

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA  
UNAN-LEÓN  
FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGIA  
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA  
CARRERA DE INGENIERÍA ACUÍCOLA



**Tesis para optar a título de Ingeniero Acuícola**

“Efecto del probiótico a base de la bacteria *Lactobacillus acidophilus* sobre el crecimiento de camarones *Litopenaeus vannamei* en etapa de pre-adultos.

**Autores:**

Br. Ronald Javier Caballero Calderón

Br. Roger Antonio Jerez Gutiérrez

**Tutor:**

MSc. Claudia Herrera Sirias.

Julio del 2013

## RESUMEN

Las bacterias probióticas se definen como microorganismos vivos que administrados como suplemento en la dieta, pueden causar modificaciones en la microbiota asociada al tracto gastrointestinal del hospedador y generar efectos benéficos como el incremento en el crecimiento de los camarones y en la resistencia a enfermedades. Durante los últimos años su aplicación en el cultivo de camarón se ha hecho frecuente ya que han surgido varios productos comerciales ideados para este fin. Al mismo tiempo, aunque hay publicados varios artículos científicos en el tema, es evidente que hace falta orientar los estudios para entender los mecanismos de acción de los probióticos, así como para establecer los protocolos de uso y aplicación, teniendo en cuenta factores críticos como etapa de cultivo, densidad de siembra y dosis de administración en relación con los mecanismos de defensa inmunitaria del camarón y presencia de organismos potencialmente patógenos. Este trabajo pretende presentar los resultados positivos gracias a la aplicación del probiótico en el alimento a base de la bacteria ***Lactobacillus acidophilus***, particularmente en el crecimiento en pre-adultos de camarón blanco ***Litopenaeus vannamei***, ya que su uso se perfila como una de las alternativas con mejores perspectivas al uso indiscriminado de antibióticos que causa problemas tales como la aparición de cepas bacterianas multi resistentes que pueden alterar los ecosistemas próximos al cultivo e incluso afectar la salud del consumidor. La experimentación consistió en dos tratamientos (con y sin aplicación de probiótico en el alimento), tres repeticiones para cada tratamiento. Utilizadas tres tinajas de plástico para cada tratamiento, sembradas a 6 camarones/m<sup>2</sup> a los cuales se les suministró alimento en dos dietas (una por la mañana y otra por la tarde), se realizó la mezcla del probiótico con el alimento antes de suministrar cada dieta. Se presentaron oxígenos disueltos en el agua donde se encontraban los camarones en intervalos de 3.3 mg/lit.hasta 5.1 mg/L. El intervalo de temperatura presentado en el agua donde se encontraban los camarones varió de entre 24.9 °C hasta los 28.1 °C. Las salinidades permanecieron entre los 24.7 hasta los 30 ppm. El peso final obtenido de los pre-

adultos de camarón a los cuales no se les aplicó probiótico en el alimento artificial fue de 9.51 gramos y a los que se les aplicó probiótico fue de 10.21 gramos. El valor mínimo de factor de conversión alimenticia en el tratamiento sin probiótico fue de 0.04 gramos y el valor máximo 0.29 gramos en la semana 1 y 4 respectivamente. Con respecto al tratamiento con probiótico el valor mínimo presentado fue de 0.04 gramos en la semana 1 y el valor máximo 0.25 gramos en la última semana. El rendimiento productivo en el tratamiento con probiótico fue de 1426.5 kg/ha, en cambio el valor en el tratamiento con probiótico fue de 1630 kg/ha. El valor final de sobrevivencia presentada en el tratamiento sin probiótico fue de 83.3%, presentándose mejor sobrevivencia en el tratamiento con probiótico con un valor de 89.0%.

## **DEDICATORIA**

Primeramente a Dios por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado la vida y buena salud.

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

A mis maestros por su apoyo ofrecido en este trabajo, por haberme transmitidos los conocimientos obtenidos y haberme llevado paso a paso en el aprendizaje y a todos mis compañeros.

**Br. Ronald Caballero**

A Dios por haberme permitido llegar hasta este punto y con buena salud, disfrutar del milagro de la vida y darme las fuerzas necesarias para seguir con mis estudios universitarios y poder culminarlos.

A mis padres quienes me dieron todo su apoyo y motivación para seguir adelante en la continuidad de la carrera y la finalización de la tesis.

A todos mis maestros por brindarme los recursos necesarios y estar a mi lado apoyándome y aconsejándome siempre.

Y a mis compañeros por hacer esta etapa de mi vida algo inolvidable.

**Br. Roger Jerez**

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a ti Dios, por ayudarme a terminar esta tesis, gracias por darme las fuerzas y el coraje para hacer este sueño realidad.

A mis padres y abuelos por su apoyo incondicional, por todos esos días de desvelo que han tenido por mí, por estar siempre conmigo.

A nuestros profesores, Dr. Evenor Martínez G, y Lic. Claudia Jovel C, los cuales compartieron conmigo sus conocimientos técnicos y científicos y experiencias.

A mi tutor, Lic. Claudia Herrera Sirias, la cual con esmero y paciencia nos guió en cada paso de la elaboración de la tesis.

A mis compañeros, al Ing. Martín Arteaga y a todas aquellas personas que ayudaron directa o indirectamente a realizar esta tesis.

**Br. Ronald Caballero**

En primer lugar agradezco a Dios, por estar conmigo en cada momento de mi vida, por cada regalo de gracias que me ha dado.

Agradezco a mis padres por preocuparse por mí, y comprenderme en los momentos más difíciles en cada etapa de mi vida.

A mis maestros Dr. Evenor Martínez G, y Lic. Claudia Jovel C, y mi tutora Lic. Claudia Herrera Sirias, con quienes aprendí a lo largo de mi carrera a ser un buen profesional, lo que hizo que fuera una experiencia muy agradable y enriquecedora.

A la ayuda de personas que nos dieron su apoyo como el Ingeniero Martín Arteaga por proporcionar los organismos para-adultos de camarón para dar inicio a la experimentación con los mismos.

**Br. Roger Jerez**

# INDICE

RESUMEN.....	i
DEDICATORIA .....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
INDICE .....	v
INTRODUCCION.....	1
II. OBJETIVOS.....	3
III. HIPOTESIS.....	4
IV. LITERATURA REVISADA.....	5
4.1 Aspectos generales .....	5
4.2 Ciclo biológico del camarón .....	6
4.3 Clasificación taxonómica de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	9
4.4 Morfología .....	9
4.5 Sistemas de cultivo.....	10
4.6 Variables físicos-químicos.....	11
4.7 Alimentación en camarones peneidos.....	14
4.8 Enfermedades bacterianas más comunes en camarones Litopeneidos .....	16
4.9 Impacto y riesgos ambientales del uso de antimicrobianos.....	23
4.10 Probiótico .....	26
4.11 <i>Lactobacillus acidophillus</i> :.....	32
4.11.1 Clasificación científica .....	33
4.12 Parámetros poblacionales:.....	36
4.12.1 Definición biológica de crecimiento .....	36
4.12.2 Peso acumulado:.....	37
4.12.3 Ritmo de crecimiento .....	37
4.12.4 Tasa de crecimiento:.....	37
4.12.5 Factor de conversión alimenticia: .....	38
4.12.6 Rendimiento productivo:.....	38
4.12.7 Supervivencia: .....	38
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	39

5.1 Área de estudio:.....	39
5.2 Diseño experimental.....	39
5.3 Preparación de probiótico a base de <i>Lactobacillus acidophilus</i> .....	40
5.4 Alimentación de los pre-adultos .....	41
5.5 Determinación de variables físico-químicas .....	41
5.5.1 Oxígeno disuelto.....	41
5.5.2 Temperatura.....	42
5.5.3 Salinidad .....	42
5.6 Cálculo de parámetros poblacionales .....	42
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	45
6.1 Variables física-químicas.....	45
6.2 Parámetros poblacionales .....	48
VII. CONCLUSIONES.....	54
VIII. RECOMENDACIONES .....	55
IX.BIBLIOGRAFÍA .....	56
X. ANEXOS .....	58

## I.-INTRODUCCION

La idea del vínculo entre las enfermedades y la calidad de agua, aparece cada vez más claramente delineada. El estrés que las condiciones ambientales que ejercen en los organismos, extiende sus respuestas adaptativas más allá de sus posibilidades, provocando un desgaste excesivo del organismo, alcanzando un pobre desarrollo o llegando incluso a sufrir una enfermedad. La influencia de las condiciones ambientales desventajosas afecta igualmente al sistema inmunológico del camarón, limitando su eficiencia. El estrés se hace sentir inicialmente a niveles bioquímicos y moleculares, induciendo una serie de respuestas funcionales y estructurales en la regulación hormonal, metabolismo, osmoregulación y regulación inmunológica, afectando la capacidad de sobrevivencia, crecimiento y reproducción de los organismos. Aunque los organismos acuáticos parezcan sanos durante e inmediatamente después de un periodo de estrés, un brote de enfermedad, mortalidad crónica pueden desarrollarse más tarde en la población. Muchos de estos organismos pueden ser portadores asintomáticos de un patógeno y en condiciones normales están protegidos por los mecanismos de defensa. Cuando el sistema de defensa es debilitado o suprimido debido al estrés, el patógeno puede multiplicarse, rebasar los mecanismos de defensa y en ocasiones matar al hospedero. (Gómez *et al.*)

Se emprendió la búsqueda de nuevas alternativas para el control de enfermedades, siendo el uso de probióticos una de estas, de modo que se hace cada vez más importante obtener información sobre el uso de probiótico y sus efectos sobre el desarrollo de camarones para contrarrestar el impacto de enfermedades bacterianas.

Como producto de su desarrollo, la producción acuícola a nivel mundial enfrenta problemas relacionados con resistencia bacteriana, la presencia de enfermedades, restricciones de exportaciones por presencia de residuos de antibióticos en los tejidos de camarones y su incidencia en la salud humana (Peeter & Rodriguez, 1999).



Para el mejoramiento y mejor rendición en la productividad camaronera se han introducido tecnologías, para esto una de ellas es el utilizar probióticos para su mejoramiento como una biorremediación, el cual mejora la calidad del agua y el biocontrol del estado de salud del camarón. Debido a su alto costo económico de producción estos no son accesibles a todos los productores camaroneros. El saber si las formas metodológicas de preparación y aplicación de las dosis son las adecuadas para su efectividad contra las enfermedades producidas por las bacterias *Vibriosp.* para un buen rendimiento productivo.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo investigativo generarán información necesaria sobre el uso, aplicación y efecto para la disminución de enfermedades de tipo bacteriana en per-adultos; así como también información suficiente para obtener mejor conocimiento sobre el uso de probiótico como una nueva alternativa para combatir enfermedades del tipo bacteriano, reduciendo los costos de producción en el sector acuícola.

## II. OBJETIVOS

### 2.1 General

- ✚ Determinar el efecto del probiótico a base de la bacteria *Lactobacillus acidophilus* en el crecimiento de camarones *Litopenaeus vannamei* en etapa pre-adulta.

### 2.2 Específicos

1. Establecer los factores físicos químicos (oxígeno disuelto, temperatura y salinidad) del agua donde se desarrollarán los pre-adultos de camarones *Litopenaeus vannamei*.
2. Comparar el efecto del probiótico a base de la bacteria *Lactobacillus acidophilus* vs testigo con respecto al crecimiento (peso acumulado, ritmo de crecimiento y tasa de crecimiento de pre-adultos de camarón *Litopenaeus vannamei*).
3. Evaluar la sobrevivencia, rendimiento productivo y factor de conversión de alimentos en los camarones *Litopenaeus vannamei* en etapa pre-adulta, bajo efecto de probiótico y testigo.

### III. HIPOTESIS

#### 3.1 Hipótesis científica

El crecimiento de los camarones *Litopenaeus vannamei* es igual en condiciones con aplicación del probiótico a base de la bacteria *Lactobacillus acidophilus*, con respecto al testigo.

#### 3.2 Hipótesis nula

El crecimiento de los camarones *Litopenaeus vannamei* es diferente en condiciones con aplicación del probiótico a base de la bacteria *Lactobacillus acidophilus*, con respecto al testigo.

.

## IV. LITERATURA REVISADA

### 4.1 Aspectos generales

La acuicultura, posiblemente el sector de producción de alimentos de crecimiento más acelerado, hoy representa casi el 50% de los productos pesqueros mundiales destinados a la alimentación. La necesidad de intercambio de información fiable sobre todos los temas relacionados con la pesca está adquiriendo una importancia decisiva para la gestión responsable de la acuicultura. Con el fin de proporcionar información de fácil acceso y al día, el Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO ha creado páginas web específicamente sobre acuicultura en las que el usuario puede consultar documentos internacionales, regionales y nacionales, pertinentes a este tema (FAO, 2012).

Dentro de los crustáceos marinos, los camarones del género *Litopenaeus* están entre los de mayor producción a nivel mundial, ya sean éstos obtenidos en ambiente natural o por cultivo. La creciente demanda de estos camarones posiblemente se debe a su alto rendimiento en carne.

Existen razones por las cuales el camarón ocupa una posición significativa en el mercado internacional. Una de ellas se debe a que este pequeño crustáceo es de algún modo diferente a otros mariscos, porque su carne no tiene espinas ni huesos. Otra razón es su popularidad, por la amplia distribución que tiene, ya que después de congelados pueden ser transportados fácilmente a cualquier parte del mundo.

Desde el punto de vista nutricional, los camarones constituyen un alimento privilegiado. El valor nutritivo de los camarones varía de acuerdo con la alimentación, ubicación geográfica, especie y edad, y el mismo es igual a cualquier otra proteína animal. En general, los camarones son ricos en proteínas y bajos en calorías. Un servicio de 100 g contiene cerca de 20 g de proteínas y entre 90 y 100 calorías (Andrade, 2000).

## 4.2 Ciclo biológico del camarón

Los camarones *Litopenaeus* tienen un ciclo de vida muy complejo de unos 18 meses en el cual va desde huevo; estadio larvarios (nauplio, zoea, mysis hasta post larva); juveniles y adulto (Torres, 1991).

El desarrollo sexual en *Litopenaeus vannamei* explica de la siguiente manera: las hembras inactivas son numerosas de febrero a agosto.

El desarrollo de los ovarios empieza a incrementar en octubre, es máxima en febrero y disminuye rápidamente hasta mayo.

El ciclo de vida se da de la siguiente manera: los camarones blancos del pacífico *Litopenaeus vannamei* desovan en mar abierto. Precisamente en el área en donde se realiza la pesca. Los óvulos al ser expulsados son fecundados por los espermatozoides contenidos en el espermatóforo previamente colocado por el macho en el tégico de la hembra.

Los huevecillos, por ser demersales se hunden prontamente; el desarrollo larval comprende once estadios: cinco incluidos bajo el nombre de nauplio, tres de zoea, tres de mysis (estos estadios proceden a la forma verdaderamente adulta). Se usa un término para cada estadio diferente en el transcurso de la vida y se define cada uno por tamaño. Bajo esas formas el camarón es planctónico se ha movido hacia las marismas, esteros y bahías en donde entra en forma de post-larvas, sustituyendo otras poblaciones que habían entrado con anterioridad. Al alcanzar el estado adulto inicia el movimiento inverso, es decir, hacia mar abierto influenciado por la luna y las mareas. Los camarones que logran salir al mar; son los influenciados por la luna y las mareas. Los camarones que logran salir al mar; son los encargados de reiniciar el ciclo (López, 1967).

### 4.2.1 Nauplio

El primer estadio larval se caracteriza por presentar un marcado fototaxismo su cuerpo es periforme; con solo tres pares de apéndices que cumplen un función natatoria, el nauplio no se alimenta del medio externo ya que consume

sus reservas y se constituye de 5 sub estadios: el primer sub estadio mide 0.36mm y el último sub estadio mide 0.42mm, presenta 7 pares de antenas, presenta sus estructuras mandibulares visibles y un poco masticador bien definido, su desplazamiento es a saltos, los 5 sub estadios del nauplio para su desarrollo necesita 42 horas antes de llegar al siguiente estadio larval.

#### **4.2.2 Zoea**

Segundo estadio o zoea, se caracteriza por tener el cuerpo dividido en cefalotórax y abdomen o pleon las antenas y anténulas son los principales órganos locomotores, su desplazamiento es vertical, presenta ojos compuesto y un telson espatulado, los urópodos aparecen en la tercera muda. Este estadio de zoea presenta 3 sub estadios: el primero sub estadio mide 1.03 mm de longitud, presenta clara diferenciación de cabeza y abdomen.

El último sub estadio mide 2.47 mm de longitud, presenta un corazón más compacto, telson separado y urópodos rudimentarios, este proceso de desarrollo se da en 88 horas antes de pasar al siguiente estadio.

#### **4.2.3 Mysis**

El último estadio larvario se caracteriza por presentar 3 sub estadios determinados por sus respectivas mudas.

La primera muda se da en un promedio de 24 horas mide 3.05 mm no presenta pleópodos los periópodos están desarrollados del primer al tercer par, el cuerpo es alargado haciéndose más parecido a un camarón pequeño con rasgos específicos más definidos. Las antenas presentan sus exopoditos modificados con una escama antenal presenta espinas supra orbitales el telson es ancho espatulado.

El segundo sub estadio dura aproximadamente 29 horas y mide 3.25mm aquí se presenta un pleópodo rudimentario no segmentado, caparazón con espinas hepáticas supra-orbitales y telson casi rectangular.

La tercera muda de este estadio larval se da en 29 horas después y aparece el tercer sub estadio de mysis aquí la larva mide 4.17 mm de longitud, los pleópodos sonbisegmentados, al aparecer la primera espina dorsal sobre el rostro. Aquí el órgano nada dorsalmente hacia atrás y boca arriba formando un ángulo con su abdomen y cefalotórax. El proceso de desarrollo de este estadio larval se da en 95 horas, inmediatamente del último sub-estadio de mysis aparece la primera postlarva.

#### **4.2.4 Postlarva**

Se caracteriza por medir aproximadamente 5.05mm el final de proceso de desarrollo larval del camarón está marcado por la aparición de la primera postlarva de aspecto muy semejante al juvenil y adulto, con la muda a este nuevo estadio no se observan cambios drásticos en la morfología.

Los pleópodos se presentan bien desarrollados y con largas setas que son los principales órganos de natación. El rostro esta armado con 2 o 3 espinas o dientes dorsales, siendo el primero de ellas el diente epigástrico. Generalmente aislado de los dos restantes rostrales, el caparazón no sufre cambios en relación con sus estadios anteriores. Aquí el camarón comienza a desplazarse hacia las franjas costeras y esteros. Al final alcanza tamaño de 12 mm de longitud aproximadamente 14 días después de la primera post-larva(Soluap, 1998).

#### **4.2.5 Juvenil**

En esta fase se comienza a diferenciar el sexo y dura hasta que aparecen otras características secundarias tales como el color y tamaño. Esta es una de las etapas más importantes en su ciclo de vida, puesto que es en los esteros, marismas y lagunas donde encontraran 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 comienza el nuevo ciclo de vida.

Los estadios larvarios del camarón tienen una duración de 224 horas equivalentes a 9 días (Soluap, 1998).

### 4.3 Clasificación taxonómica de *Litopenaeus vannamei*

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

(Pérez-Farfante & Kensley, 1997)

### 4.4 Morfología

El cuerpo de los camarones se divide en tres regiones: Cefalotórax, Abdomen y telson. Los apéndices del cefalotórax son: Anténulas, Antenas, Mandíbulas, Maxilas, Maxilípedos y Periópodos; el abdomen está formado por seis segmentos y seis pares de apéndices llamados pleópodos cuya función es natatoria. En el telson se encuentran los urópodos que sirven también para la natación. El exoesqueleto es la región del cefalotórax, que presenta diferentes procesos como: espinas, suturas y surco cuya forma, tamaño y distribución es característicos para cada especie.

Poseen un cuerpo poco o considerablemente comprimido, rostro por lo general bien desarrollado y comprimido lateralmente, pedúnculos oculares moderados a muy alargados, anténulas con dos flagelos, mandíbula con un proceso incisivo y el palpo con uno o dos artejos, los primeros tres pares de apéndices similares, quelados, planos, incrementándose en longitud posteriormente, cuarto y quinto par de apéndices bien desarrollados y simples (Escoto, 1993).



## **4.5 Sistemas de cultivo**

### **4.5.1 Artesanal**

Los núcleos productores suelen realizar ciclos de producción muy cortos (6 a 8 al año) o muy largos (1 al año); los primeros suelen durar 45 ó 60 días y los segundos desde 180 hasta 240 días, ajustándose a la duración de las épocas lluviosa o seca (en el caso de las salineras-camaroneras), ésta se extiende durante las épocas de transición lluviosa-seca o seca-lluviosa; el aprovisionamiento de post-larva silvestre es estrictamente por apertura de compuertas en marea alta sin selección y el abastecimiento de agua es por apertura de compuertas durante los días anteriores y posteriores a las fases de luna nueva y luna llena, cuando las mareas son más altas (>2.9 metros ). El rendimiento es inferior a las 720 libras/ha/año (Hernandez, Lopez, & Vasquez, Septiembre 2004, Mayo 2005).

### **4.5.2 Extensivo**

Se caracteriza por tener una baja densidad de camarones por unidad de superficie, sin suplemento de alimento artificial y mantener una alta fertilización a partir de fertilizantes inorgánicos. El sistema de recambio de agua se encuentra reducido para mantener solamente niveles adecuados de oxígeno y salinidad. La densidad final esperada en este sistema es de 3 camarones/m<sup>2</sup> con una mortalidad calculada de 50% en los 105 días de cultivo. La aplicación de fertilizantes (NPK 12-24-12) se ha venido ofreciendo a una tasa de 40Kg/ha/mes con un recambio del 5%/diario (Martinez-Palacios, 1991).

### **4.5.3 Semi-Extensivo**

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

#### **4.5.4 Intensivo**

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

#### **4.5.5 Super-intensivo**

Los cultivos súper-intensivos se realizan normalmente en instalaciones separadas del medio natural, en tanques o piscinas aisladas con sistemas técnicos de captación y recirculación de agua, y con un control total del medio y de los individuos. Son mucho más caros que los procesos menos tecnificados, pero el aumento de rendimiento o la necesidad de un mayor control de la producción es determinante. A menudo, las fases más delicadas de la cría, como las de *hatchery* y *nursery*, son cultivos súper-intensivos en los que se utilizan técnicas de acuariología, como recirculación de agua, control de temperatura y fotoperíodo o monitorización de parámetros, aireación, alimento natural y artificial (Wikipedia, 2012).

### **4.6 Variables físicos-químicos**

Aparte de la larva el manejo de los parámetros físicos-químicos son importantes para el éxito del cultivo del camarón estos parámetros son de mucha importancia pues es mediante la optimización del rango de los mismos que un cultivo de camarón pueda llegar a tener un gran éxito en su producción todos ellos están relacionados entre sí.

#### **4.6.1 Oxígeno Disuelto**

Es la medida del oxígeno disuelto en el agua, expresado normalmente en mg/l. La solubilidad del oxígeno en el agua depende de la temperatura: a mayor

temperatura menos oxígeno se disuelve. Por otra parte si el agua está contaminada tiene muchos microorganismos y materia orgánica y la gran actividad respiratoria disminuye el oxígeno disuelto. Un nivel alto de OD indica que el agua es de buena calidad. En un cuerpo de agua se produce y a la vez se consume oxígeno. La producción de oxígeno está relacionada con la fotosíntesis, mientras el consumo dependerá de la respiración, descomposición de sustancias orgánicas y otras reacciones químicas. También puede intercambiarse oxígeno con la atmósfera por difusión o mezcla turbulenta. La concentración total de oxígeno disuelto (OD) dependerá del balance entre todos estos fenómenos. Si es consumido más oxígeno que el que se produce y capta en el sistema, el tenor de O<sub>2</sub> caerá, pudiendo alcanzar niveles por debajo de los necesarios para la vida de muchos organismos (Phillip *et al*, 2002).

La concentración de oxígeno disuelto en agua se expresa en ml/litro. El oxígeno es el gas más abundante en el agua después del nitrógeno, pero es a la vez indispensable.

El rango óptimo de oxígeno disuelto para el cultivo de camarones *Litopenaeus vannamei* es de 3 a 9 mg/litro. Cuando el oxígeno disuelto se encuentra en cantidades muy bajas los organismos se estresan y pueden morir.

Tabla de niveles críticos de oxígeno disuelto para el cultivo de camarón (Martinez & Herrera , 2009).

<b>Intervalo</b>	<b>Consecuencia</b>
0-1.3 mg/litro	Letal
1.3-1.7 mg/litro	Letal con exposición prolongada
1.7/3 mg/litro	Pobre conversión del alimento, crecimiento lento, disminución de resistencia enfermedades.

### **4.6.2 Temperatura**

La tempera, es una magnitud referida a las nociones comunes de caliente o frío. Por lo general, un objeto más "*caliente*" que otro puede considerarse que tiene una temperatura mayor, y si es frío, se considera que tiene una temperatura menor. En física, se define como una magnitud escalar relacionada con la energía interna de un sistema termodinámico, definida por el principio cero de la termodinámica

Más específicamente, está relacionada directamente con la parte de la energía interna conocida como "*energía sensible*", que es la energía asociada a los movimientos de las partículas del sistema, sea en un sentido traslacional, rotacional, o en forma de vibraciones. A medida de que sea mayor la energía sensible de un sistema, se observa que éste se encuentra más "caliente"; es decir, que su temperatura es mayor (Tipler, 1992).

La temperatura del agua afecta el desarrollo y crecimiento del camarón; aumentando el metabolismo al aumentar la temperatura del agua e influenciar sobre una serie de procesos biológicos.

En general, la temperatura por encima de los 25°C es considerada adecuada para el cultivo de camarones, sin embargo; si la temperatura baja por debajo de los 25°C o sube por encima de los 30°C las condiciones son estresantes para los mismos, afectando el consumo de alimentos en 30-50% . El rango óptimo de temperatura es de 25 a 30°C para el cultivo de camarones.

### **4.6.3 Salinidad**

Los intervalos de tolerancia de la salinidad para los camarones es muy amplia y pueden sobrevivir de 0 ppm hasta los 50 ppm, sin embargo el intervalo de crecimiento óptimo es de 15-25 ppm, se deberá evitar aguas con salinidades mayores de 35 ppm, debido a que siempre hay fluctuaciones de fitoplancton que producen sobre floraciones bien rápidas, las cuales pueden ocasionar mortalidad o floración algal de manera más rápida y continua. Si la salinidad es muy baja podría

ocasionar problemas con algas de agua dulce, las cuales producen mal olor y mal sabor.

Un aumento en la salinidad disminuye la tasa de consumo de oxígeno en muchos organismos. La aclimatación de los camarones a una salinidad nueva debe ser lenta; más si la salinidad del medio nuevo es muy diferente del medio de donde provienen. (Martinez & Herrera , 2009).

#### **4.6.4 pH**

El pH (Potencial de hidrógeno) es una medida de la acidez o alcalinidad de una solución. El pH indica la concentración de iones hidronio [ $H_3O^+$ ] presentes en determinadas sustancias. Desde entonces, el término "pH" se ha utilizado universalmente por lo práctico que resulta para evitar el manejo de cifras largas y complejas. En disoluciones diluidas, en lugar de utilizar la actividad del ion hidrógeno, se le puede aproximar empleando la concentración molar del ion hidrógeno. El pH típicamente va de 0 a 14 en disolución acuosa, siendo ácidas las disoluciones con pH menores a 7 (el valor del exponente de la concentración es mayor, porque hay más protones en la disolución), y alcalinas las que tienen pH mayores a 7. El pH = 7 indica la neutralidad de la disolución. (Phillip *et al*, 2002)

El intervalo óptimo de pH es de 7.5 a 8.5. A un valor de 7.5 a una temperatura de 25°C el amonio no ionizado se encontraría a un valor muy bajo y si el pH aumentara a un valor de 9 el amonio no ionizado llegaría a ser muy alto (Martinez & Herrera , 2009).

#### **4.7 Alimentación en camarones peneidos**

Todo productor sabe que el manejo del alimento implica cualquier método que mejore crecimiento y supervivencia, bajo factor de conversión y que cause el menor impacto ambiental. El manejo del alimento implica decidir sobre: Que tipo de alimento se va a usar, cuando y cuanto se va a suministrar, y como se controlará el suministro para poder realizar un buen manejo.

Debemos tener en cuenta que el manejo inapropiado del alimento conlleva al deterioro de la calidad del agua y suelo con el desarrollo de enfermedades. Por esto, para manejar el alimento debemos conocer el medio acuático, tratando en todo momento de favorecer el desarrollo de alimento natural, manejar adecuadamente el agua y fondo del estanque, manipular y almacenar apropiadamente el alimento, y determinar que método de alimentación vamos a usar y con qué periodicidad se va a alimentar.

#### **4.7.1 Métodos para suministrar y controlar el alimento**

Los más comunes son al boleo con tabla de alimentación y con comederos. Este último puede ser usado a la vez como “muestreador indicador” o como comedero, donde se va agregar todo el alimento que demande el camarón por hectárea/día, dependiendo del número de dosis diaria.

#### **4.7.2 Control de remanentes y ajuste del alimento**

En el suministro al boleo, la única manera de ajustar es mediante la observación de los resultados del muestreo de crecimiento en peso semanal cuando el que maneja la producción observa la falta de ganancia de peso. Cuando se usan muestreadores o comederos, el control del alimento está basado en la observación de remanentes, colocando una muestra o la cantidad de alimento asignada sobre ellos. El control del supervisor de alimentación y/o el personal alimentador, es esencial para evaluar la sub o sobre alimentación de los camarones, logrando el manejo del F.C.A. (Talavera, Sanches, & Zapata, 1998)

Con la alimentación al boleo el alimento es ampliamente distribuido sobre el estanque y todos los camarones cultivados pueden alimentarse adecuadamente, evitando el estrés que se genera cuando compiten por entrar al comedero, acentuándose más cada vez que aumenta la biomasa. Para alimentar al boleo se debe tener en cuenta la profundidad del estanque, los canales interiores de drenaje, ubicación de “mesetas”, de esta manera se evitara bolear alimento en las partes someras (30-50 cm. de profundidad), donde no llegarán los camarones durante el día debido al calentamiento del agua por los rayos solares. Debemos

evitar regar alimento en partes donde se van a acumular desechos tóxicos, y sedimentos anaeróbicos como los canales o zanjas interiores.

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

El método al boleo con tabla de alimentación se ve afectado por condiciones tales como:

Diferencias estacionales en el ritmo de crecimiento (diferentes tasas de crecimiento en verano e invierno), variación de alimento natural entre estanques debido a la fertilización, profundidad del estanque, densidad de siembra, estación y a las tasas de recambio de agua y calidad de alimento. (Talavera *et al*, 1998).

#### **4.8 Enfermedades bacterianas más comunes en camarones Litopeneidos**

Las bacterias del género *Vibrio*, se han registrado a menudo como patógenas oportunistas para camarón tanto en la fase de larvicultura como en la engorda. En cada una de estas etapas algunos Vibrios se han perfilado como más frecuentes, de esta manera se ha reconocido la presencia de *Vibrio parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. vulnificus* y *Photobacterium daunselae*, principalmente en estanques de engorda de camarón así como *V. harveyi* y *V. Splendidus* que se han detectado mayormente en el cultivo larvario. A pesar de esta aparente diferenciación de los Vibrios para proliferar en los diferentes ambientes, se ha registrado que *V. harveyi*, especie conocida como principal problema en la larvicultura, en épocas recientes también ha sido implicada en el lento crecimiento en estanques de engorda y mortalidades en camarones juveniles, especialmente en los primeros 45 días de cultivo. Los episodios de mortalidades fueron precedidos por cambios en las poblaciones bacterianas de Vibrios, y un incremento en la presencia de las poblaciones de Vibrios luminiscentes. Evaluaciones histopatológicas de los camarones afectados revelaron daños en el hepatopáncreas, en los cuales se observó una respuesta inflamatoria severa en los senos íntertubulares del mismo. Los camarones juveniles afectados tienden a

desplazarse cerca de los bordes del estanque con el cefalotórax en la superficie del agua, con la apariencia de nadar y flotar verticalmente. El examen grueso de esas lesiones no reveló daños significativos en el exoesqueleto. La región del cefalotórax, en el área correspondiente al hepatopáncreas, aparece oscurecida. Los análisis bacteriológicos de las muestras revelaron la dominancia de bacterias luminiscentes.

#### **4.8.1 Bacterias luminiscentes**

Esta enfermedad ha sido responsable de reducciones de hasta un 70% en la productividad de laboratorios. Durante los episodios de alta mortalidad se han aislado las especies *Vibrio Harveyi* y *V. splendidus* principalmente, aunque, como en la mayoría de los casos, la identificación bacteriana realizada es deficiente.

**Signos clínicos.** Las larvas infectadas por este tipo de bacterias presentan una colonización masiva en los apéndices y en el inicio del tracto digestivo y región oral. Posteriormente, conforme la infección avanza, las bacterias van colonizando el intestino medio y el hepatopáncreas para terminar en una septicemia generalizada. Un análisis mediante microscopía óptica revela densos cúmulos de bacterias en el hemocele de larvas moribundas. En la noche se pueden apreciar las larvas con luminiscencia causada por este grupo de bacterias, pero es necesario observar si la luminiscencia está en las larvas o adherida a partículas, y no en el agua.

**Diagnóstico.** Para el diagnóstico de esta enfermedad, es necesario aislar la bacteria responsable a partir de larvas moribundas que presenten un cuadro clínico característico. El aislamiento se realiza al sembrar en agar TCBS un macerado de larvas previamente desinfectadas en su exterior. Una gran abundancia de colonias luminiscentes, cercana al 100% y preferentemente de color verde, es indicativo de esta enfermedad. La identificación de las bacterias responsables no es tan importante, ya que existen virtualmente decenas, sino es que cientos de cepas de una misma especie, y cada una de ellas, puede tener factores de virulencia distintos. Así, es natural que una cepa de *V. harveyi* sea



prácticamente inocua para los camarones y otra cepa sea altamente patógena. Hasta el momento no hay una forma confiable de saber que cepa es patógena, salvo realizando bioensayos, mismos que suelen presentar resultados erráticos.

**Tratamiento.** Al ser este tipo de infección de origen bacteriano, su tratamiento se realiza mediante el empleo de antibióticos, con la previa realización de antibiogramas para su selección. Se ha observado la rápida formación de resistencia de las bacterias luminiscentes a diversos antibióticos empleados. Desde 1990, se ha registrado la poca eficacia de varios antibióticos para su tratamiento, sólo cloranfenicol y algunos nitrofuranos fueron relativamente eficaces.

#### **4.8.2 Bolitas blancas**

En el lumen o la luz de los túbulos del hepatopáncreas, se ha observado la presencia de pequeñas formaciones blancas, que han sido llamadas “bolitas blancas”, dichas bolitas son células descamadas del hepatopáncreas o hepatocitos hipertrofiados y redondeados que se ven como formaciones esféricas. Esas células a menudo llegan a ser vistas en el tracto digestivo. Se piensa que las bolitas son una reacción a la presencia de toxinas bacterianas (principalmente de *Vibrio* sp.) y de manera menos común, al efecto de metales pesados. Muchos laboratorios de producción de postlarvas han detectado casos de la enfermedad conocida como síndrome de Zoea II en donde han sido observadas “bolitas blancas”. *Vibrio alginolyticus* ha sido registrado en las larvas con el síndrome de Zoea II y mientras que *V. alginolyticus* y *V. harveyi* han sido asociados al síndrome de “bolitas blancas”. Este síndrome se ha relacionado con el desarrollo de luminiscencia, con reducción de la tasa de alimentación, nado lento, reducida respuesta de escape y altos porcentajes de mortalidad.

#### **4.8.3 Bolitas negras**

Aunque esta enfermedad aparentemente no tiene un origen bacteriano directo, se ha incluido brevemente en esta revisión porque es común que se le asocie, incorrectamente, a una forma de “bolitas blancas”. Las bolitas descritas en este

síndrome contienen una sustancia oscura que ha sido identificada como clorofila. Probablemente la aparición de estas bolitas negras se deba a toxinas producidas por bacterias asociadas con el tracto digestivo que causan desórdenes metabólicos y una mala digestión de las algas ingeridas. La presencia de estas bolitas negras y alteraciones en el cultivo larvario es desconocida.

#### **4.8.4 Vibriosis durante la engorda**

Quizá el mayor impacto que ocasionan las bacterias es durante la fase de engorda, por la cantidad de producto involucrado, sin embargo, las bacterianas son una de las enfermedades menos comprendidas en la camaronicultura. La Vibriosis puede ser definida como una infección causada por bacterias del género *Vibrio*. Prácticamente todas las especies de *Vibrio* han sido encontradas en camarones con problemas, pero esto no implica que sean las responsables primarias de la infección, sino que debido a su carácter oportunista, proliferan cuando el camarón se encuentra debilitado. Históricamente *Vibrio parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. vulnificus* y *Photobacterium damsela* han causado problemas en estanques de engorda, mientras que *V. harveyi* y *V. splendidus* reconocen como dominantes en el cultivo larvario. Sin embargo, muchas de estas especies también han sido encontradas en la hemolinfa y el hepatopáncreas de juveniles sanos de *L. vannamei*.

En épocas recientes, se ha observado que *V. harveyi*, ha causado mortalidades y lento crecimiento también en estanques de engorda. Sin embargo, todas estas especies y cepas son patógenos oportunistas, esto es que sólo infectan al camarón cuando éste se encuentra debilitado por algún otro factor, como por otro patógeno. Hasta el momento, sólo *V. penaeicida* ha sido probado como verdadero patógeno primario para *P. japonicus* del Japón y para *L. stylirostris* cultivado en Nueva Caledonia, en ambos casos con resultados desastrosos. En México, afortunadamente, esta bacteria aún no ha sido registrada. Diversas variantes de vibriosis se han señalado y muy comúnmente, el nombre que se le ha dado depende del lugar en el camarón donde se localice la infección, pero en realidad se trata de la misma enfermedad.

#### **4.8.5 Camarón manchado**

En este síndrome se incluyen aquellos problemas relacionados con infecciones en la cutícula, apéndices o branquias. Se presentan lesiones localizadas en tonos de café a negro, en las cuales la cutícula se encuentra erosionada. Es una enfermedad autolimitante y cuando el camarón muda es generalmente eliminada. Esta infección, además de estar asociada a *Vibrio sp.*, también involucra a otras bacterias oportunistas como *Aeromonas sp.*, *Spirillum sp.* Y *Flavobacterium sp.* y representa una amenaza para las poblaciones de camarones cuando éstas se encuentran bajo severo estrés. Si no es controlada, esta enfermedad se vuelve más grave dando lugar al desarrollo de “astillas negras”, que a su vez puede llegar a convertirse en una “vibriosis sistémica”.

En los sistemas de cultivo intensivo el espacio restringido que comparten los organismos promueve la competencia por el espacio y así las peleas entre organismos ocasionan heridas en el exoesqueleto y abren puertas de entrada para las bacterias quitinoclásticas. Generalmente estas infecciones comienzan con lesiones en la cutícula producidos por agresiones entre los animales, manejo descuidado, etc. Las bacterias que se encuentran en la superficie del camarón o en el agua circundante penetran en la herida y mediante la producción de enzimas quitinolíticas empiezan a degradar la cutícula. El camarón como defensa produce melanina, cuya función es bloquear la penetración de las bacterias, esta sustancia tiene una coloración negra u oscura y esta es la razón por la que se observen manchas negras en el camarón. Si la infección no es detenida en la superficie cuticular, las bacterias pueden continuar degradando hasta penetrar al interior de los tejidos. Comercialmente, el camarón se deprecia debido al mal aspecto que ocasionan las manchas en la "cáscara" y muchas veces es incluso rechazado por el consumidor.

#### **4.8.6 Astillas negras**

No existe un nombre en español para esta enfermedad, pero podría traducirse como astillas negras. Esta es una forma crónica de vibriosis, empieza con pequeñas lesiones localizadas en la cutícula que se infectan secundariamente con

especies de *Vibrio* y se melanizan. La infección progresa hasta desarrollar áreas ennegrecidas en el tejido muscular y si estas lesiones se erosionan y los camarones no mueren de infección generalizada, las manchas permanecerán en la cutícula para siempre. Esta forma de vibriosis parece ser más común en camarones adultos debido, probablemente, a que los camarones grandes son más propensos a herirse entre sí por disputas territoriales, sexuales o por alimentos.

#### **4.8.7 Vibriosis sistémica**

Esta enfermedad se considera una infección generalizada que involucra varios sitios como: cutícula, hepatopáncreas, órgano linfoide, glándula antenal, corazón, hemolinfa y músculo estriado. Los camarones presentan señales de severo estrés que comprenden: opacidad de la musculatura abdominal y anorexia (no comen), expansión de los cromatóforos y flexión ocasional del abdomen cerca del tercer segmento abdominal; se les observa nadando erráticamente en la superficie y orillas de los estanques. La coagulación de la hemolinfa es muy lenta y con apariencia turbia. La cantidad de hemocitos puede reducirse drásticamente. En larvas y postlarvas hay algunos síntomas claros de vibriosis que incluyen: la melanización y necrosis de la punta de los apéndices y la presencia de numerosas y visibles bacterias en el hemocele de organismos moribundos. Los signos clínicos también incluyen inflamación tanto del hepatopáncreas como del tejido muscular infectado, normalmente contiene un fluido de apariencia lechosa en los lugares donde se da la inflamación.

#### **4.8.8 Síndrome de la gaviota**

Esta es una manifestación más de vibriosis, este síndrome ha sido asociado con la alta mortalidad de *L. vannamei* que ha alcanzado hasta un 90% en camarones cultivados. Su nombre proviene de la presencia de gaviotas que se alimentan de los camarones moribundos que nadan en la superficie o en las orillas de los estanques. En estudios realizados a camarones moribundos se muestra una bacteremia aguda y los signos gruesos son similares a la vibriosis aguda observada en *P. monodon* y *P. japonicus* descritos en la sección de vibriosis sistémica. La bacteria más frecuentemente aislada de estos camarones es un

vibrio que produce colonias verdes en agar TCBS. Se ha observado que algunos factores ambientales como alta temperatura, cambios en la salinidad y elevadas concentraciones de nitrógeno han contribuido en los brotes de esta enfermedad. También se han visto involucrados factores como: conteos inusualmente altos de bacterias en las tomas de agua, delicado estado de salud en los camarones debido a la presencia de virus y gregarinas y altos niveles de nutrientes en la entrada de agua con baja recirculación.

#### **4.8.9 Vibriosis luminiscente en estanques de engorda**

*Vibrio harveyi* es la bacteria causal de la vibriosis luminiscente y, como en la mayoría de las bacterianas, constituye parte de la flora normal de las aguas costeras y lagunares. Esta bacteria puede ser aislada durante todo el año, aunque se ha detectado mayormente en los meses de verano. Este microorganismo puede adherirse a las superficies de los crustáceos marinos o establecerse en el tracto digestivo de dichos organismos al ser ingerido. Esta ruta de entrada, muy probablemente, es el mecanismo por medio del cual este patógeno, presente en cantidad elevada dentro del estanque, puede ingresar al camarón a través del agua o el alimento, iniciando así una colonización. Los episodios de mortalidad han sido precedidos por cambios en las poblaciones bacterianas de *Vibrio* en los estanques con incrementos en la presencia de bacterias luminiscentes. El examen grueso de esas lesiones no reveló daños significativos en el exoesqueleto. En la región del cefalotórax, el área correspondiente al hepatopáncreas aparece oscurecida. Los camarones juveniles son los más afectados, como en otros casos, estos organismos se desplazan cerca de los bordes del estanque, con el cefalotórax sobre la superficie del agua, con la apariencia de nadar y flotar verticalmente. El hepatopáncreas es, principalmente, el órgano afectado por la mayoría de los patógenos bacterianos del camarón y es también el sitio más dañado por *V. harveyi*. Este patógeno invade masivamente el hepatopáncreas, provocando mortalidades como respuesta a una severa inflamación que abarca a todo el órgano, en donde puede observarse también melanización, fibrosis y necrosis. En los juveniles de mayor edad (mayores de 45 días de cultivo), la

infección se presenta de manera crónica, en donde sólo unos cuantos túbulos del hepatopáncreas se ven afectados, lo que provoca un crecimiento lento. Este cuadro causa severos problemas en el camarón debido a que el hepatopáncreas tiene un papel central en la realización de las funciones digestivas, pues ahí se absorben y almacenan nutrientes, por lo cual, esta disfunción altera severamente el desarrollo del camarón. (Guerra *et al*, 2000).

## **4.9 Impacto y riesgos ambientales del uso de antimicrobianos**

### **4.9.1 Patrones de uso de antibióticos**

Para evaluar el impacto del uso de antibióticos en el medio ambiente es necesario conocer los patrones de uso de los mismos. Es necesario saber cuántas veces se usan por ciclo decultivo, por cuántos días de cada vez y en qué cantidades. Es también importante conocer la ruta de administración. Normalmente la aplicación se hace directamente en el agua o a través de alimentos medicados.

Otro factor a tomar en cuenta es la hidrobiología del área. Las corrientes del agua influyen en gran parte la dispersión del antibiótico. Las condiciones físico-químicas del agua son importantes. La temperatura es uno de los parámetros más importantes, el aumento de un grado en la temperatura del agua se refleja en un aumento de la tasa metabólica en 10%, esto tiene como consecuencia que la toma, distribución y eliminación de un mismo antibiótico varíe mucho.

En teoría, el destino final de los antibióticos aplicados en acuicultura puede ser: organismos no blancos, columna de agua, sólidos suspendidos en la columna de agua y sedimentos más o menos lejos del punto de aplicación del antibiótico.

### **4.9.2 Impacto de los antibióticos en organismos no blanco**

La fauna silvestre tiende muchas veces a acumularse en las cercanías de las granjas acuícolas debido al suministro artificial de alimento. Si la granja es tratada con antibióticos las consecuencias de esto son inducir resistencia en las bacterias de estos organismos. También es posible que los antibióticos se acumulen

temporalmente en organismos filtradores que después contaminan los cuerpos de agua, incluso de agua potable.

Otra consecuencia es la ingestión de antibióticos por humanos debido al consumo directo de organismos no blancos, como es el caso de peces silvestres. En aguas templadas el peligro es mínimo porque las bacterias que afectan a los peces sobreviven en temperaturas más bajas que las del cuerpo humano. Aun así, hay que tomar en cuenta que se ha demostrado experimentalmente que la resistencia a antibióticos se puede transferir de patógenos de peces a patógenos de humanos.

#### **4.9.3 Impacto de los antibióticos en los componentes abióticos del sistema de cultivo**

Cuando los antibióticos están presentes en la columna de agua, pueden ser un factor de presión para la generación de cepas bacterianas resistentes a esos antibióticos, que al infectar heridas son muy difíciles de tratar. Sin embargo, algunos de los productos usados en la acuicultura, como es el caso de la oxitetraciclina, al entrar en contacto con el agua de mar suceden reacciones químicas que reducen significativamente la eficiencia y disponibilidad del antibiótico.

El principal efecto que tienen los antibióticos en los sólidos suspendidos en la columna de agua, es que disminuyen las bacterias adheridas a dichas partículas, esta disminución puede tener efectos indirectos en la macrofauna que se alimenta de ellos. También contribuye a que haya una presión de selección hacia microorganismos resistentes a los antibióticos en uso.

Respecto al impacto en los sedimentos cercanos a los sitios de aplicación de los antibióticos, los microorganismos del sedimento pueden, por ejemplo, ver afectada su capacidad reductora de sulfato, aumentando así la presencia del H<sub>2</sub>S, con el consecuente daño a las especies en cultivo. (Weston, 1996)

#### **4.9.4 Impacto del uso de antibióticos en la acuicultura y en la salud humana**

Es de vital importancia para el consumidor final de los productos provenientes de la acuicultura, no solamente camarón, sino también de peces, establecer la farmacodinámica y la toxicidad de los fármacos empleados para el tratamiento de enfermedades de los organismos en cultivo. Estos estudios son necesarios para determinar el periodo de “retiro” del fármaco, esto es, el tiempo en el que se debe suministrar el último tratamiento y la cosecha del organismo, para garantizar que la concentración residual del fármaco tendrá un efecto despreciable en el humano.

La ingestión de agentes antimicrobianos tiene ciertos riesgos para la salud humana, entre ellos se puede nombrar, incremento en la resistencia a antibióticos de bacterias entéricas de origen animal, la ingestión de dichas bacterias por el humano con una resultante infección, la ingestión de residuos de antibióticos con consecuencias tóxicas o alérgicas directas, y la aparición de cepas bacterianas resistentes a drogas esenciales para el tratamiento humano.

Sin embargo, el riesgo asociado con estos problemas es muy bajo. (Inglis *et al*, 1993).

#### **4.9.5 Consecuencias de la ingestión involuntaria de antibióticos**

*Ingestión de bacterias resistentes.* Los resultados que se han presentado en este tema son controversiales, pocos estudios han probado una relación directa entre la aparición de bacterias patógenas resistentes en humanos y el uso excesivo de antibióticos en el cultivo de animales de granja y mucho menos con animales de acuicultura. También se ha notado que las cepas que han desarrollado resistencia a antibióticos tienen un menor desempeño que cepas silvestres, una vez que la presión del antibiótico desaparece. Por lo que su posibilidad de supervivencia es menor y consecuentemente tiene menor posibilidad de causar una infección al entrar a un ambiente diferente como el cuerpo humano.

*Hipersensibilidad o alergias.* La hipersensibilidad a las drogas generalmente se desarrolla después de una exposición a bajas o moderadas concentraciones de



ladroga. Pero una vez que se ha desarrollado, las exposiciones subsecuentes pueden tener diferentes resultados tales como, reacciones localizadas en piel, problemas respiratorios y hasta un choque anafiláctico. Alergia a la penicilina es un ejemplo común, donde generalmente hay una reacción alérgica en la piel que entró en contacto directo con la droga, como es el caso de personas encargadas de preparar el alimento medicado. Aunque los antibióticos se han usado extensamente en diversos tipos de animales, existen pocos resultados publicados en los que se impliquen reacciones alérgicas como resultado de ingestión de alimento con residuos de antibióticos. (Inglis *et al*, 1993).

#### **4.10 Probiótico**

La palabra probiótico fue propuesta en 1974 por Parker, derivada del griego que significa “para la vida” y contrasta con la palabra antibiótico, la cual significa “contra la vida” (Aguirre, 1992) En los 70’s un probiótico se definía como “un microorganismo que se utiliza como suplemento en la alimentación animal, para aumentar el crecimiento y reducir el estrés”. Hoy en día, en la acuicultura, el término probiótico se define como un suplemento microbiano formado por un cultivo simple o mixto de microorganismos seleccionados que son adicionados con el propósito de manipular las poblaciones bacterianas presente en los sistemas de producción (Balcazar, 2002). Esta definición incluye cultivos microbianos, células y metabolitos microbianos que son productos directos del cultivo microbiano. (Aguirre, 1992)

El término probiótico ha sufrido modificaciones en su significado a lo largo de los años. De esta manera en 1968, se definió como un suplemento microbiano que se suministra a animales y humanos. Fuller en 1989 lo redefinió como un microorganismo vivo que se administra al hospedero suplementado en el alimento para beneficiar el balance microbiano intestinal. Posteriormente, el término fue usado para referirse a un adyuvante dietario microbiano administrado de tal manera que se mantenga vivo dentro del tracto gastrointestinal, y que beneficie la fisiología del hospedero modulando el sistema inmune, así como mejorando el

balance microbiano mediante la prevención de la colonización de bacterias indeseables en el tracto intestinal.

Se dio una definición más amplia de los probióticos, como microorganismos vivos que tienen efectos benéficos en el hospedero mediante la modificación de la microbiota asociada, el incremento del aprovechamiento de la comida, el mejoramiento de la respuesta a enfermedades y de la calidad del ambiente. Sin embargo, en este punto es importante señalar que las bacterias que simplemente cumplen alguno de estos roles, tales como la producción de nutrientes esenciales para el aprovechamiento de las especies cultivadas, o bacterias que solamente ejercen una función específica de bioremediación en el medio ambiente, no deben considerarse como probióticos.

La aplicación de probióticos como control biológico es una alternativa viable dada la habilidad que poseen las cepas seleccionadas para impedir el crecimiento de bacterias oportunistas e incluir en general en el establecimiento de la comunidad microbiana tanto en los individuos como en el agua de cultivo.

Hoy en día el término probiótico está más asociado a *Lactobacillus* en la salud humana.

#### **4.10.1 Mecanismos de acción de los probióticos**

Las publicaciones científicas existentes en el tema han facilitado el entendimiento de los modos de acción de los probióticos en el hospedero, entre ellos la competencia por nutrientes, la modulación de la respuesta inmunitaria no específica, la producción de compuestos antimicrobianos, la competencia por el sitio de fijación en el tracto gastrointestinal, entre otros que se han evidenciado en experimentos *in vitro* e *in vivo*. Sin embargo, es necesario precisar que la eficacia de un probiótico seleccionado *in vitro* puede cambiar cuando se administra al hospedero, dada la gran influencia de factores más complejos como la ingestión selectiva y la muerte en el tracto gastrointestinal causada por la incapacidad del probiótico para mantener su fisiología bajo circunstancias de una mayor interacción microbiana. En general, la relación entre los experimentos *in vivo* e *in*

*vitro* ha sido descrita en los últimos artículos de revisión científica de uso de probióticos en acuicultura. Entre los principales mecanismos descritos que usan los aislados probióticos para beneficiar al hospedador, se encuentran. (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.10.2 Colonización y adhesión en el tracto gastrointestinal**

Es bien sabido que la habilidad de las bacterias para adherirse y sobrevivir en el mucus entérico es decisiva en el establecimiento de la microbiota intestinal. La capacidad de adherencia es una característica que es aprovechada de igual manera tanto por las bacterias probióticas como por las patógenas. En el caso de las probióticas, éste ha sido uno de los criterios más importantes para su selección y aplicación en acuicultura, mientras que para las patógenas la habilidad para adherirse, se relaciona con la virulencia y se considera como el primer paso para una infección.

En acuicultura, la información disponible indica que las bacterias aisladas de animales cultivados o de su entorno tienen mayor capacidad de adhesión al mucus gastrointestinal y a los tejidos, que las de otras bacterias foráneas que suelen ser transitorias, por lo que surge la necesidad de que los probióticos sean continuamente administrados, ya sea como suplemento en el alimento o a través del agua de cultivo. Además, se ha documentado que aislados microbianos de un organismo pueden colonizar otras especies cultivadas, indicando así la falta especificidad para la colonización del tracto digestivo.

#### **4.10.3 Producción de antibióticos o compuestos antivirales**

La selección de microorganismos con actividad probiótica también se puede determinar por la capacidad de generar productos extracelulares (ECPS) que pueden inhibir o matar otras bacterias potencialmente patógenas, entre ellos sustancias antibacteriales, sideróforos, enzimas bacteriolíticas, ácido láctico, ácidos orgánicos, peróxido de hidrogeno, dióxido de carbono y bacteriocinas. Las bacteriocinas son polipéptidos bacteriostáticos o bactericidas que en su mayoría son activos contra bacterias estrechamente relacionadas y microorganismos

Gram-positivos. Una de las bacteriocinas mejor conocidas es la nisina, que es un péptido sintetizado ribosomalmente y producido por algunas cepas de *Lactococcus lactis*. La eficiencia de este péptido ha sido probada contra patógenos multiresistentes de humanos como *Streptococcus pneumoniae*, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Enterococcus faecalis*, entre otros.

Por otra parte, los péptidos antimicrobianos derivados de estas bacterias interactúan con las células del sistema inmunológico, y pueden ser reconocidos por ellas, gracias a los anticuerpos policlonales contra bacteriocinas como la nisina y pediocina en peces. Adicionalmente, algunas bacterias acidolácticas (LAB) también poseen actividad contra bacterias Gram-negativas como *Vibrio anguillarum*, *Vibrio salmonicida* y *Proteus vulgaris*. La carnocina de *Carnobacterium piscícola* también ha resultado eficaz para combatir a *Aeromonas hydrophila*. Estudios más recientes han postulado un nuevo género de bacterias aisladas de granjas productoras de rodaballo (*Scophtahmus maximus*), *Roseobacter*, como probióticos basado en la actividad antibacteriana contra bacterias patógenas de peces marinos *V. anguillarum* y *V. splendidus*.

Los probióticos no solo tienen capacidad antibacteriana, también se ha descrito actividad antiviral de algunos aislados como *Pseudomonas* sp., *Vibrio* sp. Y *Aeromonas* sp., contra el virus de la necrosis hematopoyética (IHNV) aislaron una cepa de *Pseudoalteromonas*, que ejerció efectos antivirales e incrementó la supervivencia en camarón (*Penaeus* sp.) y dorada (*Sparus aurata*) infectados experimentalmente con el virus de la necrosis neuro Sima-aji (SJNNV), Báculo e Iridovirus. Varias cepas de *Vibrio* aisladas de un cultivo de camarón, también presentaron actividad antiviral significativa especialmente frente a IHNV y el virus de *Oncorhynchus masou* (OMV), aunque estudios recientes están dirigidos a establecer el mecanismo de actividad antiviral de manera directa en la supervivencia evaluando otros factores más complejos. Otros mecanismos que podrían inhibir el crecimiento de bacterias indeseables, como la competencia por nutrientes, la energía disponible o sitios de adherencia deben ser tenidos en cuenta. (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.10.4 Producción de compuestos benéficos**

Las bacterias marinas y las levaduras pueden llegar a ser un recurso de proteína importante en el mejoramiento del aporte nutricional de algunas especies acuáticas cultivadas debido al perfil de aminoácidos que contienen. En ciertos aislados de bacterias intestinales, se ha demostrado alta producción de ácidos grasos de cadena corta y también su contribución al valor nutritivo de los rotíferos y peces.

De la misma manera, los lípidos producidos por microorganismos marinos han sido descritos como sustancias de gran importancia para la nutrición de especies acuáticas como el rodaballo y la tilapia.

Por otra parte, la producción de enzimas como lipasas, quitinasas y proteasas, por parte de microorganismos seleccionados, pueden contribuir al proceso digestivo de los organismos cultivados, especialmente en estadios larvales de bivalvos y camarón. (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.10.5 Mejoramiento de las funciones inmunes**

A pesar de que existe un amplio número de publicaciones científicas en las que se describe un aumento en la resistencia de peces tratados con prebióticos durante infecciones experimentales, existen relativamente muy pocas en las que se estudien a fondo los mecanismos empleados en dicha defensa; sólo trabajos recientes han demostrado la incidencia de los prebióticos en las funciones del sistema inmune. Irianto y Austin (2002) describieron un incremento en parámetros celulares, como el número de eritrocitos, linfocitos y macrófagos y un aumento de la actividad lisozímica de *Salmo salar*, *Oncorhynchus mykiss* y *Scophthalmus maximus* alimentados con probióticos seleccionados, tanto Gram-positivos como Gram negativos, Villamil *et al*. (2002), evaluaron los efectos inmunomoduladores de varias cepas de LAB de origen terrestre, encontrando que *L. lactisviable* e inactivado por calor incrementa funciones inmunitarias de rodaballo (*S. maximus*), como quimioluminiscencia de macrófagos de riñón anterior y concentración de lisozima en suero.

Más tarde, encontraron que, en el caso de LAB, no sólo las células enteras son capaces de inducir un aumento en la respuesta inmune, algunos productos extracelulares como la nisina, principal bacteriocina producida por *L. lactis*, pueden aumentar la quimioluminiscencia y la producción de óxido nítrico en una dosis y tiempo dependiente en rodaballo (*S. Maximus*). (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.10.6 Mejora de la calidad de agua**

Se ha propuesto que las bacterias del género *Bacillus* seleccionadas como probióticos pueden convertir la materia orgánica en CO<sub>2</sub>, en contraste con las bacterias Gram-negativas que se caracterizan por convertir materia orgánica en biomasa bacteriana o limo. Laloo *et al.* (2007) comprobaron la capacidad de tres aislados del género *Bacillus* para disminuir las concentraciones de nitritos, nitratos y amonios en el agua de cultivo de peces ornamentales. Este mismo fenómeno también fue observado por Kim *et al.* (2005) en *B. subtilis*, *B. cereus* y *B. licheniformis*, quienes atribuyen estos efectos a mecanismos tales como bioacumulación, bioasimilación y nitrificación. Aunque la eliminación de nitrógeno es una propiedad predominante en bacterias autotróficas, se han producido varios informes que sugieren una contribución de las bacterias heterótrofas en este sentido. De manera controversial, hay publicados varios estudios en camarón y bagre que no pudieron confirmar éstas hipótesis. Adicionalmente, la interacción entre bacterias probióticas y microalgas en los tanques de cultivo en general produce efectos positivos, ya que estabiliza los factores nutricionales del alimento vivo pudiendo contribuir al establecimiento de la microflora intestinal beneficiosa de los hospederos. (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.10.7 Uso de probióticos en camarón y otros cultivos**

La mayoría de los microorganismos probióticos propuestos para acuicultura pertenecen a las bacterias ácido-lácticas (LAB), de los cuales los géneros más utilizados son *Lactobacillus* y *Lactococcus*. Estos son considerados como GRAS ("Generally recognized as safe"), reduciendo de este modo la necesidad de ensayos de seguridad biológica, inevitables para garantizar que la implementación de aislados probióticos no va a causar daños colaterales a los organismos

cultivados ni al consumidor final. El uso de probióticos como LAB está relativamente bien establecido en otras especies animales, de ellos se destaca el aumento de tamaño y peso, el establecimiento de un equilibrio microbiano intestinal, así como la mejora de algunas respuestas inmunes.

En peces, las LAB se han descrito como parte de la microflora normal de los organismos. La administración de LAB exógenas también se ha asociado con la inhibición del crecimiento de bacterias patógenas, como promotor del crecimiento de peces y, en algunos casos, con un aumento de la supervivencia de peces infectados experimentalmente. La prevención de la colonización de bacterias perjudiciales con una selección de cepas bacterianas, se ha propuesto como una alternativa importante para el control microbiano en el cultivo de *Artemia*. También se ha demostrado que algunas de éstas cepas bacterianas seleccionadas pueden prevenir el crecimiento de bacterias patógenas como *Vibrio proteolyticus* en el cultivo de *Artemia*.

En general, el uso de probióticos en el cultivo de camarón ha tenido buenas perspectivas; diversas publicaciones científicas han demostrado efectos positivos de la aplicación de probióticos. Sin embargo, los resultados obtenidos en algunas granjas pueden ser variables debido a diferentes factores, que pueden afectar el resultado de las operaciones a largo plazo, como la calidad del probiótico, el modo de administración, la talla y las especies de camarón. (Villamil *et al*, 2009.)

#### **4.11 Lactobacillus acidophilus:**

Esta especie pertenece al género de los *Lactobacillus*, las condiciones ambientales relacionadas a su crecimiento están previamente establecidas y tiene una temperatura óptima de crecimiento de 37°C y un pH de 5 o por debajo de este valor, crecen muy mal a pH de 7.

*Lactobacillus acidophilus* es una bacteria del género *Lactobacillus*. El término *Lactobacillus* es la unión de un prefijo y una raíz: *lacto* que significa leche y *bacillus* que quiere decir en forma de barra o vara. Por otro lado, *acidophilus*

quiere decir con afinidad por los ácidos. Esta bacteria crece, fácilmente, en medios mucho más ácidos que los ideales para otros microorganismos (pH 4-5 o menores) y crece en condiciones óptimas a unos 37 °C. El *L. acidophilus* crece de manera natural en una gran variedad de alimentos, incluidos la leche, la carne, el pescado y los cereales. No solo está presente en los intestinos de los animales y en el del propio ser humano, sino también en la boca y la vagina. El *L. acidophilus* absorbe la lactosa y la metaboliza formando ácido láctico. Ciertas variedades genéticamente similares (conocidas como heterofermentativas) también producen etanol, dióxido de carbono y ácido acético como subproductos (hay que reseñar que el *L. acidophilus* produce exclusivamente ácido láctico). Como cualquier bacteria puede ser eliminada por un exceso de calor, humedad, o la luz solar directa.

#### 4.11.1 Clasificación científica

Reino: Bacteria.

División: Firmicutes

Clase: Bacilli

Orden: Lactobacillales

Familia: Lactobacillaceae

Género: Lactobacillus

Especie: Lactobacillus acidophilus

#### 4.11.2 Caracteres morfológicos

El género ***Lactobacillus*** se caracteriza por presentar células en forma de bacilos largos y extendidos, aunque con frecuencia pueden observarse bacilos cortos o coco-bacilos corineformes; lo cual hace que se puedan confundir con géneros aislados habitualmente de materiales clínicos. Estos bacilos se presentan comúnmente formando cadenas y en general son no móviles, pero cuando tienen motilidad es por la presencia de flagelación peritrica. Son Gram positivos y sólo las células muertas pueden dar resultados variables a la tinción de Gram. Además, no esporulan y algunas cepas presentan cuerpos bipolares que probablemente



contengan polifosfato. Los grandes bacilos homofermentativos presentan gránulos internos revelados por tinción de Gram o por tinción con azul de metileno.

#### **4.11.2.1 Pared celular y ultra estructura**

La pared celular de los lactobacilos, observada al microscopio electrónico es típicamente Gram positiva y contiene peptidoglicanos (mureínas) de varios quimiotipos, de ahí que el peptidoglicano del tipo Lisina-D-Asparagina sea el más ampliamente distribuido. Esta pared también contiene polisacáridos unidos al peptidoglicano mediante enlaces fosfodiéster, pero sólo presenta ácidos teicoicos relacionados a ella en algunas especies. También pueden apreciarse al microscopio electrónico grandes mesosomas que caracterizan a este género.

#### **4.11.3 Nutrición y condiciones de crecimiento**

Los *Lactobacillus* presentan particularidades para cada especie respecto a los requerimientos nutricionales complejos para los aminoácidos, péptidos, derivados de ácidos nucleicos, vitaminas, sales, ácidos grasos o ésteres de ácidos grasos y carbohidratos fermentables. Requieren no sólo carbohidratos como fuentes de carbono y energía, sino también: aminoácidos, vitaminas y nucleótidos. Generalmente estos requerimientos variados suelen suplirse cuando el medio de cultivo de los *Lactobacillus* contiene carbohidratos fermentables, peptona, extracto de carne y extracto de levadura, aunque una el suplemento con jugo de tomate, manganeso, acetato y éteres del ácido oleico, resulta estimulador y hasta esencial para muchas especies. Por eso, estos compuestos se incluyen en el medio MRS. Existen especies que se adaptan a sustratos muy particulares y necesitan factores de crecimiento especiales.

Debido a que las bacterias ácido-lácticas poseen requerimientos nutricionales y de crecimiento similares; su clasificación se ha tornado difícil por los métodos microbiológicos tradicionales. El uso de pruebas moleculares, basadas en secuencias de ADN ribosomal, para identificar las bacterias aisladas de su ambiente natural. Debido a la alta variabilidad de esta región entre especies, se emplea desde hace algunos años un método eficiente para la identificación y

detección específica de bacterias ácido-lácticas probióticas, el cual resulta útil para una mejor caracterización de las mismas, denominado PCR (polymerase chain reaction o reacción en cadena de la polimerasa).

#### **4.11.4 Condiciones ecológicas**

##### **4.11.4.1 pH**

Los *Lactobacillus* crecen bien en medios ligeramente ácidos, con pH inicial de 6,4 a 4,5 y con un óptimo de desarrollo entre 5,5 y 6,2. Su crecimiento cesa cuando el pH alcanza valores desde 4 hasta 3,6 en dependencia de especies y cepas y disminuye notablemente en medios neutros o ligeramente alcalinos. Los *Lactobacillus* son capaces de disminuir el pH del sustrato donde se encuentran por debajo del valor 4,0 mediante la formación de ácido láctico. De esta forma evitan o al menos disminuyen considerablemente el crecimiento de casi todos los otros microorganismos competidores, exceptuando el de otras bacterias lácticas y el de las levaduras.

##### **4.11.4.2 Necesidades de Oxígeno**

La mayoría de las cepas de *Lactobacillus* son principalmente aerotolerantes; su crecimiento óptimo se alcanza bajo condiciones microaerofílicas o anaeróbicas y se conoce que un incremento de la concentración de CO<sub>2</sub> (de aproximadamente 5% o hasta el 10%) puede estimular el crecimiento, sobre todo en el caso del crecimiento superficial sobre medios sólidos.

##### **4.11.4.3 Temperatura de crecimiento**

La mayor parte de los lactobacilos son mesófilos (30 - 40°C), con un límite superior de 40°C. Aunque su rango de temperaturas para el crecimiento oscila entre 2 y 53°C, algunos crecen por debajo de 15°C y hay cepas que crecen por debajo de 5°C. Otros crecen a temperaturas bajas, cercanas al punto de congelación (por ejemplo, los que habitan en carnes y pescados congelados).

Los llamados lactobacilos “termófilos” pueden tener un límite superior de temperatura de 55°C y no crecen por debajo de 15°C. Aún no se conocen los verdaderos *Lactobacillus* termófilos que crezcan por encima de 55°C.

#### **4.11.5 Metabolismo**

En su metabolismo, los *Lactobacillus* van de la vida anaerobia a la aerobia. Estos microorganismos carecen de sistemas de citocromos para ejecutar la fosforilación oxidativa y no poseen enzimas superóxidodismutasas ni catalasas.

Los miembros de este género transforman la glucosa y las hexosas aldehídicas similares, los carbohidratos que producen estos azúcares simples y los alcoholes polihidroxílicos en ácido láctico por homofermentación o bien, en ácido láctico y otros productos finales adicionales como ácido acético, etanol, dióxido de carbono, ácido fórmico y ácido succínico por heterofermentación, constituyendo al menos un 50% de los productos finales el ácido láctico, el cual usualmente no es fermentado (Somaniego, 2000).

#### **4.12 Parámetros poblacionales:**

##### **4.12.1 Definición biológica de crecimiento**

El crecimiento de los crustáceos puede entenderse como el incremento de tamaño derivado de una serie de elementos y 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. 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 y otros de origen interno llamados en su conjunto medio vital y comprendiendo principalmente la temperatura, la cantidad y calidad del alimento presente, la composición y pureza química del medio, contenido de oxígeno, ausencia de sustancias nocivas el espacio vital (según que sea suficiente extenso o demasiado reducido, el crecimiento es rápido o lento).

En la mayoría de las especies de camarones de cultivo, las hembras alcanzan tallas mayores que los machos; como por ejemplo el camarón azul (*Litopenaeus Stilyrostris*) en donde las hembras alcanzan unos 15 cm. En el mismo tiempo en que un macho alcanza alrededor de 13 cm. La temperatura es muy importante en el crecimiento de estos organismos; a mayor temperatura, se presenta por lo general 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. (Martínez, 1996).

#### **4.12.2 Peso acumulado:**

Es el aumento de peso y volumen de las células, órganos e individuos, seguido por un incremento de tamaño, un proceso en el que desempeña una importante función las interacciones celulares dadas durante el desarrollo del organismo (Martínez & Herrera , 2009).

#### **4.12.3 Ritmo de crecimiento**

Es el crecimiento en peso de los organismos en un periodo determinado, por ejemplo una semana. (Martínez, 1996), se calcula de la siguiente manera:

$$RC = \text{peso final} - \text{peso inicial}$$

#### **4.12.4 Tasa de crecimiento:**

La tasa de crecimiento es la velocidad con la que los organismos crecen en un período de tiempo, un camarón en estadio larval tiene mejor tasa de crecimiento en comparación con un camarón juvenil o pre-adulto. Para el cálculo de éste parámetro se procede de la siguiente:

$$TC = \frac{(\text{LOG10 pesofinal} - \text{LOG10 pesoinicial}) \times 100}{t}$$

(Martínez, 20011. Sugerencia personal)

#### **4.12.5 Factor de conversión alimenticia:**

La comparación de la cantidad de alimento abastecido y el crecimiento del camarón permite que sea calculado el factor de conversión alimenticia. El FCA varía dependiendo de la densidad de siembra, calidad del alimento y tamaño de camarón cosechado. Idealmente el FCA no debe ser mayor de 1.5.

Para el cálculo del mismo se dividirá la cantidad de alimento abastecido entre el peso obtenido de los camarones, siendo entonces:

$$\text{FCA} = \frac{\text{cantidad de alimento acumulado suministrado}}{\text{biomasa acumulada de los camarones}}$$

#### **4.12.6 Rendimiento productivo:**

Este se basa en el buen manejo del FCA para que de esta manera la biomasa esperada al momento de cosechar sea próxima a la a la proyección estimada inicial, teniendo en cuenta la rentabilidad del cultivo.

#### **4.12.7 Sobrevivencia:**

Para calcular la población, biomasa y sobrevivencia se procede como sigue:

- a) Se determina el área de atarraya teórica, siendo  $A=\pi r^2$ . El radio se mide con la atarraya extendida. El área real de atarraya se calcula a partir del área teórica multiplicada por un factor de corrección.
- b) Se realizan de 3 a 5 lances por hectárea y se promedia el número de camarones entre el número de lances y se obtiene individuos/lance.
- c) Se obtiene un número de camarones/m<sup>2</sup>, para ello se debe tomar en cuenta el factor de corrección.
- d) Cada granja y cada estanque tiene un factor de corrección en particular. Algunos utilizan el factor de corrección 0.45 y otros el de 0.60, dependiendo de las experiencias de las mismas (Martinez & Herrera , 2009).

## V. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Área de estudio:

El estudio se realizó en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), ubicado en la comunidad de Las Peñitas a 22 kilómetros de la ciudad de León. Las Coordenadas UTM son 496455.8mE y 1367340.7mN. La accesibilidad a las instalaciones es adecuada ya que el camino cuenta con una carretera pavimentada desde la salida de la ciudad hasta la costa del pacífico. LIMA es una instalación académica de la UNAN- León donde se implementan investigaciones científicas y permite realizar las prácticas profesionales y tesis a los estudiantes de la carrera de Ingeniería Acuícola.

### 5.2 Diseño experimental

Para iniciar con nuestra investigación fue necesario construir un sistema experimental donde se pudiera controlar el oxígeno, nivel y calidad de agua así obtener los mejores resultados.

La toma de agua cuenta con una bomba eléctrica Baldor-Reliance 5 HP, con un volumen de agua de 208-230/460, 13.2 amperios, a 3450 revoluciones por minuto, serie F-1.15, a través de una tubería de PVC de 40 metros de largo y un diámetro de 4 pulgadas la cual succionaba el agua y la depositaba en dos reservorio de concreto de 11.35 m de largo por 4.8 de ancho con una área de 54.48 m<sup>2</sup> cada uno.

Luego pasa a los dispositivos a través de una bomba sumergible marca Mody Sump Pump, serie SR N° 100894, con un voltaje de 220, de 9.5 amperios, y 1.3 HP a 3550 revoluciones por minutos la cual alimenta por medio de una tubería de PVC de 2 pulgada de diámetro hasta donde se encuentra el dispositivo experimental.

Al tanque reservorio se le colocó una tubería de 1 pulgada de P.V.C con 2 metros de largo, con seis llaves de riego por goteo, con una manguera a cada una de las

llaves, para llevar el agua a seis recipientes plásticos con capacidad de 50 litros, en los cuales se mantuvo un nivel de agua de 44 litros.

Tres recipientes plásticos se colocaron al lado derecho de la tubería llamándolas A1, A2, A3, las cuales sirvieron como testigo y no se les aplicó probiótico y otros tres recipientes plásticos al lado izquierdo llamándolas B1, B2, B3, a las cuales si se les aplicó probiótico.

En los primeros pasos para la construcción de dicho sistema se colocaron las tuberías de 1 pulgada de P.V.C para el agua y el aire, la tubería de aire lleva al final una forma de "T" para colocar manguera de poliuretano con 6 mm de diámetro con una piedra difusora en la punta de cada una. Estas abastecieron un tanque de fibra de vidrio con capacidad de 450 litros que se utilizó como reservorio para suministrar agua enriquecida con aire para mantener los niveles de oxígeno óptimos.

Los pre-adultos de camarón fueron traídos desde una granja de camarón ubicada en Salinas Grandes-León, el sistema de cultivo implementado en dicha granja es semi-intensivo. Los camarones fueron llevados hacia las instalaciones donde se realizó el experimento en "bolsas de cosecha" que contenían agua de piscinas de origen inyectadas con oxígeno. El peso promedio de los camarones al momento de comenzar con el experimento fue de 7.7 gramos.

La densidad de siembra fue de 43 camarones/m<sup>2</sup>, todos los recipientes plásticos cubiertas por un plástico para evitar que los organismos salten fuera.

### **5.3 Preparación de probiótico a base de *Lactobacillus acidophilus***

Una vez terminada la construcción del sistema del dispositivo experimental, se compró suero de leche, éste se dejó en un recipiente de vidrio (de 3.7 litros de capacidad) fermentando durante tres días, para después mezclar con melaza para la preparación de la solución 8:1 (ocho veces más suero de leche con respecto a la malaza). La solución total fue de 3.2 litros que corresponden a 1600 ml de suero de leche y 400 ml de melaza.

El probiótico se mezcló con el alimento para luego aplicarlo en las dietas de los camarones. La relación de cantidad de alimento y cantidad de probiótico fue de 10 litros por cada quintal de alimento.

La experimentación tuvo una duración de treinta y un días después de la construcción de los dispositivos (19 días) y de la elaboración del probiótico (3 días). Se registraron los datos a partir de la primera aplicación del probiótico.

Durante la investigación, se realizó dos mezclas más, de la misma proporción a la primera. Cada replica se utilizó durante 10 días.

Además se construyó una caseta de zinc forrado con plástico negro para mantener el probiótico dentro de ésta, esto con el objetivo de elevar la temperatura del probiótico, esto debido a que la temperatura óptima de para el crecimiento de la bacteria *L. acidophilus* es alta 37°C (aproximadamente).

#### **5.4 Alimentación de los pre-adultos**

Las raciones de alimento ("AQUA FEEDS" 25% proteínas) están dadas por una tabla de alimentación.

Se suministró el alimento en dos dosificaciones, una por la mañana (8 am) y otra en horas de la tarde (5 pm). El alimento se mezcló con el probiótico poco antes de ser suministrado a los camarones.

#### **5.5 Determinación de variables físico-químicas**

Para realizar la toma de los parámetros físicos químicos del agua se determinaran horas específicas desde el inicio hasta el final de la experimentación, haciéndose de la siguiente manera:

##### **5.5.1 Oxígeno disuelto**

Primeramente se calibró el oxigenómetro con los datos de salinidad. Se deja encendido unos minutos hasta estabilizar el número de pantalla. El oxigenómetro



es de marca YSI 550. Estas mediciones se realizaron en la mañana (8 a.m.) y en la tarde (5 p.m.) de cada día.

Para la medición se introduce a 15 cm dentro del agua de muestra el electrodo con dos sensores (uno de temperatura y otro de oxígeno disuelto), en la pantalla aparecen datos, cuando estos se estabilizan se registraron en un formato de campo.

### **5.5.2 Temperatura**

La temperatura es proporcionada por el oxigenómetro (que también mide temperatura). El oxigenómetro es de marca YSI 550. Estas mediciones se realizaron horas de la mañana (8 a.m.) y en la tarde (5 p.m.) de cada día.

### **5.5.3 Salinidad**

Se midió con un refractómetro marca HANNAH justo antes de realizar las mediciones de oxígeno y temperatura, esto se hizo una vez al día, para poder hacerlo; primero se calibró enjuagando con agua dulce el prisma del refractómetro hasta que en pantalla marcara 0 ‰, luego se tomó una muestra de agua con una pipeta de 5 ml y se colocó en el prisma, se coloca el instrumento a favor de la luz para mejor visibilidad y lectura.

## **5.6 Cálculo de parámetros poblacionales**

Se llenó un formato de análisis externo de los camarones, y se obtuvo el peso inicial de los camarones.

El muestreo de crecimiento se realizó 5 días después de la aplicación del probiótico, y repitiéndose cada 5 días hasta la finalización del experimento.

Se calculó el peso acumulado, ritmo de crecimiento, tasa de crecimiento, factor de conversión de alimentos (FCA), sobrevivencia y rendimiento productivo a todos los organismos durante esta investigación.

El cálculo de cada uno de los parámetros poblacionales anteriormente mencionados se hizo cada cinco días (un cálculo de cada parámetro mencionado para cada tratamiento) de la siguiente manera:

#### **5.6.1 Peso acumulado**

Se pesó a los camarones de las tinajas con y sin probiótico. Se colocaron los camarones en un balde con capacidad de 40 litros para poder llevarlos hasta el laboratorio y realizar los pesajes en una balanza electrónica marca OHAUS 200 gramos de límite de pesaje. Se secaron los camarones antes de colocarlos en la balanza. Se obtuvo el promedio del peso (en gramos) de los camarones de cada uno de los tratamientos (sin y con probiótico), esto se realizó cada cinco días.

#### **5.6.2 Ritmo de crecimiento**

Una vez obtenido el peso promedio de los camarones, se restó el peso más reciente con respecto al peso anterior.

$$RC = \text{peso actual (gr)} - \text{peso anterior (gr)}$$

#### **5.6.3 Tasa de crecimiento**

La tasa de crecimiento se calculó obteniendo el log10 de un peso actual menos el log10 de un peso anterior, el resultado multiplicado por 100, este resultado dividido entre 5 (que es el tiempo en que se pesó a los camarones), por tanto tenemos que:

$$TC = \frac{(\text{LOG10 pesofinal} - \text{LOG10 peso inicial}) \times 100}{t}$$

#### **5.6.4 Factor de conversión de alimentos**

Este se calculó dividiendo la cantidad de alimento suministrado acumulado (en gramos, cada cinco días) a los camarones entre la biomasa acumulada (en gramos) de los mismos. El factor de conversión de alimentos se calculó para cada tratamiento.

$$FCA = \frac{\text{alimento acumulado (gr)}}{\text{biomasa de camarón acumulada (gr)}}$$

### 5.6.5 Sobrevivencia

Para el cálculo de esta, se dividió el número de camarones sembrados menos el número de mortalidades entre el número de camarones sembrados, el resultado multiplicado por 100. La sobrevivencia fue expresada en porcentaje, de modo que:

*Sobrevivencia*

$$= \frac{\text{No. de camarones sembrados} - \text{No. de camarones muertos}}{\text{número de camarones sembrados}} \times 100$$

### 5.6.6 Rendimiento productivo

El rendimiento productivo es la biomasa que se obtuvo en el transcurso de la experimentación en un área determinada, para esto, se multiplicó el peso promedio de los camarones por el número de los mismos.

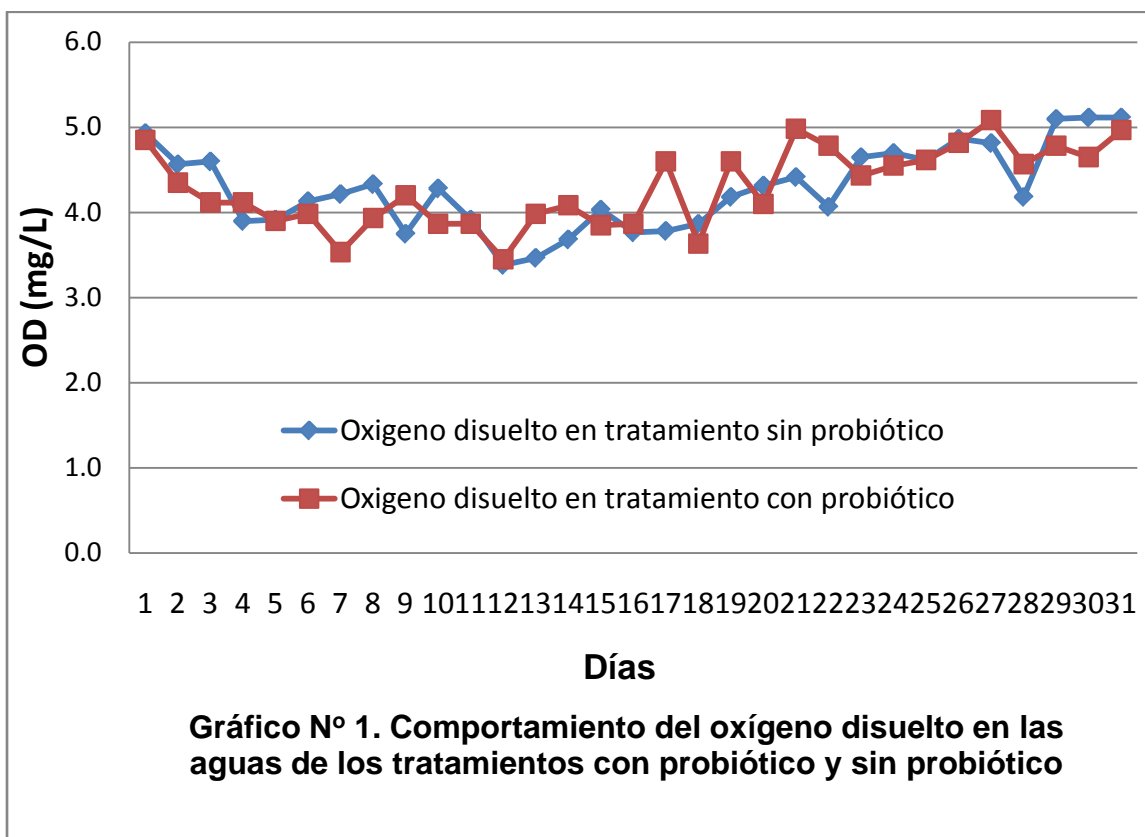
$$RP = \frac{\text{Biomasa de camarón (kg)}}{\text{Area (ha.)}}$$

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Variables física-químicas

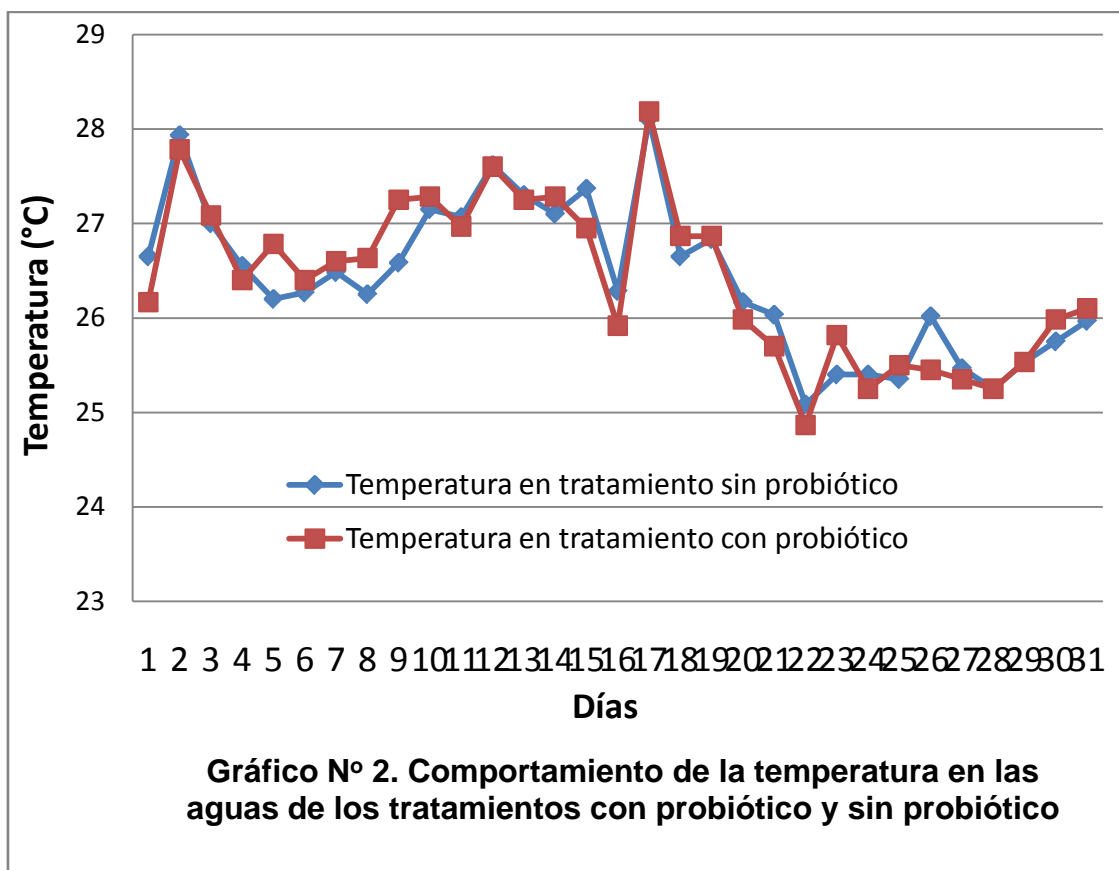
#### 6.1.1 Oxígeno Disuelto

Los valores máximos de oxígeno disuelto presentados en el tratamiento sin probiótico fue de 5.1 mg/litro en el día 29, 30 y 31, los valores mínimos presentados fueron de 3.3 mg/litro el día 12, 3.4 mg/litro el día 13 y 3.6mg/litro el día 14. En el tratamiento con probiótico los valores máximos fueron de 5.1 mg/litro los días 21 y 27, 5.0 mg/litro el día 31, los valores mínimos fueron de 3.3 mg/litro el día 12 y 3.4mg/litro el día 7. El intervalo adecuado para el buen crecimiento de camarones es de 3-9 mg/litro (Martínez y Herrera, 2009), los valores de oxígeno disuelto estuvieron dentro de los intervalos aceptados, por tanto ésta variable no afectó en el crecimiento de los camarones.



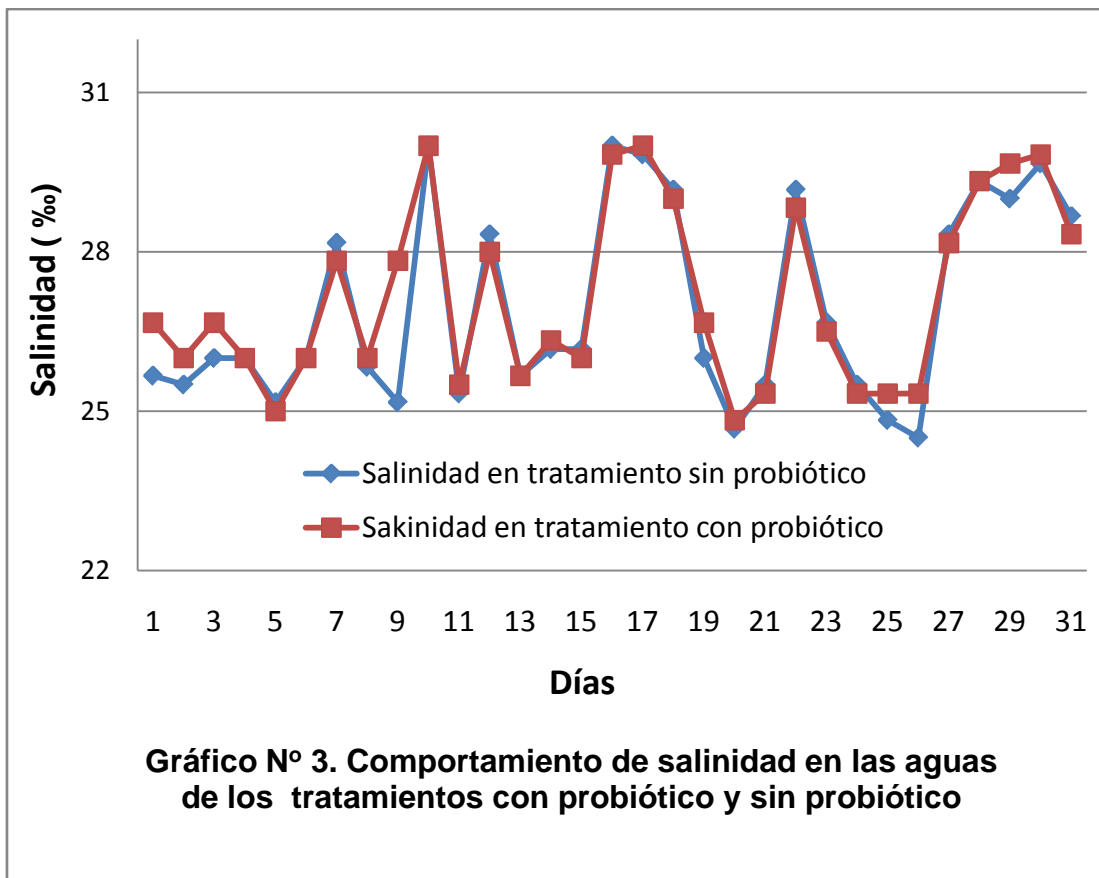
### 6.1.2 Temperatura

Los valores máximos de temperatura presentados en el tratamiento sin probiótico fue de 27.9°C el día 2 y 28.1°C el día 17, los valores mínimos fueron de 25.2 °C el día 22 y 25.3°C el día 24. Los valores máximos de temperatura en el tratamiento con probiótico fueron de 27.8°C y 28.1°C los días 2 y 17 respectivamente, los valores mínimos de 25.9°C y 24.9°C los días 16 y 22 respectivamente. El intervalo óptimo de temperatura varía desde los 25°C hasta 30°C (Martinez & Herrera , 2009). La temperatura no fue una variable que pudo afectar al crecimiento de los camarones pre-adultos, ya que durante la experimentación los valores permanecieron dentro de los intervalos aceptados.



### 6.1.3 Salinidad

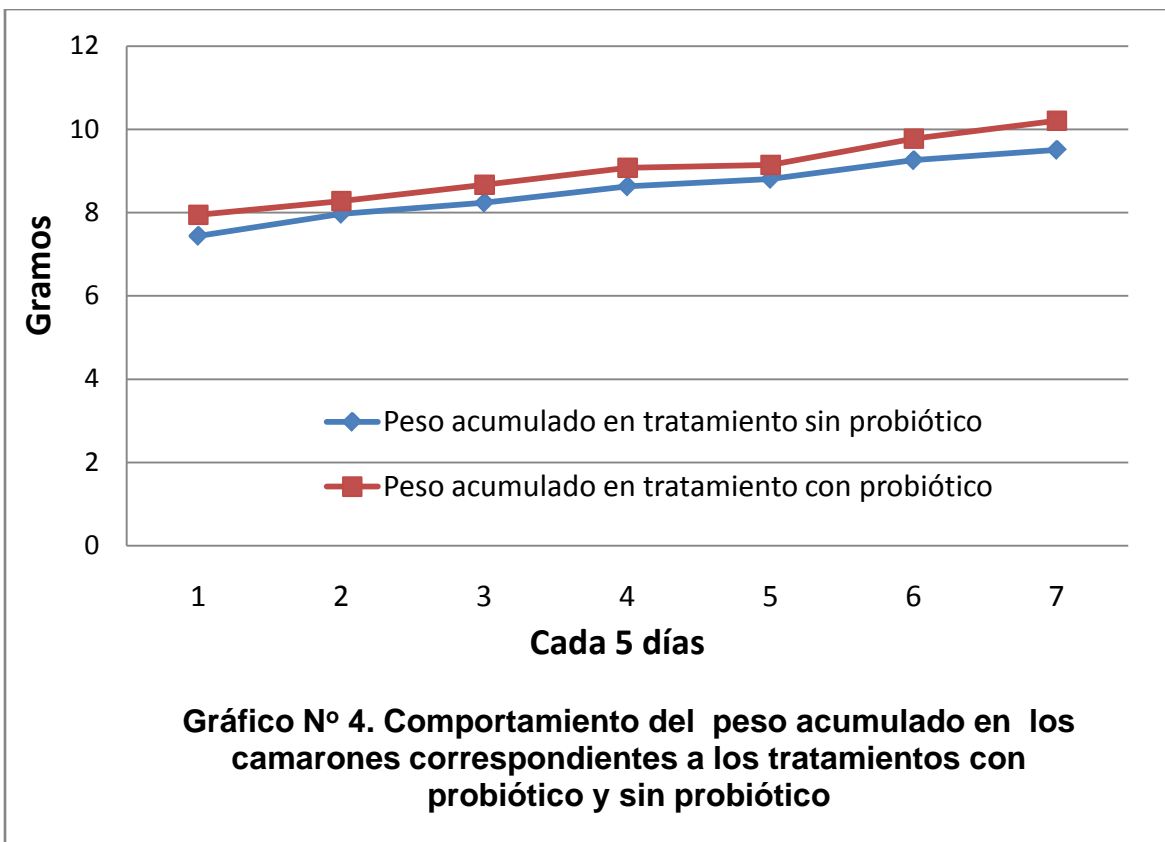
Los valores máximos de salinidad presentados en el tratamiento sin probiótico fueron de 30 ‰ los días 10 y 17, 29.7 ‰ el día 30, los valores mínimos fueron de 24.8 ‰, 24.9 ‰ y 24.7 ‰ los días 20, 25 y 26 respectivamente. Los valores máximos de salinidad presentados en el tratamiento con probiótico fueron de 30 ‰ los días 10 y 17 y 29.9 ‰ el día 30, los valores mínimos presentados fueron de 25 ‰, 24.9 ‰ y 25.2 ‰ los días 5, 20 y 24 respectivamente. El intervalo aceptado para un buen desarrollo de los organismos es de 15-35 ‰(Martinez & Herrera , 2009). La salinidad no fue variable que afectara negativamente el crecimiento de los organismos, ya que estos valores se mantuvieron dentro del intervalo aceptado.



## 6.2 Parámetros poblacionales

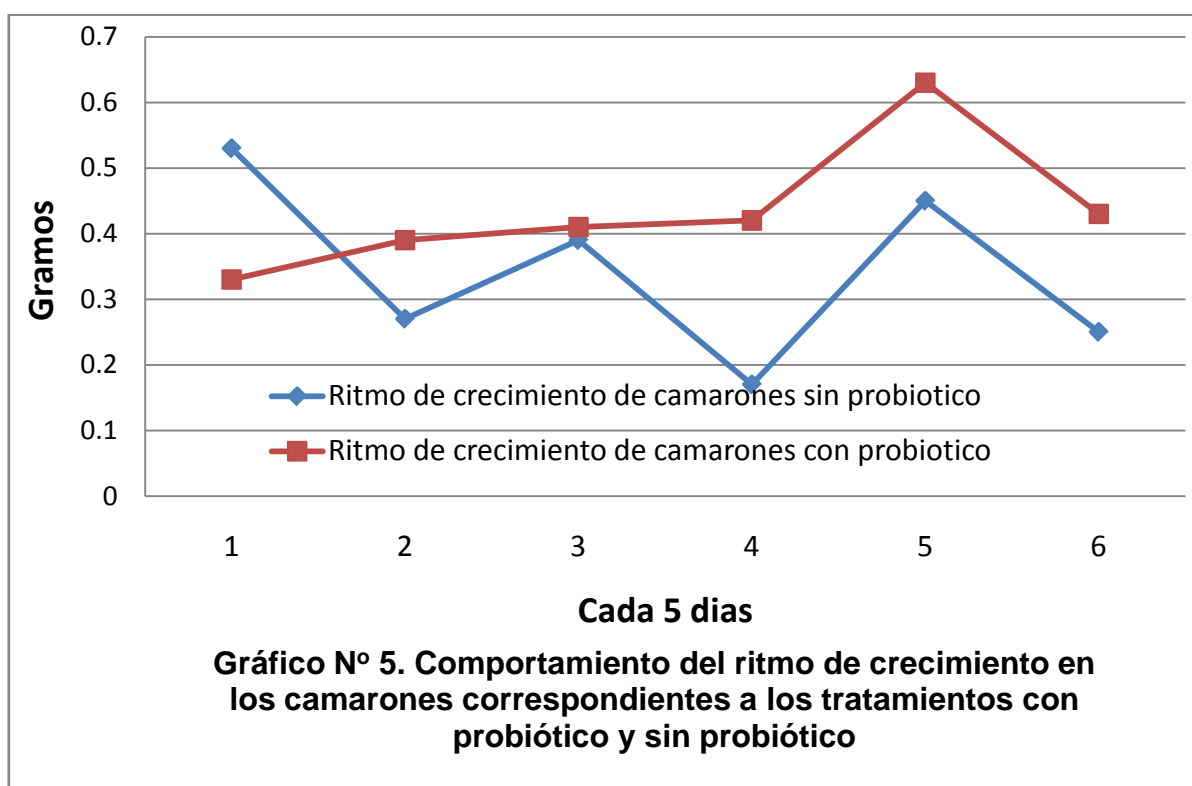
### 6.2.1 Peso acumulado

El peso promedio de los camarones pre-adultos el día de siembra fue de 7.44 gramos en el tratamiento sin probiótico y alcanzaron un peso final de 9.51 gramos. El peso promedio de los pre-adultos de camarón el día de siembra fue de 7.95 gramos en el tratamiento con probiótico, al final alcanzó un peso promedio de 10.21 gramos. El crecimiento aceptable en un período de una semana es de 1 gramo (Martínez y Herrera, 2009). Aunque los mejores resultados se presentaron en los camarones que se le aplicó probiótico en el alimento, ambas condiciones están por debajo de los valores que menciona Martínez, ya que estos debieron alcanzar un peso por encima de 11 gramos al final de la experimentación; la cual tuvo una duración de 31 días.



### 6.2.2 Ritmo de crecimiento

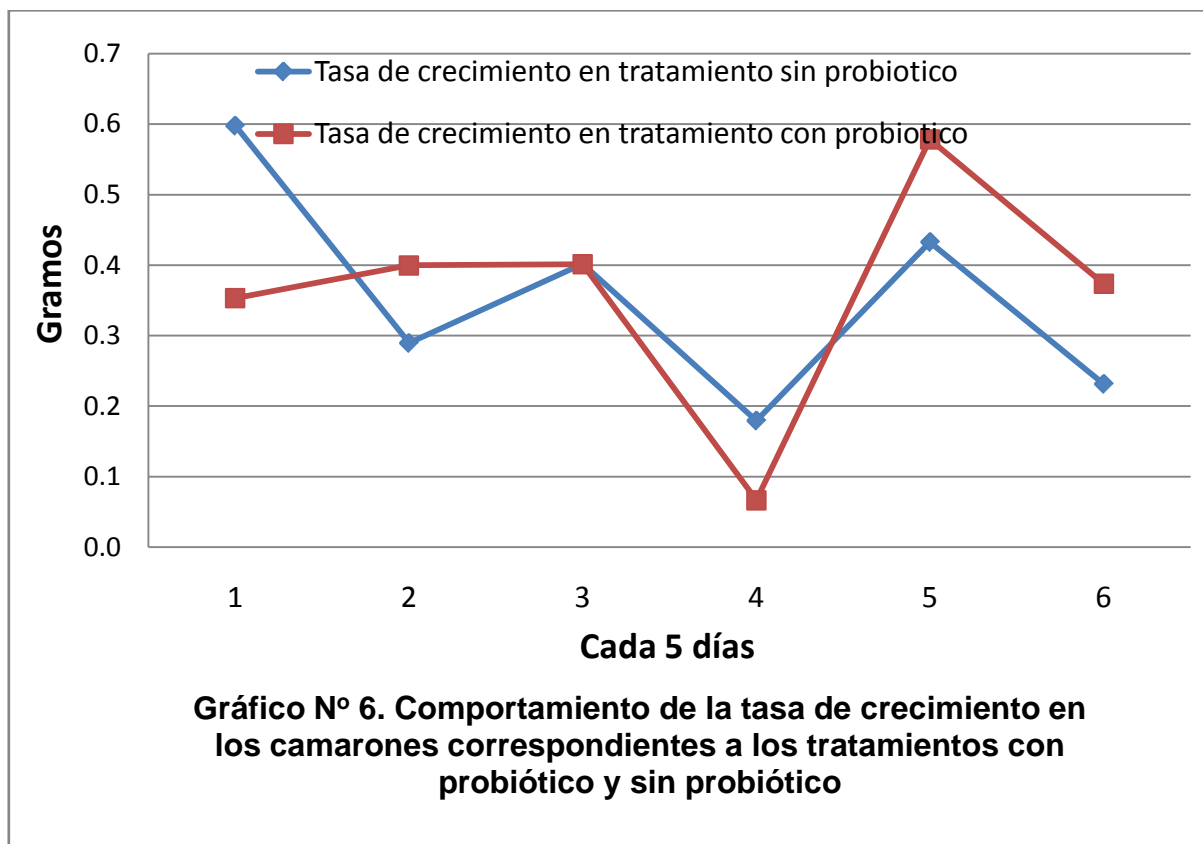
El valor máximo de ritmo de crecimiento presentado en el tratamiento sin probiótico fue de 0.53 gramos en la primera semana de experimentación, el valor mínimo alcanzado fue de 0.17 gramos en el día 20 de la experimentación, en cambio el valor máximo de ritmo de crecimiento en el tratamiento con probiótico fue de 0.65 gramos en el día 25, el valor mínimo que se presentó fue de 0.33 gramos en la primera semana de experimentación. El ritmo de crecimiento aceptable (cada cinco días) es de 0.71 gramos. (Martínez, 2011). De manera que los valores de ritmos de crecimiento en ambas condiciones son bajos ya que están por debajo de lo referido por Martínez.





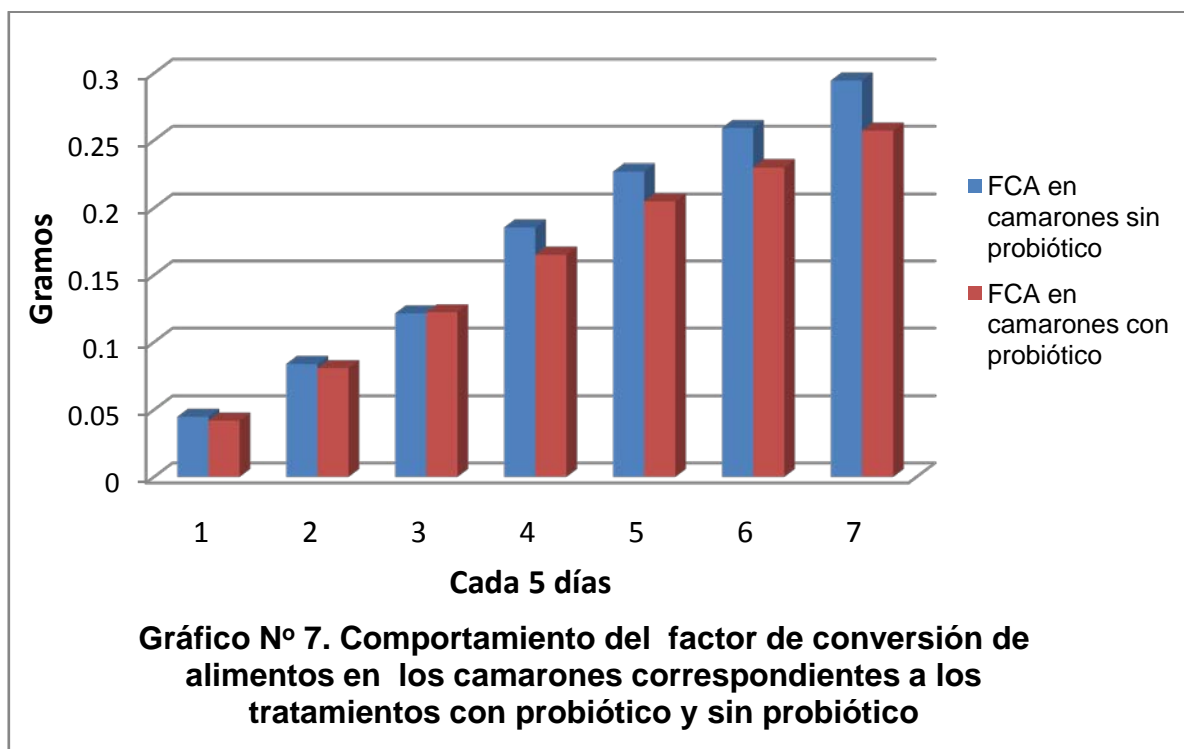
### 6.2.3 Tasa de crecimiento

El valor máximo de tasa de crecimiento presentado en el tratamiento sin probiótico fue de 0.18 en el 4to muestreo de la experimentación, el valor mínimo fue de 0.60 en el muestreo 5. El valor máximo de tasa de crecimiento para el tratamiento con probiótico fue de 0.07 gramos en el muestreo 4, el valor mínimo fue de 0.63 gramos en el 5to muestreo de la experimentación. Estos valores son bajos considerados con los que propone Martínez (1996) de -0.12. para tasa crecimiento de camarones de 8 gramos.



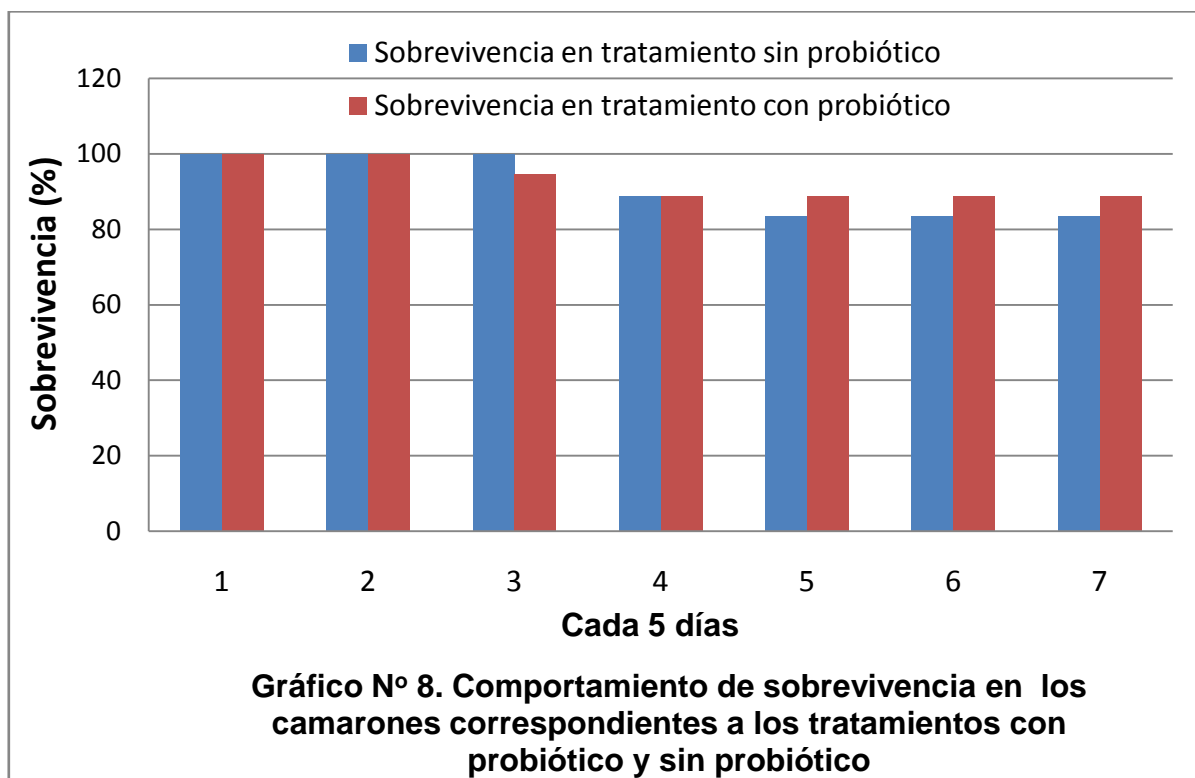
### 6.2.4 Factor Conversión Alimenticia

El valor mínimo de factor de conversión alimenticia en el tratamiento sin probiótico fue de 0.04 gramos y el valor máximo 0.29 gramos en la semana 1 y 4 respectivamente. Con respecto al tratamiento con probiótico el valor mínimo presentado fue de 0.04 gramos en la semana 1 y el valor máximo 0.25 gramos en la última semana. El factor de conversión alimenticia es un indicador de la asimilación del alimento por parte de los camarones, un valor menor de 1.5 de FCA es recomendable puesto que se necesita 1.5 libras de alimento para que el camarón incremente 1 libra de peso (Herrera, 1999). El FCA presentado en ambos tratamientos están muy por debajo según lo referido por Herrera, lo que califica el FCA como excelente en ambos tratamientos.



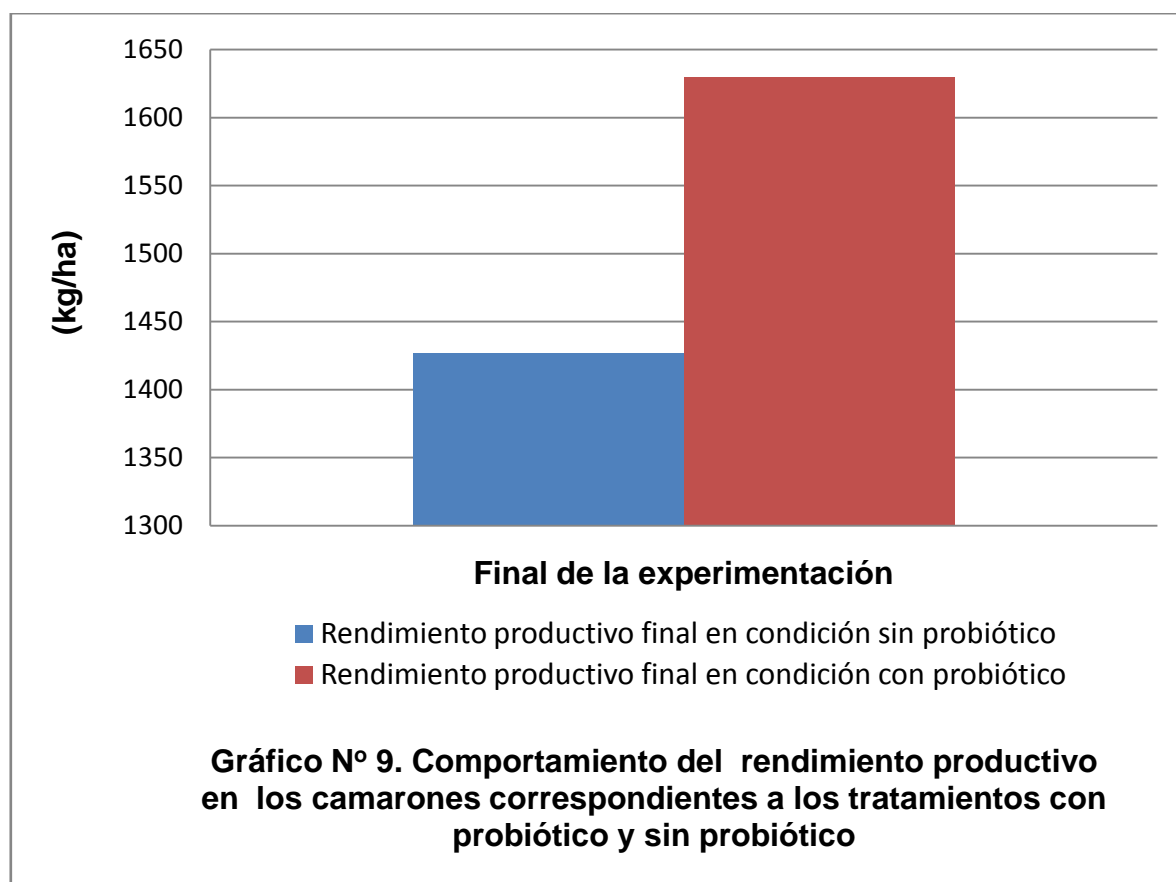
### 6.2.5 Sobrevivencia

La sobrevivencia de los camarones está determinada por un sin número de factores que se encuentran correlacionados entre sí (factores físicos químicos, tipo de manejo durante el cultivo, alimentación adecuada, entre otros). El valor final de sobrevivencia presentada en el tratamiento sin probiótico fue de 83.3%, presentándose mejor sobrevivencia en el tratamiento con probiótico con un valor de 89.0%. Las sobrevivencias para ambos tratamientos se mantuvieron constantes desde el día 25 (semana 5) hasta el final del experimento. La sobrevivencia se califica como buena cuando esta es mayor al 85% (Martinez & Herrera , 2009). La sobrevivencia presentada en tratamiento sin probiótico está ligeramente por debajo de lo mencionado por Martínez, en cambio la sobrevivencia en tratamiento con probiótico están por encima de ese valor, lo que califica a la sobrevivencia presentada en tratamiento con probiótico como excelente.



### 6.2.6 Rendimiento productivo

El rendimiento productivo para ambos tratamientos presentó un valor ascendente hasta finalizar el periodo de la investigación. El rendimiento productivo final que se obtuvo en el tratamiento sin probiótico fue de 1426.5 kg/ha, en cambio el valor final en el tratamiento con probiótico fue de 1630 kg/ha, de esta manera se aprecia un mejor rendimiento productivo en el tratamiento con probiótico en relación al tratamiento sin probiótico.



## VII. CONCLUSIONES

1. Los intervalos de oxígeno disuelto del agua donde se desarrollaron los camarones fue de 3.3 a 5.1 mg/litro, los de temperatura de 24.9 a 27.9°C y las salinidades de 24.7 a 30 ppm, intervalos en ambos tratamientos.
2. El efecto de la inducción de la bacteria *Lactobacillus acidophilus* en el probiótico con el alimento sobre el crecimiento en los pre-adultos de camarón es positivo, ya que se obtuvo mayor crecimiento, FCA y sobrevivencias que los camarones a los cuales no se les suministró el probiótico.
3. El peso final que alcanzaron los camarones en tratamiento sin probiótico y con probiótico fue de 9.51 gramos y 10.21 gramos respectivamente. El valor máximo de ritmo de crecimiento en el tratamiento sin probiótico fue de 0.53 gramos y el mínimo alcanzado fue de 0.17 gramos, en cambio el valor máximo de ritmo de crecimiento en el tratamiento con probiótico fue de 0.65 gramos y el valor mínimo que se presentó fue de 0.33 gramos. El valor máximo de tasa de crecimiento presentado en el tratamiento sin probiótico fue de 0.60 gramos y el valor mínimo fue de 0.18 gramos, el valor máximo de ritmo de crecimiento para el tratamiento con probiótico fue de 0.63 gramos y el mínimo fue de 0.07 gramos, El valor mínimo de FCA en el tratamiento sin probiótico fue de 11.3 gramos y el valor máximo 33.3 gramos, con respecto al tratamiento con probiótico el valor mínimo presentado fue de 9.5 gramos y el máximo 18.2 gramos. El rendimiento productivo final en los tratamientos sin y con probiótico fue de 1426.5 kg/ha y 1630 kg/ha respectivamente. La sobrevivencia de los camarones en tratamiento sin probiótico fue de 83.3% y con probiótico 89.0%.

## VIII. RECOMENDACIONES

1. Acondicionar el lugar de almacenamiento del probiótico, proporcionándole temperaturas altas (37°C aproximadamente) para el óptimo crecimiento de la bacteria *Lactobacillus acidophilus*.
2. Realizar mediciones diarias de pH al probiótico, esto para confirmar que el pH es óptimo para el desarrollo de dicha bacteria.
3. Secar bien los camarones al momento de realizar peso de los mismos, para presentar así datos de peso más exactos.

## IX.BIBLIOGRAFÍA

- Aguirre, G. I. (1992). *Aplicacion de probioticos en la acuicultura*.
- Andrade de Pasquier, G. J. (2000). Los camarones y su importancia en la alimentación. *FONAIAP*, 1-1.
- Balcazar, J. L. (2002). *Uso de probioticos en acuicultura. Aspectos generales*.
- Canales, F. (2010). *Elaboración de probiótico a base de suero de leche de vaca, para combatir infecciones de Vibriospp., en camarones Litopenaeusvannamei, de forma experimental*. Nicaragua.
- Escoto, R. (1993). Descripción de los recursos pesqueros del atlántico de Nicaragua. *Folleto mimeografiado*, 1-2.
- FAO. (s.f.). Recuperado el 15 de 06 de 2012, de FAO:  
<http://www.fao.org/fishery/aquaculture/es>
- Gomez Gil Bruno, R. A. (s.f.). *Enfermedades infecciosas en la camaronicultura en Mexico y el impacto del uso de antimicrobianos*. Mexico.
- Guerra, A., Gomez Gil, B., Roque, A., & Guerra Flores, A. L. (2000). *Enfermedades Infecciosas más comunes en la camaronicultura en México y el impacto del uso de antimicrobianos*. Mexico.
- Hernandez, R., Lopez, W., & Vasquez, M. (Septiembre 2004, Mayo 2005). *El cultivo de camarón marino en la bahía de Jiquilisco, Usulután, El salvador*. El Salvador.
- Hernandez, A. (1991). *Mozambique Bioeconomía del Cultivo de Camarón*.
- Herrera, C. (1999). *Crecimiento de camarones litopenaeus vannamei en estanques manejados con sistema semi-intensivo. Estero real, Nicaragua. Periodo transitorio seco-lluvioso*. Nicaragua.
- Inglis, V., Richard, R. H., & Woodward, K. N. (1993). *Public health aspects of bacterial infections*.UK.
- Lopez Gerrero, L. L. (s.f.). *Estudio preliminar sobre las migraciones de postmisis de Penaeus vannamei BOONE*. Mexico.

- Martinez, E. (1996). *Condiciones para el crecimiento del camarón blanco penaeus setiferus, modelo para cultivo*. Mexico.
- Martinez, E., & Herrera, C. (2009). *Guía para una camaronicultura sostenible, bajo régimen de buenas prácticas acuícolas*. Nicaragua.
- Martinez-Palacios. (1991). *Mozambique proyecto piloto para el cultivo de camarón costero nutrición/alimentación*. Roma.
- Merck. (1987). *The Merck Veterinary Manual*. New Jersey.
- Peeter, & Rodriguez. (1999). *Manual de cultivo del camarón blanco litopenaeus vannamei*. Ecuador.
- Pérez-Farfante, I., & Kensley, B. (1997). Keys and diagnoses for the families and genera. Penaeoid and sengeroid shrimps and prawns of the world. *Mémoires dumuseum national d histoire naturelle. Mémoires dumuseum national d histoire naturelle.*, 233.
- Phillip, J., Stozak, V., & Wistrom, C. (s.f.). *Química: Conceptos y Aplicaciones*. Mexico: ULTRA S.A.
- Soluap, E. (1998). *Alternativas de cultivo acuicola*. Ecuador.
- Somaniego, L. Lactobacillus sp.: importantes promotores de actividad probiótica, antimicrobiana y bioconservadora. Facultad de agronomía, Universidad de Matanzas. Matanzas, Cuba.
- Talavera, V., Sanches, D., & Zapata, L. M. (1998). *Metodos de alimentacion*. Perú: Voletin nicovita.
- Talavera, V., Sanchez, D., & Zapata, L. (1998). Metodos de Alimentacion. *Boletin NICOVITA*.
- Tipller Paul, A. (1992). *Fisica*. España: Reverte S.A.
- Torres, D. (1991). *Manual practico de cultivo de camarón de Honduras*. Honduras.
- Villamil Días, L., & Martinez - Silva, M. A. (2009). *Probióticos como herramienta biotecnologica en el cultivo de camarón*. Bogota: INVEMAR.
- Weston, D. (1996). *Environmental considerations in the use of antibacterial drugs in aquaculture*. New York.
- Wikipedia. (s.f.). *Wikipedia*. Recuperado el 05 de Julio de 2012, de Wikipedia: <http://es.wikipedia.org/wiki/Acuicultura>



## X. ANEXOS

**Formato de campo de variables fisicoquímicas del agua de tinas donde se encontraban los pre-adultos sometidos a experimentación (AM y PM)**

Días	A1			A2			A3			B1			B2			B3		
	OD	T°	S°/00	OD	T°	S°/00	OD	T°	S°/00	OD	T°	S°/00	OD	T°	S°/00	OD	T°	S°/00
23/09/2011																		
24/09/2011																		
25/09/2011																		
26/09/2011																		
27/09/2011																		
28/09/2011																		
29/09/2011																		
30/09/2011																		
01/10/2011																		
02/10/2011																		
03/10/2011																		
04/10/2011																		
05/10/2011																		
06/10/2011																		
07/10/2011																		

**Nota:** Los datos fueron registrados desde el 23 de septiembre hasta el 23 de octubre del año 2011.

**Tabla de porcentaje de peso corporal para la realización de tabla de alimentación:**

<b>Peso (gramos)</b>	<b>Porcentaje de peso corporal</b>
5	3.0
6	2.5
7	2.3
8	2
9	2
10	2
11	1.8

**Tabla de alimentación que se aplicó a la población de pre-adultos en experimentación**

<b>Tinas</b>	<b>Sobrevivencia (%)</b>	<b>Numero de organismos</b>	<b>Peso promedio (gramos)</b>	<b>Biomasa (gramos)</b>	<b>Biomasa a alimentar (gramos)</b>	<b>% peso</b>	<b>Alimento al día (gramos)</b>
A1	100	6	6.96	41.76	41.76	0.026	1.08
A2	100	6	7.85	47.1	47.1	0.025	1.17
A3	100	6	7.62	45.72	45.72	0.025	1.14
B1	100	6	8.41	50.46	50.46	0.024	1.21
B2	100	6	7.88	47.28	47.28	0.025	1.18
B3	100	6	7.33	43.98	43.98	0.025	1.09

**Instalaciones del Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA)**



***“Dispositivos instalados donde se observan un tanque de fibra de vidrio que se utiliza como reservorio y suministra agua a las tinas que contienen camarones tratados con alimento con pro-biótico y alimento sin pro-biótico”***

***Medición de variables físico-químicas.***



***“Oxigenómetro YSI 550A para medir oxígeno disuelto y temperatura”***

***“Refractómetro con el cual se medía salinidad de agua de muestra”***

## Conteo de *Lactobacillus acidophilus*



## Alimento y Probiótico



Para no contaminar la muestra se extrae a través de un agujero utilizando un gotero.

Colocando la muestra en un biker con un gotero

Muestra lista para agregar alimento

# Probiótico

Alimento utilizado para alimentar los camarones pre-adultos



Aqua feed 25% proteina



Alimento pesado en una balanza electronica



Mesclando el alimento con el probiotico



Mezcla del probiotico con el alimento

**Pesaje de los camarones para calculos de ritmo de crecimiento, tasa de crecimiento y FCA**

