

**Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua  
UNAN-León  
Facultad de Ciencias y Tecnología  
Departamento de Biología  
Carrera de Ingeniería Acuícola**



**Tesis previa para optar al título de Ingeniero Acuícola.**

**Tema.**

**Efecto de dos densidades de siembra (100 y 150 pls/m<sup>2</sup>, sobre el crecimiento de los camarones en etapa de postlarvas.**

**Presentado por:**

- **Br. Abraham Alberto Padilla Guevara.**
- **Br. Dietmar Xavier Zamora Hodgson.**

**León, febrero del 2013.**

## **Dedicatoria**

### **A Dios.**

Por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

### **A mi madre Lissette.**

Por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor.

A mi abuela Angela.

Por quererme y apoyarme siempre, esto también se lo debo a ella.

### **A mis maestros.**

Dr. Evenor Martínez González por su gran apoyo y motivación para la culminación de nuestros estudios profesionales y para la elaboración de esta tesis; a la Lic. Claudia Jovel por su apoyo ofrecido en este trabajo; a la Lic. Claudia Herrera Sirias por su tiempo compartido y por impulsar el desarrollo de nuestra formación profesional.

Abraham Alberto Padilla Guevara.

## **Dedicatoria.**

Mi tesis la dedico con todo mi amor y cariño.

A ti DIOS que me diste la oportunidad de vivir de regalarme una familia maravillosa.

Con mucho cariño principalmente a mis padres que me dieron la vida y han estado conmigo en todo momento. Le doy gracias a mi madre Noelia Zamora, abuela Brenda Hodgson y mis tíos por darme un apoyo en la carrera que opte para mi futuro y por creer en mí, aunque hemos pasado momentos difíciles siempre han estado apoyándome y brindándome todo su amor, por todo esto les agradezco de corazón el que estén conmigo a mi lado.

Dedico la tesis a todos mis seres queridos que me apoyaron y de creer en mí.

Concluyo diciendo, que sin ustedes a mi lado no lo hubiera logrado, tantas desveladas sirvieron de algo y aquí está el fruto. Les agradezco a todos ustedes con toda mi alma el haber a mi vida y el compartir momentos agradables y momentos de tristeza, pero esos momentos son los que nos hace crecer y valorar a las personas que nos rodean.

Dietmar Xavier Zamora Hodgson.

## Agradecimiento

Quiero expresar mi agradecimiento:

A mi madre por enseñarme a ser fuerte, salir adelante y por estar siempre apoyándome en los buenos y malos momentos.

A mi tutor de tesis Dr. Evenor Martínez González por su orientación y enseñanza a lo largo de la carrera.

A mis amigos y compañeros por su ayuda incondicional.

A las licenciadas Claudia Herrera Sirias y Claudia Jovel por su enseñanza

Abraham Alberto Padilla Guevara.

## **Agradecimiento.**

Son muchas las personas especiales a las que les gustaría agradecer su amistad, apoyo, ánimo y compañía en las diferentes etapas de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otros en mis recuerdos y en el corazón. Sin importar en donde estén a si alguna vez llegan a leer estas dedicatorias quiero darles las gracias por formar parte de mi, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

En primer lugar quiero agradecer a Dios por bendecirme, por darme la sabiduría, la fortaleza y la inteligencia de llegar hasta donde he llegado. Quiero agradecer también a mi familia que me apoyó en todos estos años de estudio especialmente a mi madre Noelia Zamora y abuela Brenda Hodgson.

Agradezco a mi tutor de tesis, Dr. Evenor Martínez, por su valiosa asesoría y por tener la paciencia e inteligencia de ayudarme a culminar mi tesis. También quiero agradecer a Lic. Claudia Herrera por su apoyo que dio en la elaboración de mi tesis y a todas aquellas personas que de una u otra manera contribuyeron en el inicio, desarrollo y conclusión del presente trabajo.

Dietmar Xavier Zamora Hodgson.

## INDICE

Presentación.....	<i>i</i>
Dedicatorias.....	<i>ii - iii</i>
Agradecimientos.....	<i>iv - v</i>
Índice.....	<i>vi - ix</i>
Resumen.....	<i>x</i>
I.-Introducción.....	<i>1-2</i>
II.-Objetivos.....	<i>3</i>
III.-Literatura Revisada.....	<i>4</i>
3.1.-Biología de los camarones.....	<i>4</i>
3.1.1.-Taxonomía de la especie.....	<i>5</i>
3.1.2.-Ciclo de vida del camarón.....	<i>5-6</i>
3.1.3.-Estadios larvales.....	<i>6-8</i>
3.2.-Sistema de producción de camarón en Nicaragua.....	<i>8-9</i>
3.2.1.-Sistema de cultivo.....	<i>9</i>
3.2.2.-Sistema extensivo.....	<i>9</i>
3.2.3.-Sistema semi-intensivo.....	<i>9</i>
3.2.4.-Sistema intensivo.....	<i>10</i>
3.2.5.-Sistema hiperintensivo.....	<i>10-11</i>
3.3.-Rendimiento productivo de los sistemas de cultivo.....	<i>11-12</i>

3.4.-Calidad de agua.....	12-14
3.5.-Factor físicos-químicos.....	14
3.5.1.- Oxígeno Disuelto (O.D).....	14-16
3.5.2.-Manejo de oxígeno en un estanque camarero.....	16-17
3.5.3.-Temperatura.....	17-18
3.5.4.-Manejo de temperatura en un estanque camarero.....	18
3.5.5.-Salinidad.....	18-19
3.5.6.-Manejo de salinidad en un estanque camarero.....	19
3.6.-Estrés en los organismos.....	20-21
3.6.1.-Prueba de estrés.....	21
3.6.2.-Prueba de estrés a baja salinidad.....	21-22
3.7.- Aclimatación.....	22-25
3.8.-Alimentación y nutrición.....	25-26
3.9.-Factor de conversión alimenticia en el cultivo de camarón.....	26-28
3.9.1.-T.C.A de alimentos húmedos.....	28
3.9.2.- Método de boleo.....	28-29
3.9.3.-La alimentación por charola.....	29-32
3.10.-La muda y el crecimiento.....	32-34
3.11.-Características del crecimiento.....	34-35
3.11.1.-Crecimiento.....	35
3.11.2.-Ritmo de crecimiento.....	35-36
3.11.3.-Tasa de crecimiento de los camarones.....	36-38
3.12.-Muestreos de población.....	38

3.12.1.-Forma de evaluación y factores que influyen en los muestreos poblacionales.....	38
3.12.2.-¿Cómo determinar la población de camarones en el estanque mediante atarraya?.....	38-39
3.12.3.- Calibración de la atarraya de muestreo.....	39
3.12.4.- Cálculo de la densidad de camarones.....	40
3.14.-Rendimiento de producción.....	40-41
IV.-Materiales y métodos.....	42
4.1.-Localización del experimento.....	42
4.2.-Descripción del experimento.....	42
4.3.- Aclimatación de postlarvas.....	42-43
4.4.- Parámetros físicos-químicos.....	43
4.4.1.- Oxígeno disuelto (OD).....	43
4.4.2.-Temperatura.....	43-44
4.4.3.-Salinidad.....	44
4.5.-Estudio de crecimiento.....	44
4.6.-Ritmo de crecimiento.....	44-45
4.7.-Tasa de crecimiento.....	45
4.8.-Sobrevivencia.....	45
4.9.-Factor de conversión alimenticia.....	45-46
V.-Resultados y discusión.....	47
5.1.-Factores físicos-químicos.....	47
5.2.-Temperatura.....	47



5.3.- Oxígeno disuelto .....	48
5.4.- Salinidad.....	49
5.5.- Ritmo de crecimiento.....	50
5.6.- Tasa de crecimiento.....	51
5.7.- Supervivencia.....	52
5.8.- Factor de conversión alimenticia.....	53
VI.- Conclusión.....	54
VII.- Recomendaciones.....	55
VIII.- Bibliografía.....	56– 58
Anexos.....	59 - 60

## RESUMEN.

De acuerdo a la situación actual de la camaronicultura en Nicaragua, las tecnologías novedosas para criar camarones tratando de evitar agentes patogénicos están asociadas a los Invernaderos o Sistema trifásico. En estos sistemas se encuentra en discusión cual es la mejor densidad de siembra que debe atenderse por etapa de cultivo. El presente experimento se realizó con el propósito de determinar el efecto de dos densidades de siembra (100 y 150 pls/m<sup>2</sup>) sobre el crecimiento en camarones en etapa de postlarvas. Para lograr este objetivo se realizó un estudio en las instalaciones de la UNAN-León llamado LIMA (Laboratorio de Investigación Marina Acuática). Para este propósito se seleccionaron dos estanques cuadrados de concreto con un área de 10 m<sup>2</sup> cada uno con dos tratamientos: 100 pls/m<sup>2</sup> y 150 pls/m<sup>2</sup>. Cada estanque se dotó de aireación impulsada por un “blower”. Se registraron los factores físicos-químico (Oxígeno Disuelto, Temperatura y Salinidad), las mediciones fueron hechas tres veces al día y los datos anotados en formatos de campo durante 40 días. Como resultado de este experimento se encontró que en el tratamiento a 100 pls/m<sup>2</sup> tuvo un peso final de 1.6 gramos promedio con una sobrevivencia de 86% y en el estanque donde se sembró a 150 pls/m<sup>2</sup> se obtuvo un peso final de 1.4 gramos promedio, los resultados tuvieron diferencias significativa, por lo que concluimos que la mejor densidad de siembra es de 100 pls/m<sup>2</sup>.

## I.- Introducción.

En la década de los 90, en un nuevo marco de economía de mercado y frente al auge de la actividad acuicultora registrado a nivel mundial, inversionistas nacionales y extranjeros iniciaron el cultivo de camarón en la zona noroccidental de Nicaragua; lugar donde previamente se habían identificado 38,000 hectáreas de potencial para dicho cultivo. Desde esa fecha el cultivo de camarón ha ido creciendo constantemente hasta tener en el 2004 aproximadamente 10,335 has en producción. Actualmente las áreas de producción están dividida de las siguientes manera: 1,498 has son manejadas bajo sistemas totalmente artesanales, 1,775 has bajo sistemas extensivos, 7,024 has con sistemas semi-intensivos y 38 has bajo el sistema intensivo. Por otra parte, las cooperativas manejan 4,131 has (40 por ciento) del total del área en producción y las empresas y personas naturales 6,204 has (60 por ciento). (James et al 2003).

La acuicultura representa una alternativa real para ampliar la oferta alimentaria en el país, contribuyendo a la seguridad alimentaria, generación de divisas y crear fuentes permanentes de empleo, estimulando el desarrollo regional. De acuerdo a las perspectivas a nivel internacional, la acuicultura podría representar en nuestro país más de 40 por ciento de la producción pesquera total en un plazo de entre diez y quince años.

En base a la anterior creemos que Nicaragua tiene un gran potencial para el desarrollo de la camaronicultura, esta actividad ayuda a mejorar la economía del país pero se requiere de una mayor atención en cuanto a los problemas que se presentan en el desarrollo de esta actividad como efecto de las densidades de siembra que influye sobre el crecimiento de camarones en etapa de postlarvas, las tecnologías novedosas para criar camarones tratando de evitar agente patogénico están asociadas a los invernaderos o sistema trifásico. En estos sistemas se encuentra en discusión cual es la mejor densidad de siembra que debe atenderse por etapa. Es la razón por la que se toma la decisión de realizar un estudio de densidades de siembra para dar a conocer con el resultado obtenido del experimento a las grandes empresas camaroneras y las pequeña empresa camaroneras cuál es la densidad más viable para la buena producción de camarón,

definir la rentabilidad y garantiza una buena calidad de producción en las granjas camaroneras del país.

## **II.- Objetivos.**

### **Objetivo General.**

Determinar el efecto de dos densidades de siembra (100 y 150 pls/m<sup>2</sup>) sobre el crecimiento en camarones en etapa de postlarvas.

### **Objetivos Específicos.**

1. Determinar los factores físicos-químicos (Oxígeno, temperatura y salinidad) de las aguas en donde crecen los camarones en estudio.
2. Determinar ritmo de crecimiento y la tasa de crecimiento de los camarones en las diferentes condiciones experimentales.
3. Cuantificar la sobrevivencia y el Factor de Conversión Alimenticia de los camarones al final del estudio.

### III.- Literatura revisada.

#### 3.1.- Biología de los camarones.

El camarón blanco es nativo de la costa oriental del Océano Pacífico, en aguas cuya temperatura es normalmente superior a 20 °C durante todo el año. *Litopenaeus vannamei* se encuentra en hábitats marinos tropicales. Los adultos viven y se reproducen en mar abierto, mientras que la postlarvas migra a las costas a pasar la etapa juvenil, la etapa adolescente y pre adulta en estuarios, lagunas costeras y manglares.

La especie del camarón blanco se madura sexualmente a partir de los 20 g y las hembras a partir de los 28 g en una edad de entre 6 y 7 meses. Cuando *Litopenaeus vannamei* pesa entre 30 g y 45 g, libera entre 100, 000 y 250,000 huevos de aproximadamente 0,22 milímetros de diámetro. La incubación ocurre aproximadamente 16 horas después del desove y la fertilización.

En la primera etapa, la larva, denominada nauplio, nada intermitentemente y es fototáctica positiva. Los nauplios no requieren alimentación, sino que se nutren de su reserva embrionaria. Las siguientes etapas larvianas (protozoa, mysis y postlarvas temprana respectivamente) continúan siendo planctónicas por algún tiempo, se alimentan del fitoplancton y del zooplancton, y son transportados a la costa por las corrientes mareales.

Es la especie de mejor preferencia en el cultivo de las granjas camaroneras porque obtiene los mejores rendimientos de crecimiento y la mejor tolerancia de las condiciones ambientales (factores físicos-químicos) que son sometidos en el cautiverio.

Con esta especie se abastecen los mercados nacional e internacionales y debido a la gran demanda existente, la tendencia global de los productores es la de implementar las mejores condiciones y sistemas de cultivo para lograr los mejores rendimientos productivos. (Pérez, Farfante y Kensley, 1997)

### 3.1.1.- Taxonomía de la especie.

Taxonomía de *Litopenaeus vannamei*

Phylum: Artrópoda  
Clase: Malacostraca  
Orden: Decápoda  
Suborden: Dendobranchiata  
Superfamilia: Penaeoidea  
Familia: Penaeidae  
Género: *Litopenaeus*  
Especie: ***vannamei***

(Pérez, Farfante y Kensley, 1997).

### 3.1.2.- Ciclo de vida del camarón.

Las post larva de camarón llegan a los esteros provenientes del mar, donde los adultos se reproducen. Estas postlarva presentan la forma de un camarón adulto, sin embargo internamente siguen sufriendo modificaciones anatómicas y fisiológicas, que la hacen cambiar hábitos alimenticios y hábitat. Las encontramos en un gradiente amplio de salinidad, temperatura, oxígeno y otros factores ambientales.

Estos camarones en la naturaleza logran su cópula en aguas del mar que van desde los 10 a los 100 metros de profundidad a salinidades que van de 33 a 36 partes por mil (ppm). Los huevos son liberados por la hembra que previamente ha sido parchada por el macho. La cantidad de huevos producidos dependerá de la especie, edad y tamaño de la hembra.

Los huevos son de características pelágicos y su tamaño varía de 200 a 500 micras, esto tiene que ver la especie que se trata, de los cuales un 60% a 70% eclosionarán. No todos los camaroncitos nacidos podrán completar su ciclo de vida, puesto que condiciones ambientales adversas, la depredación y enfermedades se encargarán de disminuir la sobrevivencia.

El estadio larvario tiene una duración cercana a las tres semanas dependiendo de la especie y las condiciones ecológicas predominantes durante su trayectoria hacia las áreas costeras, tendrá que ir variando tanto su morfología externa e interna (hepatopáncreas, antenas y anténulas) y su fisiología, producción enzimática para poder asimilar los diferentes tipos de alimento que ingerirá. Las post larva ingresan en los esteros con una talla aproximadamente de 7 mm, para ellos necesitan la ayuda de las mareas, lo cual le da el impulso para colonizar las zonas estuarinas.

En este momento el animal ya presenta las características morfológicas externas de un camarón adulto. El manglar cumple con una función importante ya que les proporciona protección y alimento para la sobrevivencia de las postlarvas. (Morales, V. (1990).

### **3.1.3.- Estadios larvales.**

Los estadios larvarios de los camarones son:

**Nauplio:** Del huevo que por lo general mide unos 280 $\mu$  eclosiona una larva nauplio, el tamaño de este estadio que se puede subdividir en 4 o 5 subestadios tiene un tamaño que varía entre 0.2 y 0.6 milímetro, tiene forma periforme, furca caudal, antena y anténula y mandíbula, a medida que se van alcanzando los distintos subestadios se va produciendo un alargamiento del cuerpo, variaciones en la anténula y antena y en la furca caudal con el agregado de espinas. En el estadio naupliar III la segmentación del tórax se hace evidente y a partir del IV aparecen los apéndices cefalotorácicos, mientras las mandíbulas rudimentarias aparecen en el estadio, de 15 a 20 horas después de la ovoposición ocurre la eclosión de los huevos y la aparición del primer estadio larvario o Nauplio, esto tiene aproximadamente una duración de 36 horas. El animal es de hábitos planctónicos y depende para su alimentación del vitelo del huevo.

**Protozoa:** Tamaño 0.6 – 2.8 mm. El cuerpo se encuentra dividido en cabeza y resto del cuerpo formado por el tórax y abdomen, la cabeza está cubierta por un caparazón hexagonal, carácter este distintivo de la protozoa, esta ya posee un



tracto digestivo completo y mantiene el mismo hábito pelágico del Nauplio, alcanza una longitud de 2.2 mm se alimenta de fitoplancton, se divide en tres subestadios:

Protozoa I (P <sub>I</sub> )	Caparazón sin espinas, pleon o abdomen no segmentado, telson bilobulado, ojo naupliar presente.
Protozoa II (P <sub>II</sub> )	Caparazón con espina rostral, ojos compuestos pedunculados.
Protozoa III (P <sub>III</sub> )	Caparazón igual al del subestadios anterior, espinas supraorbitales más desarrolladas, telson separado del sexto segmento, maxilípedios birramosos y pereiópodos rudimentarios, urópodos presentes rudimentarios.

(Boschi y Scelzo.1977).

**Mysis:** Tamaño 2.8 – 5.2 mm, cuerpo alargado parecido al de un camarón, pereiópodos bien desarrollados y funcionales, sin pleópodos, en el primer estadio. En esta fase ya presenta características semejantes a un camarón adulto, presentando de 4 a 5 sub. Estadios, ya se encuentra muy avanzado hacia las zonas costeras, esto tiene una duración de 10 días y tiene un tamaño aproximado de 5 mm de longitud, alcanzando la fase de postlarva. Se divide en cuatro subestadios:

Mysis I (M <sub>I</sub> )	Cuerpo parecido a un camarón, pereiópodos bien desarrollados y funcionales del primero al tercero con quela rudimentaria, pleon sin pleópodos.
Mysis II (M <sub>II</sub> )	Escama antenal conspicua con espina externa, pereiópodos del primero al tercero con quelas desarrolladas, pleópodos rudimentarios.
Mysis III (M <sub>III</sub> )	Flagelo de la antena sobrepasa o alcanza la escama, pleópodos más desarrollados y articulados.
Mysis IV (M <sub>IV</sub> )	Este estadio ha sido descrito por Boschi y Scelzo (1974) para <u>Artemesia longinaris</u> y como característica tiene el flagelo antenal casi el doble de largo que la escama y pleópodos bisegmentados muy desarrollados.

(Boschi y Scelzo.1977).

**Postlarvas:** Muy parecido en su aspecto al camarón juvenil o adulto, talla entre 5 y 25 mm, presenta un rostro romo, pleópodos con sedas, reducción notoria de los exopoditos de los pereiópodos, cosa que ocurre gradualmente en unas pocas especies. Para *Artemesia longinaris* establecen que se alcanza el estadio juvenil cuando el primer pleópodos del macho desarrolla su endopodito en esta etapa se desplaza hacia la franja litoral en busca de las lagunas costeras o esteros, que tienen gran importancia en su ciclo vital, ya al fin de este período, los individuos alcanzarán tamaños de 7 a 11 mm, aproximadamente 14 días después de postlarvas, entendido como ambiente natural las lagunas costeras y/o esteros. (Boschi y Scelzo.1977).

<b>Estadio</b>	<b>Alimentación principal</b>	<b>Comportamiento</b>
Huevo		Flota, tendencia a depositarse en el fondo
Nauplio	Sus propias reservas	Locomoción por antenas, planctónicas
Nauplio	Fitoplancton	Planctónica, natación por apéndices cefálicos
Mysis	Zooplancton	Planctónica, natación por apéndices del tórax
Mysis	Zooplancton y posteriormente alimentación omnívora	Los primeros estadios son planctónicos, luego hábitos bénticos, natación por pleópodos
Postlarva	Zooplancton y posteriormente alimentación omnívora	Los primeros estadios son planctónicos, luego hábitos bénticos, natación por pleópodos

(Boschi y Scelzo.1977).

### **3.2.- Sistema de producción de camarones en Nicaragua.**

Mundialmente el cultivo del camarón marino se ha dado bajo las modalidades extensivas, semi-intensivo e intensivas. En Nicaragua el cultivo se inicio de manera artesanal, el cual ha venido evolucionando a través de los años a extensivo, semi-intensivo, además en los últimos diez años se ha experimentado sistemas intensivos e hiperintensivo ubicados principalmente en la franja del pacifico de Nicaragua y en la desembocadura del Estero Real.

La diferencia entre estos sistemas estriba principalmente en la densidad de siembra, la modalidad de recambio de agua, el porcentaje de recambio de agua, el tipo de alimento empleado, el tamaño del área productiva y los rendimientos acuícolas obtenido. (Arredondo y Figueroa, 1991).

### **3.2.1.- Sistemas de cultivo:**

Para la engorda a nivel piloto se utilizan fundamentalmente tres tipos de cultivo: extensivo, semi-intensivo e intensivo, con el fin de seleccionar la mejor condición de cultivo técnico económico para ser difundidas entre los interesados en el cultivo de camarón en el país.

### **3.2.2.- Sistema extensivo:**

Se caracteriza por tener una baja densidad de camarones por unidad de superficie, sin suplemento de alimento artificial y mantener una alta fertilización a partir de fertilizantes inorgánicos. El sistema de recambio de agua se encuentra reducido para mantener solamente niveles adecuados de oxígeno y salinidad. La densidad final esperada en este sistema es de 3 camarones/m<sup>2</sup> con una mortalidad calculada de 50% en los 105 días de cultivo. La aplicación de fertilizantes (NPK 12-24-12) se ha venido ofreciendo a una tasa de 40 Kg/has/mes con un recambio del 5%/diario.

### **3.2.3.- Sistema semi-intensivo:**

Este sistema se caracteriza por tener una densidad más alta que el sistema extensivo, la tasa de recambio de agua es mayor y además de fertilizar como en el caso anterior se requiere ofrecer alimentación suplementaria pues el alimento natural se hace limitante al aumentar la densidad de camarones que se proyecta de 5 camarones/m<sup>2</sup>. Se prevee utilizar una tasa de fertilización de 20 a 40 kg/has, con una utilización de 30/kg/mes de fertilizante inorgánico y una tasa de recambio de agua de 10 a 20%.

#### **3.2.4.- Sistema intensivo:**

En este sistema se utilizarán fertilizantes, alimento artificial y aireación dentro de los estanques por medio de aireadores que permitan mantener condiciones adecuadas de oxígeno en el cultivo. La densidad final esperada de este sistema es de 10 camarones/m<sup>2</sup>; la mortalidad prevista es del 25% en los 105 días de cultivo. El uso de fertilizantes oscilará entre 20–40 kg/has/mes, estimando una utilización de 20 kg/has/aplicación, el alimento será suministrado dos veces por día, se realizará un recambio de agua del 10 al 20% y se utilizarán aireadores 24 horas al día (Hernández A. R., 1991).

#### **3.2.5.- Sistema Hiperintensivo:**

Referente a la infra estructura los estanques son pequeños determinantes el área de sedimentación, aireación por medio de aireadores mecánico de planta en muchos casos, cubierto de fondo, infraestructura de laboratorio y excelentes los sistemas de llenado y drenaje.

En los hiperintensivo referente a la infraestructura los estanques son pequeños, la capacidad de bombeo y filtración alta, siendo determinantes el área de sedimentación, aireación, cubierta de fondos, infraestructuras de laboratorio y excelentes los sistemas de llenado y drenado. El manejo de la producción y el soporte técnico son determinantes y se aplica el manejo completo del suelo (excepto roturación), agua y flora microbiana. Los rendimientos están entre 68,038 - 113,398 kg/has (15,000 – 25,000 lb/has). (FAO. 2005).

También se tiene mucho cuidado con el oxígeno disuelto, amonio, nitrato y nitrito. Para evitar enfermedades virales, bacterianas y parasitarias en el agua y se obtiene 3 a 4 cosechas al año, el alimento que consume los camarones es balanceado de excelente calidad especial para cada fase de vida, la sobrevivencia es alta y por supuesto se realiza solo monocultivo pudiendo ser de ciclo completo o solo engorda, el flujo de agua es continuo reciclándose muchas veces para su mayor aprovechamiento.

De esta manera las explotaciones hiperintensivas se caracterizaran por tener altos costos de producción en los que están incidiendo el alimento, el valor de los

organismos que se siembran, lo costoso de las instalaciones, la mano de obra pero principalmente el gasto de energía para las bombas de agua y aireadores. (Arredondo y Figueroa 1991).

### **3.3.- Rendimiento productivo de los sistemas de cultivo.**

Los sistemas extensivos se caracterizan en cuanto a infraestructuras por capacidades de bombeo y filtración bajas y sistemas deficientes de estructuras de llenado y drenado. En cuanto al manejo de la producción las densidades son bajas, contando con soporte técnico esporádico y sin manejo del suelo, agua y flora microbiana. Los rendimientos son menores a 362,9 kg/has (800 lb/has).

El sistema semi-intensivo se clasifica en Bajo, Medio y Alto. El Bajo presenta en infraestructuras capacidad de bombeo, sistemas de filtración y estructuras de llenado y drenados. En el manejo de la producción el uso de alimento es determinante así como la asistencia técnica, realizándose el manejo del suelo (roturación, encalado, desinfección) y del agua (fertilización, encalado y recambios). Los rendimientos obtenidos son de 362,9 - 453,6 kg/has (800 - 1 000 lb/has).

En el sistema semi-intensivo medio, la capacidad de bombeo y el sistema de filtración tienen una preponderancia media y los sistemas de llenado y drenado son regulares. El uso de alimento, el monitoreo de los parámetros y el soporte técnico es determinante, realizándose el manejo del suelo (roturación, encalado, desinfección) del agua (fertilización, encalado y recambios) y la flora microbiana (encalado). Los rendimientos obtenidos son de 680,4 - 907,2 kg/has (1 500 - 2 000 lb/has).

En el sistema semi-intensivo alto, referente a la infraestructura, la capacidad de bombeo, el sistema de filtración es alta; el sistema de llenado y drenado bueno, el tamaño de los estanques es mediano y la presencia de áreas de sedimentación e infraestructuras y equipos de laboratorio determinantes. En relación al manejo se hace determinante (densidad de siembra, uso y tipo de alimento, monitoreo de parámetros, uso de probióticos e inmunostimulantes, así como el soporte técnico,

realizándose el manejo completo del suelo, agua y flora microbiana. Los rendimientos están de 1 134 - 1 687,6 kg/has (2 500 - 3 500 lb/has).

Para el sistema intensivo en cuanto a infraestructura los estanques son pequeños, la capacidad de bombeo y filtración alta, los sistemas de sedimentación, aireación e infraestructuras y equipos de laboratorio determinantes y el sistema de llenado y drenados excelentes. El manejo de la producción es determinante al igual que el soporte técnico, efectuándose todo el manejo de suelo, agua y flora microbiana. Los rendimientos esperados están entre 2 721,5 - 4 535,9 kg/has (6 000 - 10 000 lb/has).

En los hiperintensivos referente a la infraestructura los estanques son pequeños, la capacidad de bombeo y filtración alta, siendo determinantes el área de sedimentación, aireación, cubierta de fondos, infraestructuras de laboratorio y excelentes los sistemas de llenado y drenado. El manejo de la producción y el soporte técnico son determinantes y se aplica el manejo completo del suelo (excepto roturación), agua y flora microbiana. Los rendimientos están entre 6 803,8 - 11 339,8 kg/has (15 000 - 25 000 lb/has). (F.A.O, 2011).

### **3.4.- Calidad del agua.**

La calidad de agua incluye todas las variables físicas, químicas y biológicas que influyen en la producción de especies acuáticas. El buen crecimiento de los organismos acuáticos depende en gran parte de la calidad del agua del cultivo. Múltiples factores pueden interactuar o solamente actuar uno, para alterar las propiedades físicas y químicas del agua. Para tener una producción es necesario mantener las condiciones ambientales del agua dentro de los límites de tolerancia para las especies cultivadas. El análisis periódico del agua permite acumular datos importantes que describen las condiciones actuales y que pueden indicar los futuros cambios en la calidad del agua del cultivo. (Chanratchakool, et al.1995).

Las propiedades del agua de mayor interés en la acuicultura, se relacionan en los cambios de la temperatura y estados físicos, los cuales ocurren según su contenido de energía. A demás varias propiedades químicas del agua tienen que ver con la concentración de gas de solución (O<sub>2</sub> Y CO<sub>2</sub>) y otros parámetros.

Factores físicos que afectan el agua:

1. Radiación solar
2. Viento
3. Luz
4. Precipitación

Factores físicos y Químicos: Estos no tiene comportamiento totalmente independiente, están sometidos a leyes de equilibrio y fenómenos de oxido reducción, muchos de ellos interactúan entre sí.

Las especies de camarón de aguas cálidas crecen mejor a temperaturas entre 25 °C y 32 °C. Estos rangos de temperatura a lo largo del año son característicos de las aguas costeras en los trópicos. En áreas subtropicales la temperatura puede descender por debajo de los 25 °C durante semanas o meses, por lo que los camarones no crecerán bien. Mientras que en el trópico es común obtener dos ciclos de cultivo al año, en algunas áreas subtropicales se obtiene uno y en otras son posibles dos ciclos, pero uno va a estar limitado por la baja temperatura del agua. (Herrera. Sirias. C, Martínez G. E, (2009).

En Tailandia, como respuesta a la disminución de la producción en años anteriores (1995-1997), y la incidencia creciente de enfermedades, principalmente las de tipo viral como el virus de la cabeza amarilla y mancha blanca, muchas camaroneras han adoptado sistemas de bajo recambio de agua. Estos sistemas también han sido útiles en áreas con poco o nada de acceso al agua marina.

En muchos casos la adopción de estos sistemas ha sido motivada por la mala calidad o deterioro del agua ingresante y es influenciada por una serie de factores que incluían: a) alta densidad de camaroneras en el área; b) contaminación tóxica

proveniente de desechos agrícolas, urbanos e industriales; c) floraciones algales tóxicas; d) organismos patogénicos; e) alta carga de sedimentos; f) pobre flujo mareal de la fuente de agua ( ríos y estuarios); g) baja salinidad especialmente durante la estación de lluvias; h) salinidad alta durante la estación seca. Casi todos estos factores están inter-relacionados y consecuentemente muchas granjas se ven afectadas por más de uno a la vez.

Así mismo en ese país, antes de desarrollar sistemas de bajo recambio o recirculación de agua, ha sido necesario conducir análisis de costo-beneficio, ya que en muchos casos no ha podido ser rentable para muchos empresarios, debido principalmente a la pérdida de área de producción. (Chanratchakool, et al. 1995).

### **3.5.- Factores físicos-químicos.**

#### **3.5.1.- Oxígeno Disuelto (O.D).**

Es un elemento químico de número atómico 8 y símbolo O. Es su forma molecular más frecuente, es un gas a temperatura ambiente. Representa aproximadamente el 20.9 % en volumen de la composición de la atmosfera terrestre (Wikipedia, 2009).

Casi todos los procesos biológicos y químicos necesitan de oxígeno y sus concentraciones deben ser lo suficientemente adecuadas para mantener un ambiente saludable de crianza de camarón.

En un cuerpo de agua se produce y a la vez se consume oxígeno. La producción de oxígeno está relacionada con la fotosíntesis, mientras el consumo dependerá de la respiración, descomposición de sustancias orgánicas y otras reacciones químicas. También puede intercambiarse oxígeno con la atmósfera por difusión o mezcla turbulenta. La concentración total de oxígeno disuelto (O.D) dependerá del balance entre todos estos fenómenos.

Si es consumido más oxígeno que el que se produce y capta en el sistema, el tenor de  $O^2$  caerá, pudiendo alcanzar niveles por debajo de los necesarios para la vida de muchos organismos.



Durante el día suelen encontrarse concentraciones mayores de O.D cuando la fotosíntesis llega a sus mayores niveles luego del mediodía, mientras más bajas se registran durante la noche. También es posible observar variaciones estacionales. Así mismo el O.D será dependiente de la temperatura. Aguas más cálidas son capaces de disolver menores cantidades de oxígeno. Por esto, una descarga de agua caliente puede significar la disminución del O.D a niveles por debajo del límite necesario para algunas formas de vida.

Los animales acuáticos suelen ser más vulnerables a bajas concentraciones de O.D por la mañana en días cálidos de verano, ya que las plantas acuáticas no producen oxígeno desde el atardecer anterior.

Por otra parte, en los lagos el nivel de O.D varía fundamentalmente con la profundidad, mientras en los ríos y arroyos los cambios suelen estar más vinculados a la dimensión horizontal.

El O.D se puede expresar en miligramos por litro (mg/L) o en porcentaje de saturación (%). La primera de las opciones expresa directamente la masa de oxígeno por litro de agua, mientras la segunda se expresa como el porcentaje de la concentración de saturación para determinada temperatura (tabla 2). Como ejemplo a 14°C el agua disuelve aproximadamente 10 mg/L de O<sub>2</sub>. Si se determina que a esa temperatura la [OD] es de 5 mg/L el porcentaje de saturación será de 50%. (Bain, Stevenson. 1999).

El oxígeno, al igual que otros gases, se encuentra disuelto en agua de mar. La solubilidad del oxígeno en agua de mar depende de la presión parcial del gas como así también de la temperatura y la salinidad de agua. La solubilidad del oxígeno en agua aumenta con la presión parcial y disminuye con el aumento de la temperatura y la salinidad.

Las menores concentraciones de oxígeno se observan durante la madrugada y las mayores a última hora del día. Se consideran rangos normales de concentración entre 4 y 8 mg/L, Se debe evitar no solo una baja concentración, sino valores superiores a 10 mg/L, ya que esto indicaría una excesiva concentración de fitoplancton que puede producir una depleción notable de oxígeno durante la noche.

Se debe puntualizar que en los estanques el oxígeno tiende a estratificarse, es decir, hay generalmente una mayor concentración en las capas superiores del agua, que en el fondo; dado que los camarones viven allí, es necesario realizar una homogenización de la columna de agua para tener una correcta aireación.

La solubilidad del oxígeno en agua depende de la T °C, de la presión atmosférica y de la salinidad, como sigue:

- Cuando la T °C sube, la solubilidad del Oxígeno baja.
- Cuando la presión atmosférica baja, la solubilidad del Oxígeno baja.
- Cuando la salinidad sube, la solubilidad del Oxígeno baja.

Es recomendable mantener los niveles de oxígeno sobre 3 mg/L, siendo los valores aceptables entre 4 y 8 mg/L ya la falta de oxígeno, influye en el metabolismo de los camarones (la deficiencia de oxígeno en concentraciones menores 3 mg OD/L, tiene un efecto negativo sobre el crecimiento. (FAO 1988).

### 3.5.2.- Manejo de oxígeno en un estanque camaronero.

1	Oxígeno muy bajo : a cualquier hora de día o de noche		Aumentar la renovación enseguida con más entradas y salidas.
	(< 3 ppm )	a	No alimentar
		b	No fertilizar
		a	No hay suficientes algas prever una fertilización.

2	Oxígeno tarde alto : (> 12 ppm)	b	Hubo mortalidad importante de algas cuya degradación en el fondo va a consumir oxígeno. Hacer un cambio fuerte de agua para la noche y el día siguiente.
3	Oxígeno tarde alto : (> 12 ppm)		Aumentar la renovación porque hay demasiadas algas que van a consumir todo el oxígeno quizá esta noche.

(FAO 1988).

### 3.5.3.- Temperatura.

La radiación solar es la fuente de calor para todos los cuerpos de agua. La cantidad y el ángulo de incidencia de la luz solar decidirán la energía que entra en el cuerpo de agua. La distribución de calor dentro del agua por conducción es insignificante porque esta posee muy baja conductividad térmica. Gran parte del calor que se distribuye en el agua es debido a mezclas por convecciones apoyadas por la acción y el viento. El calor se pierde por evaporación y también por el intercambio directo al aire y al sustrato. En los estanques artificiales donde la profundidad es generalmente 1 a 2 metros solo habrá una pequeña diferencia entre la superficie y las aguas de fondo. Esta diferencia podría aumentar con el aumento de la profundidad de los cuerpos de agua. (FAO 1988).

La temperatura tiene un efecto muy grande sobre los procesos químicos y biológicos. En general, cuando la T °C sube de 10°C provoca una elevación de 2 a 3 veces de los procesos químicos y biológicos, así el camarón va a consumir 2 a 3 veces más de oxígeno a una temperatura de 35°C. Entonces, la necesidad en oxígeno disuelto del camarón y de los demás órganos aeróbicos del estanque es mucho más crítica en agua caliente, que en agua más fría.

En agua caliente los fertilizantes se disuelven más rápido, los pesticidas tienen una acción más rápida, etc.

En un estanque el calor debido al Sol, permite que el agua de la superficie se caliente más que el agua del fondo. Porque la densidad del agua baja cuando la

temperatura del agua sube, el agua de la superficie puede ser tan liviana que no se mezcla con el agua más pesada y fría del fondo.

La separación del volumen de agua en dos capas se llama estratificación Termal; la capa caliente superior lleva el nombre de epilimio y la capa fría inferior hipolimnion, la fina separación donde la temperatura cambia rápidamente, entre el epilimio y el hipolimnion, se llama Termoclina.

Es probable que en los estanques que tenemos en la Camaronera de Granma de 1 m. promedio de profundidad, ocurra una estratificación termal. Sin embargo, esta estratificación, debido a la poca profundidad de los estanques y al viento fuerte que mueve la superficie del agua, no debe ser muy estable. Además, la T °C alta del agua de la superficie se enfría de noche lo que aumenta su peso, y baja para mezclarse con el agua del fondo. (FAO 1988)

**3.5.4.- Manejo de temperatura en un estanque camaronero.**

1	- Temperatura Alta : ( 35 °C )	Aumentar el Intercambio de Agua porque la temperatura T °C del canal debe ser más baja. Aumentar el nivel.
2	- Temperatura Baja ( 25 °C )	Bajar el Intercambio de Agua para aprovechar el calentamiento del Agua por el sol.

(FAO 1988)

**3.5.5.- Salinidad.**

La salinidad es la cantidad total de materia sólida disuelta en un Kg. de Agua de mar, cuando todo el carbonato se ha convertido en Óxido, todo el Bromo y Yodo en Cloro, y la materia orgánica está completamente oxidada. Se refiere a la concentración total de todos los iones (sales) disueltos en el agua. Esta cantidad de materia sólida es expresada en G. y la salinidad se mide en G/Kg. ‰ (ppm).

La salinidad del agua de mar es de 35 ppm, sin embargo, la salinidad encontrada en los estanques de cría puede variar mucho, sea subir con la evaporación o bajar con la lluvia.

Los rangos de tolerancia de la salinidad para los camarones es muy amplia y pueden sobrevivir de 0 ppm hasta 50 ppm, sin embargo *Litopenaeus vannamei* toleran un amplio rango de salinidad, desde 0.5-45 ppm, se siente cómodo entre 7-34 ppm, pero crece particularmente en bajas salinidades entre 10-15 ppm.

Por otro lado si el camarón puede vivir en agua con salinidades muy diferentes, él no puede soportar un cambio muy brusco de salinidad dentro del rango de 0 a 50 ppm.

La aclimatación de los camarones a una salinidad nueva, debe ser lenta y más todavía si la salinidad del medio nuevo es muy diferente del medio de donde provienen.

En un estanque tanto la salinidad como la temperatura pueden producir una estratificación del agua, debido a que la densidad del agua sube con la salinidad. Una lluvia fuerte puede producir una capa de agua dulce más liviana sobre el agua del fondo más salada. (FAO 1988)

### 3.5.6.- Manejo de salinidad en un estanque camaronero.

1	Salinidad Alta	Aumentar el Intercambio de agua.
2	Salinidad Baja :	Disminuir el cambio de agua permitiendo una mayor evaporación por la acción del Sol y subir así la salinidad.
3	Estratificación :	En caso de estratificación por lluvia fuerte, sacar el agua dulce de la superficie con un cambio fuerte de superficie.

(FAO 1988)

### **3.6.- Estrés en los organismos.**

Los camarones son criaturas delicadas, susceptibles de sufrir estrés ante condiciones ambientales adversas. En condiciones de estrés no comen bien, tienden a enfermarse y crecen despacio. Al mantener condiciones ambientales adecuadas en los estanques, los granjeros pueden incrementar la supervivencia, la conversión alimenticia y la producción de su cultivo.

El medio ambiente en un estanque de camarón es esencialmente suelo y agua, y los factores que más afectan al camarón son las variables de calidad de suelo y agua. Los efluentes de las granjas pueden causar efectos adversos en las aguas costeras con el incremento de nutrientes, materia orgánica y sólidos suspendidos. No obstante, el efecto negativo de los efluentes es menor si las granjas son adecuadamente manejadas, y si se mantienen buenas condiciones en la calidad de suelo y agua. (Geiger. 1983).

El estrés puede ser debido a la deficiencia de oxígeno disuelto, temperaturas, bajos pH, altas y bajas salinidades. La excreción y osmoregulación demandan de energía cuando las concentraciones de los iones externos (agua) son diferentes a los internos (hemolinfa). La osmoregulación trata de equilibrar las sales o iones en ambos lados (agua y hemolinfa).

El estrés salino se da cuando las salinidades del mar son muy altas con respecto a las salinidades de la hemolinfa, dándose por lo tanto un equilibrio iónico y un movimiento de agua que podría deshidratar al camarón. Cuando el agua del estanque es muy baja, entonces los fluidos líquidos tienden a entrar al camarón, lo cual podría provocar turgencia. Ambas situaciones provocan un estado de desequilibrio iónico que es restablecido solamente con la entrada de aminoácidos (aa) iónicos provenientes de la alimentación. Estos aminoácidos que podrían haberse acumulado como músculo o carne se dedican a compensar cargas iónicas.

Los camarones tienen la ontogenia osmótica que indican que en diferentes estadios de vida del camarón, los pasa en diferentes ambientes con diferentes salinidades, adultos y huevos. Los individuos pasan por todas estas salinidades, lo cual expresan una gran capacidad de adaptación. Sin embargo, si se pone a un adulto en 15 ppm seguro le provocará un estrés salino, si coloca una pls en 38 ppm le provocará una situación similar. (Rojas, et al. 2005).

### **3.6.1.- Prueba de estrés.**

La calidad de las postlarvas se puede evaluar mediante una prueba de estrés, la cual mide la resistencia de los animales a un parámetro conocido. Para realizar estas pruebas unas 100-200 postlarvas son sometidas a un choque térmico, osmótico y/o químico para luego determinar el número de postlarvas que sobreviven a la prueba. Una prueba ampliamente usada es la de someter a los animales a una reducción de temperatura de 10-12 °C por 1-2 horas, o a salinidades de 0-2 partes por mil durante 30 minutos. A continuación se detallan los procedimientos para la realización de una de estas pruebas. (Boyd, 1992).

### **3.6.2.- Prueba de estrés a baja salinidad.**

Esta prueba de estrés consiste en lo siguiente:

- Se prepara agua (500 ml) a salinidad de 5 partes por mil (ppt.)
- Se toman al azar 100 Post-larvas del tanque de cultivo y se depositan en el recipiente con agua a 5 partes por mil de salinidad.
- Se espera 30 minutos.
- Luego se llevan las postlarvas a la salinidad en que se encontraban originalmente.
- Se dejan transcurrir otros 30 minutos.
- Al final de este segundo período se cuentan las postlarvas vivas y muertas. El resultado se expresa en porcentajes del total. (Boyd, 1992).

Se puede realiza la prueba de estrés de la siguiente manera también, colocando unos 100 animalitos en 1 litro de agua dulce durante 30 minutos y luego cosecharlos para depositarlos en 1 l de agua salada, igual a la de cría, por 30

minutos más. Terminado el proceso, deberá observarse un mínimo de 80% de sobrevivencia pues en caso contrario, tampoco se recibirá dicha larva. (Revista AquaTIC, 2004).

### **3.7.- Aclimatación.**

Las postlarvas de camarón constituyen uno de los insumos más costosos en la producción de camarón de cultivo. La manipulación y manejo cuidadoso de las postlarvas iniciando desde su empaque en el laboratorio, transporte, recepción en granja, aclimatación, hasta el momento de su siembra en los estanques son sumamente críticos para su sobrevivencia. Durante el proceso de aclimatación todos los esfuerzos del personal técnico deben enfocarse en reducir al máximo el estrés y la mortalidad de las postlarvas mientras estas se adaptan gradualmente a las nuevas condiciones de calidad de agua de los estanques. Una aclimatación exitosa contribuye a asegurar el éxito económico del ciclo de cultivo.

Las variables más importantes a monitorear durante el proceso de aclimatación de postlarvas de camarón son salinidad y temperatura. Evitar el estrés y los rápidos cambios ambientales son fundamentales durante la aclimatación.

Las instalaciones de aclimatación deben proveer sombra, aire, agua filtrada y permitir que se mantengan condiciones higiénicas. Densidades de 500 postlarvas por litro son adecuadas durante la aclimatación. Si se piensa mantener las postlarvas por más de 24 horas, esta densidad debe reducirse. De igual modo, postlarvas de edades PL-8 a PL-12 deben aclimatarse a densidades menores aun cuando no se vayan a mantener por un tiempo mayor a 24 horas. (Boyd, 1990).

La aclimatación es un proceso de ajuste fisiológico gradual de las postlarvas, desde condiciones del laboratorio a las del estanque en las que serán sembradas. Las variables más importantes de aclimatación son salinidad y temperatura, no obstante, algunas veces deben considerarse otros valores de calidad de agua. El



evitar el estrés y los rápidos cambios ambientales son claves para una aclimatación exitosa y mejoramiento en la sobrevivencia.

Durante la aclimatación, las postlarvas se recuperan del efecto ocasionado por el estrés de manipuleo y transporte; a la vez pasan por el proceso de osmoregulación, adaptándose a la cantidad de sales del agua del estanque, mejorando así la supervivencia por los cambios bruscos que pudieran ocurrir si no se realiza este proceso.

Para realizar este proceso es necesario contar con ciertos equipos y aparatos dentro del ambiente de la empresa como son: tanques o cajones de aclimatación ubicados debajo de un cobertizo o sombra, con volúmenes adecuados de agua dulce y agua del estanque donde se van a sembrar las postlarvas; equipo de aireación o tanques de oxígeno, oxigenómetro, Phmetro, termómetro, refractómetro de salinidad, microscopio, mangueras, baldes. Aunque estos últimos pudieran evitarse, usando un sistema de flujo continuo de agua mediante gravedad, tanto para el ingreso de agua como descarga; ubicando los tanques reservorios de agua y de aclimatación en altura apropiadas para tal fin.

El proceso de aclimatación implica ciertas condiciones como: (a) Limitar el número de postlarvas entre 300-500/lit. en los tanques de aclimatación; (b) Medir y mantener la temperatura a nivel constante (e.g. 26 +/- 1°C); (c) tener constantemente altos los niveles de oxígeno hasta casi la saturación, no permitir que bajen y si es necesario ayudarse con los tanques de oxígeno o las bombas aireadores para mantener los niveles altos; (d) alimentar las postlarvas durante este período, pudiendo utilizar *Artemia* congelada a una proporción de 5 nauplios/ml. y/o alimento tipo PRE-CRIA 1 de NICOVITA u otro alimento comercial. También evite sobrealimentar porque si no ocurrirá descomposición del agua y/o obstrucción de las branquias. Por otro lado, cuando se aclimatan las postlarvas se debe tener en cuenta, el grado de tolerancia evitando que sufran estrés por los cambios bruscos de salinidad. En la Tabla 1 se presenta escalas de aclimatación

para dos tipos de calidad de PL. En esta, las larvas débiles son clasificadas como “débiles”, si es que son menores de PL8 o si la prueba de estrés de supervivencia fue menor al 80%.

Durante la aclimatación se debe medir la salinidad y registrar por lo menos dos veces por hora de aclimatación. De igual manera también tienen que hacerse observaciones al microscopio de muestras de postlarvas a la llegada (para ver las condiciones en que llega la postlarvas) y durante el proceso de aclimatación (se debería observar la presencia de epicomensales en las branquias, grado de llenura del intestino. Así mismo opacidad muscular, presencia de mudas y canibalismo). Si se observa cambios en el comportamiento tal como flotar en la superficie o mortalidades, la aclimatación se debería detener hasta corregir los problemas y luego continuar.

También se debe registrar todas las mediciones de los parámetros del agua y los monitoreos visuales que se hicieran durante la aclimatación, colocando los datos en una ficha de aclimatación diseñada para tal fin. Finalmente debe tenerse en cuenta que la aclimatación a salinidades mayores son mas estresantes y deberían ser realizadas con más lentitud. Los cambios de temperatura durante la aclimatación deben ser lentos, no excediendo 1°C/10 minutos. Otras consideraciones que hay que tener en cuenta durante la aclimatación, son los cambios bruscos de pH que pudieran ocurrir.

Es prudencial agregar agua lentamente, con menor salinidad hacia el agua de transporte de las postlarvas y/o al tanque de aclimatación, ya que un rápido incremento del pH puede inducir la toxicidad del amonio no ionizado a partir del amonio total elevado en el agua de transporte. Generalmente, se recomienda hacer la aclimatación final con agua del estanque receptor de las postlarvas para evitar el shock de pH. De igual forma, tratar de sifonear los desechos orgánicos o postlarvas muertas contenidos en las bolsas o tanque de transporte antes de iniciar la aclimatación.

Recuerde que al final de la producción, la inversión en aclimatación se hace mínima si se obtiene una buena supervivencia desde el inicio hasta la cosecha, para lo cual hay que proveer una estación de aclimatación bien manejada, con tanques suficientes para reducir la densidad, abundante capacidad de recambio de agua, alimentos adecuados, agua limpia y fría, aireación con turbulencia para prevenir el canibalismo mediante el movimiento de agua y finalmente el transporte adecuado hacia el estanque receptor. (Boletín nicovita volumen 3 – ejemplar 03 Marzo, 1998) (Clifford, H.C. 1992).

### **3.8.- Alimentación y nutrición.**

Todo el hemisferio occidental como oriental, el uso de alimento balanceado continúan incrementándose exitosamente tanto en laboratorios como en operaciones de cultivo semi-intensivo e hiperintensivo. Estos alimentos contienen una serie de suplementos vitamínicos y lípidos especiales que suplementan la necesidad nutricional de los camarones. El contenido proteínico varía de acuerdo al tamaño del camarón siendo mayor durante los estadios larvales, post-larvas y juveniles; disminuyendo este porcentaje durante el período de engorde.

En el procesamiento de los pellets de los camarones debería tener en cuenta el hundimiento de estos para que pueda ser alcanzado sobre el fondo del estanque por los camarones ya que por su naturaleza estos mayormente son organismos bentónicos y los buscaran en el fondo del estanque. Otro factor importante es el tamaño del alimento ya que en la primera etapa de su vida, los camarones aprovecharan más trozos o partículas pequeñas, mientras que los pellets serán aprovechados desde juveniles hasta el tamaño comercial de cosecha. (Lim C. And Persyn. A.1989).

Los alimentos balanceados para camarones también deberán presentar buena hidroestabilidad. La ingestión del alimento balanceado en camarones toma una serie de mecanismos que involucran la captura del pallet con los periopodos, luego es llevado hacia la parte de la boca donde todas actúan para reducir el tamaño del

alimento a partículas pequeñas y luego ingerirlas; ellos no tragan el alimento como los peces. Por lo tanto es importante que la hidroestabilidad de los alimentos balanceados para camarones sea por unas cuantas horas que sean consumidos por los camarones.

Si el alimento se deshace en menos de una hora, el alimento perderá su atractabilidad por lixiviación de los atacantes y no serán provechosas para los camarones ya que ellos tienen una respuesta quimiosensoria y no será estimulada su actividad alimenticia. La estimulación alimenticia de los camarones ha sido exacerbada mediante el uso de sustancias tales como aminoácido, ácido grasos; extractos de pescado, calamar, mejillones y almejas.

Por otro lado las prácticas inadecuadas de manejo de alimentación pueden conllevar a resultados pobres o malos, a pesar de que muchas veces se cuenta con buenos alimentos. Dentro de estas se considera la cantidad, frecuencia y métodos de alimentación usado.

La tasa de alimentación y la ración diaria de alimento varía casi el 25% del peso corporal de las post-larvas hasta casi 1.5% del peso corporal, cuando se usa tabla de alimentación y/o con muestreadores. (Lim C. And Persyn. A. 1989).

### **3.9.- Factor de conversión alimenticia en el cultivo de camarón.**

La comparación de la cantidad de alimento abastecido y el crecimiento del camarón permite que sea calculado la tasa o factor de conversión alimenticia (T.C.A). La T.C.A es una medida del peso del camarón producido por kg de alimento abastecido.

La T.C.A. varía dependiendo de la densidad de siembra, calidad del alimento y tamaño del camarón cosechado. También el factor o T.C.A. puede ser influenciado por otras razones tales como: a) Mortalidad repentina del camarón durante la fase de cultivo, sin poder recuperar biomasa posteriormente; b) Subalimentación del camarón, quizás debido a densidades mayores de lo programado y/o competencia

de alimento por otros organismos (caracoles, peces, jaibas); que generalmente se presenta cuando se alimenta una sola vez al día con escaso número de comederos viéndose reflejado en el crecimiento lento del camarón; c) Aporte de alimento suplementario junto con el balanceado y/o gran producción de alimento primario en el estanque; d) Robo del camarón o pérdida del alimento antes de suministrarlo al estanque.

Asumiendo que al alimentar con comederos y empleando métodos de muestreo acertados, hallamos que la T.C.A. semanal es alta, esto nos indicaría crecimiento lentos o subalimentación; mientras que una T.C.A. baja, indica que el camarón está haciendo buen uso del alimento.

La T.C.A. varía durante el ciclo de producción y entre las poblaciones, pero es una guía muy buena y debería ser entre 0.6-1.0 en camarones de hasta 10 gramos de peso y entre 1.0 y 1.3 para tallas mayores. Idealmente la T.C.A. no debe ser mayor de 1.5. En años pasados, alimentando al boleó y con densidades de siembra de 5-10 ind/m<sup>2</sup> se obtenían valores de conversión de 2.5-3.0, donde gran parte del alimento no consumido era mal utilizado como fertilizante. Actualmente, en nuestro medio con el uso de comederos, estos valores pueden llegar a ser menores (1.1-1.3) inclusive con densidades de 40 ind/m<sup>2</sup>.

Las mejores sugerencias que se pueden lograr los jefes de producción para mejorar la T.C.A. es incrementar el número de comederos, aumentar el número de dosis diarias de alimento y si es posible entregando en porcentajes teniendo en cuenta la actividad del camarón (menor cantidad de alimento en el día que durante la tarde o noche); mejor preparación y manejo del fondo y agua de los estanques para estimular el desarrollo de la productividad primaria. (Boletín nicovita, 1997).

La investigación desarrollada recientemente en Estados Unidos de Norteamérica se ha enfocado al crecimiento del *Litopenaeus vannamei* en sistemas de canales de flujo rápido súper-intensivos en invernaderos, sin recambio de agua (salvo el reemplazo de pérdidas por evaporación) o la descarga, utilizando larvas de cepas

SPF. Por lo tanto son bioseguros, sustentables, con poco impacto ecológico pudiendo producir camarón de alta calidad con eficiencia costo-beneficio. La tasas de sobrevivencia de 55–91 por ciento y factores de conversión alimenticia de 1,5–2,6:1. (Boyd, C.E. & Clay, J.W. 2002).

### **3.9.1.- T.C.A de alimentos húmedos.**

La humedad en los restos de animales o en los alimentos frescos generalmente no tomados en cuenta cuando se calcula la T.C.A. Esto significa que los alimentos húmedos tienen mayor factor de conversión que los alimentos secos ya que la mayor parte del alimento consisten de agua. Los alimentos húmedos generalmente son más baratos que los alimentos secos y también si éstos son preparados en las instalaciones de cultivo. Para comparar los alimentos húmedos con los alimentos secos, las tasas de conversión alimenticia deben ser reducidas a un mismo nivel ya sea sobre la base de materia seca o a una base de humedad del 10%. Un ejemplo es más claro: Asumamos que la T.C.A de un alimento seco es 2.3:1 y un alimento húmedo es de 3.8:1. El contenido de humedad es del 35%, mientras que el alimento seco es de 10%. Para hallar la T.C.A. del alimento húmedo a un nivel comparable se hace lo siguiente:

$$\text{T.C.A.} = 3.8 \times \frac{(100 - 35)}{(100 - 10)} = 2.74$$

Al compararse los dos alimentos, es más eficiente el alimento seco con una T.C.A de 2.3 que el alimento húmedo con una T.C.A. de 2.74. Por lo que estrictamente debe medirse la humedad verdadera de cada alimento y compararse la T.C.A sobre la base de materia seca. (Boletín nicovita, 1997).

### **3.9.2.- Método de boleó.**

Para realizarlo, es de suma importancia conocer cuál es la biomasa existente, por lo que hay que realizar muestreos poblacionales quincenales y de crecimiento semanal para conocer el peso promedio del camarón y con estos datos, guiarse por una tabla de alimentación ajustada a la realidad y trayectoria de producción de la camaronera (incluye datos de supervivencia estimada, el número de días que

dura una campaña de cultivo, productividad de cada estanque, estación del año, etc.).

Con la alimentación al boleo el alimento es ampliamente distribuido sobre el estanque y todos los camarones cultivados pueden alimentarse adecuadamente, evitando el estrés que se genera cuando compiten por entrar al comedero, acentuándose más cada vez que aumenta la biomasa.

Para alimentar al boleo se debe tener en cuenta la profundidad del estanque, los canales interiores de drenaje, ubicación de “mesetas”; i.e., de esta manera se evitara bolear alimento en las partes someras (30-50 cm. de profundidad), donde no llegarán los camarones durante el día debido al calentamiento del agua por los rayos solares. Debemos evitar regar alimento en partes donde se van a acumular desechos tóxicos, y sedimentos anaeróbicos como los canales o zanjas interiores.

El inapropiado suministro al boleo encarece el costo de la campaña, por los desperdicios o sobrante que quede; además de llegar a ser un fertilizante orgánico caro o malograr los fondos.

El método al boleo con tabla de alimentación se ve afectado por condiciones tales como: (a) diferencias estacionales en el ritmo de crecimiento (diferentes tasas de crecimiento en verano e invierno,); (b) variación de alimento natural entre estanques debido a la fertilización, profundidad del estanque, densidad de siembra, estación y a las tasas de recambio de agua; y (c) calidad de alimento. (Jory, D.E. 1995).

### **3.9.3.- La alimentación por charola.**

optimizar el uso del alimento balanceado: el mantenimiento de un medio ambiente sano es favorecido mediante el uso razonable de alimento, reduciendo el alimento desperdiciado; las fluctuaciones de las condiciones ambientales provocan variaciones sensibles en el apetito y el crecimiento del camarón; las variaciones en la calidad de la semilla sembrada contribuyen a diferencias notables en crecimiento

y supervivencia; el control de enfermedades bacterianas es facilitado mediante la incorporación de antibióticos a los alimentos balanceados que deben ser consumidos en su totalidad para evitar residuos indeseables en el ambiente y contribuir a la aplicación de la dosis eficaz en el camarón.

Con base a los argumentos anteriores, se decidió pasar de una alimentación a ciegas, con todos sus defectos, a una alimentación completa en charolas, con el fin de observar sistemáticamente los alimentos no consumidos y añadir alimento solamente cuando se necesitaba. Entre los defectos de la alimentación al voleo están la posible degradación del fondo, especialmente si se aplica alimento en zonas poco visitadas por el camarón y/o si la sobrevivencia es menor de lo estimado, y el riesgo permanente de no percibir un cambio de comportamiento alimenticio de la población en cultivo, en caso de reducción del apetito por enfermedad, mortalidad o cambio climático, conllevando a concluir el ciclo de producción con un factor de conversión alimenticia excesivo.

Se decidió entonces dedicar un personal específico para repartir el alimento balanceado exclusivamente en charolas. Estas charolas pueden ser de forma circular o cuadrada, de 70 a 80 centímetros aproximadamente de diámetro o de largo de un lado. El cuadro esta hecho generalmente con un tubo de PVC de 2 cm de diámetro relleno con arena para darle peso, sobre el cual se fija una malla mosquitero. Una alternativa consiste en fabricarlas en varilla, más económicas pero menos duraderas. En todos casos, las mallas deben ser revisadas y cambiadas regularmente. 4 pitas son necesarias para amarrar la charola de tal forma que se deje hundir y se levante en posición horizontal, sin que el alimento se escape.

Las charolas deben ser ubicadas en sitios con condiciones favorables al camarón. No se deben colocar charolas en zonas demasiado someras o degradadas. El camarón visita poco estas zonas y por lo tanto dejará "falsos positivos" que pueden provocar ajustes inadecuados además de un desgaste de alimento. Un simple palo, o un flotador indican la presencia de cada charola.



Consideran que cada charola tiene un área de influencia-atracción de 500 m<sup>2</sup>. Por lo tanto, se requieren aproximadamente 20 charolas por hectárea y la distancia recomendada entre cada una es de 23 metros. Sin embargo, a partir de una cierta biomasa, el número de charolas por hectárea debe ser incrementado. Se considera que un operario puede atender en su totalidad la alimentación de una piscina con 2 o 3 distribuciones diarias (Viacasa, 1995). Cook y Clifford (1997) recomiendan iniciar el ciclo con 16 charolas por hectárea, incrementando progresivamente hasta 25 al final del ciclo. Jung y Co (1988) recomiendan 10 a 12 charolas por hectárea para un cultivo semi-intensivo en Filipinas, mientras que son 15 a 20 para cultivo intensivo.

El principio del ajuste es sencillo: luego de la primera alimentación del día, se va revisando cada charola y se le añade alimento cada vez que este vacía. El operario realiza la primera alimentación en la mañana, repartiendo una cantidad básica de alimento en cada charola. Sobra decir que la presencia eventual de alimento del día anterior todavía no consumido es signo de un exceso de alimento y requiere de un reajuste fuerte de la ración. Apenas termina la distribución en todas las charolas, el operario inicia su segunda vuelta, revisando cada charola, iniciando por las primeras que hayan sido alimentadas en la mañana. Si no observa restos de alimento, añade una nueva ración completa, pero si hay alimento no consumido, se requiere un ajuste según la proporción restante. Aquí se presentan muchas variaciones en el manejo. Por un lado, son necesarias, porque deben ser adaptadas a las condiciones del lugar, de la piscina, de la biomasa, de la estación, etc. Sin embargo, es en este momento que se presenta el mayor riesgo de equivocación.

Este sistema por supuesto no tiene aplicabilidad durante las primeras semanas, durante las cuales, se distribuye el alimento en las charolas, pero sin ajustar en función del consumo. Incluso, durante la primera semana, se recomienda distribuir solamente en las charolas de la periferia de la piscina y progresivamente durante

las siguientes semanas se va añadiendo en las demás charolas, basándose en el cálculo de ración de una tabla teórica.

Una vez se haya alcanzado alrededor de 2.5 gramos de peso promedio individual, y para fijar la primera ración del día, el operario se basa en una ración teórica de una tabla, dividida por el número de distribuciones por día y por el número de charolas en la piscina. A partir del inicio de su segunda vuelta, cada vez que encuentra una charola vacía, le añade la ración teórica; cuando queda una pequeña cantidad, añade la mitad de la ración teórica y cuando queda bastante alimento no le pone nada. Es importante registrar los resultados de cada charola para darse cuenta en el caso de que ciertas siempre se queden con alimento, indicando que posiblemente su sitio no está visitado por los camarones. (Cook y Clifford 1997c).

### **3.10.- La muda y el crecimiento.**

La muda o ecdisis, es un proceso del crecimiento que ocurre exclusivamente en crustáceos. Los crustáceos deben mudar su exoesqueleto para poder aumentar de talla, ya que no pueden crecer más allá de los límites impuestos por dicho exoesqueleto.

Durante esta etapa, el animal destina una gran cantidad de energía a este proceso, la cual es utilizada para la formación de un nuevo exoesqueleto, y por otra parte, los organismos no se alimentan debido a que sus estructuras trituradoras se encuentran “blandas” y es imposible utilizarlas, por lo que el organismo toma de sus reservas energéticas exclusivamente para la formación del nuevo exoesqueleto y para cubrir la demanda energética del metabolismo basal (Devaraj y Natarajan, 2006).

Este fenómeno es cíclico, alternándose fases de relativo reposo externo con otras de intensa actividad. A partir de numerosos trabajos de índole morfológica y

fisiológica, iniciados por Olmsted y Baumberger (1923) se han podido caracterizar los diferentes estadios del ciclo de muda.

El modelo aceptado actualmente sobre el control de la muda de los crustáceos, postula la siguiente interacción:

- La hormona de la muda (HM), cuya síntesis se inicia en el órgano Y, es usualmente reprimida por la hormona inhibidora de la muda (HIM) que se origina en el órgano X, localizado en los pedúnculos oculares.
  
- La actividad de la hormona inhibidora de la muda, promueve la formación de nuevos tejidos e inhibe la actividad secretora del órgano Y. Cuando el nivel de hormona inhibidora de la muda de la hemolinfa disminuye, el órgano Y libera una dosis de hormona de la muda que desencadena la preparación a una nueva ecdisis.
  
- El órgano Y secreta un ecdisteroide, precursor de la hormona de la muda, caracterizado como ecdisona, que es transformado en otros tejidos, a su forma activa, la 20/hidroxiecdisona, ecdisterona o crustecdisona.
  
- Cuando el órgano X, por cualquier motivo, reduce la síntesis y secreción de la HIM, la hormona de la muda inicia la serie de sucesos coordinados que conducen a la ecdisis.

La concentración de la hormona de la muda en la hemolinfa varía drásticamente durante el transcurso del ciclo de muda. En la postmuda, inmediatamente después de la ecdisis, su concentración es mínima; luego hay un súbito incremento, alcanzando la máxima concentración durante la premuda, para luego disminuir, en forma abrupta, poco antes de la muda. Estos cambios en la concentración de la HM han sido demostrados para varias especies de decápodos y se acepta que corresponden a un modelo general del grupo. (Chang, 1991).

Las alteraciones de la concentración de hormona de la muda podrían ser reguladas tanto por los cambios en la tasa de síntesis y/o liberación de la hormona como por la tasa de hidroxilación de ecdisona a 20/hidroxicdisona y su degradación en la hemolinfa. Han realizado importantes revisiones sobre este tema.

Como se ha mencionado, la regulación de la síntesis de la HM se efectúa por medio de una hormona inhibidora, de naturaleza peptídica, sintetizada en un órgano neurosecretor, el órgano X y almacenada en un órgano neurohemal o glándula del seno, también localizada en el pedúnculo ocular. Las primeras pruebas de la naturaleza inhibitoria de sustancias formadas en el pedúnculo ocular fueron obtenidas en 1905 por Zeleny quien, accidentalmente, comprobó que los animales sometidos a ablación peduncular mudaban más frecuentemente que los intactos. Esta respuesta ha sido lograda posteriormente con un sinnúmero de especies y actualmente la ablación peduncular se emplea como una técnica de rutina con el objeto de modificar la tasa de muda y correlativamente el crecimiento. (Skinner. 1985)

### **3.11.- Características del crecimiento.**

El crecimiento se manifiesta como el aumento en longitud, volumen o peso. En organismos sin exoesqueleto la longitud aumenta en forma continua, aunque con una tasa que disminuye con la edad, hasta que en los adultos generalmente se detiene. En los crustáceos, que poseen un tegumento inextensible, el crecimiento se transforma en un proceso aparentemente discontinuo.

El crecimiento en estos artrópodos se vincula directamente al proceso de muda, ya que durante el ciclo de vida hay una sucesión de mudas (o ecdisis) separadas por intermudas, que son más frecuentes en las primeras etapas de la vida del animal y disminuyen o están totalmente ausentes en los adultos. En cada muda el viejo exoesqueleto es eliminado y tiene lugar un súbito incremento de tamaño como resultado de la absorción de agua, que ocurre antes de que el nuevo tegumento se endurezca por incorporación de sales de calcio que se concentran en la hemolinfa,

y en algunas especies en los gastrolitos, glándulas digestivas u otros depósitos, durante el período de muda. Luego de ello, las dimensiones del animal permanecen aproximadamente constantes hasta la próxima muda. (Stevenson, 1985).

### **3.11.1.- Crecimiento.**

De acuerdo con los datos obtenidos por un grupo privado (en invernaderos) en todas las pruebas realizadas entre el 2001 y el 2002, el crecimiento semanal promedio nunca fue inferior a 1g/semanal. Sin embargo, los datos no soportan tal información, solo en dos oportunidades del crecimiento semanal fue superior a 1g. Los datos del CENAIM en los invernaderos de PESGLASA, por otro lado, muestran un crecimiento semanal no mayor de 0.8g.

Un análisis de todas las piscinas con manejo intensiva, de un grupo camaronero con aproximadamente 1,000 ha, muestra que la tasa de crecimiento promedio de las cuatro últimas semanas previas a la cosecha (ciclo de 41 a 90 días) aumenta desde mediados de febrero alcanzando su máximo (> 1g/sem) en abril.

Esto nos induce a pensar que bajo condiciones de alta temperaturas las tasas de crecimiento de los últimos 30 días (70-100 días en nuestro caso) pueden ser superiores a 1g/semana. Considerando que la literatura científica reporta crecimiento de hasta 2g/semanal, basaremos esta discusión en la premisa de que el camarón alcanzaría 12g en 14 semanas de cultivo. (Calderón, 2002).

### **3.11.2.- Ritmo de crecimiento.**

Uno de los parámetros más importantes en el estudio de la dinámica de las poblaciones de animales sometidos a explotación, es el crecimiento. En el caso particular de los crustáceos el crecimiento se observa como un proceso discontinuo que ocurre por saltos, debido a que el exoesqueleto o caparazón rígido que lo recubre no permite que el aumento en largo o peso se manifieste en forma continúa.

El crecimiento de los crustáceos se advierte, entonces, como un incremento de talla, peso y forma casi instantáneos y ocurre cuando se produce la muda, exuviación o ecdisis, que implica el abandono y degradación del viejo exoesqueleto y síntesis de nuevos tejidos. Todo el mecanismo de muda está regido por un complejo sistema endocrino y la ecdisis no puede considerarse como un evento aislado, sino como una etapa más de un ciclo continuo de actividad metabólica, regulado por procesos hormonales.

Una de las particularidades de la presencia de un exoesqueleto rígido en los crustáceos es, entre otras, la restricción del crecimiento a períodos bien definidos. Naturalmente, esta característica implica la eliminación del antiguo exoesqueleto y la formación de un tegumento nuevo y generalmente de mayor tamaño, siendo el conjunto de estos sucesos conocido como ciclo de muda. Este fenómeno es cíclico, alternándose fases de relativo reposo externo con otras de intensa actividad. (nicovita, 1998).

### **3.11.3.- Tasa de crecimiento de los camarones.**

Todos los años se presenta disminución de la tasa de crecimiento bien marcada debido a la temporada estacional, con excepción del año '97 (por efecto del Fenómeno del Niño). La tasa de crecimiento se reduce al enfriarse la temperatura del agua, especialmente en los meses de invierno (21 de Junio al 22 de Septiembre); y es característico que se presenten condiciones bajas de oxígeno proveniente de la estratificación térmica en las partes profundas de los estanques. Por otro lado, la disminución de la radiación (menos luz/horas/día) afecta el proceso de fotosíntesis, ocasionando disminución de la disponibilidad de oxígeno.

La tasa de crecimiento es una poderosa herramienta que sirve como indicador del estado de la población de camarón dentro de un estanque. La tasa de crecimiento se debe estimar semanalmente a partir de los muestreos de crecimiento (peso y/o longitud), tanto para camarones juveniles como camarones en la etapa de engorde, hasta la cosecha.

La precisión de la medida del peso promedio puede ser afectada por el tamaño de la muestra, es decir, si se toma una muestra pequeña de aproximadamente 30 camarones, indudablemente que la precisión va a ser pobre. Esta precisión puede ser mejorada si se miden los pesos individuales y se obtiene el peso promedio, desviación estándar en muestras de 100 a 200 camarones. Aunque este procedimiento es laborioso, tiene mucha validez para descartar problemas en la población de camarones dentro del estanque.

La tasa de crecimiento de los camarones es influenciada por factores ambientales, genéticos, biológicos y nutricionales. La temperatura del agua, es el principal factor que afecta las tasas de crecimiento estacional; y por lo tanto, afectara las ganancias semanales en peso durante los meses calurosos y fríos del año.

En *Litopenaeus vannamei* se consideran que tasas de crecimiento de 1.5-2.0 gr./semana, son bastante excepcionales; pero no difíciles de alcanzar. Esta tasa se logra en los primeros 30 a 60 días después de haber transferido los juveniles desde el estanque de precria hacia el de engorde. Luego de ese período, se logran tasas de crecimiento de 1.0 a 1.2 gr./semana (que son bastante buenos) hasta llegar a la talla de cosecha. Cuando se tienen valores de 0.5 gr./semana como está sucediendo actualmente, se considera que la tasa de crecimiento es pobre o mala.

Es muy común que ocurra retardo del crecimiento al llegar a pesos de 8-12 gramos; estos pueden ser atribuidos al manejo de los estanques (falta de recambios de agua, toxicidad de desechos orgánicos acumulados, disminución de la productividad natural del bentos sobre el fondo del estanque, etc.); e indudablemente también como ahora, a la temporada de frío, en la cual se observa que el retraso de la tasa de crecimiento es mayor.

El registro de temperatura del agua de abastecimiento, así como de los estanques tanto en la mañana como la tarde; permitirá en cualquier momento desarrollar

perfiles de temperatura, que permitirán diferenciar las variaciones diurnas y estacionales.

A la vez descartar si este parámetro está afectando la tasa de crecimiento, durante el período de cultivo. ( Nicovita, 1998.)

### **3.12.- Muestreos de población.**

En el proceso de cultivo de camarón es indispensable conocer la biomasa existente en el estanque para poder realizar los cálculos de alimento a suministrarse para el crecimiento normal; y a la vez, obtener datos de producción necesarios para los planes de comercialización futura del producto y planificación de los flujos de caja.

#### **3.12.1.- Formas de evaluación y factores que influyen en los muestreos poblacionales.**

Existen dos maneras de evaluar las poblaciones de camarones: la primera, mediante el uso de atarraya; y la segunda, a través del consumo de alimento en comederos. Ambos tipos de muestreos permiten tener un margen de confiabilidad de entre el 90-95%. Los factores que influyen en los resultados son: periodo de muda (fase lunar, siendo favorable 3-4 días después de luna nueva o llena), nivel del fondo del estanque, tamaño de malla y peso de la atarraya, experiencia del atarrayero, altura de la columna de agua; además, número de comederos por hectárea, control continuo del alimento en los comederos (> 2 dosis/día), observación del estado fisiológico del camarón (anorexia, presencia de enfermos), etc.. (Nicovita, 1998.).

#### **3.12.2.- ¿Como determinar la población de camarones en el estanque mediante atarraya?**

Realizar quincenalmente los muestreos poblacionales, para lo cual se ejecutan como mínimo 6 lances de atarraya por hectárea sobre la superficie total del estanque; contar y anotar el número de camarones capturados, representando la ubicación de los lances, en una hoja de registro para tal fin. Los muestreos se deben realizar desde que los camarones alcanzan los dos primeros gramos de



peso promedio, con atarraya de abertura de malla de  $\frac{1}{4}$  de pulgada, y mantener su uso hasta los primeros 90-120 días del cultivo, la cual permitirá capturar camarones de tallas pequeñas, que constituyen los ingresantes en la fase intermedia o final del cultivo. Hay que tener en cuenta que los camarones grandes, tienden a ubicarse en ciertas zonas profundas del estanque y que para obtener más certeza, hay que realizar mayor número de lances. El peso recomendado de la atarraya no debe ser menor a 6 kilogramos, para que baje rápidamente hacia el fondo (cortando la tensión superficial ocasionada por la atarraya extendida) y no permita escapes. La comparación de los resultados del último muestreo con los resultados de cosecha, permitirán obtener el porcentaje o coeficiente de escape. (Nicovita, 1998.).

### **3.12.3.- Calibración de la atarraya de muestreo.**

La profundidad del estanque, fondo del estanque y técnica empleada en el lance, influyen en el comportamiento y resultados de la evaluación con este arte. Por tal razón, se tiene que calibrar la atarraya con la persona encargada de los lances en cada estanque. La calibración se inicia haciendo 8 a 10 lances en diferentes lugares del estanque (a lo largo de uno ó dos recorridos); luego, esperar que caiga la atarraya al fondo y señalar con 8 estacas colocadas en forma equidistante, los bordes límites del círculo que forma la atarraya. Seguidamente, medir la distancia (D1) en metros entre las estacas 1 y 5, continuar midiendo la D2 entre las estacas 2 y 6, D3 entre las estacas 3 y 7 y finalmente, la D4 entre las estacas 4 y 8. En cada lance, se calcula la distancia promedio  $D_i = (D1 + D2 + D3 + D4)/4$ . Al final, de todos los lances ejecutados se obtiene una distancia **D** promedio:

$$D = (\sum D_i)/X \text{ (mt.)}.$$

Donde, **D<sub>i</sub>** es la distancia calculada para cada lance *i*; **X**, es el número total de lances realizados (8-10).

Asumiendo que el área o superficie de la atarraya es similar a la de un círculo, la distancia **D** es el diámetro del círculo. Por lo tanto, el área o superficie (**Aa**) de la atarraya se calcula de la manera siguiente:

$$Aa = \pi \cdot r^2.$$

Donde **r** es el radio del círculo (**D/2**).

### 3.12.4.- Cálculo de la densidad de camarones.

Se realiza el cálculo de camarones capturados por cada lance de atarraya ( $N_c$ )

$$N_c = N/L$$

Donde "**N**" es el número total de camarones capturados y "**L**", el número de lances realizados. Luego, se determina la densidad **Dc** mediante la siguiente fórmula:

$$D_c \text{ (camarones/m}^2\text{)} = N_c/A_a$$

Donde **Nc** es el número promedio de camarones por lance de atarraya y **Aa**, el área promedio de la atarraya ( $m^2$ ). (Nicovita, 1998.).

### 3.14.- Rendimientos de producción.

A la fecha se han realizado 27 cultivos de camarón bajo invernaderos combinando entre cultivo de precría, engorde en invernadero con transferencia y engorde directa sin transferencia. Se resumen las condiciones de cultivo y resultados obtenidos para los varios sistemas de producción: precría invernadero, precría invernadero-engorde estanque abierto, precría invernadero-engorde invernadero y ciclo completo en invernadero.

Los rendimientos del cultivo en invernadero registrados durante la fase de precría presentan una dependencia directa con la densidad de siembra. El mayor rendimiento registrado durante la fase de precría fue de 5,255kg/ha con una densidad de siembra de 275 camarones por metro cuadrado y un peso final de 3.3g en 75 días. La supervivencia registrada a la transferencia por el contrario no presenta relación con la densidad de siembra.

Los rendimientos en la fase engorde bajo invernadero también muestran una dependencia directa con la densidad de siembra.

El próximo rendimiento obtenido fue de 5,149kg/ha. Los rendimientos en estanques abiertos luego de permanecer bajo invernadero en una fase de de recría por 45 a 50 días y pesos a transferencia entre 2.5 a 3.5g, resultaron ser buenos en el cultivo realizado entre marzo y finales de abril del 2002, y significativamente menores en el cultivo realizado entre septiembre a diciembre del 2002. Para el primer caso el rendimiento promedio fue de 1,450kg/ha, mientras que en el segundo cultivo el

rendimiento productivo promedio fue de 282kg/ha lo que muestra que a mayor densidad de siembra mayor el rendimiento productivo. (Calderón. J. 2001).

## **IV.- Materiales y métodos.**

### **4.1.- Localización del experimento.**

El trabajo experimental fue realizado en la Comunidad de Poneloya- Las Peñitas localizado a 20 km de la ciudad de León, el estudio fue desarrollado en una de las instalaciones de la UNAN-León llamado LIMA (Laboratorio de Investigación Marina Acuática). Las coordenadas UTM de esta instalación son 496455.8m E y 1367340.7m N.

### **4.2.- Descripción del experimental.**

Las pilas experimentales son de concreto que tienen un área de 10 metros cuadrado cada una, las pilas contienen una tubería de aire y de agua que son compartidas. Estas dos tuberías son de mucha importancia ya que ambas tuberías proporcionaban los elementos principales que era el oxígeno y el agua para que pudiéramos operar adecuadamente con un buen manejo de las pilas sembrado con camarones y para proporcionar una condición óptima para al organismo. La tubería de aire atravieza por en medio de las dos pilas para abastecer a las pilas con oxígeno, la tubería madre de aire que pasa en medio de las pilas fue perforado para luego introducir el tubo de aireación para las dos pilas y en el otro extremo del tubo que va sumergido en el agua se instalo una piedra difusora y trozo de plomo para que esta quede sumergido en el agua de la pila, la piedra difusora sirve para regular la cantidad de aire para lograr una oxigenación eficiente en la columna de agua. Cada una de las pilas están sembrados con postlarvas en diferentes densidades, la primera pila está establecido una densidad de 100 pls/m<sup>2</sup> con una cantidad total de postlarvas de 1000 y en la otra es de 150 pls/m<sup>2</sup> con una cantidad total de 1500 postlarvas.

### **4.3.- Aclimatación de postlarvas.**

Los organismos fueron proporcionados por la empresa FARALLON en un estadio de pl12 y pl16 junto con alimento para postlarvas (ARTEMIA), estas fueron llevadas a las instalaciones del LIMA donde se realizo el experimento. Donde fueron recepcionadas para ser alimentado y así evitar mortalidades, después de alimentar

las postlarvas entramos al proceso de aclimatación, la aclimatación fue realizado mediante recambios de agua de nuestro reservorio fueron aclimatado las postlarvas para luego ser sembradas en las 2 pilas que fueron elegidas para realizar el experimento, la cual tiene una área de 10 m<sup>2</sup> y una de ellas fue sembrado a una densidades de 100 pls/m<sup>2</sup> y la otra de 150 pls/m<sup>2</sup>.

Para elaborar las dietas y proporcionar una buena alimentación a las postlarvas se tomó en cuenta la utilidad de una tabla de alimentación la cual fue un instrumento de gran ayuda durante el desarrollo del estudio. Esto nos permitió llevar un control y un manejo apropiado, elaborada en el programa Excel para llevar un control de crecimientos, dietas, F.C.A, biomasa, etc. El tipo de alimento utilizado en nuestro estudio se llamaba AQUAFEED con 35% de proteína.

#### **4.4.- Factores físicos-químicos.**

Los factores físicos-químicos se tomaron con diferentes instrumentos para poder determinar la calidad del agua y para optimizar el grado de tolerancia de la especie cultivada, al comenzar la investigación la toma de los factores físicos-químicos se realizó en las dos pilas que teníamos sembrado las postlarvas con el objetivo de determinar los rangos óptimo de la temperatura y el oxígeno disuelto en el agua.

##### **4.4.1.- Oxígeno disuelto. (OD)**

Para la medición del OD se utilizó un oxigenómetro (YSI-85). Fue calibrado primeramente con agua dulce el electrodo del oxigenómetro, luego se introduce el electrodo hasta unos 20 centímetros (dependiendo la profundidad del estanque) debajo de la superficie del agua, La pantalla no debe estar en movimiento o en agitación y se realiza el registro del O.D. Los valores fueron anotados en una libreta que lleva los registros de la medición del oxígeno disuelto. El oxígeno se midió tres veces al día la primera fue a las 6:00am, 2:00pm y a las 10:00pm al igual que los otros factores físico-químico con la excepción de la salinidad.

##### **4.4.2.- Temperatura.**

La temperatura fue medida con el oxigenómetro (YSI-85) después de tomar el oxígeno disuelto (OD). Se introduce el sensor térmico o el electrodo del oxigenómetro hasta unos 20 centímetros (dependiendo la profundidad del

estanque) debajo de la superficie del agua para determinar la temperatura. Los valores obtenidos fueron anotados en una libreta de registro que será de utilidad en la comparación de los otros datos que fueron obtenidos durante la investigación, la temperatura se midió tres veces al día la primera será a las 6:00am, 2:00pm y a las 10:00pm al igual que el oxígeno.

#### **4.4.3.- Salinidad.**

Para medir la salinidad fue utilizado un refractómetro marca REFRATEC, fue calibrado primeramente con agua potable para ponerlo en cero y luego se sacó una gota de agua del estanque o pila y fue colocada en el prisma del salinómetro para registrar la cantidad de salinidad que contiene el agua. La medición de este factor fue una vez al día tomada a las 11:30 am.

#### **4.5.- Estudio de crecimiento.**

Para poder realizar este estudio obtuvimos las muestras, capturamos un total de 20 organismos (camarones) de varios lugares de la pila (al azar) con un “chayo”. Los organismos capturados fueron colocados en un recipiente de 20 litros de capacidad para luego trasladarlos al lugar donde fueron pesados por medio de una balanza gramera con capacidad de 200 gramo de marca ohaus. Los individuos fueron pesados juntos (los 20 camarones capturados) en una bolsa de plástico con una capacidad de una libra antes de pesar los camarones fueron secados con una toalla para quitar la humedad o el agua para que estén seco, el valor de la pantalla es la cantidad total como el valor del peso del camarón con la bolsa. Luego fueron depositados en el recipiente con agua y aireación. A continuación pesamos la bolsa vacía. El valor que peso la bolsa lo restamos con la cantidad total obtenido del primer peso del camarón y luego la cantidad obtenida la dividimos entre el total de organismos (camarones) pesado, esta operación se hizo con el fin de saber el peso promedio que tienen cada cinco días.

#### **4.6.- Ritmo de crecimiento.**

Para registrar el incremento en peso de los camarones se pesaron cada cinco días por medio de una balanza gramera marca ohaus con capacidad de 200 gramos.

El ritmo de crecimiento fue obtenido de la siguiente manera:

El peso promedio de los camarones obtenidos de la semana actual fue restado con peso promedio de los camarones de la semana anterior. El peso promedio se calcula de forma convencional.

Ritmo de crecimiento = R.C.

R.C. = (Peso promedio semana actual) - (Peso promedio semana anterior).

#### **4.7.- Tasa de crecimiento = T.C.**

Los muestreos de crecimiento nos permitieron conocer el comportamiento de los camarones, en cuanto a su desarrollo, condiciones de muda y su respuesta a la relación alimenticia. Estos muestreos fueron realizados en forma periódica, se recomienda hacerlo semanalmente, se utilizó una red de malla de ojo de 4/16 o ¼ milímetro todo dependerá de la edad y talla del camarón esta actividad fue realizada en la edad de postlarvas (pls) o pequeño juvenil hasta alcanzar 1.5 gramos, después se utiliza atarrayas para el muestreo.

$$\text{T.C} = (\% \text{ día}) = \frac{(\text{Log de peso final} - \text{Log peso inicial}) \times 100}{\text{Tiempo}}$$

#### **4.8.- Sobrevivencia.**

Para determinar la sobrevivencia primeramente calculamos el tamaño de la población. El cual realizado mediante un conteo directo de todos los camarones que hay en cada pila al finalizar el estudio, para nuestro experimento la sobrevivencia se calculara al concluir nuestro experimento.

$$S = \frac{N_t}{N_o} \times 100$$

S= Sobrevivencia

N<sub>t</sub>= Número total de organismos

N<sub>o</sub>= Número inicial de organismo

#### **4.9.- Factor de Conversión Alimenticia**

Este factor fue calculado tomando en cuenta el total de alimento en las 4 semanas de experimento y se dividió entre el total de la biomasa obtenida en cada dispositivo.

**F.C.A.**= (Total de alimentos suministrados) / (Biomasa final).

La información y los datos fueron procesados a través de los programas de computadora Excel del paquete Microsoft office, para la creación de tablas, gráficos y para la digitalización de la información recaudada de diferentes páginas de internet u otros documentos.



## V.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

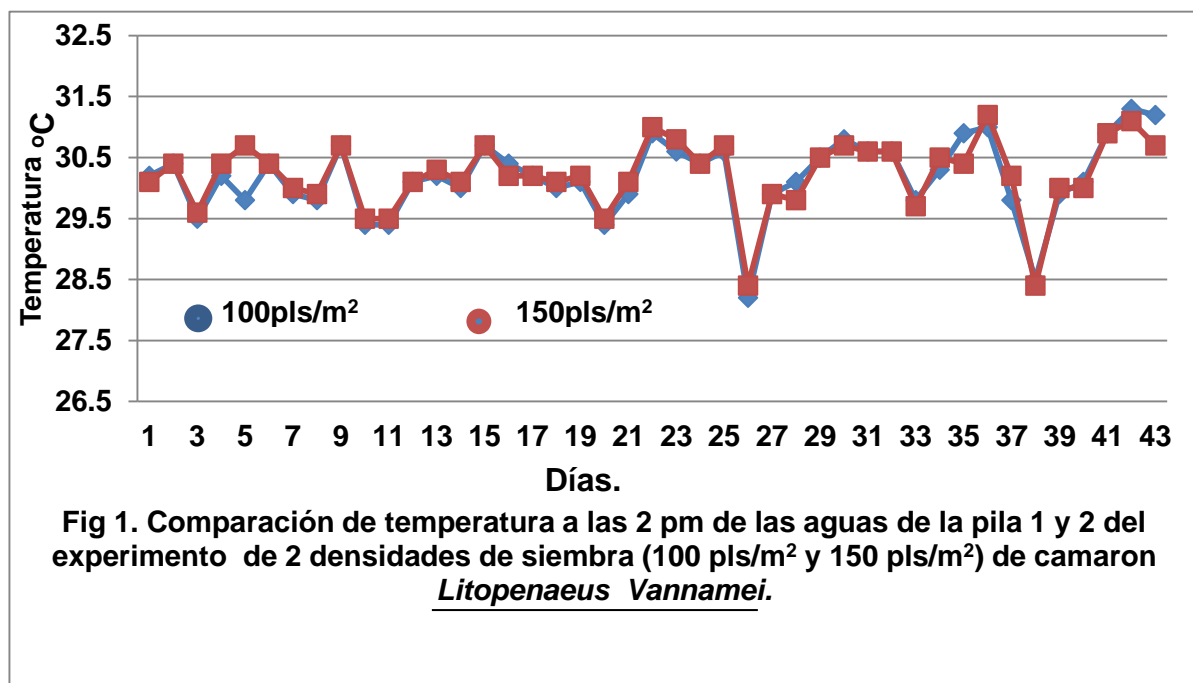
### 5.1.- Factor físico-químico.

Durante todo el trabajo de experimento los factores físicos químicos se comportaron de las siguientes maneras.

### 5.2.- Temperatura.

Con respecto al factor temperatura promedio por la tarde en la condición experimental “densidad de 100 pls/m<sup>2</sup>” el valor más alto fue de 31.3 °C el día 42 y el más bajo fue de 28.2 el día 26 del estudio, en la condición experimental” densidad de 150pls/m<sup>2</sup>” el valor más alto fue de 31.2 el día 36 y el más bajo fue de 28.4 en los días 26 y 38.

Según Martínez y Zapata, (1997) la temperatura óptima del agua para el crecimiento rápido del camarón no deben ser inferiores a 26 grados centígrados ni mayor a los 33 grado centígrado ya que a más de esta temperatura las proteínas se desnaturalizan y hay un freno metabólico que impide el crecimiento de los camarones. De manera que en nuestro experimento la temperatura que se registraron durante el estudio estuvieron dentro de los intervalos óptimos para el crecimiento del camarón, por lo cual se puede decir que este factor no influyó de manera negativa en el crecimiento del camarón

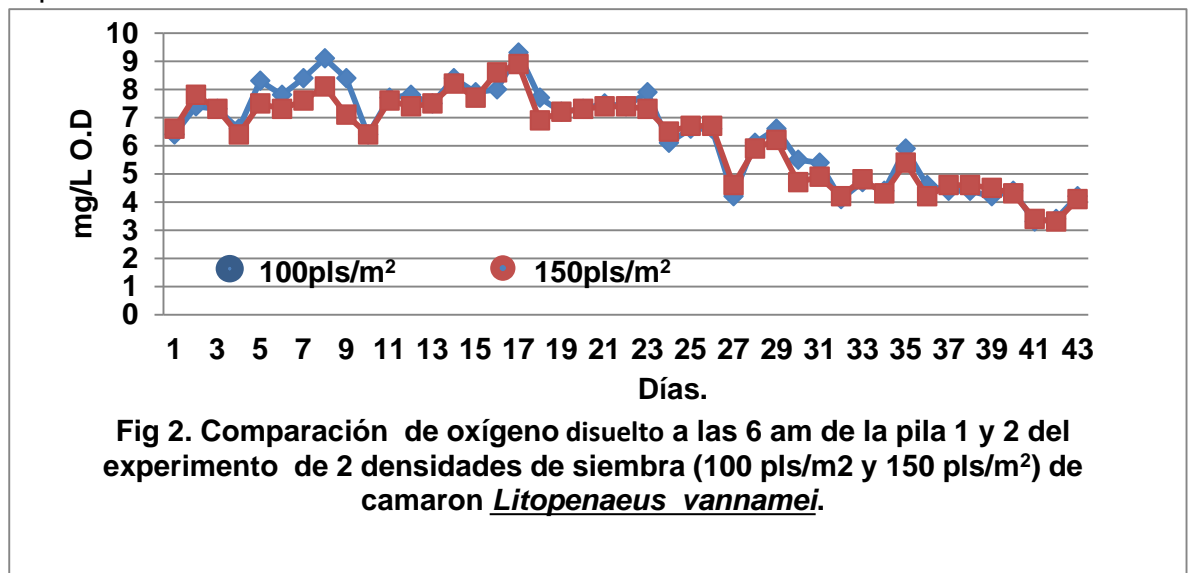


### 5.3.- Oxígeno disuelto.

Al revisar los valores promedio del oxígeno disuelto por la mañana para las dos densidades de siembra, la tendencia que se observa en la gráfica es que a medida que avanza el tiempo y se incrementa el peso de los animales, también disminuye la cantidad de Oxígeno Disuelto en el agua. Así mismo se observó que el valor más alto para la densidad de 100 pls/m<sup>2</sup> fue de 9.3 mg OD/lit en el día 17 y la más baja fue de 3.3 mg OD/lit en el día 41 del estudio y el valor más alto para la densidad de 150pls/m<sup>2</sup> fue de 8.9 mg OD/lit en el día 17 y el más bajo fue de 3.7 mg OD/lit en el día 33 del estudio.

Cabe mencionar que este sistema era con aireadores mecánicos que suministraba oxígeno a las pilas donde teníamos los camarones.

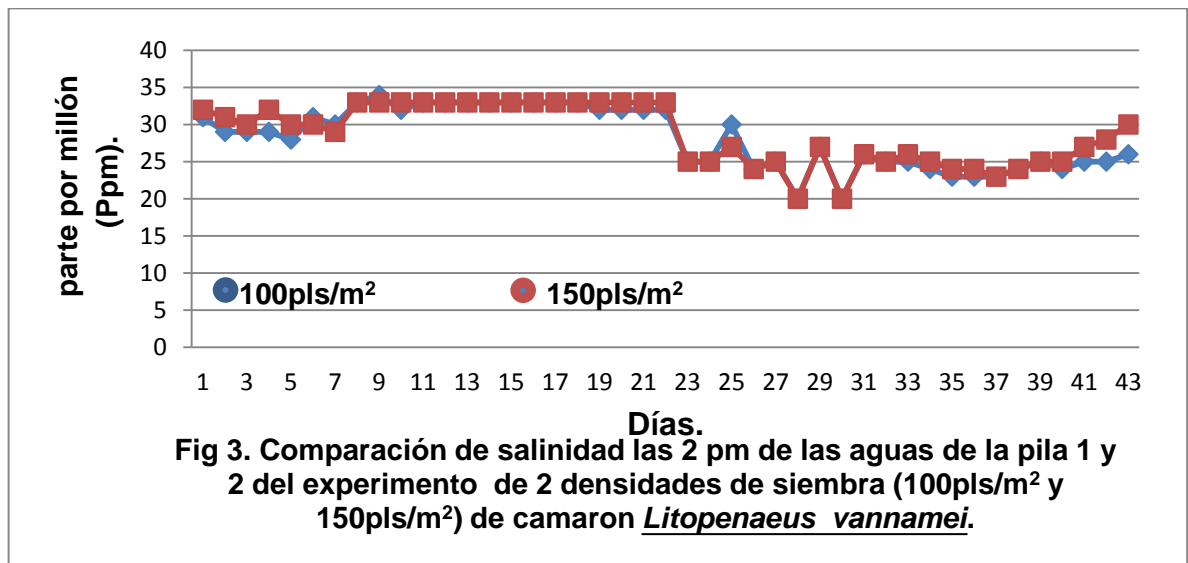
Según Martínez, (1996), estudios realizados sobre el efecto de la concentraciones de Oxígeno Disuelto sobre el crecimiento del camarón, se ha reportado que valores menores de 3mg/lit de Oxígeno Disuelto existe un freno metabólico en el camarón y por tanto su crecimiento disminuye hasta llegar a la mortalidad a los 1.3 mg/lit de Oxígeno Disuelto por una hora de exposición, en nuestro experimento el Oxígeno Disuelto que se registró durante el estudio estuvieron dentro de los intervalos óptimos para la crianza de camarones ya que los valores de Oxígeno Disuelto no bajaron de 3 mg/lit por la cual puede decir que este factor no fue motivo grave que impidiera el crecimiento del camarón.



#### 5.4.- Salinidad.

Con respecto a la salinidad promedio el valor más alto que tuvo en la densidad de 100 pls/m<sup>2</sup> fue de 33 o/ooS en los días del 8 al 22 y los valores mínimo que encontramos fue de 20 en los días del 28 y 30 y en la densidad de 150 pls/m<sup>2</sup> tuvo un valor máximo de 33 o/ooS en los días del 8 al 22 y los valores mínimos que encontramos fue de 20 ppm en los días 28 y 30.

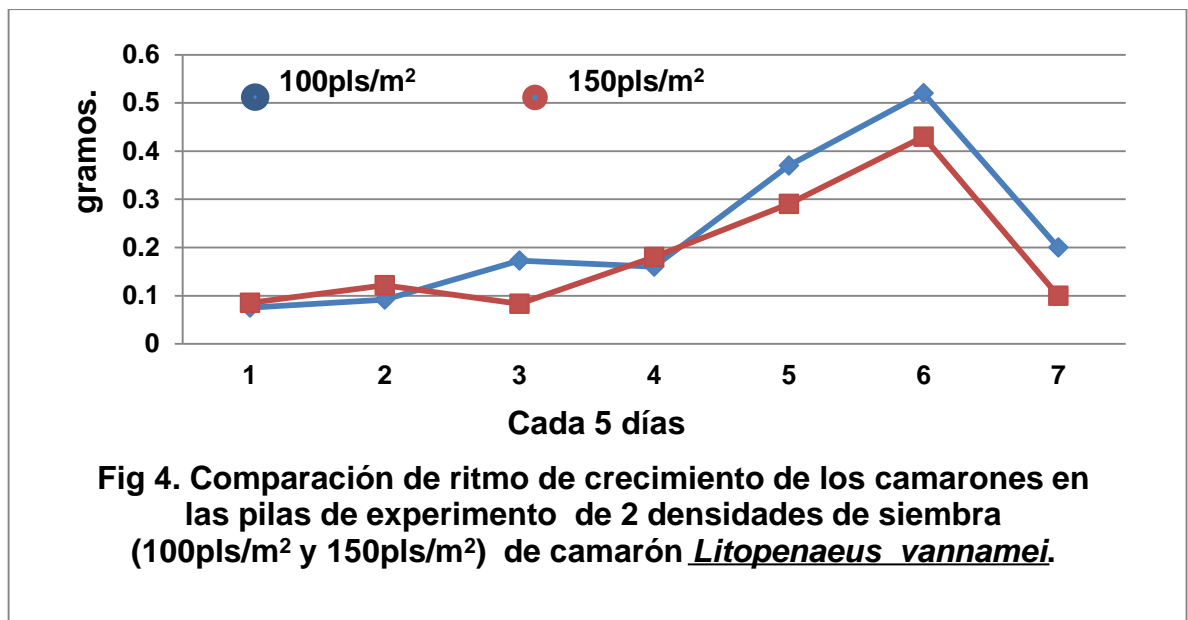
Según la FAO (1988), dice que los rangos de tolerancia de la salinidad para los camarones *Litopenaeus vannamei* toleran un amplio rango de salinidad, desde 0.5-45<sup>o</sup>/ooS, se mantiene estable entre 7-34 o/ooS. Según los valores obtenidos del resultado del experimento que fue realizado no exceden de los niveles óptimos para el desarrollo del camarón lo que indica que la salinidad no influyó en el crecimiento del organismo.



### 5.5.- Ritmo de crecimiento.

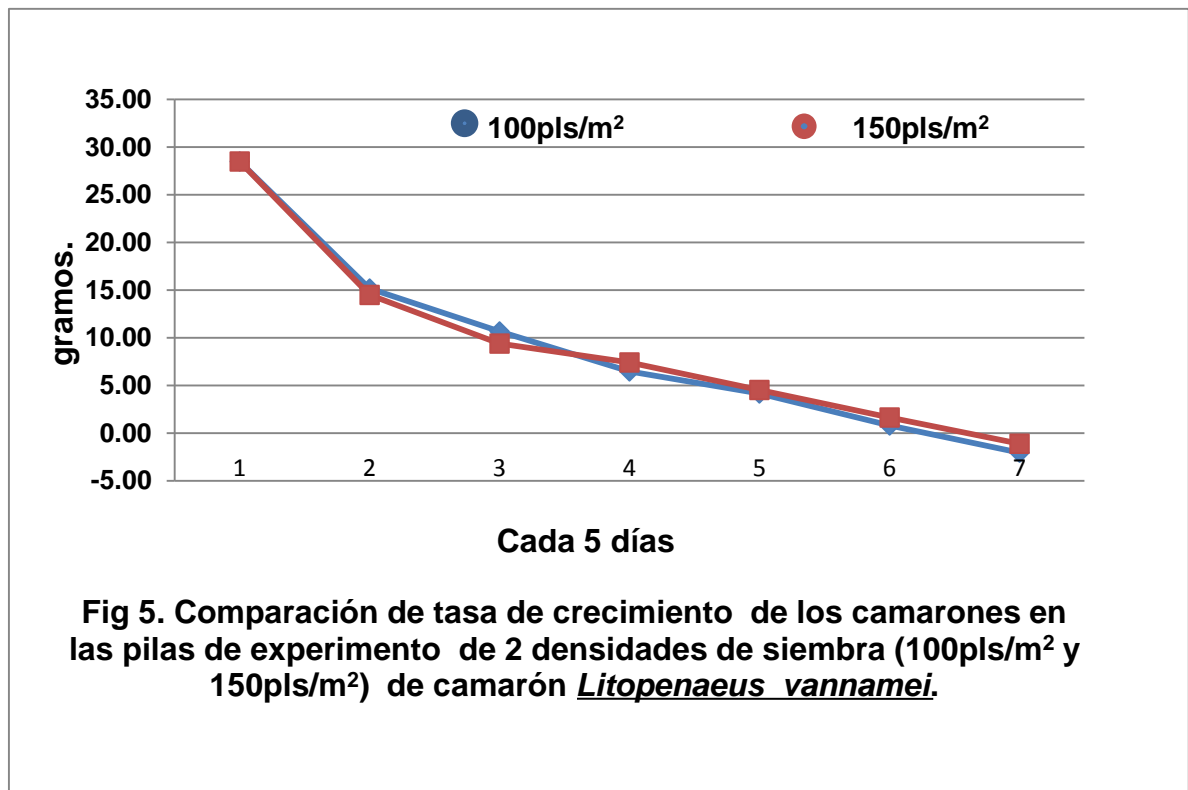
El valor más alto de ritmo de crecimiento en la densidad de 100pls/m<sup>2</sup> fue de 0.5 gramos/semanal que corresponde entre la semana 3, 4, 5, 6 y 7 que corresponde a los valores de 0.1, 0.1, 0.2, 0.3 y 0.5 gramos/cada cinco días presente en la gráfica No. 4. El valor más bajo fue de 0.07 gramos/cada cinco días entre la semana 1, 2 y con los valores de 0.07 y 0.09 gramos/cada cinco días y en la densidad de 150pls/m<sup>2</sup> el valor más alto fue de 0.4 gramos entre la semana 2, 3, 4, 5 y 6 con valores de 0.1, 0.1, 0.1, 0.2 y 0.4 gramos y el mínimo fue de 0.08 entre las semanas 1 y 3 con valores de 0.08 gramos en ambas semanas.

Según Calderón 2002 que hizo un estudio sobre el crecimiento semanal de los camarones, los datos del CENAIM en los invernaderos de PESGLASA mostraron un crecimiento semanal no mayor de 0.8g, lo que indica que en nuestro experimento, al inicio de su crecimiento los camarones crecen pocos miligramos, a como pueden ver en la gráfica. Puede verse el efecto de la densidad, a mayor densidad de siembra menor velocidad de crecimiento, esto posiblemente es debido a la limitación de espacio que tiene los organismos sembrados.



### 5.6.- Tasa de crecimiento.

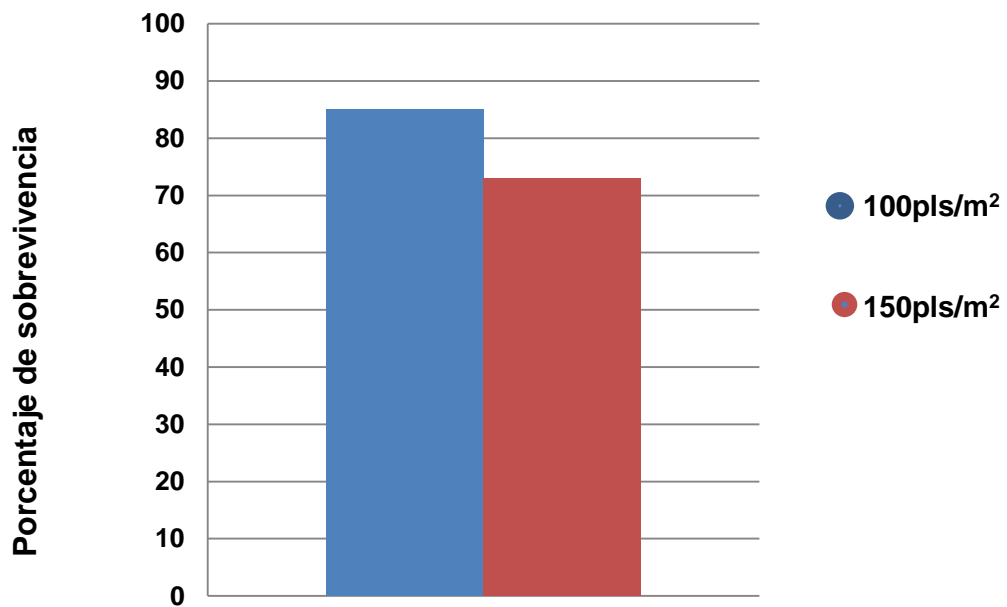
Según Boletín Nicovita camarón de mar volumen 3 edición 08 agosto 1998 se logran tasas de crecimiento de 1.0 a 1.2 gr/semana (que son bastante buenos) hasta llegar a la talla de cosecha. Cuando se tienen valores de 0.5 gr/semana como está sucediendo actualmente, se considera que la tasa de crecimiento es pobre o mala. Como se puede observar los incrementos de peso (cada 5 días) fueron un poco mejores en la pila 1 con una densidad de 100 pls/m<sup>2</sup>, en el primer muestreo de peso el camarón se encontró con un peso promedio de 0.085 hasta llegar a un peso de 1.6 gr. Con respecto a la pila 2 con una densidad de 150 pls/m<sup>2</sup> en el primer muestro de peso el camarón se encontró con un peso promedio de 0.095 hasta llegar a 1.4 gr. Se observar que hubo una diferencia de peso intrascendente de 0.2 gr con respecto a la densidad de 100 pls/m<sup>2</sup>



### 5.7.- Sobrevivencia.

La densidad de 100 pls/m<sup>2</sup> presentó como promedio 85 % de sobrevivencia al final del estudio y la densidad de 150 pls/m<sup>2</sup> obtuvo un promedio de 73% de sobrevivencia.

Según Boyd, la tasa de sobrevivencia de 55–91 por ciento es aceptable en un sistema hiperintensivo. La sobrevivencia de los camarones está determinada por un sin número de factores que se encuentran correlacionados entre sí (factores físicos, químicos, tipo de manejo durante el cultivo, alimentación adecuada, entre otras) por lo tanto los resultados de la sobrevivencia en las dos pilas de estudio se encuentran paralelos a la bibliografía con un 85% de sobrevivencia en la pila 1 y un 73% de sobrevivencia en la pila 2, en teoría el porcentaje de sobrevivencia es mayor a menor densidad de siembra.

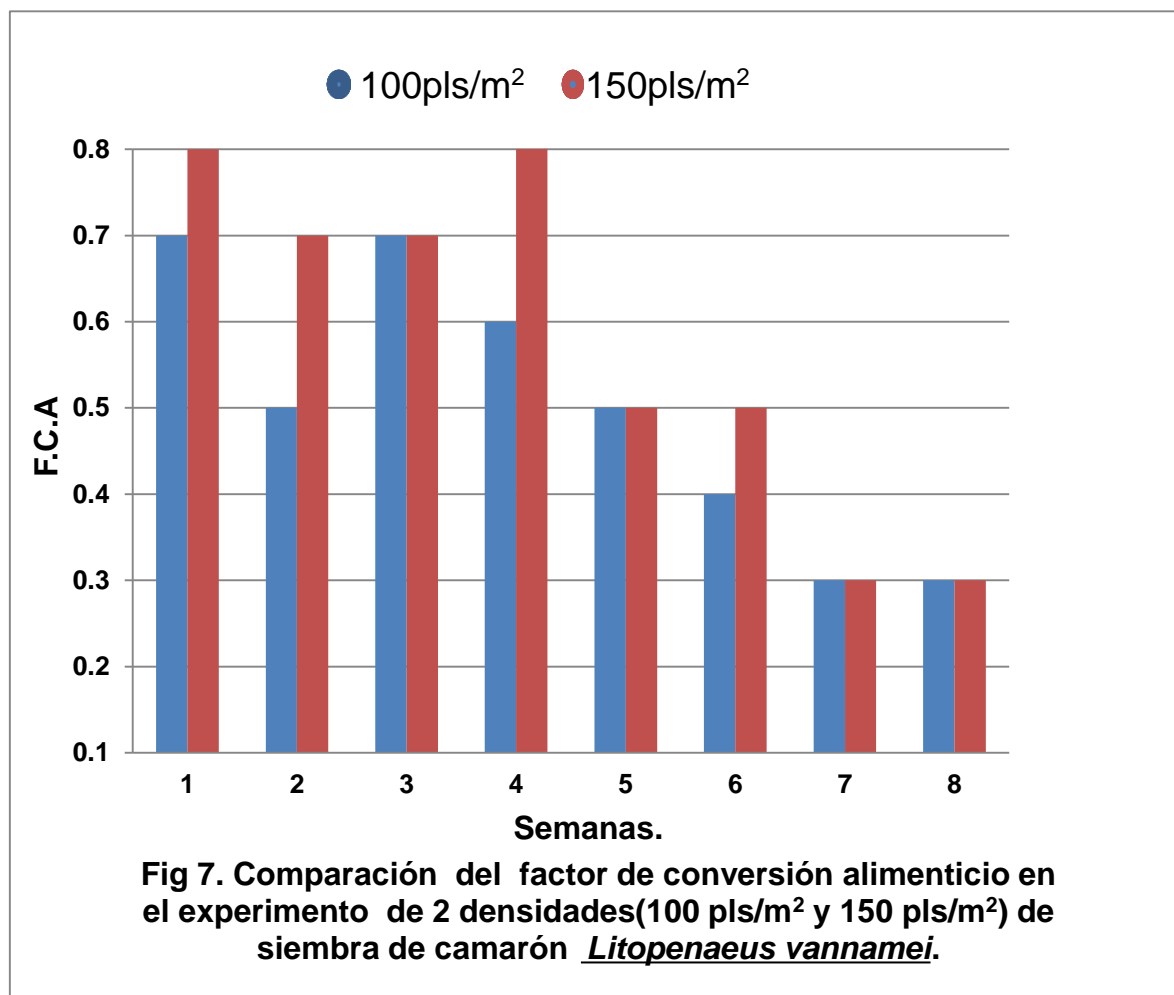


**Fig 6. Comparación de sobrevivencias de las dos densidades de siembra (100pls /m<sup>2</sup> y 150pls/m<sup>2</sup>).**

## 5.8.- FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA.

La densidad de 100 y 150 pls/m<sup>2</sup> presentaron un promedio de factor de conversión alimenticio de 2.1.

Según Boyd, el factor de conversión alimenticia es de 1,5–2,6:1 en un sistema hiperintensivo. De esta manera en los resultados de nuestro estudio se observa que ambas densidades obtuvieron un F. C. A de 0.3 al finalizar el experimento esto nos muestra que el factor de conversión alimenticia es un indicador de la asimilación del alimento por parte de los camarones.



## VI.- Conclusión.

Los resultados de los factores físico-químico, en la pila 1 alcanzaron 31.3 grados centígrados y en la pila 2 alcanzaron 31.2 grados en comparación del oxígeno en las dos pilas, los valores máximo en la pila 1 es 9.3 mg/lit y en la pila 2 fue de 8.9 mg/lit. Los valores mínimos observado en ambas pilas fue de 3.3 mg/lit, lo que indica que los valores obtenido durante el experimento no excedieron ni bajaron con los intervalo establecido para la crianza de los camarones.

Durante el estudio se presentó un ritmo de crecimiento de hasta 0.52 gr en los organismos en la cuarta semana la cual tuvo un peso final de 1.6 gr, esto para la pila 1 (100 pls/m<sup>2</sup>). Mientras que en la pila 2 (150 pls/m<sup>2</sup>) se presentó un ritmo de crecimiento de 0.43 gr en la cuarta semana para un peso final de 1.4gr. Esto nos muestra que no hubo mucha diferencia entre ambas densidades.

Como resultado del F. C. A se observa como la tendencia tiende a disminuir de 08 a 0.3 y como el alimento fue transformado en peso de camarón.

Con una sobrevivencia de 86% en la pila 1 y una sobrevivencia de 73% en la pila 2 los resultados tuvieron diferencias significativas, por lo que concluimos que la mejor densidad de siembra fue de 100 pls/m<sup>2</sup>.



## **VII.- Recomendaciones.**

1. Mejorar las preparaciones de las pilas.
2. Garantizar energía eléctrica debido a las altas densidades que exige el cultivo.
3. En estudios posteriores utilizar de una manera controlada y bien manejada métodos de limpieza para evitar contaminaciones en el paso de una pila a otra.
4. Es necesario tener en cuenta las observaciones presentadas en la evaluación, con el objetivo de implementar buenas practicas en la acuicultura.
5. En razón de la importancia que tiene la realización de estudios acuícolas se deben crear fondos para apoyar los experimentos.
6. En estudios posteriores utilizar de una manera controlada y bien manejada métodos de limpieza para evitar contaminaciones en el paso de una pila a otra.
7. Utilizar técnicas de alimentación así como charolas para un mejor manejo con respecto a la alimentación y así evitar desperdicios en la pila.

## VIII.- Bibliografía.

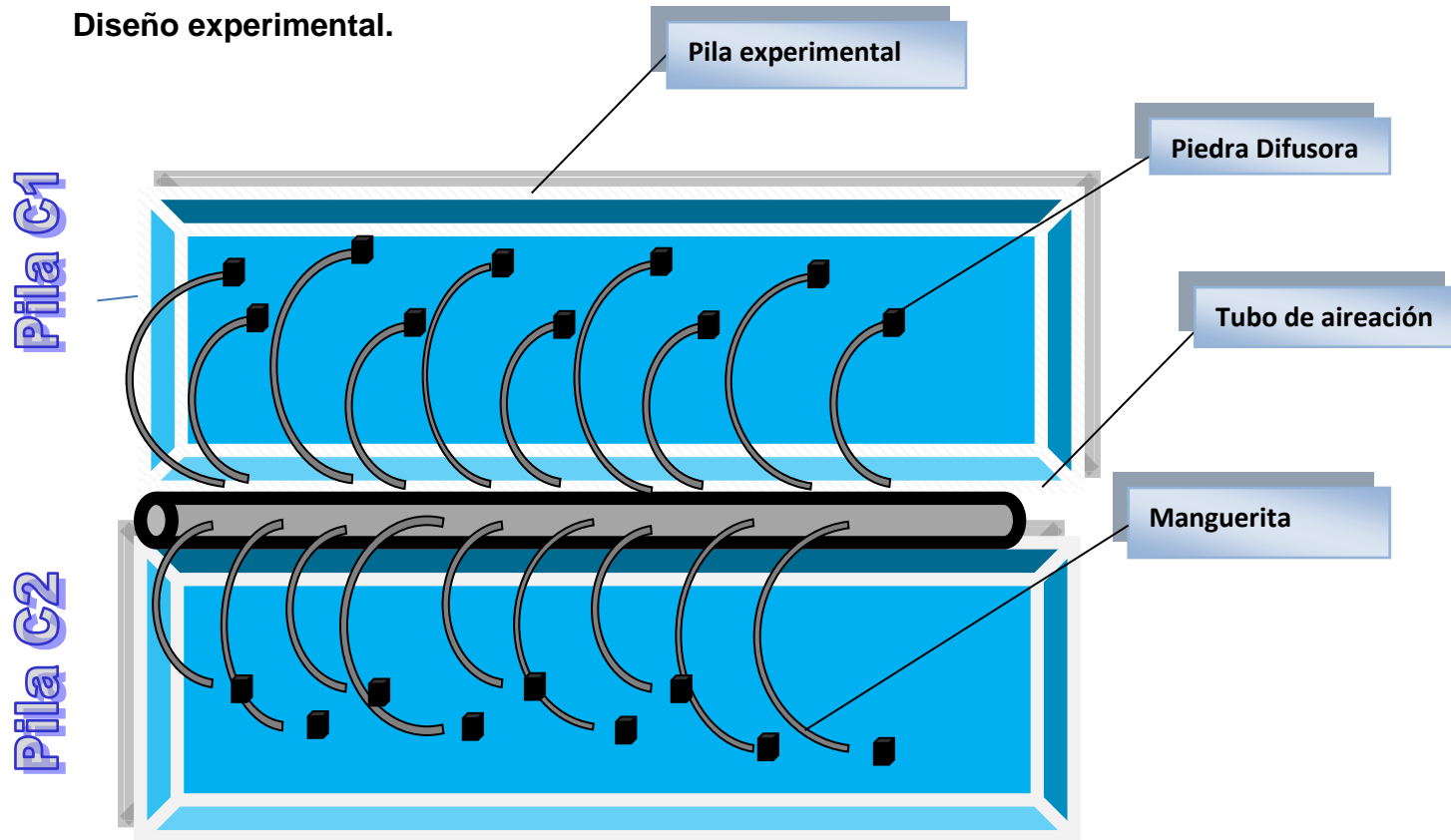
1. Adpesca/MIFIC. 2002. Ficha Técnica Pesquera. Cato, James, Otwell, Steven, Saborío, Agnes. 2003. Nicaragua Shrimp Subsector: Developing a Production Capacity and Export market during rapidly changing world wide safety and quality regulations.
2. Arredondo Figueroa, J.L. 1991. Técnicas de fertilización en el cultivo de camarón. En bandejas H.J. and G.W. Chamberlain (editores). Taller sobre cultivo de camarón. Mazatlán sin julio 17-19, 1991. Purina S.A de C.V., México D.F. México. 47-56.
3. Bain, M.B. & N.J. Stevenson (ed.). 1999. Aquatic habitat assessment: common methods. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.
4. Boletín nicovita camarón de mar volumen 3 edición 08 agosto 1998. Retardo de la tasa de crecimiento de los camarones.
5. Boletín nicovita volumen 2 Edición 03 marzo, 1997. tasa o factor de conversión alimenticia en el cultivo de camarón.
6. Boletín nicovita volumen 3 – ejemplar 03 Marzo, 1998 y Clifford, H.C. 1992. Marine shrimp pond management: a review. pp: 110-137. In: Wyban, J. (editor). Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, USA.
7. Boletín volumen 3 edición 03, Marzo 1998., aparecerá el artículo Muestreo poblacional en el cultivo de camarón, II Parte: Uso de “comederos”.
8. Boschi, E.E. y M.A. Scelzo, 1977 Desarrollo larval y cultivo del camarón comercial de Argentina, *Artemesia longinaris* Bate (Crustacea, Decápoda, Penaeidae). FAO, Inf. Pesca, (159) Vol.1:287–327.
9. Boyd, C.E. & Clay, J.W. 2002. Evaluation of Belize Aquaculture Ltd: A superintensive shrimp aquaculture system. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO Consortium Program on Shrimp Farming and the Environment. Published by the Consortium and obtainable through NACA, Bangkok, Thailand. 17 pp.

10. Boyd, C.E. (1990). Water quality in ponds for aquaculture. Alabama Agricultural.
11. Boyd, C.E. (1992). Shrimp pond bottom soil and sediment management, pp. 166-181. In: J.A. Wyban, (ed.), Proceedings Special Session on Shrimp Farming. World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA.
12. Chang, E. 1991. Crustacean molting hormones: cellular effects, role in reproduction and regulation by molt. Inhibiting Hormone. *In*: P.F. Deloach, W.J. Dougherty and M.A. Davidson (eds.) Frontiers of shrimp research. Elsevier, Amsterdam, pp. 83-105. Extension. Auburn University.
13. Chanratchakool, P., J.F. Turnbull, S. Funge.-Smith and C. Limsuwan. 1995. Health Management in shrimp ponds. Aquatic Animal Health Research Institute, Department of Fisheries, Ksetsart University Campus, Bangkok, Thailand.
14. Herrera. Sirias. C, Martínez G. E, (2009) folleto para el buen calidad de agua para la cría de camarón orgánico *Litopenaeus vannamei* en cautiverio. UNAN-León.
15. Cook, H.L. & H.C. Clifford, 1997. Feed Management for semi-intensive shrimp culture: part 1-Initial Feeding. Aquaculture Magazine. Asheville, NC, USA. July-August 1997. 23-3, 36-43.
16. Devaraj, H. y A. Natarajan. 2006. Molecular mechanisms regulating molting in a crustacean. FEBS Journal. 273:839-846.
17. FAO Consultoría en cultivo de camarón. 1ra misión del 16/07/88 al 24/12/88.
18. FAO. 1988. Depósito de documento de Consultoría en cultivo de camarón. 1ra Misión del 16/07/88 al 24/12/88. Producido por: Departamento de Pesca.
19. FAO. 2005. Aquaculture production, 2004. Year book of Fishery Statistics - Vol.96/2. Food and Agriculture organization of the United Nations, Rome, Italy.
20. Geiger, J. C. 1983. A review of pond zooplankton production and fertilization for the culture of.
21. <http://es.wikipedia.org/wiki/Ox%C3%ADgeno> (2009). Larval and fingerling striped bass. Aquaculture 35: 353-369.
22. Calderón V. J, Ph. 2001-2002 fundación CNAIM-ESPOL. Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marino "Edgar Arellano M."

23. Jory, D.E. 1995. Feed management practices for a healthy pond environment. Pages: 118-143. In: C.L. Browdy and J.S. Hopkins, editors. Swimming through troubled water. Proceedings of the special session on shrimp farming, Aquaculture '95. World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA.
24. Lim c. And a. Persyn. 1989. Practical feeding – penaeid shrimps. Alimentos comerciales y alimento de camarones t. Lovell (editor), nutrition and feeding of fish. Avi book. Boletín nicovita, volumen 4 ejemplar 1, enero 1991. Pp: 205-222.
25. Martínez E. y Lin, F. 1994. Manual Para el Cultivo de Camarones Marinos del Genero Penaeus. UNAN-LEON, Dpto. Biología, León-Nicaragua.- 54 Pág.
26. Martínez, E y Herrera C. 2007. Folleto de acuicultura de camarones marinos *L. vannamei* en Nicaragua, un enfoque sostenible. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, departamento de biología. León-Nicaragua.
27. Martínez. E. Et al; 1996 condiciones para el crecimiento para el blanco *Penaeus etiferos*; modelo para cultivo. Facultad de ciencias, Tlatelolco, México, D.F. pag.65.
28. Martínez. E. y Zapata B. 1997. Aprovechamiento del alimento natural. Para el engorde del camarón e importancia del control y análisis de los parámetros. IV encuentro nacional de productores de camarones de cultivo el viejo Chinandega. Págs. 29-46.
29. Morales, V. 1990. Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla.
30. Perez Farfante, I. and B. Kensley 1997. Penaeoid and Sergestoid shrimps And prawns of the world: keys and diagnoses for the families and genera. Memoires du Museum National d'Histoire Naturelle 175: 1-233. Pradepesca. pp. 1.

## ANEXO.

Diseño experimental.



Localización del experimento.



**Materiales utilizados en el experimento.**



Oxigenómetro



Chayo



Balanza gramera



Salinómetro