

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA  
UNAN-LEÓN  
FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGIA  
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA  
CARRERA DE INGENIERIA ACUÍCOLA



Previo para optar al título  
de Ingeniería Acuícola

**Tema:**

**Crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* cultivado en dos densidades de siembra en estanques de concreto con aeración.**

Presentado por:

Br. Lester Alberto Alonso Castillo

Br. Alexander José Hernández Fernández

León, Octubre 2011

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA

UNAN-LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGIA

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

CARRERA DE INGENIERIA ACUÍCOLA



**Tema:**

**Crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* cultivado en dos densidades de siembra en estanques de concreto con aeración.**

Previo para optar al título de Ingeniería Acuícola

Presentado por:

Br. Lester Alberto Alonso Castillo

Br. Alexander José Hernández Fernández

TUTOR

Lic. Claudia Herrera

León, Octubre 2011

## RESUMEN

La camaronicultura en Nicaragua se ha desarrollado en los últimos años como una gran actividad económica. En nuestro país se practican cuatro tipos de sistemas de cultivo que, son: Extensivo tecnificado, Semi – intensivo, Intensivo y el Hiperintensivo recientemente. Este trabajo tiene como objetivo evaluar el crecimiento, sobrevivencia, rendimiento productivo y tasa de conversión alimenticia, en sistema de producción intensivo, valorando los factores físicos y químicos en un cultivo experimental en estanques de concreto a dos densidades de siembra con aireación. Para esto se dispuso de dos tratamientos: uno sembrando camarones a una densidad de 80 ind/m<sup>2</sup> y el otro tratamiento con 40 ind/m<sup>2</sup>. Cada tratamiento estuvo representado por tres repeticiones, cada repetición consistió en una pila de 10 m<sup>2</sup>, en cada pila se registraron los factores físicos y químicos (oxígeno disuelto, temperatura y salinidad), por medio de un oxígenómetro marca YSI-550, un refractómetro marca AQUAFAUNA, además se llevó un control de alimentación suministrado y registros de crecimiento y sobrevivencia cada cinco días. Como resultado se obtuvieron: en las aguas donde se sembraron 80 Ind/m<sup>2</sup>; la temperatura varió entre 26.2°C y 31.1°C, el Oxígeno Disuelto varió entre 3.2 mg/l y 6.2 mg/l y la salinidad varió entre 24 ppm y 30 ppm, por otro lado en el tratamiento donde se sembró 40 Ind/m<sup>2</sup> la Temperatura varió entre 26.4°C y 31.0°C, el Oxígeno Disuelto varió entre 2.9 mg/l y 5.6 mg/l y la Salinidad varió entre 23 ppm y 30 ppm. El crecimiento registrado en 80 Ind/m<sup>2</sup> fue de 2.2 g, con una sobrevivencia de 95% y un ritmo de crecimiento promedio de 0.36 g cada 5 días, mientras que en el tratamiento 40 Ind/m<sup>2</sup> el crecimiento fue de 2.8 g, con una sobrevivencia de 96% y un ritmo de crecimiento de 0.53 g en 22 días de cultivo. Se concluye que la densidad con mayor rendimiento productivo es la de 40 Ind/m<sup>2</sup> por tener mayor sobrevivencia y peso, obviamente se cosechan menos libras pero de mejor calidad del producto, mientras que la densidad de 80 Ind/m<sup>2</sup> se obtuvo una menor sobrevivencia con más libras pero de menor calidad en peso en el mismo tiempo de cultivo.

## AGRADECIMIENTO

Br. Lester Alberto Alonso Castillo

Agradezco primeramente al creador del cielo y la tierra, a Dios padre por haberme dado la vida, el tiempo y la sabiduría para hacer esta investigación. Por usted soy lo que soy. Gracias Padre.

Hago honor a mis padres Hugo Adolfo Alonso Mercado y Lidia María castillo Godoy por darme el amor, confianza, consejo y su apoyo incondicional en todo. Gracias.

No tengo palabras para agradecer a mis abuelos, que más que eso son mis otros padres Ramón Castillo Centeno y Sabina Miriam Godoy Lorio, gracias por todo lo que han hecho por mí, los amo inmensamente.

Gracias a ti mi amor, Lissanyela Angulo Leytón por apoyarme siempre, alentarme y ayudarme para terminar esta investigación. Te amo.

Muchas gracias a mi tutora Lic. Claudia Herrera, por ayudarme, atenderme, aconsejarme, formarme, sin usted este trabajo no fuera posible.

Agradezco a mi estimado director de carrera Dr. José Evenor Martínez Gonzales, por ayudarme, apoyarme, enseñarme, instruirme, corregirme, gracias profesor.

Gracias a todos mis compañeros de clase que son como mis hermanos, porque juntos hemos pasado buenas y malas. Gracias

Br. Alexander José Hernández Fernández.

A Dios por darme salud, sabiduría, esperanza, fe y fortaleza para luchar día a día y lograr que realizara mi sueño de ser un profesional, por permitirme ser ejemplo para mis hermanos y orgullo para mi madre, abuelos y demás familiares.

A mi familia por ayudarme moral, económicamente y depositar toda su confianza en mi en todos estos años de estudio, de manera especial a mi madre Francia Benita Fernández Bolaños, mi abuelo Gonzalo Fernández Mejía quien en vida fue como mi padre y demás familiares por su valioso apoyo en todo momento.

A los docentes de la Carrera de Ingeniería Acuícola de la UNAN-León de manera especial a Lic. Claudia Herrera y Dr. Evenor Martínez por todos los conocimientos impartidos en todos estos años de estudio y por ayudarme a culminar mi tesis.

A mis compañeros, amigos de la primera generación de la carrera por brindar apoyo suficiente para el desarrollo normal de este trabajo.

## DEDICATORIA

Br. Lester Alberto Alonso Castillo

Dedico este trabajo de Tesis:

Primeramente a Dios padre, porque sin su voluntad y misericordia este trabajo no hubiese sido posible, gracias por su amor, por haberme dado sabiduría, salud, entendimiento y paciencia.

A mis padres, Hugo Adolfo Alonso Mercado y Lidia María Catillo Godoy, quienes han luchado fuertemente para sacarme adelante, por su apoyo afectuoso, económico e incondicional, este trabajo es para ustedes.

A mis abuelitos Ramón Castillo Centeno y Sabina Miriam Godoy Lorio, porque siempre han estado ahí para mi, este trabajo también es para ustedes.

A mi novia y futura esposa, Lissanyela Angulo Leytón, porque siempre me dijiste que yo podía.

A los docentes de la carrera de Ingeniería Acuícola de la UNAN-León de manera especial a Lic. Claudia Herrera y Dr. Evenor Martínez por todos los conocimientos impartidos en todos estos años de estudio y por ayudarme a culminar mi tesis.

Br. Alexander José Hernández Fernández

Dedico este trabajo de Tesis:

Primeramente a Dios Padre Todopoderoso por ser quien me dio la fe y las fuerzas para alcanzar las metas deseadas, regalándome salud, sabiduría, esperanza, fortaleza y perseverancia, para luchar contra los obstáculos que se me presentaron a lo largo de mi carrera.

A mi madre Francia Benita Fernández Bolaños quien lucho fuertemente para que yo lograra alcanzar la meta deseada, dándome su amor y apoyo incondicional en los momentos mas difíciles de mi vida.

A mi familia en especial a mi abuelo que en paz descansa Gonzalo Fernández Mejía, a mis hermanos, a mis tíos y mi esposa que siempre estuvieron brindándome su apoyo constantemente.

A mis compañeros que de una u otra forma han sido participes de momentos especiales en mi vida.

## INDICE

<b>RESUMEN</b> .....	i
<b>AGRADECIMIENTO</b> .....	ii
<b>DEDICATORIA</b> .....	iii
<b>INDICE</b> .....	iv
<b>I.- INTRODUCCIÓN</b> .....	13
<b>II.- OBJETIVOS</b> .....	15
2.1 Objetivos General.....	15
2.2 Objetivos específicos.....	15
<b>III.- LITERATURA REVISADA</b> .....	16
3.1 CICLO DE VIDA DEL CAMARÓN.....	17
3.2 ESTADIOS LARVALES.....	19
3.2.1 Nauplio.....	19
3.2.2 Zoea.....	19
3.2.3 Mysis.....	19
3.2.4 Post-larva.....	19
3.2.5 Juvenil.....	20
3.3 CLASIFICACION TAXONOMICA DE LITOPENAUS.....	20
3.4 MORFOLOGIA DEL CAMARON.....	21
3.5 SISTEMAS DE CULTIVOS.....	22
3.5.1 Sistema extensivo.....	22



3.5.2 Sistema semi-intensivo.....	22
3.5.3 Sistema intensivo.....	23
3.6 ALIMENTACIÓN EN SISTEMAS INTENSIVOS.....	23
3.7 BUENAS PRÁCTICAS ACUICOLAS.....	24
3.7.1 Preparación de los estanques.....	25
3.7.2 Secado.....	25
3.7.3 Encalado y desinfectación.....	25
3.7.4 Remoción de sedimentos.....	26
3.7.5 Gradeo.....	26
3.7.6 Llenado de estanques.....	26
3.7.7 Fertilización.....	27
3.7.8 Verificación de la calidad de la postlarva.....	27
3.7.9 Evaluación de la calidad de la postlarva.....	28
3.7.9.1 Actividad.....	28
3.7.9.2 Presencia de deformidades.....	28
3.7.9.3 Tamaño homogéneo.....	28
3.7.9.4 Contenido intestinal.....	28
3.7.9.5 Movimiento intestinal (peristalsis).....	28
3.7.9.6 Presencia de epibiontes.....	28
3.7.9.7 Opacidad muscular.....	28
3.7.9.8 Desarrollo branquial.....	29

3.7.9.9 Cambios en el color y melanización.....	29
3.7.10 Aclimatación y siembra de postlarva.....	29
3.7.11 Mantenimiento de la productividad durante el ciclo de crianza.....	30
3.7.12 Recambio de agua.....	30
3.7.13 Manejo del alimento.....	31
3.8 CALIDAD DE AGUA.....	31
3.8.1 Oxígeno Disuelto.....	32
3.8.2 Temperatura.....	32
3.8.3 Salinidad.....	33
3.8.4 Ph.....	34
3.9 ALIMENTACIÓN.....	34
3.9.1 Practicas de alimentación.....	34
3.9.2 Tabla de alimentación.....	36
3.9.3 Tasa o factor de conversión alimenticia.....	37
3.9.4 Manejo del alimento para camarón.....	39
3.10 CRECIMIENTO DE CAMARONES.....	43
3.10.1 Ritmo de crecimiento.....	44
3.10.2 Tasa de crecimiento.....	45
3.11 PARÁMETROS POBLACIONALES.....	46
3.11.1 Muestreo poblacional de camarones.....	46

3.11.2 Formas de evaluación y factores que influyen en los muestreos poblacionales.....	46
3.11.3 Determinación de población de camarones en estanque mediante atarraya.....	46
3.11.3.1 Calibración de la atarraya de muestreo.....	47
3.11.4 Densidad y espacio.....	48
3.11.4.1 Cálculo de la densidad de camarones.....	48
3.11.5 Determinación de población de camarones en estanques mediante el uso de tabla de alimentación y comederos.....	49
<b>IV.- MATERIALES Y METODOS.....</b>	<b>51</b>
4.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO.....	51
4.2 DISPOSITIVO EXPERIMENTAL.....	51
4.3 DETERMINACIÓN DE FACTORES FÍSICO-QUÍMICOS.....	51
4.3.1 Oxígeno disuelto (OD).....	52
4.3.2 Temperatura (t°).....	52
4.3.3 Salinidad (s‰).....	52
4.4 PARÁMETROS POBLACIONALES.....	52
4.4.1 Crecimiento.....	52
4.4.2 Ritmo de crecimiento.....	53
4.4.3 Sobrevivencia.....	53
4.4.4 Rendimiento productivo.....	53
4.5 FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA (F.C.A).....	53
<b>V.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>54</b>
<b>VI.- CONCLUSIONES.....</b>	<b>66</b>

<b>VII.- RECOMENDACIONES.....</b>	<b>67</b>
<b>VIII.- BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>68</b>
<b>IX.- ANEXOS.....</b>	<b>73</b>

## I.- INTRODUCCIÓN

Nicaragua es uno de los países que presenta mayor disponibilidad de recursos hídricos que prestan las condiciones óptimas para el cultivo del camarón. Destacándose este rubro en los últimos años como uno de los principales aportadores de divisas en la exportación del país, desarrollándose en la zona occidental, en el sector del Estero Real (Saborío, A. 2000).

Nicaragua posee un gran potencial de terrenos aptos para desarrollar la acuicultura, con una área aproximada de 39,250 hectáreas de las cuales el 72% se encuentra en la zona del Estero Real, en el Golfo de Fonseca (Barreto, F. 2003)

En el cultivo del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* se utilizan diferentes sistemas ligados a las densidades de siembra como por ejemplo, el sistema extensivo tecnificado, semi-intensivo, intensivo e híper-intensivo.

El cultivo intensivo de camarón, requiere de altos costos para lograr el rendimiento más alto. Las altas densidades de individuos por hectárea requieren del suministro de grandes cantidades de alimento y hacen prácticamente imposible de mantener adecuada la calidad de agua y controlar las enfermedades. En esta investigación se tendrá información que explique el comportamiento del ritmo de crecimiento y su relación con los factores ambientales.

El camarón es el recurso marino que genera muchas divisas para el país sin embargo en los últimos años se ha tenido problemas en la producción debido a enfermedades, mal manejo de insumos, entre otros.

Una innovación en mejores prácticas de cultivo y la implementación sostenida de las ya existentes, conducen la industria del camarón hacia un estado de sostenibilidad ambiental y económica (Rojas et al, 2005).

Un punto fundamental en la producción de camarones es la densidad de siembra, el cual está ligado al tipo de sistema de cultivo. Actualmente en Nicaragua se esta

implementando el sistema trifásico, el cual contiene altas densidades de siembra en la etapa de juveniles por esto surge la necesidad de encontrar las densidades de siembra adecuadas, siempre tomando en cuenta las diferentes características que posee el sitio en el que se esté realizando este proceso.

El trifásico es un sistema de producción en tres fases, el proceso de producción se divide en tres fases distintas, cada una lleva a cabo en diferentes estanques o en diferentes secciones de un tanque de cultivo particiones. Los camarones suelen pasar de un tercio del período de cultivo total en cada una de las tres secciones del tanque. Las postlarvas de camarón son inicialmente almacenados en un sitio pequeño llamado invernadero, el que representa 13% del área total del sistema. Al final del período de crianza (después de 50-60 días), los juveniles se trasladan a la segunda sección de estanques, llamado el intermedio engorde de sección. Esta sección es mayor que la sección infantil, que representa aproximadamente 27-30% del área del sistema total. Los camarones permanecen en la sección intermedia de engorde para otro 50-60 días antes de ser trasladado a la sección de engorde final, que ocupa el 60% del área de cultivo total. Después de otro período de 50-60 días el camarón se cosechan para el mercado.

En nuestro país el sistema trifásico se está implementando como nueva tecnología, esta es la razón de esta investigación, para determinar la densidad de siembra recomendable en la segunda fase de este sistema beneficiando gastos de insumos y ayudando al manejo del sistema.

Esta sostenibilidad de la Camaronicultura debe basarse en la rentabilidad de la empresa (Económica) y un mínimo impacto negativo (Ambiental) así como el aporte a la sociedad.

## II.- OBJETIVOS

### 2.1 Objetivos General

Comparación del crecimiento de camarones *Litopenaeus vannamei* cultivados con diferentes densidades de siembra 40 y 80 ind/m<sup>2</sup> con aeración artificial.

### 2.2 Objetivos específicos

1. Determinar los factores físicos químicos tales como oxígeno, temperatura y salinidad del agua donde se desarrolla el cultivo.
2. Evaluar el Ritmo de Crecimiento, Supervivencia y Rendimiento productivo del cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei* en dos densidades de siembra 40 y 80 ind/m<sup>2</sup>.
3. Determinar el Factor de Conversión Alimenticia observada en los Camarones *Litopenaeus vannamei* que crecen en dos densidades de siembra 40 y 80 ind/m<sup>2</sup>.

### III.- LITERATURA REVISADA

El camarón blanco, *Litopenaeus vannamei* es la especie que obtiene los mejores rendimientos de crecimiento y la que tolera mejor las condiciones ambientales en cautiverio (Morales, 1990).

Es la especie que abastece los mercados internacionales y debido a la gran demanda existente la tendencia global de los productores es la de implementar sistemas de cultivos intensivos y superintensivos para suplir los requerimientos del mercado. El suministro de post-larvas a las piscinas camaroneras son la materia prima o la base de cualquier operación de engorde de crustáceos, y para esto se deben realizar transferencias de organismos desde los laboratorios a las camaroneras.

Dentro de estos procedimientos podemos mencionar la cosecha, el transporte y la aclimatación, operaciones cuyo manejo debe ser cuidadosamente planificada. Para esto se requiere de conocer todos los aspectos que puedan influir en las condiciones fisiológicas de la post-larva.

La cosecha en laboratorio involucra una serie de procedimientos, dentro de los cuales podemos incluir: método de cubicación (volumétrica y gravimétrica), manipulación de organismos a altas densidades, métodos de transporte, entre otros factores que exponen a las post-larvas a estrés.

En el transporte la densidad de post-larvas, el movimiento, el tiempo, período de transporte y los cambios en las condiciones físicas del agua actúan también como estresores. Esta operación requiere de rapidez y todos los parámetros deben estar bajo control (Franco, 1990).



Finalmente la aclimatación es la operación que necesita el mayor cuidado ya que se deben igualar las condiciones del agua en que vienen las post-larvas a las condiciones del estanque, los cambios osmóticos y parámetros tales como la temperatura, salinidad, estadio de post-larva y pH, influyen directamente en la supervivencia que se alcanzará al efectuar la siembra (Higuera, 1999).

### **3.1 CICLO DE VIDA DEL CAMARÓN**

Los camarones *Litopenaeus* tienen un ciclo de vida muy complejo de unos 18 meses en el cual va desde huevo; estadios larvarios (Nauplio; Zoea; Mysis hasta Post Larva); Juvenil y Adulto. (Torres. 1991).

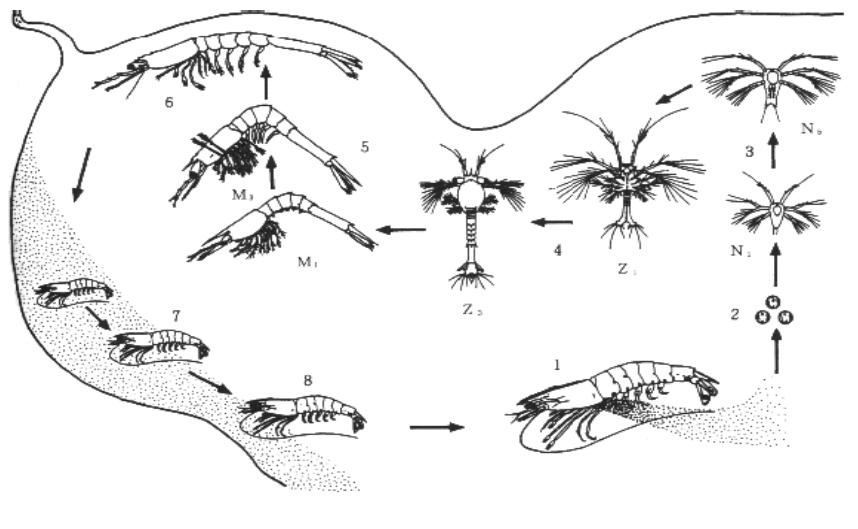
El ciclo de vida del camarón (Figura 1) puede ser dividido en dos fases: la Marina y la estuarina (Morales, 1990). La reproducción del camarón comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de esperma que fertiliza los huevos a medida que son puestos. Las hembras grávidas son reconocidas fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del caparazón (Van Olst y Carlberg, 1972).

Luego los huevos maduran y pasan a través de una serie de estadios larvales: nauplio, zoea y mysis, posteriormente alcanzan el estadio de post-larva que asemeja a un camarón adulto. Luego las post-larvas se mueven en dirección a la costa hacia los estuarios de los ríos, donde se desarrollan rápidamente, pues encuentran una mayor disponibilidad de alimento, menor salinidad, mayores temperaturas y protección contra los depredadores.

Después de sucesivas mudas, las post-larvas se transforman en juveniles manteniéndose en los estuarios de los ríos durante un lapso de 3 a 4 meses, posteriormente comienzan a migrar al mar donde su crecimiento es más rápido. (Morales 1990)

Las hembras son sexualmente inmaduras cuando salen de los estuarios, estas no madurarán hasta que lleguen a los campos de apareamiento, los cuales se

encuentran lejos de la costa a profundidades de 12 a 18 metros. Los machos por naturaleza maduran antes que las hembras. Para que ocurra el apareamiento, la hembra debe de haber mudado y encontrarse en un estado característico, con el carapacho o exoesqueleto blando, por otro lado el macho debe tener su exoesqueleto duro. El desove tiene lugar en la temporada cálida, el número de huevos por desove fluctúa entre los 200000 – 300000 y 500000. Existe evidencia de que las hembras desovan más de una vez. La vida normal del camarón es de 12 meses aproximadamente, pero algunos llegan a los dos años (Morales, 1990).



1. Adulto
2. Huevo
3. Nauplio
4. Zoea
5. Mysis
6. Postlarva
7. Pre juvenil
8. Juvenil

**Figura 1. Ciclo de vida del camarón**

## 3.2 ESTADIOS LARVALES

Luego de la eclosión del huevo, que dura de 14 a 16 horas después de la fertilización, el estadio larvario siguiente se llama:

**3.2.1 Nauplio:** Existen cinco sub-estadios naupliares (Morales, 1990), y toda su fase dura aproximadamente de 40 a 50 horas, estos tienen una longitud promedio de 0.5 mm y un ancho de 0.2 mm, dependiendo de la temperatura y la calidad del nauplio (Arellano, 1990), poseen un sólo ocelo, y el cuerpo está indiferenciado. En ésta etapa se alimentan de las reservas de vitelo (Morales, 1990).

**3.2.2 Zoea:** Después de la quinta metamorfosis de nauplio aparece el estadio de zoea, esta muda se caracteriza por la diferenciación del cefalotórax con el abdomen y el nado hacia adelante (Edemar *et al.*, 1996), éste estadio consta de tres subestadios y tiene una duración de 4 a 6 días, dependiendo del manejo y la calidad de la larva. A partir de la primera zoea la larva comienza a absorber alimento del agua, que generalmente consiste en microalgas fitoplanctónicas (Arellano, 1990).

**3.2.3 Mysis:** Lugo del tercer subestadio de zoea, las larvas mudan pasando al estadio de mysis en el cual se puede observar el cuerpo encorvado en la región abdominal y nado mediante contracciones abdominales (Edemar *et al.*, 1996), esta etapa consta de tres subestadios con una duración total de 3 días.

**3.2.4 Post-larva:** Las larvas pueden ser alimentadas con *Artemia*, Rotíferos y nemátodos (Arellano, 1990), en los siguientes tres estadios se desarrollarán poco a poco los pleópodos hasta llegar al estadio de post-larva, donde estos son totalmente funcionales, en esta etapa la post-larva se asemeja a un camarón en miniatura, además usan los pereiópodos para agarrarse y arrastrarse (Edemar, *et al.*, 1996). Se alimentan principalmente con *Artemia*, algas en menor cantidad y dietas artificiales (Arellano, 1990).

**3.2.5 Juvenil:** Luego pasan a esta etapa, en esta fase se comienza a diferenciar el sexo y dura hasta que parecen otras características secundarias tales como el color y tamaño. Esta es una de las etapas más importante en su ciclo de vida; puesto que es en los esteros, marismas, lagunas donde encontrarán las condiciones óptimas para subsistir hasta alcanzar tamaño de 60-70 mm y comenzar a viajar hasta el mar donde logran la etapa adulta; la madurez sexual y comienzan el nuevo ciclo de vida (Martínez E. Y Rosa C. 1996).

Los 11 estadios larvarios del camarón tienen una duración de 224 horas equivalente a 9 días (SOLUAP. 1998)

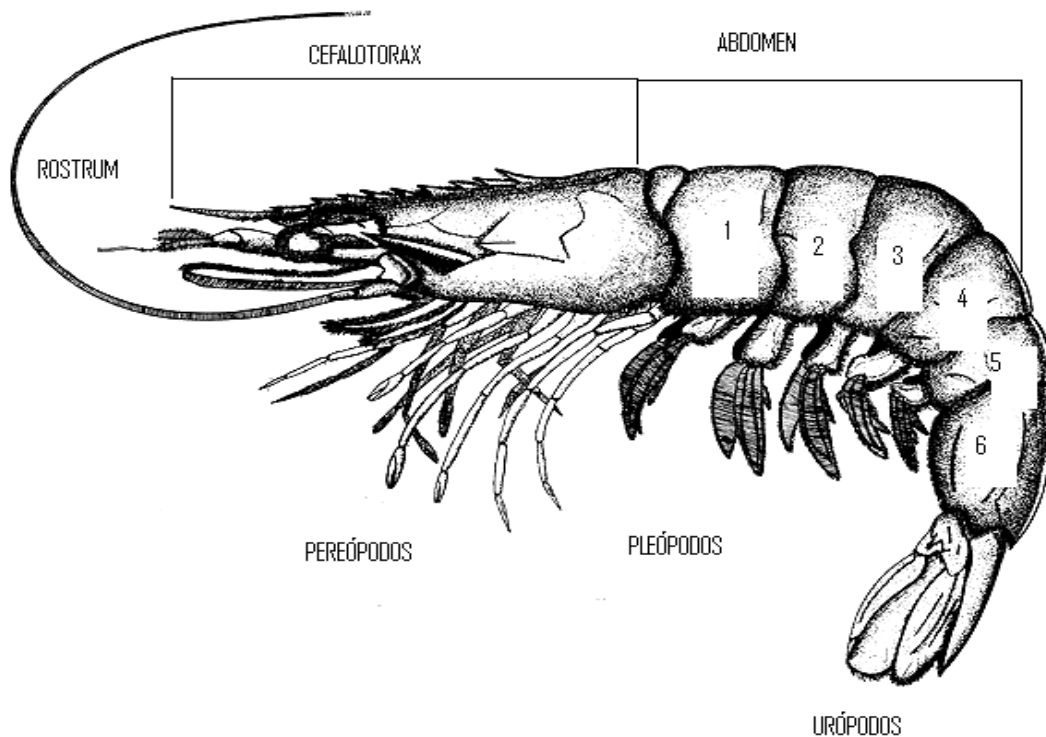
### **3.3 CLASIFICACION TAXONOMICA DE LITOPENAUS**

Phylum	Artrópoda
Clase	Crustacea
Subclase	Malacostraca
Serie	Eumalacostraca
Súper Orden	Eucarida
Orden	Decápoda
Sub Orden	Dendrobronchiata
Infra Orden	Litopenacidea
Súper Familia	Litopaoidea
Familia	Litopenaeidae
Genero	Litopenaeus
Especie	Vannamei

### **3.4 MORFOLOGIA DEL CAMARON**

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es un invertebrado marino que se encuentra agrupado dentro de los artrópodos, subfilo Crustáceo y pertenece a la familia Penaeus. Se caracteriza por poseer un tronco compuesto por 14 segmentos más el telson de los cuales los 8 primeros forman el tórax y los últimos

6 el abdomen; todos los segmentos portan apéndices, los que se encuentran en el abdomen anterior son llamados pleopodos y son usados para nadar y los posteriores son llamados pereiópodos y son usados para caminar en el fondo. El cuerpo tiende a ser cilíndrico o comprimido lateralmente, tiene un cefalotórax definido y porta un rostro aserrado con forma de quilla (Figura 2). Posee un exoesqueleto conformado por quitina que suele ser delgado y flexible.



**Figura 2. Partes externas del camarón Litopenaeus vannamei**

Los camarones se alimentan por filtración en el fondo; presenta una boca en posición ventral y el aparato digestivo se encuentra a lo largo del dorso, para formar una glándula digestiva grande llamada hepatopáncreas que excreta enzimas digestivas. El cordón nervioso se extiende a lo largo del vientre. Su órgano excretor es la glándula antenal que lanza al medio sustancias de desecho. El sistema circulatorio es abierto y compuesto por vasos sanguíneos que transportan la hemolinfa la cual posee cobre y acarrea el oxígeno, por la que

desarrolla un color azulado, el oxígeno y el dióxido de carbono es transportado desde y hasta las branquias donde se realiza el intercambio gaseoso. (Ruppert. et al, 1996)

### **3.5 SISTEMAS DE CULTIVOS**

Para la engorda del camarón se utilizan fundamentalmente tres tipos de cultivo: extensivo, semi-intensivo e intensivo.

**3.5.1 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 manejada en este sistema es de 3-5 camarones/m<sup>2</sup>.

**3.5.2 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 aplicar alimentación suplementaria pues el alimento natural se hace limitante al aumentar la densidad de camarones que se proyecta sea de 5-10 camarones/m<sup>2</sup>. Se provee utilizar una tasa de recambio de agua de 10 a 20%.

**3.5.3 Sistema intensivo:** en este sistema se utiliza 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 de este sistema es de 10-20 animales/m<sup>2</sup>. El uso de fertilizantes oscilará entre 20–40 kg/ha/mes, estimando una utilización de 20 kg/ha/aplicación, el alimento debe suministrarse dos veces por día, se realizará un recambio de agua del 10 al 20%. Al implementar el uso de aireadores las densidades pueden aumentar hasta los 60 animales/m<sup>2</sup> (Hernández A. R., 1991).

La ventaja de los sistemas intensivos es que permiten alcanzar niveles altos de producción en menor área de cultivo, pero requieren de altas inversiones económicas para su desarrollo (gastos para adecuaciones de estanques, alimento de alta calidad, sistema de aeración, y para mantener la calidad del agua y suelo).

Existen reportes en los que la producción en estos sistemas ha dado excelentes resultados, con rendimiento sostenible en el tiempo por encima de 10.000 kg/ha/ciclo (Samocha *et al.*, 1998; Velasco *et al.*, 1998; McIntosh *et al.*, 2000; McIntosh *et al.*, 2001; Burford *et al.*, 2003; Tacon *et al.*, 2002). En el futuro los cultivos intensivos tomarán más importancia (Thakur y Lin, 2003), sin embargo, sus retos serán entender los procesos ecológicos subyacentes que permitan lograr de manera repetible altos niveles de producción a menor costo.

### **3.6 ALIMENTACIÓN EN SISTEMAS INTENSIVOS:**

Estanques manejados bajo criterios de sistemas intensivos incluyen en su rutina la utilización de alimento artificial para poder suplir los requerimientos energéticos del camarón cultivado. La oxidación y catabolismo de proteínas contenidas en el alimento generan la energía requerida por los animales acuáticos (Avnimelech, 1999).

Existe una marcada tendencia en utilizar alimentos altos en proteína para generar altas tasas de crecimiento y maximizar la producción (McIntosh *et al.*, 2001). Tacon (2002) menciona que el requisito mínimo en proteína para *L. vannamei* es de 30% y los productores generalmente utilizan un alimento balanceado que contiene de 28 a 35% de proteína. Las fuentes de proteína frecuentemente empleadas son la harina de pescado, harina de calamar, harina de krill o harina de bivalvos.

Existen reportes de diversas evaluaciones en las que se ha utilizado alimento con niveles de inclusión de proteína variando del 20 al 40% y donde se sugiere que a menor nivel de proteína se obtienen equivalentes o mayores beneficios en términos de crecimiento, producción, supervivencia y factor de conversión

alimenticia (FCA), y en algunos casos mejor digestibilidad de la dieta (Green *et al.*, 1996; Molina-Poveda, 1998)

Sin embargo, McIntosh *et al.* (2001) obtuvieron mejores resultados de producción de *L. vannamei* con dietas que contenían 31% de proteína frente a dietas con 21%, sin observar diferencias en los parámetros de calidad del agua después de 94 días de cultivo.

### **3.7 BUENAS PRÁCTICAS ACUICOLAS**

El desarrollo de buenas prácticas de manejo en el cultivo de camarón (BPM) surge ante la necesidad de alcanzar mayores niveles de eficiencia en la producción de camarón y como resultado de la toma de conciencia por parte de los productores de camarón de que ciertas prácticas de cultivo aún en uso son dañinas para los ambientes naturales en donde se desarrolla esta actividad.

Los productores se dan cuenta que los daños causados por las malas prácticas de cultivo no solo son nocivos para los ecosistemas costeros en donde se cultiva camarón, si no que, a mediano y largo plazo también terminan impactando negativamente las producciones y las ganancias de las empresas. Un ambiente deteriorado y contaminado solo conduce a producciones pobres y pérdidas económicas. La adopción e implementación del conjunto de buenas prácticas es de carácter voluntario. El desarrollo de buenas prácticas es un proceso dinámico y cambiante que está determinado por el grado de desarrollo tecnológico alcanzado por la industria (Rojas 2005). A continuación una serie de recomendaciones a tener presente durante las diversas etapas del ciclo de cultivo de camarón:

#### **3.7.1 Preparación de los estanques**

Secar los estanques después de la cosecha es una práctica común, pero a veces los fondos se dejan secar en exceso y cuando son vueltos a llenar y sembrados, es muy escaso el plancton y el bentos que sirven de alimento natural. Los



estanques deben ser preparados antes de la siembra con técnicas que mejoren la abundancia de alimento natural para las postlarvas.

### **3.7.2 Secado**

Secar los estanques entre cultivos es una práctica común. Acelera la descomposición de la materia orgánica acumulada durante el ciclo anterior, provee oxigenación y mejora las condiciones para las bacterias aeróbicas. Permite también la oxidación de compuestos reducidos orgánicos e inorgánicos para mejorar la condición del suelo, mata los patógenos y hospederos que pudieran existir en el suelo. Un secado de 2 a 3 semanas es usualmente adecuado, periodos más largos eliminan la humedad del suelo y disminuyen la actividad microbiana. En la estación lluviosa el secado adecuado puede no ser factible, pero como regla, el fondo debería ser bien secado al menos una vez al año (Boyd 1995).

### **3.7.3 Encalado y desinfectación**

La cal agrícola debería aplicarse a los fondos de estanques ácidos ( $\text{pH} < 7$ ); es cal pulverizada que consiste de carbonato de calcio ( $\text{CaCO}_3$ ) o una mezcla de carbonato de calcio y carbonato de magnesio ( $\text{MgCO}_3$ ). La cal agrícola debería ser regada dentro de los 3 o 4 días después de que los estanques han sido drenados, pero antes de que el fondo esté demasiado seco. La cal debe regarse en suelo húmedo de manera uniforme para que se disuelva y penetre en el suelo, de otra manera no habrá reacción y no se neutralizará la acidez.

En estanques donde las enfermedades han sido un problema serio, el fondo puede ser tratado con un agente capaz de matar los organismos causantes de las enfermedades para disminuir la posibilidad de que la enfermedad reaparezca en el ciclo siguiente. La manera más efectiva y económica de desinfectar un estanque es aplicar cal viva (óxido de calcio,  $\text{CaO}$ ) o cal hidratada (hidróxido de calcio,  $\text{Ca}(\text{OH})_2$ ) para elevar el pH del suelo arriba de 10 y matar los patógenos (Snow y Jones 1959). Una dosis de 1000 kg/ha de cal viva o 1500 kg/ha de cal hidratada

es usualmente suficiente para desinfectar el fondo de los estanques (Boyd 1995), elevar el pH y matar los patógenos y sus hospederos.

#### **3.7.4 Remoción de sedimentos**

Usualmente no es necesario remover los sedimentos, pero si los canales interiores se llenan o particularmente si los estanques pierden volumen debido a la acumulación de sedimentos, su remoción puede ser necesaria. La eliminación y depósito de estos sedimentos requiere de métodos específicos para cada granja (Donovan 1997) de modo que se evite que los sedimentos sean lavados por la lluvia hacia los estanques y canales, o que impacten de modo adverso fuera de los estanques.

#### **3.7.5 Gradeo**

La oxigenación del suelo puede mejorar al pasar la grada sobre el fondo durante la época seca. Los suelos de textura pesada (arcillosos y arcilloso-terrosos) se benefician más del gradeo que los livianos (arenosos, arenosos-terrosos, y terrosos). Debería usarse una grada de discos a una profundidad de 10-15 centímetros. Un arado rotatorio también puede gradear pero destruye la estructura del suelo. Los arados de rompimiento requieren mucha más energía que las gradas de disco, este tipo de arados son útiles cuando la concentración de materia orgánica es mucha, ya que da vuelta al suelo y coloca en la superficie suelo con menos concentración de materia orgánica. El gradeo debería realizarse mientras el fondo continua húmedo, pero lo bastante secos como para soportar el tractor y evitar que sus huellas formen senderos.

#### **3.7.6 Llenado de estanques**

El agua que entra al estanque debe ser filtrada través de filtros con luz de malla de 500 micras o menor. Estos filtros deben dejarse en las compuertas durante los primeros 30 días de cultivo con el fin de evitar la fuga accidental de las postlarvas.

Estos filtros podrán ser cambiados por otros de luz de malla de 1000 micras los que se podrán mantener hasta el final de ciclo de cultivo.

### **3.7.7 Fertilización**

Una vez que el fondo ha sido secado y tratado, el estanque puede ser llenado. Usualmente es necesario aplicar nutrientes para promover el desarrollo de plancton y bentos, el alimento natural del camarón. Los dos nutrientes claves son Nitrógeno y Fósforo. La fuente común de fósforo es el ortofosfato, pero el nitrógeno puede ser suplido como urea, nitrógeno amonio, o nitrato.

### **3.7.8 Verificación de la calidad de la postlarva**

Es necesario conocer la historia clínica de cada lote de postlarvas a comprar. Para esto se sugiere buscar el apoyo del técnico a cargo del cultivo larvario. El comprador debe estar en contacto con los proveedores al menos 7 días antes de que se efectúe la compra de postlarva.

El responsable deberá informar a la granja cuales son las características de la calidad del agua en que serán enviadas las postlarvas (salinidad, temperatura, pH, etc.) para así preparar él o los estanques de aclimatación y el tanque reservorio.

Algunos días antes de la compra, el técnico responsable debe ir al laboratorio a supervisar el muestreo de las postlarvas para su evaluación en el laboratorio de diagnóstico. Para aceptar o rechazar el envío de postlarva, se deberán hacer diagnósticos de nivel I (simple observación). A este nivel se debe evaluar el grado de actividad de la larva, fototropismo, hilo fecal, presencia/ausencia de bioluminiscencia, uniformidad de tallas y contenido intestinal. Posteriormente se debe continuar con una evaluación de nivel II (observación al microscopio). El diagnóstico de grado II incluye la determinación del grado, presencia o ausencia de: Cantidad de gotas de grasa presentes en el hepatopáncreas, contenido intestinal, deformidades, necrosis, presencia de epibiontes, enfermedad de las bolitas, BP (*Baculovirus penneï*).

### **3.7.9 Evaluación de la calidad de la postlarva**

Se debe de tomar una muestra al azar de 20 PL y observar bajo el microscopio las siguientes características:

**3.7.9.1 Actividad:** Al menos el 95% de las PL deben estar activas. Las postlarvas saludables, nadan activamente en contra de la corriente.

**3.7.9.2 Presencia de deformidades:** No se deben aceptar postlarvas con el rostrum deforme o doblado, daños de apéndices causados por bacterias, problemas de muda y pérdida de apéndices etc. No se deben aceptar postlarvas que presenten más de un 5% de deformidades.

**3.7.9.3 Tamaño homogéneo:** Las postlarvas más desarrolladas tienen una mayor resistencia a enfermedades, desarrollo branquial completo y capacidad para tolerar cambios relativamente bruscos de salinidad y temperatura. Las edades de siembra recomendadas para *L. vannamei* y *L. stylirostris* son por lo general alrededor de PL-9 a PL-11 (postlarvas de nueve a once días).

**3.7.9.4 Contenido intestinal:** La postlarvas con buena salud por lo general se alimentan de manera continua y agresiva y deberían presentar el intestino lleno.

**3.7.9.5 Movimiento intestinal (peristalsis):** Los movimientos rítmicos del cordón intestinal indican un buen funcionamiento del sistema digestivo de los animales.

**3.7.9.6 Presencia de epibiontes:** Las postlarvas que presentan una cantidad abundante de epibiontes son un indicio de la existencia de pobres condiciones de calidad de agua. Bajo estas condiciones las postlarvas usualmente no mudan con regularidad y presentan un pobre estado de salud general.

**3.7.9.7 Opacidad muscular:** La presencia de camarones con opacidad en su musculatura es también indicio de estrés causado por condiciones ambientales pobres.

**3.7.9.8 Desarrollo branquial:** Un buen desarrollo branquial permite a las postlarvas el tolerar con mayor facilidad cambios rápidos de salinidad y otros parámetros durante la aclimatación. Generalmente las postlarvas alcanzan este desarrollo entre los días 9 y 10 de desarrollo de las postlarvas (PL- 9 ó PL- 10).

**3.7.9.9 Cambios en el color y melanización:** El color rojizo de las postlarvas puede ser ocasionado por nutrición deficiente, manejo inapropiado, infecciones y estrés. La melanización (manchas de color oscuro) indica infecciones bacterianas.

### **3.7.10 Aclimatación y siembra de postlarva**

Las postlarvas de camarón constituyen uno de los insumos más costosos en la producción de camarón de cultivo. 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 siguientes recomendaciones ayudarán a obtener mejores resultados durante el proceso de aclimatación de las postlarvas.

La aclimatación es la primera etapa de la cría de los Camarones en una Camaronera. Las Post-larva llegan a menudo en agua con condiciones físico-químicas bastante diferentes de las del estanque donde se debe sembrar. La aclimatación sirve para modificar estas condiciones hasta las condiciones de los estanques de engorde, con la menor mortalidad y el menor stress posible. De la calidad del trabajo durante esta aclimatación depende mucho la sobrevivencia en el pre-engorde. (Rojas 2005)

Para realizar una buena tarea de aclimatación es necesario seguir tiempos de aclimatación según los grados de sal a cambiar: Una salinidad entre 35 y 20 ppm: bajar 2 ppm/hora. Entre 20 y 10 ppm: bajar 1 ppm/hora

### **3.7.11 Mantenimiento de la productividad durante el ciclo de crianza**

La mayoría de estanques reciben alimento manufacturado desde la siembra hasta la cosecha. La cantidad administrada depende de la biomasa y las tasas de alimentación se incrementan conforme avanza el ciclo, aunque en la producción semiintensivo la tasa rara vez excede 20 kg/ha antes de llegar a la fase final del ciclo.

Usar fertilizantes puede ayudar a mantener la productividad natural, lo cual a su vez ayuda a mantener la calidad de agua (especialmente mediante el aporte de oxígeno disuelto de la fotosíntesis y la remoción de amonio) y a mejorar la utilización del alimento y la producción de camarón.

En estanques intensivos, a menudo no es necesario fertilizar después de las primeras 6-8 semanas. De hecho, la fertilización con tasas de alimentación sobre los 20 a 30 kg/ha por día puede causar bloom excesivos de fitoplancton.

### **3.7.12 Recambio de agua**

El recambio de agua es usado en estanques de camarón a tasas de 10% a 15% del volumen del estanque por día. Es difícil justificar el uso del recambio de agua de rutina pues si el agua del estanque es buena, la renovación diaria de un poco de ésta no es beneficiosa. Además, el recambio disminuye los nutrientes y el plancton reduciendo la productividad natural del estanque.

Recambios de agua de 10 a 15% por día dan salinidades aceptables durante la estación seca aún cuando el agua de mar sea la única fuente de agua. Cuando hay crisis de oxígeno disuelto o altas concentraciones de amonio, el recambio de agua es con frecuencia la única alternativa en sistemas sin aireación.

### **3.7.13 Manejo del alimento**

El alimento es uno de los insumos de manejo más caro, y los nutrientes del mismo no asimilados por el camarón deterioran la calidad del agua en los estanques. Los ingredientes de los alimentos también son recursos importantes y no deben desperdiciarse. Así, el manejo de alimento es un aspecto crítico en una camaronicultura ambientalmente responsable.

La calidad del alimento es muy importante, los de alta calidad son mejor asimilados por el camarón y producen menos desecho en los estanques. Los ingredientes del alimento deben ser de alta calidad y no estar contaminados con pesticidas u otros químicos agrícolas. El alimento debería contener un buen aglutinante que asegure que el camarón pueda comerlo antes que se desintegre en el fondo del estanque. Debe evitarse alimentos que contengan gran cantidad de partículas pequeñas y polvo (llamados "finos") pues los camarones no pueden comerlas.

Los alimentos no deben contener más nitrógeno ( $\text{nitrógeno} \times 6.25 = \text{proteína cruda}$ ) y fósforo de lo necesario para los requerimientos dietéticos del camarón. Los alimentos deben contener de 20 a 30% de proteína cruda para sistemas semi-intensivos de cultivo de camarón. (Rojas A.A. 2005)

### **3.8 CALIDAD DE AGUA**

En acuicultura tenemos muchas variables del medio que afecta la supervivencia, el crecimiento y la productividad de las especies criadas. Por suerte el manejo de un sistema de Acuicultura no necesita un conocimiento de todas las interacciones del medio. Un buen conocimiento de las variables del medio es suficiente para manejar estanques de cría de camarones, el técnico en acuicultura debe concentrarse sobre sus parámetros para manejar los estanques de manera óptima.

### **3.8.1 Oxígeno Disuelto:**

El oxígeno es medido en mg/l, es uno de los parámetros mas importantes en la cría de camarones, una baja concentración de oxígeno disuelto en el estanque es la causa más común de mortalidad y disminución en la tasa de crecimiento. Las concentraciones más bajas de oxígeno disuelto ocurren en la madrugada, aumentándose la disponibilidad ante las horas del día y llegando al máximo en horas de la tarde. La concentración mínima de oxígeno disuelto que puede ser tolerada por un camarón varía con la talla y el tiempo de exposición. Rangos de 3 a 8 mg/l medidos en horas de la madrugada y de la tarde respectivamente son normales y recomendables (Arredondo, 1991).

La falta de oxígeno, influye en el metabolismo de los camarones, a diferencia en oxígeno en concentraciones menores a 3 mg de oxígeno disuelto/l tiene un efecto negativo sobre el crecimiento (Martínez, 1997).

La concentración mínima de OD para especies de camarones en cultivo es de 3.0 mg/l. Valores menores a este pueden provocar un freno metabólico en el camarón y por tanto obstruye su crecimiento normal. La muerte de estas especies ocurre cuando llega a los 1.3 mg/l de OD por más de una hora. (Herrera C. 1999)

La cantidad de oxígeno que se puede disolver en el agua depende de la temperatura y la salinidad, debido a esto el oxígeno disminuye conforme la temperatura aumenta. Cuando el nivel del oxígeno está por debajo de 4 mg/L se recomienda una disminución del volumen de agua y hacer recambios continuos de la misma hasta que se alcance el valor adecuado de oxígeno, el cual debe estar entre los 7 y 10 mg/l.

### **3.8.2 Temperatura:**

La temperatura es un parámetro importante que afecta directamente el desarrollo de los camarones en sus funciones biológicas y metabolismo. El metabolismo es afectado por la temperatura, ya que cuando esta aumenta acelera la dinámica de



colisión de las moléculas facilitando las reacciones bioquímicas importantes (Obregón 1999).

El camarón es un animal poiquiloterma y por tanto, la temperatura influye de modo directo sobre su metabolismo. El período de digestión depende de la temperatura desde el momento en que interviene un gran número de reacciones químicas, cuya velocidad se encuentra determinada por la naturaleza del camarón; a mayor actividad enzimática hay una intensificación de los procesos de digestión y alimentación.

La temperatura óptima para el buen desarrollo de los camarones está entre los 25° C y 33° C. Al haber temperaturas mayores a las estimadas se dan concentraciones y cambios en el metabolismo del camarón; y al disminuir el organismo deja de ser activo, no se alimenta y por lo tanto disminuye su metabolismo. (Obregón 1999).

### **3.8.3 Salinidad:**

Se refiere a la concentración total de todos los iones (sales) disueltos en el agua (Clifford, 1992). El camarón es un animal euralino soporta cambios amplios de salinidad. Su crecimiento continúa en rangos óptimos de 15 a 40 partes por mil, el rango normal para alcanzar los mejores resultados es de 15 a 25 partes por mil (ppm), pero los cambios bruscos le pueden ocasionar problemas de estrés hasta la muerte. Durante la estación seca en las cuencas estuarinas debido a la escasez de lluvia, puede causar un aumento excesivo en su contenido de sal (40-45%), mientras que en la estación lluviosa el exceso de lluvia provoca una disminución de la salinidad en los estanques entre 8 y 10 ppm (Santamaría, 1991). En el Estero Real llega en unos casos a ser 0 (Martínez, 1998). Casi todas las características físicas y químicas del agua, dependen de la cantidad total de sales en disolución.

La salinidad afecta la sobrevivencia y crecimiento de los organismos; ante cambios repentinos de salinidad, los camarones emplean mayor cantidad de

energía para adaptarse a los nuevos rangos de salinidad inhibiendo así el crecimiento, reproducción, etc. (Rosas 1999).

Este organismo euralino soporta grandes rangos de salinidad aunque no de forma brusca. No obstante estos se desarrollan de forma optima en rangos de salinidad que van de 15 a 25 ppm. (Obregón 1999).

#### **3.8.4 pH:**

El pH es una medida de la concentración de iones hidrógeno e indica si el agua es ácida o básica. En el mar el pH varía entre límites más estrechos, normalmente oscila entre 8 y 8.3; las fluctuaciones de éste, medidas con precisión suficiente, son excelentes indicadores de los cambios de dióxido de carbono en el agua relacionados con la fotosíntesis de las algas y con la respiración.

Las concentraciones de dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) durante la noche tienen gran influencia sobre las variaciones del pH y esto se entiende de la siguiente manera:

Durante la noche la concentración de dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) en un estanque tiende a incrementar como resultado de la respiración de los organismos tanto vegetales como animales, trayendo como consecuencia la generación de condiciones ácidas. Así mismo, la ausencia de energía solar, que es captada por los organismos planctónicos, conlleva a la reducción de las concentraciones de oxígeno durante estas horas, sin embargo, durante el día la concentración de dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) disminuye al ser reactivado el proceso de fotosíntesis, aumentando de esta manera el pH a finales de la tarde (Andrews, et al, 1996).

### **3.9 ALIMENTACIÓN**

#### **3.9.1 Practicas de alimentación**

El camarón debe ser alimentado de tal forma que tenga oportunidad de consumir tanta comida como sea posible. Esta es una consideración económica importante, que reduce la entrada de nutrientes a los estanques. Las raciones de alimento

deben basarse en tablas de alimentación que tomen en cuenta la biomasa de camarón.

La estimación de biomasa del camarón debe realizarse con muestras frecuentes con atarrayas para determinar la tasa de crecimiento. También se usan bandejas de alimentación para saber cuánto del alimento come. Algunos granjeros colocan toda la ración en bandejas, pero esta práctica es poco practicada en estanques intensivos grandes.

El alimento debe distribuirse en los estanques de manera uniforme para evitar su acumulación en lugares específicos del fondo, lo que podría resultar en el deterioro de la calidad del suelo. De ser posible, la ración diaria debe administrarse en varias sub-rationes con el fin de incrementar la porción de alimento consumido por el camarón. La calidad del agua se deteriora si las tasas de alimentación son mayores a 30 y 40 kg/ha por día en estanques sin aireación y sin altas tasas de recambio de agua. Así, los estanques deberían ser surtidos a tasas que no requieran altas raciones de alimentación diaria.

La mala calidad del agua, en especial las bajas concentraciones de oxígeno disuelto, estresan al camarón hasta inhibir su apetito; lo hacen más susceptible a enfermedades, menos eficiente al convertir el alimento en tejido vivo, y sufren más mortalidad.

Los granjeros deben mantener una buena calidad de agua, moderando las tasas de siembra, alimentación, y fertilización.

Cuando el camarón está estresado o enfermo, no consumirá bien el alimento. Bajo estrés las tasas de alimentación deberían reducirse para minimizar el desperdicio. Si el camarón come bien y la concentración de oxígeno disuelto está en los rangos normales, el clima nublado no es una buena razón para reducir la alimentación (Rojas 2005).

### 3.9.2 Tabla de alimentación

Se han publicado muchas tablas de alimentación para calcular la cantidad de alimento a aplicar en los estanques. Las guías igualan la ración diaria de alimentación a un porcentaje de la biomasa de camarón en el estanque. La base para el desarrollo de estas guías de alimentación es relativamente simple: un camarón juvenil de crecimiento rápido generalmente consumirá más alimento por unidad de peso corporal que uno más grande, sub-adulto que crece lentamente.

La determinación de la ración diaria es relativamente subjetiva y potencialmente costosa en operaciones intensivas, y debe ser realizada por personal experimentado. El alimento debe ser usado de manera conservadora, si no se lo administra bien, puede contaminar el fondo del estanque, e incrementar la demanda bioquímica de oxígeno (BOD). Una disminución del oxígeno disuelto (OD) puede conducir a una disminución en el consumo de alimento y como consecuencia un incremento en la mortalidad. La efectividad de estas tablas depende de la precisión de la estimación de la población y de la determinación del promedio del peso vivo debido a que las tasas de las tablas de alimentación están expresadas en porcentaje del peso vivo por día.

El cálculo de la ración diaria de alimentación incorpora datos de dos tablas. Por ejemplo: un estanque sembrado con 85,000 juveniles por hectárea (8.5 juveniles/m<sup>2</sup>). El peso promedio del camarón en la población es de 9.5 g. Por cuanto el estanque ha sido sembrado con juveniles. Realizaremos el siguiente cálculo:

- 1)  $(85,000 \text{ juveniles/ha}) \times (80.5\% \text{ sobrevivencia}) = 68,245 \text{ (juveniles/ha que sobreviven)}$
- 2)  $(68,245 \text{ juveniles/ha} \times 9.5 \text{ g/juvenile}^*)/1,000 = 650 \text{ kg}$
- 3)  $(650 \text{ kg juveniles/ha}) \times (2.63\% \text{ tasa de alimentación}^{**}) = 17 \text{ kg alimento/ha/día.}$

El cálculo de la ración de alimento debe ser realizado semanalmente para todos los estanques para un seguimiento eficiente del crecimiento del camarón y de la conversión de alimento. Un mal manejo no solo puede afectar el crecimiento y sobrevivencia, sino también incrementar significativamente los costos de producción. (Viacava 1995).

Semana	Población	Sobrevivencia	Gramos	Biomasa	B. Alimentar	% peso	Alim Día	A. Sem
1	10000	100.0	0.4	8.8	8.8	7	30.0	3.0
2	9300	93.0	0.8	16.4	16.4	6	30.0	4.0
3	8700	87.0	1.25	24.0	24.0	5	50.0	5.0
4	8200	82.0	2	36.1	36.1	4	1.4	8.7
5	7800	78.0	3.2	55.0	55.0	3.5	1.9	11.5
6	7500	75.0	4.4	72.7	72.7	3	2.2	13.1
7	7300	73.0	5.6	90.0	90.0	2.7	2.4	14.6

### 3.9.3 Tasa o factor de conversión alimenticia:

El factor de conversión de alimento (FCA) es una de las variables más importantes en el cultivo de camarón. Los granjeros deberían llevar récords cuidadosos de la cantidad de allí aplicado a cada estanque para poder calcular el FCA. El objetivo sería reducir el FCA tan bajo como sea práctico. En cultivos intensivos, debería obtenerse FCA de 1.5 a 1.8. Los granjeros deben tratar que el FCA no se eleve a más de 2.0.

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

El F.C.A. varía dependiendo de la densidad de siembra, calidad del alimento y tamaño del camarón cosechado. También el F.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 el F.C.A. semanal es alta, esto nos indicaría crecimiento lentos o subalimentación; mientras que un F.C.A. bajo, indica que el camarón está haciendo buen uso del alimento.

El F.C.A. varía durante el ciclo de producción y entre las poblaciones, pero es una guía muy buena y debería ser entre 0.6-1.5 en camarones de hasta 10 gramos de peso y entre 1.0 y 1.3 para tallas mayores. Idealmente el F.C.A. no debe ser mayor de 1.5.

Las mejores sugerencias que se pueden alcanzar es de 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. (Urey 2008)

### **3.9.4 Manejo del alimento para camarón**

Una mala administración de las raciones de alimento de camarón daña el ambiente y ocasiona pérdidas económicas a la empresa. El mal manejo del alimento afecta el crecimiento y la sobrevivencia de los camarones en cultivo a la vez que incrementa los costos de producción. Además, proveer más alimento del necesario daña la calidad del suelo del fondo del estanque. De igual modo, los nutrientes en el alimento artificial que no son aprovechados directamente por los camarones entran a la columna de agua a fertilizar el estanque convirtiendo el alimento en un fertilizante caro. En relación al almacenamiento, manipulación, y manejo general del alimento, el personal técnico a cargo de la operación de la granja debe considerar las siguientes recomendaciones:

- El alimento para camarón debe almacenarse en un sitio fresco, seco y conservado lejos del alcance de roedores y otras plagas. Para proteger el alimento de las plagas y evitar que se descomponga, este debe ser almacenado en un lugar seco y con buena ventilación. Los objetivos del diseño de la bodega de alimento para camarón son evitar la humedad y facilitar la remoción del calor.
- El piso del almacén debe estar revestido de concreto y permitir un fácil lavado y limpieza. Debe ser lo suficientemente alto para garantizar un almacenamiento y circulación de aire adecuado y así evitar el calor excesivo.
- El personal de la granja debe estar preparado a la espera del arribo del contenedor de alimento para evitar la exposición de los sacos de alimento al sol o la lluvia.
- Se debe tener cuidado en la manipulación de los sacos para evitar la desintegración de los pelets
- Se debe llevar un inventario ordenado del alimento que asegure el uso de los sacos antiguos antes que los nuevos

- Los sacos de alimento que ingresan deben ser almacenados sobre polines. Las estibas deben de estar separadas unas de otras por al menos 15-20 cm. para permitir una adecuada ventilación.

- Debe usarse solo alimento paletizado de alta calidad y con un mínimo de partículas finas.

- Los pelets de alimento deben mantener sus formas y consistencia (hidroestabilidad) por al menos un par de horas a partir del momento en que entran en contacto con el agua del estanque. El alimento peletizado que se desintegra rápidamente no es consumido por el camarón además que contamina el suelo y conduce al deterioro de la calidad de agua.

- El alimento debe ser periódicamente evaluado por técnicos para asegurar su calidad. Se deben tomar muestras al azar de todos los embarques de alimento enviados a la granja y realizar inspecciones para determinar la presencia de humedad u hongos. Las muestras de alimento para camarón deben ser enviadas periódicamente a laboratorios independientes para determinar su composición química aproximada y así compararlas con los valores dados por el fabricante.

- Todo alimento contaminado con hongos debe ser retornado de inmediato a la fábrica de donde proviene. No use alimento enmohecido para alimentar a los camarones. No es recomendable alimentar a los camarones con alimento que tenga más de tres meses de haber sido elaborado.

- El bajar el contenido de proteína en el alimento para camarón podría ser de mucho beneficio. Los alimentos con alto contenido de proteínas representan un costo más alto para la producción de camarón. En el caso de *L. vannamei* cultivado bajo el sistema semi-intensivo, se ha determinado que el contenido de proteína puede reducirse a 20% sin dañar el rendimiento productivo.

- No se debe usar carne fresca de pescado para alimentar a los camarones. El uso de carne de pescado como alimento para camarón causa más problemas de



calidad de agua que los causados por los alimentos peletizados y podría transmitir enfermedades.

- Los requerimientos de alimento deben ser calculados en base a estimaciones regulares de población, biomasa y con la ayuda de tablas de alimentación. Se deben hacer ajustes semanales en cada estanque de acuerdo a la tasa de crecimiento observada. La determinación de la ración diaria debe ser determinada por personal experimentado y debe ser basada en datos confiables de sobrevivencia y peso total de todos los camarones presentes en el estanque (biomasa).

- Es necesario averiguar si el incremento semanal de peso promedio es el esperado. Incrementos de entre 0.85 a 1.20 gramos por semana son considerados adecuados. Si el promedio de peso semanal cae por debajo de 0.7 gramos, existe la posibilidad de que el estanque en cuestión este siendo subalimentado como resultado de una mayor sobrevivencia de la estimada o un error en la siembra.

- Si el incremento de peso promedio está entre 1.3 y 2.0 gramos, se debe estar pendiente de una sobrealimentación resultado de una densidad de camarones más baja posiblemente debida a un error de cálculo al momento de la siembra, errores de cálculo en los muestreos de población o a mortalidades de camarones que no fueron detectadas.

- Disperse el alimento uniformemente por toda la superficie del estanque evitando aplicaciones grandes y repetidas sobre áreas pequeñas. Los camarones pueden encontrar el alimento de manera más fácil si el alimento se distribuye de manera uniforme por todo el estanque. Esto también evitará la acumulación de alimento sin consumir en ciertas áreas. Alimentar en áreas pequeñas del fondo del estanque en donde la biomasa del camarón es alta puede generar estrés en los camarones como resultado de la competencia por el alimento. La excepción a esta regla son las áreas en donde el nivel de agua es muy bajo. Los camarones evitan

estos lugares especialmente durante el día cuando la temperatura y la iluminación son mayores.

- Administre la ración de alimento diaria en más de una aplicación cuando las condiciones de la granja lo permitan. La medida anterior permite una mejor utilización del alimento por el camarón a la vez que evita el desperdicio de alimento. A pesar de que los camarones son más activos en la búsqueda de alimento durante la noche, no es recomendable alimentar de noche a menos que se cuente con iluminación y supervisión confiable al momento de administrar el alimento. Resulta más práctico alimentar por lo menos dos veces al día. La primera alimentación debe dar inicio no antes de las 4 de la tarde y debe concluir cerca de las 6 de la tarde. La segunda ración se debe administrar bien temprano en la mañana (antes de las 8 AM), no sin antes haber tomado mediciones de oxígeno en los estanques para asegurarse de no administrar alimento bajo condiciones de oxígeno no óptimas. Si las condiciones de la granja lo permiten, es deseable distribuir la ración diaria de alimento en 2 a 4 sub-rationes a lo largo del día.

- No alimente cuando las concentraciones de oxígeno sean menores a 2.5 mg/L. Los camarones no comen cuando las concentraciones de oxígeno en el estanque caen por debajo de 2.5 mg/L. Es un desperdicio aplicar alimento bajo estas condiciones. Espere a que las concentraciones de oxígeno disuelto suban a por lo menos 3 o 4 mg/L. Si las concentraciones de oxígeno son crónicamente bajas, las tasas de alimentación en uso son probablemente excesivas para la capacidad asimilativa del estanque. El personal que alimenta debe ser supervisado de cerca mientras administra el alimento para asegurar que el alimento sea debidamente aplicado

- Considere el uso de bandejas de alimentación para monitorear el comportamiento alimenticio de los camarones. Las bandejas de alimentación son una manera simple de determinar cuánto están comiendo los camarones y así evitar la sobrealimentación ya que los camarones no comen cuando están bajo estrés

como resultado de enfermedades o condiciones ambientales pobres en el estanque (Rojas A.A 2005)

### **3.10 CRECIMIENTO DE CAMARONES**

Desde el punto de vista biológico, el crecimiento de los crustáceos se produce a intervalos a través de muda (renovación de exoesqueleto o ecdisis) a lo largo de la vida del animal. El índice de crecimiento es una función de la frecuencia de la muda y del incremento de tamaño en cada muda. En el proceso de la muda el animal expulsa su caparazón y en este estadio es envuelto por una delgada cubierta, durante este periodo el animal absorbe agua y crece rápidamente, después de expandirse el caparazón se endurece por la acumulación de sales de calcio y en unas cuantas horas el animal recuperado su forma pero es más grande.

La frecuencia de muda varía entre especies, con el tamaño y la edad (Lee y Wickins, 1997). A medida que los camarones crecen su tasa de crecimiento disminuye considerablemente, sin embargo como los camarones de cultivo son cosechados antes de alcanzar este estadio, esto no tiene importancia en producción (Swift, 1985).

El crecimiento del camarón depende de diversos factores, siendo los más importantes: la especie, edad, temperatura, disponibilidad de alimento y el sexo. (Martínez, 1993).

El crecimiento depende de muchos factores unos de origen interno, hereditarios y relativos a la velocidad de crecimiento, a la facultad de utilización del alimento y a la resistencia de las enfermedades otro de origen interno llamados en su conjunto medio viral y comprendido principalmente la temperatura, la cantidad y calidad de alimento presente, la composición y pureza química del medio (contenido de oxígeno, ausencia de sustancias nocivas el espacio vital) según que sea suficientemente extenso o demasiado reducido, el crecimiento es rápido o lento etc. (Martínez, 1996).

Las condiciones medio ambientales influyen de manera determinante en el crecimiento de los camarones. La mineralización del nuevo caparazón durante el proceso de la muda se ve afectado por la disponibilidad de algunas sales de los iones (calcio, bicarbonato y el Ph) en el agua. Los cambios en la composición del agua durante el cultivo intensivo pueden tener un efecto importante sobre la mineralización y sobre la capacidad del animal para controlar el pH sanguíneo (Lee y Wickins, 1997).

La temperatura es un factor ambiental que limita el crecimiento, se ha notado que en temperaturas bajas se reduce la incidencia de la muda en poblaciones naturales, esto se debe a que el índice de su actividad metabólica también se reduce. Según Swift (1985) la temperatura óptima para obtener un buen crecimiento en esta especie esta en un rango de 25 -30°C.

La salinidad no es un factor que limite el crecimiento de los camarones, ya que L. vannamei presenta una amplia tolerancia a las variaciones de salinidad, sin embargo su tasa de crecimiento disminuye cuando la salinidad excede de los 35‰ o es inferior a 20‰. (Cun 1982). Otro factor importante en el crecimiento de esta especie es el nivel de oxígeno disuelto Brown (1991) sugiere que los niveles de oxígeno disuelto deben estar alrededor de 3 ml/L.

La mayoría de las especies de camarones de cultivo, las hembras alcanzan tallas mayores que los machos. La temperatura es muy importante en el crecimiento de estos organismos; a mayor temperatura, se presenta un mayor crecimiento; la tolerancia a la temperatura, los rangos óptimos y la razón de cómo afecta el crecimiento, depende de las especies, de la edad y de los otros factores como salinidad, oxígeno disuelto, etc.

### **3.10.1 Ritmo de crecimiento**

Es el crecimiento en peso de los organismos en un período de tiempo determinado, por ejemplo una semana (Martínez, 1998). El crecimiento puede entenderse como el incremento de tamaño derivado de una serie de elementos de

mudas o como el incremento en peso resultante de la adición de masas de tejidos. El proceso de muda y los cambios de tamaño en el exoesqueleto son eventos independientes del crecimiento muscular.

### **3.10.2 Tasa de crecimiento**

La tasa de crecimiento de una animal se puede decir que es la diferencia existente entre las tasas de catabolismo y anabolismo. De esta manera el crecimiento es el resultado neto de la acumulación y de la destrucción del material celular (Ville, 1992).

Los muestreos de crecimiento nos permiten conocer el comportamiento de los camarones, en cuanto a su desarrollo, condiciones de muda y su respuesta a la relación alimenticia. Estos muestreos deben de realizarse en forma periódica; se recomienda hacerlo semanalmente; se utiliza una red de malla de ojo de 4/16 ó ¼ todo dependerá de la edad y talla del camarón esta actividad se realiza en la edad de postlarvas o pequeño juvenil hasta alcanzar 1.5 gramos, después se utiliza atarrayas para el muestreo. Se espera el camarón crezca un gramo semanal. La tasa de crecimiento depende de:

- La habilidad inherente de los camarones para crecer.
- La calidad del agua.
- La densidad de siembra y la especie en cultivo.
- La cantidad y calidad de alimento.
- La temperatura del agua.
- La edad de los camarones.
- La salud de los camarones.

Estos muestreos semanales es la única relación que se tiene para evaluar el óptimo desarrollo de la granja desde la siembra hasta la cosecha. Por lo tanto para manejar correctamente los criaderos, este muestreo debe de reflejar lo más exactamente posible el estado de la población del criadero, tanto en lo que se refiere al peso promedio como en la homogeneidad de las tallas. Además se debe

aprovechar el muestreo para estimar el estado de salud de los camarones, su distribución y su densidad diaria. (Urey 2008)

### **3.11 PARÁMETROS POBLACIONALES**

#### **3.11.1 Muestreo poblacional de camarones.**

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.

#### **3.11.2 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: período de muda (fase lunar, siendo favorable 3-4 días después de la 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.

#### **3.11.3 Determinación de población de camarones en 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.

### 3.11.3.1 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:

**$D = (\sum D_i)/X$  (mt.)** donde,  **$D_i$**  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 de la atarraya ( $A_a$ ) se calcula de la manera siguiente:

**$A_a = \pi \cdot r^2$**  donde  $r$  es el radio del círculo ( $D/2$ ).

#### **3.11.4 Densidad y espacio**

La densidad de los organismos en camaronicultura se refiere al número de camarones por metro cuadrado. Es la capacidad de postlarvas que se siembran en un metro cuadrado. Por otro lado el concepto de capacidad de carga de un estanque, así como la cantidad de organismos que se estén alimentando y la calidad de agua pueda soportar para que los animales puedan vivir y crecer adecuadamente.

El espacio es el lugar donde se desarrollan los camarones y tiene una capacidad limitada para soportarlos, aquí, debe de existir suficiente alimento y capacidad para eliminar desechos capaces de hacer daño a los individuos. La capacidad de producir alimento y de eliminar desechos al fin determina la capacidad de carga de un ecosistema.

##### **3.11.4.1 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  **$D_c$**  mediante la siguiente fórmula:

**$D_c$  (camarones/m<sup>2</sup>) =  $N_c/A_a$**  donde  **$N_c$**  es el número promedio de camarones por lance de atarraya y  **$A_a$** , el área promedio de la atarraya (m<sup>2</sup>).



### **3.11.5 Determinación de población de camarones en estanques mediante el uso de tabla de alimentación y comederos**

Los comederos, se han constituido como una de las principales herramientas de manejo de la alimentación de camarones a través del suministro diario del alimento. Además, presenta otras utilidades o ventajas que han sido señaladas en el Boletín Nicovita 3(1), Enero 1998. La importancia en el caso de este artículo, es su utilidad en la evaluación de la biomasa de camarón presente en el estanque de cultivo.

Para la evaluación de la población de camarón dentro del estanque, se debe tener conocimiento de ciertos datos previamente registrados como: peso promedio semanal del camarón, cantidad de alimento suministrado en el estanque mediante comederos durante los periodos de mayor actividad del camarón (fuera de muda y después de la rotación), que porcentaje (%) del peso corporal representa el alimento suministrado a ese peso promedio (para lo cual, se debe tener una tabla de suministro de alimento, adaptada y ajustada a las características de la camaronera o en último de los casos, otra tabla guía como las sugeridas por los proveedores de alimento.

El crecimiento semanal promedio en peso de los camarones puede ser obtenido a partir de camarones capturados en los mismos comederos y/o extrayendo muestras mediante atarraya, una vez por semana.

La población de camarones presente en un estanque se puede hallar a través del ejemplo siguiente: Supongamos que en un estanque de 4 Ha, el peso promedio semanal del camarón fue de 12 gr.; el porcentaje de la biomasa corporal en alimento correspondiente para ese peso, era aproximadamente del 1.8% según la Tabla 1; y el suministro y consumo máximo total de alimento por día mediante el control de los comederos, fue de 120 Kg.

Teniendo estos valores, se procede a obtener la biomasa de camarón a partir del cociente entre el alimento consumido y el porcentaje de la biomasa corporal multiplicado por 100 %; por lo que:

$$120 \text{ Kg.} \div 1.8\% \times 100\% = 6,666.66 \text{ Kg. de biomasa de camarón.}$$

Luego, para obtener el número de individuos que constituyen la población total de camarón en el estanque, se convierte la biomasa hallada en Kg. a gramos y se divide entre el peso promedio semanal, teniendo así:

$$6,666.66 \text{ Kg.} \times 1000 \text{ gr.Kg.}^{-1} \div 12 \text{ gr. camarón}^{-1} = 555,555 \text{ camarones.}$$

La densidad de camarones por hectárea se obtiene a partir del cociente entre el número de camarones en el estanque, dividido por el área del estanque; así:

$$555,555 \text{ camarones} \div 4 \text{ Ha.} = 138,888 \text{ camarones por hectárea.}$$

Indudablemente que estos valores hallados tienen que corroborarse con los resultados obtenidos a la cosecha total del estanque; y que tiene que determinarse un porcentaje de ajuste.

Además, es necesario que los datos sobre muestreos poblacionales mediante este método, sean analizados constantemente ya que pueden variar los consumos de alimento de acuerdo a la estación (el consumo es mayor en verano, que en invierno), el aporte de la productividad natural del estanque (tanto plancton de la columna de agua como bentos sobre el fondo), calidad del alimento (buena hidroestabilidad), control consciente del consumo en comederos por el personal alimentador, etc. (Urey 2008)

## **IV.- MATERIALES Y METODOS**

### **4.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO**

El experimento se realizó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA); año 2011, localizada a 20 kilómetros en la comunidad de Las Peñitas. Esta se comunica con la ciudad de León por medio de una carretera pavimentada. Coordenadas: 496457 me 1367324 mn.

Es una instalación académica de la UNAN-León donde se desarrollan investigaciones científicas y tecnológicas, además se realizan las prácticas profesionales de los estudiantes de la carrera de Ingeniería Acuícola.

### **4.2 DISPOSITIVO EXPERIMENTAL**

Se trabajó en dos pilas de concreto de 10 metros cuadrados, con capacidad de 12 toneladas métricas de agua, cada una con un nivel operativo de 80 cm, se sembraron con distintas densidades de siembra, donde la pila 1 tenía 80 camarones por metro cuadrado y la pila 2 tenía una densidad de siembra de 40 camarones por metro cuadrado. Cada una de estas pilas tenía aireación artificial durante todo el experimento, se sometió a recambios de agua cada vez que fue conveniente. Este experimento tubo un tiempo de duración de veintidós días

La alimentación se dio dos veces al día (07:00AM-1:00PM), el método que se utilizó fue a través del boleó, el alimento que se utilizó fue biocamaronina al 35% de proteína.

### **4.3 DETERMINACIÓN DE FACTORES FÍSICO-QUÍMICOS**

Los factores físicos y químicos del agua de las pilas se tomaron a una hora específica (06:00am-05:00pm) comenzando el día de la siembra, y durante todo el ciclo productivo finalizando el día de la cosecha, se tomaron de la siguiente manera:

#### **4.3.1 Oxígeno disuelto (OD)**

El OD se tomó utilizando un oxigenómetro (YSI-550). Se introdujo el electrodo hasta unos 20 centímetros debajo de la superficie del agua de las pilas y se realizó la medición. Estos datos se anotaron en un formato de campo correspondiente.

#### **4.3.2 Temperatura (t°)**

La temperatura se tomó con el oxigenómetro después de tomar el oxígeno disuelto (OD). Se introdujo el sensor térmico del oxigenómetro para determinar la temperatura del agua, estos resultados se anotaron en un formato respectivo de campo.

#### **4.3.3 Salinidad (s‰)**

Para medir la salinidad se utilizó un salinómetro, se calibró aplicando agua dulce hasta que marque 0, luego se tomó agua de la pila y se echó en el salinómetro, se observó en el visor la salinidad.

### **4.4 PARÁMETROS POBLACIONALES**

#### **4.4.1 Crecimiento**

El muestro de crecimiento inició a partir de la primera semana de cultivo y se realizó cada cinco días.

Se tomaron 10 individuos por cada pila sembrada. Los camarones capturados fueron pesados de forma individual con una balanza gramera (capacidad de 200 gr.). Estos resultados se anotaron por separado en un formato de campo para procesar los datos y sacar el peso promedio y el incremento semanal.

#### **4.4.2 Ritmo de crecimiento**

El ritmo de crecimiento se realizaba restando el peso de la semana actual, menos el peso de la semana anterior.

#### **4.4.3 Supervivencia**

Esta se observó al final del experimento, a través del conteo de individuos.

#### **4.4.4 Rendimiento productivo**

El rendimiento productivo se estimó al final del ciclo productivo, no fue más que la cantidad de libras de camarón cosechado, de ahí se calculó la supervivencia.

Para ello, se necesitó calcular la población final (a través del conteo), biomasa final (número de individuos cosechados por el peso promedio), supervivencia final (individuos cosechados por 100 entre población inicial).

Así mismo, se calculó la biomasa semanal a como fue expresado en el acápite anterior.

#### **4.5 FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA (F.C.A):**

El factor de conversión alimenticia se determinó semanalmente, este consiste en la división del alimento acumulado por semana suministrado entre la biomasa acumulada en la pila esa semana ( $\text{Alim. Acumulado semanal} / \text{Biomasa semanal}$ ). Para ello, se llevó un control del alimento suministrado y la ganancia de la biomasa semanal, que se expresa como libras acumuladas por semana actual menos la biomasa acumulada de la semana anterior, determinado a partir del muestreo de crecimiento en peso y de la población.

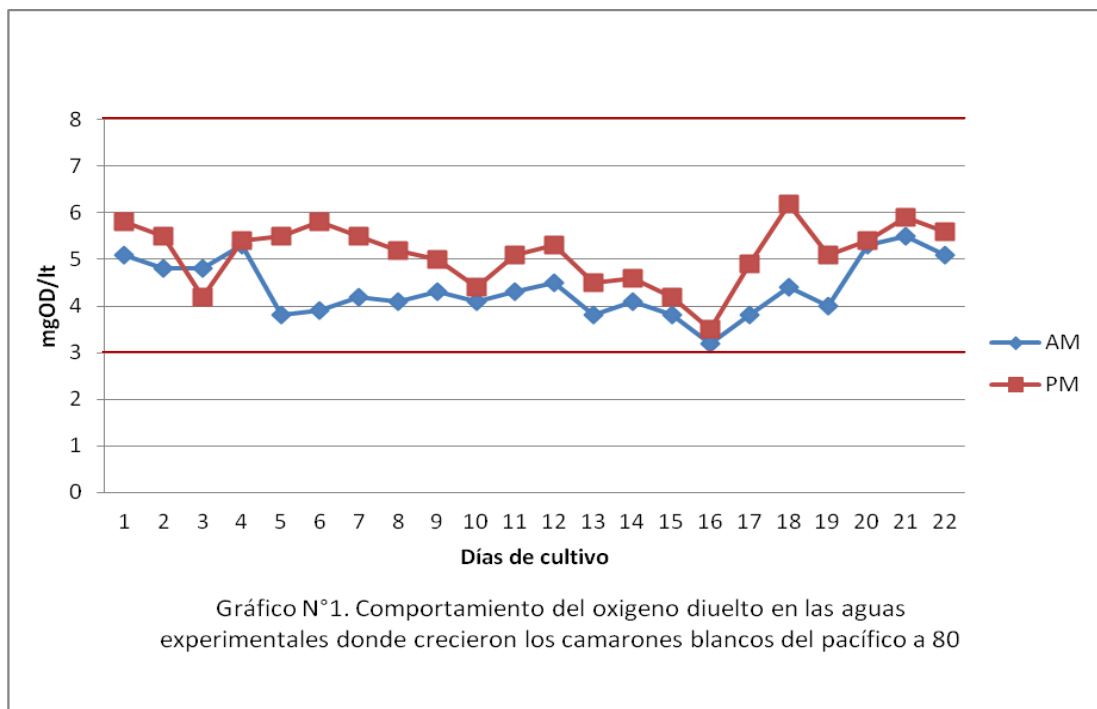
## V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Factores físicos y químicos en pilas sembradas a 80 y a 40 pls/m<sup>2</sup>.

Los factores registrados a lo largo del cultivo se presentan a continuación de la siguiente manera:

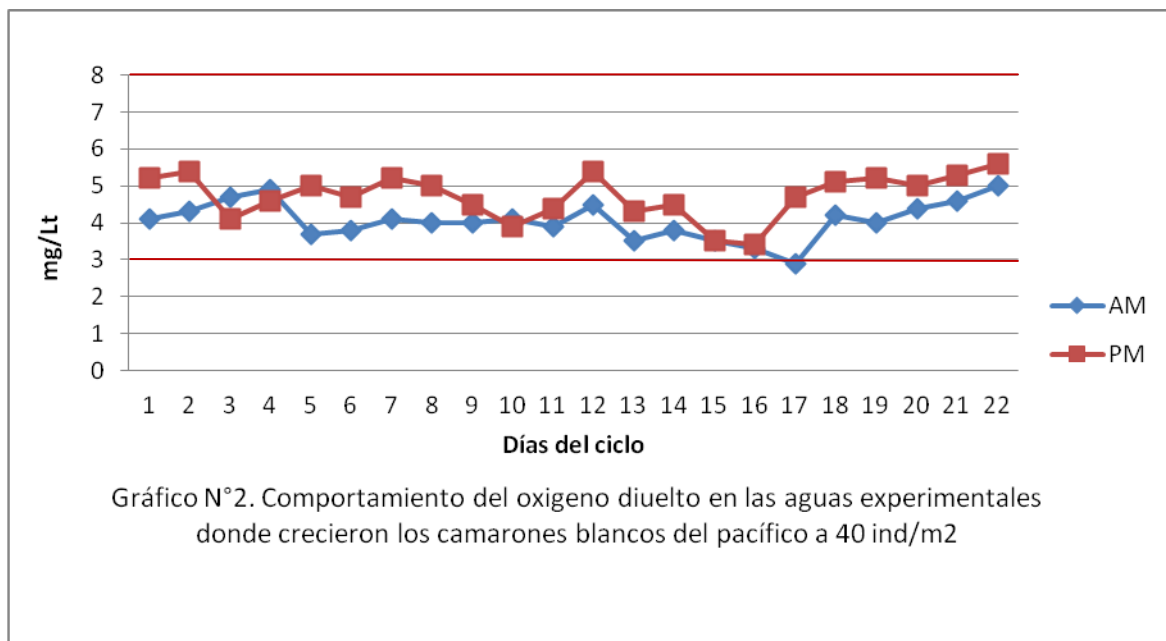
#### OXIGENO DISUELTO (OD).

El OD en el medio de cultivo es de vital importancia para los camarones. Al revisar los datos se encontró una variación constante, el más alto en la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup> fue de 5.5 mg/l en el día 21 de cultivo y el mas bajo fue de 3.2 mg/l en el día 16 de cultivo. (Grafica 1) La concentración mínima de oxígeno disuelto que puede ser tolerada por un camarón varía con la talla y el tiempo de exposición. Intervalos de 3 a 8 mg/l medidos en horas de la madrugada y de la tarde respectivamente son normales y recomendables (Arredondo, 1991).



Según Herrera C. (1999), la concentración mínima de OD para especies de camarones en cultivo es de 3.0 mg/l. Valores menores a este pueden provocar un freno metabólico en el camarón y por tanto obstruye su crecimiento normal.

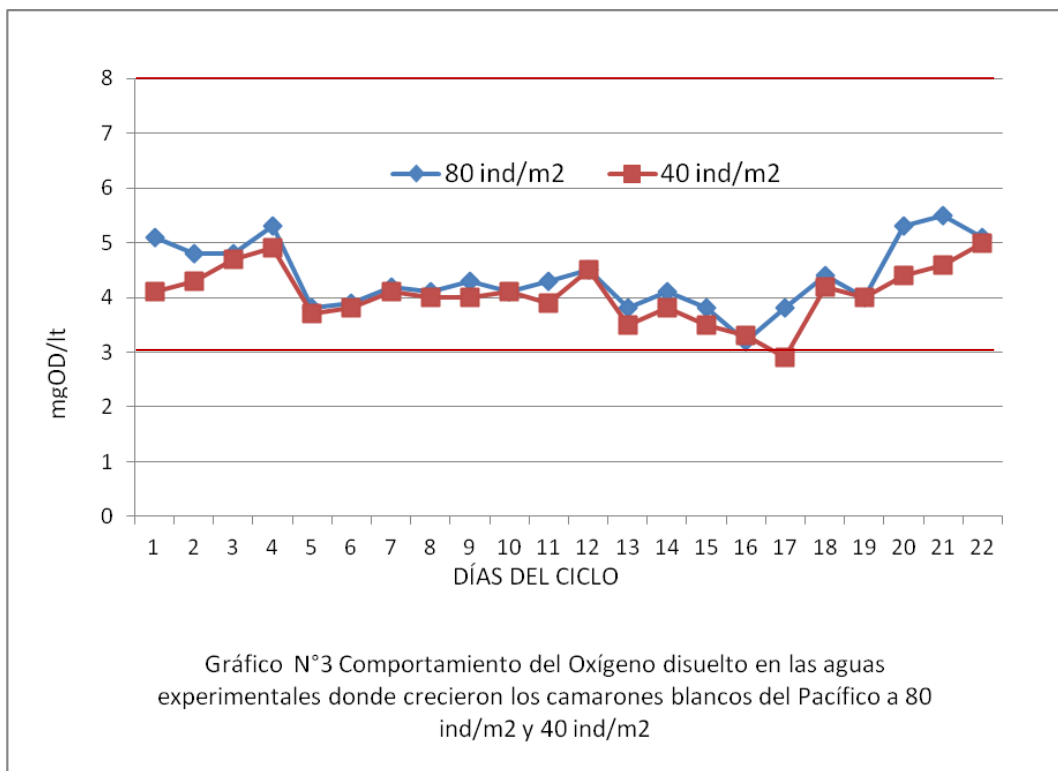
En la densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> el valor más alto de OD fue de 5.6 mg/l en el día 22 de cultivo y el más bajo fue de 2.9 mg/l en el día 17 de cultivo. (Grafica 2) Según estudios realizados por Martínez E, (1997) la falta de oxígeno, influye en el metabolismo de los camarones, a diferencia en oxígeno en concentraciones menores a 3 mg de oxígeno disuelto/l tiene un efecto negativo sobre el crecimiento.



## COMPARACIÓN DE OD EN AMBAS DENSIDADES

Como se puede observar los niveles de OD en ambas densidades por la mañana disminuyen a lo largo del cultivo, sin salirse de los rangos óptimos, esto es debido a que las bacterias descomponedoras actúan sobre la acumulación de materia orgánica en el fondo. Así también el requerimiento de OD por parte de los camarones es mayor debido a su aumento de tamaño a lo largo del cultivo.

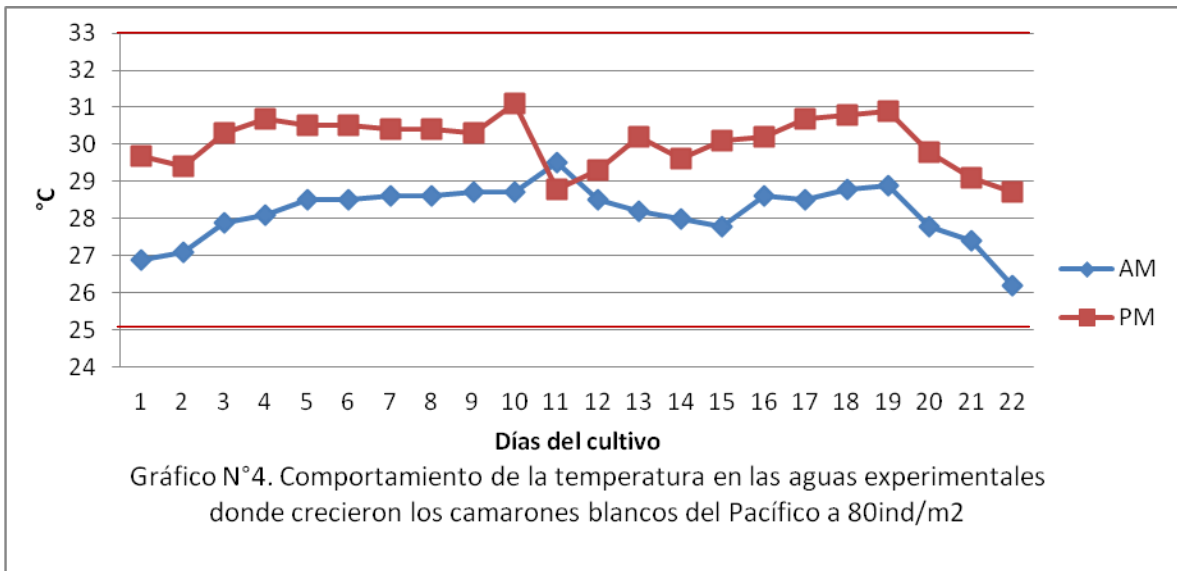
Por otro lado los niveles de OD por la tarde se comportan de manera ascendente esto debido a la fotosíntesis realizada por el fitoplancton presente en el agua.



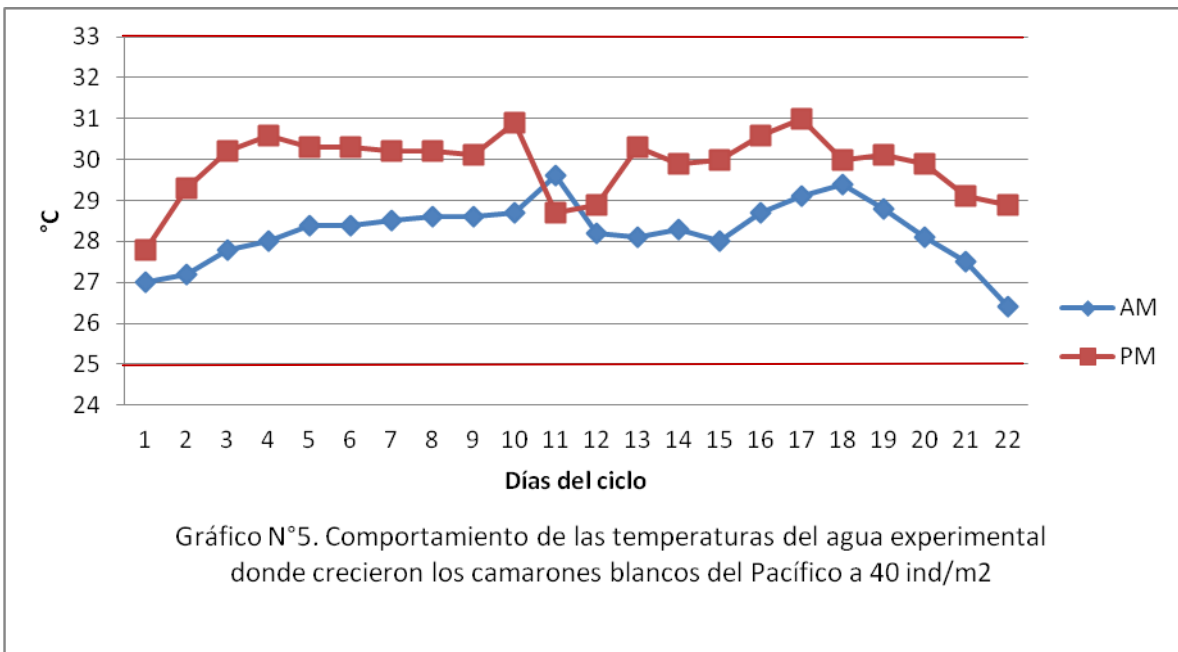


## TEMPERATURA (°C).

La temperatura de las aguas del medio de cultivo es importante en el desarrollo de los camarones. De los valores registrados para la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup>, el más alto fue de 31.1°C en el día 10 y el más bajo fue de 28.8 °C en día 11. (Grafica 4) Según Obregón 1999, la temperatura óptima para el buen desarrollo de los camarones está entre los 25° C y 33° C. Al haber temperaturas mayores a las estimadas se dan concentraciones y cambios en el metabolismo del camarón; y al disminuir el organismo deja de ser activo, no se alimenta y por lo tanto disminuye su metabolismo.



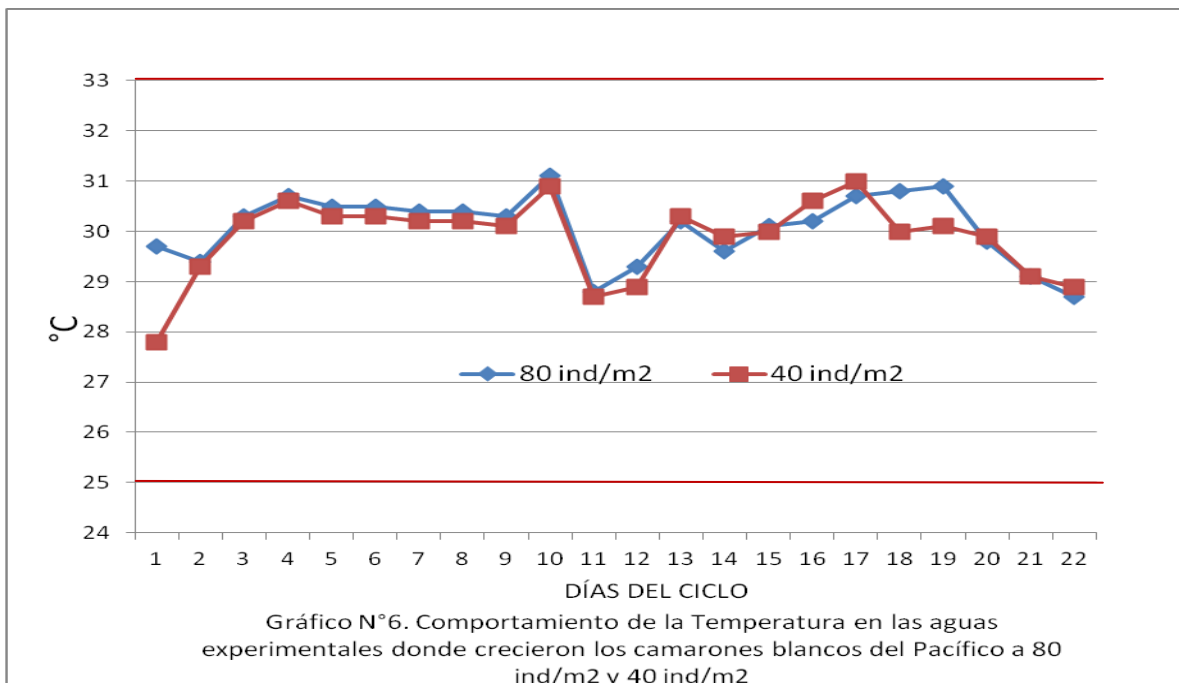
En densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> el valor más alto fue de 31°C en el día 17. Y el más bajo fue de 27.8 °C en el día 1 de cultivo. Martínez (1995) explica como las temperaturas mayores a 34°C prolongadas causan enanismo, esto es debido a la aceleración de las moléculas del organismo, lo que afecta en la síntesis de la materia. A demás las altas temperaturas desnaturalizan las enzimas provocando limitaciones en el desarrollo metabólico del animal.



## COMPARACIÓN DE TEMPERATURAS EN AMBAS DENSIDADES

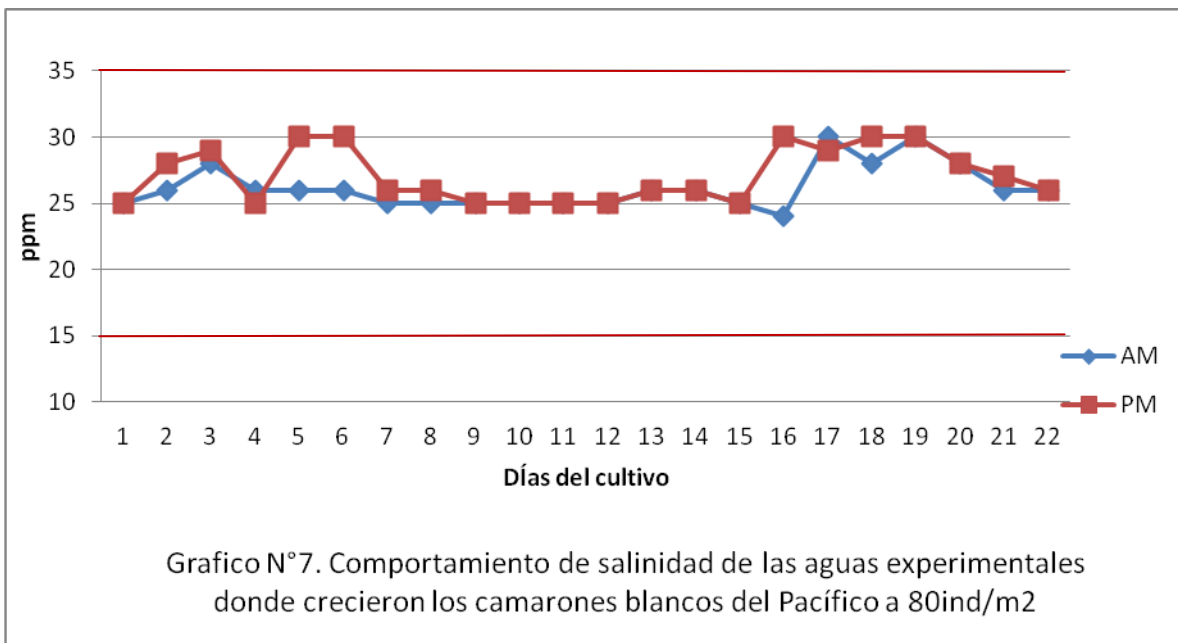
Durante todo el experimento el comportamiento de la salinidad se mantuvo igual teniendo el mismo comportamiento a diferencia del primer día que tuvieron una diferencia de 2ppm. Los valores registrados en este estudio muestran una variación constante en su mayoría dentro de los rangos óptimos de 28°C – 33°C, los valores más bajos de cultivo, fue debido a las fuertes incidencia de precipitaciones y nubosidad típica de la estación del año.

Las temperaturas que se registraron durante el estudio, registradas en ambos estanques se encontraron dentro de los intervalos óptimos para la acuicultura del camarón, por lo cual se puede decir que este factor no fue motivo que impidiera el crecimiento del camarón.

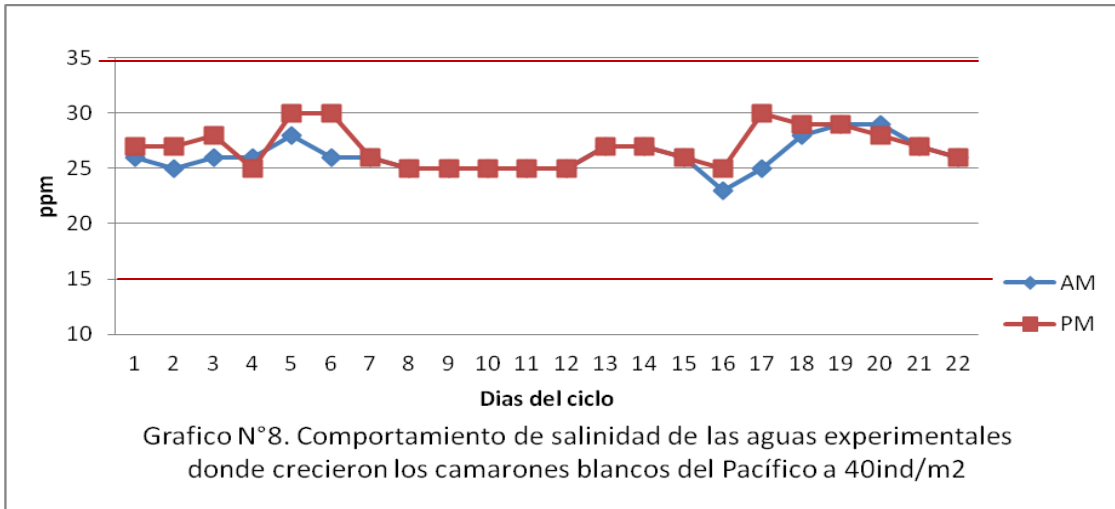


## SALINIDAD (o/ooS).

La salinidad del medio de cultivo juega un papel importante en la osmoregulación celular de los camarones. Los datos registrados muestran para la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup>, el valor más alto fue de 30 ppm en los días 5, 6, 16, 18 y 19 y el más bajo fue de 25 ppm en los días 1, 4, 9, 10, 11, 12 y 15. Según Santamaría 1991, el camarón es un animal euralino, soporta cambios amplios de salinidad. Su crecimiento continúa en rangos óptimos de 15 a 40 partes por mil.



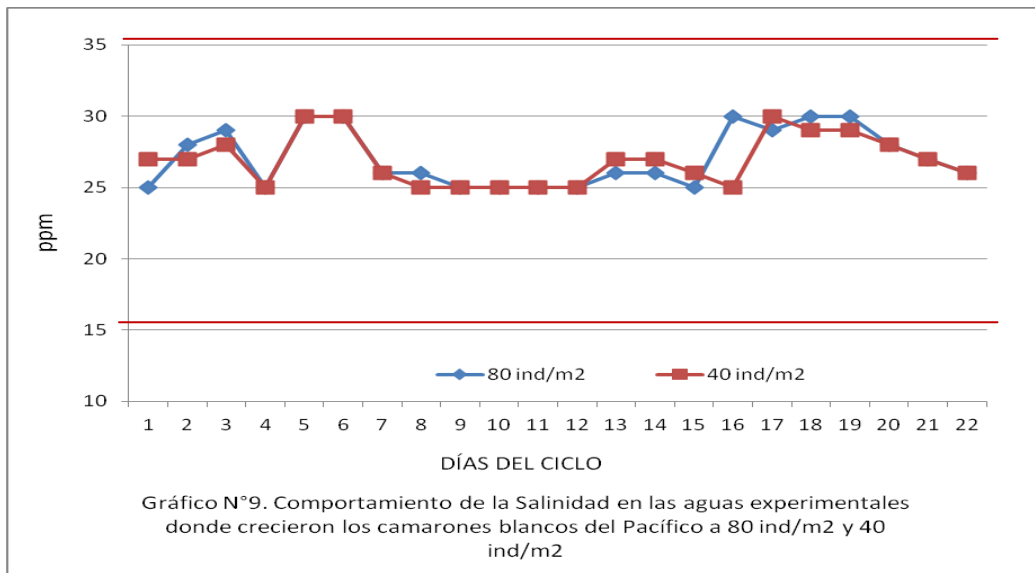
Para la densidad de 40 pls/m<sup>2</sup>, el valor más alto fue de 30 ppm en los días 5, 6 y 17 y el más bajo fue de 25 ppm en los días 4, 8, 9, 10, 11, 12 y 16 del cultivo. Franco 1996 propone como intervalos óptimos para la crianza de camarones marinos Litopenaeus vannamei del 15 al 30 ppm. Así mismo Martínez (1998), explica los efectos de alta salinidad sobre el equilibrio osmótico provocado por las diferencias de osmoralidad entre los fluidos internos del camarón con respecto a la osmoralidad del agua circulante.



### COMPARACIÓN DE SALINIDADES EN DIFERENTES DENSIDADES

La salinidad se mantuvo estable durante todo el ciclo, manteniéndose en los rangos óptimos, teniendo el mismo comportamiento, la mayor diferencia entre ambos estanques fue en el día 16 teniendo una diferencia de 5 ppm.

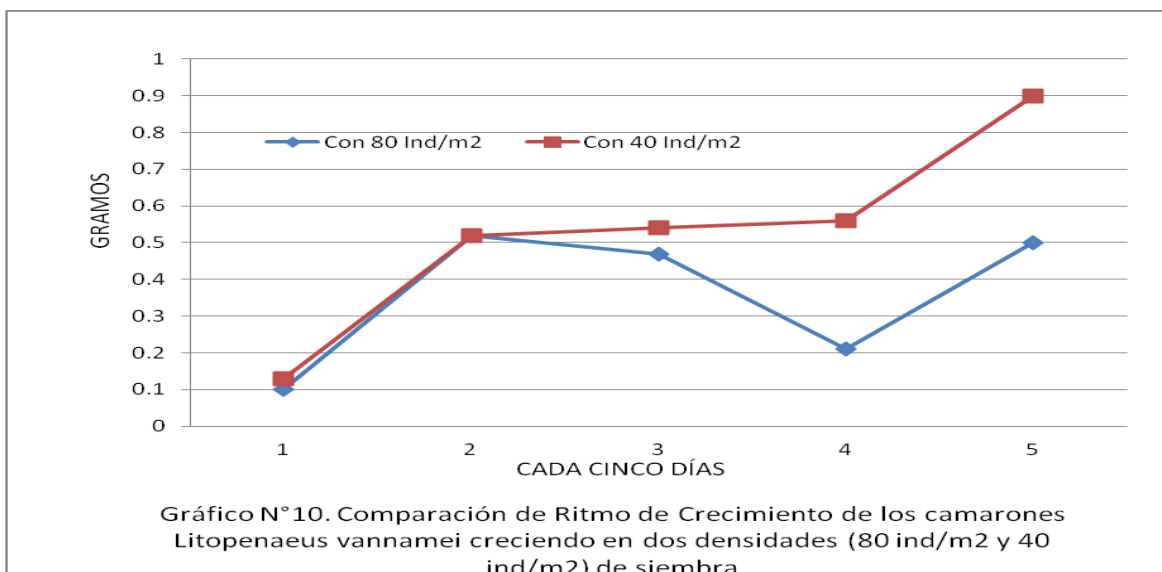
Dado lo anterior, se considera que la salinidad no fue motivo para inhibir el crecimiento de los camarones ya que siempre se mantuvo en los intervalos óptimos para que se desarrolle el camarón en cultivo.



## RITMOS DE CRECIMIENTO (GR).

Los datos registrados muestran que para la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup>, el incremento de peso promedio por semana fue de 0.36 grs, siendo el incremento registrado más alto de 0.52 grs en la semana 2 y el más bajo de 0.1 grs en la semana 1. Para la densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> el incremento de peso promedio por semana fue de 0.53 grs, siendo el valor registrado más alto de 0.9 grs en la semana 5 y el más bajo de 0.13 grs en la semana 1 de cultivo. (GRAFICA N°10) Martínez (1998) señala que el ritmo de crecimiento es el crecimiento en peso de los organismos en un periodo de tiempo determinado. Por ejemplo una semana.

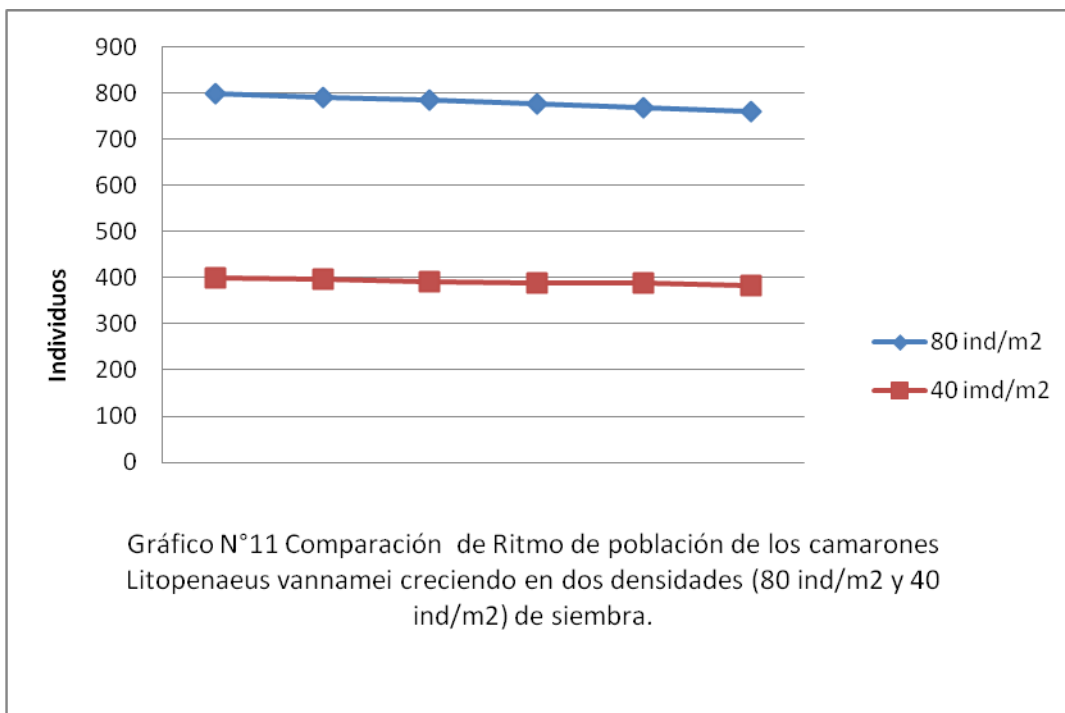
Yoon y Reinoso 1982 señala que teóricamente en un cultivo de camarón marino del género penaeus se espera encontrar incrementos mínimos por semana que correspondan aproximadamente a un gramo semanal. Como se puede observar los incrementos de peso semanal fueron más óptimos en densidades de 40ind/m<sup>2</sup> en comparación de la densidad de 80ind/m<sup>2</sup>. Esto es debido a la alta competencia por alimento y espacio en mayores densidades de siembra, lo cual ocurrió en las pilas de estudio. Este resultado muestra que los camarones de los dos estanques obtuvieron un ritmo de crecimiento menor a 1g/semana durante el ciclo.



## **SOBREVIVENCIA (S%)**

Con respecto a la sobrevivencia se denota la diferencia entre los dos estanques, para el estanque con densidad de 80ind/m<sup>2</sup> al final del ciclo se registró una sobrevivencia del 95% (760 individuos), mientras que para el estanque con 40ind/m<sup>2</sup> se registró una sobrevivencia del 96% (384 individuos).

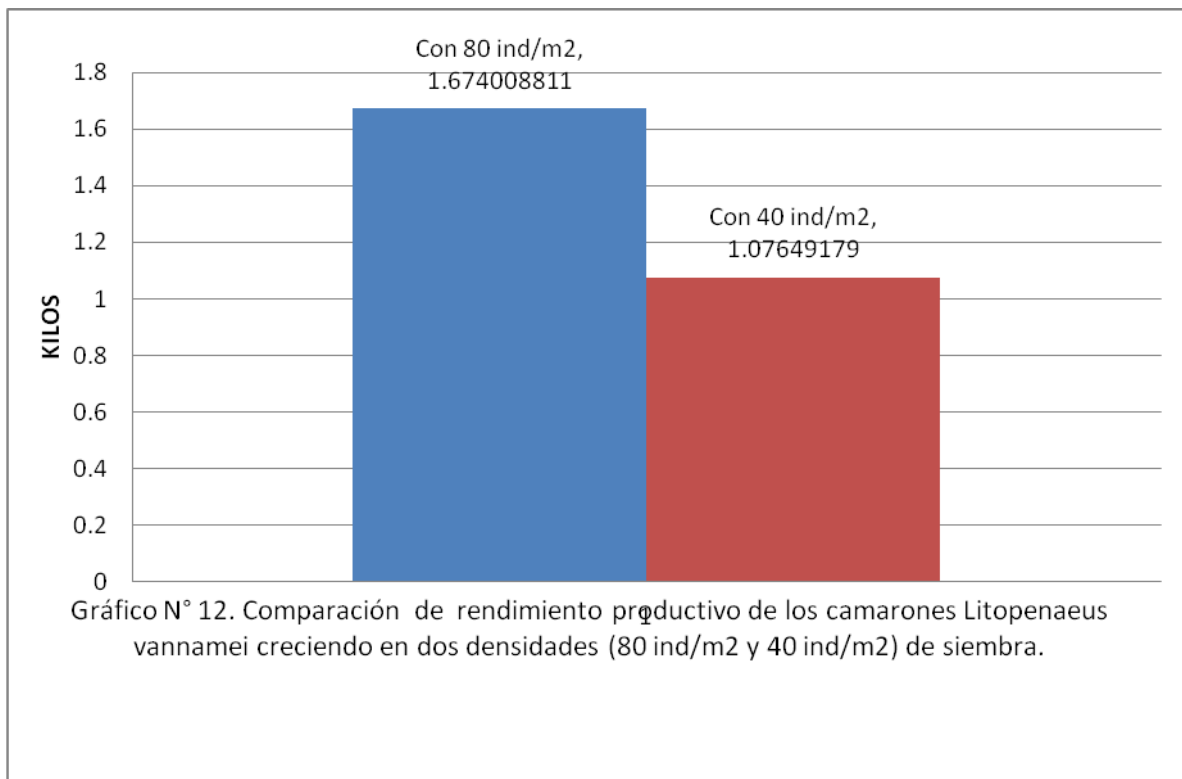
Las óptimas sobrevivencias de los camarones en cultivo dependen de una inmensidad de factores, que se encuentran en una constante correlación (factores ambientales físicos y químicos, tipo de siembra, calidad de agua, presencia de patógenos, manejo del cultivo, entre otros.), las cuales son notables en los estanques que se observaron en este estudio; en donde ambos estanques presentaron alta sobrevivencias teniendo un porcentaje más alto el estanque con 40ind/m<sup>2</sup> en comparación con el estanque de 80ind/m<sup>2</sup>.



## RENDIMIENTO PRODUCTIVO (KILOS)

Valores registrados en la cosecha muestran las libras de camarones cosechados de la siguiente manera: en la pila 1 se cosecharon 1.67 kilos; para la pila 2 se cosecharon 1.07 kilos.

Se observa un mejor rendimiento productivo en la densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> ya que se alcanzaron mejores tamaños y de mejor calidad a pesar de obtener menos libras cosechadas. Para la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup> se obtuvo mayor libras pero con camarones de menor calidad.

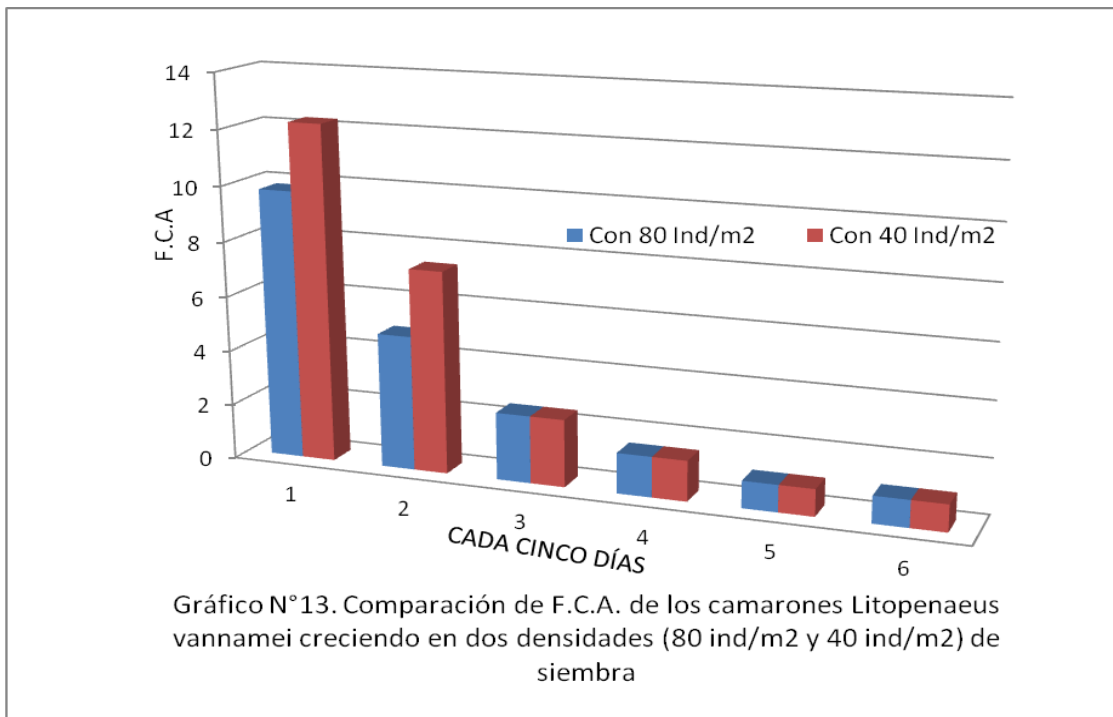




## FACTOR DE CONVERCION ALIMENTICIO (FCA)

El valor más alto de FCA para la densidad de 80 ind/m<sup>2</sup> fue de 9.8 en la semana 1 y el más bajo fue de 0.98 en la semana 5 y 6; para la densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> el valor más alto fue de 12.25 en la semana 1 y el más bajo fue de 0.98 en la semana 5 y 6 de cultivo. (Grafica 13) Al principio hubo una diferencia en el FCA ya que los pesos de los camarones eran diferentes, los camarones en densidad de 40 ind/m<sup>2</sup> tenían un menor tamaño en comparación con los de 80 ind/m<sup>2</sup>, una vez estabilizado el peso de ambos el FCA fue igual para ambas densidades.

Según Herrera (1999) el factor de conversión alimenticia es un indicador de la asimilación del alimento por parte de los camarones, un valor mayor de 1.5 de FCA es recomendable puesto que se necesita más de una 1.5 libras de alimento para que el camarón incremente apenas 1 lbs. Así mismo Urey (2008) señala, que el F.C.A. varía durante el ciclo de producción y entre las poblaciones, pero es una guía muy buena y debería ser entre 0.6-1.5 en camarones de hasta 10 gramos.



## VI.- CONCLUSIONES

En el análisis de los resultados obtenidos en el transcurso de este trabajo, las principales conclusiones son:

1. Los factores ambientales variaron entre los intervalos siguientes: el oxígeno disuelto entre los 2.9 mg/lit y los 6.2 mg/lit. La temperatura del agua varió entre los 26.2 °C y los 31.0 °C y la salinidad entre 23 y 30 0/00S. Ninguno de los parámetros ambiental incidieron de manera directa sobre el crecimiento de camarones en cultivo, ya que todos se mantuvieron en sus rangos óptimos.
2. Durante todo el cultivo se presentó un ritmo de crecimiento menor a 0.9 g por semana en ambos tratamientos. El valor mayor se presentó en la semana 5 con 0.52 gr en el tratamiento 1 con 80 ind/m<sup>2</sup>. Con respecto al ritmo de crecimiento del tratamiento 2 con 40 ind/m<sup>2</sup> el valor más alto se registró en la semana 5 con 0.9 gr. La sobrevivencia registrada para ambos tratamientos al final del ciclo fue excelente, con respecto al tratamiento 1 se obtuvo una sobrevivencia final de 95% y para el tratamiento 2 la sobrevivencia final fue de 96%. El rendimiento productivo en el tratamiento 1 al final del experimento fue de 3.68 lbs y en el 2 fue de 2.37 lbs.
3. El factor de conversión alimenticio (F.C.A) de los camarones en los dos tratamientos estudiados fue: en el tratamiento 1 con 80 ind/m<sup>2</sup> 3.43 en promedio, en la primera semana fue de 9.8 y al final del experimento fue de 0.98; para el tratamiento 2 con 40 ind/m<sup>2</sup> fue de 4.2 en promedio, en la primera semana fue de 12.2 y al final del experimento fue de 0.98.

## VII.- RECOMENDACIONES

1. Preparar los estanques 10 días antes de la siembra, verificar que no haya fayas en la aireación, tener en cuenta el manejo del cloro y otros productos para desinfección, que limiten la proliferación natural de microalgas en el medio. De esta manera asegurar un medio apto para el desarrollo post-larval del camarón, evitando mortalidades en los primeros días de la siembra.
2. Realizar controles estrictos de los parámetros físicos-químicos para mantener intervalos óptimos principalmente el oxígeno que es un factor muy importante para el crecimiento de los organismos.
3. Hacer un buen uso del alimento artificial llevando tablas de alimentación para así tener un control del alimento suministrado al camarón en cada una de las dietas.
4. Incluir análisis de agua antes y después de cada fertilización para ver el aumento de fitoplancton en el estanque.

## VIII.- BIBLIOGRAFÍA

- Arellano, E. 1990. Guías Técnicas en el cultivo de larvas de camarón. En memoria de Edgar Arellano. : Once años dedicados a la investigación y desarrollo de la acuicultura en el Ecuador. CENAIM, San Pedro de Manglar alto, Ecuador. pp 53-86. Editores: Calderón, J., y Sonnenholzner, S. 1993.
- Avnimelech, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture* 176:227-235. McIntosh, D., T.M. Samocha, E.R. Jones, A.L. Lawrence, S. Horowitz, y A. Horowitz. 2001. Effects of two commercially available low-protein diets (21% and 31%) on water and sediment quality, and on the production of *Litopenaeus vannamei* in an outdoor tank system with limited water discharge. *Aquacultural Engineering* 25:69- 82.
- Arredondo Figueroa, J.L. 1991. Técnicas de Fertilización en el Cultivo de Camarón. En Zendejas H.J. and G.W. Chamberlain (editores). Taller sobre el cultivo de camarón. Mazatlán, Sin Julio 17-19, 1991. Purina S.A de C.V., México D.F. México. 47-56
- Andrews, F. 1996. Como Prevenir y Curar Enfermedades de los Peces de Acuario. Editor Ceac, S.A Italia. (12- 25) p.
- Barreto, F. 2003. Crecimiento de camarones *Litopenaeus vannamei* asociado a factores de manejo. León 2003, Pág. 2
- Brown, C. 1991. Marine Penaei shrimp. *In* Production of aquatic animal's crustacean, molluscs, amphibians and reptiles. Elsevier science publisher B.V., Amsterdam. Pp 21-30
- Burford, M.A., P.J. Thompson, R.P. McIntosh, R.H. Bauman, y D.C. Pearson. 2003. Nutrient and microbial dynamics in high-intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture* 219:393-411.

- Cun, M. 1982. Guía práctica para la cría de camarones comercial (*Penaeus*) en Ecuador. Instituto nacional de Pesca, Ecuador. Boletín científico y técnico 5(1): 28.
- Clifford, Henry C, 1992. El manejo de estanques camaroneros (a case study in marine Shrimp, pond management). C&C. Acuicultura Services PO. BOX. 160. Cristal River, Florida 34423. USA. Págs. 1,2.
- Donovan, D. 1997. Environmental code of practice for Australian prawn farmers. Kuruma, Australia Pty. Ltd., East Brisbane, Australia. 37 pp.
- Edemar, R., Beltrame, E., Seiffert, W. 1996. Despesca e Transporte de pós - larvas. Curso internacional de "Produção de pós - larvas de camarão marinho ". Florianópolis, Brasil. pp 153-156.
- Franco, A. 1990. Manejo Técnico de granjas camaroneras. Pradepesca Manual 1. Pp 9 -17.
- Green, W.B., D.R. Teichert-Coddington, C.E. Boyd, J.L. Harvin, H. Corrales, R. Zelaya, D. Martínez, y E. Ramírez. 1996. Effect of Diet Protein on Food Conversion and Nitrogen Discharge during Semi-Intensive Production of *Penaeus vannamei* during the Dry Season. Fourteenth Annual Technical Report, CRSP, 77-86 pp.
- Herrera Sirias, C y Martínez G.E. 2007. Apuntes de Patología Acuícola. UNAN-León. 79p.
- Higuera, R. 1999. Principios fundamentales para una siembra exitosa de camarón. Panorama Acuícola, 4 (4). pp 24 - 25.

- Hernández.A.R. 1991. Mozambique Bioeconomía del Cultivo de Camarón. Informe de misión proyecto MOZ/86/033. F.A.O. pp. 95.
- Lee, d, wickins, j, 1997. Biología. In cultivo de crustáceos. Acribia, S.A. , Zaragoza, España. Pp. 15-20
- McIntosh, D., T.M. Samocha, E.R. Jones, A.L. Lawrence, S. Horowitz, y A. Horowitz. 2001. Effects of two commercially available low-protein diets (21% and 31%) on water and sediment quality, and on the production of *Litopenaeus vannamei* in an outdoor tank system with limited water discharge. *Aquacultural Engineering* 25:69- 82.
- Martínez C. LR. 1993. Camaronicultura, Bases Técnicas y Científicas para el cultivo de camarones peneidos. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. México: Pág. 178
- Martínez G. E. 1997, Fisiología de camarones
- Morales, V. 1990. Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla Pradepesca. pp 1.
- Molina-Poveda, C.A. 1998. Disminución de la proteína en el alimento del camarón, como una estrategia para reducir el impacto ambiental. Páginas 183-203 en L.E. Snow, J. R. and R. O. Jones. 1959. Some effects of lime applications to warmwater hatchery ponds. *Proceedings of the Annual Conference of the Southeastern Association of the Game and Fish Commission* 13:95-101.

- Pérez-Farfante, I & Kensley, B. 1997. Keys and diagnoses for the families and genera. Penaeoid and sengestoid shrimps and prawns of the world. Mémoires dumuseum national d histoire naturelle. pp 233.
- Rojas, A, Haws, M. & J. Cabanillas, ed. (2005). Buenas Prácticas de Manejo Para el Cultivo de Camarón. United States.1998 Pag 10-25.
- RUPPERT E., BARNES D. 1996, zoología de los invertebrados, Mc. Grae-Gill p 683-690
- Samocha, T.M., A.L. Lawrence, A. Horowitz, y S. Horowitz. 1998. Commercial bacterial supplement – its potential use in the production of marine shrimp under no water exchange. *En* D.E. Jory, editor. Proceedings of the First Latin American Shrimp Culture Congress & Exhibition, 6-10 October 1998, ATLAPA Convention Center Panama City, Panamá.
- Saborío, A. 2000. La Camaronicultura en Nicaragua. UCA. Sexto encuentro de pequeños productores de camarón. Chinandega 2001. Pág. 7, 8
- Swift, D. 1985. Aquaculture training manual. Farnham, Surrey, England: 135
- Tacon, A.G.J., J.J. Cody, L.D. Conquest, S. Divakaran, I.P. Forster, y O.E. Decamp. 2002. Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition* 8:121-137.
- Tacon, A.G.J. 2002. Thematic Review of Feeds and Feed Management Practices in Shrimp Aquaculture. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO Consortium Program on Shrimp Farming and the Environment. Work in Progress for Public Discussion. Published by the

Consortium. Boyd, C. E. and C. S. Tucker. 1992. Water Quality and Pond Soil Analyses for Aquaculture. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama, USA. 183 pp.

- Thakur, D.P., y C.K. Lin. 2003. Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. *Aquacultural Engineering* 27:159-176.
- Boyd, C.E. 1995. Bottom Soils, Sediment, and Pond Aquaculture. Chapman and Hall, New York, New York, USA. 348 pp.
- Urey S. E. 2008, Evaluación del crecimiento y rendimiento productivo de los camarones *Litopenaeus vannamei* en estanques manejados con Sistema Intensivo en la granja camaronera Salinitas, Ponedoya, en el Periodo de Abril a Septiembre del año 2008, 18-23 pp.
- Viacava, M. 1995. *World Aquaculture*, 26(2): 11-17.
- Van Olst, J.C & Calberg J. M. 1972. Shrimp farming. *Aquaculture systems international*. Sorrento valley road. San Diego California.
- Velasco, M., A.L. Lawrence, y W.H. Neill. 1998. Effects of dietary phosphorus level and inorganic source on survival and growth of *Penaeus vannamei* postlarvae in zerowater exchange culture tanks. *Aquatic Living Resources* 11:29-33.



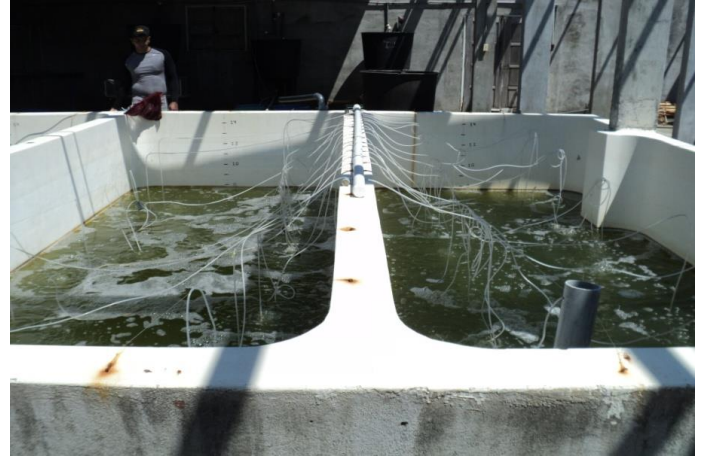


## 2. Formato de campo empleado en la investigación para recoger datos

FORMATO DE CAMPO							
DÍA	FECHA	OXÍGENO DISUELTO		TEMPERATURA		SALINIDAD	
		AM	PM	AM	PM	AM	PM
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							
21							
22							



3. Lugar donde se realizó la investigación



4. Dispositivo experimental



5.-Determinación de oxígeno disuelto.



6.-Determinación la salinidad

