

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS**

**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**

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE  
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

**POR**

**JOSE ALFREDO VELASQUEZ OROZCO**

**En el acto de investidura como**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**EN**

**SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

**EN AL GRADO ACADEMICO DE**

**LICENCIADO**

**GUATEMALA, FEBRERO 2005**

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA****RECTOR****Dr. M.V. LUIS ALFONSO LEAL MONTERROSO****JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA**

<b>DECANO</b>	<b>Dr.</b>	<b>Ariel Abderraman Ortiz López</b>
<b>SECRETARIO</b>	<b>Ing. Agr.</b>	<b>Pedro Peláez Reyes</b>
<b>VOCAL PRIMERO</b>	<b>Ing. Agr.</b>	<b>Alfredo Itzep Manuel</b>
<b>VOCAL SEGUNDO</b>	<b>Ing. Agr.</b>	<b>Manuel de Jesús Martínez Ovalle</b>
<b>VOCAL TERCERO</b>	<b>Ing. Agr.</b>	<b>Erberto Raúl Alfaro Ortiz</b>
<b>VOCAL CUARTO</b>	<b>MEP.</b>	<b>Juvencio Chom Canil</b>
<b>VOCAL QUINTO</b>	<b>MEP.</b>	<b>Bayron Geovany González C.</b>

Guatemala, Febrero del 2005

Honorable Junta Directiva  
Honorable Tribunal Examinador  
Facultad de Agronomía  
Universidad de san Carlos de Guatemala.

Señores miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado:

**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.**

Como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola en el grado académico de Licenciado.

Esperando que la presente investigación llene los requisitos necesarios para la aprobación, me suscribo.

Atentamente,

José Alfredo Velásquez Orozco

## ACTO QUE DEDICO

**A:**

**DIOS OMNIPOTENTE**

Por darme sabiduría e iluminarme en todo momento para poder alcanzar una de mis metas.

**MIS PADRES**

Obdulio Rene Velásquez Orozco  
Bertha Juana de Velásquez  
Por que este nuevo triunfo sea recompensa de sus esfuerzos y sacrificios GRACIAS.

**MI ESPOSA**

Paloma Noguera de Velásquez  
Por estar a mi lado, Gracias Amor.

**MIS HIJOS**

Sofía Alejandra y Diego José  
Por se mi motivo de vida.

**MIS HERMANOS**

Luis Arturo, Mary Izabel, Oscar Rene y Rosa Maria  
Por su apoyo y cariño.

**MIS ABUELOS**

Papa Arturo (Q.E.P.D), Mama Lipita  
Papa Lochito, Mama Juanita, Por su Amor.

**MI FAMILIA EN GENERAL**

Como muestra de cariño y respeto

**MIS AMIGOS**

Julio, quique, Ivan, Otto, Byron, Tono, Mincho,  
Francisco, Pablo.

**LA FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.**

## **TESIS QUE DEDICO**

A:

SAN PEDRO SAC. SAN MARCOS, PUEBLO QUE ME VIO NACER.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.

MIS ASESORES Dr. EDIN OROZCO MIRANDA Y Lic. LUIS FRANCO, por su ayuda incondicional a la elaboración de este trabajo de tesis.

COLEGIO DE INGENIEROS AGRONOMOS, por su valiosa colaboración para la realización del presente trabajo de tesis.

Ing. Agr. PABLO MORENO, por su apoyo en la realización del trabajo de tesis.

FACULTAD DE AGRONOMÍA.

## CONTENIDO

	Página
INDICE DE CUADROS.....	iii
INDICE DE FIGURAS.....	iv
RESUMEN.....	v
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.....	2
3. JUSTIFICACIÓN.....	3
4. MARCO TEÓRICO.....	4
4.1. MARCO CONCEPTUAL.....	4
4.1.1. Taxonomía del camarón de agua dulce.....	4
4.1.2. Ambiente del camarón de agua dulce.....	5
4.1.3. Ciclo de vida natural.....	6
4.1.3.1. Muda y desarrollo.....	7
4.1.3.2. Reproducción.....	7
4.1.3.3. Apareamiento y desove.....	8
4.1.3.4. Incubación.....	9
4.1.3.5. Desarrollo embrionario.....	9
4.1.4. Desarrollo larval.....	9
4.1.4.1. Características diferenciales de los estadios larvales en <i>M. carcinus</i> .....	10
4.1.5. Descripción de <i>Macrobrachium carcinus</i> L.....	14
4.1.5.1. Tamaño.....	14
4.1.5.2. Diferencias entre otras especies.....	14
4.1.5.3. Regeneración.....	14
4.1.5.4. Reconocimiento práctico del sexo.....	14
4.1.5.5. Fecundidad.....	15
4.1.5.6. Reproducción en cautiverio de <i>Macrobrachium carcinus</i> L.....	15
4.1.6. Alimentación durante el estado larval.....	16
4.1.6.1. Alimento natural.....	16
4.1.6.2. <i>Artemia salina</i> .....	16
4.1.6.3. Taxonomía de <i>Artemia salina</i> .....	17
4.1.6.4. Importancia nutricional de <i>Artemia salina</i> .....	17
4.1.7. Experiencias sobre producción de <i>M. rosembergii</i> en CEMA.....	18
4.2. MARCO REFERENCIAL.....	19
4.2.1. Descripción del área de estudio.....	19
4.2.1.1. Temperatura.....	19
4.2.1.2. Hidrología.....	20
4.2.1.3. Edafología.....	21
4.2.2. Descripción del hábitat natural de <i>M. carcinus</i> en Ixcán, Quiché.....	22
4.2.2.1. Capturas artesanales.....	23
4.2.2.2. Fuente salina.....	24
5. OBJETIVOS.....	25
5.1. Objetivo general.....	25
5.2. Objetivos específicos.....	25
6. HIPÓTESIS.....	25
7. MATERIAL Y MÉTODOS.....	26
7.1. Material biológico.....	26

	Página	
7.2.	Determinación de la concentración de salinidad adecuada para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce <i>Macrobrachium carcinus</i> .....	26
7.2.1.	Unidad experimental.....	27
7.2.2.	Manejo del experimento.....	27
7.2.3.	Características del experimento.....	27
7.2.3.1.	Aislamiento.....	27
7.2.3.2.	Agua dulce y agua salada.....	28
7.2.3.3.	Contenedores de cría larval.....	28
7.2.3.4.	Contenedores de almacenamiento de mezcla de agua.....	28
7.2.4.	Áreas y sistemas de laboratorio de cría larval.....	28
7.2.4.1.	Área de desove y eclosión.....	28
7.2.4.2.	Área de larvicultura.....	29
7.2.4.3.	Área de alimento vivo.....	29
7.2.4.4.	Sistema hidrológico e hidráulico.....	29
7.2.4.5.	Sistema de aireación.....	29
7.2.4.6.	Sistema de drenaje.....	30
7.2.4.7.	Regulación de temperatura.....	30
7.2.5.	Características del agua utilizada.....	30
7.2.6.	Tratamientos para evaluar la concentración de salinidad.....	30
7.2.6.1.	Obtención y transporte de los organismos nativos de <i>M. carcinus</i> al laboratorio.....	31
7.2.6.2.	Larvas.....	32
7.2.7.	Supervivencia de larvas.....	32
7.2.8.	Análisis de la información.....	33
7.2.8.1.	Análisis estadístico.....	33
7.3.	Evaluación de diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento para la supervivencia y desarrollo de larvas de camarón de agua dulce <i>M. carcinus</i> .....	33
7.3.1.	Unidad experimental.....	34
7.3.2.	Manejo del experimento.....	34
7.3.2.1.	Alimento durante el estado larval.....	34
7.3.2.2.	Mantenimiento del agua.....	36
7.3.3.	Supervivencia de larvas de camarón.....	36
7.3.4.	Análisis estadístico.....	36
7.4.	Descripción de los estadios larvales de <i>Macrobrachium carcinus</i> L.....	37
7.4.1.	Montajes de larvas de camarón de agua dulce.....	37
8.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	38
8.1.	Proceso de obtención de hembras ovigeras para ensayos.....	38
8.2.	Determinación de concentración salina adecuada para producción artificial de larvas.....	40
8.2.1.	Análisis de supervivencia larval (larvas/litro).....	42
8.3.	Evaluación de diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	43
8.3.1.	Supervivencia larval.....	43
8.4.	Principales características biológicas de los estados larvales de <i>M. carcinus</i> .....	50
9.	CONCLUSIONES.....	55
10.	RECOMENDACIONES.....	56
11.	BIBLIOGRAFÍA.....	57
12.	ANEXO.....	59
	GLOSARIO.....	65

## INDICE DE CUADROS

	Página	
CUADRO 1.	Porcentaje de supervivencia a los 5, 15 y 30 días en larvas de <i>M. rosebergii</i> en laboratorio con 12 PPT de salinidad en el CEMA.....	19
CUADRO 2.	Características que poseen los ríos en Guatemala incluyendo el Chixoy.....	21
CUADRO 3.	Resumen de los análisis de varianza practicados a la variable de supervivencia larval de <i>Macrobrachium carcinus</i> L. en laboratorio.....	45
CUADRO 4A.	Análisis de varianza para la variable supervivencia larval de camarón de agua dulce a las 24 horas después de la eclosión de los huevos en concentraciones salina	60
CUADRO 5A.	Análisis de varianza a un día de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	60
CUADRO 6A.	Análisis de varianza a tres días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	60
CUADRO 7A.	Análisis de varianza a cinco días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	61
CUADRO 8A.	Análisis de varianza a siete días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	61
CUADRO 9A.	Análisis de varianza a nueve días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	61
CUADRO 10A.	Análisis de varianza a doce días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	62
CUADRO 11A.	Análisis de varianza a dieciseis días de eclosionados los huevos de larvas, aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> como alimento.....	62

## INDICE DE FIGURAS

	Página
FIGURA 1.	Ciclo de vida de camarón de agua dulce <i>Macrobrachium carcinus</i> ..... 7
FIGURA 2.	Morfología externa del camarón de agua dulce <i>M. carcinus</i> ..... 8
FIGURA 3.	Estadios larvales (a) zoea I y (b) zoea II de <i>M. carcinus</i> ..... 10
FIGURA 4.	Estadios larvales (a) zoea IV y (b) zoea V de <i>M. carcinus</i> ..... 11
FIGURA 5.	Estadios larvales (a) zoea VI y (b) zoea VII de <i>M. carcinus</i> ..... 12
FIGURA 6.	Estadios larvales (a) zoea VIII y (b) zoea X de <i>M. carcinus</i> ..... 13
FIGURA 7.	<i>Artemia salina</i> ..... 16
FIGURA 8.	Hembra adulta <i>Macrobrachium carcinus</i> ..... 39
FIGURA 9.	Macho adulto <i>Macrobrachium carcinus</i> ..... 40
FIGURA 10.	Supervivencia de larvas de camarón de agua dulce en concentraciones salinas de 10 PPT, 15 PPT, 20 PPT, 25 PPT y agua sin sal..... 41
FIGURA 11.	Supervivencia de larvas de camarón de agua dulce en concentraciones salinas de 2 PPT, 4 PPT, 6 PPT, 8 PPT y agua sin sal..... 42
FIGURA 12.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> en concentraciones salinas prueba de Tukey a las 24 horas después de la eclosión de los huevos..... 43
FIGURA 13.	Supervivencia larval aplicando diferentes concentraciones de <i>Artemia salina</i> ..... 44
FIGURA 14.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> a los cinco días..... 46
FIGURA 15.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> a los siete días..... 47
FIGURA 16.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> a los nueve días..... 47
FIGURA 17.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> a los doce días..... 48
FIGURA 18.	Comparación de supervivencia larval de <i>M. carcinus</i> a los dieciséis días..... 49
FIGURA 19.	Huevos de la especie <i>Macrobrachium carcinus</i> ..... 50
FIGURA 20.	(a) zoea I y (b) zoea II de <i>M. carcinus</i> ..... 51
FIGURA 21.	(a) zoea III y (b) zoea VI de <i>M. carcinus</i> ..... 52
FIGURA 22.	(a) zoea V y (b) zoea VI de <i>M. carcinus</i> ..... 53
FIGURA 23.	Zoea VII de <i>M. carcinus</i> ..... 54
FIGURA 24A.	Croquis del laboratorio evaluando concentraciones salinas y mostrando el sistema hidrológico..... 63
FIGURA 25A.	Croquis del laboratorio evaluando concentraciones de alimento y mostrando el sistema de aireación..... 64
FIGURA 26A.	Laboratorio de cría larval de <i>Macrobrachium carcinus</i> en Ixcán, Quiché..... 64

**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.**

**Study of larval stages, determination of concentrations of salinity and food for the artificial production of larvae of shrimp *Macrobrachium carcinus* L. in Ixcán Quiché.**

**RESUMEN**

El camarón de agua dulce es un recurso hidrobiológico nativo en Guatemala, específicamente en el río Chixoy, Ixcán, Quiché. Es fuente de alimento, con alto contenido de proteína para los poblados que se encuentran en dicha área. Sin embargo, este recurso se está perdiendo por diversas causas entre las principales se menciona la colecta indiscriminada sin considerar hembras huevadas, tallas comerciales y avance de la frontera agrícola. La presente investigación se realizó en laboratorio ubicado en Ixcán, Quiché, en la riberia de río Chixoy, nicho natural del camarón de agua dulce (Pigua) *Macrobrachium carcinus* L. Los objetivos fueron determinar la concentración de salinidad adecuada para la producción controlada de larvas de camarón de agua dulce, el efecto concentraciones de *Artemia salina* como alimento y describir los estadios larvales del camarón de agua dulce *M. carcinus* L. La investigación se dividió en dos fases, en ambas se utilizó un diseño experimental completamente al azar...

En la primera fase se determinó la concentración de salinidad adecuada para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce. Las concentraciones que se evaluaron fueron 2 PPT, 4 PPT, 6 PPT, 8 PPT de salinidad y el testigo (agua sin sal). Se realizaron muestreos de supervivencia de larvas por el método volumétrico. En la segunda fase se evaluó el efecto de concentraciones de *Artemia salina* como alimento vivo para la supervivencia de larvas de camarón de agua dulce *M. carcinus* L. y se describieron los estadios larvales. Las concentraciones de *Artemia* que se utilizaron fueron: dos nauplios de *Artemia salina* por larva, cuatro nauplios por larva, seis nauplios por larva y ocho nauplios de *Artemia salina* por larva de camarón de agua dulce.

En la primera fase, 24 horas después de ser introducidas las larvas a cada uno de los tratamientos en la concentración de 8 PPT de salinidad se observó 100% de mortalidad. Se determinó como mejor

concentración salina 2 PPT, debido a que presentó los mejores índices de viabilidad de larvas de camarón de agua dulce con un promedio de supervivencia de 9.5 larvas vivas de camarón por litro y una duración de supervivencia de 172 horas.

En la segunda fase fue utilizada la mezcla de salinidad de 2 PPT, en todos los tratamientos. Se recomendó utilizar ocho nauplios de *Artemia salina* por larva de camarón de agua dulce y seis nauplios de *Artemia salina*, basado en los datos de porcentaje de supervivencia que fue de 64% y 59% respectivamente a los cinco días después de la eclosión de los huevos. En las lecturas realizadas en los primeros tres días no hubo significancia. Ambas concentraciones mantuvieron los mejores resultados hasta los 16 días, no así para las concentraciones de dos y cuatro nauplios de *Artemia* por larva de camarón de agua dulce donde existió mayor mortandad de larvas desde los cinco días hasta los 16 días.

Se determinaron siete estadios larvales, cada uno se diferenció anatómica y morfológicamente desde zoea I hasta Zoea VII, utilizando como guía la descripción de Coehlo (1981).

En relación a morfología y biología, los cambios de estadios larvales de camarón de agua dulce desde zoea I a la VII se observaron en el periodo de 1, 3, 5, 7, 9, 12 y 16 días respectivamente. Luego de la eclosión de los huevos, el cambio de coloración de la masa ovigera y observación de ojos de las larvas en los huevos, son características importantes para considerar la eclosión de los huevos. Esto acontece en un promedio de 11 días, el peso y tamaño de hembras adultas ovigeras de la especie *Macrobrachium carcinus* L. capturadas en el río Chixoy osciló entre 145 – 160 g y 20 – 26 cm de largo desde la punta del rostro al telsón. Los resultados obtenidos en el estudio son pioneros y marcan el inicio de la producción de esta especie de camarón en forma controlada en Guatemala.

## 1. INTRODUCCIÓN

La especie de camarón que se investigó es conocida con diferentes nombres comunes entre los cuales se pueden mencionar: acamayás, mayacaxtles, manudas, langostinos, pigua (que es conocida en Ixcán, Quiché) y camarón de agua dulce, el cual engloba a los organismos que pasan parte de su vida en agua dulce y en salobre e inclusive a los que habitan en agua dulce (17).

El camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. es un recurso hidrobiológico nativo en el río Chixoy. Constituye fuente de alimento para las poblaciones que viven en sus riveras, especialmente en el área de Ixcán, Quiché y Alta Verapaz, por donde pasa el río antes de adentrarse en suelo mexicano.

Este estudio es importante debido a que existe escaso conocimiento de esta especie comercial de camarón de agua dulce en Guatemala. Sin información para producirla en condiciones controladas no se puede dar una interpretación adecuada del crecimiento que conduzca a un mejor entendimiento de las condiciones óptimas de reproducción y cultivo.

Esta investigación tuvo como finalidad generar información del ambiente requerido para efectuar cultivo de larvas en laboratorio (condiciones adecuadas artificialmente). De acuerdo a los resultados, desarrollo tecnologías que permitirá la producción artesanal del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. como alternativa de producción económica y alimentaria para los pobladores del área; quienes por lo general se encuentran en condiciones de pobreza con un 82.66% y pobreza extrema con un 26.89% (15). Se confirmaron datos de la biología de la especie de camarón de agua dulce en estudio.

## 2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

La colecta de material biológico del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en la cuenca del río Chixoy es cada vez más dificultosa para un colector artesanal como consecuencia de su depredación, lo que hace que su abundancia natural sea menor.

Según los colectores de camarón de agua dulce, hace 15 años cada colector tendría una cosecha-captura de aproximadamente 50 kg en un día y el precio oscilaba entre Q40.00 a Q50.00 por kg. Para 2,004, la captura promedio oscila en aproximadamente 25 kg en 3 días de captura con un precio entre Q100.00 a Q120.00 por kg. Esto permite percibir que la cantidad del recurso se ha reducido en un 83%.

Además, los lugares para una colecta efectiva, resultan cada vez más lejanos y dispersos; principalmente río arriba, donde no existe demasiada intervención humana, lo cual encarece la propia colecta, pues debe utilizarse más combustible para navegar hacia estos puntos. Económicamente es un proceso no rentable, todo esto ha provocado el abandono de esta actividad.

El camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. es colectado de forma artesanal. Está actividad aumenta durante la época lluviosa y es realizada sin control gubernamental. Por otra parte, la presión de colecta aumenta y la disponibilidad de áreas para la producción natural disminuye. La contaminación restringe las posibilidades de las poblaciones naturales y existe un deterioro del ecosistema.

Por su tamaño y sabor, este camarón es apetecido por los pobladores de la región, siendo fuente proteica de alta calidad. Existe demanda insatisfecha donde se captura y mercados donde se comercializa. En tal sentido, para solucionar el problema, se debe investigar las posibilidades de producción de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio en condiciones controladas, para la obtención de larvas y lograr obtener post-larvas resistentes al medio natural. Esta actividad permitirá ofrecer post-larvas a los colectores para su cultivo y repoblar los cuerpos de agua de la cuenca del río Chixoy.

### 3. JUSTIFICACIÓN

Las causas de la disminución de la densidad poblacional del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en el río Chixoy, Ixcán Quiché son varios. Entre los principales pueden citarse: a) el avance de la frontera agrícola, b) los desechos tóxicos sobre el cauce del río y sus afluentes consecuencia de la actividad agrícola, c) colecta indiscriminada de material biológico sin considerar las hembras ovigeras, ni tallas comerciales, juveniles, para mantener el equilibrio de este langostino, d) falta de legislación para protección de esta especie, entre otros.

El establecimiento y crecimiento de poblados humanos en las riveras del río Chixoy para 2004, ha incrementado a 480,000 habitantes, el 86% vive en el área rural (15). Existe demanda por el uso de estas tierras para prácticas agrícolas. Esto ha provocando que los recursos naturales e hidrobiológicos, estén en desequilibrio ecológico. En el país, son pocos los esfuerzos que se realizan para mitigar estos impactos sin estudios para presentar nuevas alternativas productivas y de conservación de especies en dicha área.

Hay interés de parte de los colectores artesanales de esa región, para reproducir este tipo de camarón de agua dulce en forma artificial en laboratorio. Esto permitiría obtener la etapa de cría larval y los juveniles ser donados o vendidos a los colectores para su engorde, crecimiento y comercialización en fuentes de agua en forma controlada.

Este estudio es pionero y brinda las bases de producción de larvas de camarón de agua dulce en condiciones de laboratorio. Se desarrolló la generación de tecnología apropiada para la producción larval de dicha especie nativa en forma controlada, específicamente lo relacionado a concentración de salinidad y fuente de alimento. Se espera que esto permita solucionar en parte el problema económico-social, alimentario y ambiental en esa área.

## 4. MARCO TEÓRICO

### 4.1. MARCO CONCEPTUAL

#### 4.1.1. TAXONOMÍA DEL CAMARON DE AGUA DULCE SEGÚN Holthuis (1952)

Phylum:	Arthropoda
Subphylum:	Euarthropoda
Clase:	Crustacea
Subclase:	Malacostraca
División:	Eucarida
Orden:	Decapoda
Familia:	Palaemonidae
Subfamilia:	Palaemonidae
Género:	<b><i>Macrobrachium</i></b>
Especie:	<b><i>M. carcinus</i></b> Linneo.

Comprende un grupo de más de 100 especies (14), con una amplia distribución en las bandas tropical y subtropical del mundo (14).

Algunas de estas especies tienen valor económico desde el punto de vista pesquero y han venido siendo usadas desde tiempos remotos para el consumo humano en muchos países. Aunque el cultivo de ***Macrobrachium*** conforma apenas un 5% de la producción camaronera mundial, tiene importancia considerable en el sureste asiático, siendo menor en Latinoamérica (7).

La biología de ***Macrobrachium carcinus*** L. es desconocida en Guatemala y no es cultivada o explotada en escala comercial en condiciones artificiales según Chávez (1976). Esta especie posee

agresividad y es difícil de manejar. No hay estudios sobre naturaleza de esa agresividad, la cual ocurre marcadamente entre individuos del mismo sexo. Por otra parte, este camarón es una especie ruda y más resistente que otras *Macrobrachium* tolerando condiciones ambientales adversas y casi cualquier clase de manejo. Finalmente, por su dieta omnívora acepta todo tipo de alimento dando ocasión para aprovechar restos de comida o de utilizar insumos locales como la yuca o la pulpa de coco (2).

#### 4.1.2. Ambiente del camarón de agua dulce

Estos camarones pueden encontrarse en lagunas, ríos, lagos, siempre y cuando la temperatura del agua oscile entre los 15 a 35°C, pH casi neutro, exista una cantidad de oxígeno disuelto superior a 2.5 ppm (10).

Viven entre las piedras o raíces sumergidas de los árboles, en agujeros excavados en el lodo o en general en lugares protegidos (10). Son de hábitos nocturnos, son omnívoros y se alimentan de plantas, raíces, pequeños peces, moluscos, gusanos, otros crustáceos e incluso algunos pueden salir del agua para capturar algo que se encuentre cerca de la orilla. Detectan el alimento principalmente por el olfato moviendo las anténulas continuamente para de esta forma ir orientando su movimiento de acuerdo a la información diferencial que recibe en cada una. Ya cerca el alimento, el tacto y el gusto juegan un papel importante, si no se tiene la textura o el sabor apropiado el alimento es rechazado, en caso contrario, las quelas se lo pasan a los maxilípedos que los sujetan firmemente y empiezan a desgarrarlo con las mandíbulas (10).

De acuerdo a estudios realizados en la cuenca del río Neverí, Venezuela, por el FONAIAP, *M. carcinus* es abundante y habita en casi todos los nichos ecológicos del río. Durante 12 estaciones de observación establecidas en los años 1,993 y 1,994, en las localidades distantes se tomaron datos de temperatura, transparencia y pH del agua. De acuerdo a los datos obtenidos, la especie vive en temperatura que fluctúa entre 24 y 28°C, pH entre 7.5 y 8.7 y penetración de la luz (disco de Secchi) entre 30 cm y 3 metros (12).

#### 4.1.3. Ciclo de vida natural

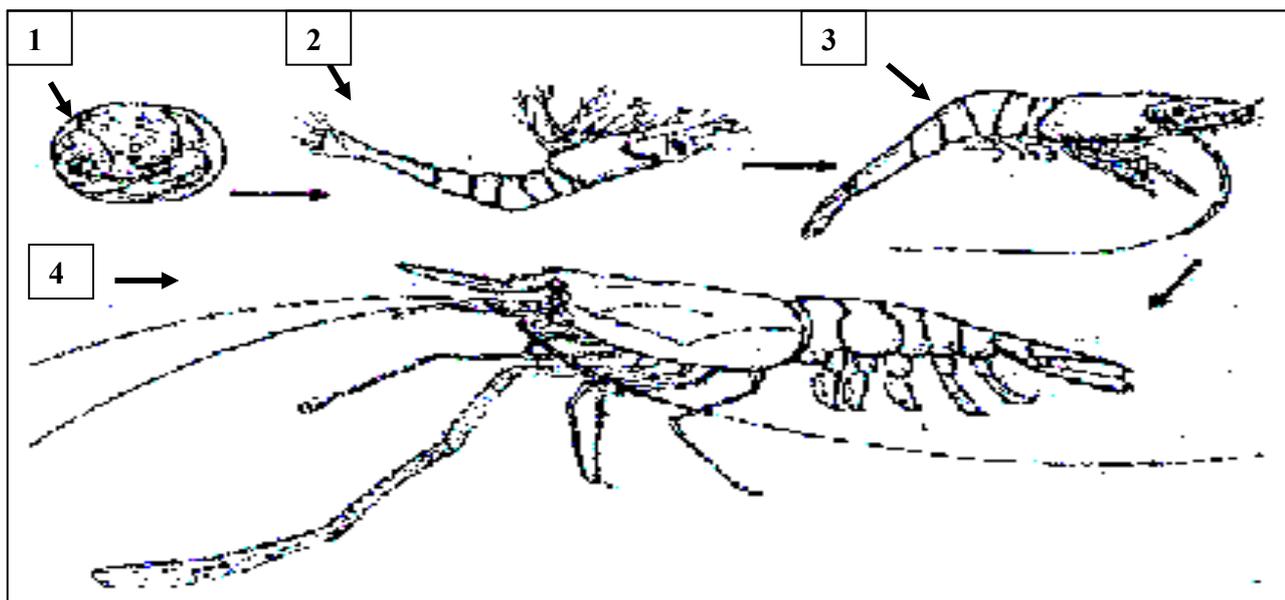
El ciclo de la mayoría de las especies de *Macrobrachium* es muy similar. El apareamiento tiene lugar pocas horas después que la hembra muda. El macho deposita esperma en la base de las patas de la hembra; inmediatamente después ésta ovoposita y la fecundación de los huevos se efectúa al contacto con el esperma. Las hembras grandes producen generalmente más huevos que las pequeñas (6).

Los huevos se fijan en las cerdas de los pleópodos de la hembra y su incubación se efectúa en aproximadamente 19 días a temperatura de 26 a 28°C. Las hembras migran hacia regiones de aguas salobres donde los huevos eclosionan; esto ocurre principalmente en las épocas de lluvias (6).

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 salobres, Figura 1.

Transcurridos entre 35 y 55 días de la eclosión, las larvas atraviesan aproximadamente por 12 etapas antes de ser juveniles. Un buen desarrollo de la larva tiene lugar en aguas salobres de 8 a 22 partes por mil (PPT). A sí mismo se conoce que las larvas eclosionadas en agua dulce sólo viven escasas horas (6).

Tan pronto como los langostinos cambian de larva al estado juvenil se trasladan al fondo del río, también empiezan su migración río arriba. En los juveniles la muda ocurre cada 4 a 6 días. 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 de un animal adulto. De hecho la madurez sexual la alcanza en 6 meses bajo condiciones favorables (6).



**Figura 1** Ciclo de vida del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus*. Se observa: 1= huevo, 2 = larva, 3 = Post-larva, 4 = adulto según Rodríguez, (1993) (17).

#### 4.1.3.1. Muda y desarrollo

El cuerpo entero del camarón, está cubierto por un caparazón fuerte y duro, por lo que la muda es un proceso necesario que facilita el aumento de su tamaño. Caparazón nuevo, delgado, suave y elástico se desarrolla gradualmente por debajo de la cutícula vieja, esto se realiza en forma rápida y generalmente se completa en 5 minutos, el nuevo exoesqueleto tarda de 3 a 6 horas en volverse lo suficiente duro (17). En todas las hembras sexualmente maduras la muda se da antes de que el apareamiento y desove tengan lugar (10).

#### 4.1.3.2. Reproducción

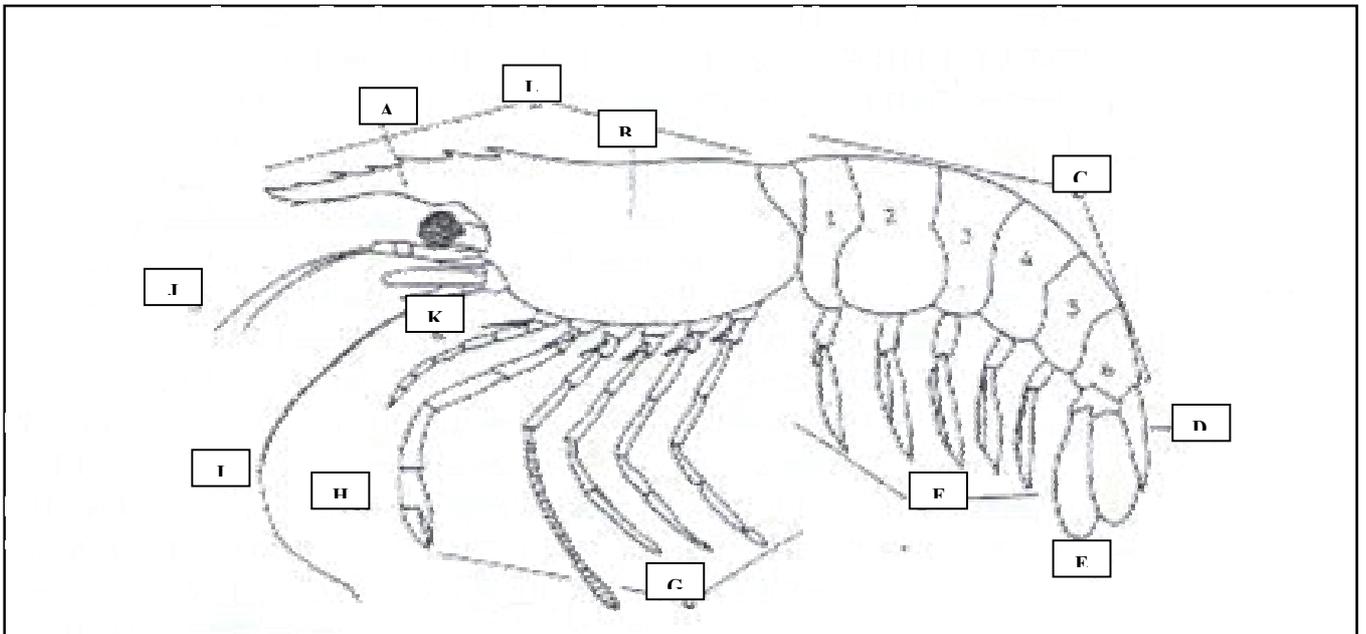
Los machos son considerablemente más grandes que las hembras, tienen el segundo par de extremidades torácicas o quelas muy largas y gruesas, cabeza de gran tamaño, abdomen compacto y órganos genitales localizadas en la base de la quinta extremidad torácica (10). Las hembras al contrario que los machos son más pequeñas. Poseen el segundo par de extremidades o quelas más cortas y delgadas, con una

cámara de incubación debajo del abdomen formado por la prolongación de la pleura abdominal y los pleópodos; los órganos genitales están localizados en la base de la tercera extremidad torácica (10).

#### 4.1.3.3. Apareamiento y desove

El macho inicia el cortejo y se continúa durante 10 a 30 min rodeando a la hembra con sus extremidades más largas, al mismo tiempo, limpia la región ventral del tórax con otros apéndices luego ocurre la cópula que dura pocos segundos.

El desove ocurre aproximadamente entre 6 a 20 h después del apareamiento, durante la puesta de los huevos, 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 periópodos. Se adhieren a las cerdas de éstos por medio de una sustancia membranosa elástica, donde son mantenidos aireados por movimientos de los apéndices natatorios (3) (Figura 2).



**Figura 2** Morfología del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* hembra, Se detalla: rostró (A), caparazón (B), abdomen (C), telsón (D), uropodos (E), pleópodos (F), periópodos (G), quela (H), antena (I), anténula (J), maxilípodo (K), cefalotorax (L), somites 1-6, según Rodríguez (1,993) (17).

#### **4.1.3.4. Incubación**

Una hembra de *Macrobrachium* puede generar de 5,000 a 100,000 huevos, desovando 3-4 veces al año en condiciones naturales y en laboratorio 2 veces en 5 meses (3). Los huevos inicialmente son de color naranja brillante y ligeramente ovalados, de un diámetro de 0.44 a 0.7 mm. Luego van cambiando de color gradualmente en la medida que avanza el desarrollo embrionario hasta un gris aceituno, que es cuando la larva completa su formación dentro del huevo (3).

Después del desove se inicia la incubación que dura de 18 a 20 días, dependiendo de la temperatura. La hembra efectúa diariamente la limpieza de los huevos con ayuda del primer par de quelas y reacomoda la masa de aquellos que se desprenden (17).

#### **4.1.3.5. Desarrollo embrionario**

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 (17).

#### **4.1.4. Desarrollo larval**

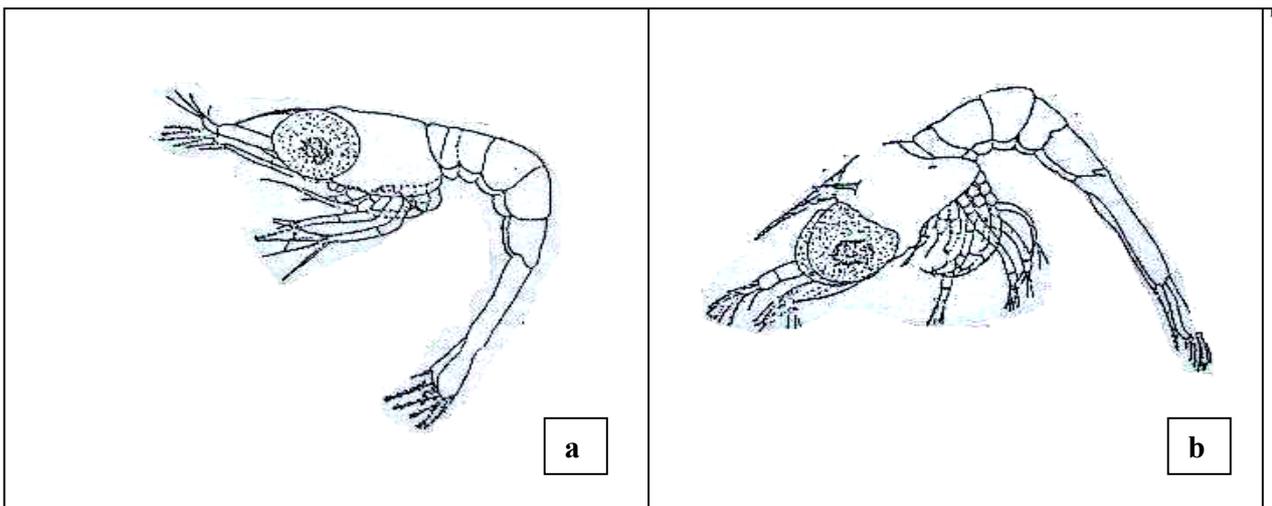
Durante su desarrollo pasan por 11 estadios, después sufren una metamorfosis pasando a post-larva, la cual presenta todas las características de un camarón adulto (17).

#### 4.1.4.1. Características diferenciales de los estadios larvales en *Macrobrachium*

Los rasgos morfológicos más importantes que sirven para identificar cada estadio larval, contemplan las siguientes etapas según Coehlo (1981).

**Zoea I:** Esta fase se caracteriza porque se observan los ojos sesiles, telson carente de urópodos con 7 pares de espinas, seis somites abdominales, 3 pares de apéndices torácicos, este proceso se observa a un día de eclosionados los huevos, (Figura 3a).

**Zoea II:** Se caracterizan principalmente en los ojos pedunculados, espina supraorbital prominente, telson con 8 pares de espinas, en un estado mas avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos, están presentes 5 pares de apéndices torácicos esta fase ocurre a los 3 días de eclosionados los huevos, (Figura 3b)

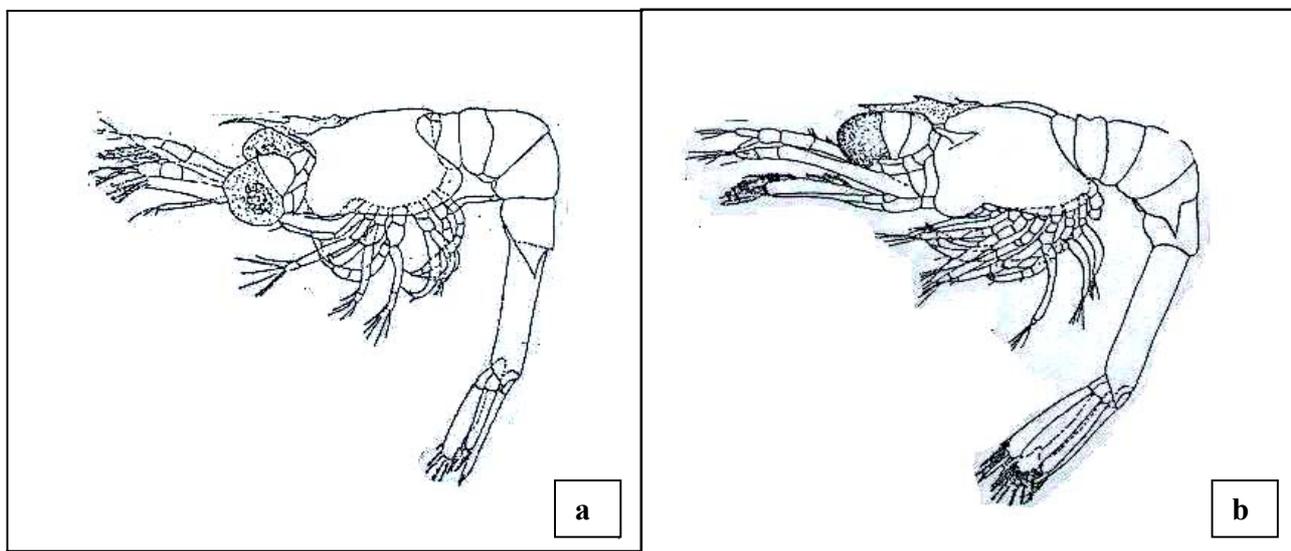


**Figura 3** Características diferenciales de los estadios larvales en el género *Macrobrachium carcinus*. (a) Zoea I y (b) Zoea II, según Coehlo (1,981) (3).

**Zoea III:** Esta etapa es tipificada cuando el rostro presenta dientes dorsales, aparecen las espinas branquiostegales, urópodos birrámeos, endopodito rudimentario, exopodito presenta 6 plumas con setas, este estadio larval se presenta a los 5 días de eclosionados los huevos.

**Zoea IV:** se caracteriza por presentar dientes en el rostro 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. Esta fase ocurre a los 7 días de eclosionados los huevos (Figura 4a).

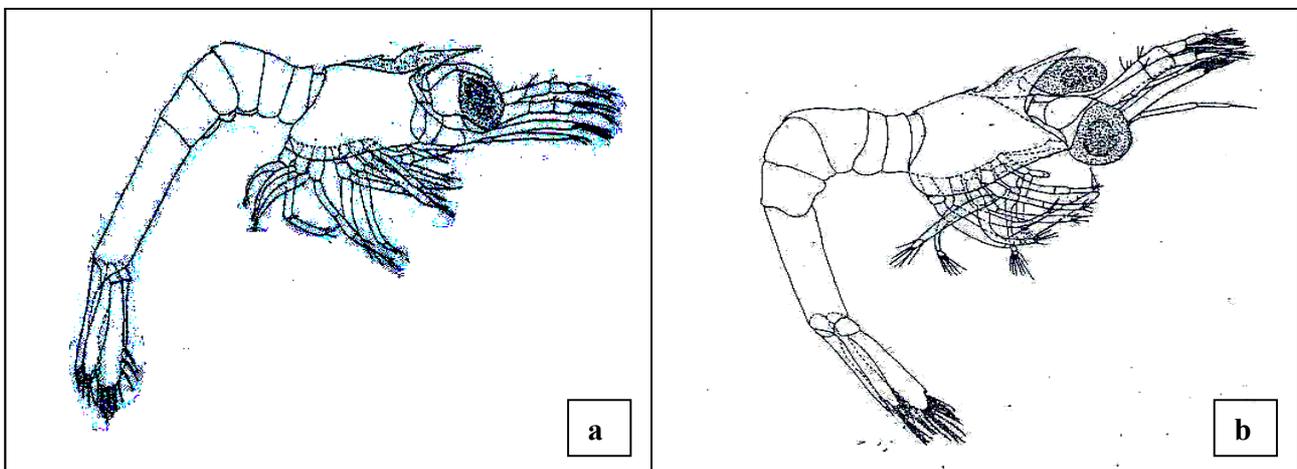
**Zoea V:** en esta etapa el telson es más largo y estrecho posteriormente, presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es mas largo, 3 pares pequeños y un par diminuto, en los urópodos el número de plumas aumenta con relación al estado anterior. Esta etapa ocurre a los 9 días de eclosionados los huevos (Figura 4b).



**Figura 4** Características diferenciales de los estadios larvales en *Macrobrachium. carcinus* (a) Zoea IV y (b) Zoea V, según Coehlo (1,981) (3).

**Zoea VI:** En esta fase el telson es más alargado y angosto, el primer par de espinas posteriores desarrolladas, urópodos más alargados que en Zoea V, aumentando el número de plumas, este estadio se presenta a los 12 días de oclosión de los huevos (Figura 5a).

**Zoea VII:** se caracteriza porque los pleópodos son muy pequeños, el telson es más alargado y angosto, exópodo de los urópodos con una espina incipiente, esta fase se presenta a los 16 días desde la eclosión de los huevos, (Figura 5b).

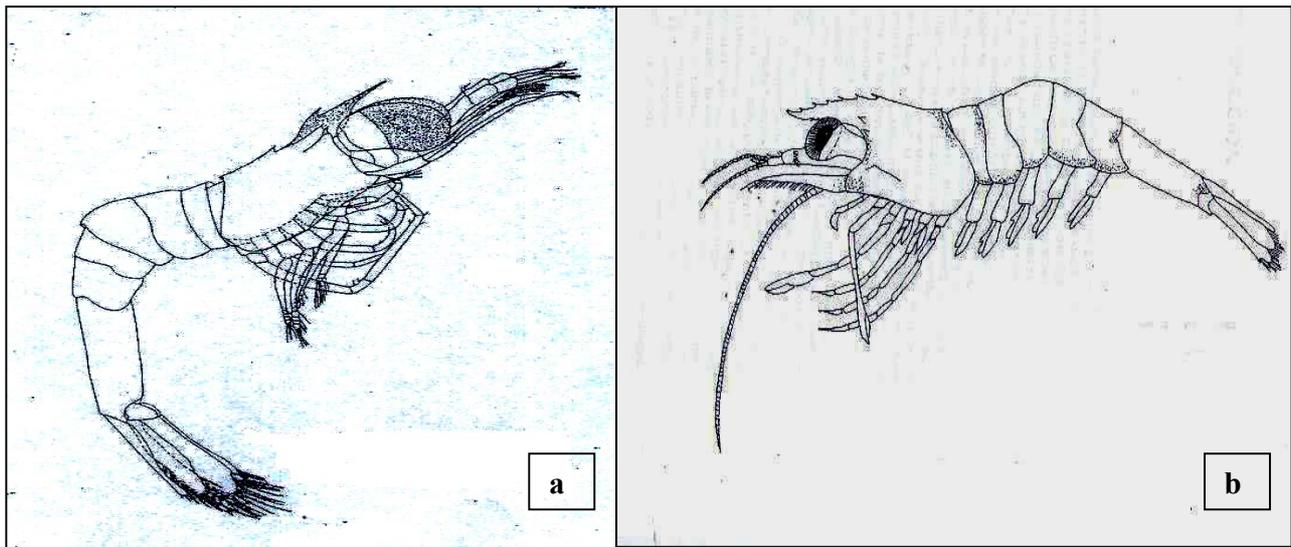


**Figura 5** Características diferenciales de los estadios larvales en *Macrobrachium carcinus*. (a) Zoea VI y (b) Zoea VII, según Coehlo (1,981) (3).

**Zoea VIII:** se tipifica porque los pleópodos son más desarrollados (birrámicos), el exópodo 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, esta fase ocurre a los 20 días de eclosionados los huevos, (Figura 6a).

**Zoea IX:** esta fase se inicia por 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, esta fase ocurre a los 23 días de eclosionados los huevos.

**Zoea X:** esta fase presenta los 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 telsón, esta fase se presenta a los 27 días de eclosionados los huevos, (Figura 6b).



**Figura 6** Características diferenciales de los estadios larvales en *Macrobrachium carcinus*. (a) Zoea VIII y (b) Zoea X, según Coehlo (1,981) (3).

**Zoea XI:** este es el último estadio larval se caracteriza principalmente por los pleópodos desarrollados, el rostro presenta dorsalmente formaciones dentales incipientes, la estructura setosa de los urópodos aumenta considerablemente, se presenta a los 30 días de eclosionados los huevos.

**Post-larva:** este estadio es posterior a las zoeas y se caracteriza principalmente por el nado de las post-larvas el cuál lo realizan con el vientre hacia abajo y en las zoeas con el vientre hacia arriba, además los pleópodos están completamente desarrollados, el rostro dentado, completamente ventral y dorsalmente, en el telsón 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. Ocurre a los 33 días de la eclosión de los huevos.

#### **4.1.5. Descripción de *Macrobrachium carcinus* L.**

##### **4.1.5.1. Tamaño**

De acuerdo a los estudios realizados por Leccia (1,993) en la cuenca del río Neverí, Venezuela. Los machos adultos pueden llegar a medir hasta 21.5 cm de largo (medido entre la punta del rostro y el extremo posterior del telson) con un peso de 255.4 g, mientras que las hembras ovígeras pueden alcanzar hasta 19.3 cm del largo total, con peso de 130.4 gramos (12).

##### **4.1.5.2. Diferencias entre otras especies**

La especie convive, es decir, es sintópica con otras especies como: *Macrobrachium acanthurus*, *Macrobrachium heterochirus*, *Macrobrachium olfersi*, pero se diferencia de ellas por tener un rostro corto y curvado, quelas iguales en forma y una coloración característica formadas por tres bandas longitudinales oscuras azuladas sobre un fondo claro o amarillento, cefalotórax y el abdomen (12).

##### **4.1.5.3. Regeneración**

En la naturaleza, estos camarones, particularmente los machos dominantes, tienden a perder fácilmente una o ambas quelas; es decir, el segundo par de pereiópodos, pero igualmente tienen una alta capacidad de regeneración de estos apéndices. En ejemplares mantenidos en cautiverio, se ha observado que esta regeneración se completa aproximadamente en dos meses. Este proceso natural podría ser estudiado con detenimiento para utilizar la de las quelas como un método de control temporal de la agresividad en grupos experimentales de individuos (12).

##### **4.1.5.4. Reconocimiento práctico del sexo**

Existen dos formas que permiten un reconocimiento rápido del sexo de los juveniles y adultos. Estos caracteres, complementan los ya conocidos del poro genital y el apéndice masculino en los machos, 1) los

somitos abdominales del 1 a 4to llevan en la parte posterior del esternito una protuberancia fuerte en forma de espina, estas espinas se sienten al tacto, cuando uno desliza el dedo entre los pleópodos; de tal modo que la determinación del sexo se puede hacer hasta con los ojos cerrados; 2) el 22 o somito abdominal presenta pleuras más angostas que en las hembras, aproximadamente un ancho  $1/3$  menor, por el contrario en las hembras, ningún somito abdominal, excepto el último presenta protuberancia en la parte media posterior del esternito (12).

#### **4.1.5.5. Fecundidad**

La reproducción ocurre todo el año, las hembras llevan los huevos colgados entre los pleópodos hasta el momento de la eclosión. Aunque por carencia de una óptica adecuada no se ha podido estimar con exactitud la fecundidad de la especie. Las hembras pueden llegar a producir un número de huevos que fluctúa entre 6,350 y 194,350, con una media de 53,764 (12).

#### **4.1.5.6. Reproducción en cautiverio del *Macrobrachium carcinus* L.**

En los acuarios de la estación experimental FONAIAP, Venezuela, se ha logrado la reproducción de la especie empleando dos procedimientos:

- 1) Trayendo hembras grávidas del río y esperando por la eclosión de los huevos en el laboratorio.
- 2) Trayendo parejas adultas del río, lográndose la reproducción después de un proceso de aclimatación.

El desarrollo embrionario ocurre dentro del huevo. Los huevos tienen un tamaño aproximado de 5 mm de diámetro y eclosionan como una larva llamada zoea. El periodo de incubación de los huevos dura entre 2 a 3 semanas y la primera masa ovigera es de color anaranjado y se desprende fácilmente, luego de una semana, o un poco más, la masa ovigera se torna pardo claro y está adherida más firmemente a los pleópodos. Al final de la incubación, es de color marrón parduzco, casi negro, en esta etapa con ayuda de un pequeño aumento, son visibles los ojos de las larvas como miríadas de puntos negros (12).

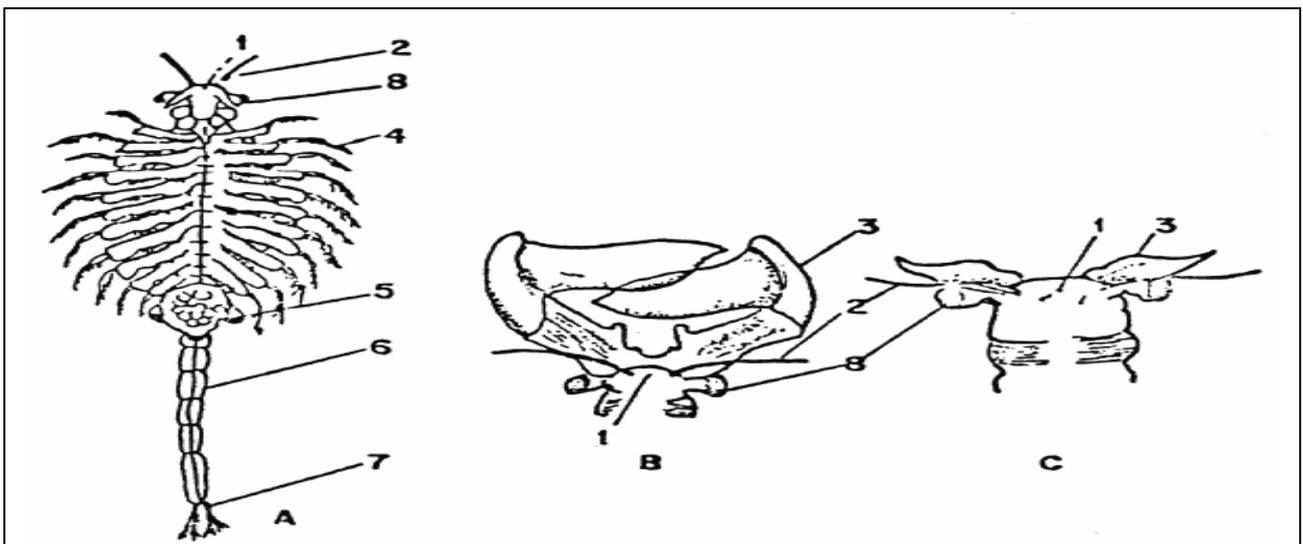
#### 4.1.6. Alimentación durante el estado larval

##### 4.1.6.1. Alimento natural

##### 4.1.6.2. *Artemia salina*

La *Artemia salina* es un crustáceo que en estado adulto mide entre 17–18 mm, posee un par de apéndices prensiles, ojos pedunculados, 17 pares de apéndices, una furca (rameada o bifurcada). La hembra adulta posee un ovisaco en el que incuba de 10 a 30 huevecillos generalmente y en condiciones óptimas hasta 70 huevecillos. Algunos autores reportan de 50–200, según la especie. Presenta un ciclo de vida sexual y asexual. Existen especies bisexuales y especies partenogénicas en ambas, (19), Figura 7.

Pueden presentarse dos alternativas de desarrollo del huevo: uno es el desarrollo de larvas (prenauplio, nauplio) o bien que en condiciones adversas se presenta el fenómeno de “Criptobiosis”, en el cual se producen los quistes. Este fenómeno se debe a que la gástrula permanece en este estado en períodos de desecación ambiental; esta gástrula enquistada en condiciones favorables se hidrata y continúa su desarrollo hasta eclosionar el nauplio (19).



**Figura 7** Características de *Artemia salina* A) Hembra, B) Cabeza de macho, C) Cabeza de hembra, 1. Ojo nauplio, 2. antenuelas, 3. antena, 4. apéndice torácico, 5. saco ovigero, 6. Segmento abdominal, 7. furca, 8. ojo pedunculado según Torrentera (1989) (19).

La capacidad de la *Artemia salina* de la formación de huevos resistentes es lo que la ha hecho ser uno de los recursos de alimentación en Acuicultura más importantes, pues los quistes pueden conservar su variabilidad durante varios años hasta que se dan las condiciones necesarias para la eclosión (19).

#### 4.1.6.3. Taxonomía de *Artemia salina*

Phylum:	Arthropoda
Subphylum:	Crustacea
Clase:	Branchiopoda
Orden:	Anostraca
Familia:	Artemiidae
Género:	<i>Artemia</i> Leach, 1819

#### 4.1.6.4. Importancia nutricional de *Artemia salina*

La *A. salina* es un excelente alimento vivo en la acuicultura por sus características de desarrollo, su pequeño tamaño de nauplio y metanauplio (adecuado para las larvas y juveniles de crustáceos y peces) y fácil manejo, etc. El valor nutritivo de los nauplios recién eclosionados es muy alto; este valor decrece en ausencia de alimento. Si *Artemia* (metanauplio y nauplio) es alimentada adecuadamente, se puede obtener un enriquecimiento de nutrientes esenciales en un sustrato de microalgas (vivas o secas), o en una mezcla artificial de nutrientes (lípidos, aminoácidos, ácidos grasos, etc.) (18).

Se ha calculado que se requiere entre un 2.5 a 5 g de la fuente, enriquecida para un millón de nauplios, y este enriquecimiento se logra en un período no menor de 6 h (19).

Los recursos nutricionales que posee *Artemia* (proteínas, ácidos grasos, etc.). Su composición química y su concentración varían de una cepa a otra. De estos nutrientes, las principales fuentes a considerar son los ácidos grasos y aminoácidos esenciales en los nauplios y metanauplios.

Para larvas de peces marinos, los nauplios de *Artemia* contienen una alta proporción de ácidos grasos esenciales de tipo W, (20:5W<sub>3</sub> y 22:6W<sub>3</sub>) que son los más nutritivos y que permiten el buen desarrollo y alta supervivencia de las larvas, (18).

Para especies de agua dulce, los nauplios de *Artemia* contienen una alta proporción de los ácidos grasos esenciales W<sub>3</sub> (18:2W<sub>6</sub> y 18:3W<sub>3</sub>) (18).

La calidad nutricional de *Artemia* varía de un aislamiento a otro, de tal forma que en el mercado internacional alcanzan un alto valor aquellas cepas de *Artemia* cuyos quistes poseen concentraciones altas de aminoácidos esenciales y ácidos grasos, (19).

En Latinoamérica y el Caribe se reporta un gran número de localidades en donde se produce *Artemia* en forma natural en salinas y zonas estuarinas, de las que se conoce muy poco con relación a su producción, caracterización de la cepa (biología básica, análisis proximal, ecología), y potencialidad de industrialización para ser utilizadas en acuicultura, (19).

La *Artemia* se puede obtener en el mercado como un producto enlatado, su presentación es de forma de quistes o huevos secos que al contacto con el agua de mar y buena aireación nacen entre 24 y 36 h, dependiendo de la temperatura del agua (17).

#### **4.1.7. Experiencias sobre producción de *Macrobrachium rosebergii*, en CEMA, Monterrico, Taxisco, Sta Rosa**

Resultados de supervivencia promedio de larvas obtenidos, en el sistema de producción de larvas en laboratorio que utilizan en CEMA, es de un 83% al final del ciclo larval. Cabe mencionar que no se encuentran larvas muertas en los tinacos durante todo el ciclo, la mortalidad es causada por el canibalismo de

la especie. Para la producción de esta especie se utilizó 12 PPT de salinidad y como alimento utilizaron *Artemia salina* y alimento suplementario, (16) (Cuadro 1).

**Cuadro 1** Porcentaje de supervivencia a los 5, 15 y 30 días en larvas de *Macrobrachium rosebergii* en laboratorio con 12 PPT de salinidad en la estación del CEMA, Monterrico, 2,001.

<b>Variable</b>	<b>5 días</b>	<b>15 días</b>	<b>30 días</b>
Porcentaje de supervivencia	100%	91%	82.12%
Numero de larvas/ hembra	73,060	66,528	60,000

## **4.2. MARCO REFERENCIAL**

### **4.2.1. Descripción del área de estudio**

El municipio de Ixcán forma parte del departamento de Quiché, localizado en la parte Nor-Occidental de la cabecera departamental y al Norte de la ciudad de Guatemala.

La fisiografía de la zona pertenece a la provincia de tierras altas sedimentarias, dentro de las que sobresalen dos tipos de relieve: a) colinas paralelas, con altitudes entre 300 a 750 msnm y b) tierras planas, con altitudes promedio de 180 msnm y una extensión territorial de 1575 km<sup>2</sup>, que representa el 18.31% de la extensión departamental (8,600 km<sup>2</sup>) (15). La distancia de la ciudad capital Guatemala a la cabecera del municipio es de 374, km vía Cobán, Chisec del departamento de Alta Verapaz, de los cuales 297 km son asfaltados y 77 km son de terracería, (15).

#### **4.2.1.1. Temperatura**

La temperatura promedio anual en Ixcán es de 32°C y la precipitación promedio de 2,632 mm oscilando entre los 2,136 y los 4,327mm. La humedad relativa anual es de 81% mas o menos, la precipitación

que corresponde con la media departamental, existiendo la máxima en el municipio de Chajul con 5,012 mm y la mínima en Sacapulas 837 mm. En cuanto a la temperatura, es la más alta de todo el departamento (15).

Existen dos épocas bien marcadas, la seca que va aproximadamente de diciembre a abril y el invierno ó lluviosa de mayo a noviembre aproximadamente. Los meses más lluviosos suelen ser de junio a noviembre, en los que sobrepasan los 600 mm y los menos lluviosos de febrero a abril, en los que no se llega a los 100 mm (14). La humedad relativa promedio anual de 91%, de acuerdo al sistema de clasificación de zonas de vida de Holdridge, el área corresponde a un Bosque Subtropical Muy Húmedo-Cálido (8). La época más calurosa suele ser entre abril a septiembre, bajando en los meses que van de octubre a marzo, siendo los meses más calurosos de abril a junio, en los cuales sobrepasa la temperatura media anual (15).

#### **4.2.1.2. Hidrología**

En cuanto a cuencas hidrográficas, destacan sobre todo cuatro cauces que recogen el agua de drenaje de todo el municipio de Ixcán, siendo estos: El río Ixcán, Xalbal, Tzejá y el Chixoy o Negro que es el más largo con 112.70 km de longitud, Cuadro 2, (11).

El más importante es el río Chixoy, en él desemboca el Tzejá, drenando gran parte no solo del municipio sino del departamento, sirve además de límite natural entre los departamentos de Alta Verapaz y Quiché en su lado este. Por el lado oeste y sirviendo también de límite natural entre Ixcán y Huehuetenango donde drena el río Ixcán. En medio de estos dos ríos corre el río Xalbal que drena el agua del municipio en su zona central (15).

Estos cuatro afluentes discurre de sur a norte y van a desembocar al río Usumacinta que tras un largo recorrido de sur-este a nor-este desemboca en el Atlántico. (11).

**Cuadro 2** Características que poseen los ríos en Guatemala, incluyendo el Río Chixoy según INSIVUMEH, 2,003

Temperatura	15 a 26 °C
Sólidos Totales	100 – 600 mg/litro
Alcalinidad total	41 – 179 mg/litro
pH	7.4 – 8.5
Oxígeno disuelto	6.8 mg/litro
Dureza	50 – 140 mg/litro
Nitrógeno	0.21 – 0.60 mg/litro
Fósforo total	0.50 – 2.69 mg/litro
Calcio	11 – 30 mg/litro
Cloruros	11 – 30 mg/litro
Nitratos	0.06 – 0.30 mg/litro
Fosfatos	0.1 – 0.7 mg/litro
Sodios	5 – 25 mg/litro
Magnesio	3 – 18 mg/litro

#### 4.2.1.3. Edafología

Para terminar con el medio físico se ha dejado quizás el elemento más importante con relación al desarrollo de las comunidades que se asientan en Ixcán.

Estas últimas ocupan casi la totalidad del municipio de Ixcán, excepto su extremo S, ocupado por cerros de calizas. Según la clasificación de suelos dado por el servicio de conservación de suelos del departamento de agricultura de Estados Unidos, hay ocho clases de capacidad productiva de la tierra (15).

La mitad del departamento posee suelos de tipo VII, no aptos para el cultivo, excepto algunos perennes y siempre que se efectúen prácticas intensivas de conservación de suelos. El 20% es apto para cultivos pero siendo necesarias prácticas de conservación de suelos, (15).

Un 12% es apto para cultivos, otro 11% no lo es, excepto para algunos cultivos perennes y pastos y el 7% restante no es apto para cultivos y se recomienda no tocar la cubierta boscosa para no perder suelo. La mayoría de los mejores suelos para establecimiento de cultivos limpios se encuentran en Ixcán, existiendo suelos de la clase II, III y IV aptos para el cultivo utilizando técnicas específicas para su manejo en un 60% del terreno, tales como el uso de productos químicos que hacen producir la tierra, pero afecta el medio ambiente, debido a la falta de educación en el manejo de los mismos (15).

#### **4.2.2 Descripción del hábitat natural de *Macrobrachium carcinus* L. en Ixcán, Quiché**

El río Chixoy representa un nicho ecológico de excelencia para la reproducción y el crecimiento de la especie. No obstante, los cambios ecológicos que sufre el río con el aumento de caudal y turbulencia entre los meses de mayo a noviembre, y el aumento de temperatura del agua entre los meses de diciembre a febrero, pueden incidir sobre la dinámica de las poblaciones naturales, (13).

El aumento de caudal, como consecuencia del régimen de precipitación local de lluvias, provoca en ocasiones, inundaciones severas que afectan y disminuye las artes de pesca; que a su vez, pueden favorecer el ciclo de reproducción de la especie.

Características dulceacuícolas de algunas áreas sobre el cauce del río Chixoy (como del entronque del río Salinas, llamado así pues brota de un manto que contiene dicho mineral), hacen suponer que puede propiciar el desove de las hembras. Sin embargo, hasta la fecha no se han estudiado indicios de actividad larval, (13).

En algunas partes de su recorrido, el cauce del río Chixoy lo hace sobre brechas calizas del cretácico y sobre caliza marina dolomítica. Formando acantilados donde se supone que las poblaciones naturales de éste langostino abundan, pues cavan sus cuevas para cumplir con su ciclo, (13).

#### **4.2.2.1. Capturas artesanales**

La captura artesanal de langostino de río se realiza en forma nocturna. Siendo mejores las oportunidades de lograrlo, durante el pico del período reproductivo; que al parecer, ocurre con el aumento del caudal y la deposición de detritos como alimento, que coincide obviamente con la época lluviosa. En la época seca, las aguas calmadas parecen favorecer el sistema de captura utilizado por los colectores artesanales. Esto aclara, que la captura de este langostino se reporta durante todo el año, sin tener claridad de su abundancia en ambas épocas, (13).

No obstante, la disminución del recurso, puede estar relacionada con la pesca excesiva de los meses de mayor captura, respecto al desplazamiento y muerte natural de adultos. A pesar de que no han sido medidas las relaciones entre hembras y machos sobre las capturas artesanales, se prevé que el número de machos sea mayor debido, probablemente, a que las hembras ovígeras realizan migraciones a otras áreas con condiciones favorables para el desarrollo de sus huevecillos, (13).

Se ha observado que los colectores artesanales en Ixcán, no utilizan ningún criterio selectivo en la pesca, pues realizan capturas indistintas del sexo y de hembras ovígeras; sin ninguna talla comercial, que pueda contribuir a la sostenibilidad del recurso.

Individuos capturados y mantenidos en cautiverio por parte de los colectores artesanales, demuestran que esta especie tiene una agresividad natural; que incluso, la lleva al canibalismo marcadamente observado entre individuos del mismo sexo. Bajo estas condiciones de cautiverio, son capaces de sobrevivir durante varias semanas, incluso, con una alimentación únicamente basándose en masa nixtamalizada; pero al cabo de cierto tiempo, se puede observar que aumenta el período entre las mudas (ecdysis) y el consumo de alimento se torna irregular, (13).

#### **4.2.2.2. Fuente salina**

Se definió la pertinencia de utilizar una fuente mineral salina, que estuviera cercana al nicho ecológico por excelencia de la Pigua. En esa vía se ha extraído sal mineral de las minas ubicadas en la comunidad de Salinas Nueve Cerros, en donde se origina un arroyo conocido con el nombre de “Salinas”. Estas minas se localizan relativamente cerca de las instalaciones del laboratorio (25 km), (13).

Según análisis físico-químico realizado por Analab, de este mineral, corresponde a deposiciones de mantos marinos, cuyas características son propias de aguas con alto contenido de cloruro de sodio ( $\text{NaCl} = 10$  ppm); sulfato de magnesio ( $\text{MgSO}_4 \cdot 6\text{H}_2\text{O} = 3$  ppm); cloruro de calcio ( $\text{CaCl}_2 = 0.03$  ppm); y cloruro de potasio ( $\text{KCl} = 0.02$  ppm). Su concentración varía de acuerdo al nivel de precipitación, concentrándose más en época seca, para ser más disuelto en época lluviosa.

## 5. OBJETIVOS

### 5.1 Objetivo General

Determinar la concentración de salinidad, alimento requerido para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce en Ixcán Quiché y descripción de estadios larvales de *Macrobrachium carcinus* L.

### 5.2 Objetivos específicos

- a. Determinar la concentración de salinidad adecuada para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.
- b. Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de *Artemia* como alimento vivo para la supervivencia de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.
- c. Describir los estadios larvales de *Macrobrachium carcinus* L.

## 6. HIPÓTESIS

- a) Las concentraciones de salinidad no influyen en la supervivencia de larvas del camarón de agua dulce.
- b) Existe diferencia en cuanto a supervivencia, de larvas de camarón de agua dulce de acuerdo a la concentración de *Artemia* como alimento vivo.

## 7. MATERIAL Y MÉTODOS

### 7.1. Material biológico

Se evaluó bajo condiciones de laboratorio tomando las características de Carrillo (1,994), la producción de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. que es una de las principales especies presentes en el río donde se realizó el estudio. La especie en estudio no presenta registros de producción en laboratorio en Guatemala, por lo que se tomaron algunas experiencias de producción de *Macrobrachium rosebergii*, que actualmente está siendo producida en laboratorio en el CEMA, Monterrico. Taxisco, Sta Rosa, Guatemala, Figuras 24 A, 25 A y 26 A del anexo.

Se utilizaron hembras grávidas, capturadas del medio natural, específicamente en el área de influencia del río Salinas.

El ensayo se dividió en dos fases, la primera consistió en la evaluación de 4 concentraciones de sal, para la supervivencia de larvas de camarón de agua dulce sin alimento. En la segunda fase se evaluó *Artemia salina* en 4 concentraciones para supervivencia de larvas de camarón de agua dulce .

### FASE I

#### 7.2. Determinación de la concentración de salinidad adecuada para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.

Para la evaluación de las concentraciones adecuadas que permitan la supervivencia de las larvas de camarón de agua dulce se usó el diseño experimental completamente al azar, con 5 tratamientos y 3 repeticiones. Los tratamientos fueron: Testigo (agua de pozo), 2 PPT de sal (T2), 4 PPT de sal (T3), 6 PPT de sal (T4) y 8 PPT de sal (T5).

La sal utilizada fue natural sin yodo, obtenida en la aldea Salinas nueve cerros, Cobán, Alta Verapaz. Es una fuente natural en esa región.

### **Modelo estadístico empleado**

$$Y_{ij} = U + T_i + E_{ij}.$$

Donde:

$Y_{ij}$  = Variable respuesta

$U$  = Media general

$T_i$  = Efecto del  $i$ -ésimo tratamiento

$E_{ij}$  = Error experimental asociado a la  $i$ - $j$ -ésima unidad experimental.

#### **7.2.1. Unidad experimental**

La unidad experimental estuvo constituida por 2,000 larvas en zoea 1 (primer estadio), en un tinaco de 200 litros de agua.

#### **7.2.2. Manejo del experimento**

Para el diseño del laboratorio de producción larval de camarón de agua dulce se tomaron en cuenta factores importantes relacionados a los requerimientos propios del género *Macrobrachium*. Según Díaz (2,001).

#### **7.2.3. Características del experimento**

##### **7.2.3.1. Aislamiento**

Se evitaron agentes contaminantes externos como el polvo, la alteración en el control de parámetros físico-químicos, así como mantener control sobre la temperatura interior.

### **7.2.3.2. Agua dulce y agua salada**

El agua que se utilizó en el experimento fue libre de microorganismos, competidores de alimento y causantes de enfermedades, así como también la nula cantidad de materia orgánica. Fue procedente de pozo artesanal y tratada con cloro a razón de 1mL / litro y se dejó airear durante 24 horas, antes de ser utilizada en el ensayo.

### **7.2.3.3. Contenedores de cría larval**

Se usó material resistente (fibra de vidrio), con paredes lisas, carga y descarga de agua, de volúmenes de 500 litros de agua, y que son lo conocidos como tinacos de cría larval, (TCL). Las eclosionadoras de artemia fueron de plástico, y con volumen de un litro. Figura 26A del anexo.

### **7.2.3.4. Contenedores de almacenamiento de mezcla de agua**

Cinco toneles de 200 litros de capacidad fueron utilizados para evaluar las concentraciones de sal, para probar las concentraciones de alimento se utilizaron dos tinacos de 500 litros de capacidad y uno de 200 litros, a cada tinaco fue adaptado un termostato para mantener la temperatura constante y similar a los tinacos de cría larval, Figuras 24A y 25A del anexo.

## **7.2.4. Áreas y sistemas del laboratorio de cría larval**

### **7.2.4.1. Área de desove y eclosión**

Consistió en un tinaco de fibra de vidrio de 500 litros de volumen, la aireación en este tinaco fue ligera, para no molestar a las hembras en la fase de desove, además, se le introdujo tubo de PVC de 3 pulgadas de diámetro para preservar a las hembras en ambientes oscuros similares a cuevas donde normalmente viven. Figura 24A y 25A del anexo.

#### **7.2.4.2. Área de larvicultura**

Se usaron 15 tinacos de fibra de vidrio de 500 litros de volumen, cada uno, marcados desde 100 hasta 500 litros de agua, de color negro para evitar el estrés de las larvas por la claridad, dotados de aireación y termostatos, Figuras 24A y 25A del anexo.

#### **7.2.4.3. Área de alimento vivo**

Para la eclosión de los quistes de *Artemia* se instalaron 4 recipientes de plástico, que funcionará como eclosionadoras, de un litro de capacidad, colocados sobre una tarima de madera, se les adaptó su respectiva manguera de aireación con piedra difusora para mantener constante el aire en cada recipiente, además luz artificial durante las 24 horas, Figura 25A del anexo.

#### **7.2.4.4. Sistema hidrológico e hidráulico**

Se utilizó una red aérea de tubería de PVC y manguera flexible, las cuales fueron reguladas por llaves de paso, abasteciendo una cantidad de 2,400 litros cada 3 horas por gravedad (3.5 galones por min; provenientes de un pozo de 18 m de profundidad con un depósito que está elevado a 10 m de altura, inyectando el agua por medio de una bomba de 0.5 Hp, Figuras 25A y 26A del anexo.

#### **7.2.4.5. Sistema de aireación**

Se instaló un aireador (Blower) de 1 Hp, conectado a una ramal de tubo de PVC de 2 pulgadas, y este se distribuyó por todo el laboratorio. A cada cierto espacio se le instaló un ramal de ½ pulgada con un tapón al final, se perforaron 3 agujeros y se conectaron tres mangueras de aireación y se selló con silicón. A cada manguera se les colocó una piedra difusora de aire y se dirigieron a los tinacos de cría larval.

Se instaló una válvula de alivio para evitar una circulación excesiva de aire; procurando mantener un oxígeno disuelto en concentraciones mayores a los 5 mg/l, Figuras 25A y 26A del anexo.

#### **7.2.4.6. Sistema de drenaje**

Se utilizó una manguera flexible de  $\frac{3}{4}$  para drenar los tinacos de cría larval de capacidad de 500 litros por sifoneo, la manguera en el otro extremo se colocó en un drenaje dirigido a la calle fuera del laboratorio para evitar reposamientos de agua.

#### **7.2.4.7. Regulación de temperatura**

Se utilizaron termostatos de 300 Wats, por cada tinaco de cría larval, para minimizar los cambios bruscos de temperatura del agua, Figura 26A del anexo.

#### **7.2.5. Características del agua utilizada**

Se utilizó agua de pozo y sal natural formada del afluyente del río Salinas. Previo a ser utilizadas el agua y sal se analizó materia orgánica. El agua para reproducción de camarón presentó las siguientes características: temperatura 30°C, oxígeno disuelto 6 mg/l, pH entre 7.5 – 8.5.

#### **7.2.6. Tratamientos para evaluar las concentraciones de salinidad**

Se utilizaron 4 concentraciones y un testigo. Se adicionó sal para adecuar las salinidades en estudio de la siguiente forma:

- A. Testigo agua sin sal (T1), 2 PPT (400 gramos de sal natural, T2), 4 PPT (800 gramos de sal natural, T3), 6 PPT (1,200 gramos de sal natural, T4), 8 PPT (1,600 gramos de sal natural, T5).
- B. Para la mezcla se utilizó el 50% del volumen de agua (100 litros), se agregó la sal, se agitó y al notar la disolución de la sal se agregó el restante 50%.

Para el mantenimiento del agua se efectuaron recambios diarios del 33% del volumen total del tinaco de la siguiente forma:

- A. Se sacaron las piedras difusoras del tinaco de cría larval, y se esperó por un lapso de 5 min para que la basura y resto de comida se depositaran al fondo del tinaco.
- B. Por la forma de los tinacos la basura se concentró en el centro, con una varilla conectada a una manguera plástica se procedió a sifonear la basura del fondo y el agua evacuada se recolectó en una cubeta plástica.
- C. Luego las larvas que al momento de la limpieza del tinaco de cría larval, pudieron salir, fueron devueltas a donde correspondían.
- D. Se evacuó una cantidad de 66 litros de agua del tinaco de cría larval con una manguera, esta fue introducida en un tubo de PVC de 2 pulgadas, este tubo actúa como colador para evitar la extracción de larvas.
- E. Se procedió a llenar los tinacos con agua limpia y premezclada, de acuerdo al tratamiento y temperatura igual al de los tinacos de cría larval.

#### **7.2.6.1. Obtención y transporte de *Macrobrachium carcinus* L. del río al laboratorio**

Las hembras grávidas de *Macrobrachium carcinus* L. se capturaron en el río Chixoy, aldea las Brisas, Cobán Alta Verapaz. Para la captura de los organismos se utilizó como arte de pesca un lumper o nasa y comida para lo cual se utilizó viseras de res. Las hembras capturadas se mantuvieron en recipientes plásticos con agua tomada del mismo río de la zona de captura. La aireación artificial fue por medio de una bomba de baterías. Los animales seleccionados se trasladaron al laboratorio ubicado en Ixcán, Quiché, en un tiempo aproximado de 5 horas.

La hembra ovigera se introdujo a un tinaco de agua dulce, con capacidad de 400 litros de agua, se revisó diariamente los huevos para saber el grado de maduración y posible eclosión.

### **7.2.6.2. Larvas**

Luego del desove de la hembra y eclosión de huevos las larvas en su primer estadio, se contaron utilizando el método volumétrico, que consistió en:

- A. Sacar las piedras difusoras del estanque y con una palangana se removió el agua del tinaco en forma circular, con cuidado para no lastimar las larvas.
- B. Luego se tomaron 10 alícuotas en diferentes partes del tanque, cada alícuota con capacidad de un litro de agua.
- C. En cada alícuota se contó el número de larvas vivas presentes por medio de sifoneo, es decir con una manguera pequeña semejante a la de las minas de lapiceros. Se trasladaron las larvas de un recipiente a otro.
- D. Una vez obtenidos los datos de las 10 alícuotas se eliminaron el mayor conteo de larvas y el menor y se obtuvo el promedio.
- E. Obtenido el promedio por muestra se ponderó este valor al volumen total del tinaco de cría larval. A partir del desove se repartieron 2,000 larvas por tratamiento (por tinaco de cría larval).
- F. A cada 4 horas se les hicieron conteos volumétricos y se promedió la población, además se revisó la temperatura, salinidad y pH.
- G. Los conteos para supervivencia en cada tratamiento se realizaron hasta no encontrar larvas vivas.

A las larvas presentes en cada uno de los tratamientos no se les suministró alimento, por lo tanto no completaron su ciclo normal.

### **7.2.7. Supervivencia de larvas**

Para esta variable de respuesta, las lecturas se realizaron cada 4 horas, desde la eclosión de los huevos, durante 24 horas mediante el conteo volumétrico.

**Conteo Volumétrico:** consistió en tomar una alícuota de 1000 cc de cada tinaco de cría larval, y se contaron los individuos presentes, esto se realizó 10 veces. Se procedió a sacar el promedio de individuos en 1000 cc, esto después se relacionó con el tinaco de cría larval que fue de 200 litros.

La ecuación utilizada para obtener el total de larvas por tinaco de cría larval fue la siguiente:

No. Total de larvas = No. promedio de larvas por alícuota

X Volumen total/ Volumen alícuota

## 7.2.8. Análisis de la información

### 7.2.8.1. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza correspondiente a un diseño completamente al azar y prueba de comparación múltiple de medias (Tukey), para la variable supervivencia de larvas.

## Fase II

### 7.3. Evaluación de diferentes concentraciones de *Artemia salina* como alimento para la supervivencia y desarrollo de larvas de langostino de río *Macrobrachium carcinus* L.

Para la evaluación de las diferentes concentraciones de *Artemia salina* como alimento natural se utilizó el diseño completamente al azar, con 4 tratamientos y 4 repeticiones.

Los tratamientos evaluados fueron: *Artemia salina* 2 nauplios por larva (T1), *Artemia salina* 4 naulios por larva (T2), *Artemia salina* 6 naulios por larva (T3), *Artemia salina* 8 nauplios por larva (T4).

## Modelo estadístico

$$Y_{ij} = U + T_i + E_{ij}$$

Donde:

$Y_{ij}$  = Variable de respuesta

U = Media general

T<sub>i</sub> = Efecto del i-ésimo tratamiento

E<sub>ij</sub> = Error experimental asociado a la i-j-ésima unidad experimental

### 7.3.1. Unidad experimental

2,000 larvas en zoea 1 (primer estadio), en un tinaco de 200 litros de agua.

### 7.3.2. Manejo del experimento

#### 7.3.2.1. Alimento durante el estado larval

Se administró *Artemia salina* como alimento de las larvas de langostino de río a las 4 horas de eclosión de los huevos de camarón de agua dulce. El alimento se preparó todos los días 24 horas antes de suministro y la frecuencia de alimentación fue a las 7:00 horas, 12:00 horas y 17:00 horas, siguiendo la metodología que se describe a continuación:

- A. En un recipiente con capacidad para un litro, se depositó agua del pozo y se le agregó 30 gramos de sal para lograr una concentración salina de 30 PPT, que es la concentración recomendada para eclosionar quistes de *Artemia salina*.
- B. Luego de homogenizar la mezcla de agua y sal, se procedió a pesar las siguientes cantidades de quistes de *Artemia salina* por tratamiento.
  - a) En las indicaciones del producto comercial de *Artemia salina* utilizado se indica un porcentaje de viabilidad del 90%, en un gramo de *Artemia salina* hay 240,000 nauplios.
  - b) De acuerdo a las concentraciones de nauplios de *Artemia salina* planificados según tratamientos se procedió a pesar para cada uno la siguiente cantidad:

2 nauplios por larva (T1) =  $0.016 \text{ g} * 4 \text{ repeticiones} = 0.066 \text{ g} * 3 \text{ raciones al día} = 0.2 \text{ g}$   
(90%), 100% = 0.22 gramos

4 nauplios por larva (T2) =  $0.03 \text{ g} * 4 \text{ repeticiones} = 0.133 \text{ g} * 3 \text{ raciones al día} = 0.4 \text{ g}$  (90%),  
100% = 0.44 gramos

6 nauplios por larva (T3) =  $0.05 \text{ g} * 4 \text{ repeticiones} = 0.2 \text{ g} * 3 \text{ raciones al día} = 0.6 \text{ g}$  (90%),  
100% = 0.66 gramos.

8 nauplios por larva (T4) =  $0.06 \text{ g} * 4 \text{ repeticiones} = 0.266 \text{ g} * 3 \text{ raciones al día} = 0.8 \text{ g}$  (90%),  
100% = 0.88 gramos.

- C. Se suministró aireación constante a los recipientes eclosionadores de *Artemia salina* las 24 horas y luz artificial en la noche.
- D. Para extraer los nauplios, se procedió suspendiendo la aireación del recipiente
- E. Las cáscaras de los huevos y los no eclosionados, flotaron en la superficie y se extrajo el agua del fondo.
- F. Después de extraer el agua salada con los nauplios de los recipientes de eclosión, se procedió hacer otra mezcla de agua y sal y se volvió a pesar la *Artemia salina* para ser utilizada 24 horas después.
- G. El contenido que eclosionó se filtró con una malla y se eliminó el agua y restos de quistes no eclosionados, se lava la *Artemia salina* con agua dulce y la basura que se mantuvo después de este proceso se eliminó por sifoneo.
- H. Se procedió a repartir el alimento.
- I. Después de la eclosión de la *Artemia salina* esta se introdujo en un recipiente con capacidad de un litro de agua, (1000 cc), se dividió en 12 medidas que serian las 4 repeticiones \* 3 raciones al día.

### **7.3.2.2. Mantenimiento del agua**

En cada uno de los tratamientos, se cambió cada 24 horas el 33% del agua, esto para evitar contaminación con restos de alimento no ingeridos, el procedimiento, se discutió anteriormente,

El agua premezclada que se utilizó para los recambios se preparó 24 horas antes de ser utilizada de la siguiente forma:

- A. El agua que se usó para el recambio de los 16 tinacos a 2 PPT fue de 1056 litros.
- B. Se utilizaron 2 tinacos con capacidad de 500 litros de agua y uno de 100 litros.
- C. Los tinacos de capacidad de 500 litros, se llenaron de agua del pozo a un 50% de su capacidad y se agregó 1000 gramos de sal a cada uno y se le agregó el otro 50% de agua, se agitó para lograr la concentración de 2 PPT.
- D. Al tinaco sé 100 litros se le agregaron 200 gramos de sal con el procedimiento antes mencionado.
- E. A cada tinaco de premezcla de agua con sal se le introdujo un termostato para mantener la temperatura constante e igual a los tinacos de cría larval.
- F. Al utilizar el agua premezclada sé sifoneo a los tinacos de cría larval por medio de una manguera flexible de tigon.

### **7.3.3. Supervivencia de larvas de camarón**

Para esta variable de respuesta, se consideró después de cada uno de sus estadios larvales.

#### **7.3.3.1. Análisis estadístico**

Se realizó análisis de varianza para las variables estudiadas y prueba de comparación múltiple de medias (Tukey).

#### **7.4. Descripción de los estadios larvales de *Macrobrachium carcinus* L.**

Las larvas se observaron en un microscopio todos los días y con esquemas de Cohelo 1981, se diferenciaron las etapas.

##### **7.4.1. Montajes de larvas de camarón de agua dulce de río**

- A. Se fijaron las larvas con una solución Davisón en un porta objetos y cubre objetos, se sellaron con pintura uñas.
- B. Por medio de un microscopio se fotografiaron los estadios larvales de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.
- C. Se compararon las principales características morfológicas de cada estadio larval, (zoeas) según Coehlo (1,981).

## 8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

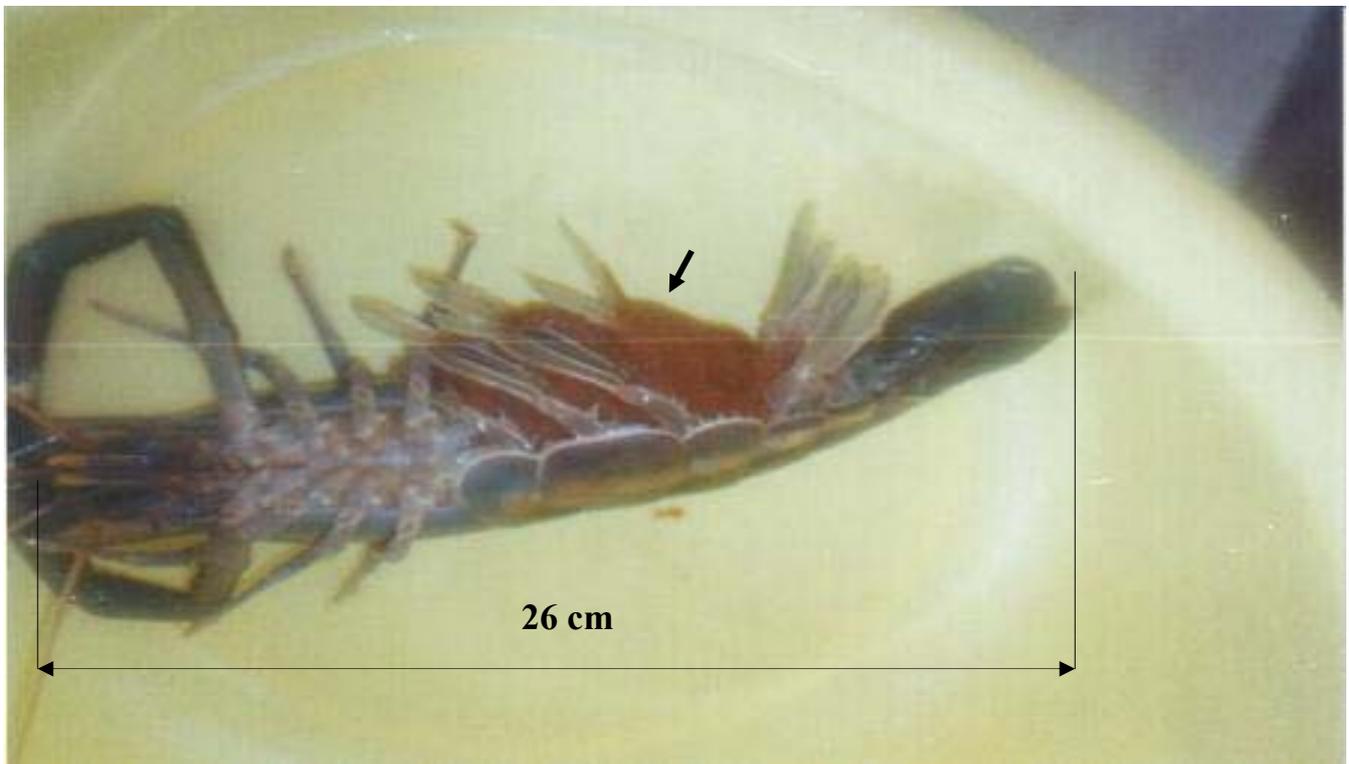
### 8.1. Proceso de obtención de hembras ovigeras para ensayos

Para el primer ensayo donde se evaluó concentraciones de salinidad, se capturó una hembra de langostino en el río Chixoy el 10 de Junio del 2,004 con las siguientes características. Largo total desde la punta del rostro al telsón 23 cm, largo del abdomen 14 cm, peso de la hembra con hueva 158.6 gramos. El color de la hueva al momento de su captura fue anaranjado oscuro. Los ojos de la larvas dentro del huevo fueron observados a los 6 días de su captura y eclosionaron a los 18 días. La coloración de los huevos cambió a los 5 días después de la aparición de los ojos en la larvas con el consecuente cambio de color de anaranjado oscuro a marrón. Se obtuvo un conteo promedio de 80,000 huevos eclosionados. Estas características y cambios morfológicos así como el número promedio de huevos eclosionados están acordes a lo citado por Cohelo (1,981).

Para el segundo ensayo donde se reevaluaron concentraciones de salinidad más bajas, se capturó otra hembra de langostino en el río Chixoy el 19 de Junio del 2,004 con las siguientes características. Largo total desde la punta del rostro al telsón 20 cm, largo del abdomen 10 cm, peso de la hembra con hueva 145 gramos. El color de la hueva al momento de su captura fue anaranjado oscuro. Los ojos de la larva dentro del huevo fueron observados a los 3 días de su captura y eclosionaron a los 14 días. La coloración de los huevos, cambió a los 6 días después de la aparición de los ojos en las larvas con el consecuente cambio de color de un anaranjado oscuro a marrón. Se obtuvo un conteo promedio 66,000 huevos eclosionados.

Para el tercer ensayo donde se evaluó concentraciones de alimento (artemia salina), se capturó otra hembra de langostino en el río Chixoy el 16 de septiembre del 2,004 con las siguientes características. Largo total desde la punta del rostro al telsón 26 cm, largo del abdomen 16 cm, peso de la hembra con hueva 160 g. El color de la hueva al momento de su captura fue anaranjado oscuro. Los ojos de la larva dentro del huevo fueron observados a los 2 días de su captura y eclosionaron a los 12 días. La coloración de los huevos,

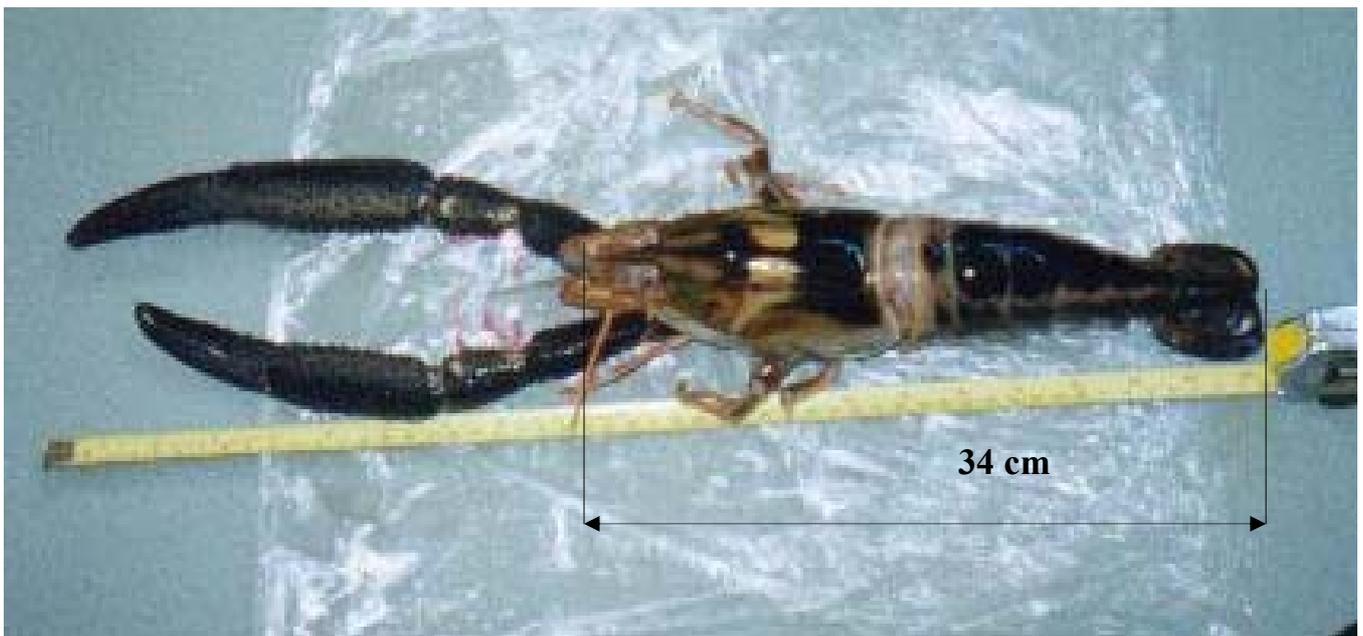
cambió a los 7 días después de la aparición de los ojos en las larvas con el consecuente cambio de color de anaranjado oscuro a marrón. Se obtuvo un conteo promedio de 75,000 huevos eclosionados Figura 8.



**Figura 8** Hembra adulta de *Macrobrachium carcinus* L. capturada en el río Chixoy, con un largo total desde el rostro a la punta del telson de 26 cm, la flecha muestra la hueva de color anaranjado oscuro, Ixcán, Quiché, 2004. (Fotografía del autor)

Según los datos obtenidos de estas 3 hembras de langostino capturadas en diferente periodo, puede concluirse que el tamaño de la hembra adulta de *Macrobrachium carcinus* L. en el río Chixoy oscila entre 20 – 26 cm de largo, con peso entre 145 – 160 g con relación al número de larvas que eclosionaron de los huevos, contados por hembra adulta, se encontró que el tamaño estuvo relacionado con la cantidad de huevos. Así las hembras de langostino de menor peso presentaron un promedio de 66,000 y los mayores de 80,000 huevos. El número de días promedio de incubación de los huevos de langostino desde la captura de las hembras ovigeras en el río Chixoy a la eclosión de los huevos en los tinacos de desove y eclosión en laboratorio fue de 15 días. La coloración es otra característica que se modifica conforme el avance de

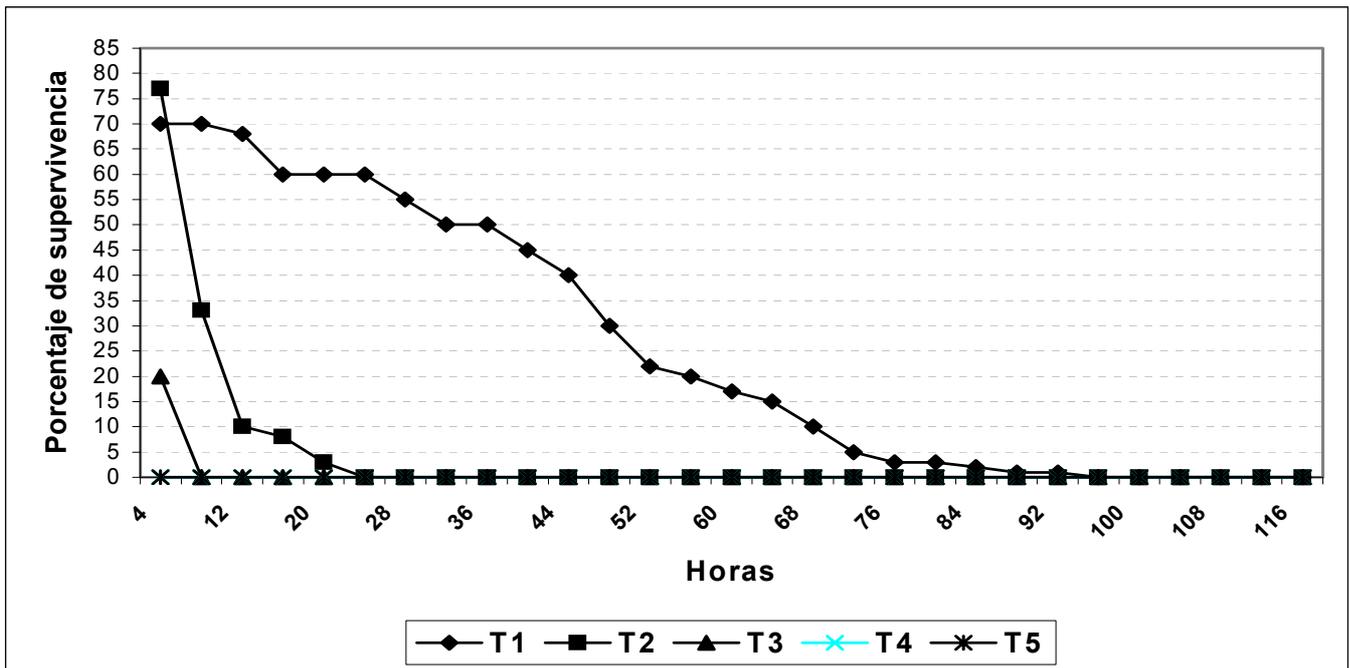
madurez de la masa ovigera. El número promedio de huevos por hembra fue de 73,000. Los machos a diferencia de las hembras son mucho más grandes y las quelas son mas desarrolladas Figura 9. Todas las características presentes están acordes a la especie *Macrobrachium carcinus* L. estudiados en Venezuela por Leccia (1,993).



**Figura 9** Tamaño de macho adulto de *Macrobrachium carcinus* L. capturado en el río Chixoy, Ixcán, Quiché 2004. (Fotografía del autor)

## **8.2. Determinación de la concentración de salinidad adecuada para la producción artificial de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.**

En el primer ensayo realizado se determinó que en altas concentraciones de salinidad no existe supervivencia de larvas de camarón de agua dulce, de acuerdo a las concentraciones de salinidad evaluadas que fueron 25, 20, 15 y 10 PPT. Así, los mejores resultados se obtuvieron en agua sin sal y permitió 92 horas de supervivencia de las larvas. Sin embargo, Espinosa (1,987), menciona que un buen desarrollo de la larva tiene lugar en aguas salobres de 8 a 22 PPT de salinidad, Figura 10.

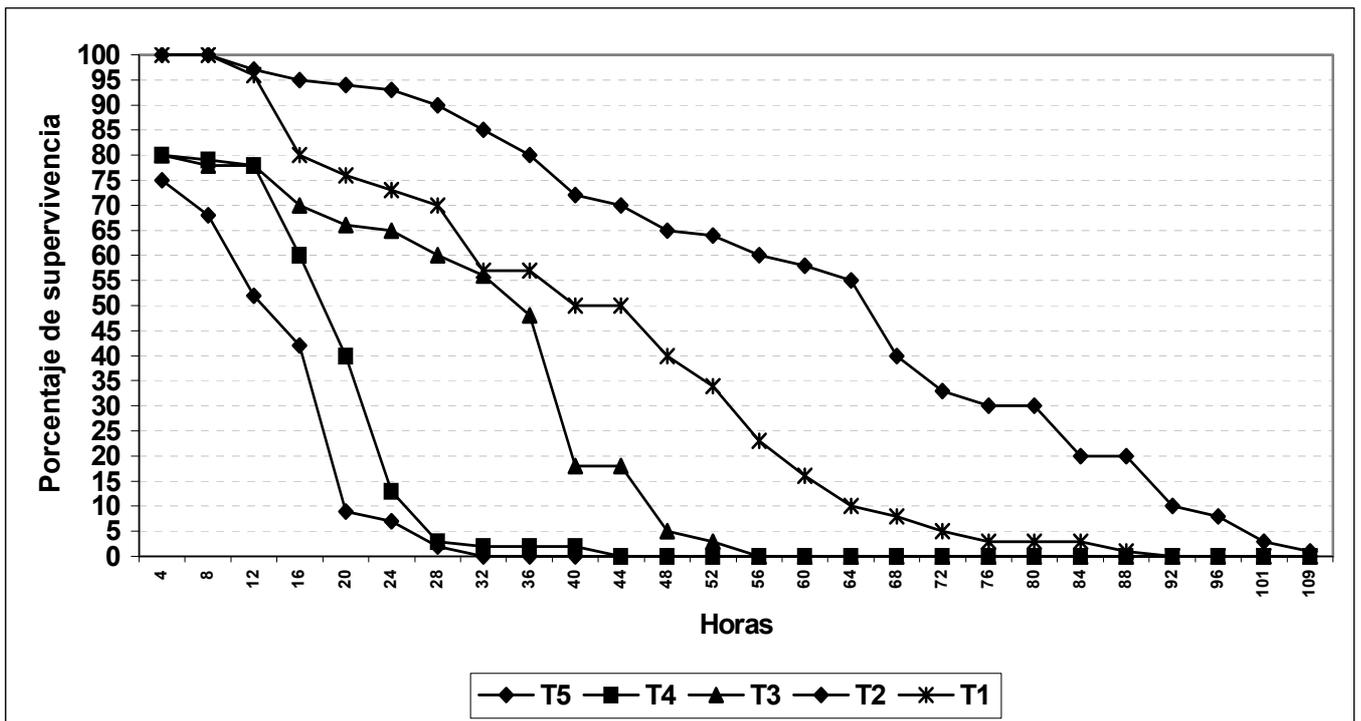


**Figura 10** Porcentaje de supervivencia de larvas de camarón de agua dulce con las concentraciones: agua sin sal (Testigo = T1), 10 PPT (T2), 15 PPT (T3), 20 PPT (T4) y 25 PPT (T5) en condiciones de laboratorio, en Ixcán, Quiché. 2,004.

Debido a los resultados negativos en la supervivencia de larvas de camarón de agua dulce obtenidos en el primer ensayo de concentraciones salinas y en la fase de adaptación, se procedió a cambiar los tratamientos reduciendo las concentraciones salinas.

En el segundo ensayo donde se evaluaron las concentraciones de: agua sin sal, 2 PPT, 4 PPT, 6 PPT y 8 PPT de sal, se obtuvo una mayor supervivencia de larvas de camarón de agua dulce en todos los tratamientos. El mejor resultado fue observado cuando se usó la concentración salina de 2 PPT, en un tiempo cuantificado de 109 horas de supervivencia larval. A la vez, se obtuvo el mismo comportamiento observado en el primer ensayo del agua sin sal, Figura 11.

De acuerdo a estos resultados se deduce que, concentraciones mayores de 4 PPT de salinidad reducen la viabilidad de larvas de camarón de agua dulce de la especie *Macrobrachium carcinus* L. en condiciones controladas en tal sentido, se recomienda utilizar concentraciones entre 0 a 2 PPT de salinidad, para la producción de larvas de camarón de agua dulce en condiciones de laboratorio.



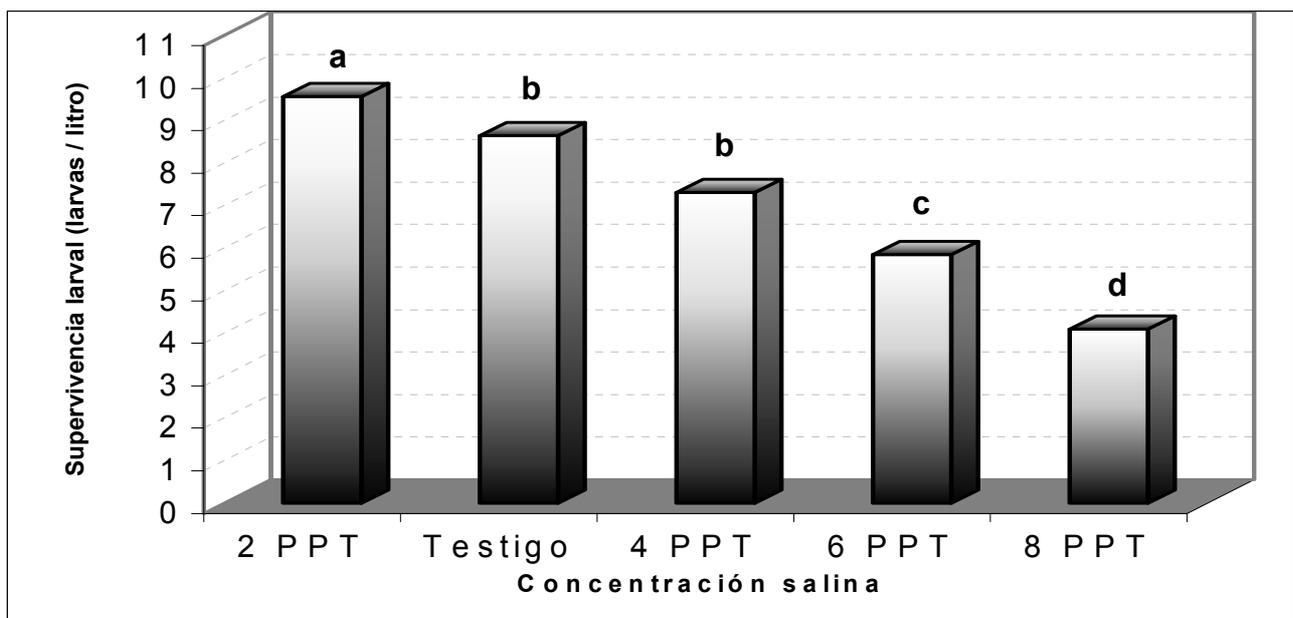
**Figura 11** Porcentaje de supervivencia de larvas de camarón de agua dulce con las concentraciones: agua sin sal (T1), 2 PPT (T2), 4 PPT (T3), 6 PPT (T4) y 8 PPT (T5) en condiciones de laboratorio, Ixcán, Quiché, 2004.

### 8.2.1. Análisis de la supervivencia larval ( larvas/ litro)

Con los resultados obtenidos en la determinación de concentraciones de salinidad se realizó un análisis de varianza para la variable de supervivencia larval, con los datos obtenidos en la lectura efectuada 24 horas después de la introducción de larvas en los tinacos de cría larval. Esta decisión se hizo debido a que a las 28 horas de la introducción de larvas a los TCL. En concentración de 8 PPT de salinidad, se observó un 100% de mortalidad. En el análisis de varianza se encontró diferencia significativa entre las distintas

concentraciones de salinidad. (Cuadro 4A del anexo). De acuerdo al análisis anterior se aplicó una prueba de medias Tukey (0.01).

De acuerdo a este análisis, la mejor concentración salina constituye de 2 PPT debido a que presentó los mejores índices de viabilidad de larvas de camarón de agua dulce, seguido del testigo y el tratamiento de concentración salina de 4 PPT ambas no presentan significancia. El tratamiento de 6 PPT y 8 PPT conforman grupos separados con los menores promedios de viabilidad (Figura 12) lo que permite indicar que *Macrobrachium carcinus* L, es una especie que se ha coadaptado al ambiente dados los bajos niveles de salinidad ( PPT) requeridos para eclosionar y vivir.



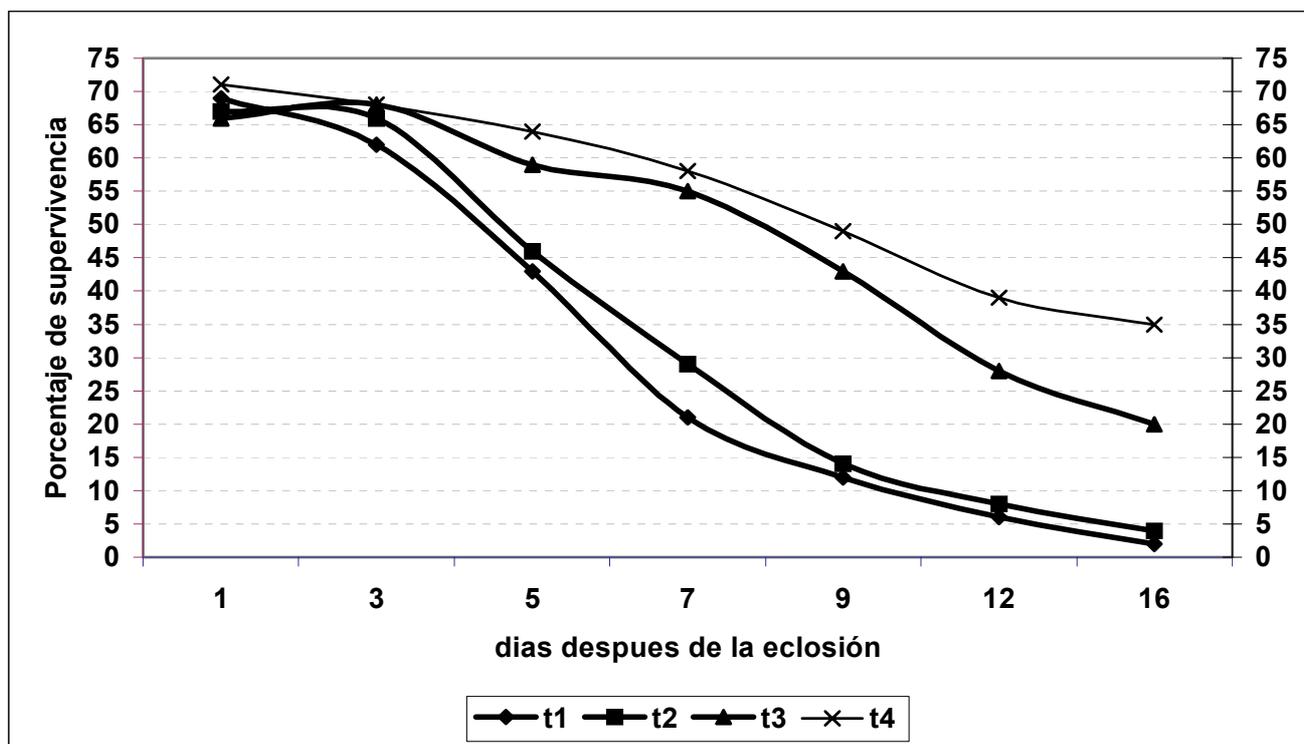
**Figura 12** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a las 24 horas según prueba de Tukey (p 0.01) Ixcán, Quiché 2,004.

## Fase II.

### 8.3. Evaluación de diferentes concentraciones de *Artemia salina* como alimento para la supervivencia de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus*

#### 8.3.1. Supervivencia larval

Con relación a las concentraciones de alimento de *Artemia salina*, los tratamientos donde fueron utilizados 6 nauplios de artemia por larva de langostino y 8 nauplios de artemia, presentaron los mejores resultados, es decir, mayores porcentajes de supervivencia con 59% y 64% respectivamente, a los cinco días de supervivencia de las larvas después de la eclosión de los huevos. Este comportamiento fue constante hasta la última lectura realizada (16 días después de la eclosión de los huevos) (Figura 13). Para las concentraciones de 2 nauplios de *Artemia* por larva y 4 nauplios de *Artemia* por larva, se obtuvo 43% y 46% de supervivencia respectivamente en el mismo tiempo de evaluación, considerándose menos eficientes con relación a los anteriores.



**Figura 13** Porcentaje de Supervivencia larval de camarón de agua dulce aplicando diferentes concentraciones de *Artemia salina* como alimento, en un periodo de 16 días, Ixcán, Quiché, 2004.

Se determinó una relación directa entre requerimiento de alimento respecto al tiempo. Es decir, en los primeros tres días de supervivencia de las larvas después de la eclosión de los huevos, el requerimiento de alimento no fue significativo entre tratamientos y hubo diferencia significativa en los análisis de varianza

realizados en el requerimiento de alimento para datos de las lecturas efectuadas a los cinco, siete, nueve, doce y dieciséis días de supervivencia larval. Los resultados obtenidos se resumen en el Cuadro 3, mientras que un detalle de los mismos con todas las fuentes de variación incluidas se presenta en los Cuadros 5A – 11A del anexo.

**Cuadro 3** Resumen de los análisis de varianza practicados a la variable de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L, en laboratorio. Ixcán, Quiche 2004.

PARÁMETROS	1 día	3 días	5 días	7 días	9 días	12 días	16 días
Promedio supervivencia							
Larvas/ litro	6.84	6.7	5.1	4.1	2.95	2	1.54
Valor critico F	5.95	5.95	5.95	5.95	5.95	5.95	5.95
Valor de F	1.7 ns	1.1 ns	30**	174**	75**	141**	158**
CV (%)	4.38	4.72	6.53	7	15.4	13.7	16.3

\*\* significancia al 1%

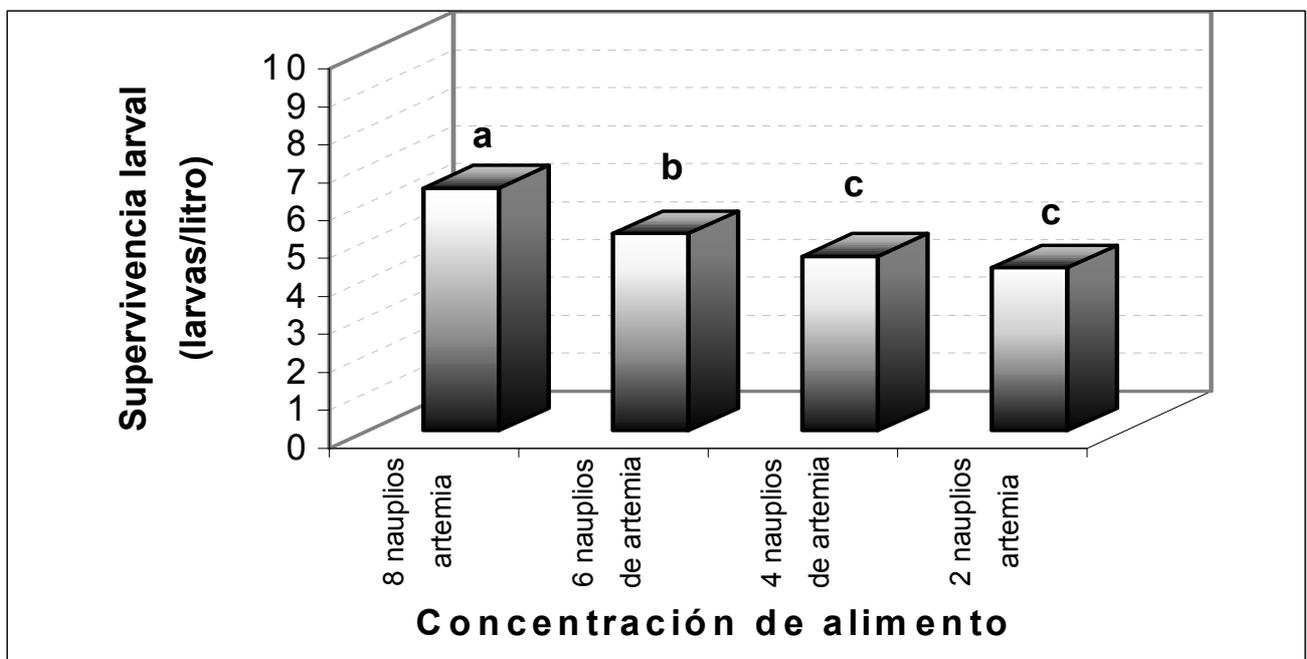
Al efectuar la prueba de comparación múltiple de medias (Cuadro 14A del anexo) para la variable supervivencia larval en el tiempo de cinco días, a través de la prueba Tukey ( $P < 0.01$ ) (Figura 14), hubo la conformación de tres grupos, siendo que la aplicación de 8 nauplios de *Artemia* por larva resultó ser la más eficiente en supervivencia larval por litro con un promedio de 6.4 larvas de camarón de agua dulce viables / litro y es diferente a los otras concentraciones utilizadas.

Con el uso de concentración de alimento de 2 y 4 nauplios de *Artemia salina*, los valores de supervivencia fueron los menores, con un promedio 4.3 y 4.6 larvas de camarón de agua dulce viables / litro,

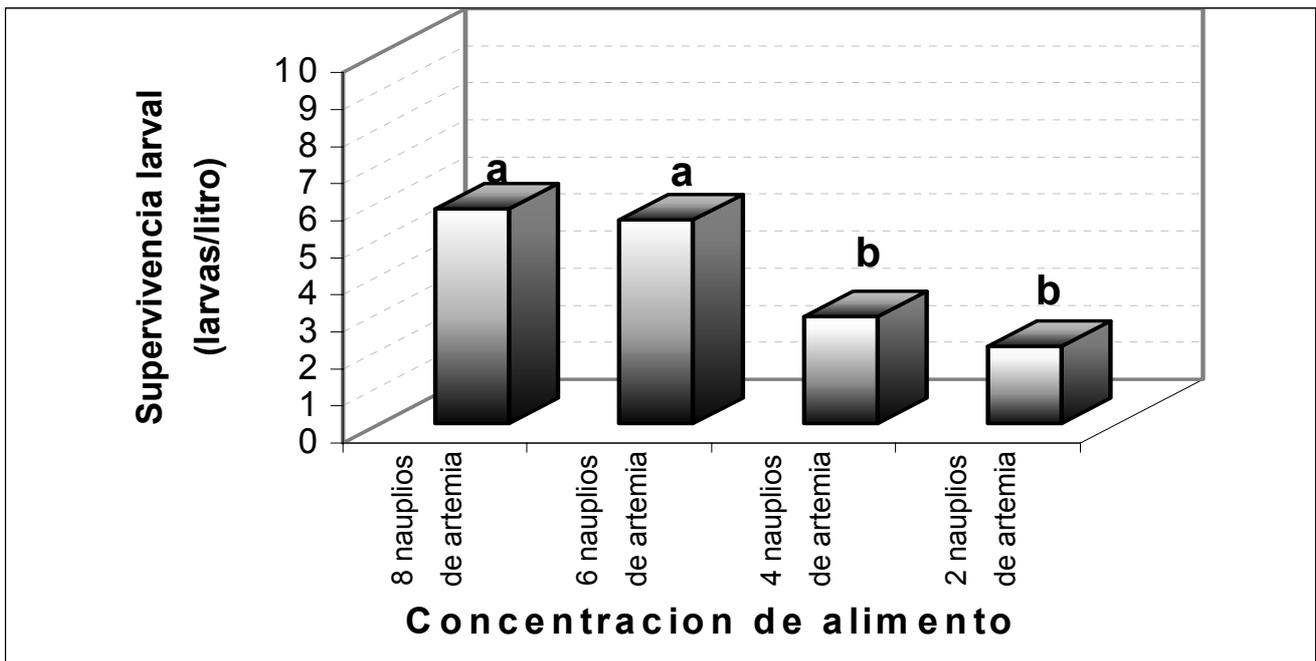
respectivamente y no existe diferencia significativa entre ambos tratamientos de acuerdo a la prueba utilizada.

Al aplicar la prueba de medias Tukey ( $P < 0.01$ ) (Cuadro 15A –17A del anexo) para la variable de supervivencia larval de camarón de agua dulce a los siete, nueve y doce días, en todos los intervalos de tiempo mostraron las mismas características es decir, formaron 2 grupos, Figuras 15, 16 y 17. Los tratamientos aplicando 8 y 6 nauplios de *Artemia salina* por larva conforman un grupo donde se sitúan los mejores resultados de supervivencia larval, contraria a los tratamientos aplicando 2 y 4 nauplios de *Artemia salina* por larva. Estos últimos no son recomendables aplicarlos para larvas de *M. carcinus* L. después de los siete a doce días de la eclosión de los huevos.

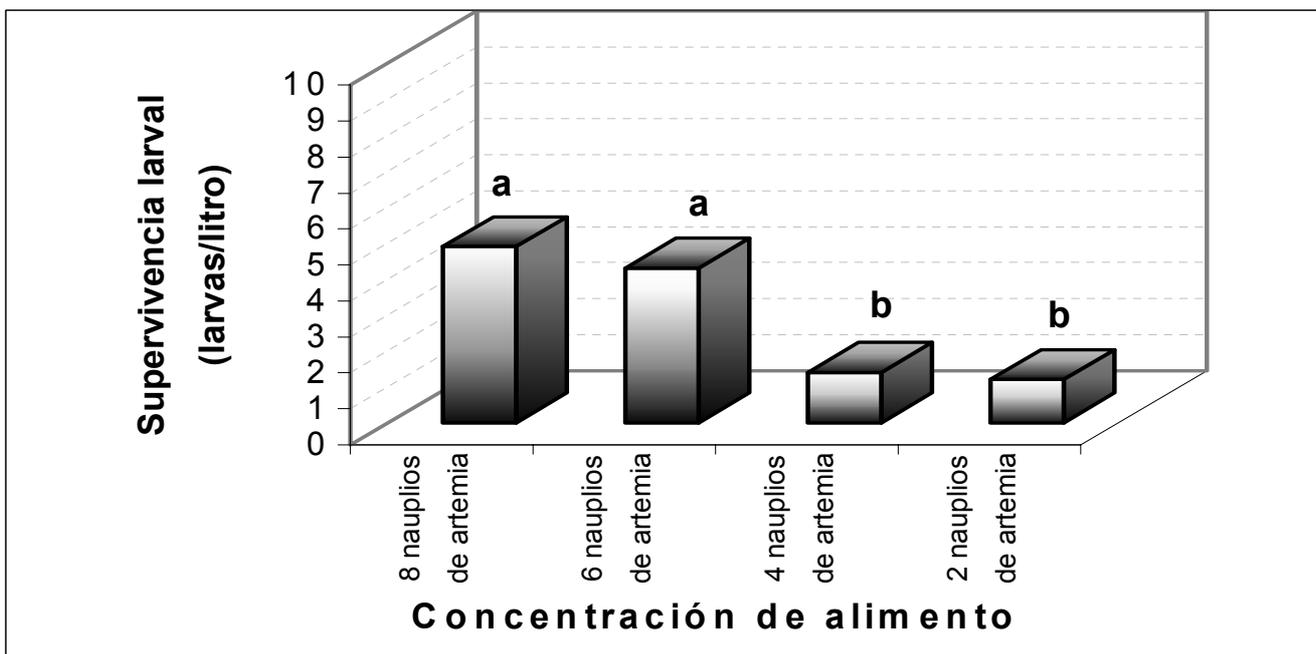
Por lo que supone mayor supervivencia larval de langostino de río en Zoea IV, V y VI, en los tratamientos aplicando 8 y 6 nauplios de *Artemia salina* por larva.



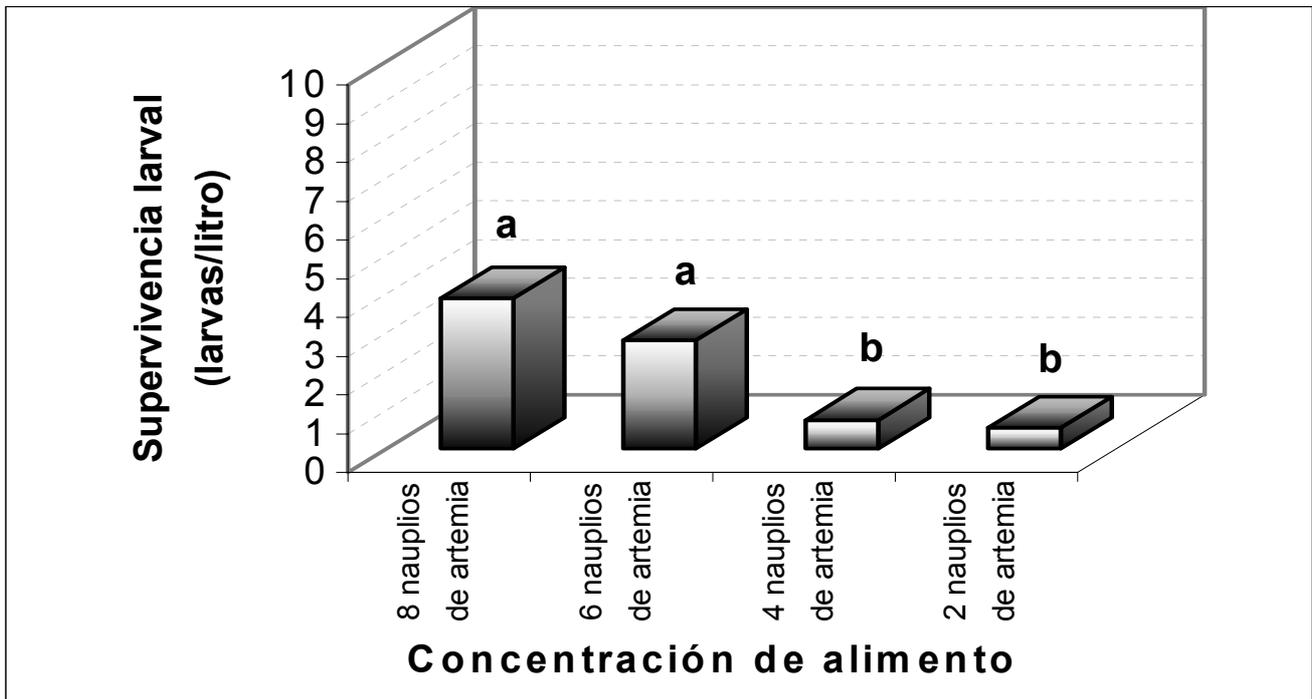
**Figura 14** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a los cinco días según prueba de Tukey ( $P < 0.01$ ) Ixcán, Quiché, 2,004.



**Figura 15** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a los siete días según prueba de Tukey ( $P < 0.01$ ) Ixcán, Quiché, 2004.



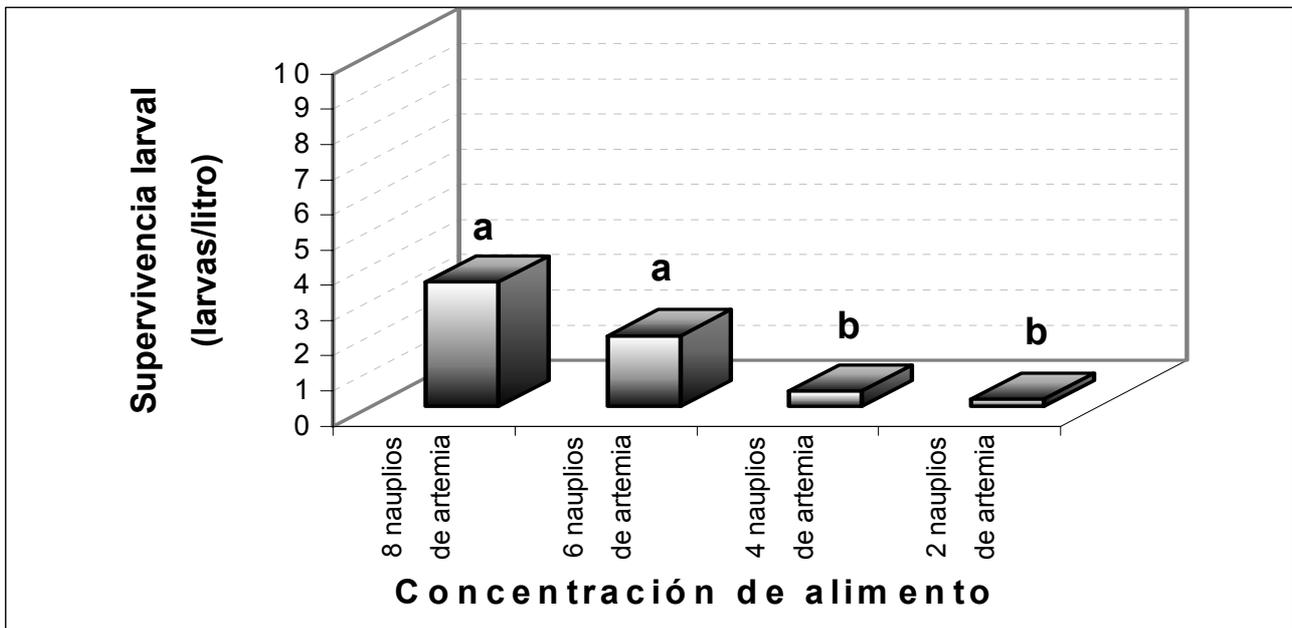
**Figura 16** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a los nueve días según prueba de Tukey ( $P < 0.01$ ) Ixcán, Quiché, 2004.



**Figura 17** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a los doce días según prueba de Tukey ( $P < 0.01$ ) Ixcán, Quiché, 2,004.

A los 16 días de supervivencia larval de langostino, desde la eclosión de los huevos, los mejores tratamientos según prueba de medias Tukey, (Cuadro 18A del anexo) fueron aplicando 8 y 6 nauplios de artemia salina por larva de langostino, con promedio de 3.53 y 2 larvas viables / litro respectivamente, no así aplicando 2 y 4 nauplios de artemia salina por larva de langostino con promedio de supervivencia de 0.2 y 0.43 larvas viables / litro, Figura 18.

En ningún intervalo de tiempo se observaron larvas muertas, por lo que hace suponer que hubo canibalismo entre larvas de esta especie, esto confirma la agresividad de la especie *Macrobrachium carcinus* L. en su estado larval. Situación que cita Chávez (1976), en donde afirma que esta especie posee agresividad y es difícil de manejar.

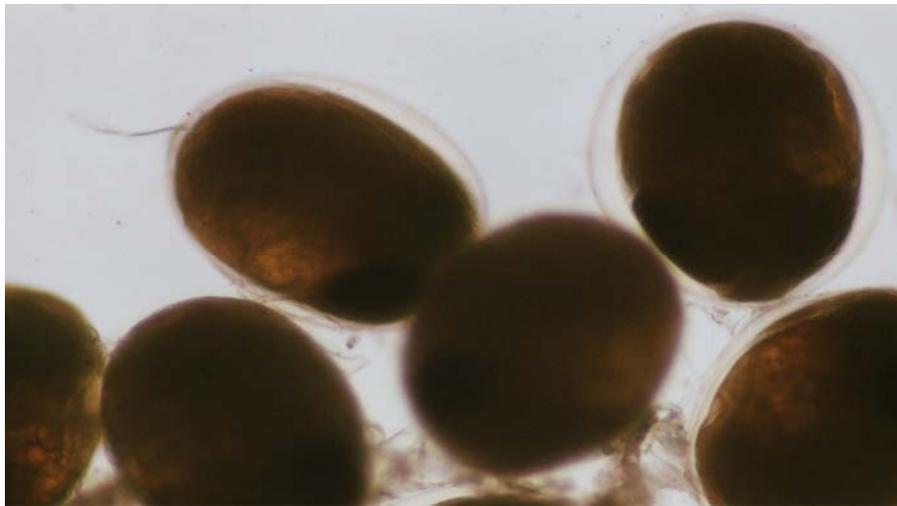


**Figura 18** Comparación de supervivencia larval de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio a los dieciséis días según prueba de Tukey ( $P < 0.01$ ) Ixcán, Quiché, 2,004.

De acuerdo a los resultados obtenidos en este experimento, para la alimentación de larvas de *M. carcinus* en condiciones de laboratorio es necesario considerar el estado larval y concentración de alimento. Tal como fue observado, las larvas requieren de concentraciones adecuadas a partir del quinto día de supervivencia larval. Para este estudio la mejor supervivencia se obtuvo cuando fue utilizada la mayor concentración de alimento consistente en *Artemia salina*, así, cuanto más tiempo pasa, las larvas demandan más alimento, prueba de ello es que cuando se aplicó 6 y 8 nauplios de *Artemia salina* por larva se obtuvo los mejores resultados. Sin embargo, decreció a través del tiempo debido al canibalismo entre larvas, observado en todos los tratamientos. Esto podía evitarse posiblemente con el incremento de alimento o bien utilizar menor densidad de población de larvas. Este estudio es pionero en Guatemala y no existe información en la literatura respecto a este comportamiento para esta especie. No obstante, resultados obtenidos en el CEMA con la especie *M. rosebergii*, se menciona comportamiento análogo. Por tanto, para futuros estudios se recomienda utilizar 8 nauplios de *Artemia salina* por larva e incrementar las concentraciones de alimento larval y prolongar la evaluación hasta post-larva.

#### 8.4. Principales características biológicas de los estados larvales de *Macrobrachium carcinus*

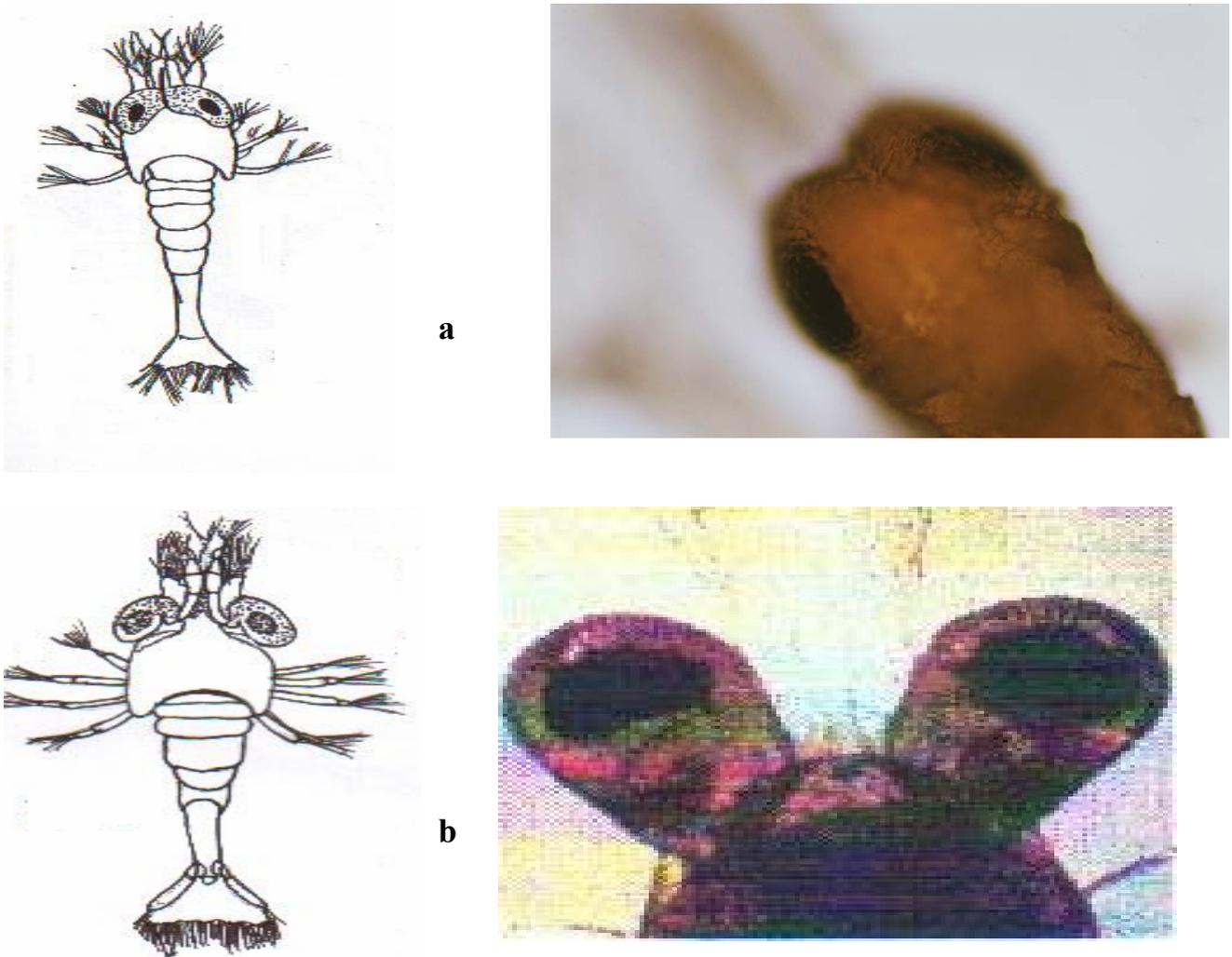
**Huevo:** el huevo presentó varios tipos de coloración según la madurez. Cuando están recién formados en los pleopodos de las hembras son de un color anaranjado intenso, ladrillo, conforme madura este le cambia a un color marrón, y aparecen las miríadas de los ojos de la larva en el huevo, los cuales conforme maduran, empiezan a definirse apéndices y los ojos crecen y son más redondos, según los datos de las hembras que se tuvieron, existe un promedio de 11 días desde que aparecen los ojos de la larvas en los huevos hasta la eclosión, Figura 19.



**Figura 19** Huevos de *Macrobrachium carcinus* L. en laboratorio, Ixcán, Quiché, 2004, aumento 4x. Foto Centro de Microscopia Facultad de Agronomía, USAC.

**Zoea I:** Este estadio tardó aproximadamente 1 día, se diferencia de los demás estadios principalmente por los ojos sésiles, según revisión bibliográfica es uno de los caracteres más notorios, Figura 20a

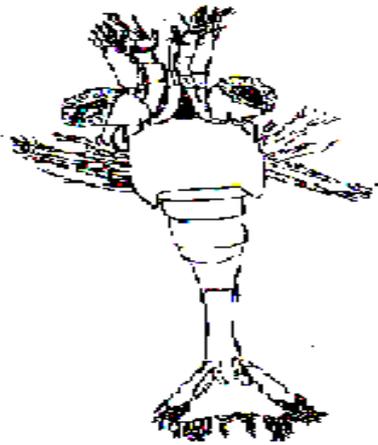
**Zoea II:** Ocurrieron a los 3 días de eclosionadas las larvas se caracterizan principalmente por la aparición de los ojos pedunculados, espina supraorbital prominente, Figura 20b



**Figura 20 (a)** Primer estadio larval ojos sésiles (flecha). **(b)** segundo estadio larval, flecha señala ojos pedunculados en larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium. carcinus*. Ixcán, Quiché, 2004. Aumento 20x, Foto Centro de Microscopia Facultad de Agronomía

**Zoea III:** Ocurrió a los 5 días, las larvas presentaron las siguientes características, el rostro con dientes dorsales, uropodos birrámeos, Figura 21a.

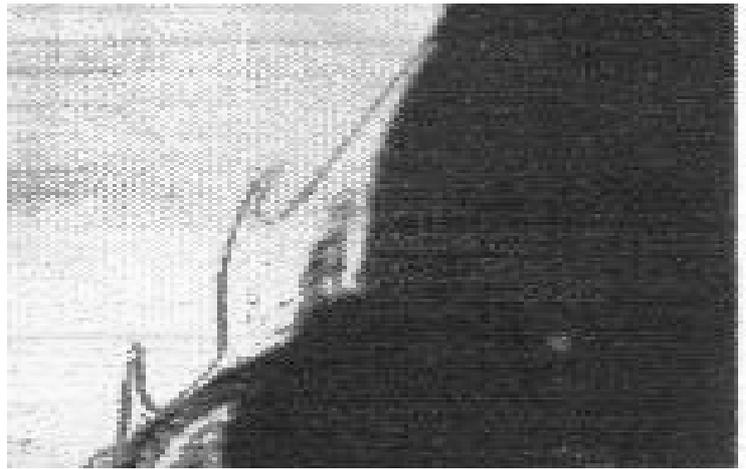
**Zoea IV:** Este estadio larval ocurrió a los siete días de supervivencia larval y su principal característica fue los dientes del rostro claramente definidos. Figura 21b.



a



b

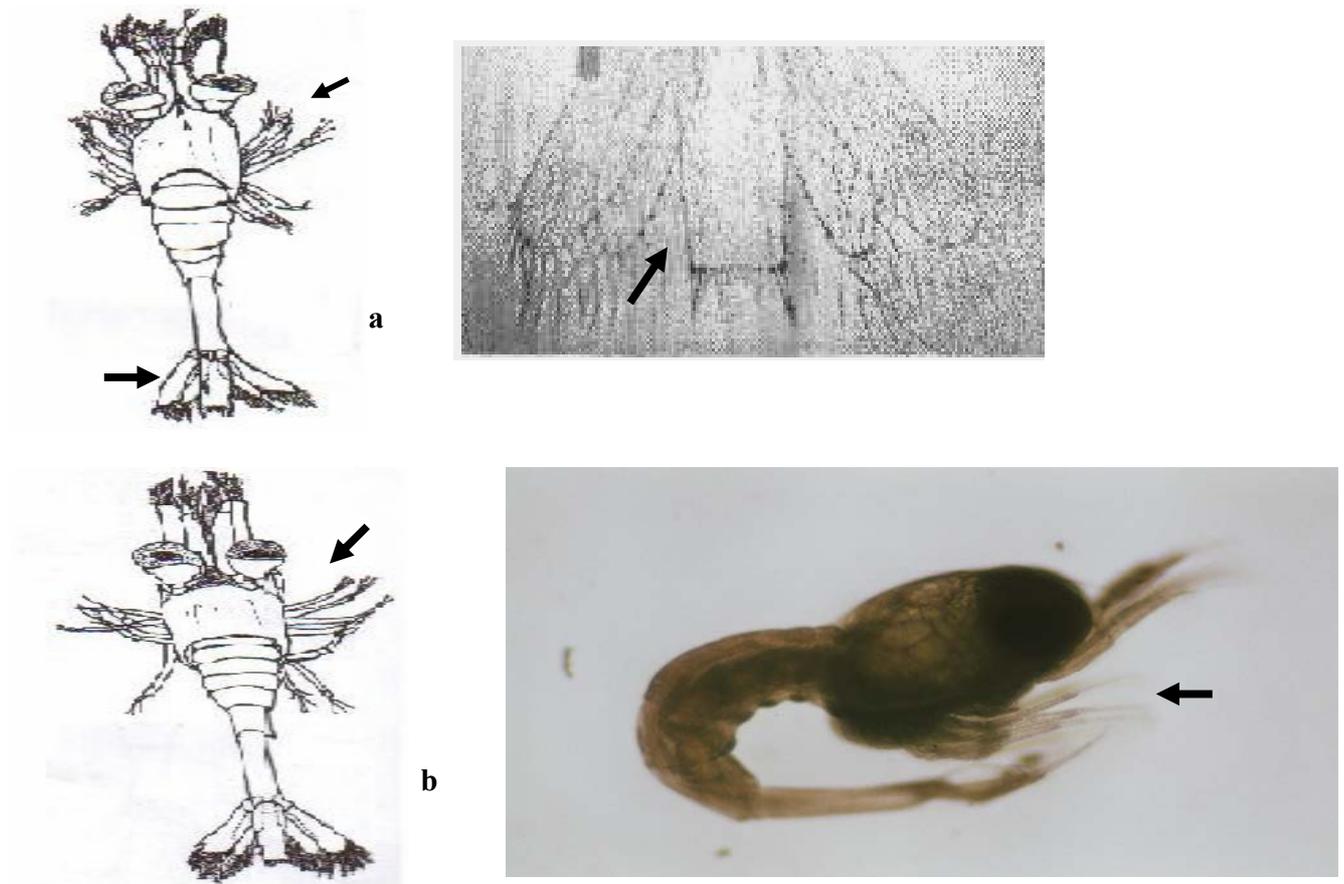


**Figura 21** (a) Tercer estadio larval uropodos birrámeos y rostro con dientes dorsales, (flecha superior inferior en su orden). (b) Cuarto estadio larval, flecha señala dientes del rostro claramente definidos en larvas de camarón *Macrobrachium carcinus*. Ixcán, Quiché, 2004. Aumento 20x. Foto Centro de Microscopia Facultad de Agronomía, USAC.

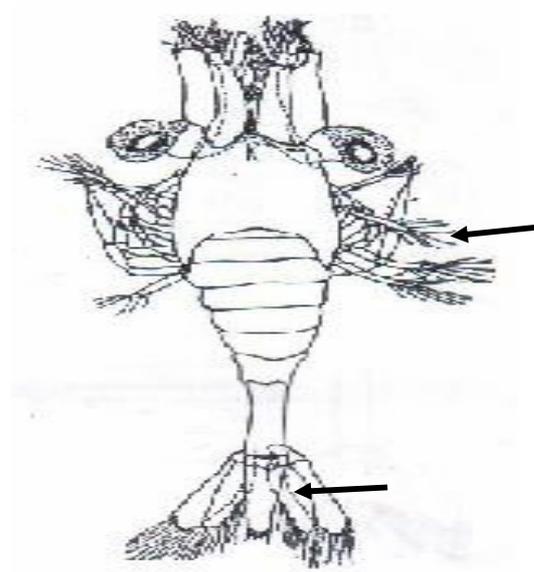
**Zoea V:** ocurrió a los 9 días después de la eclosión de los huevos, presentó las siguientes características, el telson es más largo y estrecho, en los uropodos el número de plumas aumenta con relación al estado anterior, Figura 22a.

**Zoea VI:** Este estadio larval ocurrió a los 12 días y las principales características fuerón, uropodos mas alargados que zoea V, telsón más alargado, Figura 22b.

**Zoea VII:** éste estadio larval ocurrió a los 16 días desde la eclosión de los huevos, empezaron a verse los pléopodos pequeños y el telsón más alargado, Figura 23.



**Figura 22 (a)** Quinto estadio larval uropodos presenta más plumas, telsón más alargado y estrecho (flecha superior e inferior en su orden). Aumento 20x **(b)** Sexto estadio larval, uropodos más alargados y telsón más largo con respecto al estadio anterior (flecha superior e inferior en su orden) en larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus*. Ixcán, Quiché, 2004. Aumento 4x. Foto Centro de Microscopia Facultad de Agronomía.



**Figura 23** Séptimo estadio larval, pleópodos pequeños y telsón más largo (flecha superior e inferior es su orden) en larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus*, Ixcán, Quiché, 2004.

## 9. CONCLUSIONES

- 9.1. En concentraciones superiores a 10 PPT no se obtuvo supervivencia de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L.
- 9.2. La mejor concentración de salinidad obtenida para supervivencia larval sin alimento de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. fue de 2 PPT y un tiempo total de supervivencia de 109 horas.
- 9.3. En la evaluación de concentraciones de alimento *Artemia salina*, hasta los 3 días después de la eclosión de los huevos de larvas de camarón de agua dulce, no se encontró diferencia significativa y la mejor concentración fue de 8 nauplios de *Artemia* por larva de camarón de agua dulce a partir de los 5 días.
- 9.4. Los cambios de estadios larvales de camarón de agua dulce desde zoea I, hasta zoea VII se observaron en el periodo de 1, 3, 5, 7, 9, 12 y 16 días respectivamente, después de la eclosión de los huevos.
- 9.5. El cambio de coloración de la masa ovigera y observación de ojos de las larvas en los huevos de camarón de agua dulce, son características importantes para considerar la eclosión de los huevos y acontece en un promedio de 11 días.
- 9.6. El peso y tamaño de hembras adultas ovigeras de la especie *Macrobrachium carcinus* L. capturadas en el río Chixoy osciló entre 145 – 160 g y 20 – 26 cm de largo desde la punta del rostro al telsón.

## 10. RECOMENDACIONES

- 10.1. Utilizar concentración salina de 2 PPT para producción de larvas de del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en condiciones de laboratorio en el área de Ixcán, Quiché.
- 10.2. Suplir una concentración de 2 nauplios de *Artemia salina* por larva de del camarón de agua dulce como alimento durante los primeros 3 días de supervivencia, posteriormente usar 8 nauplios de *Artemia salina* por larva de camarón, para producción de larvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en condiciones de laboratorio en el área de Ixcán, Quiché.
- 10.3. Realizar un estudio de la fase larval con diferentes densidades de individuos por litro, debido a la alta agresividad y canibalismo que la especie presenta, con las variables ya establecidas en la presente investigación.
- 10.4. Hacer una tercera fase del estudio, que de a conocer las post-larvas, juveniles y adultos para poder realizar un estudio de engorde y cosecha del adulto.
- 10.5. Realizar estudios de costos de operación para la producción controlada del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. desde su estado larval hasta adulto.
- 10.6. Realizar un estudio del ciclo de vida del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L. en condiciones naturales del río Chixoy, Guatemala.

## 11. BIBLIOGRAFÍA

1. Carrillo S, MA; Salomón G, MC. 1994. Diseño, instalación y operación de una unidad para la obtención de post larvas de camarón *Penaeus* sp., con fines didácticos. México, SEP; SEIT. 99 p.
2. Chavez, AZ; Chavez, EA. 1976., Introducción al conocimiento de la biología del langostino *Macrobrachium carcinus* L, en el estado de Veracruz, Guaymas, México. *In* Simposio Biología y dinámica poblacional de camarones 1., 1976, México. Memorias. México, Son. p. 1-12.
3. Coehlo, P. *et al*.1981. Cultivo de camarones del género *Macrobrachium* Bate (Decapoda, palaemonidae) Brasilia, Brasil, FAO. 66 p.
4. Díaz, EP. 1999. Identificación taxonómica de especies nativas de camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*, en la vertiente del Pacífico guatemalteco. Seminario TUA. Guatemala, USAC, Centro de Estudios del Mar y Acuicultura. 59 p.
5. Díaz, MP. 2001. Producción larval de camarón de río nativo *Macrobrachium americanum* en laboratorio. Seminario TUA. Guatemala, USAC, Centro de Estudio del Mar y Acuicultura. 78 p.
6. Espinosa, JL. 1987. El langostino un alimento en peligro. México, Ingramex. v. 10, p 19-30.
7. Gallardo, P; Pedroza, R; García, T; Pascual, C; Rosas, C; Sánchez, A; Gaxiola, G. 2002. Replacement of live food with microbound diet in feeding *Litopenaeus setiferus* larvae. *Aquaculture Research* 33:1-11.
8. Holdridge, L. 1979. Ecología basada en zonas de vida. Turrialba, Costa Rica, IICA. 490 p.
9. Holthuis, LB. 1952. Una revisión general de los palaemonidae, de las americas. US, Universidad del Sur de California. v. 2, 396 p.
10. Holtschmit, M. 1990. Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino malayo. México, FONDEPESCA. P. 17-32.
11. INSIVUMEH (Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología, GT). 2004. Programa de hidrología (en línea). Guatemala. Consultado 25 oct. 2004. Disponible en <http://www.insivumeh.gob.gt/hidrologia/rios%20de%20guate.htm>.
12. Leccia, MF. 1993. El cultivo de camarón de río *Macrobrachium carcinus* un potencial destinado en Venezuela (en línea). Venezuela, Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado Anzoategui, Estación local Barcelona. Venezuela. Consultado 23 feb. 2004. Disponible en <http://www.cemap.gov.ve/bdigital/fdivul/fd50/camaron.htm>
13. Moreno, AP. 2002. Impulso a la producción controlada del langostino de río (Pigua) como una opción para la diversificación productiva: informe narrativo. Guatemala, Colegio de Ingenieros Agrónomos / AGROCYT . 10 p.
14. New, MB. 1990. Freshwater prawn culture: a review. *Aquaculture* v.1, p 9-143.

15. Municipalidad de Playa Grande, Ixcán, Quiché, GT. 2004. Nuestra presentación del municipio (en línea). Guatemala. Consultado 25 oct. 2004. Disponible en <http://www.inforpressca.com/playagrandeixcan/servicios.php>
16. Ponce, LG. 2001. Acondicionamiento de reproductores de camarón de agua dulce *Macrobrachium rosebergii*, suministrando alimento natural *Daphnia pulex* enriquecido con ácidos grasos polinsaturados, comparada contra el método tradicional. Tesis Acuic. Guatemala, USAC, Centro de Estudios del Mar y Acuicultura. 57 p.
17. Rodríguez, G. 1993. Fundamentos de acuicultura continental. Colombia, INPA. p 173-178.
18. Tacon, A. 1987. The nutrition and feeding of farmed fish and shrimp: a training manual 1: the essential nutrients. Brasilia, Brasil, FAO. 117 p.
19. Torrentera, L; Tacon, A. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura una: diagnosis (en línea). Brasilia, Brasil, FAO. 25 p. Consultado 25 oct. 2004. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/field/003/ab4735/ab473504/htm>

# **ANEXOS**

**Cuadro 4A**

Análisis de varianza practicado a la variable supervivencia larval de camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* L, a las 24 horas después de la eclosión de los huevos sin proporcionarles ningún tipo de alimentación.

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F crítica
Tratamientos	4	57.3	14.3	22.7*	5.99
Error	10	6.27	0.63		
Total	14	63.57			

CV = 11.21%

**Cuadro 5A**

Andeva a 1 día de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea I) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*.

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F crítica
Tratamientos	3	0.46	0.15	1.7 Ns	5.95
Error	12	1.08	0.09		
Total	15	1.54			

C.V. 4.38%

**Cuadro 6A**

Andeva a los 3 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea II) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*.

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F crítica
Tratamientos	3	0.33	0.11	1.1 Ns	5.95
Error	12	1.21	0.10		
Total	15	1.54			

C.V. = 4.72%

**Cuadro 7A**

Andeva a los 5 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea III) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F critica
Tratamientos	3	12.24	4.08	30*	5.95
Error	12	1.46	0.12		
Total	15	13.7			

C.V. = 6.53%

**Cuadro 8A**

Andeva a los 7 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea IV) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F critica
Tratamientos	3	41.73	13.9	174**	5.95
Error	12	0.91	0.08		
Total	15	42.64			

C.V. = 7%

**Cuadro 9A**

Andeva a los 9 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea V) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*

F.V	G.L	S.C	C.M	Valor de F	F critica
Tratamientos	3	44.5	15	75**	5.95
Error	12	2.45	0.20		
Total	15	46.95			

C.V. = 15.4%

**Cuadro 10A**

Andeva a los 12 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea VI) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*

<b>F.V</b>	<b>G.L</b>	<b>S.C</b>	<b>C.M</b>	<b>Valor de F</b>	<b>F critica</b>
Tratamientos	3	31.7	10.6	141**	5.95
Error	12	0.9	0.075		
Total	15	32.6			

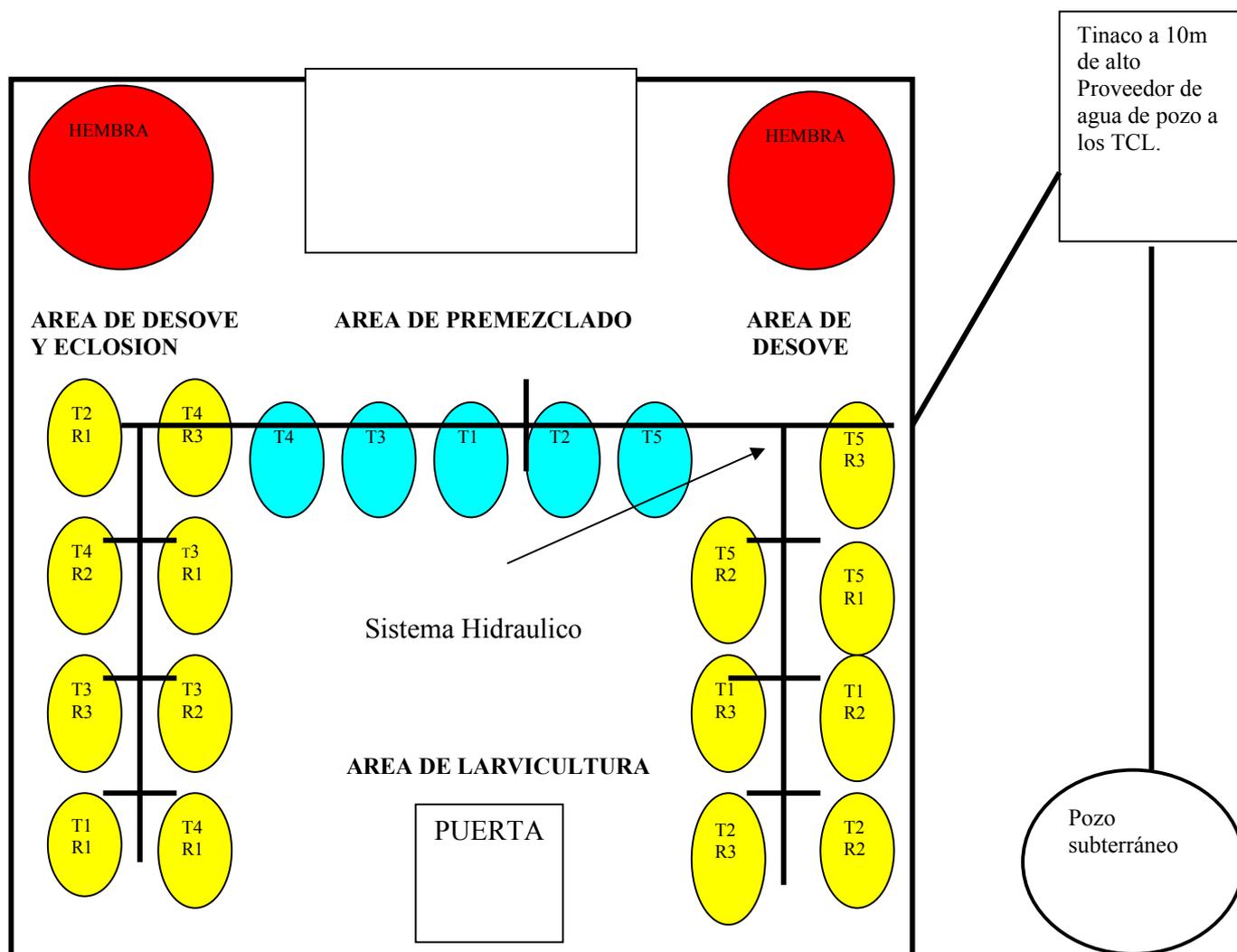
**C.V. = 13.7%**

**Cuadro 11A**

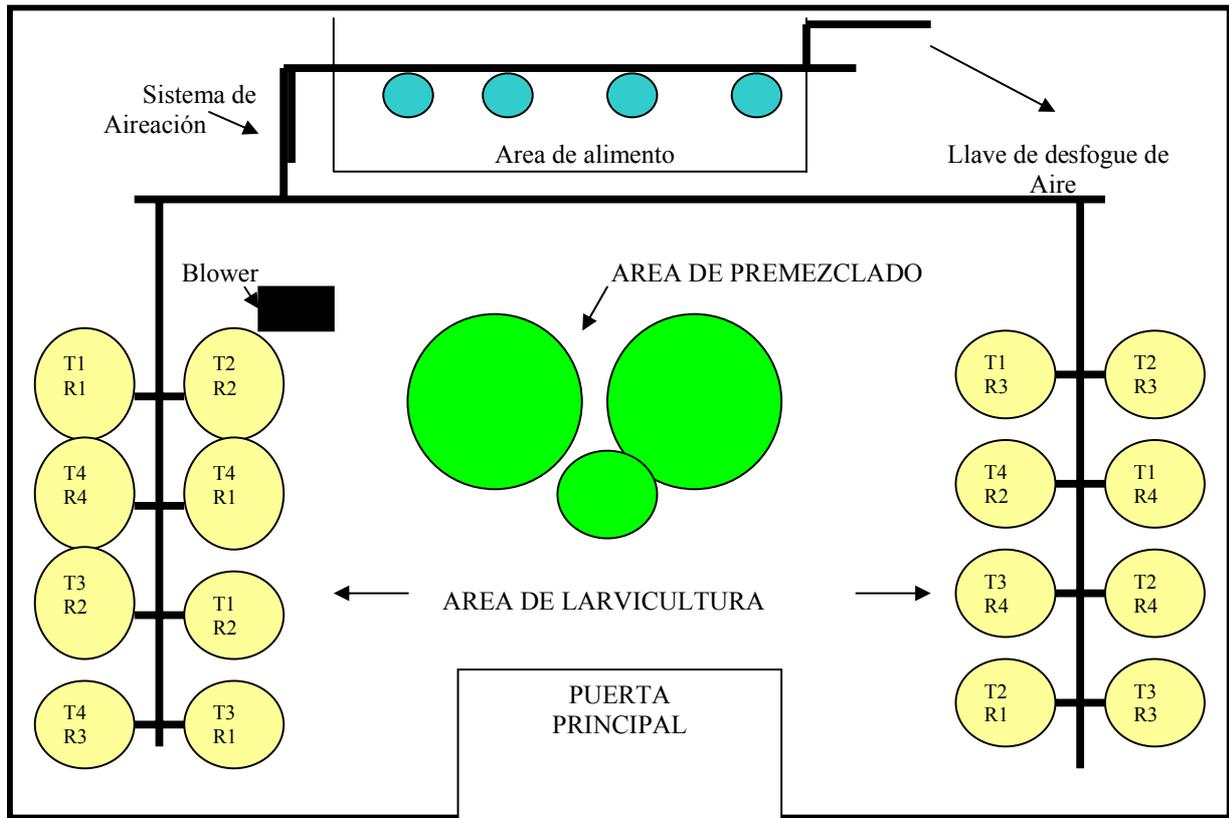
Andeva a los 16 días de eclosionados los huevos de larvas de camarón de agua dulce (Zoea VII) aplicándoles diferentes concentraciones de *Artemia salina*

<b>F.V</b>	<b>G.L</b>	<b>S.C</b>	<b>C.M</b>	<b>Valor de F</b>	<b>F critica</b>
Tratamientos	3	28.6	9.5	158**	5.95
Error	12	0.74	0.06		
Total	15	29.34			

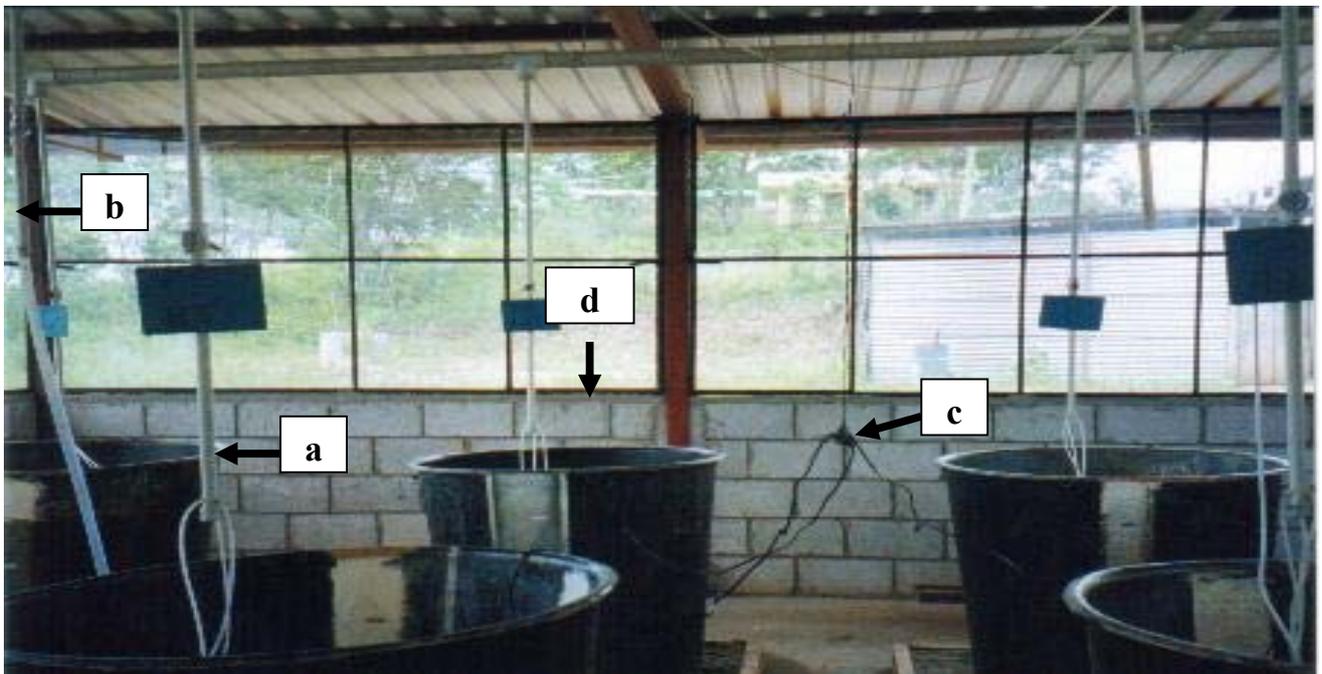
**C.V. = 16.3**



**Figura 24A** Croquis del laboratorio evaluando concentraciones de salinidad y mostrando el sistema hidrológico.



**Figura 25A** Croquis del laboratorio evaluando concentraciones de alimento y mostrando el sistema de aireación, Ixcán, Quiché 2004.



**Figura 26A** Laboratorio de cría larval, (a) sistema de aireación, (b) sistema hidrológico, (c) conexión eléctrica para termostatos, (d) tinaco de cría larval. Ixcán, Quiché, 2004.

## GLOSARIO

### ECLOSION:

Nacimiento de estadios larvales del camarón.

### HABITAT:

Lugar en donde vive una especie animal o planta en donde satisface sus necesidades básicas, tales como: alimento, agua, refugio, entre otras.

### JUVENIL:

Diferencia de estadio con respecto a las pos-larvas, está dada por el tamaño del animal y se considera que en un periodo de 60 días los ejemplares ya se denominan juveniles.

### LARVA:

Estado del camarón de río que inicia con la eclosión, pasa 11 estadios para llegar a ser Post-larva. Es planctónica y nadan activamente en forma invertida.

### METAMORFOSIS:

Es el cambio natural fisiológico que sucede cuando el camarón pasa de la etapa de larva para convertirse en PL.

### NAS:

Nauplio de artemia salina, solo eclosionan en agua salada y sirve como alimento en laboratorio para larvas del camarón.

### OMNIVORO:

Animal que se alimenta con toda clase de sustancias.

OVIGERA:

Hembra de camarón de río que lleva los huevos bajo su vientre. Los incuba para eclosionarlos.

OVOPOSICIÓN:

Expulsión de los huevos en la hembra

pH:

Termino que se usa para expresar las concentraciones de iones de hidrogeno en el agua.

PPT:

(Parts per thousand) Abreviatura que significa partes por mil de salinidad.

POST-LARVA (PL):

Estadio del ciclo de vida del camarón. Las larvas se convierten en post-larvas después de un cierto periodo de tiempo. Edad en días 33 aproximadamente. Las post-larvas son muy similares a un camarón adulto.

QUISTE:

Huevo que solo puede desarrollarse después de un periodo de dormancia, durante el cual son resistentes a condiciones adversas.

TCL:

Tinaco de cría larval.