

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA



DETERMINACION DE LA SOBREVIVENCIA DE LARVA DE CAMARON
MARINO (*Litopenaeus vannamei*) A DIFERENTES PERIODOS DE ADAPATACION
EN AGUA DULCE.

POR:

HENRY YAROSLAV MONTANO VASQUEZ
SILVER OSVALDO GOMEZ GRANDE

REQUISITO PARA OPTAR AL GRADO DE:
INGENIERO AGRONOMO

SAN SALVADOR, SEPTIEMBRE DE 2003.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTORA: **Dra. MARIA ISABEL RODROGUEZ**

SECRETARIO GENERAL: **Lic. LIDIA MARGARITA MUÑOZ VELA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS

DECANO: **Ing. Agr. M. Sc. FRANCISCO LARA ASCENCIO**

SECRETARIO: **Ing. Agr. JORGE ALBERTO ULLOA ERROA**

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

Ing. Agr. M. Sc. JUAN FRANCISCO ALVARADO PAÑAMEÑO

DOCENTES DIRECTORES:

Lic. JORGE LOPEZ

Ing. Agr. RENE PLATERO

RESUMEN

La investigación se llevo a cabo en el Laboratorio FORMOSA, Cantón Cangrejera, en el municipio de La Libertad, Departamento de La Libertad.

El objetivo de esta investigación fue determinar los porcentajes de sobrevivencia de la larva de camarón marino (*Litopenaeus vannamei*) a diferentes períodos de adaptación en agua dulce. La fase experimental tuvo una duración de 60 días, comprendida desde el mes de Mayo de 2003 hasta el mes de junio de 2003; se evaluaron seis tratamientos en dos fases diferentes; teniendo en la primera fase cuatro tratamientos; y en la segunda fase, dos tratamientos. Los tratamientos evaluados en la primera fase fueron: T1 Adaptación en 20 día; T2 adaptación en 15 días; T3 adaptación en 10 días y T4 adaptación en 5 días. Los tratamientos evaluados en la segunda fase fueron: T5 adaptación en 15 días y T6 adaptación en 15 días con diferencia en edades fisiológicas para estos últimos ya que en T5 se utilizo post- larva 8 y en T6 al igual que en la fase uno se utilizo Nauplio 3-4.

La variable a determinar fue la disminución de salinidad en cada uno de los tratamientos con respecto al tiempo.

AGRADECIMIENTOS

- **A DIOS**

Por haber iluminado nuestro camino y llevarnos a conseguir este logro.

- **A NUESTROS PADRES Y FAMILIA**

Por su sacrificio, paciencia y amor, para sacarnos adelante.

- **A NUESTROS ASESORES**

Lic. Jorge López

Ing. Agr. Rene Platero

Por su espíritu de colaboración y por haber compartido con nosotros sus valiosos conocimientos

- **AL SR. OTTO TANG**

Por su valioso apoyo y generosidad al permitirnos realizar esta investigación en las instalaciones de su Laboratorio.

- **A LOS TECNICOS DEL LABORATORIO FORMOSA: Osmin, Edgar, Jesús, Miguel, Noe, Luis, Israel y Alex.**

Por haber contribuido de manera directa al desarrollo de esta investigación transmitiéndonos sus conocimientos. Y apoyándonos en momentos difíciles.

- **A LA Lic. ROSMERY ERROA E Ing. Agr. DAYSI DE SOLANO.**

Por su valiosa colaboración en el análisis bacteriológico de la investigación.

- **A LA Dra. FRANCISCO CAÑAS DE MORENO,** Por su colaboración en análisis de agua.

- **A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE DE UNA U OTRA FORMA COLABORARON EN EL DESARROLLO DE ESTA INVESTIGACION.**

DEDICATORIA

- **A Dios**, Por guiarme en mi camino, y haberme dado la capacidad de salir adelante en mis estudios.
- **A mis Padres**, Por su amor, comprensión y haberse esforzado tanto para llegar a culminar mis estudios.
- **A mi Hermana**, Por su apoyo incondicional.
- **A mi Sobrino**, Por ser la luz de mi casa.
- **A mis Tíos, Primos y demás Familia**, Por haberme ayudado de una u otra forma en el desarrollo de mi carrera.
- **A mi Novia, Ana Ruth Sandoval**, Por su amor, comprensión y apoyo sincero y desmedido hasta el final de mi carrera. Y por todos aquellos momentos llenos de alegría.
- **A la Familia Sandoval**, Por su apoyo incondicional en todo momento.
- **A la Asociación de Estudiantes de Ciencias Agronómicas “Carlos Borromeo Najarro” ASECAS y a todos aquellos estudiantes que lucharon para que ahora podamos tener una Universidad para todos.**
- **A mis amigos de la Facultad: Silver, Nilhson, Pepino, Pelón, Maria José, Chumby, Guayo, Lupita, Hugo, Juan Carlos, Eu, Daysi, Chele Chele, Pesky, Peluca, Napo, Chalate, Zavala, Siliezar, Julio Moz, Pato, Pelo de chucho, Rodrigo, Majo, Emilia, Natalia, Abarca, Nati, Nats, Francis, Che, Choto, Peludo, y a todos aquellos que estuvieron conmigo.** Por esos momentos de alegría y amistad sincera en el transcurso de nuestra carrera.

Henry Montano.

DEDICATORIA

- **A Dios:** por darme la vida, y la sabiduría necesaria para enfrentar todos los retos que surgieron a lo largo de mi formación; así como permitirme llegar a la culminación de mi carrera.
- **A mis padres:** José Osmin y Dolores, Por ser mi fuente de inspiración. Por su amor incondicional, sacrificios y consejos que me han llevado a ser quien soy ahora.
- **A mis hermanos:** Erick y Fernando por ser una parte fundamental de mi vida.
- **A mis Tíos:** por ayudarme a salir adelante
- **A mis padrinos:** por estar siempre pendientes de mí.
- **A mis primos:** Juan Carlos, Carlitos Daniel, Bryan, Víctor Manuel, Karla Dolores, David, Ruth, Marina Yolanda, Iris Azucena, Erick Adán, David Emmanuel, y todos los demás por compartir conmigo parte de mi vida.
- **A mi novia:** Emilia, por haber llegado a mi vida y llenarme de felicidad y amor.
- **A la familia de mi novia:** por ser especiales conmigo
- **A mis amigos:** Henry, Pepino, Pelón, Chumby, Guayo, Juan Carlos, Abarca, Julio, el Peludo, Peluquín, Ricardo, El Chele Chele, Rodrigo, Ana Ruth, Majo, Maria José, Natalia, Francis, Choto, Nats, Pesky, Napo, Julio, Lupita, Hugo, el Pato, El Che, Gustavo, Cledy, Fabio, Mónica, Xochilt, Riquelme, Debora, Chalate, el Pelele, Chuck, Alma, Jessy, Nilhson, Eugenia, Zavala, Siliezar, y todos aquellos que por razones de espacio no puedo describir. A todos muchísimas gracias por estar conmigo en las buenas y malas por que junto a ustedes he salido adelante.

Silver Gómez.

INDICE GENERAL

RESUMEN	iv
AGRADECIMIENTOS	v
DEDICATORIA	vi
DEDICATORIA	viii
INDICE TABLAS Y GRAFICOS	xiii
INDICE ANEXOS	xv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISION DE LITERATURA	3
2.1 Generalidades	3
2.1.1 Actualidad.....	3
2.1.2 Origen.....	4
2.1.3 Distribución	4
2.1.4 Requerimientos ambientales.....	5
2.1.4.1 En el medio natural.....	5
2.2 Biología.	6
2.2.1 Ciclo Biológico.....	6
2.3 Anatomía.	8
2.3.1.2 Estadios Larvarios.	9
2.3.1.2.1 Nauplio	9
2.3.1.2.2 Zoea	10
2.3.1.2.3 Mysis	14

2.3.1.2.4. Post Larva.....	17
2.3.1.4 Juvenil y Adulto	18
2.4 Alimentación Larval y post larva	19
2.5 Nutrición.....	20
2.6 Enfermedades	21
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
3.1 Materiales y equipo utilizado	24
3.2 Reactivos utilizados.....	25
3.3 Selección del Lugar de la Investigación.....	25
3.4 Larvicultura.	26
3.4.1 <i>Tinas.</i>	26
3.4.2 <i>Paredes, techo y piso.</i>	26
3.4.3 <i>Sistema de Aire.</i>	27
3.4.4 <i>Tratamiento de aguas.</i>	27
3.4.4.1 <i>Agua Marina.</i>	27
3.4.4.2 <i>Aguas Servidas.</i>	29
3.4.4.3 <i>Tratamiento de Agua Dulce</i>	29
3.5 Desinfección del lugar y equipo	29
3.6 Equipo Utilizado en la Investigación.....	30
3.7 Insumos utilizados	30
3.8 Montaje de la Investigación.....	30
3.9 Selección de Reproductores.	31
3.10 Manejo del reproductor para desove.	32

3.12	Huevo	33
3.13	Nauplio	34
3.14	Distribución de Tratamientos	35
3.15	Determinación de mecanismos de disminución de salinidad:	36
3.16	Llenado de las tinas para cada tratamiento	37
3.17	Siembra de la larva	37
3.18	Mecanismos de alimentación	37
3.19	Alimentación de larvas:	38
3.20	Alimentación de post-larvas:	38
3.21	Agregación de volumen de agua	38
3.22	Disminución de volúmenes de agua	39
3.23	Toma de Temperatura	39
3.24	Medición de Salinidad	39
3.25	Muestreo de poblaciones	39
IV.	RESULTADOS	41
4.1	Fase 1	41
4.2	Fase 2	47
V.	DISCUSION DE RESULTADOS	51
5.1	Comportamiento general de la fase 1, de adaptación de larva de camarón marino (Litopenaeus vannamei) a diferentes periodos de adaptación en agua dulce	51
5.2	Análisis poblacional de la Fase 2	52
5.3	Análisis poblacional de tratamientos de fase 1 y fase 2.	52
5.4	Análisis del comportamiento de la temperatura Fase 1	53

5.5 Análisis del Comportamiento de la Temperatura en la Fase 2.....	54
VI. CONCLUSIONES.....	55
VII. RECOMENDACIONES	57
VIII. BIBLIOGRAFIA	57

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Clasificación Sistemática de <i>Litopenaeus vannamei</i>	6
Cuadro 2: Alimentación suministrada a las larvas de camarón (<i>Litopenaeus vannamei</i>)	19
Cuadro 3: Requerimientos nutricionales de camarón (<i>Litopenaeus vannamei</i>)	20
Cuadro 4 Enfermedades que atacan al camarón marino (<i>Litopenaeus vannamei</i>).....	21
Cuadro 5: Comportamiento de la temperatura, para la Primera fase.....	45

INDICE DE GRAFICOS

Gráfico 1. Comportamiento Poblacional del Tratamiento 1.....	41
Gráfico 2: Comportamiento poblacional del tratamiento 2.....	42
Gráfico 3: Comportamiento poblacional del tratamiento 3.....	43
Gráfico 4: Comportamiento poblacional del tratamiento 4.....	44
Gráfico 5: Comportamiento de la Temperatura para la Fase 1.....	46
Gráfico 6: Comportamiento poblacional del tratamiento 5.....	48
Gráfico 7: Comportamiento Poblacional del Tratamiento 6.....	49
Gráfico 8: Comportamiento de la Temperatura, para la Segunda Fase.....	50

INDICE ANEXOS

Tabla 1. Tabla de alimentación.....	62
Tabla 2. Tabla control de volúmenes de agua	63
Tabla 3. Tabla control de salinidad.	64
Tabla 4. Tabla para muestreo de poblaciones.	65

I. INTRODUCCIÓN

La camarinocultura es una actividad productiva que viene adquiriendo una gran importancia económica y social en El Salvador. Actualmente se identifican claramente dos líneas de trabajo: El cultivo de camarón marino *Litopenaeus vannamei*. y el cultivo de camarón de agua dulce *Macrobrachium rosenbergii*; sin embargo recientemente se países como México, USA... han desarrollado con éxito el cultivo de camarón marino en agua dulce. En el país ya se tienen resultados halagadores de experiencias similares, específicamente con las cosechas obtenidas por cultivadores privados en Atiocoyo, departamento de La Libertad con semilla obtenida de laboratorios nacionales.

En general, tanto la camaronicultura marina como la de agua dulce (o de baja salinidad), enfrenta tres retos importantes: El suministro de semilla, el aporte tecnológico, y el costo y calidad del alimento.

En El Salvador para el cultivo de camarón marino (*Litopenaeus vannamei*) el suministro de semilla se obtiene de laboratorios nacionales o se importa de Honduras, Nicaragua y/o Panamá.

En el caso de camarón de agua dulce (*Macrobrachium rosenbergii*) las larvas se obtienen principalmente de tres laboratorios nacionales. Sin embargo la producción de post-larvas de camarón marino adaptado a agua dulce aun necesita resolver algunas algunos detalles tecnológicos y económicos; por ejemplo el costo de un millón de post-larvas de camarón marino para cultivarse en agua salada es de alrededor de US \$ 4,500.00 pero la misma cantidad de post-larvas ya adaptadas a agua dulce o de baja salinidad tiene un valor de U S \$ 9,000.

Este incremento substancial de costos esta directamente relacionado, con la etapa fisiológica en que se inicia la adaptación y con el período de tiempo necesario para alcanzarla.

Esta investigación, se enfoca a la adaptación de la larva de camarón marino a agua dulce en diferentes periodos de tiempo, para determinar cual es el que presenta las mayores ventajas; de esta manera sentar las bases técnicas y científicas que ayuden obtener parámetros de desarrollo de esta especie, que sirvan de base para obtener semilla de buena calidad a menores costos que los actuales.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 Generalidades

En El Salvador es conocida la importancia que representa el recurso camaronero como el cuarto rubro generador de divisas más importantes. El camarón se ha venido aprovechando mediante la extracción de las poblaciones naturales con barcos arrastreros desde hace mucho tiempo en nuestro país y ha contribuido, además de las divisas, en una fuente importante de empleos permanentes. (MAG, 2001)

Al revisar el desarrollo del cultivo de camarones marinos en El Salvador, se encuentra que ha sido irregular, por momentos se despierta el entusiasmo por la actividad o por el financiamiento disponible, en otras ocasiones se ha visto como una salida para el problema de reinserción de personas a la vida productiva del país y también como la posibilidad de seguir operando salineras en momentos en que los precios de la sal han bajado.

Sin embargo, aun cuando el esfuerzo por impulsar el cultivo tecnificado de camarones comenzó en la segunda mitad de la década de los 80s, después de 18 años (datos a 1998), solamente el 27% del área cultivada se maneja bajo criterios técnicos el resto aun mantiene un sistema de producción artesanal. (López J, 1998)

2.1.1 Actualidad

La fase extractiva de la pesca por medio de barcos, ha venido experimentando descensos año tras año. El comportamiento descendente de los niveles de rendimientos anuales en volumen de pesca y de rentabilidad para la pesca de arrastre camaronera en nuestro país, sirve de base sustantiva para ejecutar alternativas mejores para aprovechar el camarón a través del cultivo en estanques, sumándose a elevar la producción nacional, las divisas y la generación de empleo.

En El Salvador, la crianza extensiva de camarones se ha venido practicando en zonas conocidas como “Chacalineras”, pero que por la deficiente tecnología, los volúmenes de producción han sido bajos y por que su principal objetivo ha sido la producción de sal. Actualmente pocos productores han iniciado el cultivo a escala tecnificada, especialmente en áreas de la Bahía de Jiquilisco y La Unión (MAG, 2001)

Hasta finales de 1997 operaban en El Salvador 4 laboratorios productores de Nauplios con una capacidad instalada total de unos 100 millones de nauplios por día, sin embargo debido a que los cultivadores hondureños (mercado natural del nauplio de El Salvador) cambiaron sus preferencias y a la elevada producción de larva silvestre, los laboratorios salvadoreños se quedaron sin poder vender su producto lo que ha obligado al cierre temporal de esa actividad. Se han hecho intentos de colocar el producto en otros mercados, los resultados han sido alentadores pero en algunos casos aun no se cuenta con una demanda importante y en otros existen problemas logísticos para abastecer los nuevos mercados. En El Salvador solamente operan dos laboratorios privados productores de post larvas y uno estatal. (López J, 1998)

2.1.2 Origen

Litopenaeus vannamei es una especie marina, nativa, costera y con una zona de distribución geográfica amplia y común, desde Baja California hasta Perú, en el Océano Pacífico. (MAG, 2001)

2.1.3 Distribución

Algunas zonas de cultivo de camarones marinos de diversas especies por países son: Japón, Taiwán, Estados Unidos, Ecuador, Panamá, México, Guatemala, Nicaragua, entre otros.

Para El Salvador desde hace algún tiempo, muchos inversionistas asesorados por técnicos especializados en el cultivo del camarón, han puesto gran interés en las condiciones naturales excelentes de la zona costera, principalmente la de los Departamentos de Usulután y La Unión, en lo referente a la topografía y calidad de las tierras, buen acceso de las aguas estuarinas, buena calidad del agua y la disponibilidad abundante y casi constante de semilla (postlarvas) de camarones aptos para el cultivo, como lo son los *L. Penaeus vannamei* y *Penaeus stylirostris* (MAG, 2001).

2.1.4 Requerimientos ambientales

2.1.4.1 En el medio natural

En las áreas de distribución en aguas abiertas las especies de cultivo y otras asociadas a ellas requieren:

- Salinidad de 15 a 25 ppm cuando las fases larvarias y juveniles están dentro de los estuarios y de 25 a 34 ppm cuando son adultos dentro de las zonas costeras del mar abierto.
- las temperaturas en los ambientes anteriores es aceptable una tolerancia de 28 °C a 34 °C y niveles de oxígeno de 5 a 7 mg/l. (MAG, 2001)

2.1.4.2 En áreas de cultivo

En las áreas de distribución en aguas almacenadas para cultivo las requieren:

- Salinidades de 15 a 25 ppm durante el ciclo de engorde.
- Las temperaturas en estanques de cultivo es aceptable una tolerancia de 28 °C a 34 °C y niveles de oxígeno de 5 a 7 mg/l.
- El grado de acidez de los estanques considerando adecuado es de 7.5 a 8.5. (MAG, 2001)

2.2 Biología.

Cuadro 1: Clasificación Sistemática de *Litopenaeus vannamei*.

Phylum	Arthropoda
Clase	Crustácea
Sub clase	Malacostraca
Series	Eumalacostraca
Super orden	Eucarida
Orden	Decapada
Sub orden	Dendobranchiata
Infra orden	Penaeidea
Super familia	Penaeoidea
Familia	Penaeidae
Genero	Penaeus
Especies	Vannamei Stylirostris

(Morales V, 1995)

2.2.1 Ciclo Biológico.

El ciclo biológico de los camarones peneidos puede ser dividido en dos fases: la marina y la estuarina. La cópula y el desove ocurren en mar abierto, en aguas de mayor profundidad. Luego pasan a través de un número de estadios larvales, que son: nauplio, zoea y mysis, antes de alcanzar los estadios de Postlarva. (Morales V, 1995)

Estas postlarvas se mueven en dirección a la costa, hacia los estuarios de los ríos, donde se desarrollan rápidamente, pues encuentran una mayor disponibilidad de alimento, menor salinidad, mayores temperaturas y protección contra los depredadores.

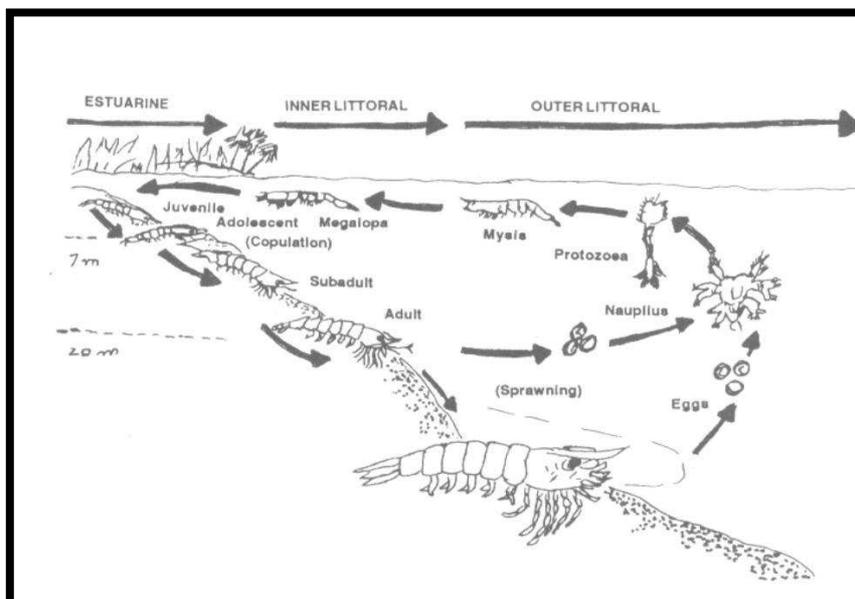
Después de Postlarva se transforman en camarones juveniles, manteniéndose en los estuarios de los ríos durante un lapso de 3 a 4 meses. Luego sucede la emigración de los juveniles al mar. (Morales V, 1995)

Las hembras son sexualmente inmaduras cuando salen de los estuarios. No maduraran hasta que alcancen los campos de apareo, lejos de la costa, en profundidades que van de las 7 a 11 brazas (1 Braza = 1.87 mts). Los machos por naturaleza maduran antes que las hembras. (Morales V, 1995)

Para que ocurra el apareo, la hembra debe haber mudado y encontrarse en un estado característico, con el carapacho o exoesqueleto blando. Contrariamente, el macho debe tener su carapacho duro. El desove tiene lugar durante el verano. El número de huevos por desove puede variar entre 200,000 y 500,000.

Existen evidencias de que las hembras desovan más de una vez. La vida normal del camarón es de 12 meses aproximadamente, pero algunos llegan a vivir hasta dos años. (Morales V, 1995)

La especie de camarón blanco *L. Penaeus vannamei* presenta picos de madurez sexual con porcentajes de 34 al 40% de hembras maduras en marzo y abril de cada año y el menor grado en el resto de los meses con valores del 24 al 28% de hembras maduras. (MAG, s/f)

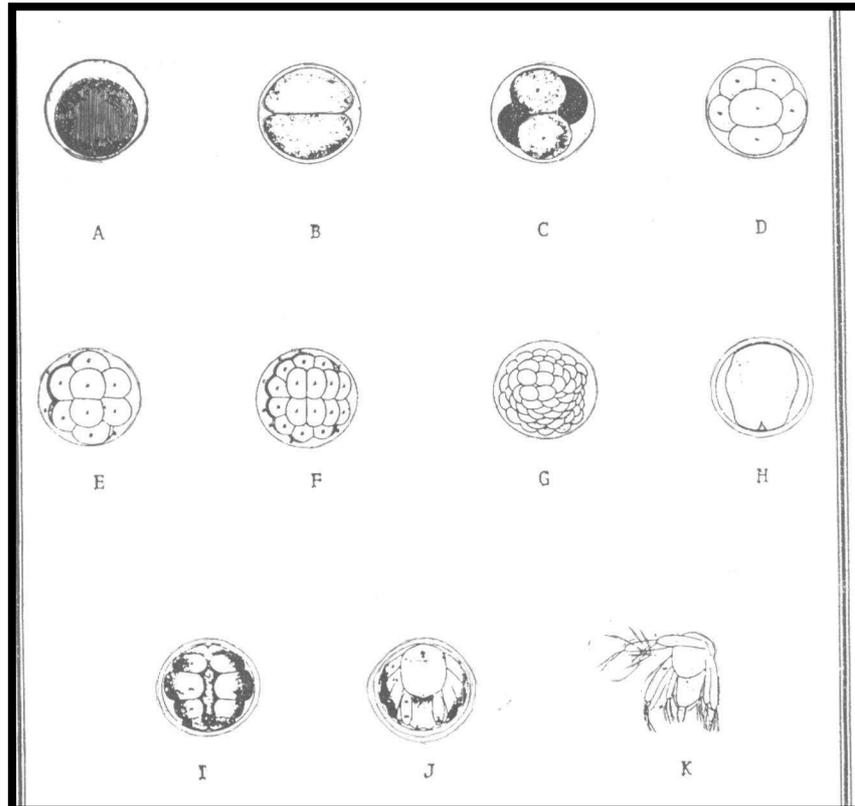


2.3 Anatomía.

Las etapas de desarrollo que sufre el camarón consta de cuatro fases muy distintas: huevo, larva, post larva y adulto. Los estadios larvarios son tres y cada uno se divide en sub estadios. Para cada estadio larvario, su morfología y comportamiento son diferentes.

2.3.1 Descripción Anatomía.

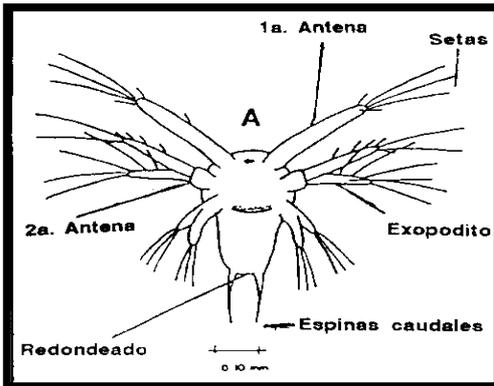
2.3.1.1 Desarrollo del Huevo



El huevo 18 minutos después de ser fecundado empieza a dividir sus células; 110 minutos después ya tiene 128 células, seis horas más tarde es gastrula y de 14 a 16 horas se encuentra eclosionando.

2.3.1.2 Estadios Larvarios.

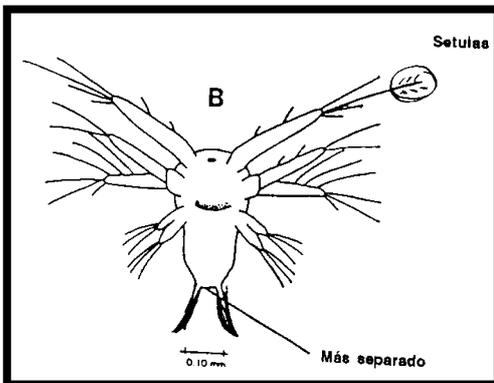
2.3.1.2.1 Nauplio



Nauplio 1: Forma oval, tres pares de antenas, las dos primeras sirven para nadar.

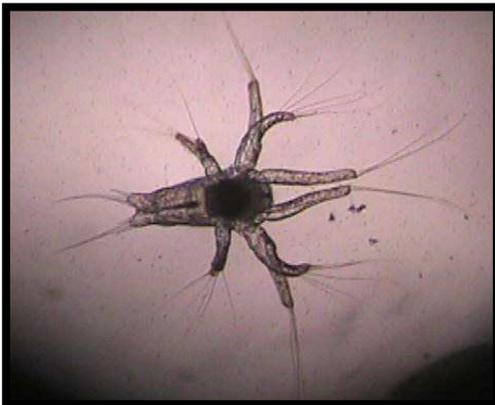
(Jiunn L, 1992).

Posee ocelo y un par de espinas caudales en forma redondeada. La longitud promedio es de 0.40 mm. (Morales V, 1995)



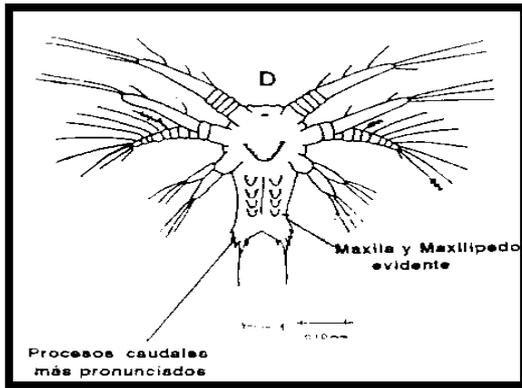
Nauplio 2: Parte posterior del cuerpo alargada y suavemente aplanada, en la primera antena se nota una seta con unas pequeñas cerdas llamadas cetulas. Una seta mediana y una corta. Longitud promedio 0.45 mm.

(Morales V, 1995)



Nauplio 3: Comienza a formarse el sistema nervioso. (Jiunn L, 1992).

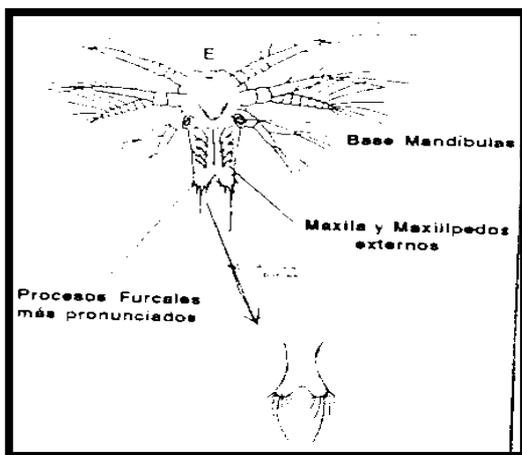
Aparecen dos pequeñas espinas caudales junto a las ya existentes, en la primera antena se notan dos setas largas y una corta. Longitud del cuerpo 0.49 mm. (Morales V, 1995)



Nauplio 4: Comienza a dividirse la segunda antena en exópodos y endópodos. .

(Jiunn L, 1992).

Maxilas y maxilipedos en la parte ventral, parte posterior del cuerpo mas larga. Longitud promedio 0.55 mm. (Morales V, 1995)



Nauplio 5: Posee 7 espinas caudales, maxilas y maxilipedos externos, presencia de base de mandíbulas. Longitud promedio 0.61 mm.

(Morales V, 1995).

2.3.1.2.2 Zoea

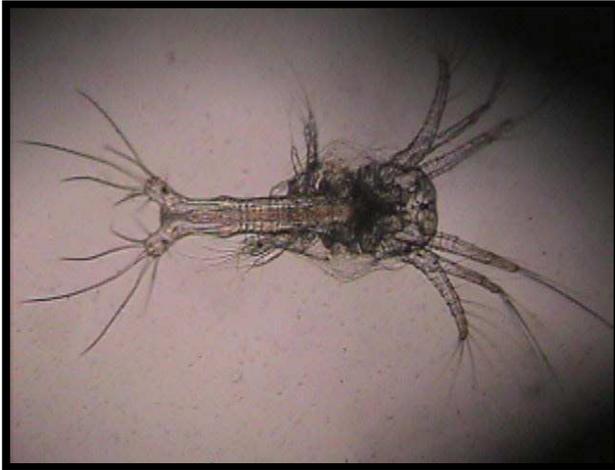
Existen tres sub estadios de zoea. En zoea I la larva empieza a alimentarse. La transición de nauplio V a zoea I es la etapa más critica del desarrollo larvario, ya que las más grandes mortalidades pueden ocurrir en este período.

Una zoea bien alimentada se identifica cuando largos cordones fecales aparecen detrás de la larva, y son vistos en el agua. En las zoeas su principal característica son los maxilipedos como primordiales apéndices natatorios.

La zoea es planctónica y su natación es otra forma característica. El tiempo que requiere para cambiar a sus tres sub estadios es de 36 horas por cada cambio, demorando más en la etapa de zoea II que puede ser de 30 a 40 horas aproximadamente. (Morales, s/f)

En este estadio las larvas poseen fototaxismo positivo de una forma suave.

(Jiunn L, et. al, 1992)



Zoea 1: El cefalotórax es grande y redondo, la base de los ojos se encuentra formada. La materia fecal se encuentra adherida a su intestino.

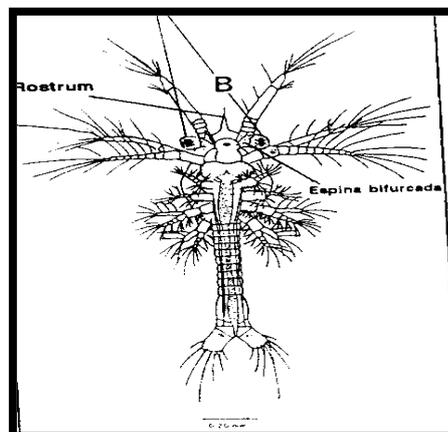
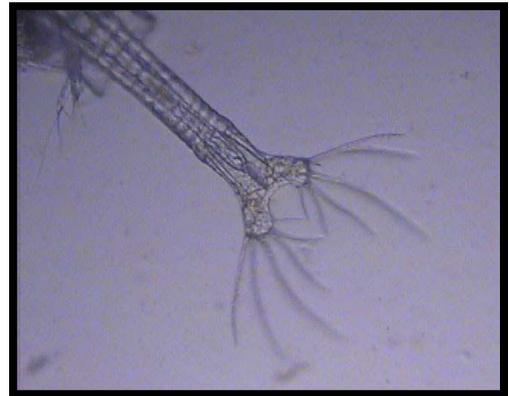
(Jiunn L, et. al, 1992)

Las dos maxilas y maxilípidos son evidentes. Longitud promedio 1 mm.

(Morales V. 1992)

Zoea 2: En esta etapa ya posee rostrum y bien definido sus ojos compuestos, así, como el pedúnculo ocular. (Jiunn L, et. al, 1992).

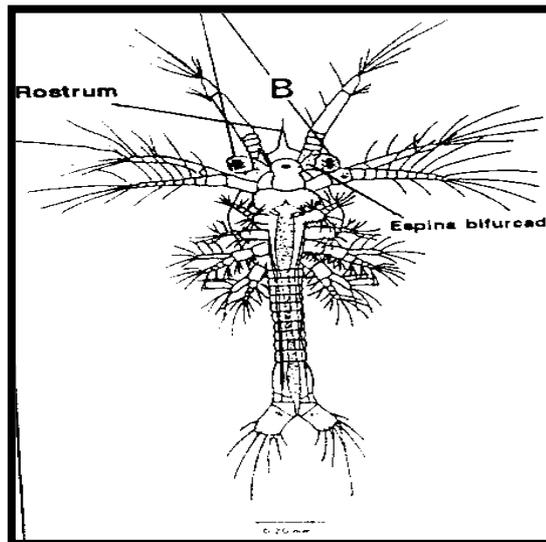
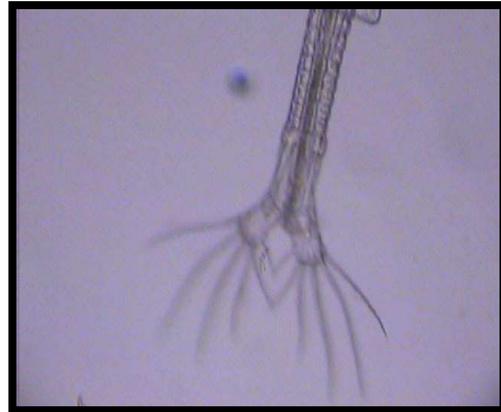
El largo de su cuerpo se estima en 1.9 mm. (Morales V. 1992)



Zoea 3: El abdomen tiene espinas y comienza a formarse el telson. .

(Jiunn L, et. al, 1992).

El largo de su cuerpo es de aproximadamente 2.7 mm. (Morales V. 1992)



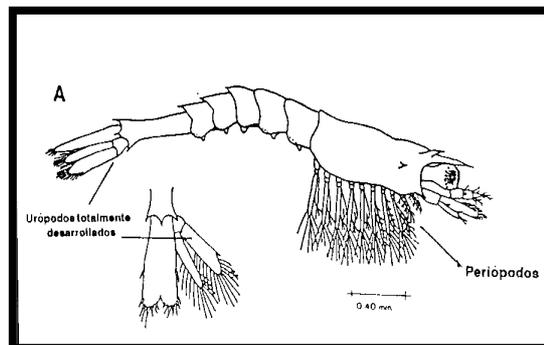
2.3.1.2.3 Mysis

Nadan con la cabeza hacia abajo y la cola hacia arriba, poseen fototaxismo positivo mas marcado. (Jiunn L, et. al, 1992)

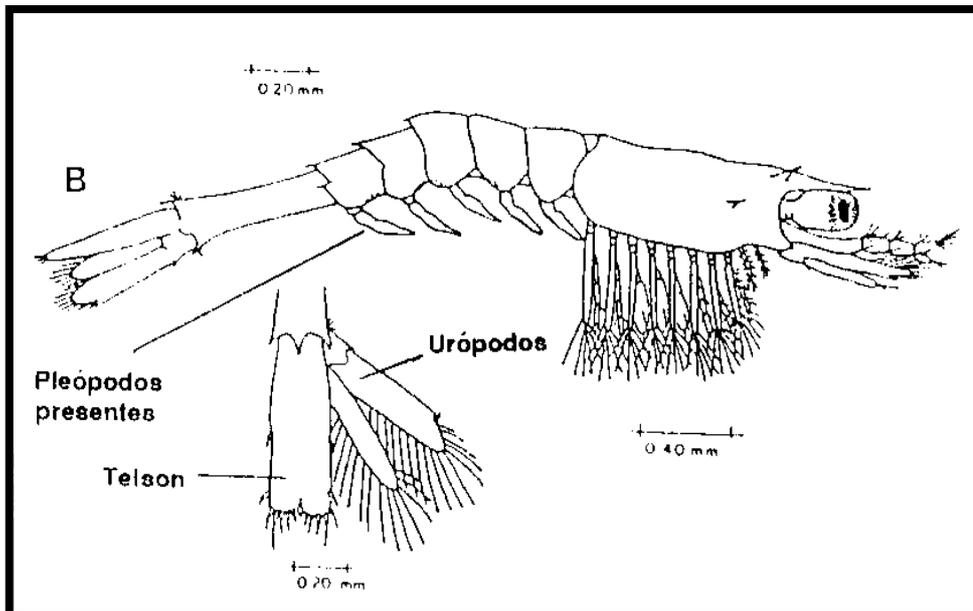
Existen tres sub estadios. La larva nada hacia atrás en posición vertical con la cabeza hacia abajo. Es la única etapa en que se observa esta forma de nado. Esta etapa toma de 24 a 48 horas por sub estadio; a excepción de mysis I, que toma aproximadamente 40 horas.

El movimiento rápido de los pleopodos crea una corriente que ayuda a transportar las diátomeas hacia la boca y el zooplancton hacia los periopodos donde pueden ser capturados con facilidad. (Morales V, 1995)

Mysis 1: Sub estadio critico, ya que ocurren cambios drásticos, los uropodos crecen mas, periopodos funcionales aparecen. Pequeños brotes que serán los pleopodos. Longitud promedio 3.4 mm. (Morales V, 1995)

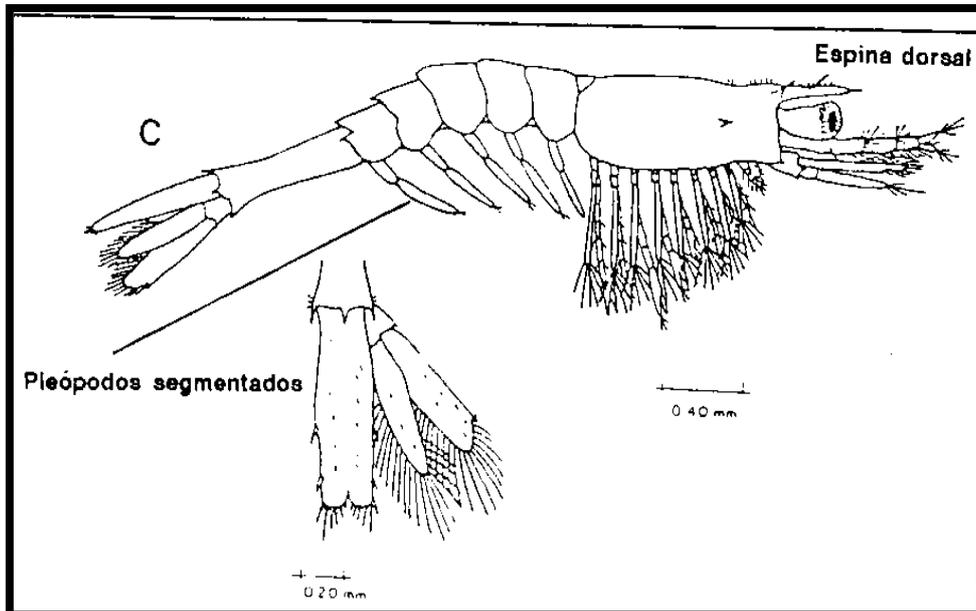


Mysis 2: Aparecen los pleopodos en los segmentos abdominales como proyecciones en forma de gancho. Longitud del cuerpo 4 mm. (Morales V, 1995)



Mysis 3: Ya tiene formado los pleopodos. (Jiunn L, et. al, 1992)

Aparecen las primeras espinas dorsales en el rostrum. (Morales V, 1995)



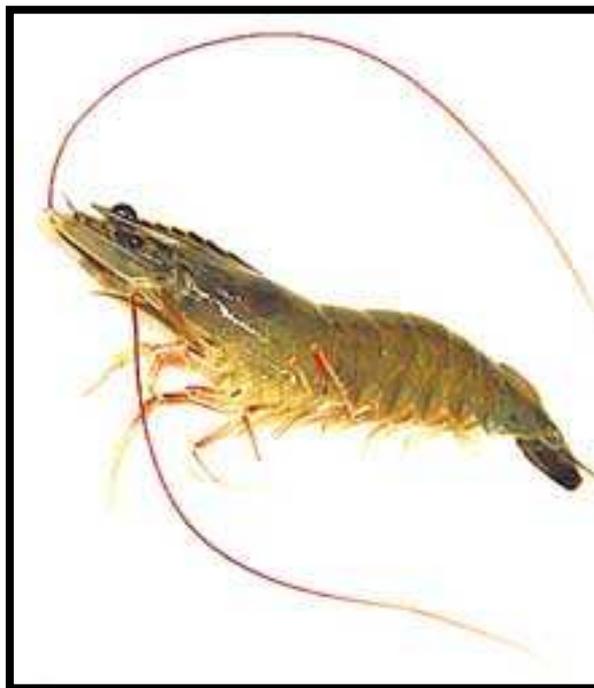
2.3.1.2.4. Post Larva

Todos los pleopòdos tienen setas y el primer, segundo y el tercer par de periopodos se divide en dos. Con buenas condiciones y alimento suficiente, cada día mudan las post larvas. (Jiunn L, et. al, 1992)



2.3.1.4 Juvenil y Adulto

En esta etapa ya el camarón ya se encuentra bien diferenciado en todos sus componentes anatómicos, el rostro posee dos dientes ventrales o uno, el ultimo diente ventral esta situado al nivel o anteriormente al primer diente dorsal ,petasma del macho con la porción distal libre del lóbulo lateral largo, sobre pasa apreciablemente el lóbulo medial y es de forma elipsoidea; telico de la hembra con la parte anterior del esternito XIV provista de dos prominencias oblicuas cuya porción medial se proyecta centralmente en orejuela de borde afilado, proceso elevado en forma de teja cerca del margen posterior del esternito XIII. (Méndez M, 1981)



2.4 Alimentación Larval y post larva

Como ya se ha mencionado anteriormente *Litopenaeus vannamei* pasa por una serie de estadios y sub estadios para llegar a su forma adulta. Es importante saber que en cada uno de estos estadios y subestadios la larva basa su alimentación con diferentes dietas, así tenemos:

Cuadro 2: Alimentación suministrada a las larvas de camarón (*Litopenaeus vannamei*)

Alimento	Características	Edad	Ración
Vítelo	Capa de vítelo que le permite alimentarse de el mismo.	Nauplio 1 – 5	
Algas	Células microscópicas	Zoeas, Mysis y Post larvas.	50 – 70 células/ml
Artemia	Alimento microscópico vivo, atracción organoléptica	Zoea, Mysis y Post Larva	1 – 20 / ml
Rotíferos	Organismos de Plancton, Alimento microscópico vivo.	Zoea 2 a Zoea3	2 – 3 / ml
Alimento balanceado	Alimento con nutrientes complementarios y fortificados.	Zoea en adelante	Ver Tabla 1

(Morales V, 1995) y (Sainz I, et. al. 1995)

2.5 Nutrición

Dentro de los alimentos balanceados o frescos la larva de *Penaeus vannamei* necesita ciertos requerimientos nutricionales como Proteínas, Aminoácidos, Carbohidratos, Lípidos, Energía, Vitaminas, Minerales, Aditivos y Carotenoides. (García T, 1996)

Cuadro 3: Requerimientos nutricionales de camarón (*Litopenaeus vannamei*)

Nutrientes	Características
Proteínas	Componente más importante del cuerpo, representa el 70% del peso seco del camarón. Requerimientos del 30 al 36%
Aminoácidos	Los aminoácidos esenciales son: arginina, lisina, metionina, treonina, triptofano, histidina, isoleucina, valina y fenilamina.
Carbohidratos	Utilización limitada, con un nivel adecuado en la dieta permite un ahorro de proteínas, al evitar que esta se desvíe a la producción de energía.
Lípidos	Fuente energética, esencial para el normal metabolismo de los crustáceos, requerimientos del 6 al 10%.
Energía	Al ingerir el alimento una parte de energía contenido en este se pierde, mientras que la otra se utiliza en el metabolismo y el crecimiento. Esta pérdida se evita con un balance adecuado de proteínas, lípidos y grasas
Vitaminas	Compuestos requeridos en pequeñas cantidades. 15 son las esenciales: Tiamina, riboflavina, piridoxina, cianocobalamina, ácido pantoténico, niacina, ácido fólico, biotina, inositol, colina, ácido ascórbico, vit. A, D, E y K.
Minerales	Necesitan alrededor de 20 minerales, entre macro y micro elementos. Son capaces de absorber minerales del agua, por lo que sus requerimientos dependerán de la concentración de estos en el medio circundante
Aditivos	Agregan determinadas cualidades al alimento, como olor, sabor, color, textura, compactación, entre otros.
Carotenoides	Encargados de dar color llamativo que presentan los camarones. Deben ser suministrados en la dieta ya que son capaces de sintetizarlos.

(García T, 1996)

2.6 Enfermedades

Cuadro 4 Enfermedades que atacan al camarón marino (*Litopenaeus vannamei*)

Enfermedad	Agente de la Enfermedad	Historia Clínica / Síntomas / Patología	Prevención	Tratamiento
Taura*****	Virus del síndrome del Taura (TSU)	<p>Presenta 3 fases:</p> <p>Aguda: con inapetencia e inmediatamente moribundo, color rojizo por expansión de cromatoforos rojos, caparazón blando e intestino vacío, necrosis multifocal del epitelio cuticular.</p> <p>Transitoria: sobrevive a fase aguda y presenta lesiones cuniculares mecanizadas, cutícula blanda.</p> <p>Crónica: Sucede después de la fase transitoria, sin síntomas clínicos presentes (Chen S, 2002)</p>	<ul style="list-style-type: none"> * Eliminar lotes que presenten canibalismo. * Evitar cohabitación de larvas enfermas con sanas * Recambios constantes de agua 	Sin Tratamiento
IHHNV*****	Virus de la necrosis hipodérmica y Hematopoyetica	<p>Causa: Síndrome de deformación y enanismo (RDS).</p> <p>Infecciones persistentes y</p>	<ul style="list-style-type: none"> * Desinfecciones de estanques de cría. * Reproductores libres de 	No hay tratamiento.

	infecciosa	latentes, desviación o deformidad del rostrum, antenas arrugadas, aspereza del caparazón y otras enfermedades cuniculares. (Chen S, 2002)	IHHNV. * Uso de especies resistentes	
Enfermedad bacterial (adultos-larvas)*****	Vibrio, Pseudomonas, Agromonas	Stress, mortalidad en aumento gradual, población bacteriana en la sangre de la larva, movimiento desorientado, letargo, áreas perforadas en el exoesqueleto y fleuradorsal en el tercer segmento abdominal (adultos)	Buena higiene, control de calidad de agua (esterilización, filtración), disminuir la manipulación. Evitar el stress y la sobrepoblación.	* Oxitetraciclina (40 mg / Kg. de peso del cuerpo / día) * Furanase (100 mg / Kg. alimento por 14 días)
Enfermedades de bacterias filamentosas. (Adultos y Larvas)*	Lencothrix, otro genero de bacterias filamentosas y algas azul verdosas	Crecimiento de los filamentos en apéndices y en la superficie del cuerpo, pobre calidad de agua.	Buena calidad del agua e higiene de los tanques de almacenamiento profilaxis química, usando Cutrine ‘plus cada 1 o 2 semanas.	* Permanganato de potasio (5 – 10 pm.) durante ½ - 1 hora por 5 – 10 días. * Cutrine – plus (0.15 ppm) de cobre. 24 horas, flujo por hora o 0.5 ppm en 4 – 6 horas en tratamiento estático.

Micosis larval (larvas) (hongos)**	Lagenidium, Haliphoros, Sirolpidium	Reemplaza el micelio juncal a los tejidos de la larva, mortalidad arriba del 100% dentro de 2 días	Desinfección de filtros de agua, profilaxis química del camarón con 5ppm de Treflan o 50 ppm de formalina, los huevos en 0.006ppm de verde de malaquita	*Verde de malaquita 0.0 – 0.6 ppm (tratamiento estático). 0.1 – 0.5 ppm por 24 horas solo para el estado de mysis
Infección de ciliados(adultos) (larvas)*****	Epistylis, Vorticela, Acinete y Ephelota	La mortalidad ocurre cuando la ingestación es pesada y la D; 0 es bajo (3ppm) felpas en las agallas, apéndices, ojos, y caparazón, hipoxia, letargo, interferencia con el intercambio de gases.	Control sanitario del agua de cultivo a trabes de filtración, esterilización, minimizar residuos orgánicos.	*Formalina (25ppm) por 24 horas de flujo o 75ppm por 6-8 horas estático.
Enfermedades de gregarinas (larvas)***	Gregarionas	Posibles interferencia en la filtración de partículas al hepatopancreas doctor a través del estomago.	No hay reportes	No hay reportes
Necrosis de Músculos*****	Ambiental (sobrepoblación, bajo oxigenación, salinidad y temperatura shock)	Cambios repentinos y severos del ambiente, manchas blancas en los segmentos abdominales, necrosis, muerte en 24 horas.	Evitar causas	*Minimizar stress.
Mancha blanca****	Baculovirus (WSBV)	Infecciones rápidas y mortalidad en cuestión de días	Eliminar lotes enfermos	Sin tratamiento

*CENAIM,2003 **CENAIM,2001 ***CENAIM,2002 ****INFOPESCA,1999 *****Oviedo, et. al. 2003 ***** INVEMAR,1995-2002.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Materiales y equipo utilizado

- Tabancos de madera (como base, 0.5 mts de alto)
- 2 Tinas de 500 litros
- 4 tinas de 200 litros
- Salinometro
- Cubetas de 5 galones
- Mangueras de 1 pulgada
- Mangueras de 0.5 cm.
- Piedras oxigenadotas
- Tazones volumétricos de 500 ml
- Tazones volumétricos de 2 litros
- Pipeta graduada de 20 ml.
- Filtros de tela
- Bolsas plásticas
- Challos
- Balanza analítica
- Microscopio
- Cajas petri
- Tubos de ensayo
- Pizetas
- Goteros
- Papel toalla
- Alimento concentrado
- Alimento vivo (Artemia y alga)

- Refrigeradora
- Cámara fotográfica
- Cámara de video

3.2 Reactivos utilizados

- EDTA.
- Treflan.
- Cloro.
- Formalina.
- Yodo.

3.3 Selección del Lugar de la Investigación

La investigación se realizó en el Laboratorio Formosa, Cantón Cangrejera, La Libertad.

Debido a que era el laboratorio que mejores condiciones prestaba dentro de los dos posibles lugares para realizar la investigación, siendo el otro el Laboratorio de CENDEPESCA en los Cobanos, Acajutla.

El Laboratorio Formosa fue elegido por proporcionar la larva, alimentación y equipo necesario para llevar a cabo la investigación. Dentro del Laboratorio el área fue asignada por los encargados del laboratorio, siendo, esta el área de Maduración debido a que presentaba las facilidades para la realización de la investigación como lo es: aireación y agua entre otros.

3.4 Larvicultura.

Las áreas de operación dentro del laboratorio son tres: larvicultura, algas y maduración.

Se cuenta dentro de ellas con diferentes equipos y estructuras diseñadas y ubicadas según las necesidades y posibilidades de cada empresa.

3.4.1 Tinajas.

Para el trabajo de investigación se utilizó tinajas plásticas circulares de fondo plano cuya capacidad es de 150 y 500 litros para la realización de la investigación. Sin embargo para la eclosión de los huevos se utilizaron tinajas de 500 litros en forma cónica y de color negro, con el fin de al eclosionar los nauplios se dirijan a una fuente de luz colocada en la parte superior de la tinaja para facilitar su extracción.

3.4.2 Paredes, techo y piso.

Las paredes deberán tener una altura que permita el flujo continuo del aire, y el techo deberá contar con láminas que permitan el paso de luz hacia el interior del lugar preferible de dos aguas con una orientación de norte a sur, a una altura de 3 metros en los laterales y 5 metros en el centro. El largo de las paredes dependerá del número de estanques o tinajas y el ancho dependerá del largo de los estanques o tinajas.

El piso debe ser antideslizante debido a la abundante agua existente, de fácil lavado y con una pequeña pendiente para drenar el agua hacia la salida.

3.4.3 Sistema de Aire.

El sistema de aire es un elemento vital para cualquier laboratorio.

Para el suministro de aire se utilizan sopladores de aire (Blowers) libres de aceites.

También se les conoce como compresores volumétricos. El soplador de aire debe de ser de tamaño necesario para atender la demanda máxima (entre 3 – 7 HP) del laboratorio.

Además debe contarse con un generador eléctrico.

El sistema de distribución de aire fue totalmente aéreo o sea por encima de las tinas. La tubería que sale del soplador es de 3 pulgadas y se utilizan reducciones para tuberías de 2 y 1 pulgada que son las que distribuyen el aire a cada tina.

Todo el sistema que se utiliza, tanto para aire como para agua dulce y salada, es de material de PVC, incluidas tuberías, reducciones y llaves de paso. También se utilizaran mangueras de aireación de 3/16 pulgadas en tubos de PVC de 1 pulgada, con piedras porosas de 2 pulgadas.

3.4.4 Tratamiento de aguas.

3.4.4.1 Agua Marina.

El laboratorio debe encontrarse preferible a orillas del mar, en áreas de playas, donde la arena pueda ser utilizada como filtro natural, más que nada para obtener mejor calidad del agua.

Particularmente se debe tener en cuenta la presencia de mercurio, plomo, zinc, cobre, hidrocarburos, y pesticidas, los cuales son productos tóxicos.

En las costas donde se haya mucho material en suspensión, es conveniente bombear el agua al laboratorio y depositarla en tanques que sean utilizados sólo para la sedimentación o contar con un sistema de filtración adecuado, dándole un máximo de 24 horas.

Pasadas esas 24 horas el sobrenadante es bombeado a través de un filtro de arena y luego por un filtro de tierra (Diatomácea). Así eliminamos la mayor cantidad de partículas que pudieran estar en suspensión. Estos filtros deben ser lavados por retrobombeo diariamente, después de cada filtración, por un tiempo mínimo de 15 minutos, sobre todo antes de que el agua sea bombeada al tanque reservorio. El cambio de materiales de estos filtros se hará de acuerdo a las especificaciones indicadas por las casas comerciales.

El agua filtrada es almacenada, en este caso, en piscinas de 40 metros cúbicos de capacidad para los tratamientos adecuados. Se adiciona cloro industrial (65%) a una concentración de 4 ppm.

Luego se declorina utilizando aireación fuerte y luz solar. La presencia de cloro se determina con Orthotholidina, el cual es un producto químico carcinógeno con el que hay que tener mucho cuidado, o simplemente determinarlo con un kilt para cloro, el cual es vendido en casas comerciales para piscinas.

Si se sospecha presencia de metales disueltos en el agua, se utiliza EDTA (industrial) a una concentración de 10 ppm durante la época de verano. El mismo puede ser duplicado durante el invierno, ya que las lluvias causan mucha erosión y esta descarga de sedimentos llega al mar y aumenta la concentración de metales pesados. La distribución del EDTA debe ser homogénea, por lo que se recomienda se le adicione en el momento que se almacena el agua en el reservorio final.

Previo a esto el agua filtrada a 5 micras. Se recomienda que la misma no se almacene por mucho tiempo, y que el reservorio sea desinfectado con cloro cada 15 días para evitar cualquier contaminación.

3.4.4.2 Aguas Servidas.

Existen diferentes métodos o técnicas para el tratamiento de las aguas residuales, los más utilizados son los tanques o pilas de oxidación en las cuales el agua permanece en reposo durante 15 o 21 días, al aire libre, para que los factores ambientales hagan su efecto sobre algunas sustancias y patógenos existentes.

Estos son depositados en el fondo de estas y después absorbidas por la tierra y lo restante perdidas por evaporación.

Existen también otros métodos en los cuales las pilas de oxidación son tratadas con diferentes sustancias químicas con el fin de acelerar el proceso.

Estas pilas deberán estar ubicadas en la parte más baja de la propiedad y así por medio de la gravedad las aguas sean drenadas al mar o un río.

3.4.4.3 Tratamiento de Agua Dulce

Para el tratamiento del agua dulce se utilizó EDTA, se aplicó a razón de 1 gr. de EDTA por cada 100 litros de agua, se dejaba en reposo por 24 horas antes de usarla con suficiente aireación por medio de piedras oxigenadoras, luego de las 24 horas el agua podía ser utilizada. El fin de aplicar EDTA era para disminuir la cantidad de metales pesados presentes en el agua, pues el agua encontrada en el Cantón Cangrejera es considerado con metales pesados.

3.5 Desinfección del lugar y equipo

El área de trabajo fue lavada con suficiente agua dulce, eliminando cualquier material que podría causar algún tipo de contaminación, luego fue desinfectada con Treflan que es un químico que sirve para eliminar hongos y otros microorganismos presentes en suelo y paredes. El equipo de igual manera fue previamente lavado con suficiente agua dulce y cloro, así como una posterior desinfección con Treflan en el caso de las tinajas y culminando con un enjuague de agua dulce de todo el equipo.

Las piedras oxigenadores fueron dejadas por un periodo de 24 horas en cloro con el fin de eliminar cualquier microorganismo que pudiera afectar en la investigación.

Después de concluido el ciclo de levantamiento larval, se procede a desinfectar todo el sistema. Todas las tinas son lavados con jabón biodegradable; luego, con una solución de cloro de 250 ppm y, por último, enjuagados con abundante agua dulce.

Lo mismo que el sistema de cristalería, el cual se debe lavar bien, secar y esterilizar en forma apropiada. Las piedras de aireación y mangueras deben ser lavadas con jabón y mantenerlas por uno o dos minutos en concentraciones de 20 ppm.

De Igual forma todos los pisos se deben lavar con jabón y cloro, y después ser enjuagados con agua dulce, para luego dejarlos secar por un par de días.

Las mallas a medida que se van cambiando por estadios deben ser desinfectadas con cloro y muy bien enjuagadas para luego secarlas en forma adecuada.

3.6 Equipo Utilizado en la Investigación

Para la investigación fue necesario el uso Mesas para sostener tinas; tinas de 200 lts de capacidad y de 500 lts; Salinometro, termómetros, calentador eléctrico, vara para medir volúmenes, cubetas, mangueras, filtros de 150 micras; bolsos para filtrar agua, tazas volumétricas, piedras oxigenadoras, Guacales.

3.7 Insumos utilizados

Larvas; 20,000 por tratamiento, Alimento, Artemia, Algas, Agua dulce, Agua Salada, EDTA, Vitamina C, Formalina, Treflan, Cloro.

3.8 Montaje de la Investigación

La investigación se llevo a cabo en dos fases, cada una constituida en dos periodos de tiempo diferentes.

La primera fase que consistió en la implementación de cuatro tratamientos con diferentes periodos de disminución de salinidad que se desarrollo del 15 de Mayo al 4 de Junio de 2003. Cuyos resultados dieron origen a la realización de una segunda fase (T5 y T6) de validación de la información obtenida en la primera fase y desarrollada del 13 de Junio al 28 de Junio de 2003.

3.9 Selección de Reproductores.

Todo buen padrote debe poseer ciertas características para ser considerado como tal, dentro de las cuales tenemos:

- a) Estar libre de patología.
- b) Poseer las características morfológicas siguientes:
 - Cuerpo sin torsiones ni tumoraciones
 - Apéndices completos.
 - Exoesqueleto sin puntos de necrosis y/o roturas.
 - Branquias normales sin inflamación y/o coloración anormal.
 - Rostrum completo y sin torceduras.
 - Musculatura libre de invasión bacteriana.
 - Sin necrosis a nivel de apéndices y/o escamas antenales.
 - No presentar musculatura blanquecina.
 - Sin melanizacion a nivel de espermatoforos

(Aguirre M, 2000)

Una vez que los animales a utilizar como padrotes cumplan con los criterios siguientes: peso promedio entre 35 a 40 gramos; talla promedio de 20 a 22 centímetros; edad de 4 a 5 meses; que se encuentren libre de enfermedades y lesiones físicas; serán seleccionados para tal fin, y la cantidad dependerá de la necesidad que se tenga y la disposición de animales. (Fig. 24)

Cuando los animales han alcanzado los 7 meses de edad se procede a realizar esta selección, escogiendo los padrotes que tengan completamente desarrollados sus órganos reproductores, la misma edad y el mismo origen; los cuales son llevados a los estanques de maduración dejándolos en relación de un macho por cada hembra, con una densidad de 6 padrotes por metro cuadrado, ya que a una mayor densidad existen problemas de mortalidad.

A cada hembra que sea seleccionada se le amputa un ojo (aquel que presente algún tipo de problema; y si no existe problema cualquiera de los dos ojos), teniendo cuidado de que la hembra no este en período de muda ya que podría causarle un daño físico por la fragilidad que presentan en este estadio.

La amputación se hace con el objetivo de favorecer un mayor crecimiento, madurez sexual, y mejora en la reproducción. Puede realizarse por cauterización, con un hilo o con una hoja de afeitar.

3.10 Manejo del reproductor para desove.

Una vez que los padrotes se encuentran en los estanques de reproducción deberán transcurrir de 3 a 4 días para que empiece a manifestarse la madurez en la hembra la cual formará un cordón de huevos que se observan desde la cabeza hasta la punta de la cola, los cuales estarán listos para ser fertilizados de 6 a 7 días después. Una vez listo este cordón las hembras expelen hormonas que por lo general sucede de 12 del medio día hasta que cae el sol.

Durante éste periodo se evitará el suministro de oxígeno y el movimiento del agua para que se de una mayor recepción de la hormona por parte del macho, para que este la copule.

3.11 Desove

Entre las seis de la tarde se saca la hembra que ha sido copulada del estanque de reproductores, verificando antes que esté copulada de lo contrario no se deberá sacar esta hembra.

La hembra que sea elegida se depositará en tanques o tinas de desove durante 5 horas en la cual permanecerá sin recibir alimento, se cortará el suministro de aire y se deberá evitar el ruido. Se obtendrá alrededor de 160,000 huevos por hembra por desove (Ciclo cerrado), luego que la hembra ha desovado deberá ser llevada al mismo estanque donde fue extraída. Después de 7 días esta estará lista para volver a desovar.

3.12 Huevo

Para recolectar el huevo se utilizan filtros con malla de 100 micras y a través de decantación es eliminada el agua donde se dio el desove. Luego de recolectados los huevos deberán ser lavados y desinfectados para lo cual se sumerge en solución salina de yodo a bajas concentraciones y posteriormente se depositará en las pilas de maduración donde se hará el conteo para obtener el promedio de huevo por hembra y aclimatación de este, antes de la siembra en las cisternas de eclosión. Llevándolos hasta una temperatura de 32⁰C .

Una vez desinfectado y aclimatado el huevo éste se depositará en agua salada debidamente desinfectada y a una temperatura de 32⁰C, deberá tener suficiente oxigenación y luz artificial para evitar que el huevo se deposite en el fondo. Este período dura aproximadamente de 7 a 8 horas.

3.13 Nauplio

Luego de la eclosión se cortó el suministro de aire y se mantuvo la luz artificial para que el nauplio flotara. Una vez que este se encontró en la superficie se extrajo con una manguera depositándolo en un balde.

Luego se realizó un conteo y una desinfección con una solución de yodo 3 ppm durante 30- 40 segundos en los cuales se mantuvo con suficiente aireación, posteriormente se lavó y se hizo un recuento, se depositó en un balde donde se mantuvo con aireación hasta pasar a un estadio de nauplio II, para ser utilizados posteriormente en la investigación.

3.14 Distribución de Tratamientos

Tratamiento 1: Este consistió en bajar salinidad de 34 partes por tonelada (ppt) a 0 salinidad en un periodo de 20 días, con una población de 20,000 larvas (nauplio 3-4). En una tina de 200 litros de capacidad volumétrica.

Tratamiento 2: Este consistió en bajar la salinidad de 34 ppt a 0 ppt con la diferencia del tratamiento 1 que fue bajado en 15 días, la población fue de 20,000 larvas (nauplio 3-4). En una tina de 200 litros de capacidad volumétrica.

Tratamiento 3: Para este tratamiento el periodo de baja de salinidad fue de 10 días, con igual población, 20,000 larvas (nauplio 3-4). En tina de 200 litros de capacidad volumétrica.

Tratamiento 4: Este consistió en bajar salinidad a 0 ppt en 5 días, con la misma población 20,000 larvas (nauplio 3-4), en una tina de 200 litros de capacidad volumétrica.

Tratamiento 5: Este tratamiento consistió en bajar de 34ppt a 0 ppt en 15 días, con una población de 20,000 larvas (pl 8) en una tina de 500 litros de capacidad volumétrica, con temperatura controlada a 32⁰C y el agua dulce utilizada previamente tratada con EDTA.

Tratamiento 6: Este tratamiento consistió en bajar salinidad de 34 a 0 ppt en un periodo de 15 días, con una población de 20,000 larvas (nauplio 3-4) en una tina de 500 litros de capacidad volumétrica, con temperatura controlada a 32⁰C y al agua dulce previamente tratada con EDTA.

3.15 Determinación de mecanismos de disminución de salinidad:

La salinidad del agua marina, esta expresada en partes por tonelada (ppt) medida con la cual se inicio la investigación.

Para llevar a cabo cada uno de los tratamientos se determino 1 mecanismo de disminución de ppt quedando distribuidos de la siguiente manera:

Tratamiento 1: Periodo de disminución: 20 días

Ppt por día a disminuir: 1.7 ppt

Hora de disminución: 06:00 a.m.

Tratamiento 2: Periodo de disminución: 15 días

Ppt por día a disminuir: 3.4 ppt

Hora de disminución: 06:00 y 18:00

Tratamiento 3: Periodo de disminución: 10 días

Ppt por día a disminuir: 5.1 ppt

Hora de disminución: 06:00, 12:00 y 18:00

Tratamiento 4: Periodo de disminución: 5 días

Ppt por día a disminuir: 6.8 ppt

Hora de disminución: 06:00, 12:00, 18:00 y 24:00

Tratamiento 5: Periodo de disminución: 15 días

Ppt por día a disminuir: 2.3 ppt

Hora de disminución: 06:00 y 18:00.

Tratamiento 6: periodo de disminución: 5dias

Ppt por día a disminuir: 2.3 ppt

Hora de disminución: 06.00 y 18.00.

3.16 Llenado de las tinas para cada tratamiento

Para las tinas que fueron utilizadas en la primera fase se llenaron a un volumen de 150 litros de agua salada que venia directamente de las puntas colocadas en el mar. A 34 ppt, el agua fue previamente filtrada a través de bolsas de tela con el fin evitar el paso de material grueso proveniente del mar y el moho de las tuberías por las cuales es transportada el agua. Para las tinas de la segunda fase fue de igual manera con la única diferencia que las tinas eran de 500 litros de capacidad volumétrica y llanadas a un volumen de 400 litros. (Fig. 28)

3.17 Siembra de la larva

La larva proveniente de los tanques de desove fueron preparados y sembrados en horas tempranas de la mañana para evitar problema de estrés, en cada tratamiento fueron sembradas 20,000 larvas (nauplio 3-4) para los tratamientos del T1 al T4 y T6. Para el T5 fueron sembrados 20,000 post larvas (pl 8) de igual manera en horas tempranas, las post larvas eran provenientes del área de larvas que estaban en tanques de 9 toneladas. A una salinidad de 34 ppt.

3.18 Mecanismos de alimentación

La alimentación de las larvas consistía en la aplicación de dosis ya establecidas en tablas de alimentación del Laboratorio Formosa. (Tabla 1)

3.19 Alimentación de larvas:

La alimentación inicial de la larva en estado de nauplio es su capa de vitelo que les permite alimentarse del mismo en sus primeros estadios naupliares, sin necesidad de otro tipo de alimento. Aparte de estos se les adiciono microalgas con el fin de que en el cambio a zoea se encontrase alimento en la columna de agua; adicionando a este una mezcla de alimento balanceado que proporcionaba el siguiente análisis bromatológico: 50% de proteína, 9.5 % de Lípidos, 7.5 % de humedad, 5% de fibra, 6% de ceniza, 0.6 % de DHA y 0.6 % de EPA. El alga se aplicaba a razón de 10 litros por día o dependiendo de la cantidad de alga presente en la tina lo que se determinaba de acuerdo a la coloración del agua. El alimento balanceado se aplico 4 veces por día hasta el estadio de zoea proporcionándole 0.1 grs. En horarios de 6 de la mañana, 12 del mediodía, 6 de la tarde y 12 de la noche a partir del estadio de mysis se alimentaba cada tres horas proporcionándole 0.2 grs. de alimento balanceado, en horarios de 3, 6, 9, 12 del mediodía, 3, 6, 9 y 12 de la noche.

3.20 Alimentación de post-larvas:

La post-larva fue alimentada con descapsulados de artemia, alga y alimento balanceado distinto al utilizado en los primeros estadios de vida de la larva, estas eran alimentadas cada tres horas, proporcionándole 0.2 grs. de alimento balanceado.

3.21 Agregación de volumen de agua

El agua fue agregada por medio de cubetas de 10 litros de capacidad volumétrica a través de un proceso de decantación en los horarios previamente establecidos en la distribución de tratamientos. Los datos fueron registrados en tablas previamente establecidas. (Tabla 2)

3.22 Disminución de volúmenes de agua

Para cada una de las fases el mecanismo de disminución del volumen de agua de las tinas fue similar, llevándose a cabo en el momento en que se aforara la capacidad volumétrica de cada una de las tinas y disminuyendo los volúmenes a 150 lts en la fase 1; y 400 lts en la fase 2 por medio de sinfoneado. (Tabla 2)

3.23 Toma de Temperatura

Para la toma de temperatura se utilizó un termómetro de mercurio tomando datos cada 6 horas para los tratamientos del 1 al 4. Para el T5 y T6 los datos tomados siempre proporcionaron los mismos resultados debido a que estos dos tratamientos se les habían colocado un calentador el cual mantenía una temperatura constante de 32⁰C. (Tabla 3)

3.24 Medición de Salinidad

La salinidad fue medida por medio de un Salinometro, el cual esta graduado en ppt de sal, esta medición se realizaba antes de bajar salinidad para verificar el dato anterior de ppt de sal y después de bajar salinidad para saber cuanto había bajado. Esta medición se hizo 4 veces al día, independientemente si se bajaba o no salinidad. (Tabla 3)

3.25 Muestreo de poblaciones

Las poblaciones de cada uno de los tratamientos fueron medidas a diario, realizando dos mediciones; una por la mañana y otra por la noche, mediciones de las cuales se obtenía la media para determinar la población diaria de cada uno de los tratamientos. Estos datos se obtienen a través de relaciones volumétricas entre las tinas y las tazas de medición utilizadas a través de la siguiente relación matemática:

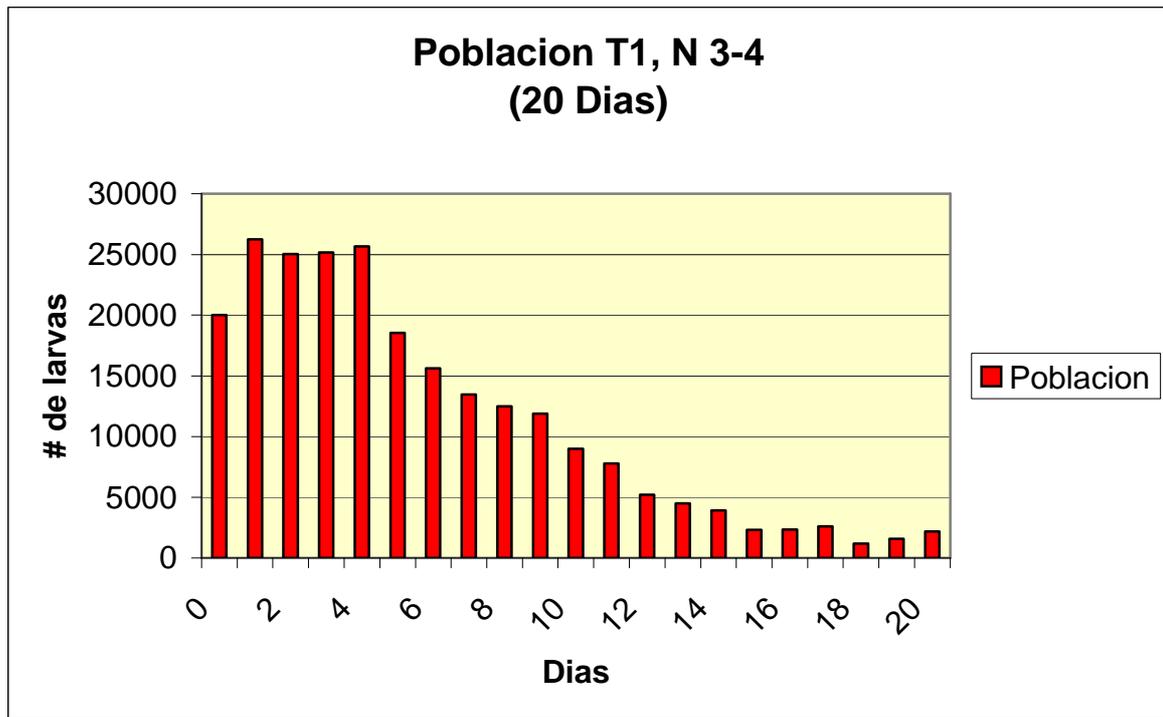
$$\frac{\text{Numero de larvas x volumen de tina (lts)}}{\text{Volumen de taza de muestra (lts)}} = \text{Numero de larvas}$$

El conteo se realizo frente a una fuente de luz artificial y un fondo oscuro por debajo para facilitar el conteo de estos microscópicos animales, ayudado con goteros para la extracción de las larvas. Los muestreos bajo luz artificial son necesarios hasta que la larva no posea un tamaño adecuado o sea lo suficientemente visible al ojo humano.
(Tabla 4)

IV. RESULTADOS

4.1 Fase 1

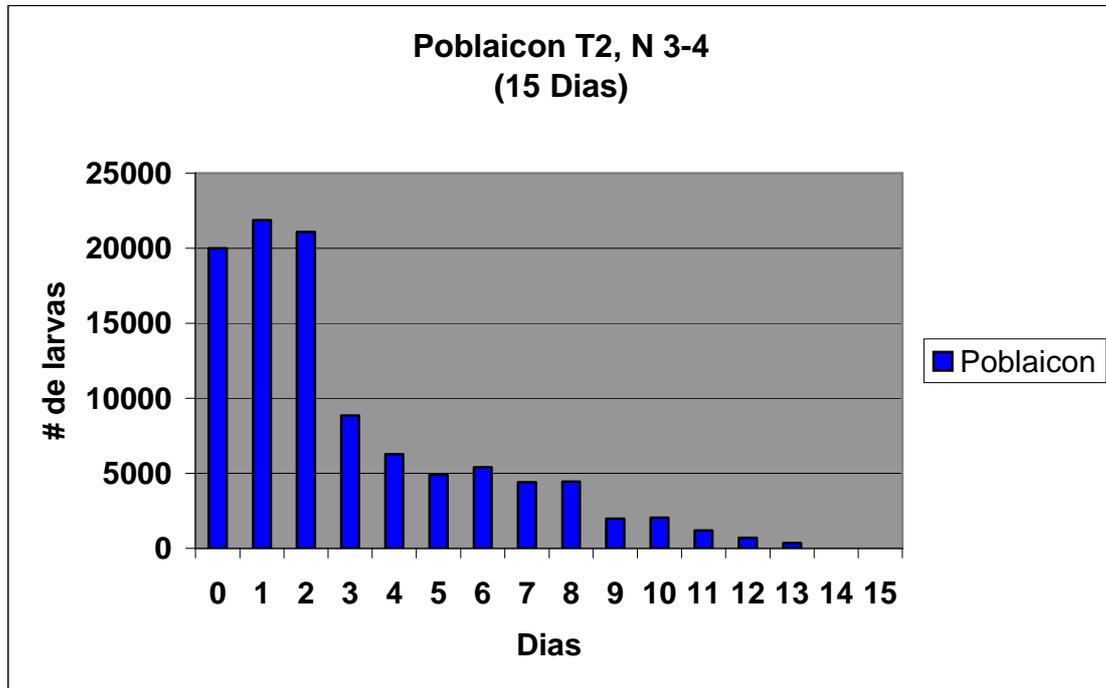
Gráfico 1. Comportamiento Poblacional del Tratamiento 1



Periodo: 20 Días
Edad Fisiológica: Nauplio 3-4
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 2,175
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: Variable

El tratamiento 1 de la primera fase, presento una población que se mantuvo en cantidades similares durante los primeros cinco días del tratamiento con baja de salinidad, de una vez por día en horas de la mañana, decreciendo paulatinamente hasta llegar al día catorce con una población de 3900 larvas de camarón, cantidad que vario al día quince disminuyendo hasta el final del tratamiento (veinte días), con una población de 2,175 larvas.

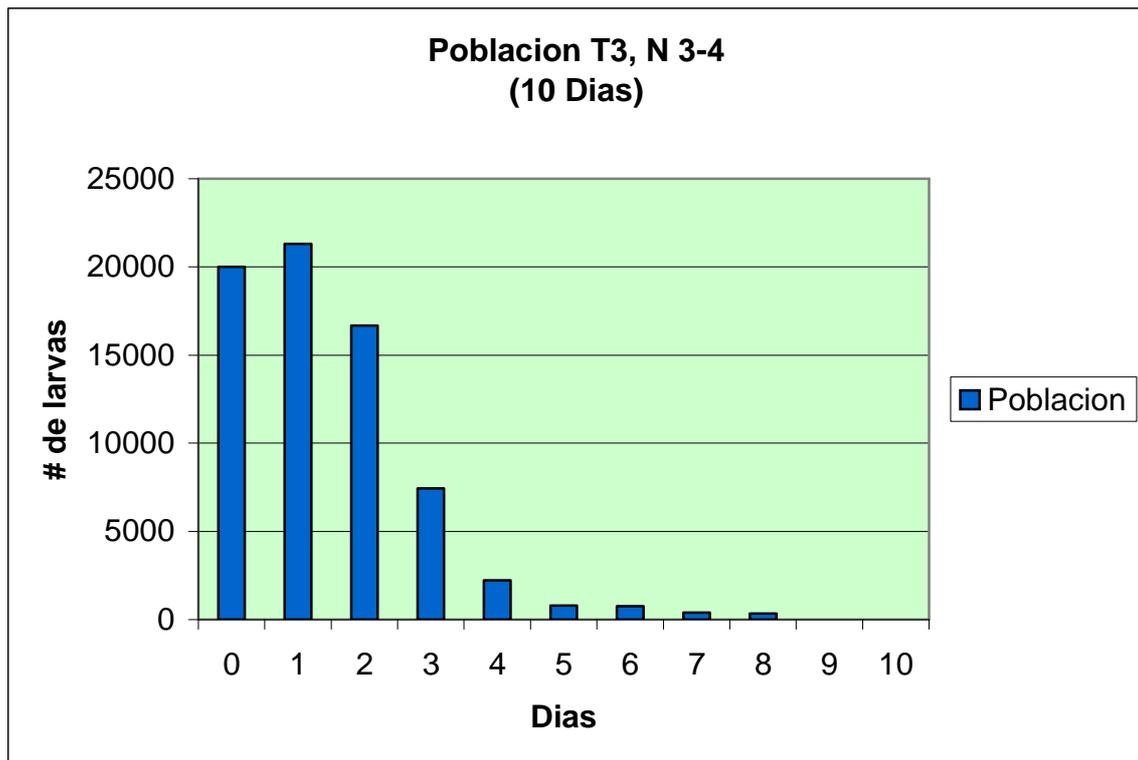
Gráfico 2: Comportamiento poblacional del tratamiento 2



Periodo: 15 Días
Edad Fisiológica: Nauplio 3-4
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 0
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: Variable

La tendencia poblacional del tratamiento 2 de la primera fase demuestra que la población se mantuvo similar en los primeros tres días, después del cual decreció drásticamente a menos de la mitad de la población, la cual fue disminuyendo hasta llegar al día catorce con una población de cero larvas.

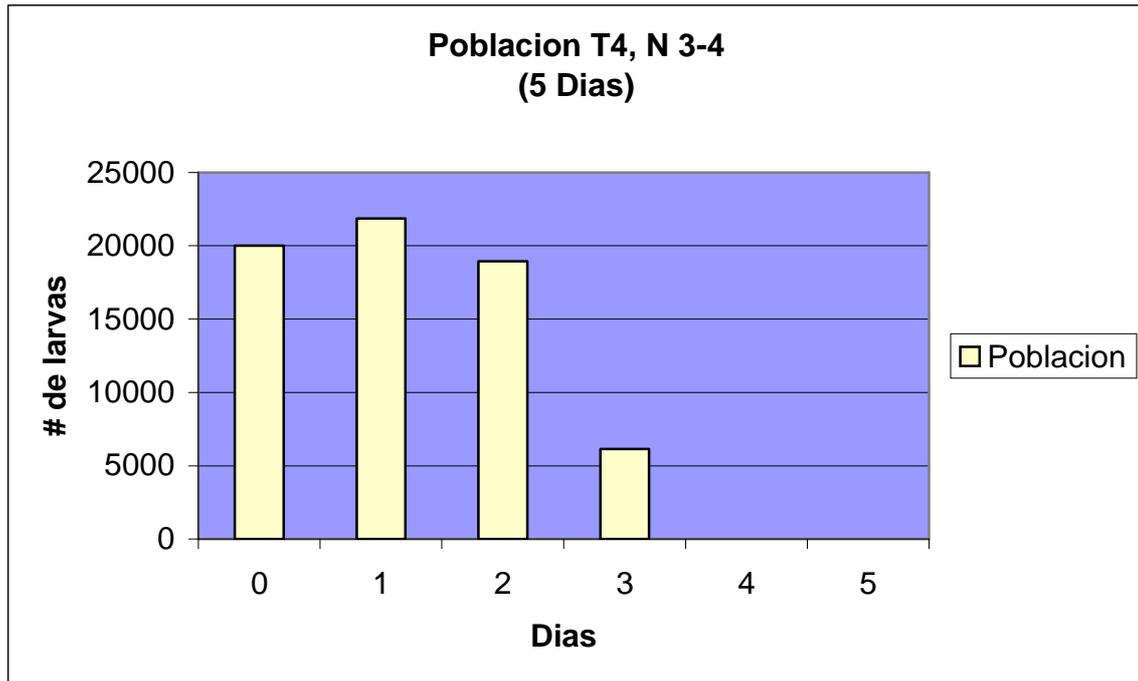
Gráfico 3: Comportamiento poblacional del tratamiento 3.



Periodo: 10 Días
Edad Fisiológica: Nauplio 3-4
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 0
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: Variable

El tratamiento 3 presento una población similar hasta el segundo día, a partir de este, decreció rápidamente llegando al quinto día con menos del 10 % de la población; y al noveno día con una población de 0 larvas de camarón.

Gráfico 4: Comportamiento poblacional del tratamiento 4



Periodo: 5 Días
Edad Fisiológica: Nauplio 3-4
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 0
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: Variable

EL tratamiento 4 en los primeros dos días presento una población similar, de ahí en adelante la población decreció considerablemente de tal forma que para el día tres solo se contaba con una tercera parte de la población inicial; y al llegar al día cuatro la población fue de cero larvas.

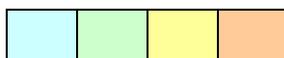
Cuadro 5: Comportamiento de la temperatura, para la Primera fase

Las temperaturas obtenidas fueron las siguientes:

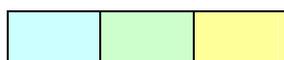
Cuadro de Temperaturas:

Día	T1, T2, T3 y T4			
	06:00	12:00	18:00	24:00
1	28	31	29.5	28
2	28.5	29	29.5	29
3	28.5	29	29.7	29
4	28.5	28	28	27.8
5	27.2	28.3	28.2	27
6	26.2	28.5	27.5	28
7	27	27.5	28.3	28
8	27.2	28.2	29	28.8
9	28	28	29	28
10	27	28.2	29	28
11	27.2	27.8	28.5	28
12	27	28	28.8	28
13	28.2	28	29	28
14	27.2	28	28	27
15	27.1	28	28	27.8
16	27	28	28	28
17	27	29	28.5	28
18	27.5	29	28	28
19	27.5	29	28	28
20	26	28	28	27

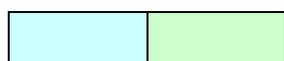
Tratamiento 1



Tratamiento 2



Tratamiento 3



Tratamiento 4

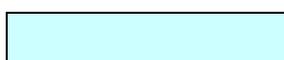
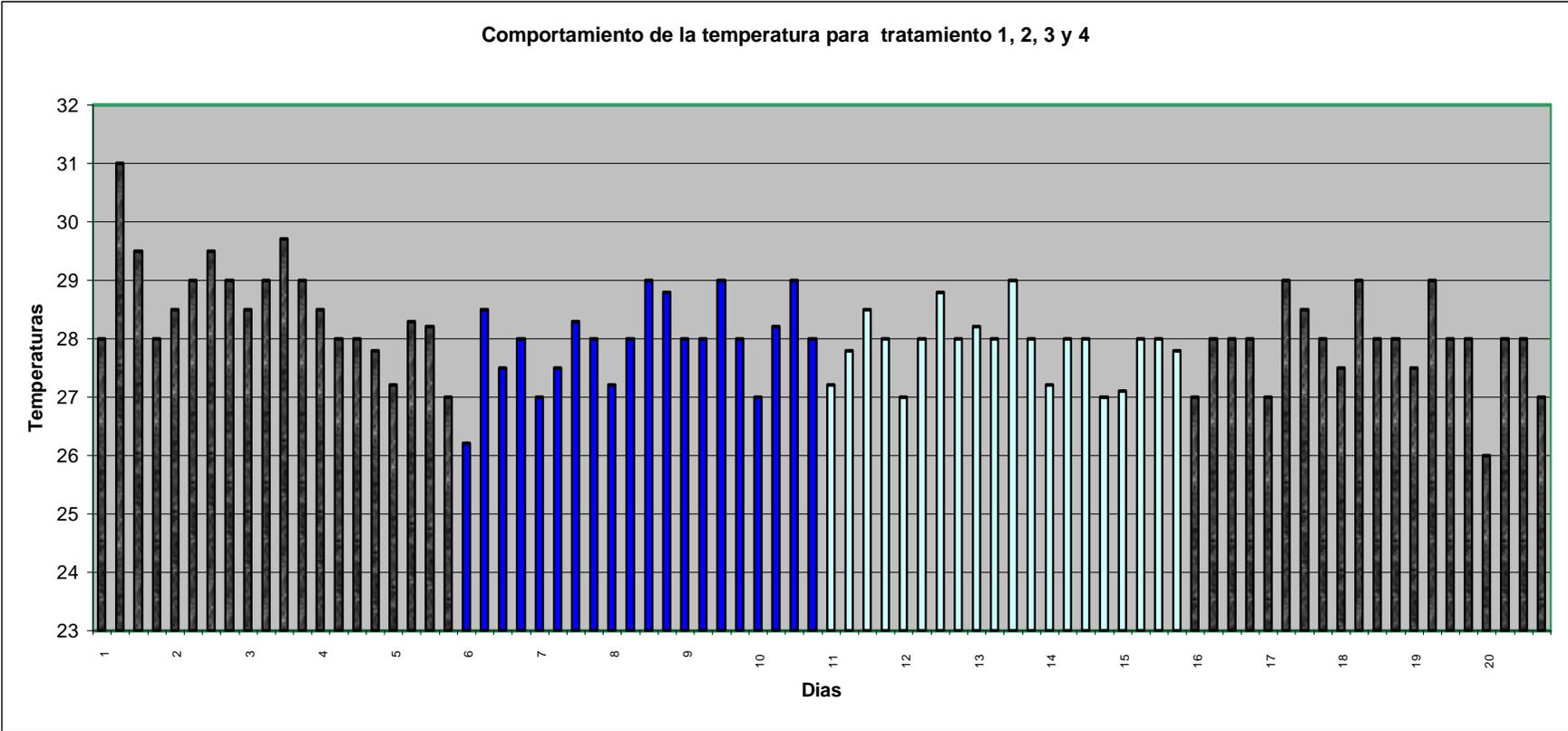


Gráfico 5: Comportamiento de la Temperatura para la Fase 1



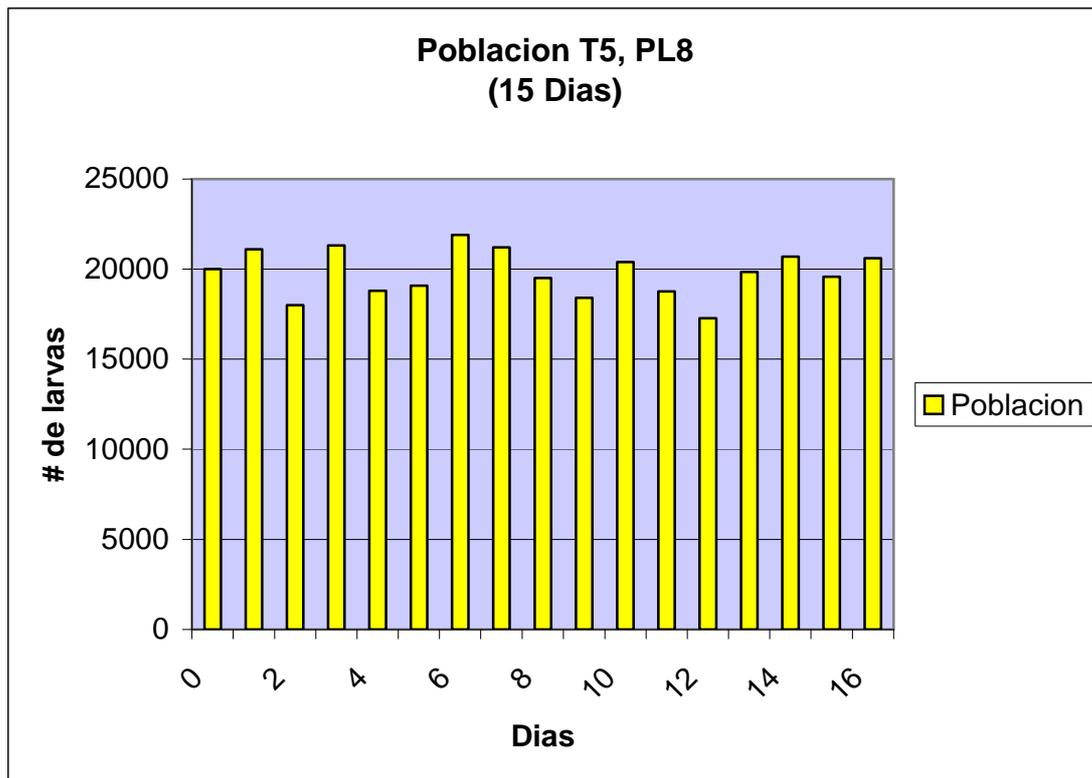
En el Grafico se demuestra que para la primera fase de la investigación, las temperaturas fueron variables, oscilando entre 26 y 31⁰C. Rangosa que no son los adecuados para el buen desarrollo de las larvas.

4.2 Fase 2

Esta fase surge como resultado de la primera experiencia realizada en la cual se obtuvieron resultados altos de mortalidad, probablemente no atribuibles a la salinidad, y dentro de la cual intervinieron otros factores como la calidad del agua, temperatura y edad de la larva, que pudieron haber causado mortalidad.

Todo esto da lugar a la realización de esta segunda fase con un control adecuado de estos factores que pudieron haber afectado la sobrevivencia de poblaciones en los tratamientos; así se planificó el tratamiento 5 y 6 con características diferentes a los realizados en la primera fase en cuanto a los factores ya mencionados, pero con la similitud del tiempo de adaptación del tratamiento³ de la primera fase.

Gráfico 6: Comportamiento poblacional del tratamiento 5

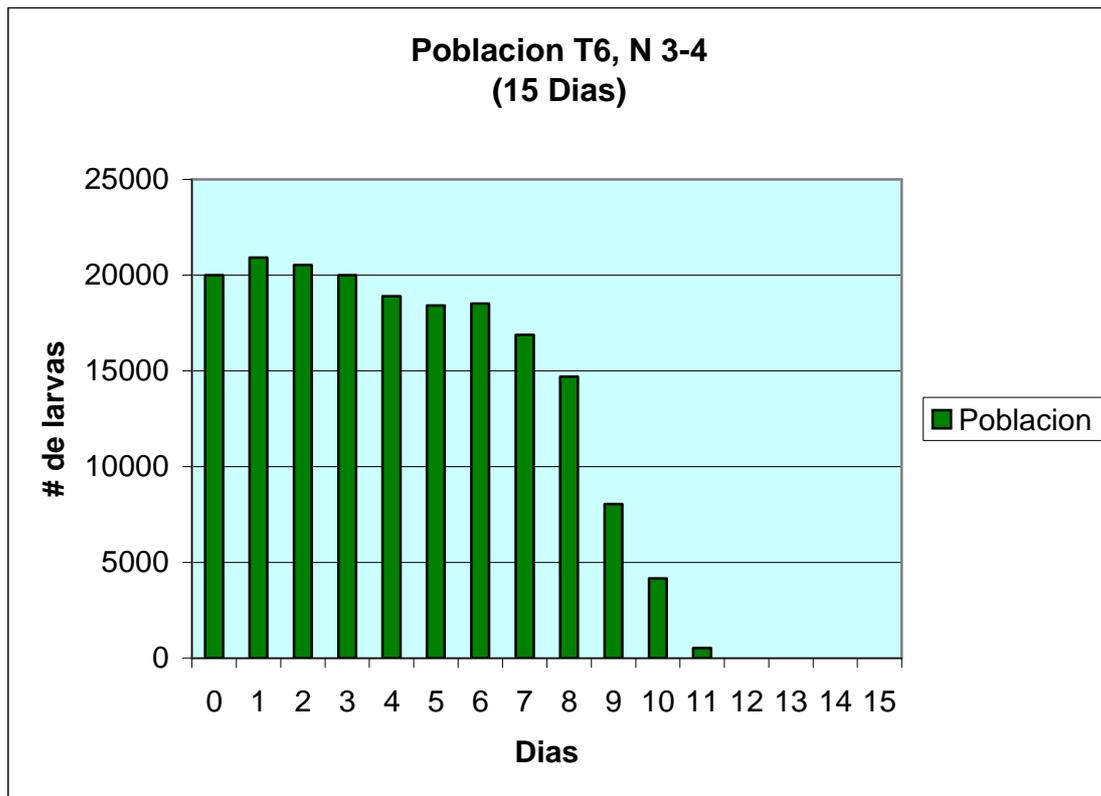


Periodo: 15 Días
Edad Fisiológica: PL 8
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 20,000
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: 32°C

La población de este tratamiento se mantuvo similar durante el estudio, notándose que existen días en los cuales las poblaciones descienden hasta casi 17,000 post-larvas.

Al llegar a realizar el conteo final el día después de haber finalizado la investigación la población final resulto ser superior a las 20,000 larvas. Las diferencias en el conteo es debido al método utilizado.

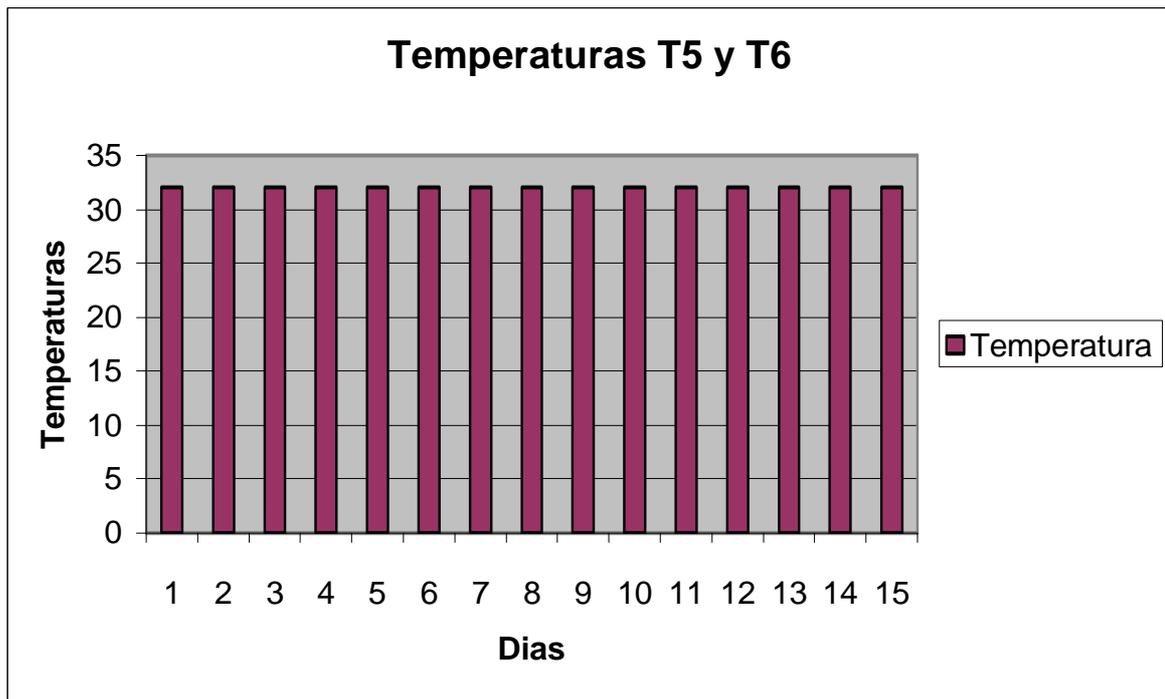
Gráfico 7: Comportamiento Poblacional del Tratamiento 6



Periodo: 15 Días
Edad Fisiológica: Nauplio 3-4
Población Inicial: 20,000 Larvas
Población Final: 0
Salinidad Inicial: 32 Ppt.
Salinidad final: 0 ppt
Temperatura: 32°C

Este tratamiento mantuvo una población similar durante los primeros ocho días de desarrollo, cayendo drásticamente el día nueve hasta llegar a ser nulo el día doce.

Gráfico 8: Comportamiento de la Temperatura, para la Segunda Fase.



El gráfico muestra que la temperatura para la segunda fase se mantuvo a 32°C, durante el periodo de adaptación.

V. DISCUSION DE RESULTADOS

5.1 Comportamiento general de la fase 1, de adaptación de larva de camarón marino (*Litopenaeus vannamei*) a diferentes periodos de adaptación en agua dulce.

Cada uno de los tratamientos de la fase 1 de experimentación tuvo un comportamiento similar en cuanto a la de temperaturas en cada periodo de desarrollo de la investigación y calidad de agua, esto debido a que se encontraban en el mismo lugar y bajo las mismas condiciones climáticas.

En cuanto a las poblaciones la tendencia se mantuvo a la disminución de estas, de acuerdo al periodo de tiempo de cada uno de los tratamientos, obteniéndose mortalidad total de los tratamientos 2,3 y 4; a diferencia del tratamiento 1 que si obtuvo una sobrevivencia del 10.8 %.

Esta razón anterior llevo a realizar un análisis de los factores que podrían haber intervenido en las poblaciones de cada uno de los tratamientos, notándose que al revisar las condiciones de temperatura, estas no fueron las mas adecuadas a lo largo de la investigación ya que estas eran fundamentales y necesaria para la muda de las larvas de camarones y por ende para su crecimiento sano.

Por otro parte, en el desarrollo de la investigación también hubo un ataque severo de protozoarios que vario de acuerdo a cada tratamiento, que pudo haber sido otro factor determinante, ajeno a los objetivos de la investigación, tomando en cuenta también que no se llevo a cabo una buena desinfección del lugar así como un tratamiento adecuado de las aguas utilizadas para la investigación lo cual podría haber afectado en el resultado de la experiencia.

Por todo lo anterior y ante la necesidad de esclarecer si verdaderamente los resultados obtenidos fueron producto de la baja en la salinidad del agua, o si estas mortalidades fueron también provocadas por las condiciones de temperatura, niveles de cambio de salinidad, edad de la larva, higiene del lugar y calidad del agua se planifico una segunda fase de investigación.

5.2 Análisis poblacional de la Fase 2

La fase dos, consistió en dos tratamientos el T5 y T6, ambos con un periodo de quince días de adaptación, en la cual el T5 presento una sobrevivencia del 100% de la población esto debido a que las condiciones de temperatura eran las recomendadas por algunos investigadores, a parte de ello, se realizo una adecuada desinfección del equipo y materiales a utilizar, así como un tratamiento de las aguas utilizadas para la investigación; condiciones que fueron similares para ambos tratamientos. Un factor muy importante para que el tratamiento 5 llegara al día quince con un 100% de sobrevivencia fue su edad fisiológica, ya que este inicio con post larva 8, a diferencia del T6 que fue Nauplio 3-4. Relación que demuestra que la larva en estadio de nauplio, mysis y zoea es más susceptible al estrés causado por cambios bruscos de salinidad en comparación con la post larva.

5.3 Análisis poblacional de tratamientos de fase 1 y fase 2.

Los tratamientos de la primera fase decayeron significativamente hasta llegar a cero, a excepción de el tratamiento 1 cuyo valor poblacional termino siendo de 2,175 larvas; comparado con los tratamientos de la fase dos cuyos resultados fueron mas satisfactorios mostrándose la alta sobrevivencia del T5 que fue producto de una edad fisiológica diferente a las utilizadas en los tratamientos 1, 2, 3 y 4 de la primera fase y en el tratamiento 6 de la segunda fase.

A parte de ello se suma la disposición de mejores condiciones de temperatura, calidad del agua y desinfección presentada a la hora de la realización de la segunda fase.

Agregando a esto experiencias anteriores como la de Susan L. en el 2001, en la cual la edad mínima que utilizo para pruebas fue de post larva 12; Así también Ávila M. en el 2001 adaptó larvas a partir de PL 15. Podemos decir que la adaptación de Nauplio con un 10% de sobrevivencia así como el de PL 8, con un 100% de sobrevivencia resulta ser un dato innovador.

5.4 Análisis del comportamiento de la temperatura Fase 1

La temperatura es un factor determinante en larvicultura, algunos investigadores mencionan que la temperatura ideal debe estar entre los 30 y 32⁰C, Como se puede ver en la grafica anterior la temperatura no fue constante, a esto se puede atribuir parte de la muerte de la larva en los primeros días debido a la entrada del invierno la temperatura ambiente tendió a disminuir en mediciones nocturnas hasta 26.2⁰C. Y en horas del medio día con las temperaturas mas altas que rondaban entre los 28 y 29⁰C.

Es de resaltar que el efecto de la temperatura del agua, podría ser causado por la cantidad mínima de agua en las tinas (150 lts), Técnicos de Formosa dice que entre menos agua, las temperaturas varían en el transcurso del día, a esto se le suma la inestabilidad climática para esas fechas en la zona costera, donde queda demostrado que las temperaturas de la noche llegaban a bajar significativamente en comparación a las del día. Observándose a través del desarrollo de la investigación que a medida que las lluvias se fueron incrementando las temperaturas iban reduciéndose y posiblemente causando una disminución de las poblaciones.

Se puede atribuir que la temperatura jugaba un papel importante en el desarrollo de la larva, de aquí el valor de hacer una nueva fase en el cual la temperatura sería controlada para reducir los factores que podrían determinar una mortalidad ajena a la que se desea medir.

5.5 Análisis del Comportamiento de la Temperatura , Fase 2.

La temperatura para el tratamiento 5 y 6 fueron similares y con una tendencia continua, debido a la implementación de un sistema de calefacción a través de calentadores eléctricos que mantenían la temperatura a 32 grados centígrados, razón por la cual la grafica muestra similitud en cada uno de los días en que se desarrollo la investigación sin cambio alguno en su valor. Cabe resaltar que se realizaron mediciones cada 6 horas en la temperatura.

VI. CONCLUSIONES

- Se alcanzó la adaptación de larva de camarón marino a agua dulce desde nauplio hasta post larva.
- La adaptación de larva de camarón marino (*Litopenaeus vannamei*) en agua dulce presenta mejores resultados cuando la larva se encuentra en un estadio que pueda soportar el estrés causado por este proceso.
- El tratamiento que mejores resultados presentó fue el Tratamiento 5 cuyo periodo de desarrollo fue de quince días y con una post larva 8. con un porcentaje de sobrevivencia del 100%.
- Las adaptaciones de larvas de camarón marino en periodos muy cortos como los investigados producen resultados negativos traducidos en disminuciones drásticas de poblaciones.

- La temperatura es un factor ambiental importante, para el logro del buen desarrollo de las larvas de camarón marino y que contribuye a obtener mejores resultados a la hora de llevar a cabo un adaptación a agua dulce.
- Las prácticas sanitarias juegan un papel fundamental para evitar que organismos no deseados afecten el buen desarrollo de las larvas.
- La calidad del agua tiene influencia directa sobre las larvas de camarón marino debido a que esta posee o puede poseer microorganismos nocivos para el desarrollo de la larva.

VII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda que la adaptación de larva de camarón marino sea a partir de PL 8 ya que en esta investigación resulto ser la etapa fisiológica que mejores resultados presento a la adaptación a agua dulce en un periodo de 15 días.
- Se recomienda mantener una temperatura constante de 32°C cuando se hagan adaptaciones de larvas de camarón marino, esto para contribuir a que las mudas se realizan de una forma adecuada y por ende un buen desarrollo de la larva.
- Para llevar a acabo una adaptación de larvas a agua dulce es necesario contar medidas sanitarias estrictas para obtener resultados óptimos.
- La calidad del agua es un factor importante en la adaptación, por lo cual se hace necesario que el agua sea previamente tratada.
- No abandonar esfuerzos para realizar adaptaciones en etapas larvarias, con mayores periodos de tiempo.

VIII. BIBLIOGRAFIA

1. Aguirre, M. 2000. Manejo de reproductores para camarones de *Telicium* Abierto. Artículo No. 10. AquaTic. www.aquatic.com.
2. Boletín NICOVITA. 1998. Cultivo de Camaron marino (*Penaeus vannamei*) En agua dulce. www.nicovita.com
3. Boletín CENAIM. 2002. Programa de salud animal. Artículo No. 1. Boletín 72. www.cenaim.espol.edu.ec
4. Boletín CENAIM. 2001. Diagnostico y Prevención de la enfermedad del Punto blanco. Boletín 51. www.cenaim.espol.edu.ec
5. Boletín CENAIM. 2003. Sistema de alerta para la acuicultura de camarón Boletín 81. www.cenaim.espol.edu.ec
6. García, T. 1996. Investigación científica de Peneidos de Iberoamerica. San Pedro de Manglar Alto. Ecuador.

7. INFOPECA. 1999. Enfermedad de la Mancha blanca. Boletín 45.
www.infopesca.org.co
8. Jiunn, L; García, M.; Moncada, L. 1992. Introducción a la reproducción de Larvas de camarones *Penaeus vannamei*. San Lorenzo. Valle, Honduras.
9. López, J. 1998. Estado actual de la Camarinocultura en EL Salvador.
Primer congreso latinoamericano de camaricultura y exhibición.
Panamá, Panamá.
10. MAG. 2001. Guía Técnica para el cultivo del Camarón Marino.
11. Méndez, M. 1981. Claves de investigación y distribución de los langostinos Y camarones (Crustácea: Decapoda). Del mar y ríos de la costa del Perú.
Callao, Perú.
12. Morales, V. 1995. Levantamiento larvario de camarones peneidos. Temas de De Acuicultura. No1. PRADEPESCA.
13. Newmark, U. 1995 – 2002. Contribuciones invemar.
www.invemar.org.co

14. Sainz, I.; De Clunie, A; Lore, D. 1995. Manejo y cultivo de artemia y Rotíferos. Temas de acuicultura. No. 4. PRADEPESCA

15. Santacruz, J; Cobo, M. 2001. Pruebas preliminares de evaluación para Determinar la calidad de post larva de *Litopenaeus vannamei*
Boletín informativo quincenal. CENAIM. www.cenaim.espol.edu.ec

16. Tamayo, M. 2001. Camarinocultura en agua dulce, Una alternativa Comprobada. Panorama Acuícola Magazzine.
www.panoramaacuicola.com

ANEXOS

Tabla 1. Tabla de alimentación

Cantidad	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PI1	PI2	PI3	PI4	PI5	PI6	PI7	PI8	PI9	PI10	PI11	PI12	PI13
100	0.5	1.3	1.6	1.5	1.3	1.8	3.7	4.4	4.8	5.1	5.5	5.8	6.2	6.6	6.9	7.2	7.8	8.3	8.7
200	0.6	1.6	1.9	1.9	1.8	2.4	4.1	4.9	5.4	5.8	6.3	6.8	7.3	7.8	8.2	8.8	9.3	9.9	10.4
300	0.6	1.8	2.2	2.3	2.3	3.0	4.5	5.4	6.0	6.6	7.1	7.8	8.4	9.0	9.5	10.1	10.8	11.6	12.2
400	0.7	2.0	2.4	2.6	2.8	3.6	5.0	5.8	6.6	7.3	8.0	8.7	9.4	10.2	10.9	11.6	12.4	13.2	14.0
500	0.8	2.2	2.7	3.0	3.3	4.1	5.4	6.3	7.2	8.0	8.8	9.7	10.5	11.4	12.2	13.0	13.9	14.8	15.7
600	0.9	2.4	2.9	3.4	3.8	4.7	5.8	6.8	7.8	8.7	9.7	10.6	11.6	12.6	13.5	14.5	15.5	16.5	17.5
700	1.0	2.6	3.2	3.7	4.3	5.3	6.3	7.3	8.4	9.4	10.5	11.6	12.7	13.8	14.9	16.0	17.0	18.1	19.2
800	1.0	2.8	3.5	4.1	4.8	5.9	6.7	7.7	9.0	10.1	11.3	12.5	13.7	14.9	16.2	17.4	18.6	19.7	21.0
900	1.1	3.0	3.7	4.5	5.3	6.5	7.1	8.2	9.6	10.9	12.2	13.5	14.8	16.1	17.5	18.9	20.1	21.4	22.8
1000	1.2	3.2	4.0	4.9	5.8	7.1	7.6	8.7	10.1	11.6	13.0	14.5	15.9	17.3	18.8	20.4	21.7	23.0	24.5
1100	1.3	3.4	4.3	5.2	6.3	7.7	8.0	9.2	10.7	12.3	13.9	15.4	17.0	18.5	20.2	21.8	23.2	24.6	26.3
1200	1.4	3.6	4.5	5.6	6.8	8.3	8.4	9.7	11.3	13.0	14.7	16.4	18.1	19.7	21.5	23.3	24.8	26.3	28.0
1300	1.5	3.8	4.8	6.0	7.3	8.9	8.9	10.1	11.9	13.7	15.5	17.3	19.1	20.9	22.8	24.8	26.3	27.9	29.8
1400	1.5	4.0	5.1	6.3	7.8	9.5	9.3	10.6	12.5	14.4	16.4	18.3	20.2	22.1	24.2	26.2	27.9	29.5	31.6
1500	1.6	4.2	5.3	6.7	8.2	10.1	9.7	11.1	13.1	15.2	17.2	19.2	21.3	23.3	25.5	27.7	29.4	31.2	33.3
1600	1.7	4.4	5.6	7.1	8.7	10.7	10.2	11.6	13.7	15.9	18.1	20.2	22.4	24.5	26.8	29.2	30.9	32.8	35.1
1700	1.8	4.6	5.9	7.4	9.2	11.3	10.6	12.0	14.3	16.6	18.9	21.1	23.4	25.7	28.1	30.6	32.5	34.5	36.8
1800	1.9	4.8	6.1	7.8	9.7	11.9	11.0	12.5	14.9	17.3	19.7	22.1	24.5	26.9	29.5	32.1	34.0	36.1	38.6
1900	1.9	5.0	6.4	8.2	10.2	12.5	11.5	13.0	15.5	18.0	20.6	23.1	25.6	28.0	30.8	33.6	35.6	37.7	40.4
2000	2.0	5.2	6.7	8.5	10.7	13.1	11.9	13.5	16.1	18.8	21.4	24.0	26.7	29.2	32.1	35.1	37.1	39.4	42.1

Tabla 2. Tabla control de volúmenes de agua

Día	Hora	Volumen inicial litros	Volumen agregado		Volumen extraído	Volumen final
			Algas	Agua dulce		
0	12:00					
1	6:00					
	12:00					
	18:00					
	24:00					
2	6:00					
	12:00					
	18:00					
	24:00					
3	6:00					
	12:00					
	18:00					
	24:00					
4	6:00					
	12:00					
	18:00					
	24:00					
5	6:00					
	12:00					
	18:00					
	24:00					

Tabla 3. Tabla control de salinidad.

Día	Fecha	Hora	Estadio	Temperatura		ppt		Observaciones
				Antes	Después	Antes	Después	
0	14/05/03	12:00						
1	15/05/03	6:00						
		12:00						
		18:00						
		24:00						
2	16/05/03	6:00						
		12:00						
		18:00						
		24:00						
3	17/05/03	6:00						
		12:00						
		18:00						
		24:00						

Tabla 4. Tabla para muestreo de poblaciones.

Día	Hora	M1	M2	Prom.	Cantidad	Volumen	Promedio/ día
0	12:00						
1	9:00						
2	9:00						
	21:00						
3	9:00						
	21:00						
4	9:00						
	21:00						
5	9:00						
	21:00						
6	9:00						
	21:00						