

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



Tesis para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Comparación del crecimiento de postlarvas de camarones *Litopenaeus vannamei* en condiciones de agua con bajas salinidades (3 S‰) vs agua salada (32 S‰).

Elaborado por:

Br. Adelayda de los Ángeles Bucardo Quiroz.

Br. Sabrina Downs Andrews.

“A LA LIBERTAD POR LA UNIVERSIDAD”

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



Tesis para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Comparación del crecimiento de postlarvas de camarones *Litopenaeus vannamei* en condiciones de agua con bajas salinidades (3 S⁰/₀₀) vs agua salada (32 S⁰/₀₀).

Elaborado por:

Br. Adelayda de los Ángeles Bucardo Quiroz.

Br. Sabrina Downs Andrews.

Tutor:

Dr. Evenor Martínez G.

León, 21 de Marzo 2014

“A LA LIBERTAD POR LA UNIVERSIDAD”

DEDICATORIA

A Dios por darme la vida, la salud y la oportunidad de haber llegado a alcanzar este logro tan importante en mi vida.

A mis padres Lino Bucardo y Sonia Quiroz porque siempre han estado conmigo apoyándome en todo.

A mis hermanas Carla Rosales y Rosa Lina Bucardo y mi tío Francisco por su apoyo cuando lo necesité.

Br. Adelayda de los Ángeles Bucardo Quiroz

Primeramente a Dios por brindarme esta gran oportunidad de poder culminar mis estudios.

A mis padres Carlos Downs y Herodita Andrews y hermanos: Idel, Natalia, Marcos y Diandra por estar apoyándome en todo momento, ya sea en tiempos difíciles o alegres, nunca me abandonaron.

Br. Sabrina Downs Andrews

AGRADECIMIENTOS

A Dios por regalarme la vida, la sabiduría, las fuerzas para concluir este periodo de estudios.

A mis padres porque me brindaron su apoyo económico y moral a lo largo de mi vida y que siempre están presente para ayudarme en lo que necesite infinitamente gracias.

A nuestro tutor y amigo Dr. Evenor Martínez G. por darnos el apoyo incondicional al momento de iniciar este trabajo y estuvo con nosotros durante todo este tiempo hasta la conclusión de nuestra tesis.

A Alexander Martínez que siempre estuvo conmigo en las buenas y en las malas brindándome su apoyo y comprensión.

A mi compañera de tesis y amiga Sabrina Downs por haberme permitido la oportunidad de elaborar junto a ella, también a todos mis compañeros de clase por haber compartido experiencias y aventuras a lo largo de la carrera.

Br. Adelayda de los Ángeles Bucardo Quiroz

A Dios por haberme dado fuerzas, salud y bendiciones para poder concluir mis estudios de forma exitosa.

A mis padres Carlos Downs y Herodita Andrews por permitirme culminar mis estudios con su apoyo constante, tanto moral como económicamente

A nuestro profesor y tutor Dr. Evenor Martínez González por estar siempre animándonos a poder ser los mejores en la carrera y los mejores profesionales, compartiéndonos cada conocimiento y poniéndolo en práctica.

A mis compañeros de clase porque de cada uno de ellos en estos cinco años pude aprender muchas cosas, compartimos muchos momentos y formaron parte de mi vida y mis recuerdo que quedaran guardado en mi corazón en toda mi vida.

Br. Sabrina Downs Andrews

INDICE

RESUMEN.	vii
I.- INTRODUCCIÓN.	1
II.- OBJETIVOS.	3
III.- HIPÓTESIS.	4
IV.- LITERATURA REVISADA.	5
4.1.- Biología de los camarones.	5
4.1.1.- Ciclo de vida.	5
4.1.2.- Estadios larvales.	7
4.1.3.- Fisiología del camarón.	8
4.1.4.- sistema de producción.	11
4.1.5.- Sistemas productivos integrados.	13
4.1.6.- Cultivo del camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> en agua dulce.	13
4.2.- Factores físicos químicos.	14
4.2.1.-Oxígeno disuelto.	14
4.2.2.-Temperatura.	15
4.2.3.-Ph.	15
4.2.4.-Salinidad.	16
4.2.4.2.-Aclimatación.	17
4.3.- Parámetros Poblacionales.	19
4.3.1.- Muestreo de población.	19
4.3.2.- Crecimiento acumulado.	20
4.3.3.- Ritmo de crecimiento.	23
4.3.4.- Tasa de crecimiento.	23
4.3.5.- Sobrevivencia.	24
4.3.6.- Biomasa.	25
4.3.7.- Rendimiento Productivo.	25
4.3.8.- Factor de Conversión Alimenticio.	26
V.- MATERIALES Y MÉTODOS.	27
5.1- Localización de lugar del experimento.	27
5.2- Dispositivo experimental.	27
5.4 - Factores físicos y químicos.	29
5.4.1- Oxígeno disuelto.	29
5.4.2- Temperatura.	29

5.4.3- pH:	29
5.4.4- Salinidad.	30
5.4.4.1- Aclimatación de Postlarvas.	30
5.5- Parámetros poblacionales.	31
5.5.1- Crecimiento acumulado.	31
5.5.2- Ritmo de crecimiento.	31
5.5.3- Tasa decrecimiento.	31
5.5.4- Biomasa.	31
5.5.5- Supervivencia.	31
5.5.6- Rendimiento productivo.	32
5.5.7- Factor de conversión alimenticia.	32
5.5.8- Análisis de varianza.	32
VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES.	33
6.1- Factores Físicos Químicos.	33
6.1.1- Oxígeno Disuelto.	33
6.1.2- Temperatura.	34
6.1.3- pH.	35
6.1.4- Salinidad.	36
6.2- Parámetros Poblacionales.	37
6.2.1- Crecimiento Acumulado.	37
6.2.2- Ritmo De Crecimiento.	38
6.2.3- Tasa De Crecimiento.	39
6.2.4.- Supervivencia.	40
6.2.5- Rendimiento Productivo.	41
6.2.6 - Factor De Conversión Alimenticia (FCA)	42
VII. CONCLUSIÓN.	43
VIII. RECOMENDACIONES.	44
IX. BIBLIOGRAFÍA.	45
X.- ANEXOS.	48

RESUMEN

La rápida expansión de la crianza de camarón ha generado ingresos substanciales para muchos países en desarrollo, así como para los países desarrollados. Nicaragua es uno de los países que presenta mayor disponibilidad de recursos hídricos que prestan las condiciones óptimas para el cultivo de camarón. Destacándose este rubro en los últimos años como uno de los principales aportadores de divisas en la exportación del país, debido a la demanda del consumo de este producto y la necesidad de empleo en zonas rurales se ha visto la necesidad de la realización de esta investigación que tuvo como objetivo: Comparar la respuesta del crecimiento de la post larva de camarón *Litopenaeus vannamei*, al reto de crecer en condición de agua a bajas salinidades (3 S‰) Vs. Agua salada (32 S‰). El presente estudio se realizó en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) UNAN –LEÓN, localizada en la comunidad de Las Peñitas en el departamento de León a 21 km de la ciudad de León. En la investigación realizada aplicamos dos tratamientos: uno con agua a bajas salinidades (3 S‰) y la otra con agua salada (32 S‰). El sistema de producción utilizado fue intensivo, consistió en dos tratamientos con tres repeticiones cada uno. Durante los 35 días que duró el experimento tomamos los factores físicos y químicos dos veces al día: a las 9:00 am y a las 3:00 pm. Los valores de Oxígeno Disuelto oscilaban entre 6.5 a 1.5 mg/L y para la Temperatura fue de 33°C a 26°C. Para los datos del pH estaban entre 6.6 y 6.2 en ambos tratamientos. En cuanto a la salinidad que es el factor ambiental tomado en cuenta para este experimento sus valores estaban entre 35 a 28 S‰ para el tratamiento con agua salada y para el tratamiento con agua a bajas salinidades inicialmente estaban 29 S‰ hasta llegar a 2 S‰. Se hicieron muestreos cada 5 días para calcular los datos de los parámetros poblacionales tomando 15 organismos para cada tratamiento. Obtuvimos un crecimiento acumulado de 1.2 gr para el agua salada con una sobrevivencia del 97% y 1.01 gr del tratamiento con bajas salinidades con una sobrevivencia del 94%, en cuanto a la comparación del crecimiento se demostró estadísticamente que los organismos de ambos tratamientos no tuvieron diferencia en el crecimiento pero si hay diferencia numéricamente con respecto a la biomasa.

I.- INTRODUCCIÓN

La crianza de camarón es uno de los sectores de la acuicultura con más rápido crecimiento en Asia y Latinoamérica, y recientemente en África. La rápida expansión de la crianza de camarón ha generado ingresos substanciales para muchos países en desarrollo, así como para los países desarrollados (Herrera y Martínez, 2009). La Camaronicultura en Nicaragua tiene sus inicios aproximadamente en el año 1988, donde algunas cooperativas fueron financiadas por el Banco Nacional de Desarrollo y asesorado por el Instituto Nicaragüense de la Pesca (INPESCA) para la construcción de infraestructura de estanquería artesanal. Nicaragua es uno de los países que presenta mayor disponibilidad de recursos hídricos que prestan las condiciones óptimas para el cultivo de camarón. Destacándose este rubro en los últimos años como uno de los principales aportadores de divisas en la exportación del país, hacia países como USA y Europa. (Martínez, 2009).

La pobreza es un factor que afecta a muchos países del mundo, el nuestro no es la excepción, la crisis económica actual se debe a diferentes causas: el alto número de habitantes la falta de empleos y no se cuenta con la tecnología necesaria para explotar los recursos naturales existentes para hacer uso razonable de los mismos. Uno de los principales rubros para sustentar este problema es la agricultura. En todo nuestro territorio, compuesto de 130 mil kilómetros cuadrados, se estiman un millón ciento setenta mil hectáreas (1, 170,000 has) u 11.7 mil km² de tierras apropiadas para la agricultura de las cuales sólo un 9% se utiliza para el cultivo y el 73% de las tierras sin utilizar se encuentran en el sector del Pacífico. Con lo antes mencionado y los resultados obtenidos en este trabajo se propone implementar una nueva técnica de cultivo de camarón en zonas agrícolas con fuente de agua de pozos o ríos, con agua dulce o a bajas salinidades para tener una mayor sostenibilidad entre los rubros acua agricultura integrada de esta manera generando más empleos y proporcionar alimentación a personas con escasos recursos que habiten en áreas rurales.

Es importante ampliar el conocimiento que se tiene sobre la influencia de la salinidad en los cultivos de camarón, ya que esto permitirá ampliar las zonas que sean aptas para la acuicultura de estos crustáceos, sobre todo en aquellas áreas que no se encuentren cercanas a la zona costera. el desarrollo de cultivos epicontinentales de camarón en agua de baja salinidad se considera una alternativa con mayor viabilidad contra la contaminación costera. (Godínez et al, 2011).

Esta variación en el cultivo permite desarrollar esta actividad en tanques a diferentes densidades y a diferentes salinidades aprovechando su capacidad eurihalina por lo que es factible su cultivo en zonas donde la fuente de abastecimiento de agua es baja en sales. El cultivo tierra adentro ofrece ciertas ventajas en comparación con el cultivo en zonas costeras; por ejemplo, sirve como técnica de bioseguridad contra los virus, el costo de la tierra es menor, el establecimiento cerca de zonas agrícolas facilita el asentamiento de nuevas poblaciones, mejorándose la oportunidad de financiamiento y creando fuentes de trabajo confiable .(Jaime-Ceballos et al, 2012).

II.- OBJETIVOS

Objetivo General

Comparar la respuesta del crecimiento de la post larva de camarón *Litopenaeus vannamei* al reto de crecer en condiciones de agua a bajas salinidades (3 S⁰/oo).vs. Agua salada (32 S⁰/oo).

Objetivos Específicos

1. Constar que los factores físicos químicos (oxígeno disuelto, temperatura y pH) no afectan el crecimiento de los camarones y que las variaciones que puedan haber se deben solamente a las variables utilizadas en el experimento (salinidad).
2. Comparar el Crecimiento Acumulado, el Ritmo de Crecimiento y Tasa de Crecimiento de los camarones que crecen en las dos condiciones experimentales.
3. Determinar las Sobrevivencias, Rendimiento Productivo, Factor de Conversión Alimenticio de los camarones en las dos condiciones experimentales

III.- HIPÓTESIS:

H0. Los camarones *Litopenaeus vannamei* crecen diferente en aguas dulces que en agua salada.

H1. Los camarones *Litopenaeus vannamei* crecen igual en agua dulce en comparación con el agua salada.

IV.- LITERATURA REVISADA

4.1.- Biología de los camarones *Litopenaeus vannamei*

Litopenaeus vannamei color blanquecino, cuerpo corto y grueso, rostro corto no sobre pasa el borde anterior del ojo, ancho en su base, posee diente en su borde dorsal y puede o no presentar dientes en su borde ventral. En su etapa de postlarva presenta el hábito de adherirse a las paredes o fondo de recipiente que los contiene.

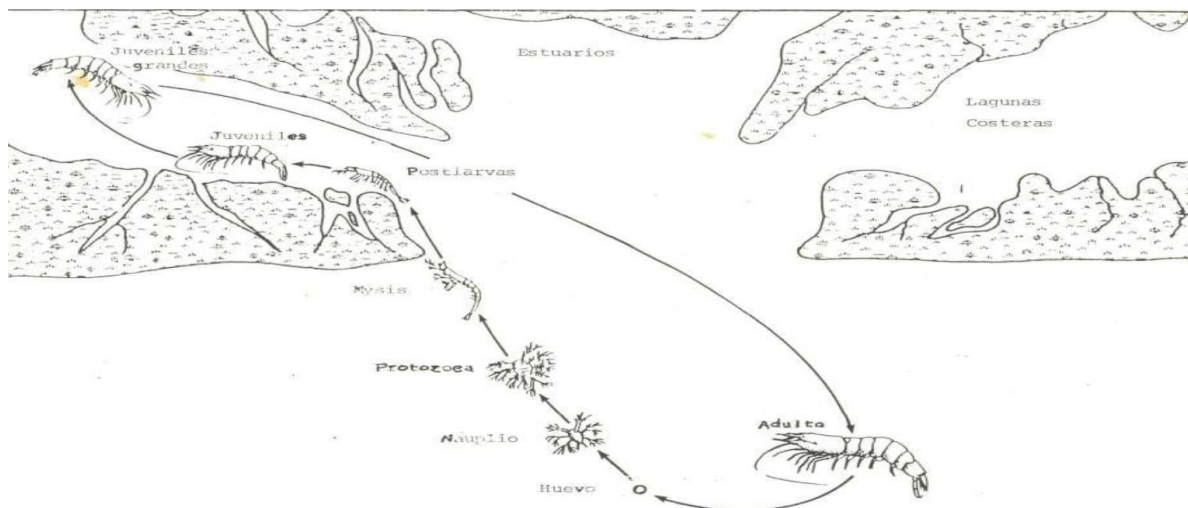
Taxonomía del *Litopenaeus*.

Phylum:	Artropoda
Clase:	Crustácea
SubClase:	Malacostraca
Series:	Eumalacostraca
Super Orden	Eucarida
Orden	Decapoda
SubOrden	Dendobranchiata
InfraOrden	Litopenaeidea
Superfamilia	Litopenaeidea
Familia	Litopenaeidea
Género	<i>Litopenaeus</i>
Especies	<i>vannamei</i>

(Herrera y Martínez, 2009)

4.1.1.- Ciclo de vida:

Fig. 1 ciclo de vida del camarón del *Litopenaeus vannamei*.



El ciclo de vida de los camarones puede ser dividido en dos: la marina y la estuarina. (Vargas y Balladares 2011)

Un estuario es un cuerpo de agua costero parcialmente rodeado por tierra con acceso al mar abierto y un gran suministro de agua dulce de ríos el nivel de mar de un estuario aumenta y disminuye con las mareas y la salinidad fluctúa con los ciclos de los mismos, el periodo del año y con las precipitaciones. La salinidad también varía gradualmente dentro del estuario, desde agua dulce fresca en la entrada del río a agua salada oceánica que se puede encontrar en la boca del estuario. Dado que los estuarios experimentan notables variaciones de temperatura, salinidad y otras propiedades físicas, los organismos que viven en los estuarios tienen gran tolerancia a tales variaciones.

La reproducción del camarón comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de espermias que fertiliza los huevos a medida que son puestos. Luego los huevos pasan por una serie de estadios larvales: nauplio, zoea y mysis posteriormente alcanzan el estadio de post-larva que se asemeja a un camarón adulto.

Eclosión del huevo, que dura de 14 a 16 horas después de la fertilización, el estadio larvario siguiente se llama nauplios, existiendo cinco sub-estadios naupliares 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, poseen un sólo ocelo, y el cuerpo está indiferenciado. En esta etapa se alimentan de las reservas de vitelo (Vargas y Balladares, 2011)

El estadio de zoea aparece luego de la quinta metamorfosis de nauplio, esta muda se caracteriza por la diferenciación del cefalotórax con el abdomen y el nado hacia adelante, éste estadio consta de tres sub-estadios 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 micro-algas Fitoplanctónicas.

Luego del tercer estadio 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, esta etapa consta de tres sub-estadios con una duración total de 3 días. Las larvas pueden ser alimentadas con Artemia, Rotíferos y nematodos, en los siguientes tres estadios se desarrollarán poco a poco los pleopodos 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 periopodos para agarrarse y arrastrarse.

4.1.2.- Estadios larvales

El estadio larval tiene una duración cercana a las 3 semanas dependiendo de las especies y condiciones ecológicas predominante durante su trayectoria hacia las áreas costeras tendrá tanque ir variando tanto su morfología externa e interna (hepatopáncreas, antenas y anténula) y su fisiología producción enzimática para poder asimilar los diferente tipos de alimento que ingerirá. Las post larvas ingresan en los esteros con una talla aproximadamente de 7mm para ellos necesitan la ayuda de las mareas lo cual le da el impulso para colonizar las zonas estuarina. En este momento el animal ya presenta las características morfológicas externas de un camarón adulto. (Herrera y Martínez, 2009)

Los estadios del camarón son:

Nauplio: después de 15 a 20 horas de la ovulación ocurre la eclosión de los huevos y la aparición del primer estadio larvario o nauplio. Esto aproximadamente dura 36 horas el animal es de habito planctónico y depende para su alimentación del vitelo del huevo

Protozoa: esta posee un tracto digestivo completo y mantiene el mismo habito pelágico del nauplio, alcanza una longitud de 2.2 mm se alimenta de fitoplancton

Mysis: en esta fase ya presenta una característica de un camarón adulto, presentado de 4 a 5 sub estadios ya se encuentra muy avanzado hacia las zonas costeras, esto tiene una duración de 10 días y tiene un tamaño aproximado de 5mm de longitud alanzando la fase de postlarva.

Postlarva: en esta etapa se desplaza hacia la franja litoral en busca de las lagunas costeras o esteros, que tiene gran importancia en su ciclo vital, ya al fin de este periodo los individuos alcanzaran un tamaño de 7 a 11 mm aproximadamente 14 días después de postlarva. (Herrera y Martínez, 2009)

Cuadro N°1: estadios larvales del camarón *Litopenaeus vannamei* (Herrera y Martínez, 2009)

Estadio	Alimentación principal	Comportamiento
Huevo		Flota, tendencia a depositarse en el fondo
Nauplio	Sus propias reservas	Locomoción por antenas planctónicas
Protozoa	Fitoplancton	Planctónicas, natación por apéndice cefálicos
Mysis	Zooplancton	Planctónicas, natación por apéndice del tórax
postlarva	Zooplancton y posteriormente alimentación omnívora	Los primeros estadios son planctónicos luego habito bénticos, natación por pleopodos

4.1.3.- Fisiología del camarón:

Se ha considerado la Osmorregulación como un instrumento para monitorear las condiciones fisiológicas de los crustáceos en donde esta cae después de largo tiempo en condiciones de bajas salinidades (Rivera, 2004)

En un ambiente diluido los organismos deben resolver 2 problemas; la entrada de agua al cuerpo y la pérdida de sales corporales, para contrarrestar estos efectos los organismos son capaces de regular su presión osmótica interna. Los iones útiles se pierden por la medio de la orina y se absorben por las branquias en donde el transporte activo de sales, del epitelio al líquido intersticial y a las branquias, se ve favorecido por el intercambio de la bomba sodio/potasio localizada en la membrana baso lateral delas branquias. La cual se encuentra acoplada a una ATPasa que le provee energía. El incremento en la actividad de la $\text{Na}^+ - \text{K}^+$ ATPasa es un proceso de adaptación esencial durante el ciclo vital del camarón. Esta capacidad de los organismos se incrementa con el desarrollo larvario y especialmente al desarrollarse el epitelio de las branquias, principal estructura encargada de dicho proceso.

Cuando los crustáceos son transferidos a un medio diluido generando un eflujo de Na^+ y un influjo de agua desde el medio. Para mantener los niveles iónicos adecuados en el interior del organismo, en las branquias se activa la bomba de la $\text{Na}^+ - \text{K}^+$ que intercambia el Na^+ presente en el interior de las branquias por el K^+ del plasma. La transferencia de Na^+ desde el exterior hasta el interior de las branquias se lleva a cabo por medio de un mecanismo de intercambio de iones

Na⁺ por iones H² localizado en la que membrana apical de las branquias (Hurtado, 2004).

.

La excreción en crustáceos puede ser llevada a cabo por:

- * Glándulas antenales o maxilares
- * Integumento
- * Glándula del intestino medio
- * Intestino posterior
- * Células especiales - Nefrocitos
- Nefrofagocito
- * Bases de patas
- * La muda puede contribuir a la excreción

Las cantidades de Nitrógeno como producto perdido varía con la dieta natural de los animales y con otros factores. Muchas especies de crustáceos carnívoros se alimentan principalmente de proteínas, pero la misma tiene una dieta especializada que debe tener marcada influencia sobre el metabolismo del Nitrógeno (Martínez y Rosas, 2008).

Cuando existe un cambio brusco en la salinidad, el organismo tiene que ajustar la osmolaridad, modificando la concentración iónica interna, lo que es posible mediante el ajuste de aminoácidos intracelulares libres (Gly, Ala, Pro y Glu), por la acción enzimática de la glutamato deshidrogenasa (GDH) activada por iones orgánicos (Martínez y Barreto 2011)

Hay una serie de efectos en el comportamiento de post-larvas producto de los cambios en los parámetros fisicoquímicos del agua en el proceso de aclimatación, siendo uno de los principales la regulación osmótica. La regulación osmótica de fluidos del cuerpo puede ser definida como la regulación de la concentración total de las partículas iónicas del medio externo respecto a los fluidos del medio interno de los organismos. En la mayoría de los crustáceos es común el mantenimiento de una concentración de iones en el plasma sanguíneo distintos de un equilibrio pasivo con el medio externo. La regulación iónica se encuentra presente en crustáceos marinos en la cual la sangre es isosmótica respecto del medio. En este grupo de especies una baja concentración de magnesio (mg++) hacen que los animales estén más activos o capaces de hacer movimientos más rápidos, en el caso contrario una alta concentración mg++ produce un efecto depresivo e incluso una acción anestésica.

La concentración (Ca^{++}) en el medio influye en la permeabilidad de las membranas branquiales respecto del agua y sus iones en camarones *Litopeneidos*. Las membranas tienden ser mucho más permeables a los iones y al agua cuando la propagación de calcio en el agua es baja. Los animales pueden tener dificultades en la osmorregulación en aguas con bajas concentraciones de calcio (Ca^{++}) especialmente cuando están expuestos a cambios bruscos de salinidad, exposición a concentraciones de amonio no ionizado alto y bajo pH. Los efectos de estos estresores son aún peores cuando hay concentraciones inadecuadas de Ca^{++} en el medio de cultivo. En los camarones *Litopeneidos* la salinidad y la temperatura influyen directamente en el consumo de alimento y la eficiencia de conversión, repercutiendo en la supervivencia y en el crecimiento de los mismos.

La excreción y Osmorregulación demandan de energía cuando las concentraciones de los iones externos (agua) son diferentes a los internos (hemolinfa). La Osmorregulación trata de equilibrar las sales o iones en ambos lados (agua y hemolinfa). El estrés salino se da cuando las salinidades del mar son muy altas con respecto a las salinidades de la hemolinfa, dándose por tanto un equilibrio iónico y un movimiento de agua que podría deshidratar al camarón. (Martínez y Barreto, 2011)

Para bajar la salinidad aplicamos la siguiente fórmula:

$$V_2 = V_1 \times C_1 / C_2$$

Donde V_2 = volumen de agua esperado

V_1 = volumen actual

C_1 = salinidad actual

C_2 = salinidad esperada

Para subir la salinidad lo hacemos con sal seca y utilizamos la fórmula siguiente:

$$V_1 = V_2 \times C_2 / C_1$$

Donde V_1 = cantidad de kg a aplicar

V_2 = volumen actual

C_2 = salinidad que queremos aumentar

C_1 = % de pureza de la sal

(Ponce, 2007)

Estrés salino

La habilidad de los *peneidos* para obtener reservas energéticas y distribuirlas de manera efectiva entre los requerimientos para mantenimiento y crecimiento depende del efecto de los factores ambientales, la salinidad es uno de los que influye sobre el metabolismo de estos organismos de manera que cambios bruscos de salinidad provoca estrés en el organismo los cuales lo podemos notar por medio de la falta de alimentación o asimilación del alimento.

Para optimizar las condiciones de cultivo de *Litopenaeus vannamei* se recomienda mantener a los juveniles en la salinidad para la cual es isosmótico (26 ups), evitando el estrés ambiental, lo que desde el punto de vista fisiológico se canaliza en una mayor cantidad de energía hacia el campo de crecimiento.

4.1.4.- Sistemas de Producción

Las técnicas para el crecimiento se pueden sub-dividir en 4 grandes categorías: extensivas, semi-intensivas, intensivas y súper-intensivas, que representan respectivamente, densidades de siembra baja, media, alta y extremadamente alta.

Extensiva: Esta técnica es común en los países latinoamericanos. Los cultivos extensivos de *P. vannamei* desarrollan en las zonas inter mareales, donde no hay bombeo de agua ni aireación. Los estanques suelen ser de forma irregular, con una superficie de entre 5 y 10 ha (o hasta 30 ha) y una profundidad de entre 0,7 y 1,2 m. Generalmente, se empleaba semilla silvestre que entraba a los estanques con la marea alta, o se adquiría a los recolectores de semilla; desde la década de 1980 se utiliza PL obtenida de las incubadoras, con una densidad de 4–10/m². El camarón se alimenta a base de alimentos producidos naturalmente mediante fertilización, y dosis una vez al día de alimentos balanceados de bajas proteínas. A pesar de la baja densidad, a los 4 ó 5 meses se cosechan camarones pequeños de entre 11 y 12 g. El rendimiento en estos sistemas extensivos es de 150–500 kg/ha/cosecha, con una ó dos cosechas anuales.

Semi-intensiva: Los estanques de cultivo semi intensivo (1–5 ha) emplean semillas producidas en incubadoras, con densidades de siembra entre 10 y 30 PL/m²; estos sistemas son comunes en América Latina. El agua se bombea para su recambio, los estanques tienen una profundidad de entre 1 y 1,2 m y si acaso, emplean un mínimo de aireación artificial. El camarón se alimenta de productos naturales propiciando su producción mediante fertilización del estanque, complementado con alimentación 2 ó 3 veces al día. Los rendimientos de la

producción en estanques semi intensivos varían entre 500 y 2 000 kg/ha/cosecha, con dos cosechas por año.

Intensiva: Las granjas intensivas comúnmente se ubican fuera de las áreas intermareales, donde los estanques puedan drenarse totalmente, secarse y prepararse antes de cada ciclo; cada vez más se ubican lejos del mar, en tierras más baratas y de baja salinidad. Este sistema de cultivo es común en Asia y en algunas granjas de América Latina que están procurando elevar su productividad. Comúnmente los estanques son de tierra, pero también se utilizan membranas de recubrimiento para reducir la erosión y mejorar la calidad del agua. En general los estanques son pequeños (0,1–1,0 ha) sean cuadrados o redondos. La profundidad suele ser mayor a 1,5 m. Las densidades varían entre 60 y 300 PL/m². Se requiere una aireación continua de 1 HP/400–600 kg de camarón cosechado, para la oxigenación y circulación del agua. La alimentación se basa en dietas artificiales suministradas 4 a 5 veces diarias. Los factores de conversión alimenticia fluctúan entre 1,4 y 1,8:1.

Desde la irrupción de síndromes virales, se ha generalizado el uso de cepas domesticadas libres o resistentes de patógenos específicos (SPF) o (SPR) respectivamente; la implementación de medidas de bioseguridad y sistemas de bajo recambio de agua. Sin embargo la alimentación, la calidad y recambio del agua, aireación y el florecimiento del fitoplancton requieren de un cuidadoso monitoreo y manejo. Los rendimientos de la producción varían entre 7 y 20 000 kg/ha/cosecha, pudiéndose lograr de 2 a 3 cosechas por año, con un máximo de 30 a 35 000 kg/ha/cosecha.

En el sistema de floculación bacteriana, los estanques (0,07–1,6 ha) se manejan con alta aireación, recirculación y sistemas de bacterias heterotróficas. Se utilizan alimentos bajos en proteínas, suministrándolos de 2 a 5 veces al día, en un esfuerzo por elevar la relación C:N a >10:1 y desviar los nutrientes adicionados a través procesos bacterianos en vez de la vía algal. Se utilizan densidades de 80–160 PL/m², los estanques se hacen heterotróficos y se forman flóculos de bacterias, que son consumidos por los camarones, reduciendo la dependencia de alimentos altos tanto en proteínas como en tasa de conversión alimenticia incrementándose la eficiencia costo-beneficio. Esos sistemas han logrado una producción de 8–50 000 kg/ha/cosecha en Belice e Indonesia.

Super-intensiva: La investigación desarrollada recientemente en Estados Unidos de Norteamérica se ha enfocado al crecimiento del *P. vannamei* en sistemas de

canales de flujo rápido súper-intensivos en invernaderos, sin recambio de agua (salvo el reemplazo de pérdidas por evaporación) o la descarga, utilizando larvas de cepas SPF. Por lo tanto son bioseguros, sustentables, con poco impacto ecológico pudiendo producir camarón de alta calidad con eficiencia costo-beneficio. El cultivo en canales de 282 m² con 300–450 juveniles/m² de entre 0,5 y 2 g para su crecimiento entre 3 y 5 meses, ha logrado obtener producciones de entre 28 000 y 68 000 kg/ha/cosecha a tasas de crecimiento de 1,5 g/semana, tasas de sobrevivencia de 55–91 por ciento, con un peso promedio de entre 16 y 26 g y factores de conversión alimenticia de 1,5–2,6:1. (FAO, 2013)

4.1.5.- Sistemas productivos integrados

Existen sistemas de producción integrados en donde la interacción de técnicas agrícolas y pecuarias se unen a través de eslabones de una agro cadena en forma armónica; algunos de estos sistemas pueden ser de tipo orgánico en donde la explotación pecuaria permite crear o mantener ecosistemas productivos sin

Contaminación mediante el manejo racional de los recursos naturales, evitando el uso de sustancias químicas brindando productos alimenticios sanos para el consumo humano.

En el cultivo de camarón en agua de baja salinidad es posible la integración de sistemas agro acuícolas donde el agua de desecho producto de la acuicultura es aprovechada para irrigar cultivos agrícolas, aportando nutrientes orgánicos esenciales al suelo. Con este manejo de efluentes, se aprovechan los recursos y se amortigua el impacto ambiental en la zona. (Godínez et al 2011)

4.1.6.- Cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* en agua dulce.

El cultivo del camarón marino *L. vannamei* en condiciones de baja salinidad y con agua de pozo fue realizado con éxito en Paraguaná, estado Falcón, logrando crecimientos y supervivencias comparables con registros comerciales de producción. Estos cultivos en agua dulce están condicionados por numerosas variables pero en particular se requieren fuentes de aguas con adecuados perfiles iónicos y un manejo correcto de las técnicas de aclimatación de las postlarvas.

Al definir las condiciones para el establecimiento de este tipo de cultivo alternativo se puede sentar las bases para obtener la diversificación de la producción agropecuaria en la región. Además permite la ocupación de terrenos no aptos para otras actividades agropecuarias por pequeños-medianos productores de camarones en la región. (Alvarez et. al 2010)

4.2.- Factores físicos químicos

El camarón es afectado por una serie de factores ambientales en los que incluye: la temperatura, la salinidad, el pH, la densidad poblacional, metabolitos en los estanques, sustancias químicas diversas, las bacterias, fitoplancton como alimento de los camarones, competidores, depredadores, perifiton, zooplancton, agentes patógenos, alimento balanceado y otras variables que conforman el ambiente del estanque. En acuicultura lo básico es que el camarón crezca lo más rápido posible, es decir que acumule el alimento que ingiera en forma de carne en el menor tiempo posible.

4.2.1.-Oxígeno disuelto:

El Sistema Portable de Medición de Oxígeno Disuelto YSI modelo 500 es un medidor digital, robusto, basado en microprocesador, con la sonda de Oxígeno Disuelto unida directamente al instrumento.

El oxígeno disuelto es el factor más importante en el cultivo del camarón los valores óptimos de este están comprendidos de 3 a 8 mg/L y el más abundante después del nitrógeno. La concentración de oxígeno disuelto en el agua es expresada en mg/L. El estrés provocado por niveles inadecuados de oxígeno disuelto, las condiciones de bajos niveles de oxígeno se hacen críticos en las horas de la madrugada cuando los niveles llegan hasta 1mg/L causando la mortalidad de los camarones en los estanques. (Herrera y Martínez, 2009)

El consumo de oxígeno ocurre principalmente por la respiración de todos los organismos aeróbicos del estanque. Las fuentes de oxígeno en un estanque cuando no se utilizan aireadores es el fitoplancton durante el día (por la reacción de fotosíntesis) y el intercambio de agua. El otro origen del oxígeno es por el agua fresca suministrada durante el recambio de agua.

La solubilidad del oxígeno en el agua depende de la temperatura, de la presión atmosférica y de la salinidad: cuando la temperatura sube, la solubilidad del oxígeno baja. Aproximadamente el 20 % del volumen y presión de los gases en el aire es el oxígeno. Cuando el agua está en contacto con la atmósfera, el oxígeno del aire entra al agua hasta que las presiones del oxígeno del aire y del agua se igualan. Cuando la salinidad sube, la solubilidad del oxígeno baja.

Casi todos los procesos biológicos y químicos necesitan de oxígeno y sus concentraciones de temperatura en ser lo suficientemente adecuada para

mantener un ambiente saludable de crianza para el camarón. La pérdida de oxígeno ocurre principalmente por la respiración de todos los organismos aeróbicos. (Herrera y Martínez, 2009)

4.2.2.-Temperatura:

La temperatura es el principal factor medioambiental que determina la tasa metabólica en invertebrados marinos predominantemente en organismos cuyo ciclo de vida involucra áreas estuarina, influye directamente en el consumo de alimento y la eficiencia de conversión. Los valores óptimos para el crecimiento son de 25°C a 32°C.

La temperatura tiene un efecto muy grande sobre los procesos químicos y biológicos. En general cuando la T° sube de 10°C provoca una elevación de 2 a 3 veces más oxígeno. Entonces la necesidad del oxígeno disuelto del camarón y de los organismos aeróbicos en el estanque se hacen más crítica en agua caliente que en agua más fría.

Los niveles bajos y altos de la temperatura afectan el desarrollo y crecimiento del camarón, aumentando el metabolismo al aumentar la temperatura del agua e influenciar sobre una serie de procesos biológicos. La temperatura es estresante para el camarón afectando el consumo de alimento en 30% a 60% ya sea disminuyendo o aumentando respectivamente, afecta también la solubilidad del oxígeno en el agua y su consumo por los organismos aumentando y disminuyendo su actividad biológica.

Las altas temperaturas aceleran la colisión molecular y con ellos las reacciones bioquímicas, por otro lado las temperaturas altas degradan las proteínas y enzimas. Las temperaturas altas son atenuados por los camarones gracias al comportamiento del enterramiento este fenómeno obedece en gran medida a una estrategia de sobrevivencia para evitar las altas temperaturas que le provocan efecto fisiológico negativos irreversibles. (Herrera y Martínez, 2009)

4.2.3.-pH:

Se define como el logaritmo negativo de las concentraciones de iones hidrógeno (H⁺) el pH indica cuan acida o básica es el agua. A un pH de 7 el agua no se considera ni acida ni básica sino neutra. Este dato también debe considerarse a la hora de construir los estanques. Por los suelos ácidos en áreas costeras

principalmente en la zonas de manglares ricas en sulfato y materia orgánica. (Herrera y Martínez, 2009)

El intervalo óptimo de pH para el buen crecimiento de los camarones es de 6.5 a 9. Debemos recordar que el pH tiene relación con el amonio no ionizado y con el sulfuro de hidrógeno no ionizado y que la toxicidad del primero se relaciona con la temperatura. A un valor de pH de 7.5 y a una temperatura de 25°C el amonio no ionizado se encontraría con un valor bajo. Si se tuviera un pH de 8.5 ppm el amonio aumentaría y si este pH se eleva a 9, el amonio no ionizado llegaría a ser muy elevado y este puede tener varios efectos como la habilidad de las especies de transportar oxígeno a los tejidos, dañando a las branquias y reduciendo la capacidad de la sangre en el transporte y daños histológicos en las células rojas y órganos que los produce (Martínez y Barreto, 2011)

Este factor desempeña un papel importante en la disponibilidad de nutrientes como el fósforo que es importante para el fitoplancton. A un pH de 6.5 el fósforo se encuentra en solución libre y ampliamente disponible para ser fijado por las micro algas y otras plantas acuáticas.

El pH actúa directamente en los procesos de permeabilidad de la membrana celular, actuando sobre el transporte iónico intra y extra celular, el tejido branquial es el principal afectado por la acidez del medio.

El dióxido de carbono no combinado, los ácidos orgánicos como los tánicos y húmicos. Los ácidos minerales (sulfúrico y nitrito), sales de fuerte acides y bases débiles son generalmente responsables de la acidez en las aguas naturales. (Martínez y Barreto, 2011)

4.2.4.-Salinidad:

La salinidad es la concentración total de iones disueltos en el agua, los rangos óptimo de salinidad que se requiere para el cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* está comprendido de 15 a 27S‰, esta depende básicamente de siete iones, cuyo valor promedio en concentración en el agua es: Sodio, 10500 mg/L; Magnesio, 1450 mg/L; Calcio 400 mg/L; Potasio, 370 mg/L; Cloruro, 1900 mg/L; Sulfato, 2700 mg/L; Bicarbonato, 142mg/L. (Herrera y Martínez, 2009). En el ambiente marino la concentración de iones disueltos en el agua es 35 S‰ aproximadamente, sin embargo considerando el ciclo de vida de algunos invertebrados marinos que parte de su vida la pasan en ambiente estuarinos con

concentraciones de iones de 5 y 4 S ‰ con variaciones diarias y estacionales, enfrentan problemas físicos; osmosis y difusión.(Álvarez et al, 2010)

Litopenaeus vannamei posee una gran tolerancia a factores ambientales para soportar un intervalo de salinidad entre 0.5-45 S‰ particularmente crece muy bien a densidades de siembra por encima de 50 org/m² en ambientes a bajas salinidades entre los 10 y 15 S‰ donde el medio acuático y la hemolinfa son isosmótica. Tal rango de tolerancia la convierte en una especie particular para el cultivo epicontinental. Además de esta especie, existen otras con la facilidad para aclimatarse a un ambiente hipotónico y mantener su crecimiento y sobrevivencia muy similar al medio marino.

Una salinidad alta puede afectar negativamente en la producción natural de los estanques, el crecimiento de los camarones y en la supervivencia de los animales en el momento de la aclimatación y en la solubilidad del oxígeno en el agua. (Godínez et al, 2011)

4.2.4.2.-Aclimatación

La aclimatación es un proceso de ajuste fisiológico gradual de las postlarvas, desde condiciones del laboratorio a las del estanque en las que serán sembradas. Las variables más importantes de aclimatación son salinidad y temperatura, no obstante, algunas veces deben considerarse otros valores de calidad de agua. El evitar el estrés y los rápidos cambios ambientales son claves para una aclimatación exitosa y mejoramiento en la sobrevivencia. Se hace énfasis en procedimientos apropiados de aclimatación dado que el costo de la post- larva representa un porcentaje significativo del costo de producción. El estadio de postlarva es el estadio de vida más sensitivo del camarón y requiere de manipulación cuidadosa y manejo para evitar altas mortalidades e inadecuado crecimiento.

Entender bien los procedimientos de aclimatación y siembra puede ayudar a mejorar significativamente los ingresos económicos de la operación, y potenciar la conservación de otros insumos y recursos. El proceso de aclimatación es uno de los pasos más delicados en el cual debe de tenerse sumo cuidado, ya que podría perderse gran parte o la totalidad de postlarvas con un manejo inadecuado, en caso contrario, un buen manejo garantizará una buena calidad de postlarvas para la siembra. El objetivo de la aclimatación es igualar la calidad del agua de transporte con el agua de la granja. Es necesario determinar la temperatura en

grados centígrados, la salinidad, el pH, tanto del agua transporte como del sitio donde se va sembrar.

Los cambios no deben de exceder 3 S‰ salinidad cada 40 minutos, luego el siguiente es cada 50 minutos, el siguiente a los 60 minutos, etc. Si está debajo de 15 S‰ es recomendado disminuirla 2 S‰, el factor temperatura es también de mucha importancia, durante las últimas horas de la tarde y primeras horas de la noche, el agua del estanque aún contiene calor del sol y es necesario esperar para la siembra, hasta que el agua tenga temperaturas parecidas a las que contiene las postlarvas. (Arzola et al, 2008)

Para asegurar buena sobrevivencia, es necesario que en las granjas posean una estación de aclimatación. En la actualidad la mayoría de las granjas, no cuentan con recipientes adecuados para la aclimatación por lo que utilizan recipientes como barriles, en la que deben de aclimatar separadamente dependiendo del número de recipientes lo que hace más laboriosos la actividad. Con un frasco de vidrio transparente se toma una muestra y se observa si presenta actividad, se distribuyen bien en el agua y si tienen un color amarillo cristalino, significa que están en buen estado, en cambio sí prestan movimiento natatorio errático, color blanquecino es síntoma de estar en mal estado. La alimentación es básica en este proceso, el animal es sometido a un esfuerzo que puede provocar estrés y puede provocar susceptibilidad o contraer cualquier tipo de infección.

Para aclimatar la temperatura se recomienda una tasa de cambio de 1 °C/hora, para las postlarvas saludables la tasa de cambio puede ser 1 °C por 10 minutos. Una buena estrategia es mantener la temperatura constante a 25 °C por el primer 75% del tiempo de aclimatación (mientras se ajusta la salinidad) y luego ajustar lentamente la temperatura hacia el final del periodo de aclimatación. El mantener la temperatura constante reduce la agresividad y conserva la tasa metabólica relativamente baja.

Los programas de aclimatación propuestos aquí son solo guías, y la velocidad de aclimatación debería disminuir si las postlarvas muestran síntomas de muda creciente o estrés. Se requiere un monitoreo cuidadoso. La coloración opaca o blancuzca, comportamiento de nado errático, intestinos vacíos, o canibalismo creciente son todos indicadores de estrés. Generalmente la larva emergerá a la superficie si está estresada. En los sitios donde las postlarvas llegan en bolsas y no existe infraestructura de aclimatación, se procede de la siguiente manera:

- Las bolsas se depositan en el estanque a sembrar, se espera de 15 a 20 minutos, cerradas como llegaron.
- Transcurrido éste tiempo se chequea la diferencia de temperatura y salinidad y con ayuda de una pana se le añade agua para alcanzar el equilibrio. (Herrera y Martínez, 2009)

Las Pls provenientes de un programa de mejoramiento genético fueron sometidas a un período de aclimatación y adaptación al agua dulce durante 58,5 horas. Durante este periodo se logró disminuir gradualmente la salinidad de 24 S⁰/oo hasta 4ups. (Álvarez et al, 2010)

Cuadro#2: Aclimatación de postlarvas

Salinidad ‰S	Tiempo
35-20	2 / 20 minutos ‰S
20-15	2 / 30 minutos ‰S
15-10	1 / 30 minutos ‰S
10-5	1 / 30 minutos ‰S
5-1	1 / 1 hora ‰S

Aclimatación de la Larva de 35 a 1 S⁰/oo de Salinidad.

Laboratorio Continental Power Service. Datos recopilados por:(Pérez, 2006)

4.3.- Parámetros Poblacionales

4.3.1.- Muestreo de población

Los muestreos de crecimiento y población deberán realizarse con dos objetivos fundamentales. Uno para determinar el peso promedio de la población y densidad y el segundo es de estar en contacto directo con los camarones y hacer una evaluación objetiva de su condición, basada en la observación de los camarones. Los muestreos de peso pueden hacerse en cualquier día de una luna a otra solamente debe saberse de que una semana después de cada luna se incrementa la muda de los camarones en los estanques. Es por ello, que los muestreos de población solamente deben hacerse entre el día de la luna y 4 días después (lo que llamamos de la 4ta a la 7ma repunta). Después de este período los camarones tienen un comportamiento de agregarse, es decir, que se amontonan y andan agrupados en los estanques hasta la primera repunta. (Martínez, 2012)

Al realizar los muestreos se deberá tomar en cuenta lo siguiente:

1. Utilizar siempre los mismos atarrayeros.
2. La atarraya deberá ser la adecuada para el tamaño de los organismos
3. Realizarlos a temprana horas desde las 10 pm hasta las 8 am

4. No realizarlos a temperaturas menores de 24°C
5. El número de lances deberá ser el adecuado al tamaño del estanque entre 3 a 5 lances por ha.
6. El adecuado manejo de charolas de alimentación proporciona un indicador eficiente para estimar biomasa, disminuyendo el estrés por manejo. El resultado promedio de los muestreos son tomados en cuenta para determinar la tasa de alimentación y el manejo del estanque.
7. Los muestreos de crecimiento nos dan un valor de peso Promedio de los camarones existentes en un estanque.

4.3.2.- Crecimiento acumulado:

El crecimiento de un organismo implica un cambio de tamaño en el tiempo. Se puede medir este cambio utilizando como variables, principalmente, a la longitud o al peso. Un individuo obtiene energía del alimento y esa energía puede ser destinada a crecimiento, reproducción o actividad. El crecimiento en los peces es el resultado neto de dos procesos opuestos, el catabolismo y el anabolismo. Los procesos anabólicos involucran a la síntesis de proteínas, mientras que los catabólicos son su degradación. (Maroñas, 2006).

El crecimiento acumulado de los camarones en los primeros 30 días de postlarvas del camarón *Litopenaeus vannamei*, es de 2 gramos en condiciones normales. Esta normalidad se refiere a la alimentación adecuada con dietas concentradas en peletizado, una productividad natural que implique más de 80 mil células por mililitro de fitoplancton y calidad de agua con pH mayor a 7,0, Oxígeno Disuelto mayor de 3,0 mg/L, Salinidad entre 15 a 33 S‰ y temperaturas entre 28 a 33°C. (Martínez et al, 2013)

El crecimiento acumulado de las postlarvas observadas en un experimento con 100 y 150 pls/m² reportado fue la siguiente:

Las postlarvas recibidas registraron un peso inicial de 0,08 gramos. Al final de los 30 días en la condición de 100pls/m² alcanzó un peso de 1,42 gramos, mientras que en la condición de 150 pls/m² alcanzó 1,17 gramos. Este crecimiento se dio en condiciones controladas de laboratorio, en aguas claras. (Martínez et al, 2013)

Aquí el proceso anabólico es proporcional a una potencia del peso, en cambio el catabolismo es proporcional al peso mismo (Maroñas, 2006). En el curso de la

integración el peso se expresa como una función de la longitud y entonces es posible estimar el crecimiento tanto en longitud como en peso.

En camarones, las variaciones que se dan en el ambiente causan en la fisiología del animal un balance que puede ser positivo o negativo en períodos cortos. La influencia de los factores físico químicos como oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, nitritos, sulfatos, amonio, la intensidad lumínica, corrientes, entre otras pueden hacer efectos sobre el crecimiento. Así mismo factores genéticos, la alimentación, las enfermedades, la calidad del agua, el manejo de los estanques, entre otros afectan el crecimiento.

En los crustáceos y especialmente en decápodos el crecimiento en longitud está íntimamente relacionado con la muda. Sin embargo cuando hablamos del crecimiento en peso esto no es igual. El peso incrementa según el balance ambiental y fisiológico de los organismos, si este es positivo el animal crece cada vez que su metabolismo garantiza acumulación de materia orgánica en forma de cuerpo. (Martínez. 2012)

Un factor importante que interfiere en el crecimiento es la muda. La muda en lo camarones es un proceso usado para crecer, pero no siempre es uniforme en el tiempo, es afectado por varios factores como las fases lunares. Similar es el caso de la pesca comercial, que durante la luna llena y la luna nueva, el sol, la luna y la tierra esta alineados y hay un mayor efecto gravitacional sobre las mareas. Con mayor movimiento de las mareas, ay mayor actividad de peces y mayor captura.

El crecimiento en artrópodos es un proceso discontinuo, ellos incrementan el tamaño al momento de la muda es decir al perder el viejo exoesqueleto (caparazón) y antes de endurecer el nuevo. Durante la muda el camarón absorbe agua, la cual asegura suficiente espacio para permitirle al camarón crecer. . (Martínez. 2012)

Una de las particularidades de presencia del exoesqueleto rígido en los crustáceos es entre otras, la restricción del crecimiento a periodos bien definidos. Naturalmente, esta característica implica la eliminación del antiguo exoesqueleto y la formación de un tegumento nuevo y generalmente de mayor tamaño, siendo el conjunto de estos sucesos conocido como el ciclo de muda este fenómeno es cíclico, alternándose fases de relativo reposo externo con otras de intensa actividad. A partir de numerosos trabajos de índole morfológica y fisiología se han podido caracterizar los diferentes estadios del ciclo de muda:

Estadio A: pos ecdisis o pos muda inmediata: el animal acaba de abandonar la exuvia continuando la secreción de la nueva cutícula, en esta etapa el exoesqueleto es suave y blando

Estadio B: post muda: exoesqueleto blando suficiente mente rígido para soportar al animal, comenzando a endurecerse las diferentes capas de la nueva cutícula.

Estadio C: intermuda: exoesqueleto está completamente formado todo el exoesqueleto se engrosa y endurece. Hay crecimiento de tejidos acumulación de reservas.

Estadio D: pre muda o pre ecdisis: preparación morfológica y fisiológica para la etapa final.

Estadio E: ecdisis: etapa en la cual la cutícula vieja se desprende, el animal se desprende del viejo exoesqueleto; es el momento de la ecdisiación

Este ciclo se repite en todo lo largo de la vida del camarón y disminuye su frecuencia según el organismo se vaya haciendo más viejo. Durante el ciclo de la muda los camarones acumulan en la glándula digestiva reservas de glucógeno lípidos y proteína que son utilizados mayormente en la construcción de nuevo exoesqueleto y en la síntesis de nuevos tejidos

La frecuencia de la muda depende del tamaño del camarón. En los estados larvales la muda ocurre cada 30 o 40 horas a 28°C con peso entre 1 a 5 gramos, los camarones mudan en un intervalo de 4 a 6 días. Los camarones de 15 gramos mudan en un intervalo de 2 semanas aproximadamente. El proceso completo de muda dura aproximadamente 2 días las condiciones ambientales y factores nutricionales también afectan la frecuencia de la muda. Las altas T° incrementan las frecuencias de la muda. La absorción de oxígeno es menos eficiente durante la muda y animales que mueren en el proceso, lo hacen a menudo por hipoxia. Una respuesta del camarón al estrés es variar la frecuencia de la muda. . (Martínez. 2012)

4.3.3.- Ritmo de crecimiento:

No es más que la cantidad de libras de camarón cosechado, de ahí se calcula su talla y sobrevivencia. Para ello, se necesita calcular la población final (que resulta de multiplicar el número de individuos existentes en una libra de camarón por la cantidad de libras cosechas), biomasa final (número de individuos cosechados por el peso promedio), sobrevivencia final (individuos cosechados por 100 entre población inicial) (Martínez, 2009). Los camarones en sistemas artesanales crecen a un ritmo promedio de 0.5 a 07 gramos por semana. En sistemas de producción semi- intensivo su ritmo de crecimiento puede ser alrededor de 1 g por semana en invierno y de 0.7 en verano. En sistemas con aireación el crecimiento esperado puede andar entre 1.5 a 1.8 gramos por semana, según la capacidad de carga del estanque.

Los Ritmos de crecimiento reportados para el tratamiento 1 (100 pls/m²) fueron de 0,9; 0,17; 0,35; 0,54; 0,91 y 1,42 gramos respectivamente para cada una de los períodos de cinco días estudiados. Para el tratamiento 2(150pls/m²): los Ritmos de crecimiento reportados fueron de 0,11; 0,09; 0,19; 0,29 y 0,41 gramos respectivamente. Son los primeros 20 días cuando los camarones presentan sus mayores Ritmos de crecimiento con respecto a su edad y peso. Los saltos de pesos son mucho más altos en esta etapa proporcionalmente que edades mayores. (Martínez et al, 2013)

4.3.4.- Tasa de crecimiento:

El muestreo de crecimiento nos permite conocer el comportamiento de los camarones en cuanto s su desarrollo, condición de muda y su respuesta a la relación alimenticia.

En *Litopenaeus vannamei* se consideran que tasas de crecimiento de 1.5-2.0 gr./semana, son bastante excepcionales; pero no difíciles de alcanzar. Esta tasa se logra en los primeros 30 a 60 días después de haber transferido los juveniles desde el estanque de pre-cría hacia el de engorde. Luego de ese periodo, se logran tasas de crecimiento de 1.0 a 1.2 gr /semana (que son bastante buenos) hasta llegar a la talla de cosecha. Cuando se tienen valores de 0.5 gr/semana como está sucediendo actualmente, se considera que la tasa de crecimiento es pobre o mala. (Talavera et al, 1998).

La curva de tasa de crecimiento baja con el tiempo. Esto es demostrado en términos sencillos diciendo que la velocidad con que crecen las postlarvas es mayor que las que crecen los juveniles y estos a su vez son mayores a las que crecen los pre-adultos.

La tasa de crecimiento se puede ver afectada por los siguientes factores:

- 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.

4.3.5.- Sobrevivencia:

La sobrevivencia es el factor que determina los resultados de cultivo. Desde la primera siembra y en todas las etapas se debe contar los organismos y revisar que no tengan lesiones y que se encuentren en perfectas condiciones físicas. Se obtendrá la diferencia de los que se sembraron con respecto a los que sobreviven hasta el momento del muestreo, esta operación se repite con cada muestreo.

El cultivo en bajas salinidades representa un porcentaje de sobrevivencia del 71%, este resultado puede ser considerado importante debido a que autores como Atwood y cols 2003. También señalaron sobrevivencia del 100% a postlarvas de camarón blanco mantenidas a una salinidad de 2 S‰ durante 7 días además, reportaron una sobrevivencia del 60% para 21 días de cultivo a la misma salinidad. (Arzola et al, 2008)

En el estudio presentado por al Álvarez et al 2010, fue de 80%, calificado como muy bueno considerando que el tiempo de traslado desde la fuente de origen fue prolongado (12 horas). Establecen que en general, el tiempo que consume el transporte y la densidad parecen no afectar la supervivencia de Pls 12 después del proceso de aclimatación y que la edad de la postlarva sí parece ser importante, ya que en términos generales postlarvas Pls 26 mostraron mejores supervivencias que Pls 12 de 80 y 60%, respectivamente. (Álvarez et al, 2010)

4.3.6.- Biomasa

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.

Hay dos maneras de estimar la biomasa de los camarones del estanque:

- a) La primera estimación es deducida de la mortalidad o supervivencia teórica.
- b) La segunda es calculada según los resultados del muestreo realizado cada semana.

Sin embargo ninguna de las dos metodologías es satisfactoria por sí solo, también para mejorar la estimación de la biomasa es muy aconsejable trabajar con las dos metodologías en conjunto (Periche, 2003)

Los muestreos de crecimiento y población deberán realizarse con dos objetivos fundamentales. Uno para determinar el peso promedio de la población y densidad. Los muestreos de peso pueden hacerse en cualquier día de una luna a otra solamente debe saberse de que una semana después de cada luna se incrementa la muda de los camarones en los estanques. Es por ello, que los muestreos de población solamente deben hacerse entre el día de la luna y 4 días después (lo que llamamos de la 4ta a la 7ma repunta). Después de este período los camarones tienen un comportamiento de agregarse, es decir, que se amontonan y andan agrupados en los estanques hasta la primera repunta.

Una vez realizado el muestreo de población sabiendo su peso promedio de los organismos, la biomasa no es más que la multiplicación del peso promedio por la cantidad de organismos que hay en el estanque; esto se puede expresar en libras o kilogramos por hectáreas. (Martínez, 2012)

4.3.7.- Rendimiento Productivo:

El rendimiento productivo se estimó al final del ciclo productivo, no es más que la cantidad de libras de camarón cosechado, de ahí se calcula su talla y sobrevivencia. Este se hace semanalmente a partir del muestreo de crecimiento, este no es más que el peso actual, menos el peso de la semana anterior, es importante deducir el ritmo de crecimiento porque este nos muestra la cantidad de gramos que aumentaron los organismos en cada semana de cultivo. (Herrera y Martínez, 2009). Para el cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* reportado por Martínez et al, 2013 el rendimiento productivo fue de 2466,3 Lb/ha

4.3.8.- Factor de Conversión Alimenticio:

Este indica la eficiencia de utilización del alimento alcanzada por los organismos del cultivo durante un período dado de su ciclo de producción.

Los Factores de Conversión Alimenticia para los sistemas de producción intensivos están entre 1,4 y 1,8:1, este resultado depende de la especie, su estado de desarrollo, las condiciones del cultivo, la calidad de la ración y cómo la dieta es empleada en alimentar el cultivo. Un valor menor del FCA significa un uso más eficiente del alimento y una mayor rentabilidad del cultivo. (FAO, 2013)

V.- MATERIALES Y MÉTODOS

5.1- Localización de lugar del experimento

El siguiente experimento se realizó en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) UNAN-LEON, en el poblado de Las Peñitas La vía de acceso a dicho laboratorio es por medio de una carretera pavimentada en perfectas condiciones. La comunidad de Las Peñitas ubicada a 21 km al suroeste de la ciudad de León, cuyas coordenadas son: 496457mE y 1367324Mn. cuenta con servicios públicos (energía eléctrica, agua potable, servicio telefónico, internet.)

Fig. 2 Ubicación de LIMA



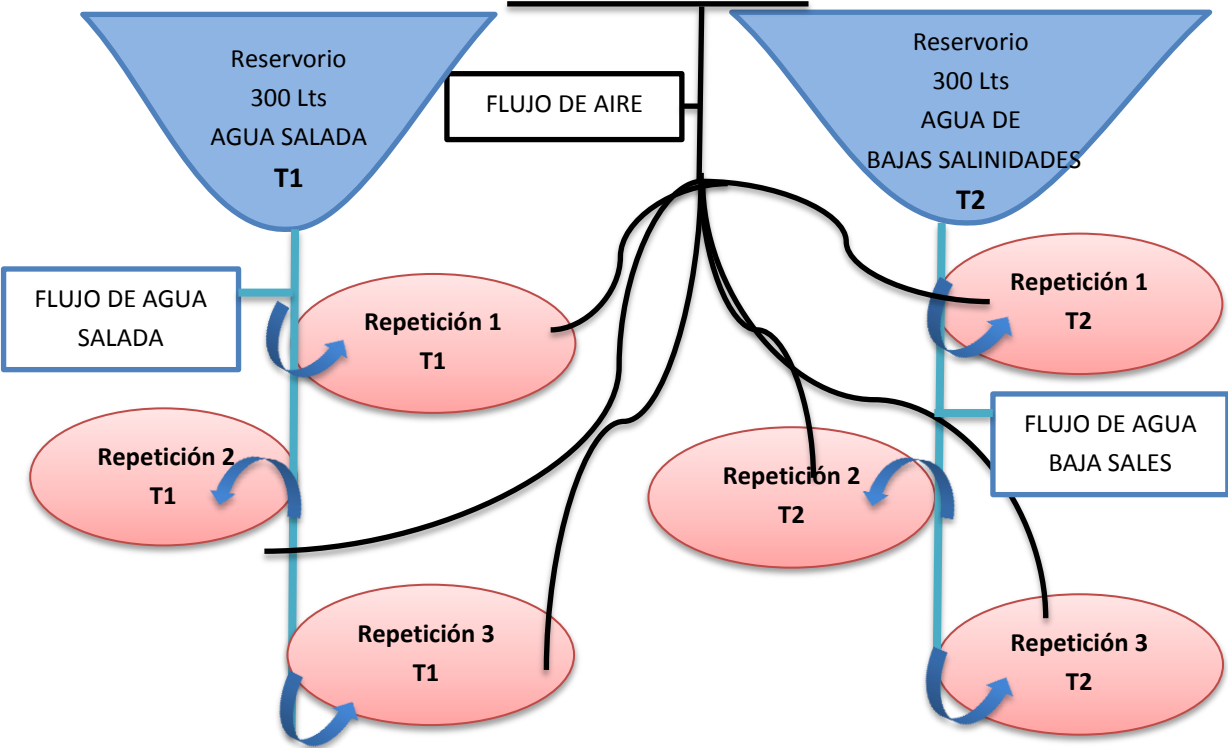
5.2- Dispositivo Experimental

El agua para el experimento de bajas salinidades fue tomada de un pozo que se encuentra en el LIMA, con una salinidad variante de 2 a 3 S‰, PARA suministrar agua a los recipiente experimentales se usó una bomba axial la cual bombeo agua del pozo hacia el reservorio de agua a bajas salinidades del experimento. La bomba marca Fors modelo Type JA100 de 1 HP. Se le suministro aireación constante a cada una de las tinas a través de un blower marca BALDOR Industrial Motors de 3HP, conectada a tuberías de 2 pulgadas de diámetro y conectado a manguerillas plásticas transparentes de ¼ de pulgada de diámetro, el otro extremo está conectado a piedras difusoras que ayudaron a esparcir la burbujas de aire conteniendo oxígeno por toda la recipiente.

El flujo de agua salada se inicia con una toma de agua, ubicada en la zona de reventazón de las olas a 130 metros de la estación de bombeo en el mar Pacífico.

El agua salada fue bombeada por medio de una bomba de 3 pulgadas de diámetro marca STA-RITE, modelo JHHG-53HL de 5HP y pasa por un filtro de arena, y es almacenada en los dos reservorios que tiene una longitud de 11.35 m de largo y 4.8m de ancho capacidad de 54m³, luego el agua pasa al reservorio del dispositivo experimental por medio de una tubería PVC de 2 pulgadas impulsada por una bomba sumergible de 2 pulgadas de diámetro.

Fig Nº.3 Esquema sobre del dispositivo experimental



5.4 - Factores físicos y químicos

5.4.1- Oxígeno disuelto

Para la toma de Oxígeno en el agua utilizamos un Oxigenómetro marca YSI 500, tomando en cuenta la salinidad del agua e introducimos este dato en el Oxigenómetro, luego metíamos el electrodo a 20 cm de profundidad, observamos la pantalla y nos proporcionaba el valor del Oxígeno Disuelto y la Temperatura:

1-El electrodo debía permanecer en la cámara con una atmosfera de saturación al 100%, esto se logra manteniendo la humedad de la cámara con la esponja húmeda, que trae el equipo inserta al final de la cámara porta electrodo.

2-Debe considerar la salinidad, si el agua es dulce debe quedar registrada como cero salinidad, en caso contrario llevar al nivel de partes por mil, que tenga el agua de cultivo. La salinidad, y el oxígeno en el display, marcan el dato de oxígeno en mg/L.

El factor oxígeno se tomó 2 veces por día(9:00am y 3:00pm) estas tomas dependían de los niveles más altos y bajos de la concentración de Oxígeno Disuelto en el agua donde se introduce el sensor térmico que viene integrado con el oxigenómetro.

5.4.2- Temperatura

La temperatura del agua se tomó con el Oxigenómetro YSI-500 2 veces al día, a las, 9:00am y a las 3:00pm con el propósito de llevar un control acerca de las condiciones del agua en los dispositivos experimentales.

5.4.3- pH:

Para tomar el pH utilizamos un pH metro ISO 9001, sacamos muestra de agua de toda la columna, para esto utilizamos un tubo PVC de 1" de diámetro y 30cm de alto con una bola de tenis sujeta por un cordel que pasa por en medio del tubo luego de sacar la muestra de agua la vertíamos en un recipiente para su homogenización luego se procedía a introducir el electrodo del pH-metro en la muestra de agua y así nos brindaba el dato de las concentraciones de iones Hidrogeno existentes en la columna de agua. Este factor lo tomamos 1 vez al día (por la tarde

5.4.4- Salinidad

Se medía tomando una pequeña cantidad de agua de la columna de agua de los recipientes experimentales a 30cm de profundidad y después se colocaban unas gotas en el prisma del Salinómetro YSI y procedíamos a cerrar la tapa, del otro extremo se observaba y leía los valores de la salinidad obtenidos. Este factor se monitoreaba todos los días por la mañana y por la tarde ya que este era uno de los factores claves para nuestro experimento

5.4.4.1- Aclimatación de Postlarvas

1. tomamos los factores Físicos- Químicos de cada uno de los recipientes y los comparamos con los factores del agua con el que venían del laboratorio
2. Recambio del 30% de agua

Cuadro#2: Aclimatación de postlarvas

Salinidad S ⁰ /∞	Tiempo
35-20	300 minutos
20-15	180minutos
15-10	210 minutos
10-5	240 minutos
5-1	480 minutos
total	1410min=23.5hrs

Los factores físicos químicos se monitoreaban cada 30 minutos, al trasladar las postlarva de las bolsas a las tinas de aclimatación mantener los niveles de oxígenos mínimos arriba de 8mg/L. Constantes, en oxígenos menores de 4 empezar con la aireación constante y suspender alimentación.

5.5- Parámetros poblacionales

5.5.1- Crecimiento acumulado:

Para registrar el incremento en peso de los camarones, se pesaron cada 5 días con una balanza gramera marca Scout Pro de OHAIO con capacidad de 200 gramos. Para esto se extraían los camarones con la ayuda de un pascón y se colocaban en un bidón con capacidad de 20 litros de agua, así podíamos saber el incremento del peso y la biomasa que teníamos cada 5 días en los organismos.

5.5.2- Ritmo de crecimiento

Se calculó de la siguiente manera: al peso promedio obtenido en este muestreo se le resta el peso promedio de los camarones del muestreo anterior.

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

Este dato se calculara cada 5 días.

5.5.3- Tasa decrecimiento:

Estos muestreos se realizaron cada 5 días. Se utilizó un chayo con la luz de malla de acuerdo al tamaño de los organismos. Se introducirá el chayo en el recipiente y después se utilizó esta fórmula.

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

5.5.4- Biomasa

Técnicamente para obtener la biomasa multiplicamos el número de individuos por el peso promedio obtenido en cada muestreo.

Biomasa: peso promedio x N individuos

5.5.5- Sobrevivencia

Para determinar la sobrevivencia primero se calcula el tamaño de la población. Para determinar el tamaño de la población se hizo por medio de un conteo directo de todos los camarones que hay en cada recipiente.

S=Nt/No*100

S= Sobrevivencia

Nt= Número total de organismo

No= numero inicial de organismo

5.5.6- - Rendimiento productivo

El rendimiento productivo se calculó una sola vez al final del experimento, se hizo de la siguiente manera: multiplicando el número de individuos (sobrevivencia) por el peso promedio, esta expresión es conocida como biomasa. Ya con los datos de las libras cosechadas extrapolamos los datos y calculamos Lb/Ha.

$$(N^{\circ})(\text{Peso})/\text{área} = \text{Lb/Ha}$$

5.5.7- Factor de Conversión Alimenticia:

Este F.C.A se calculó tomando en cuenta el total de alimento suministrado en los días de cultivo y se dividió entre el total de la biomasa obtenida. Estos cálculos se realizaron cada 5 días durante el experimento.

$$\text{F.C.A o T.C.A} = \frac{\text{total de alimento suministrado}}{\text{Biomasa acumulada}}$$

5.5.8- Análisis de varianza

El análisis de la varianza es un método para comparar dos o más medias, que es necesario porque cuando se quiere comparar más de dos medias es incorrecto utilizar repetidamente el contraste basado en la t de Student.

Se realizaron simultánea e independientemente varios contrastes de hipótesis, la probabilidad de encontrar alguno significativo por azar aumentaría.

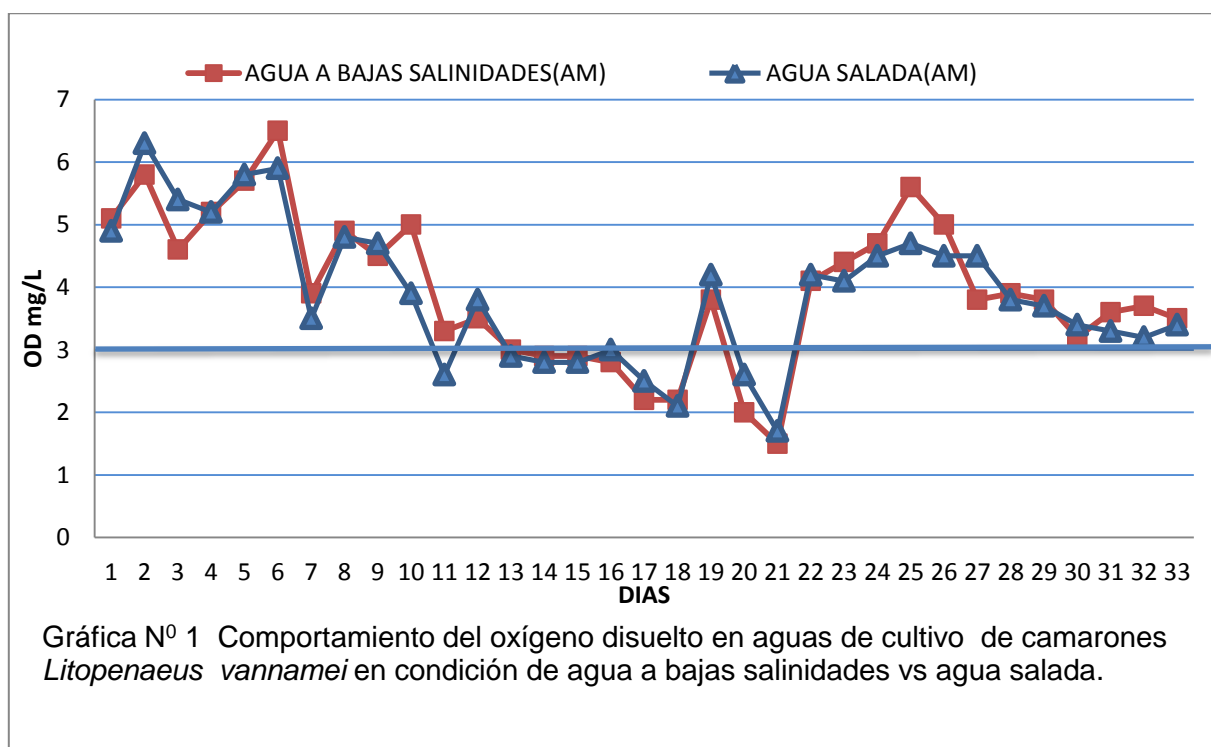
VI. RESULTADOS Y DISCUCIONES

6.1- Factores físicos químicos

6.1.1- Oxígeno disuelto

Los valores de Oxígeno Disuelto de las aguas donde crecieron los camarones registraron valores máximos de 6,5 mg/L el día 6 para el tratamiento Agua a bajas salinidades y de 6,2 mg/L el día 2 para el de agua Salada. Los valores menores fueron registrados los días 21 con 1,5 mg/L para Agua a bajas salinidades y de 1,7 mg/L para Agua Salada. En los primeros 21 días se observa una tendencia a la disminución en la concentración de oxígeno disuelto, esto provocado por falta de aireador (Blower) luego de encendido el blower se obtuvieron valores variantes hasta de 4mg/L en los días sucesivos.

Según Herrera y Martínez, 2009. El Oxígeno Disuelto es el factor más importante en el cultivo del camarón los valores óptimos están comprendidos de 3 a 8 mg/L.



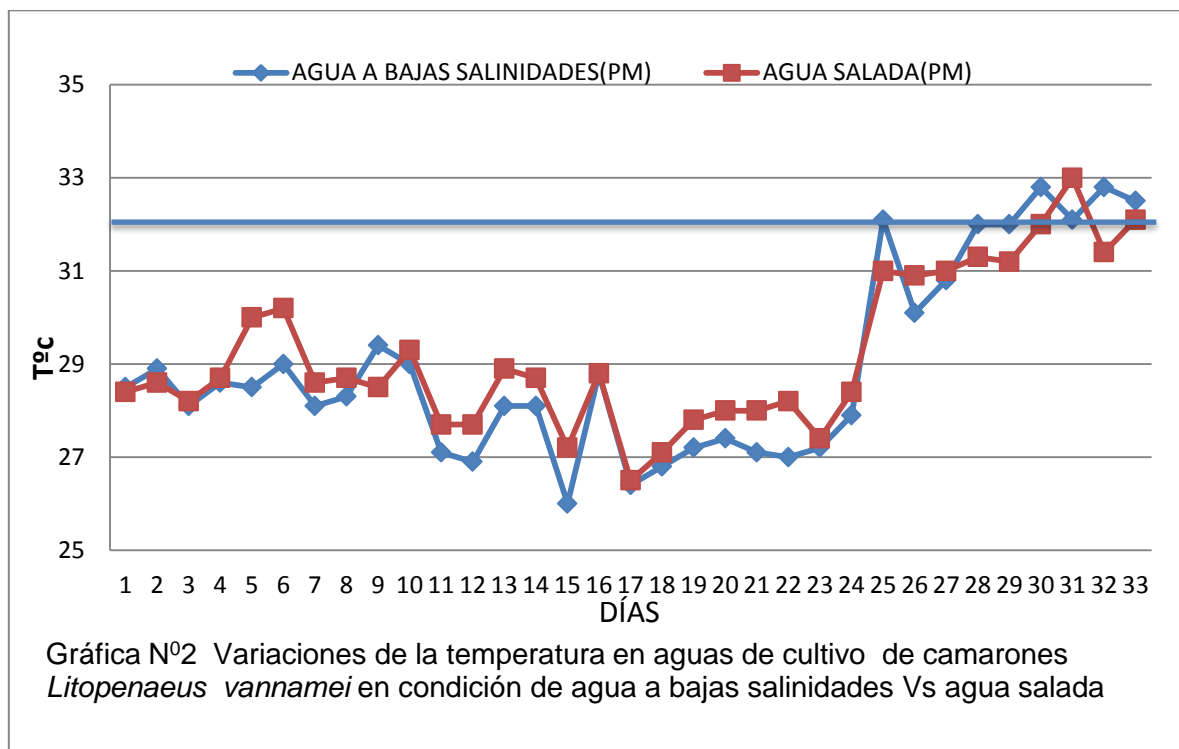
Los valores registrado del oxígeno disuelto para las recipientes experimentales de agua a bajas salinidades y salada estuvieron dentro de los intervalos óptimos según lo dicho por Herrera y Martínez, exceptuando los días 11 al 21 que los valores se mantuvieron en el límite mínimo para el buen crecimiento de las postlarvas, debido a esto se suspendió la ración de alimento por las tardes para no estresar a los camarones por posibles bajones de oxígenos. Por esta limitación

en la alimentación, los organismos no ganaron peso en este periodo de tiempo. Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre los valores de oxígeno disuelto de ambas condiciones experimentales.

6.1.2- TEMPERATURA

En la gráfica de la temperatura en el tratamiento de agua a bajas salinidades el valor máximo es de $32,8^{\circ}\text{C}$ en el día 32 y para el agua salada 33°C el día 31, para los valores mínimos para el agua a bajas salinidades el más bajo fue de 26°C en el día 15 y para el agua salada el valor mínimo fue de $26,5^{\circ}\text{C}$ el día 17, se puede observar en la gráfica que para los últimos 8 días los datos tomados de la temperatura muestran un aumento, esto debido a que se quitó el techo del edificio en él se realizaba el experimento.

Según Herrera y Martínez, 2009. La temperatura es el principal factor medioambiental que determina la tasa metabólica y los valores óptimos para el crecimiento son de 25°C a 32°C .



Los datos registrados de la temperatura durante el experimento en los tratamientos con de agua a bajas salinidades y salada están dentro de los intervalos óptimos según lo dicho por Herrera y Martínez. Tomado en cuenta que la temperatura es el principal factor ambiental que determina la tasa metabólica para el crecimiento y los valores observados en la gráfica, podemos decir que el

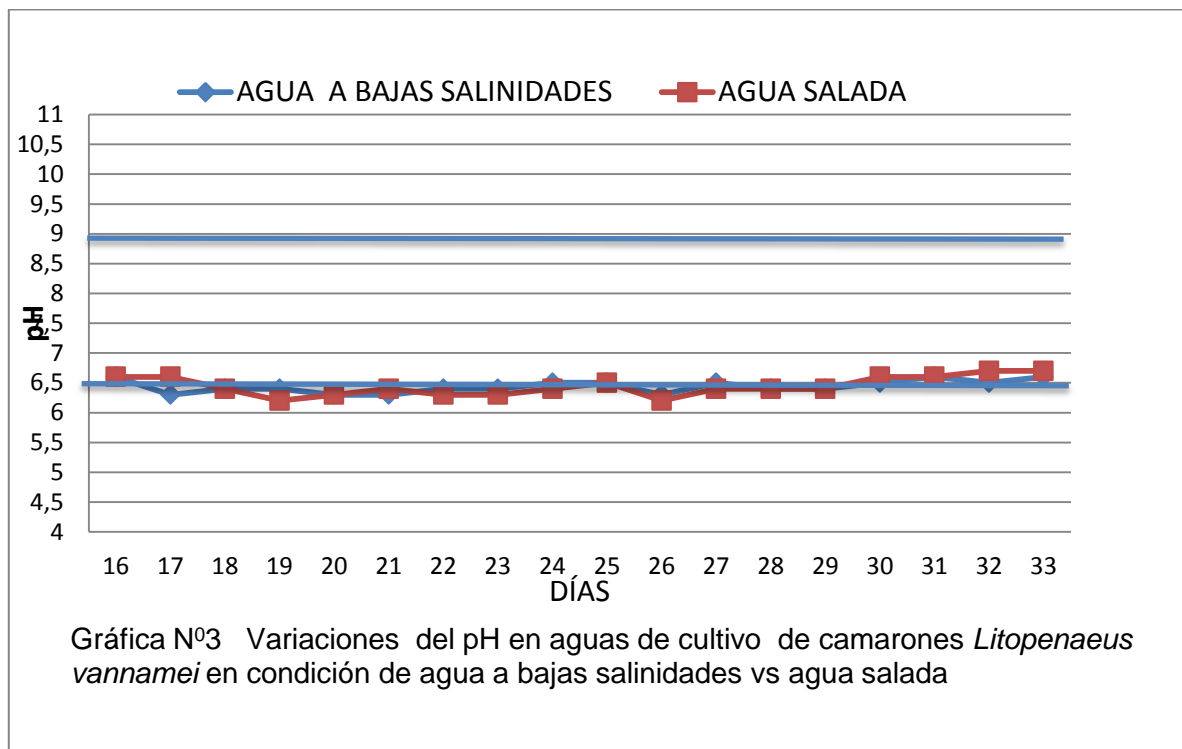
aumento en la temperatura de los últimos 8 días favoreció en el crecimiento más que los días anteriores.

Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre los valores de temperatura de ambas condiciones experimentales.

6.1.3- pH

En los valores máximos para el experimento con agua a bajas salinidades es de 6,6 en el día 33 y para el agua salada es de 6,7 en el día 33 y para los valores mínimos en el experimento con agua a bajas salinidades el valor más bajo fue de 6,2 en el día 26 y para el agua salada es de 6,2

Según Martínez y Barreto 2011 el intervalo óptimo de pH para el buen crecimiento de los camarones es de 6.5 a 9.



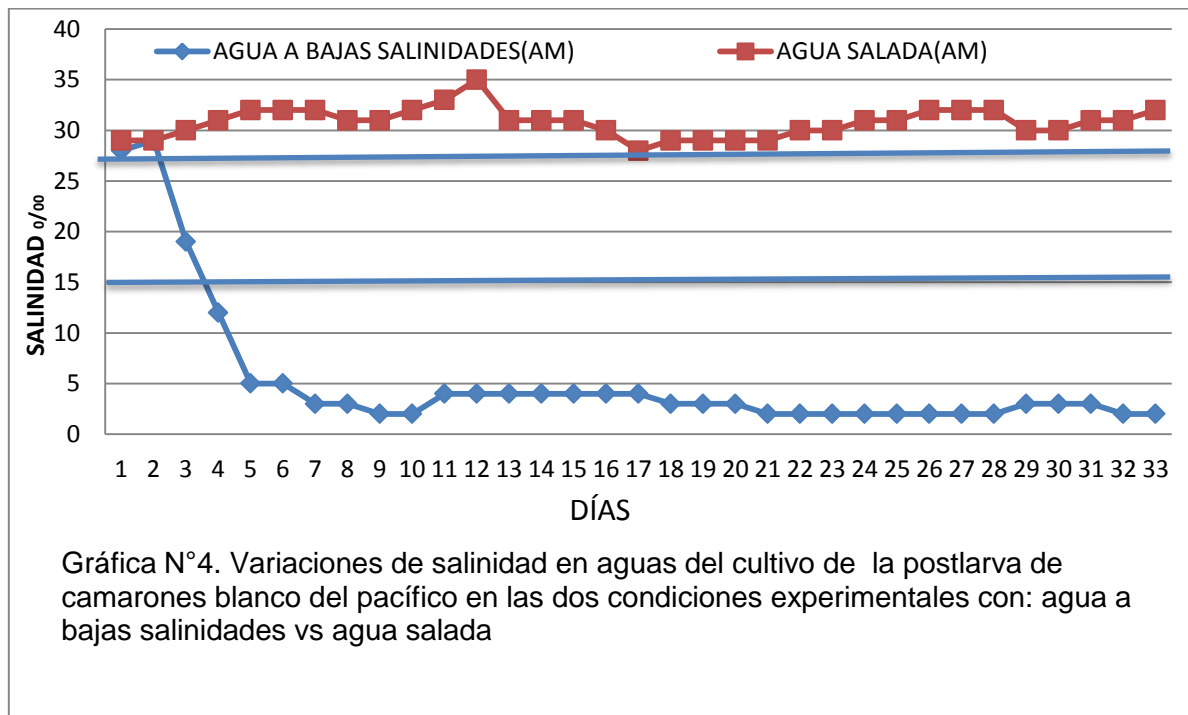
Los niveles de pH registrado durante el experimento estuvieron por debajo de los intervalos óptimos de crecimiento durante los días 18 al 29. Esto es según lo dicho por Martínez 2011.

Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre los pH de ambas condiciones experimentales.

6.1.4- SALINIDAD

En la gráfica de la salinidad para la condición de agua a bajas salinidades el valor más alto fue de 29 S⁰/₀₀ en el 2 día y para la condición de agua salada el valor más alto fue de 35 S⁰/₀₀ en el día 12 de los puntos mínimos para el agua a bajas salinidades el valor más bajo es de 2 S⁰/₀₀ del día 3 y el más para el agua salada bajo fue de 28 el día 17

Según Godínez et al 2011. El camarón *Litopenaeus vannamei* posee una gran tolerancia a factores ambientales para soportar un intervalo de salinidad entre 0.5-45 S⁰/₀₀ particularmente crece muy bien a altas densidades. Según Martínez 2009, los rangos óptimo de salinidad que se requiere para el cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* está comprendido de 15 a 27S⁰/₀₀.



Los valores registrados de la salinidad en el experimento con condición de agua dulce tomados en la mañana y por la tarde no se mostraron dentro de los rangos óptimos de crecimiento pero por la capacidad eurihalina pueden tolerar y crecer muy bien en bajas salinidades según lo menciona Godínez por lo que la salinidad pudo haber afectado en el crecimiento solo durante el tiempo en el que se estuvo aclimatando por el estrés que presentaban los organismos por la Osmorregulación.

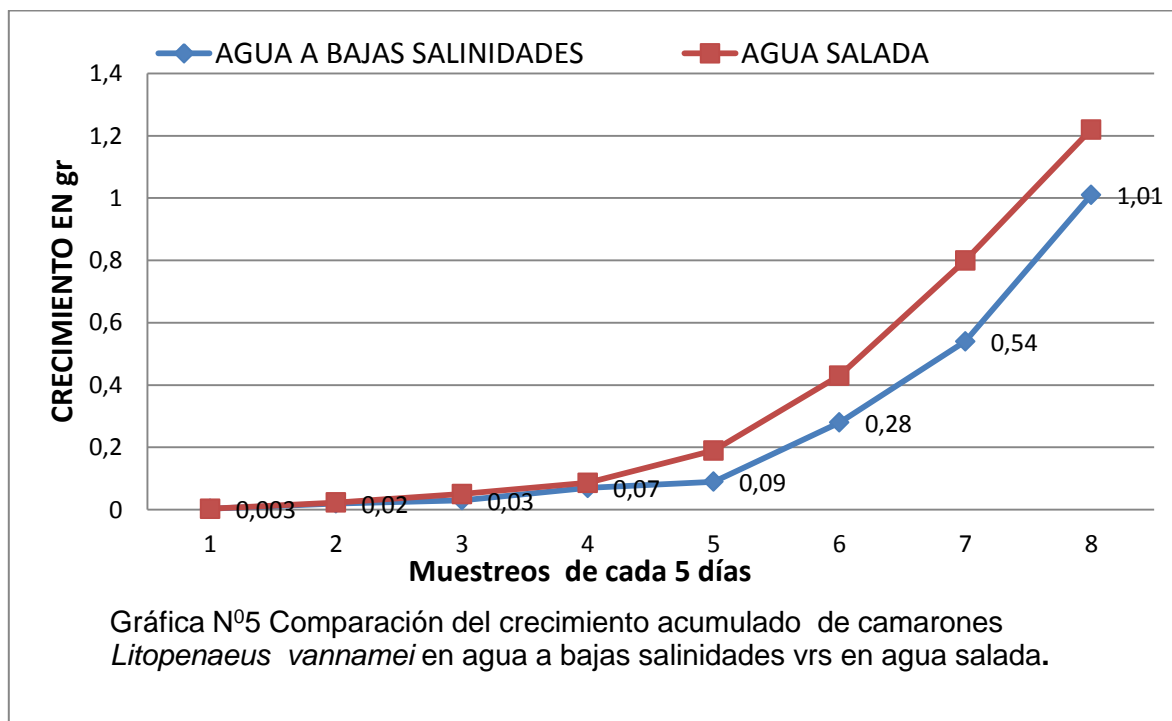
Fue demostrado (P<0,05) que existe diferencia significativa entre los valores de las dos salinidades.

6.2- Parámetros Poblacionales

6.2.1- Crecimiento Acumulado

En los 33 días de cultivo el peso que lograron acumular los organismos fue bastante bajo, las postlarvas llegaron con peso inicial de 0,003 gr después de la última toma de muestra las postlarvas del tratamiento con agua a bajas salinidades llegaron a un peso de 1,01 gr y los de agua salada a 1,22 gr.

Según Martínez et al. 2013, el crecimiento acumulado en postlarvas como la estudiada debe registrar cerca de 1,42 gr en el mismo tiempo del reportado en este trabajo (30 días) con una densidad de siembra de 100 pls/m², mientras que con 150 Pls/m² reporta 1,17 gr tomando en cuenta que tenían un peso inicial de 0.08 gr.



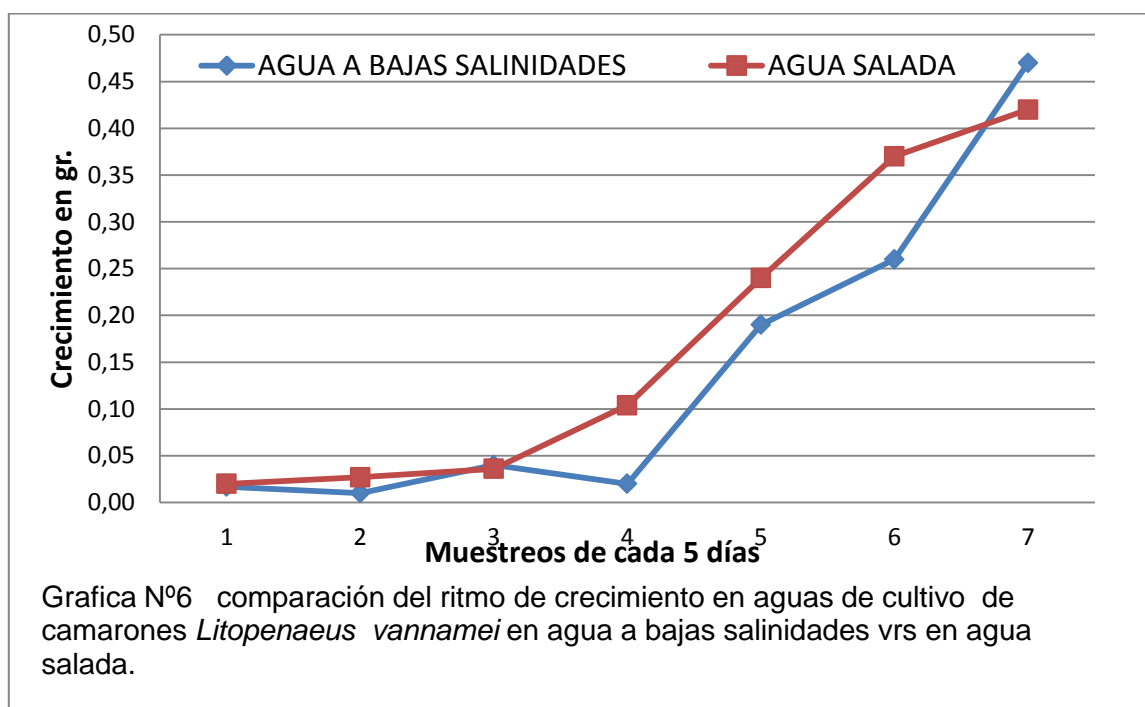
Comparando el crecimiento obtenido con el reportado por Martínez et al 2013 el peso obtenido en nuestro experimento no varían mucho, tomando en cuenta que nuestro peso inicial es menor además de que los camarones fueron afectados inicialmente por el estrés causado por los bajones de oxígeno debido a los recambios de agua (manual) que hacíamos, esto debido a fallas técnicas que presentaba el blower.

Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre los pesos de los camarones en las dos condiciones experimentales, aunque hallan diferencias numéricas.

6.2.2- Ritmo De Crecimiento

El ritmo de crecimiento con el que inicio los organismos del experimento con agua salada es de 0,02 gr y finalizaron con 0,42 gr y las de agua dulce empezaron con 0,02 gr y terminaron con 0,47 gr.

Según Martínez, et al 2013, los Ritmos de crecimiento reportados para el tratamiento 1 (100 Pls/m²) fueron de 0,9; 0,17; 0,35; 0,54 y 0,91 gr respectivamente para cada una de los períodos de cinco días estudiados. Para el tratamiento2 (150 Pls/m²): los Ritmos de crecimiento reportados fueron de 0,11; 0,09; 0,19; 0,29 y 0,41 gr respectivamente. Son los primeros 20 días cuando los camarones presentan sus mayores Ritmos de crecimiento con respecto a su edad y peso. Los saltos de pesos son mucho más altos en esta etapa proporcionalmente que edades mayores.

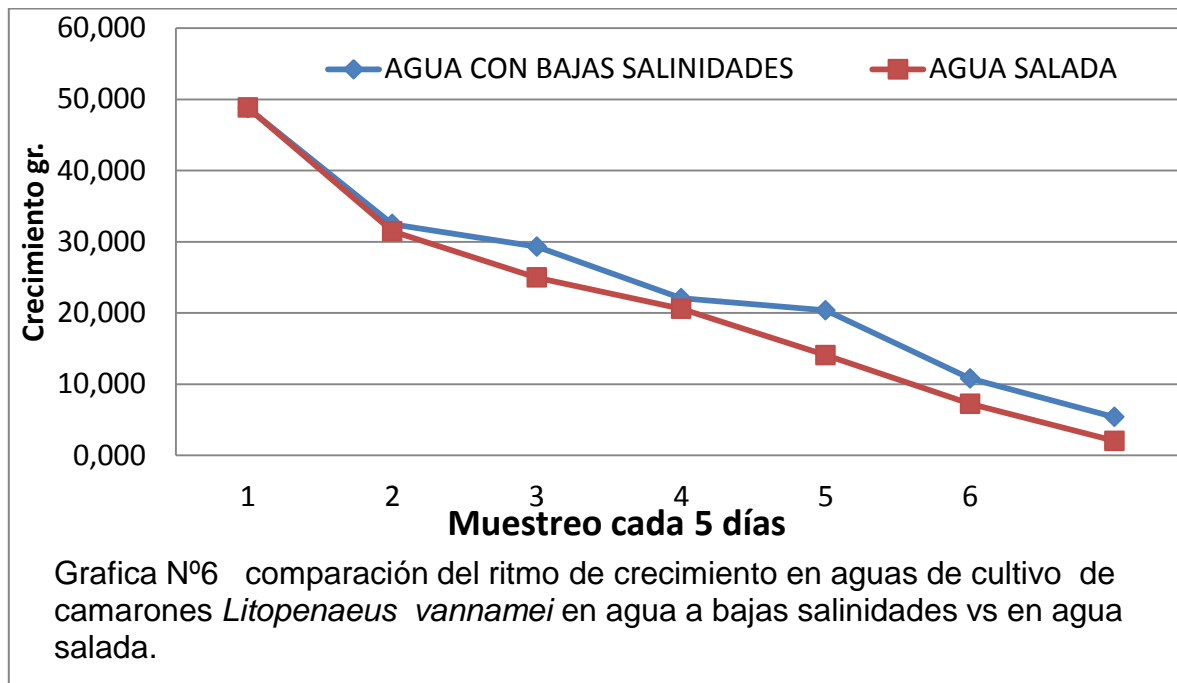


Ambos tratamientos tuvieron el ritmo de crecimiento esperado, según lo dicho por Martínez, et al 2013. Los organismos del tratamiento de agua con bajas salinidades tuvieron un mejor crecimiento en los 3 últimos muestreo con respecto a los anteriores.

6.2.3- Tasa de Crecimiento

Los datos de la tasa de crecimiento presentaron mayor variación en el tratamiento con agua de bajas salinidades, al final del experimento los valores fueron los siguientes: 5.4 gr para el tratamiento con agua a bajas salinidades y 3.7 gr para el tratamiento con agua salada. Ver gráfico No. 7.

Según Martínez, et al (2013), con respecto a la tasa de crecimiento, los animales del T1 presentaron en términos generales mayor tasa de crecimiento con 3,75 gr. Mientras que en el T2 la velocidad de crecimiento fue de 3,86gr. Entre más bajo el valor mayor es la velocidad de crecimiento. Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre las dos tasas de crecimiento siendo mayor a menor densidad de siembra.

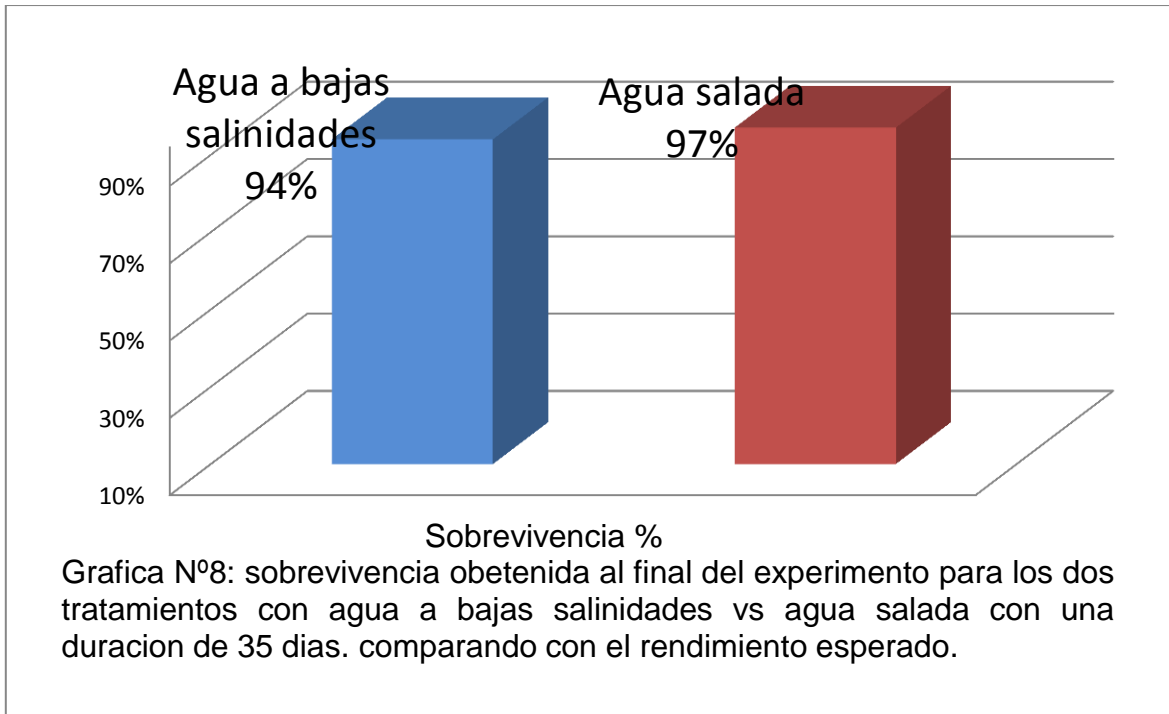


Como se puede observar en la gráfica los datos obtenidos al final del experimento y lo dicho por Martínez, et al (2013), los camarones en el tratamiento agua salada, tuvieron mayor crecimiento al final del experimento.

6.2.4.- Sobrevivencias

La sobrevivencia obtenida al final del experimento fue de 97% para el tratamiento con agua salada y 94% para el agua a bajas salinidades.

Arzola et al, 2008, señalo una sobrevivencia del 100% a postlarvas de camarón blanco mantenidas a una salinidad de 2 S‰ durante 7 día.



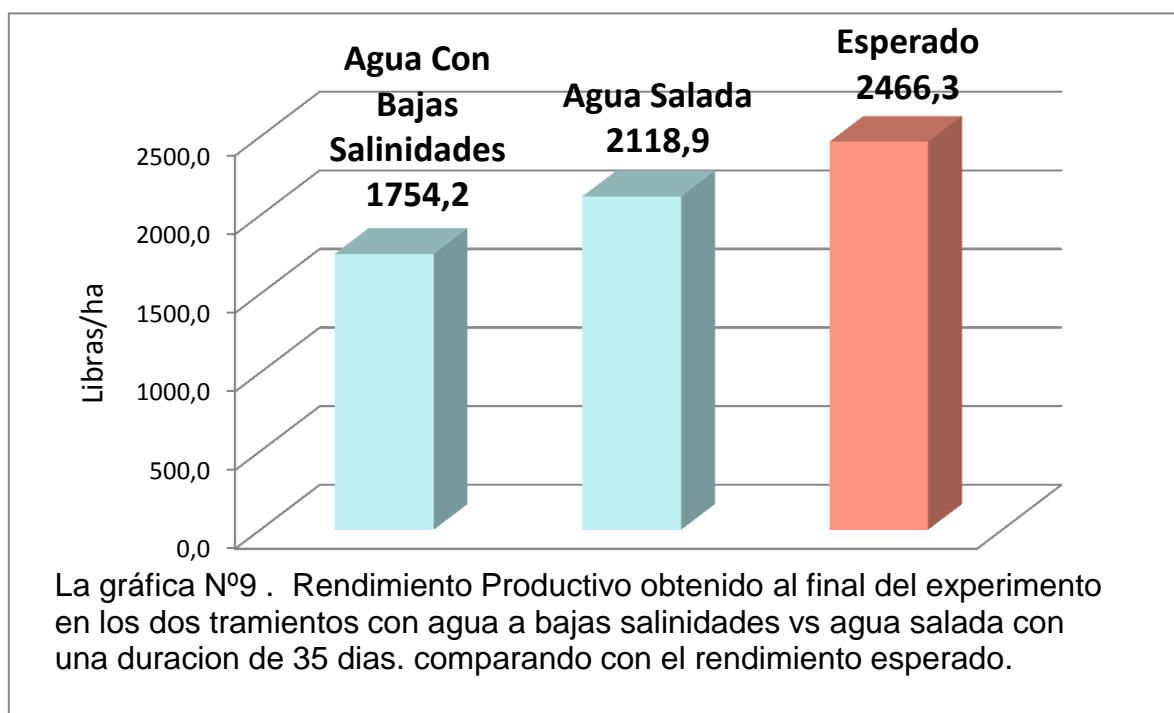
La sobrevivencia obtenida en ambos tratamientos comparados con lo obtenido por Arzola et al 2008 obtuvimos una buena sobrevivencia al final del experimento.

6.2.6- Rendimiento productivo

Al final del experimente obtuvimos un rendimiento productivo de 1754,15 Lbs/ha para el tratamiento con agua a bajas salinidades y 2118,9 Lbs/ha para el tratamiento con agua salada

Manejando la información resultante del autor Martínez et al 2013, se determinó que el Rendimiento Productivo esperado para este tipo de estadio es de 2466.3 Lbs/ha.

Al comparar los resultados de los dos tratamientos con respecto a lo esperado se observa que la diferencia entre lo esperado (2466.3lbs/ha) es mayor con el Tratamiento con agua salada (1754lbs/ha) que con el Tratamiento con bajas salinidades (2118,9lbs/ha). Concluimos que el Rendimiento Productivo del tratamiento con agua salada se acerca más al esperado.

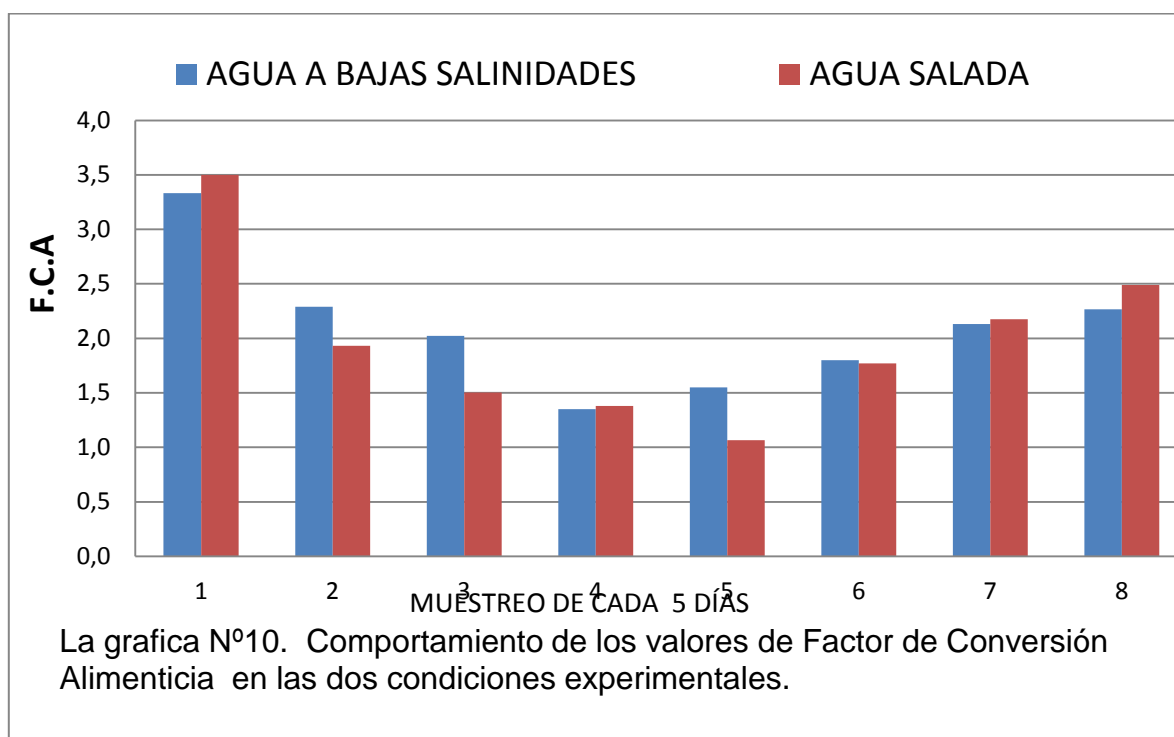


6.2.5- Factor de Conversión Alimenticia (FCA)

Los datos obtenidos del FCA fueron desde 3,3 a 2,3 para el tratamiento con agua a bajas salinidades y 3,5 a 2,5 con el tratamiento con agua salada

Según la FAO 2013, los valores aceptables del Factores de Conversión Alimenticia para los sistemas de producción intensivos están entre 1,4 y 1,8:1 de alimento suministrado por cada libra de biomasa ganada este resultado depende de la especie, su estado de desarrollo, las condiciones del cultivo, la calidad de la ración y cómo la dieta es empleada en alimentar el cultivo

Según los valores obtenidos y lo dicho por la FAO podemos decir que los valores del FCA fueron ligeramente altos, especialmente a bajas salinidades que presenta los valores más altos, cabe mencionar que el sistema que se utiliza para el experimento es intensivo, por lo que el FCA es ligeramente alto además de que los organismos están en estadio de postlarva en donde el gasto de alimento es mayor por el tamaño de los organismos.



VII. CONCLUSIONES

1.- En el experimento para la condición de agua con bajas salinidades los valores del Oxígeno Disuelto oscilaron entre 6.5 a 1.5 mg /L y la temperatura 32.8°C a 26°C. Para el agua salada estaban de 6.2 a 1.7mg /L y 33°C a 26.5°C. Para los datos del pH para el experimento con agua a bajas salinidades los valores estaban entre 6.6 y 6.2 y para el agua salda estaban de 6.7 a 6.2. Para la salinidad sus valores estaban entre 35 a 28 S⁰/_{oo} para las condiciones con agua salada y para el de agua con bajas salinidades los datos estaban entre 29 a 2 S⁰/_{oo}.

2.- El crecimiento acumulado en ambas condiciones al inicio fue de 0.03 gr y al final del experimento el tratamiento con agua con bajas salinidades llegó a un peso de 1.01 gr y el de agua salada 1.2gr. El ritmo de crecimiento con agua salada sus valores están de 0.02-0.47 gr (agua con bajas salinidades), y 0.02-0.42 gr (agua salada). En la tasa de crecimiento para el tratamiento con agua a bajas salinidades tuvimos un valor de 5.4 y con agua salada 3.7gr.

3.- Para el tratamiento con agua a bajas salinidades la sobrevivencia fue de 94% y el F.C.A de 2.3 y el rendimiento productivo que obtuvimos fue de 1754,Lbs/ha y para el experimento con agua salada la sobrevivencia fue de 97% y el F.C.A de 2.5 y con un rendimiento productivo de 2118.Lbs/hec.

Tomando en cuenta los datos de los crecimientos obtenidos en la dos condiciones experimentales. Fue demostrado ($P < 0,05$) que no existe diferencia significativa entre los valores de peso de ambas condiciones experimentales por lo tanto aceptamos la hipótesis alternativa la cual nos dice que los organismos crecen iguales en las dos condiciones experimentales, cabe señalar que estadísticamente si existe tomando en cuenta la diferencia en la biomasa que se obtuvo al final del experimento.

VIII. RECOMENDACIONES

- A los productores o ingenieros de granjas de producción de camarones se les recomienda evaluar la calidad de las postlarvas para asegurarse de que se van a adaptar a los cambios que serán sometidos
- No someter a las postlarvas de camarón a condiciones estresantes luego de la edad de PL19 ya que la capacidad de adaptación a cambios bruscos disminuye drásticamente y la mortalidad tiende a ser mayor, a mayor edad de los camarones
- A los productores que no tienen acceso a agua salada se recomienda aplicar el sistema de producción a bajas salinidades ya que con este experimento realizado se obtuvieron buenos resultados en el crecimiento de las post larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*.

IX. BIBLIOGRAFÍA

Álvarez, Z. Miranda, I. Sánchez, R. Valles, J. (2010). Cultivo del camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) en agua dulce. Revista científica, FCV-LUZ / Volumen XX, N°4, Coro, Venezuela, pp 339-346.

Disponible en: www.scielo.org.ve/pdf/rc/v20n4/art02.pdf

Arzola, J. Flores, L. Izabal, A. Gutiérrez, Y. (2008). Crecimiento de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en un estanque rústico a baja salinidad. Revista científica de la Sociedad Española de Acuicultura. Revista AquaTIC, nº 28 – 2008, Monterrey, Nuevo León, México, pp: 3

Disponible en: www.revistaaquatic.com/aquatic/pdf/28_02.pdf

FAO, Departamento de pesca y Acuicultura (2013). Programa de información de especies acuáticas *Penaeus vannamei* (Boone, 1931), América Latina pp: 1.

Disponible en: www.fao.org/fishery/topic/16006/es

Godínez, D. Chávez, M. Jiménez, S. (2011). ACUICULTURA EPICONTINENTAL DEL CAMARÓN BLANCO DEL PACÍFICO, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), Tropical and Subtropical Agroecosystems, vol. 14, Universidad Autónoma de Yucatán, México, pp: 6

Disponible en: www.redalyc.org/articulo.oa?id=95916179002

Herrera, C. Martínez, E. (2009) Guía para el componente curricular CAMARONICULTURA de la Carrera de Ingeniería Acuícola, UNAN-León, Nicaragua. pp: 50

Hurtado, M (2004) Efecto de los ácidos grasos poliinsaturados (PUFA) mecanismos de osmorregulación del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone) expuesto a estrés hipo e hiper salino a corto largo plazo. CENTO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS DEL NOROESTE. S. C. La Paz, B. C. S. México. pp: 28

Jaime-Ceballos, B Cabrera-Machado, J. E.Vega-Villasante, (2012) Cultivo tierra adentro de camarón marino *Litopenaeus vannamei*: evaluación del agua de dos granjas acuícolas en Cuba, Veterinaria Organización® La Habana Cuba, pp. 17

Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n060612/061203.pdf>

Maroñas. M (2006). Crecimiento individual en peces. Disco Evenor Martínez, león, Nicaragua, pp 1, 2, 5, 7, 8

(En línea) Disponible en:
<http://www.fcnym.unlp.edu.ar/catedras/ecopoblaciones/TP/Maro%202006%20%20Crecimiento%20individual%20en%20peces.Pdf>

Martínez, E. (2009). Producción de camarones marinos a dos densidades de siembra en estanques de concreto utilizando sistema intensivo sin aireación. Las Peñitas, Nicaragua. Departamento de biología, Ingeniería Acuícola Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-León, Nicaragua. pp: 12, 13

Martínez, E. Barreto, A (2011). Documento de Ecofisiología de organismos acuícolas para los estudiantes de Ingeniería Acuícola de la UNAN León, Nicaragua pp.3

Martínez, E. Barreto, A. Herrera, C. (2013). El crecimiento de postlarvas de camarones *Litopenaeus vannamei* en condiciones controladas. UNAN-León, Nicaragua, pp. 2, 3, 4.

Martínez. E (2012). Crecimiento y desarrollo. Facultad de Ciencias y Tecnología Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-León, Nicaragua. pp: 2

Martínez. E. Rosas, C (2008). La digestión en los crustáceos, UNAN- León, Nicaragua. UNAM-México. León, Nicaragua. pp: 62

Periche, J. (2003). INCREMENTO DE LA CONCENTRACION IONICA (Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺ y Mg⁺⁺) PARA EL CULTIVO DE CAMARON MARINO EN AGUA DE BAJA SALINIDAD, Boletín NICOVITA, Lima, Perú. pp.1

Disponible en: <http://www.nicovita.com.pe>

Perez, H (2006).Primera Experiencia en el Cultivo de Camarones Marinos (*Litopenaeus vannamei*) Aguas de Dulce en Panamá Continental Power Service Deris Carlina Garcia –Costa Sol Comercial, Finca Costa Sol Comercial S.A. Panamá, pp. 3, 7

Ponce, J (2007) Cultivo de Camarón en Agua dulce y Novedades en la Industria Camaronera en Latinoamérica. V ENCUENTRO TECNICO DE LA INDUSTRIA DEL CAMARON EN NICARAGUA, Nicaragua pp: 38

Rivera, M (2004). Evaluación de los efectos fisiológicos de la salinidad sobre el crecimiento de la postlarvas y juveniles de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (BOONE1931) bajo condiciones de laboratorio, Universidad de Colima, Tecoman, Colima, México. pp: 20

Talavera, V. Sánchez, D. Zapata, I. (1998) CULTIVO DEL CAMARÓN MARINO, *Penaeus vannamei*, EN AGUA DULCE Boletín Nicovita, volumen 03 Edición 04, Lima, Perú, p: 1

Disponible en:

www.alicorp.com.pe/ohs_images/nicovita/boletines/manejo_cultivo/bole_9804_02.pdf

Valdez, G, Díaz, D. Re, A. Sierra, E. (2007). Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone), Laboratorio de Ecofisiología de Organismos Acuáticos, Departamento de Biotecnología Marina. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE), Ensenada Baja California México. pp: 8

Vargas, M. Balladares, J. (2011). Efectos de los alimentos Purina y Nicovita sobre el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en condiciones experimentales controladas. TESIS PARA OPTAR AL TITULO DE INGENIERO ACUÍCOLA, UNAN-León, Nicaragua. pp: 9

X.- ANEXOS

