de los datos en las planillas de monitoreo.



Figura 15 Hembras ovigeras. **Figura 16** Hembra y sus huevos

6.5 Aclimatación

La aclimatación se realizó en el laboratorio los animales capturados se depositaron en contenedores plásticos de 20 litros, (figura 17) y por medio del goteo se logró el cambio de agua realizando la aclimatación al ambiente del laboratorio



Figura 17 Recipientes de aclimatación

6.6 Siembra

Luego de la aclimatación los reproductores se distribuyeron en los acuarios de reproducción instalados en una proporción de a dos hembras por macho en cada acuario y así evitar la agresividad entre machos.

Las hembras ovigeras se ingresaron al sistema cerrado con una densidad de dos hembras en cada contenedor plástico con capacidad de 30 litros con líneas permanentes de aireación, a una salinidad de 5ppt (figura 18 y 19).

Realizándose el monitoreo embriológico diario tomando una muestra de los huevos de cada hembra, y analizándola con la ayuda de un microscopio y un registro fotográfico.



Figura 18. Contenedores de siembra. **Figura 19** Siembra

6.7 Alimentación

La alimentación de los reproductores consistió en concentrado balanceado estrudizado con un porcentaje de proteína de 30%, con una frecuencia de tres veces al día. De igual forma se le adiciono alimento suplementario de origen animal representado en yema de huevo, carne de pescado y pollo cocida y molida

En la alimentación de las larvas en las fases de zoeas se le inicio la alimentación el segundo día de eclosión suministrándole nauplios de artemia salina ya que son los ideales por que tienen un tamaño que las larvas pueden ingerir fácilmente y no contaminan el agua ya que es un alimento vivo; este alimento se proporciono 4 veces al día.

El camarón de salmuera, “*La Artemia*”, es un recurso de importancia para el desarrollo tecnológico de la acuicultura moderna, dado que es un insumo insustituible para la nutrición larval de crustáceos. (Sainz, *et al.*, 1994)

Los quistes bicóncavos cuando son colocados en agua de mar, se hidratan tomando la forma esférica y el embrión recobra su metabolismo reversible. En unas 24 horas y con buena aireación la membrana externa se rompe apareciendo el embrión, el cual permanece unido en forma de “paragua” a la membrana de eclosión, que es donde se completa el desarrollo del nauplio y en un período breve esta membrana de eclosión rasga, emergiendo el nauplio con sus apéndices, nadando libremente. El nauplio de *Artemia* es un organismo de fácil perceptibilidad, captura y palatabilidad. En Estadío I, contiene 47% de valor proteínico. (Sainz, *et al.*, 1994)

6.8 Parámetros Fisicoquímicos Del Agua De Cultivo

Los parámetros físico-químicos se midieron diariamente con la ayuda de varios instrumentos, un multiparametros Milwaukee modelo MA 887, para medir la temperatura y la salinidad; un oxímetro para medir la concentración de oxígeno disuelto; un pHmetro digital Milwaukee modelo En 600 para hacer la medición del pH. Los niveles nitritos y nitratos se tomaron con la ayuda de un medidor digital cada 10 días

El registro de los diferentes parámetros se muestra en las listas de tablas.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Sobrevivencia en la aclimatación

El total de camarones capturados fue de 21 animales, 8 hembras ovigeras, 4 machos y 8 hembras maduras. La sobrevivencia en el proceso de aclimatación de los especímenes fue de un 99% dejando un 1% de mortalidad los buenos resultados de la aclimatación posiblemente se deba a rápidos y acertados procedimientos.

7.2 Parámetros físico químicos

Para algunas especies de *Macrobrachium*, como el *M. rosenbergii*, se ha generado una vasta información sobre su cultivo, sin embargo para otras como el *M. tenellum*, *M. americanum*, *M. amazonicum*, el material disponibles en esta área del conocimiento es escaso. Ponce-Palafox et al. (2002) comentan que hay muy pocos trabajos efectuados sobre el crecimiento en estanques y comportamiento de las diversas especies nativas de *Macrobrachium* spp. Sin embargo, los parámetros físico químicos en los

acuarios de los reproductores se mantuvieron en rangos sugeridos para la especie en cultivo a nivel de estanques.

Michael V. McGee, (sin publicar) expone que el nivel adecuado de oxígeno disuelto en el agua es necesario para el crecimiento y sobrevivencia de *Macrobrachium* y que niveles menores que 2.0 mg/l de este parámetro pueden causar estrés en el camarón, al igual que si bajan a 1.0 mg/l ó menos causa mortalidades; de igual forma, Rogers y Fast (1988) reportaron que estos organismos entran en estrés a concentraciones de 2 mg/L. En el presente ensayo este se mantuvo dentro de las cantidades recomendadas.

En cuanto al pH, los valores estuvieron entre 6.5 ppt y 8.5 ppt, en cultivos a nivel de estanques se puede observar, niveles máximos de 8.5 ppt, un alza en este parámetro puede ocasionar estrés, y posteriormente la muerte de los organismos, (Figura 20 y tabla 1).

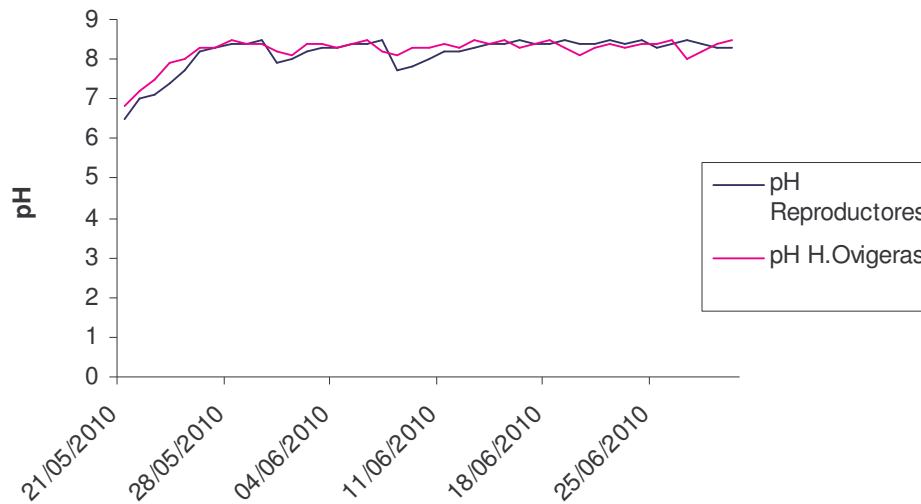


Figura N° 20 Niveles de pH en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.

Teniendo en cuenta que la temperatura es uno de los parámetros ambientales que contribuye a determinar la respuesta fisiológica y el comportamiento de la mayoría de organismos acuáticos (Ocampo 1994).

Kinne (1970) menciona que la variación de esta influye directamente en la tasa metabólica de estos individuos y por consecuencia en su crecimiento y sobrevivencia aun cuando son organismos poiquiloterms.

La temperatura en el presente estudio estuvo entre 23°C y 29°C, ubicando datos dentro de los recomendados para la especie; por otro lado Sandifer & Smith (1985), sugieren que la temperatura recomendable para la especie está entre 26°C y 32°C. (Figura 21y tabla 2).

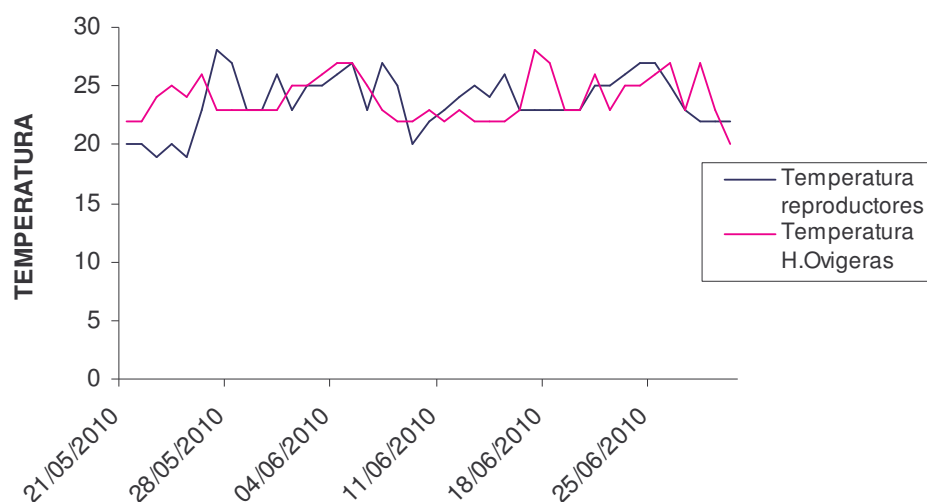


Figura N° 21 Niveles de Temperatura en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.

Además de la temperatura y el oxígeno, existen otras variables de la calidad del agua que generan un efecto sobre el metabolismo de los camarones (Boyd y Zimmermand, 2000) como los, nitritos y nitratos, Para estas concentraciones Boyd y Zimmermand (2000) recomiendan que deben mantenerse entre 0,1 a 1,7 mg/L en cultivo de *M. rosenbergii*. Teniendo en cuenta que este pertenece al mismo género que el *americanum*, lo valores podrían ser los mismos para la especie en estudio. Los valores de estos parámetros en el presente estudio se encontraron entre 0.6 mg/L Y 0.1mg/L, para nitritos. Para nitratos entre 0.08 mg/L y1.6 mg/L, encontrándose dentro de los sugeridos para la especie. (Figura, 22 y 23 y tabla 3 y 4).

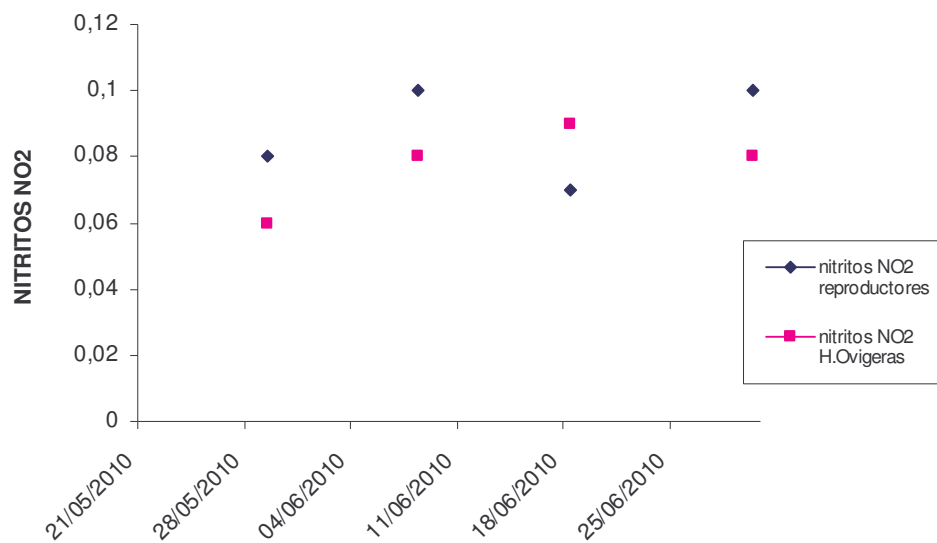


Figura 22 Niveles de Nitritos en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.

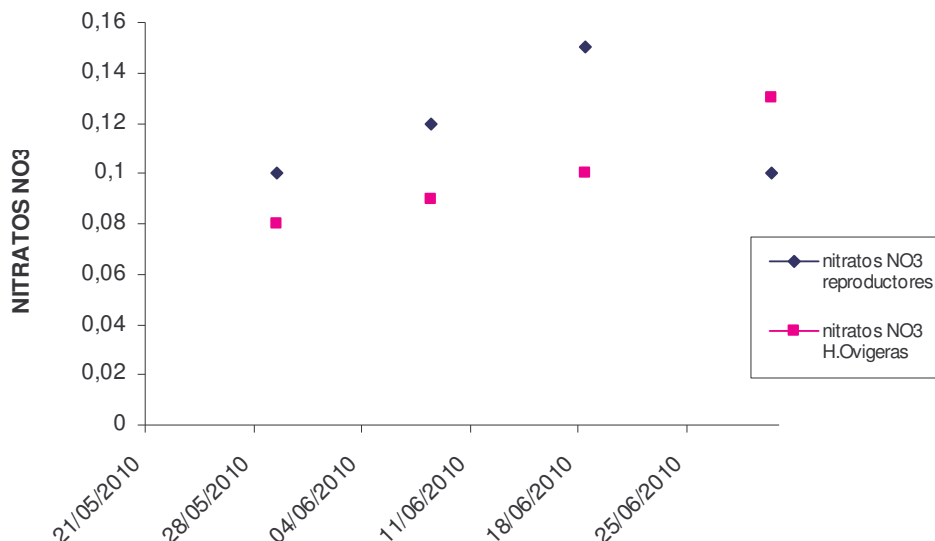


Figura 23 Niveles de Nitratos en los acuarios de los reproductores y de las hembras ovadas en el ensayo.

La salinidad es un parametro muy importante en el desarrollo embriologico del camaron de rio, por lo que al respecto Holtschmit y pfeiler(1984) reportaron las salinidades optimas para la supervivencia y desarrollo de las larvas de *M. americanum*; esos estudios muestran que la salinidad optima varia durante el desarrollo larval . ademas encontro una relacion entre la temperatura y el crecimiento de las larvas, utilizado de 10 a 15‰ con temperaturas de 28 a 30 °C.

En el trabajo se logro el buen sostenimiento e incremento periodico de la salinidad y gracias al sistema cerrado se evito las concentraciones de salinidad en los estanques. Durante el desarrollo embrionario se fueron elevando los niveles de salinidad para que los huevos logaran todas sus etapas , con

maximos de 10‰ que concuerdan en el momento preciso de la eclosion de las larvas, el primer pico se relaciona con la eclosion de las hembras que llegaron con huevos en el momento de la captura y el ultimo pico se relaciona con la eclosion de las larvas de los reproductores que desarrollaron todos sus etapas en el laboratorio (Figura 24 y tabla 5).

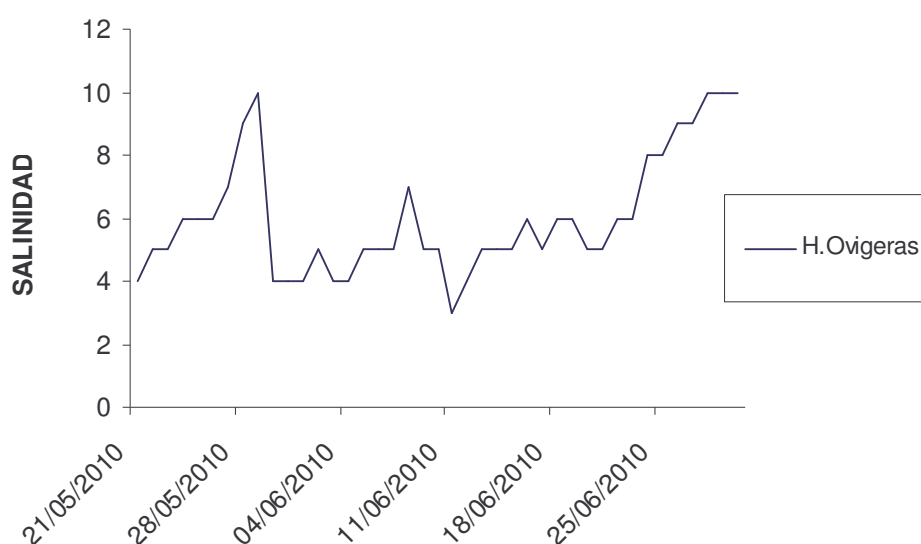


Figura 24 Niveles de salinidad en los acuarios de las hembras ovigeras en el ensayo.

7.3 Reproducción

La muda es el proceso inicial de la etapa de reproducción; en el presente trabajo este proceso se desarrollo satisfactoriamente cada 35 días en las hembras, en los machos la muda se produjo cada 50 días, resultados que posiblemente se deban a varios factores; primero la alimentación que se le

proporciono la cual contenía un alto valor proteico, al ambiente libre de estrés y depredadores en el cual se desarrollo el proyecto, y la técnica de la ablación que se les aplico a dos de las hembras maduras, situación que acelero el proceso de muda a 28 días.(figura 25)

Diversos autores sugieren que esta técnica genera estrés en los organismos (Rosas et al., 1993). Las dos hembras a las cuales se les hizo el procedimiento se agredían entre si y se entorpeció mucho el monitoreo embriológico, debido a su agresividad al momento de manipularlas. La ablación es una técnica muy útil ya que si reduce los periodos de muda, pero se debe modificar la técnica proporcionando un anestésico para evitar la agresividad.

La mayoría de los criaderos de camarones enfatizan la necesidad de una técnica de ablación de calidad que ayude a disminuir el estrés de los camarones que se aplica. (Taylor et al. 2004).



Figura 25 Muda de hembra en cautiverio

Rodríguez (1993) Menciona que el apareamiento se inicia luego de la muda de las hembras, el macho inicia el cortejo y 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. El desove se presenta entre la 6 y 20 horas después de la copula.

En el presente trabajo, ocurrió algo muy parecido a esto, se observó el cortejo, pero no se pudo captar el momento de transferencia de la masa gelatinosa que contiene los espermatozoides, aun cuando se observaron los huevos en los minutos posteriores a su fertilización. (Figura 26 y 27)

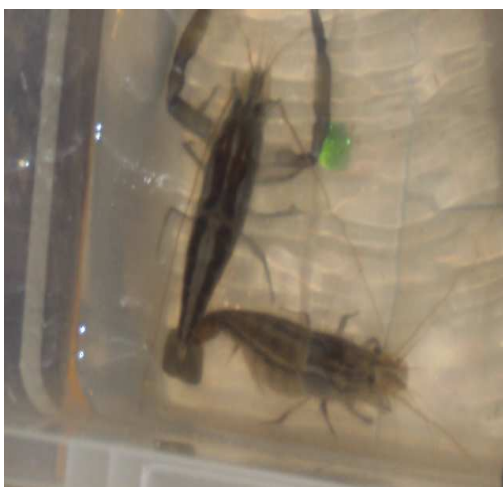


Figura 26 Cortejo reproductivo



Figura 27 Cortejo reproductivo

7.4 Monitoreo De Desarrollo Embrionario

Para monitorear el proceso embrionario se extrajo una pequeña cantidad de huevos del abdomen de una hembra, mediante la utilización de una pinza, posteriormente la muestra fue observada a través de un microscopio, hasta el momento de la eclosión. Este procedimiento permitió observar los huevos desde las primeras horas de fecundación hasta el momento de la eclosión, mostrando que los huevos recién fecundados tienen un aspecto muy homogéneo, sin embargo dentro se está desarrollando el proceso de división celular que se inicia a las 4 horas y de allí en adelante aproximadamente cada 2 horas hasta formar la placa ventral (figura 28 y 29)

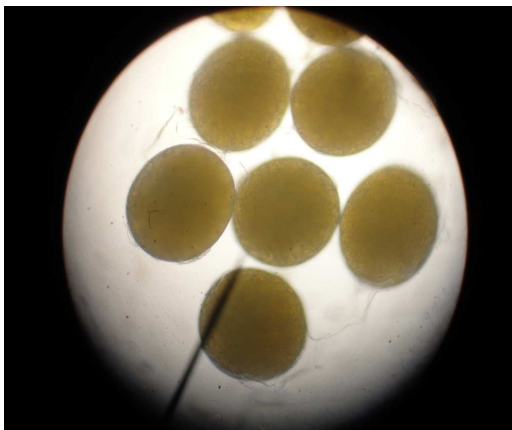


Figura 28 Huevos recién fecundados de *M americanum*.

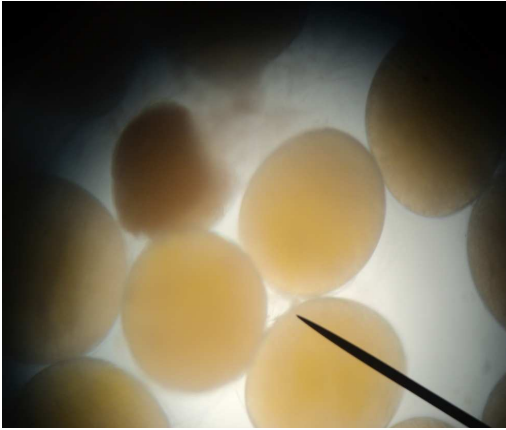


Figura 29 observaciones al microscopio.

En el cuarto día de fecundación se logra distinguir claramente el polo anterior que es donde se realiza el proceso embriológico como tal, ya que la parte clara son los nutrientes que el huevo necesita para desarrollarse. (Figura 30)



Figura 30 Con 4 días de fecundación.

Al séptimo y octavo día se puede ver las vesículas ópticas, el pigmento de los ojos y algunos esbozos de los somitos del cuerpo. (Figura 31)



Figura 31 Con 7 y 8 días de fecundación.

Con once y doce días de fecundación se puede decir que presenta un aspecto similar al de las larvas, notándose los cromatóforos, el corazón, las branquias y un telson que todavía no está bien formado. (Figura 32)



Figura 32 Con 11 y 12 días de fecundación.

Para el momento de la eclosión las larvas miden aproximadamente 1 cm, y nadan en forma de espiral. La producción larval en el presente trabajo duro hasta el inicio del tercer día en el estado de zoea I (figura 33), posteriormente, se produjo una mortalidad del 100%, situación generada posiblemente debido a un descenso inesperado de salinidad causado por el ingreso de un flujo abundante de agua dulce al sistema cerrado; producto de un error humano



Figura 33 Larva de *M americanum* en el primer día de eclosión.

8. CONCLUSIONES

La instalación y distribución del laboratorio generó una unidad funcional para la investigación, ya sea para la continuación en trabajos con esta misma especie o con otros especímenes.

El Sistema cerrado cumplió con los requerimientos en calidad de agua necesarios para la especie de cultivo manteniendo la cantidad de oxígeno disuelto, nitritos y nitratos requeridos y dentro del rango sugeridos.

El camarón de río *Macrobrachium americanum*, se reproduce satisfactoriamente en condiciones de laboratorio, y completa en su totalidad el desarrollo embriológico hasta las fases de larvas.

El sistema de contenedores que se utilizó en la etapa de reproducción y con las hembras ovigeras resultó ser eficiente y funcional para el manejo de camarones capturados permitiendo su reproducción y desarrollo embrionario, ya que se logró disminuir la densidad de siembra y evitar la agresividad,

9. RECOMENDACIONES

- desarrollar estudios en nutrición de larvas pos larvas y juveniles de *macrobrachium americanum*
- Crear un protocolo para el manejo adecuado de larvas de *macrobrachium americanum*

- Identificar la influencia de *Chaetoceros* y "agua verde" sobre la supervivencias de las larvas y determinar su posible contribución en las condiciones de cultivo.
- Estudiar la supervivencia de larvas de *M. americanum* en cultivos a diferentes densidades de siembra (10, 20, 30, 40, y 50 larvas l⁻¹).
- Comparar dos dietas a base de alimentos vivos (*Artemia* vs. *Brachionus*) para determinar su efecto en la supervivencia de las larvas y en la calidad del agua.
- Determinar el nivel óptimo de proteína para juveniles utilizando dietas compuestas, en función de su respuesta en incremento de peso, porcentaje de supervivencia y biomasa. Obtener una base de datos con la cual se pueda corregir mediante factores el error causado por la pérdida del segundo par de pereiópodos.

10. LITERATURA CITADA

BATE, S. 1868. On a new genus with four new species o freshwater prawns.
Proceeding of the zoological society of London. 363-368 pp.

BOYD, C.E Y S. ZIMMERMAN. 2000. Grow-out systems- water quality and soil management. En M. B. New y W. C. Valenti, Editores. Fresh water farming. The farming of *Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell science. Oxford, England. 221-238 pp.

BRAY W. A. Y LAWRENCE. 1992. Reproduction of *Penaeus* species in captivity. Pp. 93-170. Marine shrimp culture: Principles and practices. (A.W. Fest y L.J. Lester eds). Elsevier

DIAZ, M. F. DIAZ M. P.; RODRIGUEZ R. L. 2001. "*producción larval de camarón de río nativo, Macrobrachium americanum*, en laboratorio" universidad de san carlos de Guatemala. Dirección General de Investigación – DIGI Programa Universitario de Investigación en Alimentación y Nutrición– PUIRNA Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA

ESPINOSA, J. L. 1987. El langostino: Un alimento en peligro. México, Ingramex. v 10, p. 19-30.

FAO. 1967. Actas de la conferencia científica mundial sobre biología y cultivo de camarones y gambas. México, D.F. , FAO. V. 2, p. 373-380.

FISHER, W.; et al. 1995. Guía para la identificación de especies de plantas e Invertebrados. Italia, FAO. v 1, p. 456 - 469.

FUNDACION FUNINDES. CVC. CORPORACION AUTONOMA REGIONAL DEL VALLE. 2006. Caracterización de las poblaciones de guagua (*agouti paca*) y camarón munchilla (*macrobrachium americanum*) e implementación de medidas de conservación en la zona del bajo dagua, pacífico vallecaucano. Convenio N°. 109.

GUZMÁN, A. M., C. KENSLER. 1977. Informe del proyecto “Biología, Ecología y Pesquería de los langostinos del género *Macrobrachium* en México”. Posibilidades de cultivo del langostino *Macrobrachium*, en el área de la ciudad de Lázaro Cárdenas Michj. Y zona de influencia. Centro Cienc. Del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México, 1977. 19p.

HENDRICKX, M. E. 1995. Camarones En: W.FISHER, F. KUPP,W. SCHNEIDER, C. SOMMER, K. CARPENTER Y V. H. NIEM. Editores. Guia FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacifico Centro Oriental. Plantas e Invertebrados. I. 417-538 pp.

HOLTSCHMIT, K. 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

HOLTSCHMIT M., K. H. 1990. Manual técnico para el cultivo y engorda del

langostino Malayo. FONDEPESCA. México. p. 17-32.

HOLTHUIS, L. B. 1952. A general revisión f thje palaemonidae (crustacea. Decapoda: Natantia) of Americas. II the subfamily Palaemoninae. Allan Hancock Found. Pub. Occ. Pap., 396p 12.

KINNE, O 1970. Temperature. Invertebrate. En KINNE editor. Manne Ecology Wiley y Sons, Chinchester. 407-415pp.

LING, S. W. 1967. Tlie general biology and development of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) FAOFish. Report. 589-606.57 (3)

MORALES- VALENTI, P.M .C Y W. C. VALENTI. 2007. Effect of Intensification on grow-out of the Amazon River Prawn *Macrobrachium amazonicum*. Journal of the World Aquaculture Society. 38(4): 516-526.

MONGE, D. F., DIAZ, P. M., RODRÍGUEZ, R. L. G. 2001. "Producción Larval de Camarón de Río Nativo *Macrobrachium americanum*, en laboratorio, Universidad de San Carlos en Guatemala, Centro de Estudios del Mar y Acuicultura - CEMA

NEW, M. B. 2005. Freshwater prawn farming global status, recent research and a glance at the future. *Acuaculture research*. 36: 210-230.

OCAMPO, V. L. 1994. Evaluación del efecto de la temperatura y del peso en el consumo de oxígeno del camarón *Penaeus californiensis* (Holmes 1900).

Tesis doctoral. La Paz, B. C. S. Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. 66 p.

RODRÍGUEZ DE LA C. M. C. 1965. II Palaemonidos del Atlántico y vertiente Oriental de México con descripción de dos especies nuevas. An. Inst. Nac. Inv. Biol. Pesq. 71-112.1

RODRÍGUEZ DE LA C. M. C. 1965. III Palaemonidos del Golfo de California con notas sobre la biología de Macrobrachium americanum FAO. Fish. Rep. 373-380. 2(57)

ROGERS, G. L. Y A. W. FAST. 1988. Potencial benéfico de la recirculación de agua de baja energía en estanques de camarón en Hawái. Aquaculture Engineering. 7: 155-165

RODRÍGUEZ, G.; et al. 1993. Fundamentos de Acuicultura Continental. Colombia, INPA. p. 173-178.

ROSAS, C. FERNÁNDEZ, I., BRITO, R., DÍAZ-IGLESIA, E. 1993. The effect of eyestalk ablation on the energy balance of the pink shrimp, *Penaeus notialis*. Comp. Biochem. Physiol. 104 A (1), 183- 187.

SAINZ-HERNÁNDEZ, JUAN CARLOS. 2006. Propone CIIDIR Sinaloa impulsar el cultivo de langostinos de río. Boletín de la COFAA-IPN. 6:26-27

SAINZ, I.; DE CLUINE, A.; LORE, D. 1994. Manejo y Cultivo de Artemia y Rotíferos. PRADEPESCA. Panamá. 49 p.

TAYLOR, J., L. VINATEA., OZORIO R., SCHUWEITZER, ANDREATTA, E.R. 2004. Minimizing the effects of stress during eyestalk ablation of *Litopenaeus vannamei* females with topical anesthetic and a coagulating agent. *Acuaculture*. Vol 233. 173-179.

VALVERDE, M. J. 2006. Cultivo larval del langostino autóctono *Macrobrachium carcinus* en las barras de Colorado y Parismina y Tortuguero en la provincia de Limón. COBODES. Costa Rica. pg: 5-28.

VALENCIA, D. M., CAMPOS, M. R. 2007. Freshwater prawns of the genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) of Colombia. *Zootaxa* 1456: 1-44.

VIVEROS, V. K. 2011. Ensayo preliminar de crecimiento y sobrevivencia del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) cultivado bajo condiciones de laboratorio a dos salinidades, en Buenaventura, Valle del

Cauca. Tesis de grado. Buenaventura. Colombia, Universidad del Valle,
Facultad de ciencias. 14-48pp.

ANEXO 1. TEMPRATURA

FECHA	Temperatura reproductores	H.Ovigeras	
21/05/2010	20		22
22/05/2010	20		22
23/05/2010	19		24
24/05/2010	20		25
25/05/2010	19		24
26/05/2010	23		26
27/05/2010	28		23
28/05/2010	27		23
29/05/2010	23		23
30/05/2010	23		23
31/05/2010	26		23
01/06/2010	23		25
02/06/2010	25		25
03/06/2010	25		26
04/06/2010	26		27
05/06/2010	27		27
06/06/2010	23		25
07/06/2010	27		23
08/06/2010	25		22
09/06/2010	20		22
10/06/2010	22		23
11/06/2010	23		22
12/06/2010	24		23
13/06/2010	25		22
14/06/2010	24		22
15/06/2010	26		22
16/06/2010	23		23
17/06/2010	23		28
18/06/2010	23		27

19/06/2010	23	23
20/06/2010	23	23
21/06/2010	25	26
22/06/2010	25	23
23/06/2010	26	25
24/06/2010	27	25
25/06/2010	27	26
26/06/2010	25	27
27/06/2010	23	23
28/06/2010	22	27
29/06/2010	22	23
30/06/2010	22	20

ANEXO 2. pH

FECHA	pH		
	Reproductores	H.Ovigeras	
21/05/2010	6,5	6,8	
22/05/2010	7	7,2	
23/05/2010	7,1	7,5	
24/05/2010	7,4	7,9	
25/05/2010	7,7	8	
26/05/2010	8,2	8,3	
27/05/2010	8,3	8,3	
28/05/2010	8,4	8,5	
29/05/2010	8,4	8,4	
30/05/2010	8,5	8,4	
31/05/2010	7,9	8,2	
01/06/2010	8	8,1	
02/06/2010	8,2	8,4	
03/06/2010	8,3	8,4	
04/06/2010	8,3	8,3	
05/06/2010	8,4	8,4	
06/06/2010	8,4	8,5	
07/06/2010	8,5	8,2	
08/06/2010	7,7	8,1	
09/06/2010	7,8	8,3	
10/06/2010	8	8,3	
11/06/2010	8,2	8,4	
12/06/2010	8,2	8,3	
13/06/2010	8,3	8,5	
14/06/2010	8,4	8,4	
15/06/2010	8,4	8,5	

16/06/2010	8,5	8,3
17/06/2010	8,4	8,4
18/06/2010	8,4	8,5
19/06/2010	8,5	8,3
20/06/2010	8,4	8,1
21/06/2010	8,4	8,3
22/06/2010	8,5	8,4
23/06/2010	8,4	8,3
24/06/2010	8,5	8,4
25/06/2010	8,3	8,4
26/06/2010	8,4	8,5
27/06/2010	8,5	8
28/06/2010	8,4	8,2
29/06/2010	8,3	8,4
30/06/2010	8,3	8,5

ANEXO 3. NITRITOS

FECHA	nitritos NO2 reproductores	H.Ovigeras
21/05/2010		
22/05/2010		
23/05/2010		
24/05/2010		
25/05/2010		
26/05/2010		
27/05/2010		
28/05/2010		
29/05/2010	0,08	0,06
30/05/2010		
31/05/2010		
01/06/2010		
02/06/2010		
03/06/2010		
04/06/2010		
05/06/2010		
06/06/2010		
07/06/2010		
08/06/2010	0,1	0,08
09/06/2010		
10/06/2010		
11/06/2010		

12/06/2010		
13/06/2010		
14/06/2010		
15/06/2010		
16/06/2010		
17/06/2010		
18/06/2010	0,07	0,09
19/06/2010		
20/06/2010		
21/06/2010		
22/06/2010		
23/06/2010		
24/06/2010		
25/06/2010		
26/06/2010		
27/06/2010		
28/06/2010		
29/06/2010		
30/06/2010	0,1	0,08

ANEXO 4. NITRATOS

FECHA	nitratos NO3 reproductores	H.Ovigeras
21/05/2010		
22/05/2010		
23/05/2010		
24/05/2010		
25/05/2010		
26/05/2010		
27/05/2010		
28/05/2010		
29/05/2010	0,1	0,08
30/05/2010		
31/05/2010		
01/06/2010		
02/06/2010		
03/06/2010		
04/06/2010		
05/06/2010		
06/06/2010		
07/06/2010		

08/06/2010	0,12	0,09
09/06/2010		
10/06/2010		
11/06/2010		
12/06/2010		
13/06/2010		
14/06/2010		
15/06/2010		
16/06/2010		
17/06/2010		
18/06/2010	0,15	0,1
19/06/2010		
20/06/2010		
21/06/2010		
22/06/2010		
23/06/2010		
24/06/2010		
25/06/2010		
26/06/2010		
27/06/2010		
28/06/2010		
29/06/2010		
30/06/2010	0,1	0,13

ANEXO 5. SALINIDAD

FECHA	H.Ovigeras	
Salinidad		
21/05/2010		4
22/05/2010		5
23/05/2010		5
24/05/2010		6
25/05/2010		6
26/05/2010		6
27/05/2010		7
28/05/2010		9
29/05/2010		10
30/05/2010		4
31/05/2010		4
01/06/2010		4
02/06/2010		5

03/06/2010	4
04/06/2010	4
05/06/2010	5
06/06/2010	5
07/06/2010	5
08/06/2010	7
09/06/2010	5
10/06/2010	5
11/06/2010	3
12/06/2010	4
13/06/2010	5
14/06/2010	5
15/06/2010	5
16/06/2010	6
17/06/2010	5
18/06/2010	6
19/06/2010	6
20/06/2010	5
21/06/2010	5
22/06/2010	6
23/06/2010	6
24/06/2010	8
25/06/2010	8
26/06/2010	9
27/06/2010	9
28/06/2010	10
29/06/2010	10
30/06/2010	10