

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

Dirección General de Investigación –DIGI-

**Programa Universitario de Investigación en
Alimentación y Nutrición–PUIRNA-**

Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA-

**“PRODUCCIÓN LARVAL DE CAMARÓN DE RIO NATIVO,
Macrobrachium americanum, EN LABORATORIO”**

Equipo de Investigadores

Coordinador

Dr. Fraternal Díaz Monge.

Investigadores

T.U.A. Paola Díaz Montt.

T.U.A. Luis Gerardo Rodríguez Ruíz.

Guatemala, Febrero a Noviembre del 2001.



AGRADECIMIENTO

Al presentar el Informe de Investigación sobre producción larval de Camarón Nativo de Río, *Macrobrachium americanum*, es necesario reconocer y agradecer públicamente la colaboración de las Comunidades, Instituciones, Empresas y personas que fueron actores fundamentales en su desarrollo:

A Asociación de Azucareros de Guatemala –ASAZGUA- e Ingenio Pantaleón.

Al Personal Técnico de la Unidad de Pesca y Acuicultura –UNIPESCA-.

A la Empresa MAYASAL, Laboratorio Larval de Camarón Marino, Candelaria.

A los pescadores de la Comunidad Las Morenas, Iztapa, Escuintla.

A la Empresa de Productos Orgánicos S.A.

Ing. Agr. Pedro Julio García, y Lic. Glenda Rico, por su apoyo.

M.Sc. Luis Francisco Franco Director **CEMA**, por el apoyo institucional para el desarrollo de la investigación en general.

Al Dr. Oscar Cobar Pinto Director de **DIGI** y el Dr. Carlos Sánchez de **DIGI**, por su apoyo en las gestiones durante el desarrollo de la investigación.

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en la Estación Experimental del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura -CEMA-, en la Aldea de Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

Los objetivos de la investigación fueron, Cultivar larvas de Camarón de Río Nativo, ***Macrobrachium americanum***, de la Vertiente del Pacífico de Guatemala bajo condiciones artificiales, en la Estación Experimental de CEMA. En un Laboratorio de Cría Larval, construido especialmente para el desarrollo de la investigación.

Los reproductores, hembras grávidas y machos, de ***Macrobrachium americanum***, utilizados para este trabajo, se capturaron en el Río Las Morenas, de la cuenca del María Linda, Iztapa, Escuintla; durante el período de los meses de Abril a Noviembre del 2,001.

Como parte de los resultados, los reproductores del Camarón de Río Nativo, ***Macrobrachium americanum***, capturados en el medio natural, se adaptaron a las condiciones controladas de cautiverio. En cuanto, a la producción larval obtenida dentro de la unidad, se obtuvieron los siguientes estadios larvales: Zoea I, Zoea II, Zoea III, Zoea IV y Zoea V, lográndose Sobrevivencia del 0% hasta el décimo día. Lo que dio como resultado, no lograr obtener post-larvas de ***Macrobrachium americanum***, posiblemente se debe a los factores de salinidad y alimentación. Se logró conocer mucho de la biología reproductiva de esta especie de ***Macrobrachium***, la cual antes no se conocía; Además, de lograr la reproducción natural bajo condiciones ambientales controladas.

INDICE GENERAL

	No. de Página
1. Introducción	1
2. Objetivos	2
3. Marco Referencial	3
3.1 Condiciones Generales	3
3.2 Biología General de <i>Macrobrachium americanum</i>	3
3.3 Características Distintivas del Camarón de Agua Dulce del Género <i>Macrobrachium</i> , Especie <i>americanum</i>	4
3.4 Camarón de Agua Dulce: Su Vida y Su Medio	7
3.5 Distribución Geográfica	7
3.6 Ciclo de Vida	8
3.7 Muda y Desarrollo	9
3.8 Reproducción	10
3.8.1 Apareamiento y Desove	10
3.9 Incubación	11
3.10 Desarrollo Embrionario	12
3.11 Desarrollo Larval	12
3.11.1 Características Diferenciales de los Estadíos Larvales en el Género <i>Macrobrachium</i>	12
3.12 Tipos de agua empleadas en Larvicultura	13
3.13 Alimentación Durante el Estado Larval	14
3.13.1 Alimento Natural	15
3.13.1.1 Cultivo de Artemia	15
3.13.1.2 Fitoplancton	16
3.13.2 Alimento Suplementario	17
3.14 Calidad De Agua y Su Mantenimiento	18
3.15 Densidad Poblacional	19
3.16 Separación de Post-Larvas y Aclimatación	20
4. Materiales y Métodos	21
4.1 Localización Geográfica	21
3.11.1 Monterrico	21
3.11.1 Clima	22
3.11.1 Distribución Geográfica de la Cuenca María Linda, de la Vertiente del Pacífico guatemalteco	23
4.2 Metodología General	24
4.2.1 Obtención y Transporte de los Organismo Nativos de <i>Macrobrachium americanum</i> , al Laboratorio	24
4.2.2 Diseño e Instalación del Laboratorio de Producción Larval	24
4.2.2.1 Investigación del diseño	24
3.2.2.2 Parámetros del diseño	24
4.2.3 Diseño de las Áreas del Laboratorio	26
4.3 Materiales, Suministros y Equipo	29

5. Resultados y Discusión de Resultados	32
5.1 Diseño e Instalación del Laboratorio de Producción Larval	32
5.2 Obtención y Transporte de los Organismo Nativos de Macrobrachium americanum , al Laboratorio	33
5.2.1 Arte de pesca para la Extracción de la Especie	35
5.2.2 Transporte de Organismos	35
5.3 Tallas y Pesos de Reproductores de Macrobrachium americanum	36
5.4 Manejo de Reproductores	37
5.5 Muda y Desarrollo	37
5.6 Reproducción	40
5.7 Apareamiento y Desove	40
5.8 Incubación	41
5.9 Desarrollo Larval	41
5.9.1 Características Diferenciales de los Estadios Larvales de Macrobrachium americanum	42
5.10 Alimentación Durante el estado Larval	46
5.10.1 Alimento Natural	46
5.11 Calidad del Agua	47
6. Conclusiones	52
7. Recomendaciones	55
8. Bibliografía	56
9. Anexo	59
Anexo 1: Glosario	60
Anexo 2: Morfología Externa del Camarón de agua dulce del género Macrobrachium	62
Anexo 3: Características Distintivas del Camarón de Río, Macrobrachium americanum	63
Anexo 4: Ciclo de Vida del Camarón de agua dulce del género Macrobrachium	64
Anexo 5: Ciclo de Vida del camarón de agua dulce del género Macrobrachium	65
Anexo 6: Diseño del Laboratorio para la obtención de Larvas de Camarón de Río Nativo, Macrobrachium americanum , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	66
Anexo 7: Sistemas de aireación y abastecimiento de agua dentro del Laboratorio para la obtención de Larvas de Camarón de Río Nativo, Macrobrachium americanum , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	67
Anexo 8: Longitudes del Laboratorio para la obtención	

	de Larvas de Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	68
Anexo 9:	Laboratorio de Producción Larval de <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	69
Anexo 10:	Laboratorio de Producción Larval de <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	70
Anexo 11:	Eclosionadores de Artemia salina, en el Laboratorio de Producción Larval de <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	71
Anexo 12:	Reproductor Hembra de <i>Macrobrachium americanum</i> . Reproductor Macho de <i>Macrobrachium americanum</i> .	72
Anexo 13:	Ciclo de Vida alcanzado en el Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	73
Anexo 14:	Características diferenciales de los Estadíos Larvales Obtenidos en el Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium americanum</i> , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	74
Anexo 15:	Registros de Producción Larval de <i>Macrobrachium americanum</i> .	77
Anexo 16:	Registros de Reproductores de <i>Macrobrachium americanum</i> .	78

INDICE DE FIGURAS

		No. de Página
FIGURAS:		
Figura No.1	Captura de Hembras y Machos de Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium americanum</i> .	33
Figura No.2	Tallas y Pesos de Hembras Grávidas capturadas en el Río Las Morenas, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.	36
Figura No.3	Estadíos Larvales alcanzados bajo diferentes salinidades, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.	48
Figura No.4	Días de Supervivencia Larval alcanzada en los Sistemas de Cultivo de Agua Verde y Agua Clara, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.	49
Figura No.5	Estadíos Larvales alcanzados en el Sistema de Cultivo de Agua Verde, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.	50
Figura No.6	Estadíos Larvales alcanzados en el Sistema de Cultivo de Agua Clara, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.	51

INDICE DE TABLAS

		No. de Página
TABLAS:		
Tabla No.1	Preparación de agua mezclas de agua dulce y agua de mar.	13
Tabla No.2	Preparación de agua de mar artificial.	14
Tabla No.3	Tipos de dietas que pueden ser utilizadas como alimento suplementario en la cría larval del Camarón de agua dulce.	18
Tabla No.4	Condiciones físico-químicas del agua, recomendables para la Reproducción del Camarón de agua dulce.	19

INDICE DE FOTOS

		No. de Página
FOTOS:		
Foto No.1	Lumpen, utilizado para la captura del Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium</i> <i>americanum</i>	35
Foto No.2	Transporte de Reproductores de Camarón de Río Nativo, <i>Macrobrachium americanum</i>	35
Foto No.3	Muda de Macho de Camarón Nativo de Río, <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA- , en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.	38

Foto No.4	Muda de Hembra de Camarón Nativo de Río, <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA- , en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.	38
Foto No.5	Muda del abdomen de Camarón Nativo de Río, <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.	39
Foto No.6	Muda del abdomen de Camarón Nativo de Río, <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.	39
Foto No.7	Estadío Larval, Zoea I, de <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, San Rosa.	42
Foto No.8	Estadío Larval, Zoea II, de <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, San Rosa.	43
Foto No.9	Estadío Larval, Zoea III, de <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, San Rosa.	44
Foto No.10	Estadío Larval, Zoea IV, de <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Táxisco, San Rosa.	45

Foto No.11	Estadio Larval, Zoea V, de <i>Macrobrachium americanum</i> , Laboratorio de la Estación Experimental -CEMA- , en Monterrico, Taxisco, San Rosa.	46
------------	---	-------	----

INDICE DE MAPAS

		No. de Página
MAPA:		
Mapa No.1	Cuenca de la Vertiente del Pacífico guatemalteco. 34

1. INTRODUCCIÓN

La investigación “**Producción de larvas en Laboratorio del Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum***”, financiada por la Dirección General de Investigación –DIGI- y ejecutado por el Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA-, constituye una primera investigación relacionada con la producción larval de especies de Camarón de Río Nativo.

Los camarones de río, son organismos que han sido capturados por el hombre desde hace muchos siglos, sin embargo es difícil de hablar de una pesquería pues generalmente es una actividad complementaria y realizada por campesinos en forma artesanal, generalmente asociada a la época de lluvia y los organismos capturados se consumen localmente o tienen una comercialización. Por otra parte la presión de pesca va aumentando, la disponibilidad de áreas para la producción natural disminuye y la contaminación restringe las posibilidades de las poblaciones naturales.

Estos factores más la gran aceptación de los camarones en general a disminuido la población de estas especies en los ríos de la Vertiente del Pacífico, a niveles tan bajos que hacen posible que pueda desaparecer esta especie. La reproducción natural es menor y debía de investigarse las posibilidades de reproducción de esta especie de camarón nativo de río, ***Macrobrachium americanum***, en forma artificial controlada en Laboratorio para la obtención de larvas y lograr obtener además información básica sobre el crecimiento larval bajo condiciones controladas de esta especie y obtener post-larvas resistentes al medio natural, por lo tanto la forma de solucionar el problema es lograr la reproducción de esta especie en Laboratorio y poder ofrecer post-larvas para su cultivo y para repoblar cuerpos de agua.

Un Laboratorio de obtención de larvas nos permite ser los precursores de la producción larval de esta especie nativa, generando nuestra propia tecnología y la subsecuente transferencia de técnicas adecuadas. Por lo anterior resultaba por demás pertinente realizar este proyecto que podría solucionar el problema económico-social, alimentario y ambiental ya conocido.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General:

Cultivar larvas de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, de la Vertiente del Pacífico de Guatemala bajo condiciones artificiales, en la Estación Experimental de CEMA, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

2.2. Objetivos Específicos:

1. Ecllosionar hembras ovígeras de *Macrobrachium americanum* provenientes de ríos del pacífico de Guatemala.
2. Determinar la tasa de sobrevivencia de larvas de *Macrobrachium americanum*, hasta obtener post larvas en ambiente controlado.
3. Obtener juveniles de *Macrobrachium americanum*, de excelente talla y peso a los 60 días de cultivo en criaderos.
4. Generar tecnología propia bajo condiciones ambientales controladas en el cultivo larvario de este crustáceo.
5. Producir alimento para las diferentes etapas larvarias de *Macrobrachium americanum*.

3. MARCO REFERENCIAL

3.1. Condiciones Generales

Los Camarones de agua dulce, también conocidos como camarones de Río, son crustáceos que habitan las aguas dulces, salobres y ocasionalmente marinas; se encuentran tanto en las desembocaduras de los ríos, como en aguas río arriba, según la época de la reproducción. (Espinosa, 1987).

Los camarones de agua dulce, pertenecen al género *Macrobrachium*, y se les conoce regularmente con varios nombres vernáculos: Pintero, Acamayás, Piguas, Manudas, entre otros, dependiendo de la localidad. Un término utilizado muy comúnmente es el de “**Camarón de Río**”, el cual engloba a los organismos que pasan parte de su vida en agua dulce y en agua salobre, e inclusive a los que habitan siempre en agua dulce.

3.2. Biología General de *Macrobrachium americanum*.

- Taxonomía del Camarón de Agua Dulce. (Bowman y Abele, 1982).

Clase	Malacostraca
Subclase	Eumalacostraca
Superorden	Eucarida
Orden	Decápoda
Suborden	Pleocyemata
Infraorden	Caridea
Superfamilia	Palaemonoidea
Familia	Palaemonidae
Subfamilia	Palaemoninae
Género	<i>Macrobrachium</i>
Especie	<i>americanum</i>

La familia Palaemonidae es una familia grande y diversa, que consiste de por lo menos 50 géneros y 450 especies repartidas en cuatro subfamilias. (Holtzman, 1990).

Existen palaemónidos de agua dulce, salobre y marina. Las características más relevantes de esta familia son: Rostrum presente, el flagelo antenular superior es bifurcado, el primer y el segundo pereiópodo son quelados aunque el primero generalmente menos desarrollado que el segundo y los pereiópodos carecen de exópodos. (Holtzman, 1990).

De acuerdo a Holthuis (1980), al género *Macrobrachium* se le puede encontrar en lugares tropicales y muchos subtropicales. Casi todas sus especies pasan parte de su vida en agua dulce, en algunos, los juveniles se encuentran en agua salobres o marinas.

Muchas de las especies son grandes y usadas como alimento por el hombre.

Son comunes los casos de sinonimia en el género y se deben principalmente a los siguientes factores: (Holtschmit, 1990).

- Solamente se tienen pocos caracteres para la identificación, pues son organismos muy similares y presentan muy pocas y pequeñas diferencias que a veces son difíciles de definir.

Los mejores caracteres para identificación son la forma del rostrum y la de los segundos pereiópodos.

- Algunos caracteres varían mucho dentro de la misma especie, especialmente durante el crecimiento.
- Las hembras difieren bastante de los machos, especialmente en la forma del segundo pereiópodo, pareciendo organismos jóvenes.
- Los organismos pueden llegar a estar sexualmente maduros aunque las partes del cuerpo no estén bien desarrolladas.

En la actualidad se conocen aproximadamente 125 especies del género ***Macrobrachium***. (Villalobos, 1982).

Una de las especies más importantes, desde el punto de vista comercial y por lo tanto la posible para cultivo, es el ***Macrobrachium americanum***.(Holthuis, 1980).

3.3. Características Distintivas del Camarón de agua dulce del Género ***Macrobrachium***, Especie ***americanum***.

- ***Macrobrachium americanum*** Bate, 1868.

Nombres vernáculos: **FAO: Es** - Camarón cauque, Camarón de Río.

Esta especie es de gran talla, la talla máxima en el macho es de 25 cm y la máxima en la hembra es de 19.5 cm de longitud total.

Rostro fuertemente inclinado hacia abajo, no rebasando el extremo anterior del pedúnculo antenular, y armado de 11 a 14 dientes dorsales (incluyendo 4 a 6 dientes postorbitales) y 3 o 4 ventrales. (Fischer, *et al.* 1995).

Pereiópodos del segundo par iguales en forma y tamaño, su carpo claramente más corto que el mero; pinza alargada, aproximadamente de la misma anchura en toda su longitud y recubierta de pequeñas espinas; palma más larga que el dácilo. (Ver Anexo 2 y 3).

El color del cuerpo es de tonalidad café-grisácea; segmentos abdominales con tres franjas longitudinales (una dorsal y dos laterales) de color café oscuro a negro; una mancha amarilla en la región hepática y otra ocasional en la región postero-lateral del quinto segmento abdominal; región lateral inferior del caparazón a veces con manchas azules. Segundo par de pereiópodos de color café a oscuro, ocasionalmente con manchas azules irregulares cerca de las articulaciones de los artejos; dedos más oscuros, casi negros. (Fischer, *et al.* 1995).

Esta especie es la más apreciada de su género, debido a que presenta un mayor tamaño en estado adulto. Se puede observar que el cefalotórax, es menor de un tercio de la longitud total, con el segundo par de pereiópodos muy desarrollados. (Rodríguez, 1967).

En esta especie, la diferenciación sexual externa es muy notable, ya que además del tamaño siempre mayor en el macho, éste se distingue fácilmente por el mayor tamaño que alcanza su segundo par de pereiópodos. También el segundo par de pleópodos varía, ya que en la hembra se presenta el apéndice interno como pieza anexa situada sobre el basipodito, siendo un segmento pequeño ligeramente menor que la mitad del endopodito cuyo extremo distal presenta una zona plana cubierta de pequeñísimas espínulas. (En Actas op. cit.)

En el macho se presenta además un apéndice interno, el apéndice masculino; el primero tiene forma semejante al endopodito con el borde y superficie externos cubiertos de sedas y es además un poco más grande a la mitad de éste.

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

Esta especie principalmente es dulceacuícola, pero parte de su desarrollo se realiza en aguas salobres. Ha sido encontrada desde el nivel del mar hasta una altitud de 100m.

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

En esta especie cuando ya son adultos, la copulación se efectúa vientre con vientre, depositando el macho los espermatozoides dentro del receptáculo seminal de la hembra. Esto se realiza, por lo general después de una muda reciente.

La época de reproducción tiene lugar entre los meses de junio y septiembre y se puede prolongar hasta octubre; las hembras llevan los huevos adheridos por medio de la acción de la glándulas de cemento localizadas en la base de los pleópodos y urópodos, a las formaciones pilosas de los primeros, que en esta época se encuentran muy desarrolladas. El número de huevos oscila entre 200,000 y 500,000 según el tamaño de la hembra y miden alrededor de 0.44 a 0.67 mm. (En Actas op. cit.)

Los primeros estadios larvales ocurren dentro del huevo, ya que es característica de los carídeos suprimir las formas larvales libres. El huevecillo recientemente fecundado presenta un aspecto homogéneo, formándose posteriormente una zona oscura en el polo anterior que representa la zona embriológicamente activa. Más se diferencian cinco zonas de las cuales las dos anteriores probablemente corresponden a los lóbulos cefálicos, las dos medias a las placas torácico-abdominales y anterior a la placa endodérmica. Posteriormente se disciernen con claridad las manchas oculares y el esbozo de los somitos del cuerpo, los que a medida que pasa el tiempo van haciendo más aparentes, observándose posteriormente un somito para cada apéndice. Poco antes de la eclosión, el individuo presenta un aspecto semejante al adulto, que sus branquias son externas y el telson no está del todo constituido. Al eclosionar, el pequeño espécimen alcanza alrededor de 1 cm de longitud total y únicamente se diferencia del adulto por tener desproporcionado el sexto segmento del abdomen. (Rodríguez, 1967).

Esta especie se captura especialmente con atarrayas y se comercializa en fresco o como producto congelado. A pesar de ser explotada a escala bastante reducida, es de considerable importancia en los mercados locales de México a su elevado valor comercial, utilizándose principalmente en restaurantes y hoteles. También se vende en los mercados de Guatemala y El Salvador; en este último país se comercializa conjuntamente con *M. tenellum* como producto congelado.(Fischer, *et al.* 1995).

3.4. Camarón de Agua Dulce: Su Vida y Su Medio

Los camarones de agua dulce, viven en aguas dulces o salobres, pudiendo encontrarse en ríos, lagunas e incluso en esteros siempre y cuando la temperatura del agua oscile entre los 15 a 35 °C (dependiendo de la especie), sea de pH casi neutro, exista una cantidad de oxígeno disuelto superior a 2.5 mg/L, y no sean aguas muy duras o saladas. (Holtzman, 1990).

Viven encuevados entre las piedras o raíces sumergidas de los árboles, en agujeros excavados en el lodo o en general en lugares protegidos. Son de hábitos nocturnos por lo que en las noches, salen a buscar su alimento que por ser omnívoros, puede ser muy variado: plantas, raíces, pequeños peces, moluscos, gusanos, otros crustáceos e incluso algunos como el ***Macrobrachium americanum*** pueden salir del agua para capturar algo que se encuentre cerca de la orilla. Detectan al 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. (Holtzman, 1990).

Ya cerca del alimento, el tacto y el gusto juegan un papel importante pues si no se tiene la textura o el sabor apropiado el objeto es rechazado, en caso contrario, las quelas se lo pasan a los maxilípedos que los sujetan firmemente y empiezan a desgarrarlo con las mandíbulas. (Holtzman, 1990).

3.5. Distribución Geográfica

La biología de las especies del género parece obedecer a un denominador común: su hábitat acuícola. (Espinosa, 1987).

No obstante que algunas tiene capacidad para ocupar medios salobres; sin embargo, casi todas surgen del medio salino del área nerítica para completar las primeras fases de su desarrollo al menos en la franja sublitoral; estas incursiones en el medio marino, desde las post-larvas hasta el estado pre-juvenil y su regreso a los medios salobres o dulceacuícolas en las desembocaduras de los ríos, parece ser una justificación de la distribución geográfica a lo largo de las planicies costeras en el Atlántico y el Pacífico en la zona tropical del continente americano y en Las Antillas. (ver anexo 4).

Es más creíble que la dispersión se realice en estos momentos de la biología de las especies de ***Macrobrachium***, a que se efectúe mientras deambulan fuera del agua, como señaló Schmitt (fide Holthuis, 1952).

Sin embargo, hay pruebas de que con frecuencia especies de ***Macrobrachium***, incluyendo al ***Macrobrachium americanum***, abandonan el

medio acuático para librar obstáculos que impiden sus migraciones por el agua, sobre todo cuando se dirigen a áreas de reclutamiento.

Por esta dinámica el grupo americano plenamente neotropical se dispersan a través de caminos litorales y con ayuda de las corrientes de la zona nerítica (corrientes de marea y las provocada por los vientos), a quienes se puede agregar migraciones de una cuenca hidrológica a otra por secuestro de parte de los ríos y también utilizando la protección que las especies descubren en las raíces de *Eichornia sp.*, cuando en las grandes avenidas estas plantas son llevadas al mar y después regresadas a nuevas playas o nuevas vías de agua dulce, considerando una posible resistencia al medio salino. (Espinosa, 1987).

Todo esto favorece la distribución de las especies de ***Macrobrachium*** en las áreas donde ahora las encontramos. Su presencia en ambas vertientes de la franja ecuatorial del continente americano y la aparición de especies vicariantes a uno y otro lado, llevan a considerar una evolución independiente muy temprana de las formas que ocuparon sus posiciones respectivas y quedaron separadas en forma definitiva al levantarse el puente centroamericano que unió a América del Norte con América del Sur.

Holthuis enlista especies orientales y occidentales equivalentes: ***M. amazonicum***; ***M. panamense***; ***M. acanthurus***; ***M. tenellum***; ***M. surinamicum***; ***M. trasandicum***; ***M. heterochirus***; ***M. occidentale***; ***M. olfersi***; ***M. digueti***; ***M. crenulatum***; ***M. hancocki***; ***M. carcinus***; ***M. americanum***.

Tipo de hábitat dulceacuícola que se podría señalar para la especie de ***Macrobrachium americanum*** (Espinosa, 1987) :

- Las partes altas de los ríos, hasta 1,500 msnm donde las corrientes son rápidas, las aguas transparentes (23 °C) y la concentración de oxígeno alta, 6 a 8 mg/l .

En su biología, las especies del género tienen notorios puntos de convergencia: todas ellas requieren del medio salobre o salino para el desarrollo de larva hasta juvenil. Las especies por lo general son altamente agresivas, entre los individuos de la misma población y con especies distintas.

Son caníbales y depredadoras, hechos que provocan limitaciones sustanciales para cultivos a nivel comercial.(Espinosa, 1987).

3.6. Ciclo de Vida

El ciclo de la mayoría de especies de *Macrobrachium* es muy similar. En realidad, los camarones adultos de este grupo se encuentran en casi todos los tipos de aguas dulces y salobres, en áreas tropicales y semitropicales. 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 óvulos se efectúa al contacto con el esperma. Las hembras grandes producen generalmente más óvulos que las pequeñas.(Espinosa, 1987). (Ver Anexo 4).

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 fertilizadas migran hacia regiones de aguas salobres donde los huevos eclosionan; esto ocurre principalmente en la época de lluvias. (Espinosa, 1987). (Ver Anexo 5).

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.

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

En su mayoría, quienes han estudiado las especies de langostino de varias partes del mundo, han informado que un buen desarrollo de la larva tiene lugar en aguas salobres de 8 a 22 PPM. Así mismo, se conoce que las larvas eclosionadas en agua dulce sólo viven escasas horas.

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

3.7. Muda y Desarrollo

El cuerpo entero del camarón, está cubierto por un caparazón fuerte y duro que impide la expansión del cuerpo del animal. Por lo que, la muda es un proceso necesario que facilita el aumento de su tamaño. Cuando el camarón ha acumulado la suficiente cantidad de tejido para el crecimiento, un caparazón nuevo, delgado, suave y elástico se desarrolla gradualmente por debajo de la cutícula vieja. Una vez que está completamente desarrollado, el camarón busca un lugar protegido para mudar. 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. (Rodríguez, 1993).

La frecuencia de la muda depende de la edad del ejemplar, de la cantidad y calidad del alimento ingerido. En todas las hembras sexualmente maduras la muda se da antes de que el apareamiento y desove tengan lugar. (Holtschmit, 1990).

3.8. Reproducción

Los machos son considerablemente más grandes que las hembras, con el segundo par de extremidades torácicas o quelas muy largas y gruesas, cabeza de gran tamaño, abdomen compacto y órganos genitales localizados en la base de la quinta extremidad torácica. (Holtschmit, 1990).

Las hembras son más pequeñas, el segundo par de extremidades o quelas más cortas y delgadas, con un cámara de incubación debajo del abdomen formada por la prolongación de la pleura abdominal y los pleópodos; los órganos genitales están localizados en la base de la tercera extremidad torácica. (Rodríguez, 1993).

3.8.1. Apareamiento y Desove

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

El proceso de desove se presenta aproximadamente entre 6 a 20 horas 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 pereiópodos a la cámara de incubación, ubicada entre el cuarto y primer par de pleópodos. Los huevos se adhieren a las cerdas de éstos por medio de una sustancia membranosa elástica, donde son mantenidos aireados por vigorosos movimientos de los apéndices natatorios. (Coelho, 1981).

3.9. Incubación

Una hembra de *Macrobrachium*, puede dar de 5,000 a 100,000 huevos, desovando 3-4 veces al año en condiciones naturales y en laboratorio 2 veces en 5 meses.

Los huevos recién puestos 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. (Coelho, 1981).

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 las masa de aquellos que se desprenden. (Rodríguez, 1993).

3.10. 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. (Holtschmit, 1990).

3.11. Desarrollo Larval

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

3.11.1. Características Diferenciales de los Estadíos Larvales en el Género *Macrobrachium*.

A continuación se anotan los rasgos morfológicos más importantes que sirven para identificar cada estadío larval: (Rodríguez, 1993)

- **Zoea I:** Ojos sésiles; Telson carente de urópodos con 7 pares de espinas; seis somites abdominales, 3 pares de apéndices torácicos.
Edad en días: 0 – 1.
- **Zoea II:** Ojos pedunculados; espina supraorbital prominente; telson con 8 pares de espinas; en un estado más avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos. Están presentes 5 pares de apéndices torácicos.
Edad en días: 3.
- **Zoea III:** El rostro con dientes dorsales; aparecen las espinas branquiostegales; urópodos birrámeos, endopodito rudimentario, exopodito presenta 6 plumas con setas.
Edad en días: 5.
- **Zoea IV:** Los dientes del rostro están claramente definidos; telson rectangular, con 5 pares de espinas posteriores y 3 pares laterales, el exopodito de los urópodos tiene más o menos 8 plumas y una pequeña espina lateral, endopodito desarrollado con plumas setosas.
Edad en días: 7.
- **Zoea V:** Telson más largo y estrecho posteriormente, presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es más largo, 3 pares pequeños y un par diminuto; en los urópodos el número de plumas aumenta en relación al estado anterior.
Edad en días: 9.
- **Zoea VI:** Telson más alargado y angosto; el primer par de espinas posteriores muy desarrollados; urópodos más alargados que en Zoea V, aumentando el número de plumas.
Edad en días: 12.
- **Zoea VII:** Pleópodos muy pequeños; telson más alargado y angosto; exópodo de los urópodos con una espina incipiente.
Edad en días 16.
- **Zoea VIII:** Pleópodos más desarrollados (birrámeos); el exopodito de los urópodos presenta en el margen externo además de las plumas, una espina seguida de 4 setas y sobre el margen medio interior la presencia de 5 estructuras a manera de pequeñas espinas dispuestas en líneas.
Edad en días: 20.

- **Zoea IX:** Se inicia la formación de quelas, claramente visibles en los pereiópodos I y II; pleópodos con setas en los exopoditos; aumenta la formación de estructuras en los exopoditos de los urópodos.
Edad en días: 24.
- **Zoea X:** Pereiópodos I y II con quelas claramente visibles; pleópodos con setas en los endo y exopoditos; el primer par de espinas laterales se observan dorsalmente sobre el telson.
Edad en días: 27.
- **Zoea XI:** Los pleópodos están más desarrollados; el rostro presenta dorsalmente formaciones dentales incipientes; la estructura setosa de los urópodos aumenta considerablemente.
Edad en días: 30.
- **Post-Larva:** Pleópodos completamente desarrollados; el rostro dentado completamente ventral y dorsalmente; en el telson se observan 2 pares de espinas en posición dorsal; el exopodito de los urópodos presenta una división horizontal a la altura de la espina lateral.
Edad en días: 33.

3.12. Tipos de agua empleadas en Larvicultura

Diferentes clases de aguas son utilizadas en la cría de las larvas; agua de mar, agua dulce, agua salobre y agua de mar artificial. (Rodríguez, 1993).

El agua salobre es el producto de combinar a voluntad el agua de mar con agua dulce al grado de salinidad requerido. (Ver Tabla No.1).

Tabla No. 1
Preparación de mezclas de agua dulce y agua de mar

% de Agua Dulce	% de Agua de Mar	Salinidad PPM
0	100	34.0
10	90	30.6
20	80	27.2
30	70	23.8
40	60	20.4
50	50	17.0
60	40	13.6
70	30	10.2
80	20	6.8
90	10	3.4
100	0	0.0

El agua de mar artificial se puede preparar en aquellos lugares distantes del mar con las principales sales que componen la de origen natural, pero presenta el inconveniente de su alto costo en los cultivos de gran escala. (Rodríguez, 1993). (Ver Tabla No. 2).

Tabla No. 2

**Preparación de agua de mar artificial
(Fórmula No. 1 y No. 2)**

Fórmula No. 1

NaCl	10,000.0 gr.	KBr	20.0 gr.
MgSO ₄ 6H ₂ O	3,000.0 gr.	H ₃ BO ₃	120.0 gr.
CaCl ₂	360.0 gr.	Agua	1,000.0 Kg.
KCl	180.0 gr.	-----	-----

Fórmula No. 2

NaCl	10,000.0 gr.	Na ₂ S ₂ O ₃ 5H ₂ O	0.4 gr.
MgSO ₄ 6H ₂ O	3,000.0 gr.	KBr	9.4 gr.
CaCl ₂	500.0 gr.	Na ₂ MgO ₄ 2H ₂ O	0.4 gr.
KCl	200.0 gr.	Al ₂ (SO ₄)3.18H ₂ O	0.3 gr.
NaHCO ₃	70.0 gr.	RbCl	0.05 gr.
SrCl ₂ 6H ₂ O	7.2 gr.	ZnSO ₄ 7H ₂ O	0.04 gr.
H ₃ BO ₃	120 gr.	KI	0.03 gr.
MnSO ₄ H ₂ O	1.4 gr.	CuSO ₄ 5H ₂ O	0.04 gr.
NaH ₂ PO ₄ 7H ₂ O	180.0 gr.		1,000.0 Kg.

Fuente: Rodríguez, 1993.

3.13. Alimentación Durante El Estado Larval

Las partículas muy finas y disueltas no son utilizadas para larvas y si pueden contaminar el agua. Aquellas lo suficientemente ligeras para permanecer suspendidas, o las que se hunden lentamente son las que más atraen a las zoeas. (Rodríguez, 1993).

Por el contrario las que tienen un mayor tamaño tienden a arrastrar las larvas al fondo, causando mortalidad, por lo tanto es conveniente que las partículas de alimento tengan un tamaño aproximado al de la región torácica del animal que va a ser alimentado. La dosificación del alimento preparado se da en 4 raciones por día y en cantidades que estarán de acuerdo con el número de animales. (Coelho, 1981).

3.13.1. Alimento Natural

Lo constituyen diminutos organismos planctónicos, siendo uno de los más importantes un microcrustáceo llamado **Artemia**, el cual ha demostrado ser un alimento de un alto valor nutricional. (Coelho, 1981).

Las zoeas deben ser alimentadas con larvas recién nacidas de **Artemia** (nauplio) en una concentración constante de 5 a 10 por mililitro de agua, por lo menos durante los primeros 10 días de desarrollo. Posteriormente la dosificación de artemia puede ser disminuida y la cantidad de alimento preparado se incrementa gradualmente. (Rodríguez, 1993).

La **Artemia** se puede obtener en el mercado como un producto enlatado, ya que son muchas las firmas que así lo ofrecen.

3.13.1.1. Cultivo de **Artemia**

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

Las propiedades alimenticias del nauplio de **Artemia**, como dieta viva y de atracción organoléptica, acompañada de su composición bioquímica, son características que han contribuido al cultivo de especies marinas a nivel de larvicultura. Las cualidades heterogéneas presentadas por los quistes de **Artemia** sobre su origen y sus características, hacen necesario desarrollar técnicas de control de calidad de sus principales aspectos antes de ser usados como alimento en el cultivo de especies marinas. (Sainz, *et al.*, 1994)

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

La **Artemia**, debe de suministrarse como presa viva preferiblemente en la etapa de nauplio, porque representa mejor disponibilidad de presa en la columna de agua para el predador.

3.13.1.2. Fitoplancton

- ***Chaetoceros gracilis***

Taxonomía:

Phylum	Bacillariophyta
Clase	Bacillariophyceae
Subclase	Centrales
Orden	Biddulphiales
Familia	Chaetoceraceae
Género	Chaetoceros (Ehrenberg, 1844)
Especie	<i>Chaetoceros gracilis</i>

Las diatomeas son plantas unicelulares microscópicas, cuyo rango en tamaño varía aproximadamente de 5 a 500 micras y viven donde quiera que exista humedad, hasta en suelos.(Morales, *et al.*, 1993).

Las diatomeas crecerán en un sin número de medios y será necesario proporcionar una fuente de silicatos para un buen crecimiento continuo, por lo que se añade al medio metasilicato de sodio.(Morales, *et al.*, 1993).

Chaetoceros gracilis, es una diatomea solitaria de forma rectangular cuyas dimensiones son de 8 - 12" X 7 - 10" micras. Tienen tolerancia a aguas hasta de 40 °C. Sus valores nutricionales presentan un 23.94% de proteínas, 8.69% y 19.1 % de carbohidratos.

- ***Tetraselmis Chuii***

Taxonomía:

Phylum	Chlorophyta
Clase	Chlorophyceae
Especie	<i>Tetraselmis chuii</i>

Es un alga comprimida elipsoidal, con 4 flagelos, el extremo posterior agudo y el extremo anterior de 4 lóbulos. Es de un color verde brillante de 7 micras de diámetro y 10-16 micras de largo. Es una especie eurihalina, con capacidad de formar esporas cuyos límites de tolerancia a variables físicas son muy amplias.

Contiene 49.22 % de proteína, 10.60 % de lípidos y 16.38% de carbohidratos.(Morales, *et al.*, 1993)

El crecimiento del fitoplancton dependerá de la intensidad de la luz, su duración y la longitud de onda a la cual son expuestas las células. La intensidad de la luz contribuye a incrementar la tasa de crecimiento en forma proporcional.(Morales, *et al.*, 1993)

Los medios de cultivo, son usados para promover el crecimiento y reproducción de las microalgas, ya que son soluciones nutritivas en las cuales se desarrollan y reproducen los microorganismos. Para ello se incorporan nutrientes básicos, como lo son: Fosfatos, nitratos, silicatos (en el caso de diatomeas), vitaminas, trazas de minerales, hierro y EDTA (ácido etilendiamino tetracético).

3.13.2. Alimento Suplementario

Este alimento en lo posible debe ser de origen animal, ya que garantiza un mayor desarrollo y crecimiento. Entre los diferentes alimentos a utilizar podemos citar:

- La carne de pescado cocida, molida y tamizada.
- Huevo de gallina.
- Gónadas de pescado.
- Leche en polvo.
- Levadura.
- Harina de soya.

Estos deben de ser mezclados y cocinados al baño maría para obtener un flan, el cual es tamizado al tamaño deseado para ser dado en raciones adecuadas a las larvas. (Rodríguez, 1993). (Ver Tabla No. 3).

Tabla No. 3

Tipos de dietas que pueden ser utilizadas como alimento suplementario en la cría larval del Camarón de agua dulce

Dieta No. 1		Dieta No. 2		Dieta No. 3	
Harina de pescado	100 Gr.	Harina de Calamar	27.6%	Carne de Pescado	200 Gr.
Leche en polvo	250 Gr.	Harina de Camarón	27.6%	Leche en Polvo	30 Gr.
Huevos de Pato	10 Unid.	Huevos de Pescado	6.9%	Yema de Huevo	12 Unid.
Harina de trigo	250 Gr.	Huevos de Gallina	6.9%	Huevos de Gallina	6 Unid.
Vitamina C	5 Tabl.	Aceite de Pescado	14.0%	Levadura	30 Gr.
Complejo VitaminaB	5 Tabl.	Vitaminas	1%	Harina de Soya	30 Gr.
Tetraciclina	5 Cap.	Sales minerales	1%	Agua Dulce	500 ml.
Calcidol	10 ml.	Alginato	15.0%	-----	-----
Agua Dulce	250 ml.	Agua Dulce	250 ml.	-----	-----
Análisis Bromotológico %		Análisis Bromatológico %		Análisis Bromatológico %	
Proteínas	22.8	Proteínas	54.9	Proteínas	30.5
Grasas	4.5	Lípidos	19.7	Lípidos	10.7
Carbohidratos	49.0	Carbohidratos	8.0	Carbohidratos	52.5
Cenizas	3.3	Cenizas	7.7	Cenizas	4.8

Fuente: Rodríguez, 1993.

3.14. Calidad De Agua y Su Mantenimiento

El agua a utilizar en la reproducción de agua debe ser de buena calidad y mantener ciertas condiciones físico-químicas tales como se muestra en Tabla No. 4. (Coelho, 1981):

Tabla No. 4

Condiciones físico-químicas del agua, recomendables para la Reproducción del Camarón de agua dulce

Parámetro	Rangos Optimos
Temperatura	26 - 32 °C
Salinidad	13 PPM
Oxígeno disuelto	6 mg/l
PH	7.5 – 8.5
Amoníaco	0.5 PPM.
Nitritos	0.1 PPM.

Para el mantenimiento de estas variables de la optimización de los recambios diarios de agua de los tanques, cuyo porcentaje variará entre 20 a 60 %, dependiendo del estadio y densidad de población. Así mismo, se deben retirar del fondo por medio de sifoneo los restos de alimento preparado y no consumido por las zoeas, suspendiendo por unos pocos minutos el sistema de aireación y devolviendo posteriormente al tanque las larvas que salgan durante esta operación.

3.15. Densidad Poblacional

En los estadios iniciales de zoea (I-V) se puede trabajar con una densidad larval hasta de 100 zoeas/l., pero a partir del estadio VI es necesario reducirla a 40 a 50 zoeas/l., pues de lo contrario el porcentaje de supervivencia se hace significativamente muy bajo, pues aumenta el canibalismo y la presencia de enfermedades. (Salgado, *et al.*, 1993).

El conteo de larvas se hace por volumetría, aumentando la aireación y por consiguiente la distribución de las larvas; luego se toman 10 alícuotas en diferentes partes del tanque, se cuentan los animales y una vez obtenido el promedio por muestra se pondera este valor al volumen total del tanque. (Rodríguez, 1993).

3.16. Separación de Post-Larvas y Aclimatación

No todas las larvas en el Estadío XI llegan a post-larvas, su aparición es gradual. Cuando se observa una buena cantidad de post-larvas en el tanque, se suspende la aireación por unos pocos minutos, las zoeas forman grupos en la superficie y las post-larvas nadan activamente alrededor del tanque. (Rodríguez, 1993).

Con una red de mano se colectan el mayor número de post-larvas, pero también se capturan zoeas, entonces se colocan en un tanque separador de forma circular, basado en un fenómeno de corrientes producidas dentro de éste. Esta práctica se hace apoyada en las características natural de las post-larvas de migrar contra la corriente buscando las orillas de los ríos y arroyos. (Holtschmit, 1990).

Las zoeas se devuelven al tanque de larvicultura y las post-larvas se colocan en otro tanque para iniciar su aclimatación al agua dulce.

En el tanque se depositan sustratos como hojas de palma, tejas, etc., que aumentan las superficies de fijación reduciendo el canibalismo. (Rodríguez, 1993).

El proceso de aclimatación se lleva a cabo en horas normalmente, pero se puede realizar en 8 a 10 horas. La adición de agua dulce es gradual hasta que llegue la salinidad a cero. Las post-larvas pueden ser alimentadas con concentrado para camarones, carne de pescado molida, Artemia y flan de huevo. En esta etapa se pueden mantener hasta por 20 días a una densidad de 5,000 post-larvas por metro cuadrado. (Salgado, *et al.*, 1993).

4. MATERIALES Y METODOS

4.1. Localización Geográfica

Guatemala ocupa el extremo norte de Centroamérica. Su ubicación está comprendida, aproximadamente, entre los 14 y 18 grados de latitud y los 88 y 92 grados de longitud oeste del meridiano de Greenwich. La extensión territorial es de 108, 889 kilómetros cuadrados. (Villegas y Csirke, 1985)

Guatemala es un país tropical, climáticamente hablando, al que los vientos húmedos del Caribe y su orografía le otorgan unas características propias.

La vertiente Pacífica guatemalteca, tiene un área de 23, 990 kilómetros cuadrados, la conforman ríos cortos y pocos caudalosos, algunos de los caudales en la estación de lluviosa presentan características torrenciales. Esta vertiente se divide en 18 cuencas hidrográficas. (Atlas Geográfico, 1995).

4.1.1. Monterrico

La Aldea de Monterrico cuenta con dos vías de acceso principalmente, una es por la carretera que conduce de la Ciudad Capital a la frontera con El Salvador por la Costa, en el kilómetro 108 se toma el rumbo a la Aldea La Avellana, siendo hasta esta Aldea donde llega el asfalto. (Ruano, 1998).

Luego, se utiliza vía pluvial del Canal de Chiquimulilla para poder acceder a la Aldea de Monterrico. La Segunda vía de acceso, es por la carretera que conduce de la Ciudad Capital hacia la Aldea Puerto Viejo a 118 kilómetros, en esta Aldea se toma un ferri el cual cruza la Barra de Iztapa. Luego, llegando al otro lado se toma la carretera asfaltada hacia la Aldea de Monterrico. (Ruano, 1998).

Las condiciones climáticas cuentan con una temperatura media de 28 °C, con una temperatura máxima de 34 °C y una temperatura mínima de 23 °C. La Precipitación es de 1,000 mm/año, la velocidad media del viento es de 17.4 Km/hora y la humedad relativa es de 84%.

El área de trabajo cuenta con un bosque seco-subtropical templado, con transacción a bosque húmedo-subtropical templado. Los suelos son aluviones con cenizas volcánicas del Cuartenario, con textura arenosa. (Ruano, 1998).

La Estación tiene contacto directo con el Océano Pacífico, lo cual nos permite tener disponibilidad directa de agua marina, siendo un factor importante en la producción larval. (Ruano, 1998).

El bombeo de agua dulce se realiza con bombas eléctricas en cuatro pozos y se cuenta con un sistema de prefiltrado.

En la Estación se cuenta con un sistema de bombeo de agua de mar, el cual cuenta con un sistema de prefiltrado, lo que representa una ventaja en la calidad del agua.

La energía eléctrica llega a través del tendido del INDE, los habitantes cuentan con dos tipos de voltaje 110 y 220 y recientemente se ha instalado el servicio de corriente trifásica.

En la Estación se cuenta con una infraestructura de 6 ranchos (entre oficina administrativa, bodega, salón de clases, dormitorios, sanitarios, y cocina).

También se cuenta con la infraestructura de 3 laboratorios, siendo uno el Laboratorio de producción larval de camarón de agua dulce ***Macrobrachium rosenbergii***, el cual se encuentra actualmente en labores de producción larval dedicado al extencionismo del cultivo de la especie y dedicado a la docencia. La segunda infraestructura es el laboratorio de Microalgas, es cual se encuentra fuera de labores y la tercera infraestructura era el laboratorio de Moluscos, el cual ya no se encuentra el labores, por lo que se destino esta área de infraestructura para el diseño e instalación de la unidad de producción larval de camarón de agua dulce ***Macrobrachium americanum***.

En la Estación Experimental también se cuenta con 22 piletas de concreto y 6 estanques recubiertos de Nylon con compuertas de salida de concreto, destinados para el cultivo de diferentes especies de camarón y de peces. (Ruano, 1998).

4.1.2. Clima

A lo largo de la costa pacífica de Centroamérica, se producen importantes cambios en la distribución de los parámetros climáticos, cuya variación afecta decididamente a la estructura y composición de los manglares.(Jiménez, 1994).

El clima de Centroamérica se encuentra mayormente influenciado por los movimientos de la Zona de Convergencia Intertropical (ZCL), un área de bajas presiones atmosféricas donde interactúan los vientos alisios del hemisferio Norte (con dirección noreste) y los vientos alisios del Hemisferio Sur (con dirección suroeste). (Jiménez, 1994).

La variación en la temperatura anual, se observa con una temperatura media de 27.3 °C, una mínima de 13.5 °C y una máxima de 33.5 °C; con una precipitación media anual de 1,464 mm. (Jiménez, 1994).

A lo largo de la costa, la precipitación es reducida por las condiciones secas y estacionales típicas de la mayor parte de la costa pacífica. Mientras que en Guatemala se observan valores cercanos a los 1,400 mm. anuales.(Jiménez, 1994).

Una estación lluviosa que se inicia en el mes de mayo aporta la mayor cantidad de lluvias y finaliza alrededor del mes de noviembre. La estación seca es interrumpida por un breve período (alrededor de dos semanas), que se produce casi siempre en el mes de julio. Durante este veranillo, también llamado *canícula*, la precipitación disminuye notablemente, aunque vuelve a aumentar alcanzando sus máximos valores en el mes de septiembre y octubre.

Del mes de noviembre a abril, se instaura en la mayor parte del istmo una estación seca que en algunos sitios puede reducirse a solo tres meses. (Jiménez, 1994).

A lo largo de la costa pacífica, la distribución de los patrones de temperatura y precipitación provocan variaciones en la ocurrencia de las zonas de vida. En la costa de Guatemala, se encuentran climas típicos de la zona de vida *Bosque Sub-Tropical Húmedo*. (Jiménez, 1994).

4.1.3. Distribución Geográfica de la Cuenca María Linda, de la Vertiente del Pacífico guatemalteco

El Río María Linda dio nombre a una de las cuencas más importantes de la Vertiente del Pacífico guatemalteco. (Atlas Geográfico, 1995).

El Río María Linda, que incurre entre los Volcanes de Pacaya, Cerro de Pacaya y Cerro de La Gavia, forma el Límite entre Amatitlán y Escuintla, por una parte y Santa Rosa, por otra.

Se origina de la confluencia de los Ríos Aguapa y la Puerta y tiene una longitud aproximadamente de 52 Km., en su curso de norte a sur recibe los Río Naranjo, Chapetón y Molino. Descarga en el Canal de Chiquimulilla, frente a la costa del Pacífico, sirviendo en su parte final como límite entre los Municipios de San José e Iztapa, del Departamento de Escuintla. La extensión de su cuenca es de 676 Km².

La Sección de Climatología del INSIVUMEH, en la Estación de San José Aeropuerto, del Departamento de Escuintla, Municipio de Puerto de San José, la cual abarca la Cuenca de María Linda, reporta una latitud de 13° 56 '10 ", longitud de 90 ° 50 '04 ", con una elevación de 6 M.S.N.M.

4.2. METODOLOGÍA GENERAL

4.2.1. Obtención y Transporte de los Organismos Nativos de *Macrobrachium americanum* , al Laboratorio:

Los ejemplares de **Macrobrachium americanum**, se capturaron en el Río Las Morenas, Iztapa, Escuintla, siendo este río un afluente del Río María Linda. Para la captura de los organismos se utilizó como arte de pesca el lumpen, siendo ésta una especie de trampa especialmente para capturar esta especie de camarón.

Posteriormente los organismos fueron colocadas en tanques plásticos de 25 litros de volumen de agua, con agua tomada del mismo río de la zona de captura y se le colocó aireación artificial, los animales seleccionados se trasladaron al Laboratorio ubicado dentro de la Estación experimental de CEMA, en la Aldea de Monterrico.

4.2.2. Diseño e Instalacion del Laboratorio de Produccion Larval:

4.2.2.1. Investigación del diseño:

Para el diseño del Laboratorio de producción larval de camarón de agua dulce se deben de tomar en cuenta factores importantes relacionados a los requerimientos propios del género **Macrobrachium**, para lo cual se debe de modificar un espacio físico específico.

4.2.2.2. Parámetros del diseño:

a. Aislamiento:

Se debe de evitar agentes contaminantes externos como lo es el polvo, la alteración en el control de parámetros físico-químicos, y así como mantener la temperatura interior constante.

b. Parámetros físico -químicos:

La temperatura, el oxígeno, la salinidad y el pH, son factores que influyen en la sobrevivencia del organismo acuático.

c. Agua dulce y agua de mar:

El agua que se abasteció en la unidad debió de estar libre de microorganismos, competidores de alimento y causantes de enfermedades, así como también la nula cantidad de materia orgánica.

d. Iluminación:

La iluminación es con un fotoperíodo natural de luz, no se suministra iluminación artificial, durante ese período, se podrá utilizar luz artificial, para ampliar el fotoperíodo.

e. Alimentación de las Larvas:

El alimento debe de cubrir las necesidades nutricionales de cada estadio.

Esta se realizara al segundo día de eclosión y consistió de nauplios de Artemia Salina (NAS) un pequeño crustáceo utilizado en larvicultura y con alimento suplementario (Flan).

Se suministró, de Nauplios de Artemía, lo siguiente:

2 NAS por ml de agua del 2 al 5 día de nacidas las larvas.

4 NAS por ml de agua del 6 al 15 día de nacidas las larvas.

Las raciones fueron 3 de NAS y 1 de flan durante las 24 horas.

f. Contenedores del organismo acuático:

Los cultivos de organismos acuáticos requieren de algunos tipos de estructuras que contengan a la especie en cultivo, por lo que se requiere de contenedores con las siguientes características:

De material resistente (fibra de vidrio o de concreto), paredes lisas, carga y descarga de agua, de volúmenes de 500 a 1,000 Litros de agua, y que son los conocidos como tinacos de cría larval, TCL. Las eclosionadoras de Artemia, pueden ser de vidrio o de plástico, y con volúmenes entre 50 a 200 Litros.

g. Contenedores de almacenamiento de mezcla de agua:

Estos deben de ser adecuados para mantener la mezcla de agua de mar y agua dulce, y deben de ser contenedores oscuros.

4.2.3. Diseño de las Áreas del Laboratorio

Tomando como base la investigación y los parámetros de diseño relacionados con el género *Macrobrachium*, se decidió aprovechar un área de 52 m², del antiguo Laboratorio de Moluscos, para implementar el nuevo Laboratorio.

En el desarrollo e implementación del Laboratorio para obtención larvas, se debió de contar con la infraestructura mínima necesaria, para poder incluir en ella los siguientes áreas productivas: (Ver Anexo No. 6, 7 y 8).

- **Maduración**
- **Desove**
- **Larvicultura**
- **Área de Alimento Vivo.**

Para determinar el área de trabajo se modificó un espacio que se encontraba delimitado por seis paredes. El piso del Laboratorio es de granito, se cuenta con cielo falso, dos puertas de madera y cuatro ventanas con marcos de madera y tela mosquitera. Existía una ventana mutua con el laboratorio de producción larval de *Macrobrachium rosenbergii*, la que fue aislada con nylon.

- **Área de Maduración:**

Esta área cuenta con 4 tinacos circulares de asbesto con volumen de 1,000 Lts. cada uno. Diseñados para mantener 6 reproductores/tinaco.

El área contó con la menor incidencia de ruido, por lo que se le colocó alejada de la entrada principal al la unidad y del paso continuo del personal.

El suministro de agua en estos contenedores debió de ser por manguera flexible debido a que se suministro agua dulce.

- **Área de Desove y Eclosión:**

Esta área cuenta con 4 tinacos de fibra de vidrio de 500 Lts. de volumen.

La aireación debe de ser ligera, para no molestar a las hembras en la fase de desove.

El suministro de agua es por el sistema de abastecimiento, ya que en estos contenedores se necesita agua mezclada (agua dulce y agua marina).

- **Área de Larvicultura:**

Esta área cuenta con 4 tinacos de fibra de vidrio de 500 Lts. de volumen cada uno. El suministro de agua es por el sistema de abastecimiento, con agua mezclada.

- **Área de Alimento vivo:**

Para el cultivo del alimento a base de Artemia, se instalaron 2 garrafones de plástico, siendo eclosionadoras de 5 galones de capacidad sujetadas a una estructura de madera ajustada a la pared y al piso.

Esta área cuenta con un sistema de aireación constante y un sistema de abasto de agua marina por medio de manguera. Cada eclosionadora cuenta con su propio sistema de cosecha, regulado por una llave de paso plástica.

La aireación de cada eclosionadora debe ser fuerte y uniforme, para que la misma pueda darle un buen movimiento al agua, se cuenta con 2 mangueras plásticas de acuario con una piedra difusora redonda pequeña al fondo de la botella.

La iluminación debe de ser constante mientras se esté produciendo.

- **Sistema Hidráulico:**

El agua en la que se lleva a cabo el desarrollo larvario del camarón de agua dulce es un factor determinante para la sobrevivencia de las larvas.

El sistema de abastecimiento de agua marina va conducido por tubos de PVC de 2", se encuentra instalado en la parte exterior de la unidad a la parte interior, directo a los contenedores de almacenamiento de mezcla de agua ubicada dentro de la unidad. El agua dulce se distribuye directamente a cada contenedor por medio de una manguera flexible.

El abastecimiento de la mezcla de agua se realiza por gravedad y utiliza tubería de PVC de 1".

El sistema de abastecimiento de agua va colocado por la parte baja y para que no evite la circulación del personal encargado de la unidad el sistema va adherido al piso con viñetas.

El ingreso del agua a cada contenedor va regulado por llave de paso.

- **Sistema de Aireación:**

El sistema de aireación se abastece por medio de un compresor de aire eléctrico de 1 Hp, aireando 50 mangueras plásticas de acuario con sus respectivas piedras difusoras en el fondo y a los extremos de cada depósito.

El sistema de aireación de tubo PVC se debe de colocar en alto para que no evite la circulación del personal encargado de la unidad. El ingreso del aire a cada contenedor se regula por llaves de paso y se mantiene por 24 horas constante, para mantener el oxígeno del agua con rangos no menores a 5 mg/litro.

- **Sistema de Drenaje:**

El sistema de drenaje en los tinacos de cría larval (TCL), de 500 Lts. es por medio de una manguera flexible y en los contenedores de 1,000 Lts. el drenaje esta en el fondo, lo cual facilita la limpieza al recambiar el agua.

El tubo y la manguera de drenaje se dirigen hacia un canal de drenaje que cuenta con 25 cms. de ancho.

- **Regulación de la Temperatura:**

La temperatura del agua debe de mantenerse siempre dentro del margen óptimo de temperatura de la especie a trabajar y un cambio de temperatura dentro del margen debe de ser lo más lento posible. Si la temperatura ambiente sufre grandes variaciones se debe de utilizar un sistema de calentamiento en este caso se van a utilizar termostatos.

El termostato debe de ser muy sensible y no debe de permitir cambios mayores a 1 a 2°C.

- **Contenedores de Almacenamiento de Mezcla de agua:**

Consistieron en dos tinacos de concreto de 1,000 Lts. de capacidad colocando al fondo de ellos una salida de 1 1/2" de diámetro. conectándose a una tubería de PVC de 1 1/2" , luego con conexión a tubería pvc de 1 ".

Dichos contenedores se colocaron en una tarima de madera de 1.00 mt. de alto X 4 mts. de largo X 2.0 mts. de ancho.

- **Pediluvio:**

Se construyo en la entrada principal de la unidad, para poder evitar la entrada de organismos indeseables a la misma.

Tiene 1.26 mts. de largo X 0.44 mts. de ancho X 0.10 mts. de profundidad. En el pediluvio se trabajo con cloro al 20%.

4.3. Materiales, Suministros y Equipo

- 8 Tinacos de fibra de vidrio de 500 Lts.
- 4 Tinacos de concreto de 1000 Lts.
- 1 Compresor de aire eléctrico.
- 1 Refractómetro de salinidad.
- 1 Microscopio
- 1 Estereoscopio
- 12 Termostatos
- 18 Piedras aireadoras redondas
- 18 Piedras aireadoras de 4"
- 2 Rollos de Manguera 500´
- 40 Te plásticas
- 5 Redes de 6"
- 3 Termómetros de Mercurio de -10 a + 110 ° C
- Cristalería de Laboratorio
- Balanza analítica
- Refrigeradora
- Kit de calidad del agua
- Espigas

- Pegamento para PVC
- Pegamento Epoximil
- Teflón.
- Cintas de aislar grandes.
- Tubos PVC de 1 "
- Codos PVC 1"
- Tee 2 "
- Tee 1 1/2"
- Codos de 1 1/2"
- Tapones 1 1/2"
- Tubos PVC 1 1/2"
- Tubos PVC 1/2"
- Tapones de 1/2
- 36 Hembras grávidas de ***Macrobrachium americanum***, capturados en el medio natural.
- 6 Machos maduros de ***Macrobrachium americanum***, capturados en el medio natural.
- Alimento Comercial peletizado, Camaronina al 35% de Proteína.
- Carne de Atún y Calamar.
- Artemia.
- Microalgas, ***Chaetoceros gracilis*** y ***Tetraselmis chuii***.
- Fertilizante Orgánico.

- ❑ Ingredientes para alimento suplementario (Flan), leche en polvo, huevo de gallina, carne de atún, levadura y pecutrín).
- ❑ Hojas de registros.
- ❑ Aireador pequeño, de baterias.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1. Diseño e Instalación del Laboratorio de Producción Larval

La distribución adecuada de los elementos que componen una unidad en la obtención de larvas influye en el buen funcionamiento, operación y su costo.

La instalación del Laboratorio, se efectuó en un medio aislado, con un área de 11.32 mts. X 9.7 mts., bajo techo, favorece el control de los parámetros físico-químicos y ayuda a evitar depredadores y contaminantes, además del crecimiento de microalgas por la iluminación directa de energía solar, que influye en el consumo de oxígeno con las larvas, que pueden estar presentes en los tinacos de cría larval. (Ver Anexo 8).

El diseño desarrollado, de 4 tinacos de asbesto de 1,000 litros cada uno para el área de maduración (24 reproductores) y 8 tinacos de cría larval de fibra de vidrio de 500 Lts., para el área de desove y eclosión. Resultaron funcionales para el manejo de hembras ovígeras capturadas en el medio natural y llevadas a cautiverio para reproducirse y permitir el crecimiento larval y facilitar el manejo de la producción biológica. (Ver Anexo 9 y 10).

El sistema de aireación utilizado, resultó bastante eficiente, este fue colocado de forma aérea, con tubería de PVC, regulado por llaves. El compresor eléctrico utilizado de 1 Hp, es capaz de proporcionar aireación constante, suficiente de mantener el oxígeno disuelto en 6 mg/litro, para 12 tinacos (8 TCL, y 4 tinacos de maduración), 2 contenedores de asbesto de 1,000 lts., para mezcla de agua marina y dulce, ubicados sobre una tarima de madera de 4.00 mts. de largo X 2.00 mts. de ancho X 1.20 mts. de alto, para poder distribuir el agua por gravedad a los tinacos de cría larval. Al igual, 2 eclosionadores plásticos de artemia de 5 galones cada uno, permiten un manejo operativo para la producción de esta especie. (Ver Anexo 11).

La construcción del pediluvio, resulta ser un elemento importante, para la prevención de microorganismos y otros elementos externos, que puedan ocasionar problemas dentro de la unidad de producción.

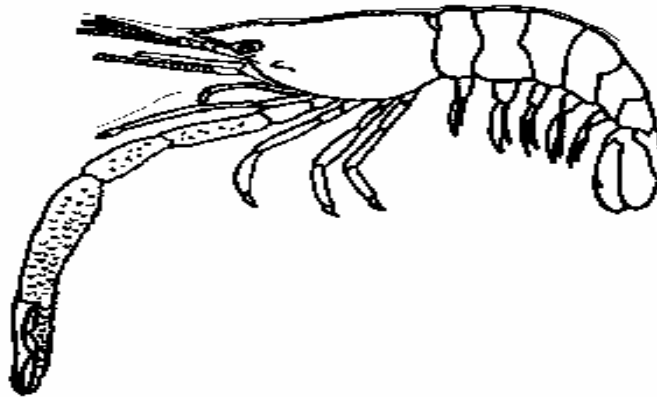
5.2. Obtención y Transporte de los Organismos Nativos de *Macrobrachium americanum*, al Laboratorio

La captura de las 36 hembras grávidas y los 6 machos maduros de Camarón de agua dulce Nativo, *Macrobrachium americanum*, se realizó en el Río Las Morenas, ya que se encuentra como una afluente del Río María Linda, y debido al transporte de los reproductores se decidió capturar en este río, porque se encuentra a aproximadamente 45 minutos de la Estación experimental de Monterrico, y aunque se transportan con aireación es importante no estresarlos mucho, ya que en las hembras grávidas provoca expulsión de los huevos antes de tiempo. (Ver Figura No. 1 y Mapa No. 1)

Del mes de Junio a Septiembre, fueron los meses de mayor captura de hembras grávidas de *Macrobrachium americanum*, en su medio natural, debido a que son los meses de época reproductiva para esta especie.

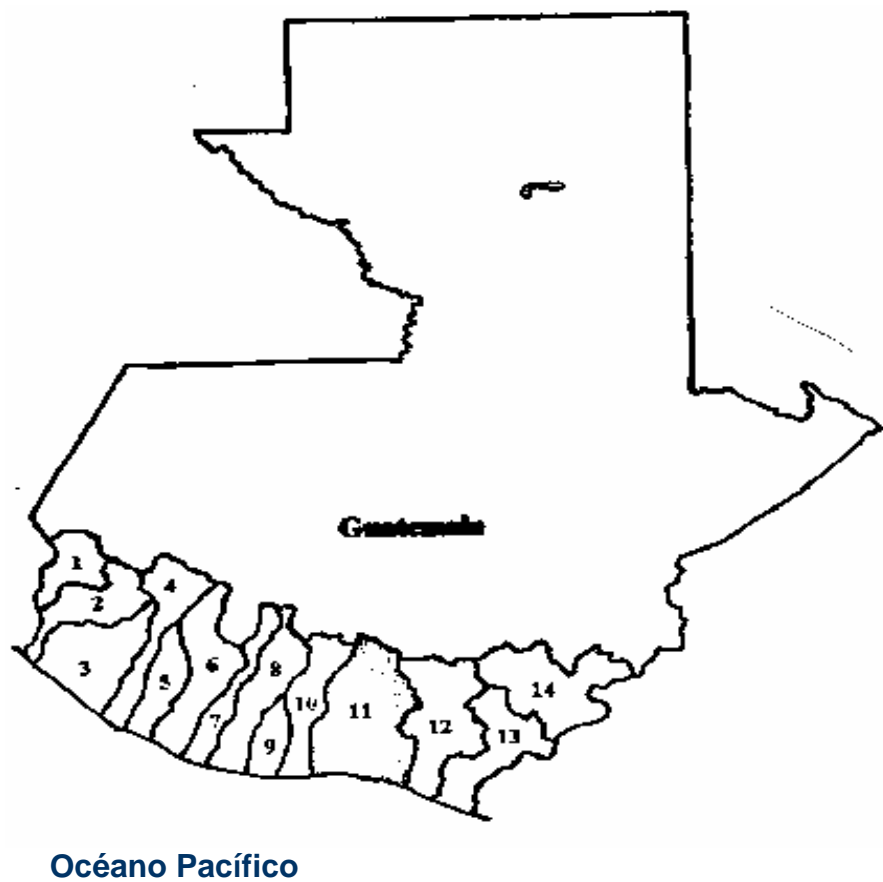
FIGURA No. 1

Captura de Hembras y Machos de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*.



MAPA No. 1

Cuencas de la Vertiente del Pacífico guatemalteco



1. Suchiate	2. Naranjo	3. Ocosito	4. Samalá	5. Sis-Icán
6. Nahualate	7. Madre Vieja	8. Coyolate	9. Acomé	10. Achiguate
11. María Linda	12. Los Esclavos	13. Paz	14. Ostúa	

5.2.1. Arte de Pesca para la Extracción de la Especie



Foto No. 1. Lumpen, utilizado para la captura del Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*.

En el interior del arte de pesca, se pone la carnada que fue carne de pescado, la cual atrae al organismo, y luego se captura levantando el arte de pesca del agua.

5.2.2. Transporte de Organismos



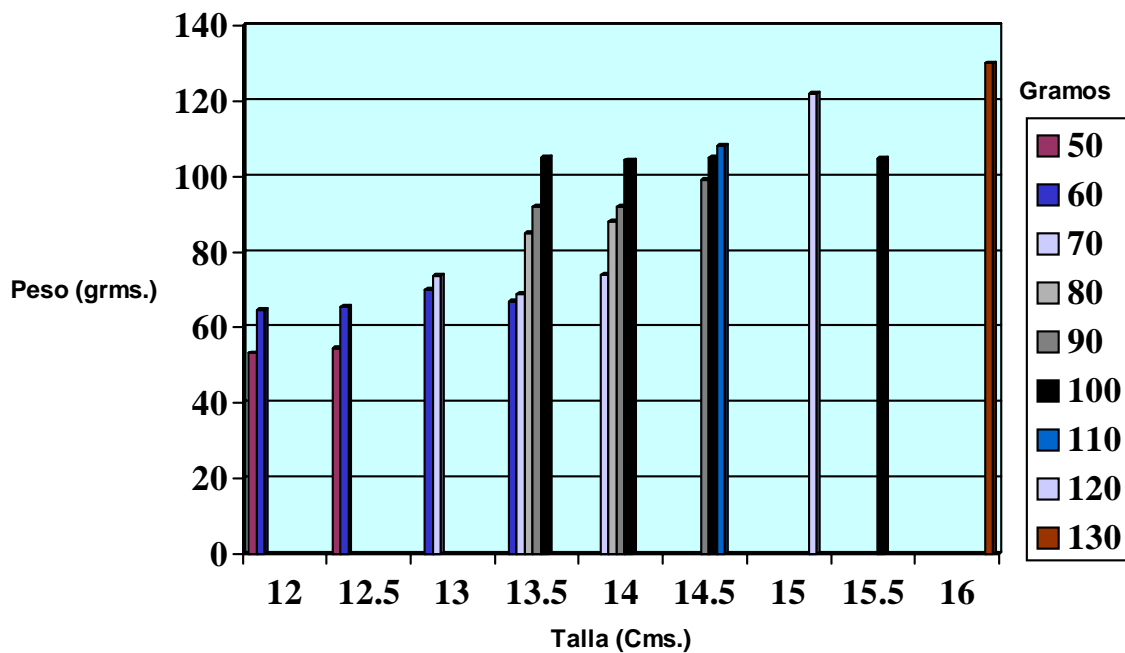
Foto No. 2. Transporte de Reproductores de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*.

El transporte de los organismos capturados se realizó en contenedores plásticos de 25 Lts. de agua, con su respectiva tapadera, en la cual tenían un orificio apropiado para la manguera de aireación, que les brinda oxígeno a los organismos, por medio de aireador pequeño.

5.3. Tallas y Pesos de Reproductores de *Macrobrachium americanum*

Los organismos capturados han presentado tallas entre 12.0 a 16.0 cm.; y pesos entre 50 a 130 gramos, respectivamente. (Ver Figura No. 2).

FIGURA No. 2



Pesos y Tallas de Hembras Grávidas capturadas en el Río Las Morenas, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.

5.4. Manejo de Reproductores

Los reproductores nativos en cautiverio, se alimentaron diariamente con 2 raciones de Alimento Comercial peletizado Camaronina 35% de proteína, trocitos de Atún y de Calamar, ad libitum, observándose que se adaptaron fácilmente a este tipo de alimento.

De las hembras grávidas de Camarón de agua dulce Nativo, *Macrobrachium americanum*, capturadas, se obtuvieron excelentes producciones larvales, calculando los días de incubación por medio de la coloración de los huevos que presentaban y así se pudo preparar el Tinaco de Cría Larval para la hembra grávida.

5.5. Muda y Desarrollo

Como es de conocimiento la frecuencia de la muda depende de la edad del ejemplar, de la cantidad y calidad del alimento ingerido.

Cuando el camarón se encuentra completamente desarrollado, busca un lugar en el cual se sienta protegido, o aislado de los demás organismos, para poder realizar la muda. El mudar se realiza en forma rápida, completándose en pocos minutos. El nuevo exoesqueleto o caparazón, se tarda aproximadamente de 3 a 7 horas en volverse duro.

En las hembras maduras, capturas y llevadas a cautiverio, la muda se presento aproximadamente cada 15 días, después de haber eclosionado las larvas, por lo que se da antes de que el apareamiento y desove se lleven a cabo.

En los machos la muda se presento aproximadamente cada 45 días. Lo que significo observar que en estos machos en cautiverio, el período de muda es mucho más largo en tiempo, que en las hembras de la misma especie, a diferencia de otras especies de este mismo género, en la cual la muda no es tan tardía en los machos.



Foto No. 3 Muda de Macho de Camarón Nativo de Río *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental – CEMA - , Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.



Foto No. 4 Muda de Hembra de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental de – CEMA - , Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.



Foto No. 5 Muda del abdomen de Camarón Nativo de Río, *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental de – CEMA - , Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.



Foto No. 6 Muda del abdomen de Camarón Nativo de Río, *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental de – CEMA - , Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

5.6. Reproducción

Los machos de *Macrobrachium americanum*, son más grandes que las hembras, con las quelas muy largas y gruesas, el cefalotórax es de gran tamaño, poseen un abdomen compacto y los órganos genitales se encuentran localizados en la base de la quinta extremidad torácica. (Ver Anexo 12).

Las hembras de *Macrobrachium americanum*, son más pequeñas que los machos, tienen las quelas más cortas y delgadas, poseen una cámara de incubación debajo del abdomen formada por la prolongación de la pleura abdominal y los pleópodos y los órganos genitales se encuentran localizados en la base de la tercera extremidad torácica. (Ver Anexo 12).

En ambos casos, el color del cuerpo tiene una tonalidad café-grisáceo, en el medio natural, pero con unos meses en cautiverio, la tonalidad del cuerpo cambia a una tonalidad café-morado pálido, posiblemente debido a la dieta suministrada, que consistió en concentrado comercial la mayoría de veces.

5.7. Apareamiento y Desove

Después, de haber mudado la hembra, el macho la recibe inmediatamente para aparearse.

Se observó que el macho es el que inicia el cortejo y continúa durante 15 a 45 minutos rodeando a la hembra con sus quelas y al mismo tiempo limpiándole la región ventral del tórax con otros apéndices; seguidamente ocurre la cópula.

Se puede observar en los Registros respectivos, que el 98 % de las hembras copuladas en el Laboratorio, incubaron huevos fértiles. Estas hembras se habían capturado con su masa ovígera y eclosionaron en el Laboratorio; posteriormente mudaron y fueron copuladas por los machos, obteniéndose el resultado indicado anteriormente.

El desove se presentó aproximadamente entre 8 a 17 horas después del apareamiento en cautiverio. Durante el desove de los huevos la hembra se ve encorvada hacia delante, lo que le permite descender los huevos de los ovarios por medio de los oviductos, para luego ser expulsados por los poros genitales que se encuentran en la base del tercer par de pereopodos a la cámara de incubación, ubicada entre el cuarto y el primer par de pleópodos. Los huevos se adhieren a la cerdas por medio de una sustancia membranosa elástica, manteniéndose aireados por los movimientos que le brindan los apéndices natatorios.

5.8. Incubación

Se pudo observar que en la mayoría de las hembras, después del desove se inicia la incubación que dura aproximadamente entre 15 a 18 días. Los huevos incubados primero son de color gris-verde, después cambian a un color naranja brillante, para cambiar a tonalidad café, luego a un color café brillante y por último a un café opaco, el cual indica que están próximos a eclosionar. (Ver Anexo 13).

El color cambia a medida que avanza el desarrollo embrionario, en la última tonalidad es cuando la larva completa su formación dentro del huevo y es cuando después de mantener la última tonalidad aproximadamente, 24 ó 48 horas, se lleva a cabo la eclosión.

La eclosión que se observo de las hembras ovígeras capturadas en río, en el ensayo reporto un promedio de 7,000 huevos por gramo de peso de la masa ovígera, dando importancia al mayor peso y talla, que influye en el estado gonádico en el que se encuentra la hembra.

Por lo que se deduce, que a hembras de mayor peso y talla, alcanzan mayor número de huevos, dando como resultado mayor número de larvas eclosionadas.

El porcentaje de eclosión está relacionado al tamaño de la masa ovígera, que presentan las hembras que han sido capturadas, lo que confirma lo anteriormente mencionado. Ya que se observo que en hembras de pesos y tallas menores, la eclosión es menor que en hembras de mayor tamaño.

5.9. Desarrollo Larval

En el Laboratorio de producción larval, solamente se logró obtener larvas de los siguientes Estadios: Zoea I, Zoea II, Zoea III, Zoea IV, y Zoea V. (Ver Anexo 14 y Fotos No. 7 a 11).

En el estadio de Zoea V, se obtuvo una mortandad del 100 %, al onceavo día, con una salinidad de 0 PPM. alimentándose únicamente con plancton.

Se observo que las larvas nadan activamente en forma invertida, con el telson hacia arriba y con el cefalotórax hacia abajo. Realizan unos movimientos en forma de espiral, esto es su manera de desplazarse.

De Zoea I a Zoea V, se observo que la muda se daba al resultar un nuevo estadio.

De los estadíos logrados no todas las producciones larvales llegaron al estadio de Zoea V, ya que se alcanzaron mortalidades del 100% en los estadíos de Zoea II, III y IV.

Debido a las altas mortalidades, se ensayo con diferentes salinidades y otros diferentes alimentos, como huevo microencapsulado, yema de huevo duro y Artemía quemada), pero no se alcanzaron más estadíos larvales, que dieran lugar a obtener post-larvas de *Macrobrachium americanum*, y alcanzar uno de los objetivos planteados.

5.9.1. Características diferenciales de los Estadíos Larvales de *Macrobrachium americanum*

Para poder diferenciar los Estadíos Larvales que se obtuvieron, a continuación se describen los rasgos morfológicos que se identificaron por cada estadio obtenido:

Zoea I:

- Ojos sésiles.
- Telson carente de urópodos, con 7 pares de espinas.
- Seis somitos abdominales.
- Tres pares de apéndices torácicos.
- Edad en días: 0 a 2.
- Talla: 1.90 mm. aprox.

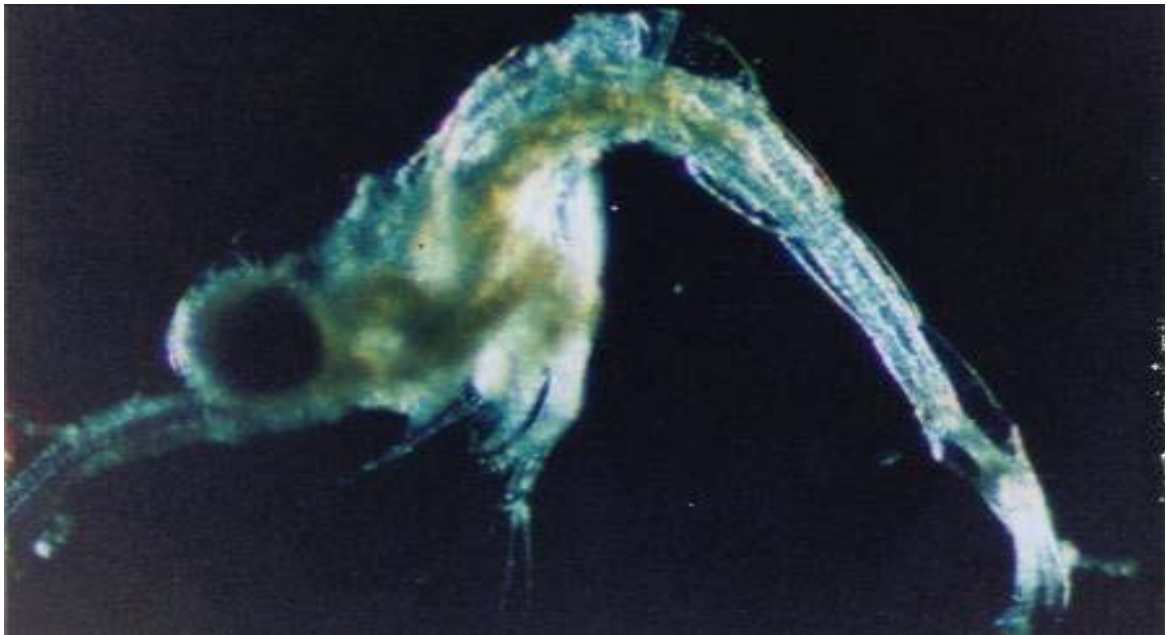


Foto No. 7 Estadío larval, Zoea I de *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.

Zoea II:

- Ojos Pedunculares.
- Espina supraorbital prominente.
- Telson con 8 pares de espinas; en un estado más avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos.
- Están presentes 8 pares de apéndices torácicos.
- Edad en días: 3 a 4.
- Talla: 1.93 mm. aprox.

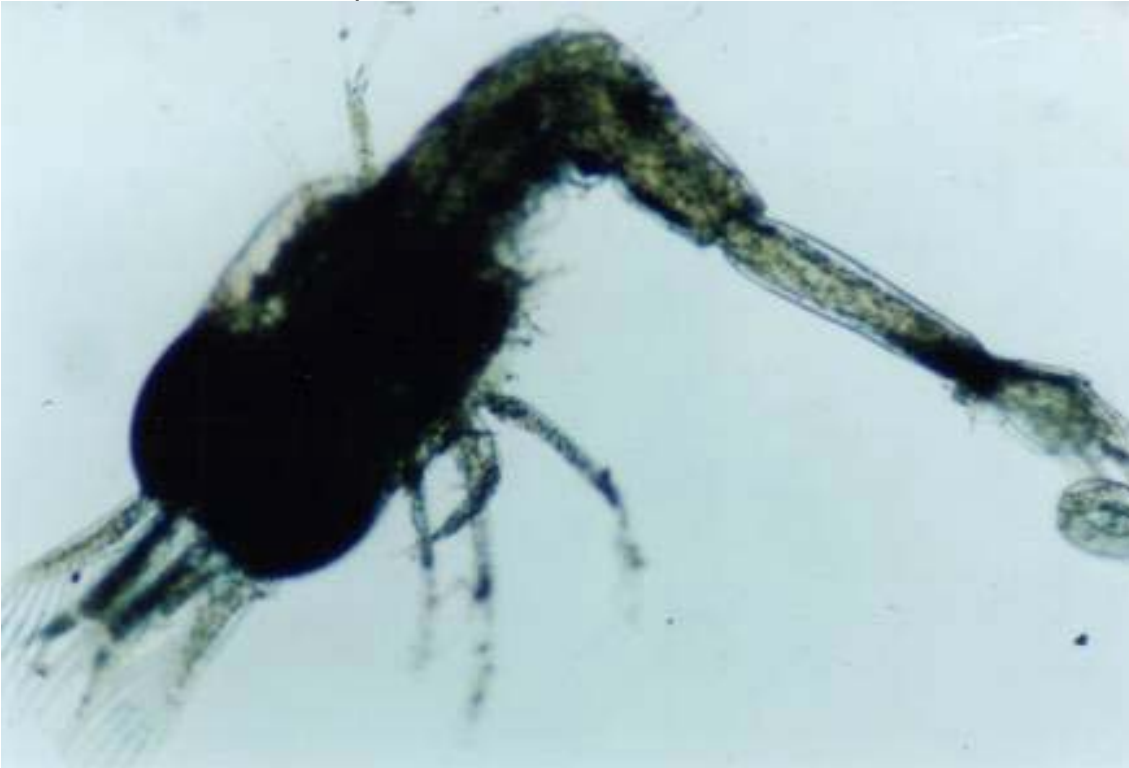


Foto No. 8 Estadío larval, Zoea II de *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

Zoea III:

- El rostrum con 2 dientes dorsales.
- Aparecen las espinas branquiostegales.
- Urópodos birrámeos.
- Endopodito rudimentario.
- Exopodito presenta 6 plumas con setas.
- Edad en días: 5 a 6.
- Talla: 2.10 mm. aprox.



Foto No. 9 Estadío larval, Zoea III de *Macrobrachium americanum*, Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

Zoea IV:

- Los dos dientes del rostrum están claramente definidos.
- Telson rectangular, con cinco pares de espinas posteriores y tres pares laterales.
- El exopodito de los urópodos tiene más o menos 8 plumas y una pequeña espina lateral.
- Endopodito desarrollado con plumas setosas.
- Edad en días: 7 a 8.
- Talla: 2.45 mm. aprox.



Foto No. 10 Estadío larval, Zoea IV de *Macrobrachium americanum*.
Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA–, en Monterrico,
Taxisco, Santa Rosa.

Zoea V:

- Telson más largo y estrecho posteriormente.
- Presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es más largo, 3 pares pequeños y un par es diminuto.
- En los urópodos el número de plumas aumenta en relación al estado anterior.
- Edad en días: 9 a 11.
- Talla: 2.78 mm.



Foto No. 11 Estadío larval, Zoea V de *Macrobrachium americanum*.
Laboratorio de la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico,
Táxisco, Santa Rosa.

5.10. Alimentación Durante El Estado Larval

5.10.1. Alimento Natural

Existe diversidad de criterios de aplicación de alimentos según la etapa de desarrollo. Generalmente al camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*, se le suministra *Artemia sp.*, en las primeras etapas larvares y alimento suplementario en los siguientes estadios hasta obtener Post-larvas, pero en este caso se observó que en los primeros estadios larvales, la larva no consumía suficiente NAS, por lo que se le suministraron los dos alimentos, *Artemia* y alimento suplementario (Flan) a base de huevo de gallina, leche en polvo, levadura, pecutrín y carne de atún, pero debido a que se observaron los mismos resultados de falta de consumo y alta mortalidad. Se tomó la determinación de suministrar microalgas, como *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros gracilis*, obteniéndose los mismos resultados de poco consumo con ambas, pero se

observo más su sobrevivencia, utilizando la alimentación a base de plancton, que al utilizar solo las microalgas.

Al cultivo de Chaetoceros, se le suministro fertilizante orgánico, el cual es un producto 100 % natural, no tóxico, los cuales contienen nutrientes básicos de mezcla, enzimas, vitaminas, minerales, ácidos húmicos y fúlvicos, bioestimulantes, extractos de algas y aminoácidos. Este producto esta elaborado con materias primas utilizadas con extractos de algas marinas, emulsión de pescado, ácidos húmicos, ácidos fúlvicos, ácidos húlmicos, compost vegetal y animal, extracto de raíz de cactus, etc.

Todos los alimentos se proporcionaron dos veces al día, con el criterio que existía suficiente alimento.

Al final del día, siempre hay una sedimentación del alimento no consumido, por lo tanto, se debe de remover diariamente con sifones. Si el alimento no es removido, esto provocará bacterias y hongos, los cuales causan mortalidad de las larvas.

La aireación que se mantiene en los Tinacos de Cría Larval por medio de piedras aireadoras, no debe de ser muy fuerte, ya que esto provoca daños físicos a las larvas y les dificulta la captura del alimento.

5.11. Calidad del Agua

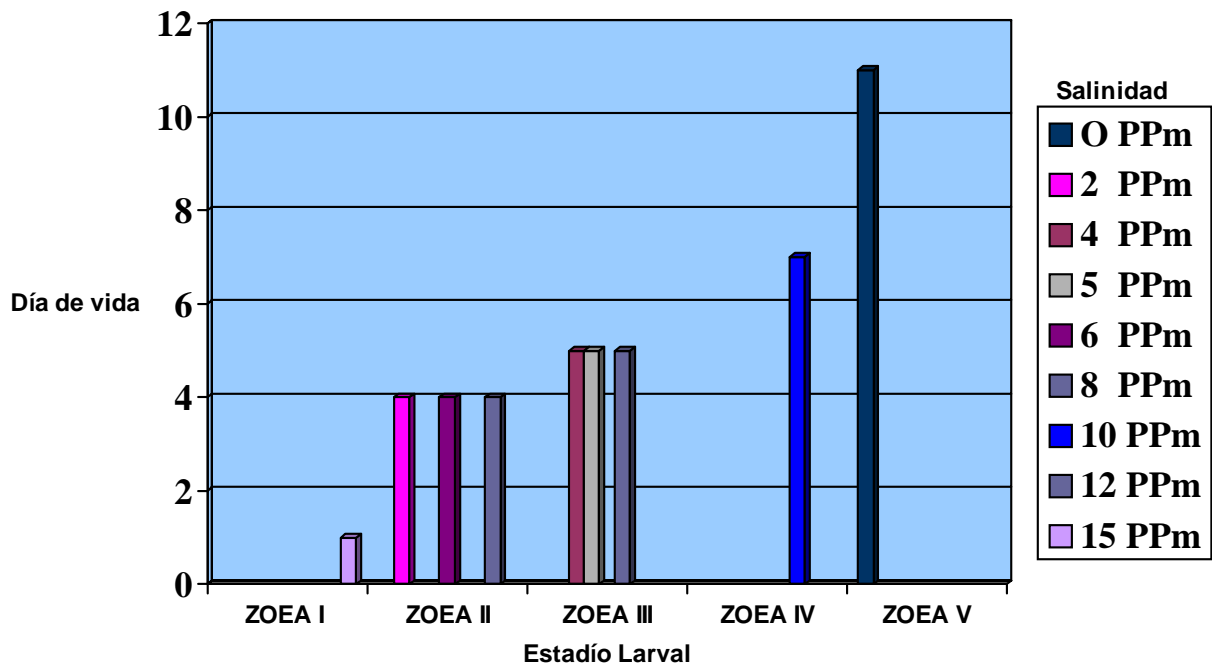
Las lecturas de oxígeno disuelto y el pH, se encontraron en los rangos óptimos para la larvicultura. Pero, la temperatura y la salinidad fueron las variantes que repercutieron en el desarrollo. En el caso de la temperatura se observaron mejores desoves en 31°C, considerándose esta temperatura en la literatura como entre las máximas que se pueden dar. Para mantener este rango de temperatura se utilizaron termostatos eléctricos de cristal. Y en el caso de la salinidad, la literatura recomendaba una salinidad no mayor a 20 PPm. y se probaron las siguientes salinidades: De 15 PPm., 12 PPm., 10 PPm., 8 PPm., 6 PPm., 5 PPm., 4 PPm., 2 PPm., y 0 PPm., iniciándose estas salinidades el segundo día de vida de la larva, ya que el primer día se utilizó 5 PPm. Pero en todas las diferentes salinidades utilizadas la larva no mostró sobrevivencia, observándose un poco más sobrevivencia con la salinidad de 10 PPm., alcanzándose aproximadamente un promedio de 7 días de Sobrevivencia en agua clara. (Ver Figura No. 3).

Por los resultados obtenidos se decidió trabajar bajo dos sistemas de cultivo en la unidad de producción larval, siendo el sistema de agua verde y el sistema de agua clara.

El sistema de agua verde, consistió en cultivar larvas con plancton, fito y zooplancton.

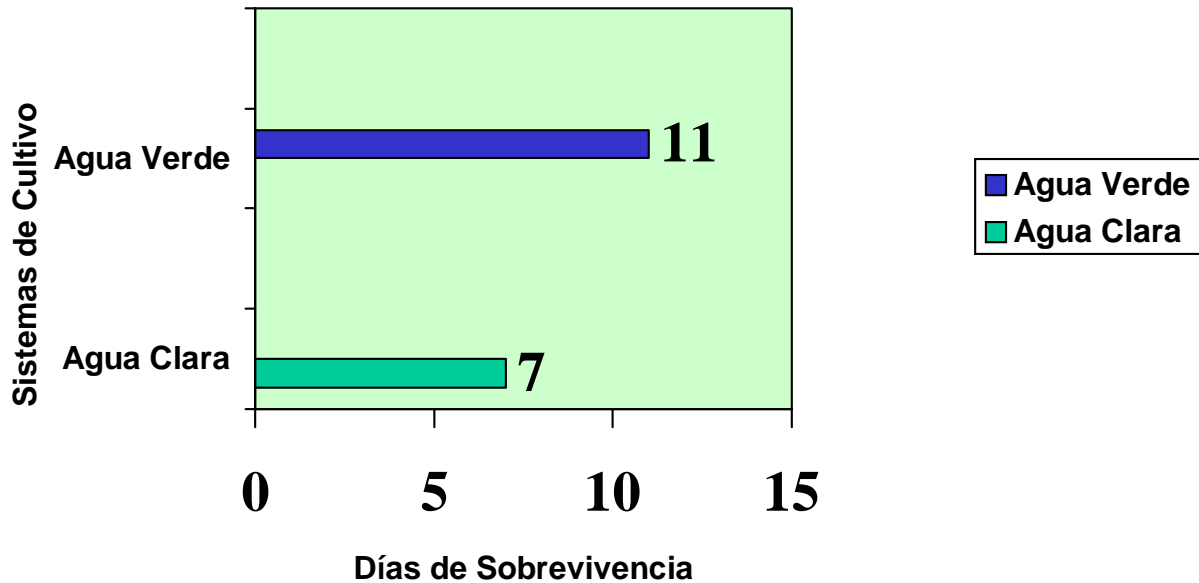
El sistema de agua clara, consistió en cultivar larvas en agua clara, el cual es más práctico que agua verde y brindo los mismo resultados, pero se debe de suministrar alimento rico en proteína, como los es la Artemía y el alimento suplementario (Flan). (Ver Figura No. 4).

FIGURA No. 3



Estadíos Larvales alcanzados bajo diferentes salinidades, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.

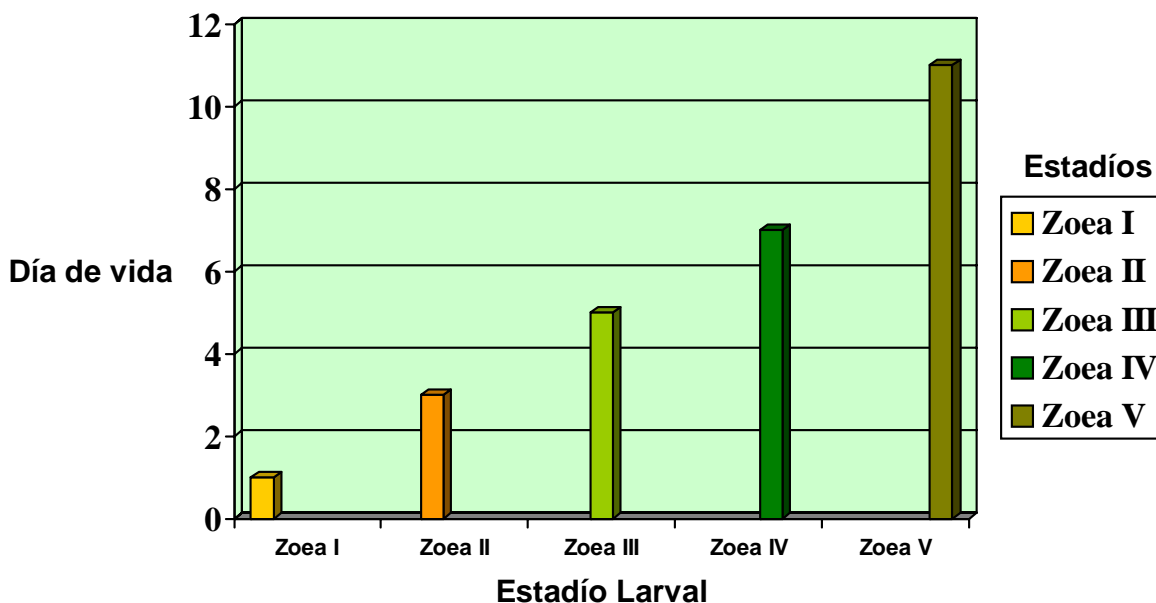
FIGURA No. 4



Días de Supervivencia Larval alcanzada en los Sistemas de Cultivo de Agua Verde y Agua Clara, durante el período de Abril a Noviembre del ,2001.

En hembras ovígeras colocadas para eclosionar en 0 PPM. y manteniéndose esta salinidad, bajo el sistema de agua verde, se obtuvo una supervivencia hasta los 11 días. La mortalidad, se observó progresivamente, hasta completar el 100% al onceavo día. (Ver Figura No. 5)

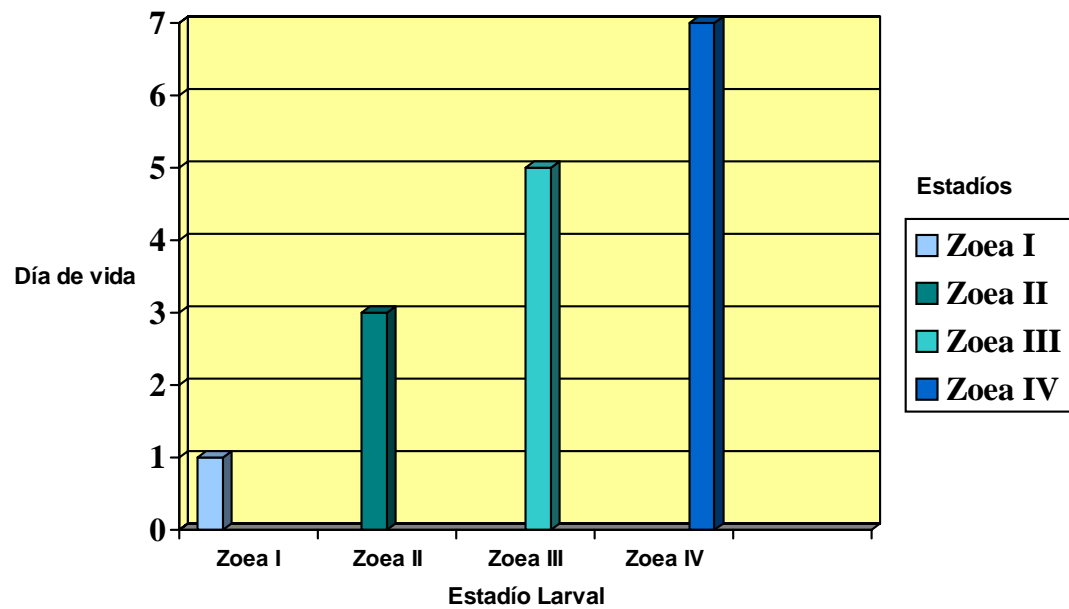
FIGURA No. 5



Estadíos Larvales alcanzados en el Sistema de Cultivo de Agua Verde, durante el período de Abril a Noviembre del ,2001.

En hembras ovígeras colocadas para eclosionar en 5 PPM. y manteniéndose al segundo día una salinidad de 10 PPM, bajo el sistema de agua clara, se obtuvo una sobrevivencia hasta los 7 días. La mortalidad, se observó progresivamente, hasta completar el 100% al séptimo día. (Ver Figura No. 6)

FIGURA No. 6



Estadios Larvales alcanzados en el Sistema de Cultivo de Agua Clara, durante el período de Abril a Noviembre del ,2001.

6. CONCLUSIONES

- El diseño e instalación del Laboratorio, para la obtención de larvas de Camarón de Río Nativo, ***Macrobrachium americanum***, resultó ser funcional y operativa para el manejo de reproductores y de eclosión de larvas, en pequeña escala.
- Los meses de mayor captura en el medio natural de Camarón de Río Nativo, ***Macrobrachium americanum***, fueron de Junio a Septiembre.
- Las condiciones físico-químicas del agua, como lo es el oxígeno disuelto, temperatura, pH, amoníaco y nitritos, estuvieron dentro de los rangos óptimos para la producción larval del camarón de agua dulce del género ***Macrobrachium***.
- El sistema inicial de cultivo larval en agua clara propuesto, se amplió al sistema de cultivo en agua verde, debido a los malos resultados que se obtuvieron de Sobrevivencia larval.
- En los sistemas de cultivo larval de agua clara y agua verde, se obtuvieron los mismos resultados de Sobrevivencia, avanzando en agua clara hasta el séptimo día (Zoea V), y en agua verde hasta el décimo día de Sobrevivencia (Zoea V).
- El porcentaje de eclosión larval esta relacionado al tamaño de la masa ovígera incubada por las hembras.
- La eclosión que se observó en el ensayo reportó un promedio de 7,000 huevos por gramos de peso de la masa ovígera de las hembras capturadas.
- Los organismos capturados presentaron tallas entre 12 a 16 cms., y pesos entre 50 a 130 gramos respectivamente, obteniéndose excelentes eclosiones larvales por cada organismo.
- El desove se presentó aproximadamente entre 8 a 17 horas después del apareamiento (Cópula), en cautiverio.
- El 75 % de hembras de ***Macrobrachium americanum*** en cautiverio desovaron dos veces en 6 meses de cautiverio.
- El período de incubación de las hembras de ***Macrobrachium americanum***, después de la cópula en cautiverio duró aproximadamente entre 15 a 18 días.

- Los huevos incubados, a partir de la última tonalidad obtenida de café opaco, tardan aproximadamente entre 24 a 48 horas en eclosionar.
- Los huevos tienen un diámetro aproximadamente de 0.5 a 0.7 mm.
- En la hembra reproductora en cautiverio, la muda se presenta aproximadamente en 15 días post-eclosión; En los machos reproductores, la muda se presenta aproximadamente cada 45 días.
- Los reproductores del camarón nativo de agua dulce, ***Macrobrachium americanum***, en cautiverio, aceptaron muy bien el alimento comercial suministrado en forma de pelet, al igual como aceptaron trozos de carne de atún y de calamar.
- Los reproductores del camarón nativo de agua dulce, ***Macrobrachium americanum***, capturados en el medio natural, se adaptaron a las condiciones controladas de cautiverio.
- Se observó que las larvas no son sólo zooplanctónicas, sino que también son fitoplanctónicas, por lo que se le suministro Artemía salina y microalgas.
- Los Nauplios de Artemía suministrada de 24 horas de eclosión, resulto ser de mayor tamaño que las larvas, por lo que no las consumían como debía.
- Se utilizaron diferentes grados de salinidad (15, 12, 10, 8, 6, 5, 4, 2 y 0 PPM), sin que se obtuviera Sobrevivencia para obtener post-larvas.
- Las larvas de los Estadios larvales de Zoea I, zoea II y zoea III, se observaron muy activas hasta el cuarto día de eclosionadas, obteniéndose aproximadamente 40 % de mortalidad a los dos primeros días, luego el tercer y cuarto día, se mantuvo una Sobrevivencia mayor del 50 %, dando como resultado al quinto día el 100% de mortalidad.
- No se logró obtener post-larvas de ***Macrobrachium americanum***, en ambiente controlado, posiblemente se debe a los factores de salinidad y alimentación. Por lo que debe de corregirse estos factores que creemos están incidiendo en la alta mortalidad alcanzada en los estadios larvales, impidiéndose llegar hasta Post-larva. Posiblemente el alimento ha causado mayor problemas.

- Se ha logrado por primera vez en Guatemala, bajo condiciones controladas en Laboratorio, eclosionar hembras nativas de ***Macrobrachium americanum***, capturadas en medio natural y lograr que continúen su etapa reproductiva en cautiverio y completar otro ciclo reproductivo, al obtener muda, cópula, desove, incubación y eclosión nuevamente.
- Hemos conocido mucho de la biología reproductiva de esta especie, que anteriormente no se conocía y nos ha permitido generar tecnología propia, bajo condiciones ambientales controladas, que nos permitirán alcanzar nuestros objetivos inicialmente planteados.

7. RECOMENDACIONES

1. Continuar con la investigación para producción de post-larvas de ***Macrobrachium americanum***, controlando los factores de salinidad y alimentación especialmente, ya que los resultados obtenidos demuestran que si es factible lograrlo.
2. Realizar estudios de la calidad del agua del reservorio de agua dulce de la Estación Experimental, en época seca y lluviosa, lo cual permitiría llevar un control del agua que se recibe en la unidad en cada época del año.
3. Implementar la producción de Microalgas, para que sea un buen suplemento alimenticio de fitoplancton y proporcionarles microalgas, a las larvas desde el segundo día de eclosionadas.
4. Buscar la forma de aumentar la iluminación en la unidad, lo que se podría lograr mediante pintar las paredes de color blanco, y eliminar el techo falso, para color en el techo del rancho, láminas transparentes en las esquinas del techado.

8. BIBLIOGRAFIA

- ACTAS DE LA CONFERENCIA CIENTÍFICA MUNDIAL SOBRE BIOLOGÍA Y CULTIVO DE CAMARONES Y GAMBAS. 1967. México, D.F. , FAO. V. 2, p. 373-380.
- ATLAS GEOGRAFICO UNIVERSAL Y DE GUATEMALA. 1995. Editorial Océano. España. p. 4-5.
- CASTILLO, C. F.; et al. 1991. Descubrir No. 8. Colombia, Norma. p. 158 - 192.
- CARRILLO S., M. A.; SALOMON G., M. C. 1994. Diseño, instalación y operación de una unidad para la obtención de post-larvas de camarón (*Penaeus sp.*) con fines didácticos. México. SEP.; SEIT. P. 99.
- COELHO, P.; et al. 1981. Cultivo de Camarones del Género ***Macrobrachium*** Bate (Decapoda, Palaemonidae) de Brasil. Brasil. 66 p.
- CORONA , A.; et al. 1990. Montaje y funcionamiento del Laboratorio de Microalgas del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura. Guatemala. USAC. 43 p.
- DIAZ, E. P. 1999. Identificación taxonómica de especies nativas de camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*, en la Vertiente del Pacífico guatemalteco. Seminario. T.U.A. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Centro de Estudios del mar y Acuicultura. 59 p.
- ESPINOSA, J. L. 1987. El langostino: Un alimento en peligro. México, Ingramex. v 10, p. 19-30.
- EUROCONSULT. 1995. Desarrollo integral de la zona del canal del Chiquimulilla. Informe final. v. 1. Guatemala. p. 2 - 30.
- FISHER, W.; et al. 1995. Guía para la identificación de especies de plantas e invertebrados. Italia, FAO. v 1, p. 456 - 469.
- FREEMAN, M. 1987. Control de la contaminación del agua y el aire. México, Limusa. p. 191 - 199.

- HOLTHUIS, L.B. 1952. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea, Decápoda, Natantia) of the Americas. The subfamily Palaemoninae. The University of Southern California Press. Los Angeles, California. v 2, 396 p.
- HOLTSCHMIT M., K. H. 1990. Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino Malayo. FONDEPESCA. México. p. 17-32.
- IDEADS. 1998. Manual para la protección de especies de flora y fauna silvestre de Guatemala. Guatemala. p. 175 - 182.
- INSTITUTO NACIONAL DE SISMOLOGÍA VULCANOLOGÍA METEOROLOGÍA E HIDROLOGÍA. 1978. Boletín hidrológico. Guatemala, INSIVUMEH. v. 9, p. 33- 187.
- JIMENEZ, J. A. 1994. Los manglares del Pacífico Centroamericano. Costa Rica, UNA. p. 10 - 60.
- LIUTTI B., C. 1998. Diseño del Laboratorio de reproducción de camarones Peneidos en la Estación Experimental de CEMA-MONTEERRICO. USAC. Guatemala. 38 p.
- MORALES, V.; VELOTTI, A. 1993. Fitoplancton. PRADEPESCA. Panamá. 26 p.
- PONCE, G. 1997. Propuesta Técnica para el montaje y manejo del Laboratorio de peces de ornato en la Estación Experimental Monterrico, Taxisco, Santa Rosa. Guatemala. USAC. 34 p.
- RODRÍGUEZ, G.; et al. 1993. Fundamentos de Acuicultura Continental. Colombia, INPA. p. 173-178.
- RUANO, S. 1998. Ejercicio Profesional Supervisado, en la Estación Experimental de CEMA en la Aldea Monterrico, Taxisco, Santa Rosa. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Centro de Estudios del mar y Acuicultura. 39 p.
- SAINZ, I.; DE CLUINE, A.; LORE, D. 1994. Manejo y Cultivo de Artemia y Rotíferos. PRADEPESCA. Panamá. 49 p.
- SALGADO, R.; SALAZAR, J. 1993. Guía Técnica para el Cultivo del Camarón de Agua Dulce. PRADEPESCA. Panamá. 29 p.
- SOLOMON, E. P.; BERG, L. R.; MARTIN, D.; VILLEE, C. 1996. Biología de Villee. 3a. ed. México, Interamericana McGraw-Hill. p. 1041-1045.

- VALDEZ, M. 2,000. Diseño y montaje de un modulo para la reproducción e investigación con peces de ornato, en el Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA-. Seminario. T.U.A. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Centro de Estudios del mar y Acuicultura. 39 p.
- VILLEGAS, L.; CSIRKE, J. 1985. Los recursos y pesquerías neríticas del Océano Pacífico Centroamericano. Presentado a la primera reunión del grupo de trabajo FAO/OLDEPESCA Sobre Investigaciones Pesqueras en el Pacífico Centroamericano. Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala, Centro de Estudios del Mar y Acuicultura. p. 32-35.

9. ANEXO

ANEXO 1

GLOSARIO

ECLOSION:

Nacimiento de estadios larvales del Camarón.

HABITAT:

Lugar en donde vive una especie de animal o planta en donde satisface sus necesidades básicas, tales, como lo son; el alimento, agua, refugio, entre otros.

JUVENIL:

La diferencia de este estadio con respecto a las post-larvas está dado por el tamaño del animal y se considera que en un período de 60 días los ejemplares ya se denominan juveniles. El camarón después de los 60 días aproximados de PL alcanza un peso de 0.09 gr. y una talla de 2.5 a 3.0 cms.

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 de camarón.

OMNIVORO:

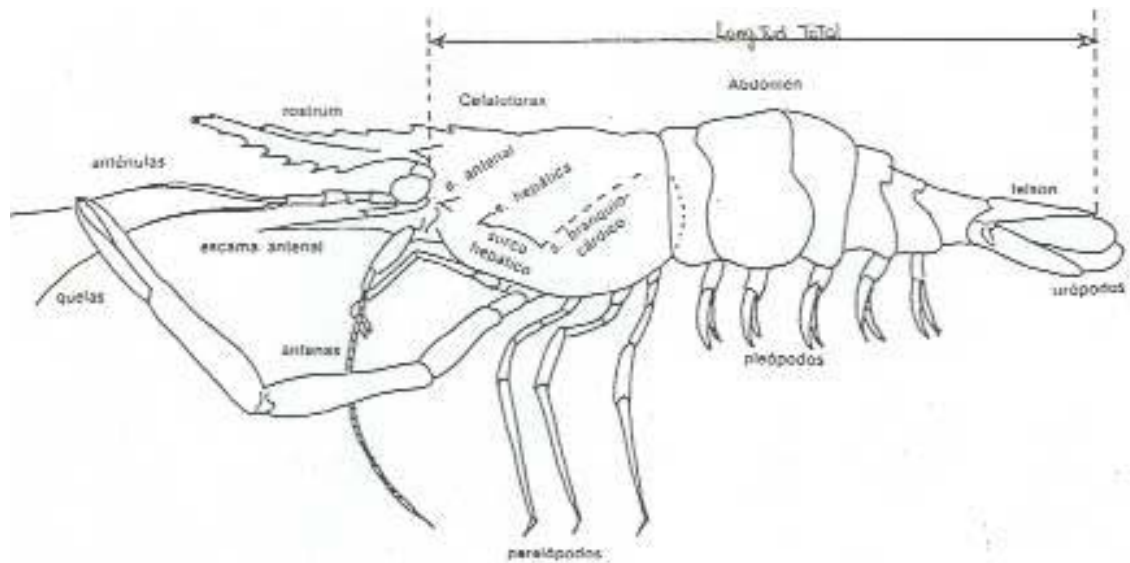
Animal que se alimenta con toda clase de sustancias.

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:** Término que se utiliza para expresar la concentración de iones de hidrógeno en el agua.
- PPm:** Abreviatura que significa partes por mil de salinidad.
- POSTL-LARVA (PL):** Estadio del ciclo de vida del camarón. Las larvas se convierten en Post-Larvas después de un cierto período de tiempo. Edad en días: 33 días aproximadamente. Las Post-Larvas son muy similares morfológicamente a un camarón adulto.
- QUISTE:** Huevo que sólo puede desarrollarse después de un período de dormancia, durante el cual son resistentes a las condiciones adversas.
- SEMILLA:** Nombre común dado a las PL de camarón.
- TCL:** Tanque de cría larval.

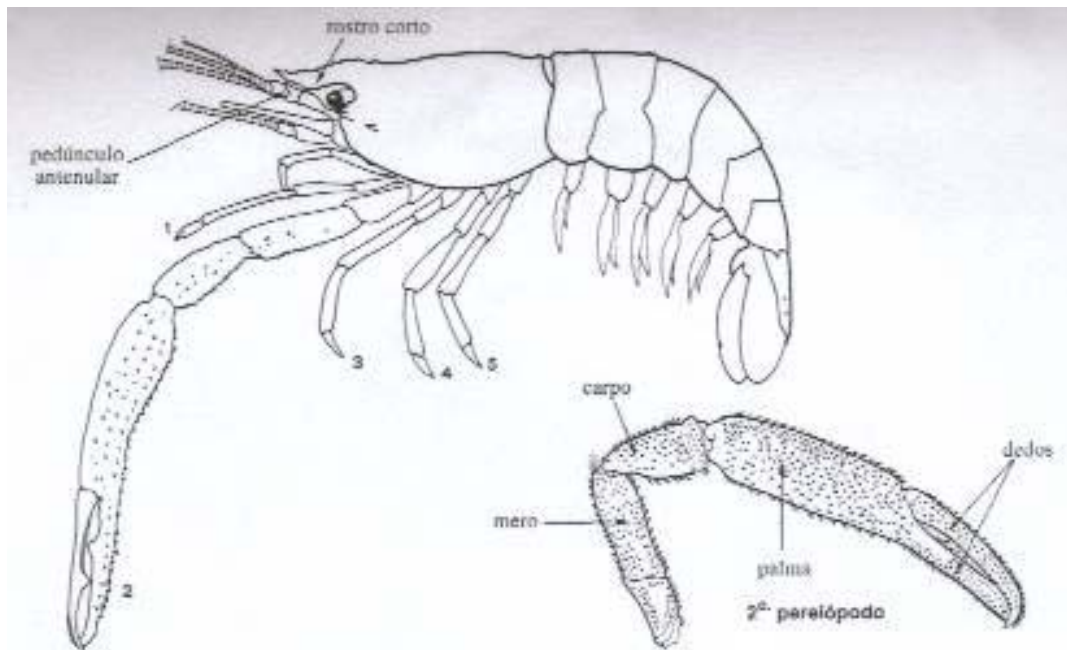
ANEXO 2



Morfología Externa del Camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*.

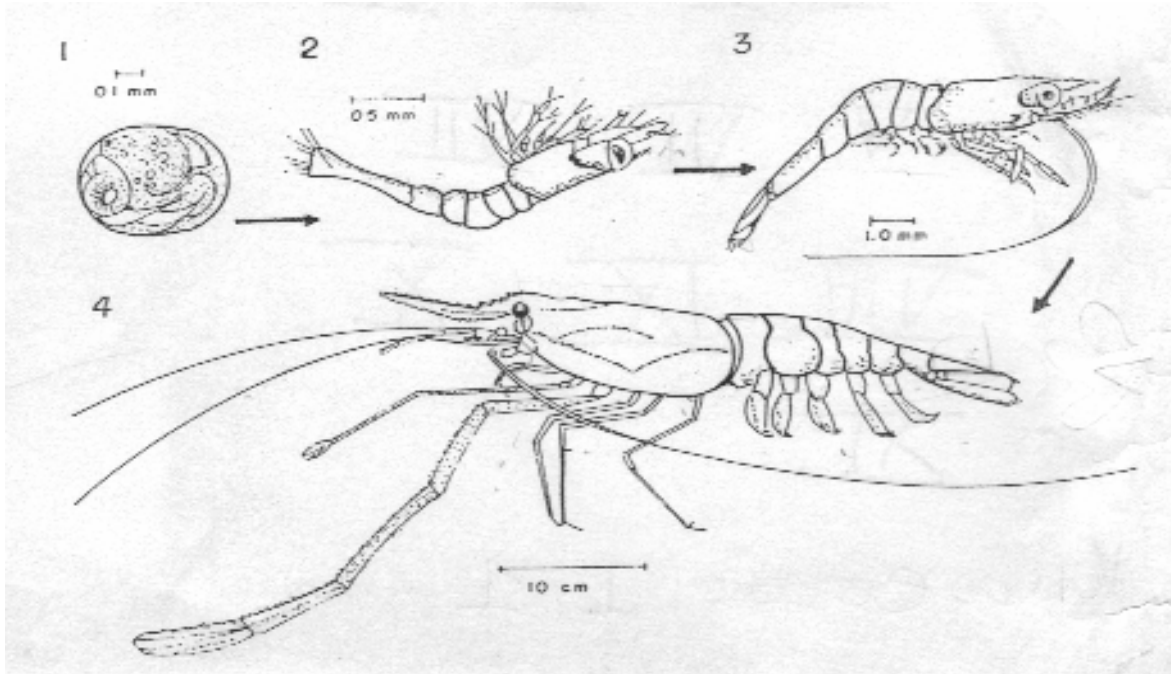
Fuente: Holtschmit, 1990.

ANEXO 3



Características Distintivas del Camarón de Río, *Macrobrachium americanum*.

Fuente: Fischer, et al., 1995.

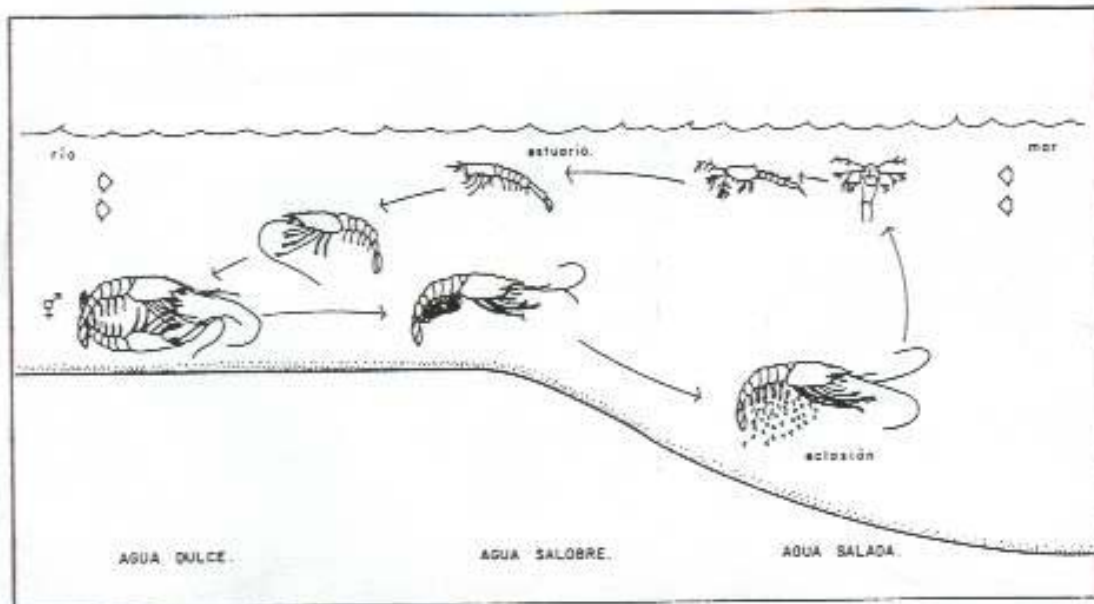
ANEXO 4

Ciclo de vida del camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*.

1. Huevo, 2. Larva, 3. Post-larva, 4. Adulto.

Fuente: Rodríguez, 1993.

ANEXO 5

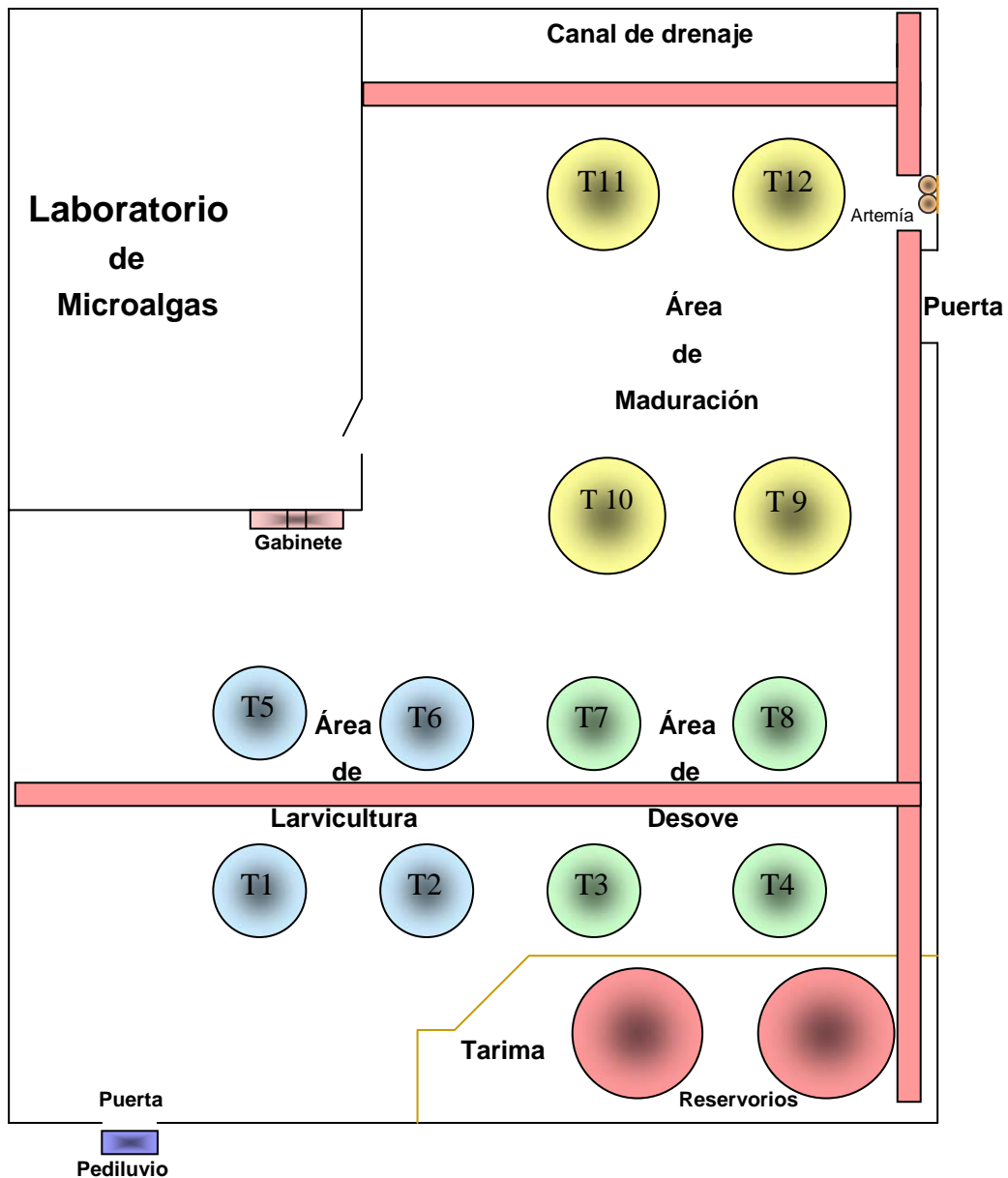


Ciclo de vida del camarón de agua dulce del género *Macrobrachium*.

Fuente: Espinosa, 1987.

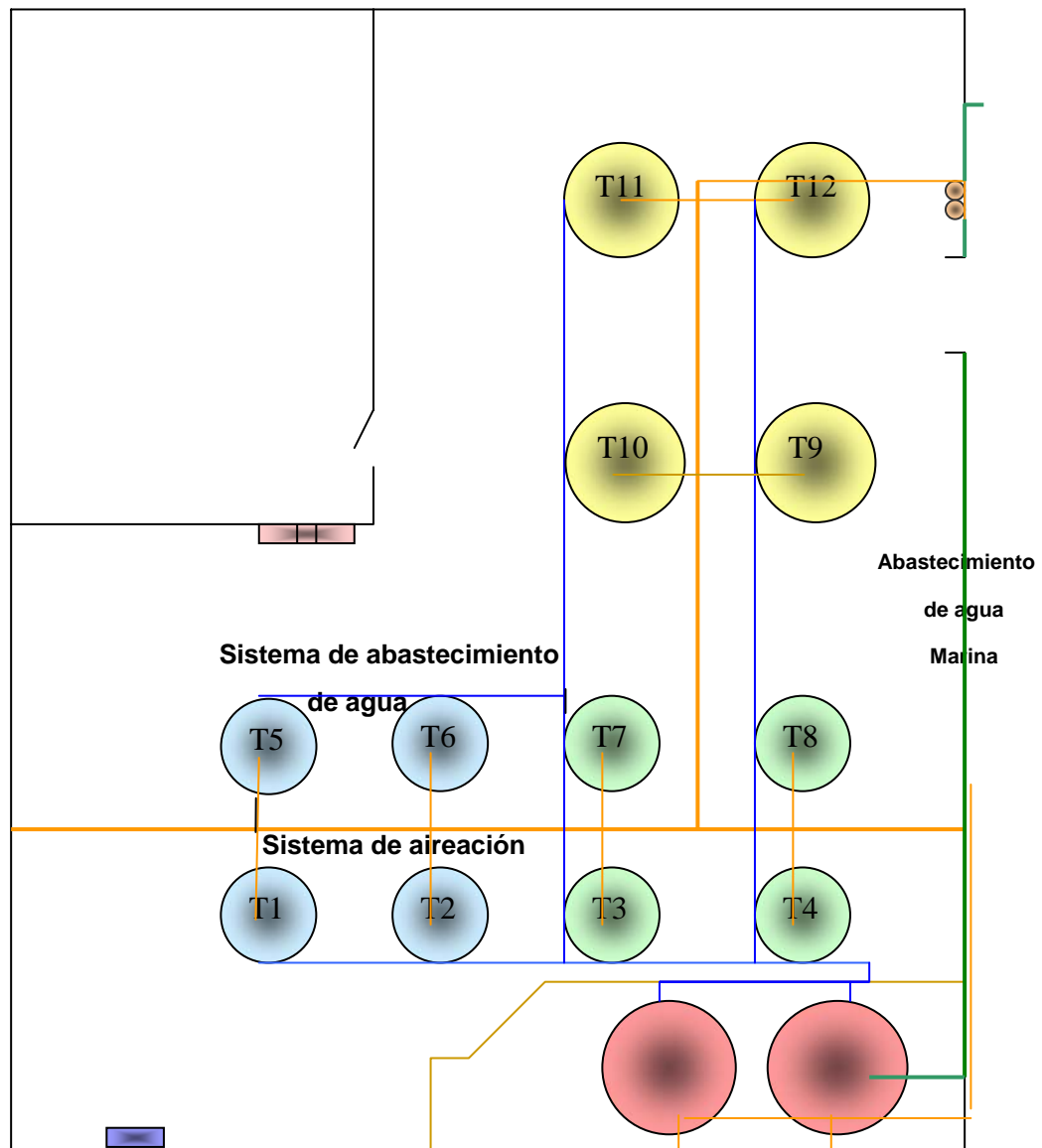
ANEXO 6

Diseño del Laboratorio para la obtención de Larvas de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.



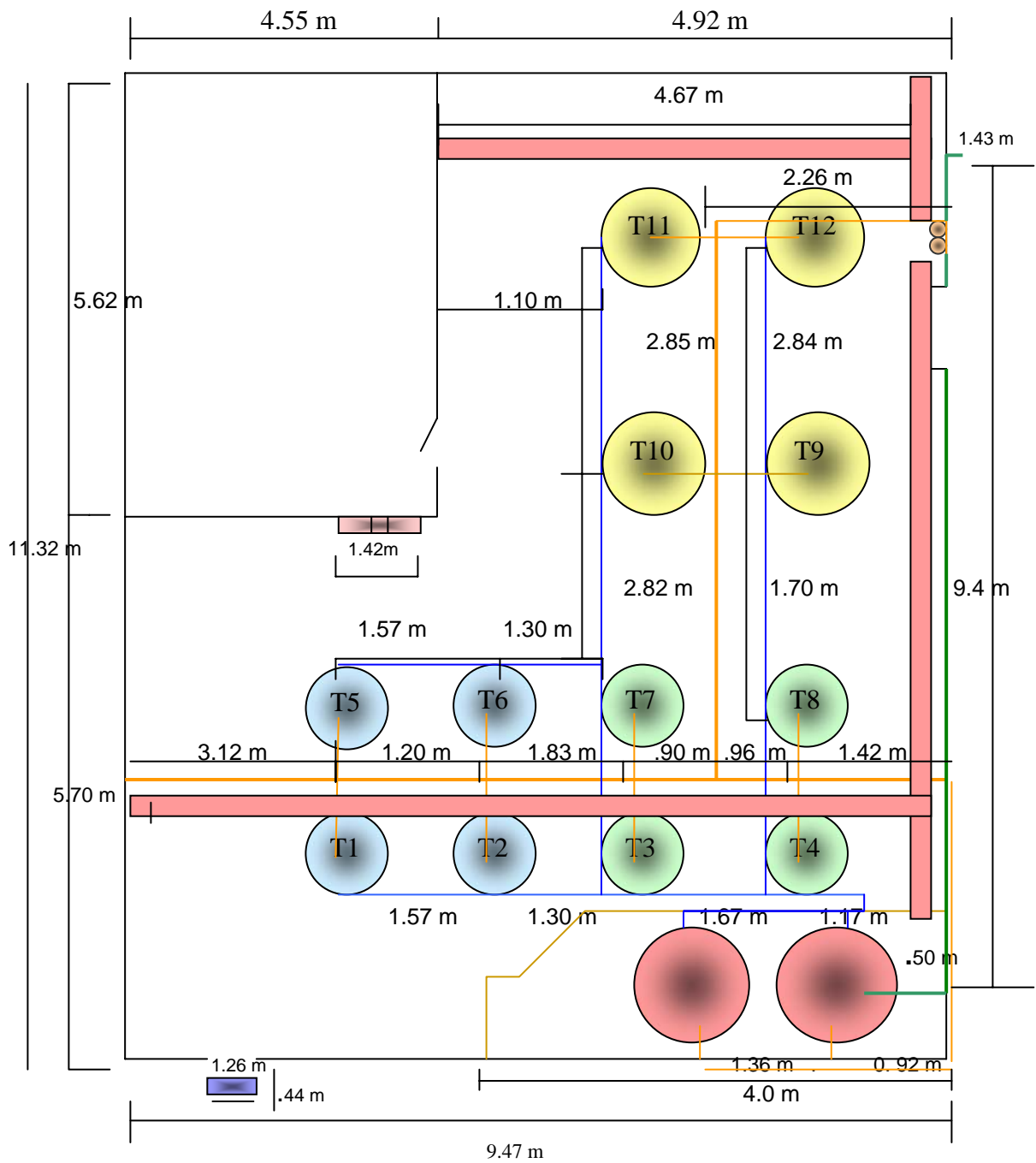
ANEXO 7

Sistemas de aireación y abastecimiento de agua dentro del Laboratorio para la obtención de Larvas de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.



ANEXO 8

Longitudes del Laboratorio para la obtención de Larvas de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en Monterrico, Táxisco, Santa Rosa.



ANEXO 9

Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en la Estación Experimental –CEMA–, Monterrico, Taxisco, Santa Rosa. Vista del Área de Larvicultura. (Tinacos de fibra de vidrio, de 500 Lts. de color negro).

ANEXO 10

Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en la Estación Experimental –CEMA–, Monterrico, Táxisco, santa Rosa. Vista del Área de Maduración y Desove. (Tinacos de fibra de vidrio, de 1000 Lts. de color amarillo).

ANEXO 11

Eclosionadores de Artemía Salina, en el Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

ANEXO 12



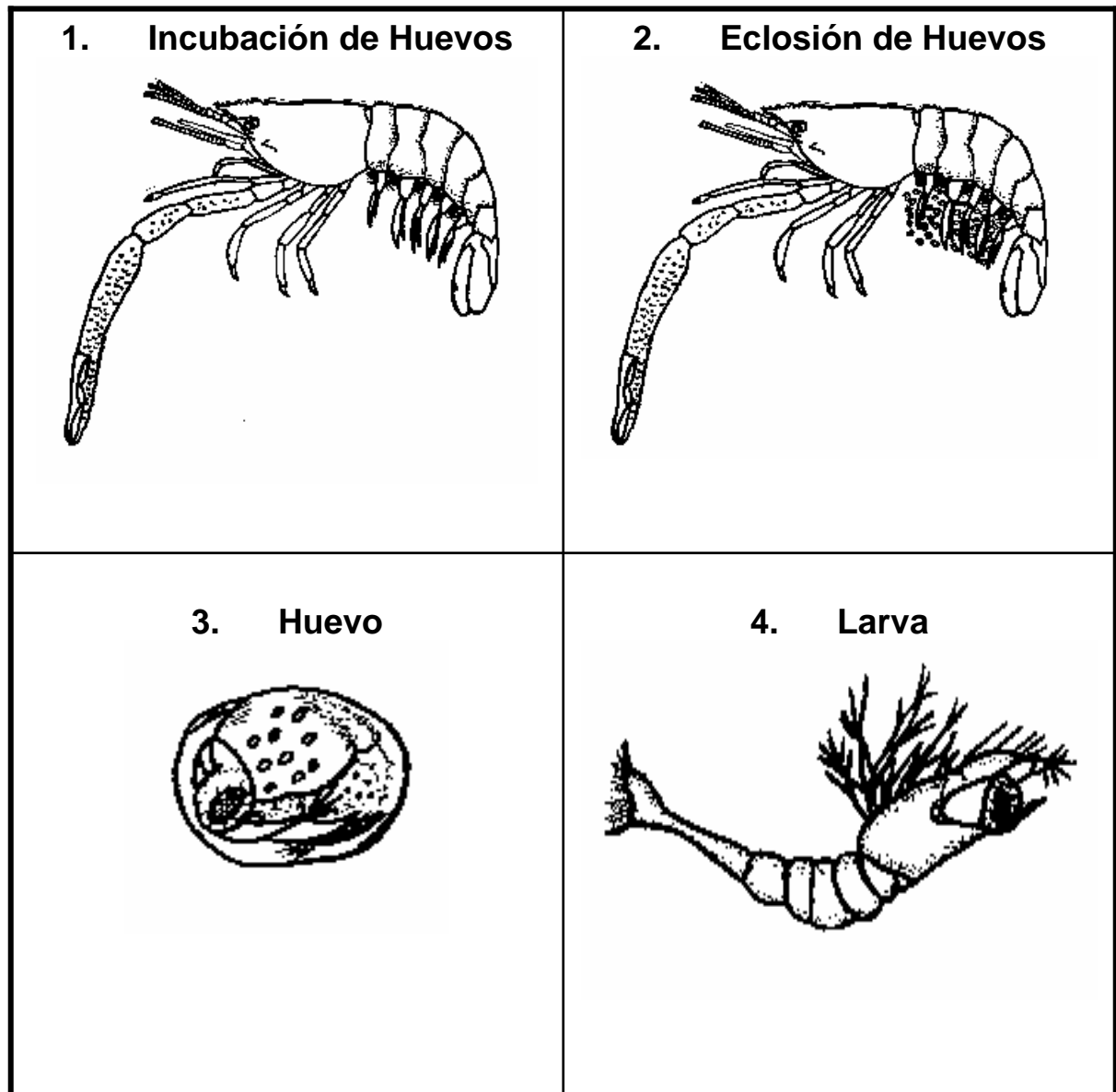
Reproductor Hembra de *Macrobrachium americanum*.



Reproductor Macho de *Macrobrachium americanum*.

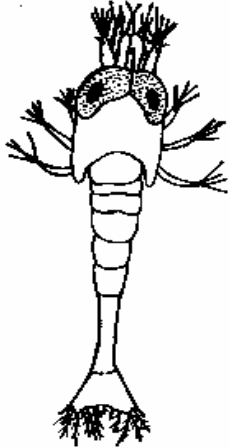
ANEXO 13

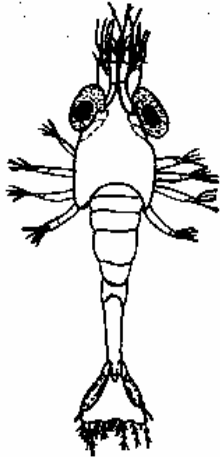
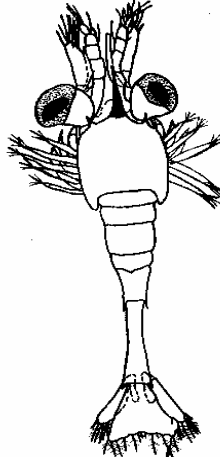
Ciclo de vida alcanzando en el Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en la Estación Experimental -CEMA-, Monterrico, Taxisco, Santa Rosa.

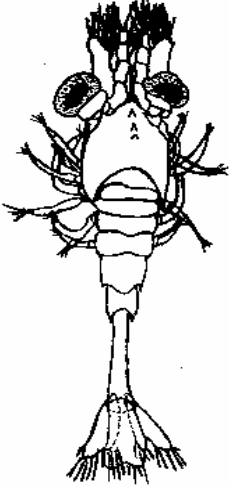
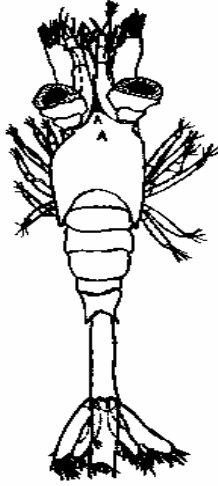


ANEXO 14

Características diferenciales de los Estadíos Larvales Obtenidos en el Laboratorio de Producción Larval de Camarón de Río Nativo, *Macrobrachium americanum*, en la Estación Experimental –CEMA-, en Monterrico, Taxisco, Santa Rosa, durante el período de Abril a Noviembre del 2,001.

<p>Estadío larval <i>Macrobrachium americanum</i>.</p>	<p>Ilustración</p>
<p>Zoea I:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Ojos sésiles. • Telson carente de urópodos, con 7 pares de espinas. • Seis somitos abdominales. • Tres pares de apéndices torácicos. • Edad en días: 0 a 1. • Talla: 1.90 mm. aprox. 	

Estadío larval <i>Macrobrachium americanum</i> .	Ilustración
<p>Zoea II:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Ojos Pedunculares. • Espina supraorbital prominente. • Telson con 8 pares de espinas; en un estado más avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos. • Están presentes 8 pares de apéndices torácicos. • Edad en días: 3. • Talla: 1.93 mm. aprox. 	
<p>Zoea III:</p> <ul style="list-style-type: none"> • El rostrum con 2 dientes dorsales. • Aparecen las espinas branquiostegales. • Urópodos birrámeos. • Endopodito rudimentario. • Exopodito presenta 6 plumas con setas. • Edad en días: 5. • Talla: 2.10 mm. aprox.. 	

<p>Estadío larval, <i>Macrobrachium americanum</i>.</p>	<p>Ilustración</p>
<p>Zoea IV:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Los dos dientes del rostrum están claramente definidos. • Telson rectangular, con cinco pares de espinas posteriores y tres pares laterales. • El exopodito de los urópodos tiene más o menos 8 plumas y una pequeña espina lateral. • Endopodito desarrollado con plumas setosas. • Edad en días:7. • Talla: 2.45 mm. aprox. 	
<p>Zoea V:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Telson más largo y estrecho posteriormente. • Presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es más largo, 3 pares pequeños y un par es diminuto. • En los urópodos el número de plumas aumenta en relación al estado anterior. • Edad en días: 9. • Talla: 2.78 mm. aprox. 	

ANEXO 15



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Dirección General de Investigación –DIGI–
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA–
Proyecto: Producción Larval de Camarón de Río Nativo,
Macrobrachium americanum.

REGISTRO DE PRODUCCIÓN LARVAL

Tinaco No. _____

Día	Fecha	No. larvas	Sal.	T°C	% Recambio	Alimento	Sobrevivencia	Observaciones



ANEXO 16



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Dirección General de Investigación –DGI–
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA–
Proyecto: Producción Larval de Camarón de Río Nativo,
Macrobrachium americanum.

REGISTRO DE REPRODUCTORES

Tinaco No. _____

Fecha	T°C	Salinidad Ppm	% Recambio agua	Sobrevivencia %	Alimento	Coloración de huevecillos	Obs.