AgEcon SEARCH
RESEARCH IN AGRICULTURAL & APPLIED ECONOMICS

*The World's Largest Open Access Agricultural & Applied Economics Digital Library*

**This document is discoverable and free to researchers across the globe due to the work of AgEcon Search.**

**Help ensure our sustainability.**

Give to AgEcon Search

AgEcon Search
http://ageconsearch.umn.edu
aesearch@umn.edu

*Papers downloaded from **AgEcon Search** may be used for non-commercial purposes and personal study only. No other use, including posting to another Internet site, is permitted without permission from the copyright owner (not AgEcon Search), or as allowed under the provisions of Fair Use, U.S. Copyright Act, Title 17 U.S.C.*

**Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua**

**UNAN-León**

**Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria.**

**Departamento de Ingeniería Acuícola.**

**Tema**

# Comparación del ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos, de los estanques 1 y 2 de la granja camaronera Playa Hermosa, en el periodo comprendido de Abril a Junio del 2017.

**Tutores**

Dr. Ariel José Aguilar.

Lic. Víctor García

**Autores**

Br. Eliezer Ismael Arancibia Cano.

Br. Douglas José Cáceres Balmaceda.

**León, 05 de Abril del año 2018**

**“A la Libertad por la Universidad”**

## Certificación

ARIEL JOSÉ AGUILAR Y VICTOR GARCÍA BRAVO del Departamento de Acuícola, Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, (UNAN-León).

CERTIFICAN:

Que la presente memoria titulada "*Comparación del ritmo de crecimiento del Litopenaeus vannamei y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos, de los estanques 1 y 2 de la granja camaronera Playa Hermosa, en el periodo comprendido de Abril a Junio del 2017*" presentada por los Brs. Eliezer Ismael Arancibia Cano y Douglas José Cáceres Balmaceda para optar al grado de Ingeniero Acuícola por la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, ha sido realizada bajo nuestra dirección y que hallándose concluida autorizamos su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Y para que así conste y surta los efectos oportunos, firmamos la presente en León, a 20 días del mes de mayo de 2018.

Dr. Ariel José Aguilar

Lic. Víctor García Bravo

## Dedicatoria

Primeramente, a Dios nuestro padre celestial por haberme brindado la vida, salud, inteligencia, sabiduría y mucha perseverancia en todo este recorrido que he emprendido como estudiante y sobre todo poder realizar con éxito mi tesis desde su inicio hasta el final.

A mi madre Alejandra Cano y padre Enrique Arancibia, porque con su amor y dedicación me dieron fuerza, valores, consejos, en mi vida gracias a ellos logré la finalización de mis estudios universitarios, por su apoyo incondicional en todo momento tanto de manera moral como económica al alentarme para perseverar y coronar una carrera universitaria y poder ser un profesional de bien y ver cumplido el sueño que tanto anhelo de que me convirtiera en lo que ellos soñaban.

A mis maestros Dr. Evenor Martínez y MsC. Claudia Herrera, que desde un inicio en la carrera, ellos me ayudaron a prepararme para bien, con todos sus consejos acerca de la carrera y agradecer el gran esfuerzo y apoyo que brindaron para la carrera, que todo fue para bien.

Por ultimo a mis amigos Douglas Cáceres, por ser un buen compañero en todo el transcurso de la carrera y de gran apoyo en muchas materias, Diana Gutiérrez que fue compañera de tesis y en toda la carrera nos ayudábamos mutuamente, Dayana Delgado quien estudia la misma carrera y que ha sido de gran apoyo emocionalmente, ayudándome en momentos difíciles que pase a lo largo de la carrera.

**Eliezer Ismael Arancibia Cano**.

## Dedicatoria

Este trabajo investigativo lo dedico primeramente, a Jehová Dios por ser el dador de la vida, por haberme dado salud, inteligencia, sabiduría y mucha constancia en todo este recorrido que he emprendido como estudiante y sobre todo poder realizar con éxito mi tesis desde su inicio hasta el final.

A mi familia, mis abuelos, Petrona Hernández y Ramiro Cáceres, mi tía, Mercedes Cáceres Hernández, por ser la personas que me durante toda mi vida me brindaron su apoyo incondicional, su amor, valores y consejos que han impulsado mi vida y deseo de superación. A mi prima Geysel Reyes y mi hermano Arlen M. Balmaceda

A mis padres, Douglas Cáceres por su gran apoyo a lo largo de todos mis estudios y Norma Balmaceda por el simple hecho de haberme dado la vida, gracias a ambos.

Por ultimo a mis amigos, Eliezer Arancibia por ser buen compañero a lo largo de nuestra carrera. Diana Gutiérrez, Johana Reyes, Ricardo Larios R. quien estudió Comunicación Social y me ayudó con la redacción y corrección de este trabajo.

**Douglas José Cáceres Balmaceda**

## Agradecimiento

A Dios nuestro señor por ser una inagotable fuente de inspiración y consuelo cuando estábamos pasando por momentos difíciles y por permitirnos finalizar este trabajo investigativo.

Al Dr. Ariel Aguilar y Lic. Víctor García siendo nuestros tutores de esta investigación y otros grandes guías en el transcurso de nuestra carrera, por estar ahí aconsejándonos y disponible cuando era necesario.

A los demás maestros por ser las personas que nos prepararon en estos 5 años de nuestros estudios universitarios y por darnos los conocimientos y las herramientas adecuadas para enfrentarnos a un mundo laboral.

Y a todas aquellas personas que de alguna forma brindaron su ayuda y han contribuido con la ejecución de esta investigación.

Br. Eliezer Ismael Arancibia Cano.
Br. Douglas José Cáceres Balmaceda.

## Abreviaturas

**ADN:** Adenosin Difosfato.

**ANOVA:** Análisis de varianza con un factor.

**$CO_2$:** Dióxido de carbono.

**Cm:** Centímetro.

**Cl:** Cloro.

**ºC:** Grados centígrados.

**DQO:** Demanda Bioquímica de Oxígeno.

**FAO:** Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

**g:** Gramo.

**Ha:** Hectárea.

**Kg:** Kilogramo.

**Mg:** Miligramo.

**Ml:** Mililitro.

**Mg/l:** Miligramo por litro.

**Ml/kg:** mililitro por kilogramo.

**$m^2$:** Metro cuadrado.

**mm:** Milímetro.

**M:** Metro.

**µm:** Micra.

**$N_2$:** Nitrógeno.

**Na+:** Sodio.

**Org/m$^2$:** Organismo por metro cuadrado.

**P:** Penaeus.

**PL:** Post larva.

**Ppm:** Partes por millón.

**PH:** El pH se define como el logaritmo negativo de la base 10 de la actividad de los iones de hidrógenos.

**TSA:** Tasa de recambio de agua.

**SNK:** Student Newman Keuls.

**EMM:** Error Estandar de la Media.

## Índice

*Dedicatoria* ____ *II*

*Agradecimiento* ____ *V*

*Abreviaturas* ____ *VI*

*Índice* *VIII*

*Lista de figuras* ____ *X*

*Abstract* ____ *XII*

*Resumen* ____ *XIII*

*1. Introducción* ____ *- 1 -*

*2. Objetivos* ____ *- 2 -*

**2.1 Objetivo general** ____ **- 2 -**

**2.2 Objetivos específicos** ____ **- 2 -**

*3. Literatura Revisada* ____ *- 3 -*

**3.1 Importancia de la camaronicultura en Nicaragua** ____ **- 3 -**

**3.2 Características del camarón *Litopenaeus vannamei*** ____ **- 3 -**

**3.3 Habitad y ciclo natural del *Litopenaeus vannamei*** ____ **- 4 -**

**3.4 Morfología Externa** ____ **- 5 -**

**3.5 Morfología Interna** ____ **- 6 -**

**3.6 Sistemas de producción** ____ **- 8 -**

**3.6.1 Sistema extensivo.** ____ - 8 -

**3.6.2 Sistema semi-intensivo.** ____ - 9 -

**3.6.3 Sistema intensivo.** ____ - 9 -

***3.7* Requerimiento nutricionales del *Litopenaeus vannamei*** ____ **- 10 -**

**3.7.1 Esencia nutricional.** ____ - 10 -

**3.7.2 Proteínas y aminoácidos.** ____ - 10 -

**3.7.3 Lípidos y carbohidratos.** ____ - 12 -

**3.7.4 Minerales y Vitaminas.** ____ - 13 -

**3.7.5 Ingredientes no-nutricionales del alimento.** ____ - 14 -

**3.8 Parámetros Físicos y Químicos** ____ **- 14 -**

**3.8.1. Oxígeno disuelto.** ____ - 15 -

3.8.1.1 Procedimiento de medición. ____ - 17 -

**3.8.2 PH.** ____ - 17 -

3.8.2.1 Procedimiento de medición. ____ - 18 -

**3.8.3 Temperatura.** ____ - 18 -

**3.8.4 Salinidad.** - 20 -
**3.8.5 Turbidez.** - 20 -
3.8.5.1 Procedimiento de medición. - 21 -
**3.9 Osmorregulación - 21 -**
**3.9.1 Mecanismos limitantes-Osmoconformación.** - 23 -
**3.9.2 Mecanismos compensatorios-Osmoregulación.** - 24 -
3.9.2.1 Hiperregulación. - 24 -
3.9.2.2 Hiporregulación. - 25 -
**3.10 Generalidades del plancton - 25 -**
**3.11 Principales grupos de microalgas - 26 -**
**3.11.1 Cianofitas.** - 26 -
**3.11.2 Clorofitas.** - 27 -
**3.11.3 Diatomeas.** - 27 -
**3.11.4 Dinoflagelados.** - 28 -
***4. Metodología - 29 -***
**4.1 Diseño general del estudio - 29 -**
**4.2 Definiciones operacionales - 29 -**
**4.3 Método de muestreo - 30 -**
**4.4 Parámetros Físicos, Químicos y Biológico - 31 -**
**4.4.1 Oxígeno disuelto.** - 31 -
**4.4.2 pH.** - 31 -
**4.4.3 Temperatura.** - 31 -
**4.4.4 Salinidad.** - 31 -
**4.4.5 Turbidez** - 32 -
**4.4.6 Conteo de Fitoplancton.** - 32 -
**4.4.7 Cálculo de ritmo de crecimiento.** - 32 -
**4.5 Análisis estadístico - 33 -**
***5. Resultados - 34 -***
**5.1 Ritmo de crecimiento - 34 -**
**5.2 Parámetros físicos, químicos y biológicos - 38 -**
**5.3 Correlación de las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos - 46 -**
***6. Discusión - 48 -***
**6.1 Caracterización preliminar del estudio - 48 -**
**6.2 Comportamiento del ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* del estanque 1 y 2- 48 -**
**6.3 Parámetros físico, químico y biológico en estanques 1 y 2 - 50 -**
**6.3.1 Oxígeno disuelto** - 50 -

**6.3.2 pH** _____ - 51 -
**6.3.3 Temperatura** _____ - 51 -
**6.3.4 Turbidez y fitoplancton** _____ - 52 -
**6.3.5 Salinidad** _____ - 53 -

***7. Conclusión*** _____ ***- 54 -***

***8. Recomendaciones*** _____ ***- 55 -***

***9. Referencias Bibliográficas*** _____ ***- 56 -***

## Lista de figuras



| N° de figura | | N° Pag. |
|---|---|---|
| N°1 | Clasificación taxonómica. Taxonomía de la especie: *Litopenaeus vannamei*. | 4 |
| N°2 | Ciclo vital de un camarón *peneido* típico: l: maduración y reproducción; 2: nauplio; 3: protozoeas; 4: mysis; 5: postlarvas; 6: juveniles; 7: adultos. | 5 |
| N°3 | Morfología externa del camarón *Litopenaeus vannamei*. | 6 |
| N°4 | Imagen satelital de la Granja Playa Hermosa | 29 |
| N°5 | Pesos promedios de los camarones del estanque 1. | 34 |
| N°6 | Pesos promedios de los camarones del estanque 2. | 35 |
| N°7 | Peso promedio de los camarones de los Estanques 1 y 2, durante el tiempo (1°,2°,3°,4°,5°,6°,7° y 8° semana). | 36 |
| N°8 | Peso promedio final de los camarones. Estanque 1= Pila 1, Estanque 2= Pila 2 durante la 8 semana de muestreo. | 37 |

## Lista de tablas


| N° de tabla | | N° Pag. |
|---|---|---|
| 1 | Anatomía funcional del camarón. | 7 |
| 2 | Rangos óptimos de parámetros físicos-químicos para el cultivo de camarón. | 15 |
| 3 | Pendientes de crecimiento de los estanques 1 y 2 en etapas del cultivo agrupadas por semanas. | 37 |
| 4 | Valores de oxígeno disuelto en las 8 semanas de estudio por la mañana y tarde del Estanque 1. | 38 |
| 5 | Valores de oxígeno disuelto en las 8 semanas de estudio por la mañana y tarde del Estanque 2. | 39 |
| 6 | Valores de pH en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 1. | 40 |
| 7 | Valores de pH en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 2. | 41 |
| 8 | Valores de temperatura en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 1. | 42 |
| 9 | Valores de temperatura en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 2. | 43 |
| 10 | Valores de turbidez en las 8 semanas de estudio del estanque 1 y 2. | 44 |
| 11 | Valores de salinidad en las 8 semanas de estudio del estanque 1 y 2 | 45 |
| 12 | Valores del conteo de fitoplancton en las 8 semanas de estudio, del estanque 1 y 2. | 45 |
| 13 | Correlaciones de los factores físicos, químicos y biológicos en el estanque 1, tomados a las 10:00 am. | 46 |
| 14 | Correlaciones de los factores físicos, químicos y biológicos en el estanque 2, tomados a las 10:00 am. | 47 |
| 15 | Correlación de los factores físicos, químicos y biológicos entre el estanque 1 y el estanque 2. | 47 |

## Abstract

The objective of this research was to compare the growth rate of Litopenaeus vannamei and the fluctuations of the physical, chemical and biological parameters (oxygen, pH, temperature, salinity, turbidity and phytoplankton) in two ponds, in the shrimp farm Playa Hermosa. The ponds that were selected for the study were pond 1 and 2 of the shrimp farm, where it was started on day 57 of culture when the organisms weighed 6.83 g for pond 1 and 5.02 g for pond 2. During 8 weeks, an N = 100 was taken for the weighing of the organisms that were captured from different points of the pond, which were provided by the technician in charge of the farm, to then perform the individual weighing on a gramera scale. The physical and chemical parameters were measured in the morning 10:00 am and in the afternoon 5:00 pm, of which only the turbidity value was taken at 12:00 pm, as well as the water samples for the counting of phytoplankton. Culminating with the 8 weeks of study, a final weight of 14.34 g was obtained for pond 1 and 10.95 g for pond 2. All the weights obtained in the 8 weeks were evaluated in a one-way ANOVA analysis, where it was observed that the organisms of pond 1 always obtained a significant difference in weekly weights, compared to pond 2, which in week 4-5 did not there was a significant difference in shrimp growth. Significant correlations ($P < 0.05$) of pH, temperature, Salinity and phytoplankton parameters were observed between the two ponds, not observed in the parameters Oxygen and Turbidity.

## Resumen

El objetivo de esta investigación consistió en comparar el ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos (oxigeno, pH, temperatura, salinidad, turbidez y fitoplancton) en dos estanques, en la granja camaronera Playa Hermosa. Los estanques que se seleccionaron para el estudio fue el estanque 1 y 2 de la granja camaronera, donde se comenzó en el día 57 de cultivo cuando los organismos pesaban 6.83 g para el estanque 1 y 5.02 g para el estanque 2. Durante 8 semanas se tomó una N=100 para el pesaje de los organismos que eran capturados de distintos puntos del estanque, los cuales nos los facilitaba el técnico encargado de la granja, para luego realizar el pesaje individual en una balanza gramera. Se midieron los parámetros físicos y químicos en la mañana 10:00 am y por la tarde 5:00 pm, de los cuales solo el valor de turbidez se tomaba a las 12:00 pm, igual que las muestras de aguas para el conteo de fitoplancton. Culminando con las 8 semanas de estudio se obtuvo un peso final de 14.34 g para el estanque 1 y 10.95 g para el estanque 2. Todos los pesos obtenidos en las 8 semanas se evaluaron en un análisis de ANOVA de una vía, donde se observó que los organismos del estanque 1 siempre obtuvieron diferencia significativa en los pesos semanales, en comparación al estanque 2 que en la semana 4-5 no hubo diferencia significativa en el crecimiento del camarón. Se observaron correlaciones significativas ($P<0.05$) de los parámetros pH, temperatura, Salinidad y fitoplancton, entre los dos estanques, no observándose en los parámetros Oxigeno y Turbidez.

## 1. Introducción

La industria del cultivo de camarón ha tenido efectos significativos en las economías locales y regionales contribuyendo a la creación de empleo y desarrollo económico. No obstante, a medida que el crecimiento de la industria del cultivo de camarón ejerce mayor presión en los recursos naturales costeros, se hace cada vez más necesaria la implementación de técnicas y formas de manejo del cultivo que contribuyan a reducir los impactos ambientales y ayuden a sostener la base natural de recursos. La innovación de mejores prácticas de cultivo y la implementación sostenida de las buenas prácticas ya existentes tienen como objetivo el conducir a la industria de la camaronicultura hacia un estado de sustentabilidad económica y ambiental (Boyd, 2005).

La pesca y la acuicultura en Nicaragua, actualmente está generando 34 mil empleos, rubro que el año pasado exportó 31 mil 194 toneladas alcanzando unos 270 millones de dólares en divisas, dato que se reflejaron en el Primer Congreso de Pesca y Acuicultura, realizado en Managua en el 2015 (Jackson, 2016).

El cultivo de camarón está influenciado por diferentes factores entre los cuales se destaca el físico-químico del ambiente acuático, considerado esencial para la definición de un buen plan de manejo de cultivo. Por tanto estos factores siempre deben mantenerse entre los valores óptimos para el cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei,* de los cuales los más estudiados son oxígeno, temperatura, pH, turbidez y salinidad (Boyd, 2005).

# 2. Objetivos

## 2.1 Objetivo general

- Comparar el ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos (temperatura, oxigeno, pH, salinidad, turbidez y fitoplancton) en los estanques de cultivo 1 y 2 de la granja camaronera Playa Hermosa, en el periodo comprendido de Abril a Junio.

## 2.2 Objetivos específicos

- Monitorear los parámetros físicos y químicos, en la mañana y en la tarde de los estanques 1 y 2 de la granja Playa Hermosa.
- Determinar el ritmo de crecimiento del *Litopenaeus Vannamei* cultivado en los estanques 1 y 2 de la Granja Camaronera Playa Hermosa..
- Evaluar las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos en los estanques de cultivo 1 y 2.

# 3. Literatura Revisada

## 3.1 Importancia de la camaronicultura en Nicaragua

Nicaragua inicio la acuicultura en la década de los 80, con acuicultura rural integrada. En la década de los 90, en un nuevo marco de economía del mercado y frente al auge de la actividad, registrado a nivel mundial, inversionistas nacionales y extranjeros iniciaron el cultivo de camarón en la zona Nor-occidental de Nicaragua, lugar donde previamente se habían identificado 38,000 hectáreas de potencial para dicho cultivo. (FAO, 2005, P.1)

Desde los años 90, el cultivo de camarón ha ido creciendo constantemente hasta tener en el 2004 aproximadamente 10,330 ha en producción, de las cuales el 60% son producidas por empresarios de forma semi-intensiva y un 40% por cooperativas, las que producen mayormente de forma extensiva. Esta área ha generado 5,657 millones de kilos de camarón para la exportación con un valor de 28633000 dólares (EE.UU.), el destino de la exportación es dirigido en un 53% hacia Estados Unidos y 45% hacia la Unión Europea. (FAO, 2005, P.1)

Existe una tendencia de crecimiento continuo del cultivo del camarón, una intensificación y expansión de la piscicultura y existen investigaciones para diversificar hacia otras especies. El Gobierno de Nicaragua consideró la acuicultura como una de las prioridades de desarrollo para mitigar la pobreza y generar crecimiento económico. (FAO, 2005, P.1)

## 3.2 Características del camarón *Litopenaeus vannamei*

Los camarones son artrópodos pertenecientes a la clase crustácea, son organismos mandibulados con apéndices birrameos articulados, con dos pares de antenas, branquias, caparazón, presentan larva nauplio y son de hábitos acuáticos, poseen un gran potencial reproductivo, ya que las hembras pueden desovar hasta un millón de huevecillos (Barnes, 1993).

| | |
|---|---|
| Phylum : | Arthropoda |
| Clase: | Malacostraca |
| Orden: | Decapoda |
| Suborden: | Dendobranchiata |
| Superfamilia : | Penaeoidea |
| Familia : | Penaeidae |
| Genero: | *Litopenaeus* |
| Especie: | ***vannamei*** |

***Figura 1.*** **Clasificación taxonómica. Taxonomía de la especie: *Litopenaeus vannamei*. Tomado de Suarez (2008).**

### 3.3 Habitad y ciclo natural del *Litopenaeus vannamei*

El camarón blanco es nativo de la costa oriental del Océano Pacífico, desde Sonora México al Norte, hacia Centro y Sudamérica hasta Tumbes en Perú, en aguas cuya temperatura es normalmente superior a 20 °C durante todo el año. El *Litopenaeus vannamei* se encuentra en habitas marinos tropicales, los adultos viven y se reproducen en mar abierto, mientras que la postlarva migra a las costas a pasar la etapa juvenil, la etapa adolescente y pre adulta en estuarios, lagunas costeras y manglares, los machos maduran a partir de los 20 g y las hembras a partir de los 28 g en una edad de entre 6 y 7 meses, cuando el *Litopenaeus vannamei* pesa entre 30 y 45 g, libera entre 100,000 y 250,000 huevos de aproximadamente 0,22 mm de diámetro. (FAO, 2006, P.3)

La incubación ocurre aproximadamente 16 horas después del desove y la fertilización, en la primera etapa, la larva, denominada nauplio, nada intermitentemente y es fototáctica positiva. Los nauplios no requieren alimentación, sino que se nutren de su reserva embrionaria, las siguientes etapas larvarias (protozoea, mysis y postlarva temprana respectivamente) continúan siendo planctónicas por algún tiempo, se alimentan del fitoplancton y del zooplancton y son transportados a la costa por las corrientes mareales. Las postlarvas (PL) cambian sus hábitos

planctónicos unos 5 días después de su metamorfosis a PL, se trasladan a la costa y empiezan a alimentarse de detritos bénticos, gusanos, bivalvos y crustáceos. (FAO, 2006, P.3)

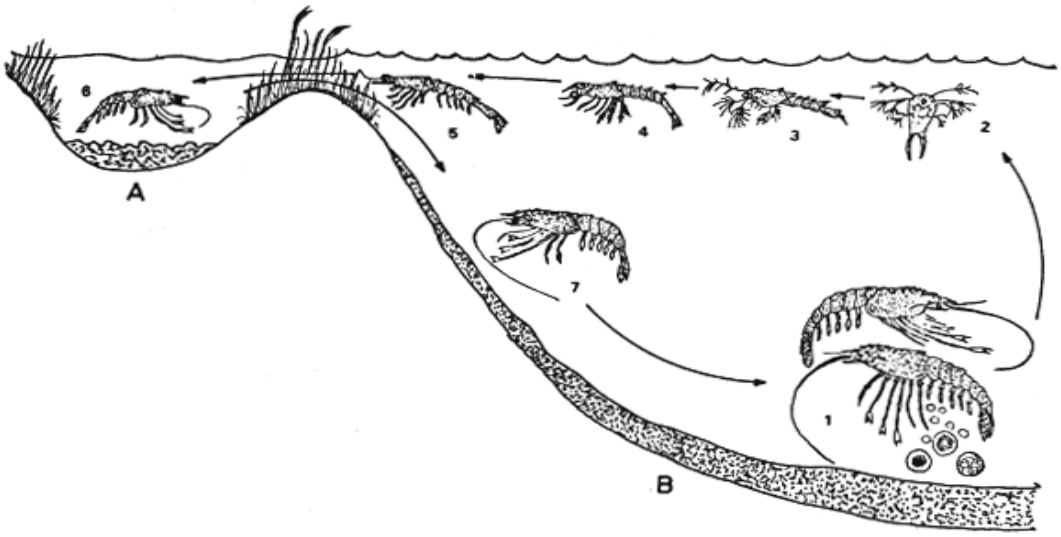


***Figura 2.*** **Ciclo vital de un camarón peneido típico: l: maduración y reproducción; 2: nauplio; 3: protozoeas; 4: mysis; 5: postlarvas; 6: juveniles; 7: adultos. Tomado de Boschi (1977).**

### 3.4 Morfología Externa

La familia *penaeidae* está integrada por crustáceos menores que poseen un cuerpo alargado y sub-cilindrico (ligeramente comprimido lateralmente), abdomen grande y una nadadera caudal constituida por el telson y el último par de apéndices del abdomen, llamados uropodos, la parte anterior del cuerpo se llama cefalotórax y está cubierta por un caparazón muy desarrollado que presenta en su parte antero inferior una prominencia plana, alargada y aserrada terminada en punta, denominada rostro.

Empezando por el extremo anterior, presenta las siguientes estructuras y apéndices: pedúnculo ocular en el extremo del cual están los ojos, las anténulas que son cortas, la escama antenal y la antena, las cuales son el exopodio y el endopodio de un mismo apéndice

respectivamente. Los tres pares de maxilipedos y los cinco pares de periopodos de los cuales solo tres de los primeros son quelados, la parte posterior del cuerpo se llama abdomen o pleon, constituida por seis segmentos, en cada uno de los cuales lleva apéndices nadadores llamados pleopodos y terminan con una estructura ya antes citada que es el telson. (GRANMAR, 2007, P.30)

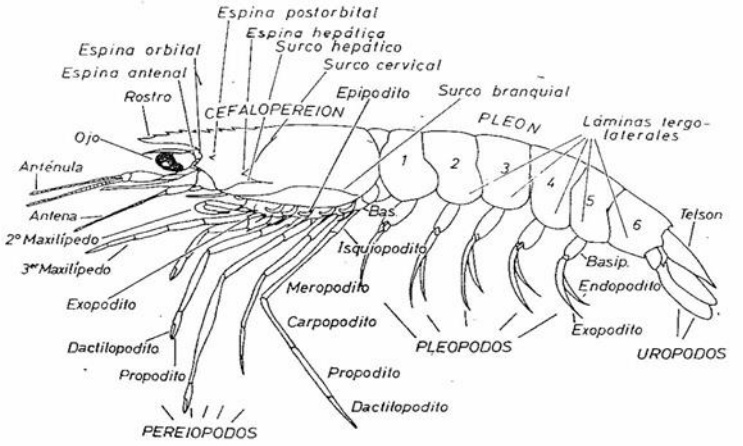


***Figura 3*. Morfología externa del camarón *Litopenaeus vannamei*. Tomado de Lee y Wickins (1992).**

### 3.5 Morfología Interna

Los principales órganos son: 1) Órganos de la visión, 2) Aparato digestivo, 3) Aparato excretor, 4) Aparato reproductor, 5) Sistema neuro-endocrino.

Órganos de la visión: Muy relacionados a la función neuro-hormonal (glándulas X e Y).

Aparato digestivo: Consta de una parte mecánica (labro, mandíbulas, maxilas, patas transformadas en apéndices masticadores), y otra digestiva (tubo digestivo y glándulas anexas [hepatopáncreas]). Boca: En la parte ventral y anterior entre las mandíbulas. Estómago: Estómago o molino gástrico con dos cavidades, el cardias y el píloro, en la primera se continúa la trituración de los alimentos y en la segunda ocurre la filtración de los mismos. Hepatopáncreas: órgano encargado de la Digestión, absorción y almacenamiento de Nutrientes (Gonzales, 2012).

Aparato excretor: Del tipo glandular (en la base de las escamas antenales), teniendo la salida al exterior mediante poros excretores, y una porción ventral encima del ganglio esofágico (Gonzales, 2012).

Aparato reproductor: Compuesto por glándulas pares y siempre los sexos son separados y sin inversión, en las hembras los ovarios están a lo largo del cuerpo y dorsalmente, mientras que en los machos los testículos se localizan también dorsalmente pero en el primer segmento abdominal, los cuales a través del canal deferente desembocan a la ampolla terminal, estructura en forma de esfera y colocada ventralmente también en el primer segmento abdominal, en cuyo interior se forma el espermatóforo (Gonzales, 2012).

Sistema neuro-endocrino: Del tipo anular (ganglios), con una cadena periesofágica y otra dorsal, conectadas a un cordón nervioso ventral, que inerva a todas las estructuras musculares y apendiculares, ahí descansan las glándulas X e Y, relacionadas con la muda, crecimiento, reproducción, desove, entre otras funciones (Gonzales, 2012).

Tabla 1

***Anatomía funcional del camarón. Tomado de Brock, J. y Main, L (1995).***

| Órgano/Estructura | Función principal |
|---|---|
| Músculo abdominal estriado | Movimiento de retroceso rápido para escape de predadores. |
| Antena | Sensor táctil (detección predadora). |
| Complejo glandular antenal | Excreción y balance osmótico. |
| Anténulas | Quimiorecepción. |
| Exoesqueleto | Soporte externo y barrera protectora. |
| Intestino anterior (boca, esófago y estomago) | Ingesta, masticación y almacenamiento temporal del alimento. |
| Branquias | Respiración, excreción, osmorregulación, fagocitosis. |
| Hepatopáncreas | Digestión, absorción y almacenamiento de nutrientes. |

| | |
|---|---|
| Órgano linfoide | Posible entrampamiento de antígenos, fagocitosis. |
| Mandíbulas, palpos mandibulares y palpos branquiales | Sensores táctiles, escojo de partículas alimenticias movimiento del agua sobre las branquias. |
| Intestino medio | Absorción y excreción. |
| Periopodos y pleopodos | Locomoción, quimiorrecepcion. |

## 3.6 Sistemas de producción

Los sistemas de cultivo pueden ser de diferentes tipos: Extensivo, semi-intensivo, intensivo e híper-intensivo. Dicha clasificación está acorde a la densidad y tecnificación (aireación, porcentaje de recambio de agua) entre otras, utilizada en la producción, el cultivo se desarrolla generalmente cerca de la línea de la costa donde se encuentra esteros, lagunas costeras y bahías, en zonas con una buena fuente de abastecimiento de agua, se usan estanques rústicos de tierra o forrados con geo-membrana de alta densidad, conocida como liner, cuyas dimensiones pueden variar entre 0,2 hasta 10 ha. Para el cultivo, la tasa de recambio de agua (TRA, en porcentaje) depende del sistema utilizado: extensivo 5 – 10%, semi-intensivo 10 – 20%, intensivo >20% (Díaz y Figueroa, 2014).

La densidad de siembra también va de acuerdo al sistema de cultivo, Extensivo (4 - 10 PL/m²), semi-intensivo (10 - 30 PL/m²), intensivo (60 - 300 PL/m²) y el híper-intensivo (300 - 450 PL/m²). Para la siembra se usan organismos con en tamaño, PL12 - PL15 el origen de la Postlarva es nacional y generalmente producida en laboratorios (Díaz y Figueroa, 2014).

### 3.6.1 Sistema extensivo.

Se caracteriza por un bajo costo operacional y el empleo de bajas densidades de siembra, la alimentación que utilizan los animales es natural, es decir, la existente en el cuerpo de agua que

generalmente es abundante, son organismos vivos de origen animal o vegetal (plancton en la columna de agua y bentos en el fondo). Sus rendimientos son bajos y su manejo técnico sencillo, es un cultivo no controlado es decir que está sujeto a las variaciones climáticas, al tipo suelo y calidad del agua, también interviene la explotación que se realiza del agua, se práctica en grandes cuerpos de agua (Díaz y Figueroa, 2014).

### 3.6.2 Sistema semi-intensivo.

Con este tipo de cultivo se incrementa la densidad de siembra, se utiliza fertilizantes, el manejo es sistemático y se pueden emplear alimentos de forma complementaria, generalmente se garantiza un uso adecuado de la cadena alimentaria presente en el agua, incrementada por la acción de los fertilizantes (Díaz y Figueroa, 2014).

### 3.6.3 Sistema intensivo.

Tiene como objetivo desarrollar una alta productividad y eficiencia económica, con especies de alto valor mercantil para la venta en frontera, para la exportación y evaluar la alternativa de cultivos en jaulas flotantes y raceways (canales de corriente rápida). Se utilizan altas densidades, fuerte circulación de agua, alimento artificial de calidad y equipos de aireación cuando las condiciones del cultivo lo requieren (Díaz y Figueroa, 2014).

Cada sistema empleado, va en dependencia del lugar y la especie, tiene sus particularidades y manera de realizar el manejo y puede ser en mayor o medida intensificado, es decir introducir características de un sistema más sencillo a uno superior, de esta manera aplicando sistemas y técnicas acuícolas, la producción se convierte en renglón importante para la producción final de alimento proteico para la población, satisfaciendo sus necesidades actuales en constante

crecimiento. Su intensidad y por ende sus resultados, depende de la especie, las condiciones que tenemos socio ambientales y los recursos disponibles para el cultivo (Díaz y Figueroa, 2014).

## *3.7* Requerimiento nutricionales del *Litopenaeus vannamei*

### 3.7.1 Esencia nutricional.

Fox, Treece y Sánchez (2001) aseguran que la nutrición del camarón es un asunto complejo porque sus requerimientos cambian a lo largo de sus ciclos de vida, por lo que las fórmulas deben ser específicas para cada ciclo, más aún los alimentos naturales suplementan a los manufacturados y los granjeros deben manejar los estanques como un ecosistema, y poner inputs que maximicen los beneficios de los alimentos naturales y manufacturados.

Las fuentes de nutrientes pueden variar, pero ciertos nutrientes son requeridos por todos los animales en crecimiento, y son conocidos como nutrientes esenciales o indispensables, un nutriente esencial es aquel que no puede ser sintetizado a un nivel requerido, para un normal crecimiento y mantenimiento. A pesar que la proteína es requerida para el crecimiento, no hay proteínas esenciales, sino aminoácidos esenciales (las proteínas están compuestos por aminoácidos), a pesar de que los carbohidratos (ej. harina de trigo) son fuentes de energía, no son carbohidratos esenciales, porque pueden ser derivados de varios ingredientes, almacenados y liberados a través de varios procesos metabólicos, además los lípidos de la dieta son otra fuente de energía y finalmente, están los ácidos grasos esenciales (componentes de lípidos), vitaminas y minerales (Fox et al., 2001).

### 3.7.2 Proteínas y aminoácidos.

Es común oír el término carnívoro y herbívoro usado para referirse a especies de camarón, estos términos son frecuentemente mal aplicados, un carnívoro es aquel cuya dieta proteica consiste primariamente en proteína animal sin embargo un herbívoro, en cambio, típicamente

consume proteína de las plantas (ej. productores primarios tales como diatomeas bénticas), sin embargo, para algunos granjeros, un camarón es carnívoro porque requiere de un nivel relativamente alto de proteína en su alimentación. La proteína puede y es provista a través de una amplia gama de fuentes dietéticas de la planta (ej. soya) y de animales ej. harina de pescado (Fox et al., 2001).

La proteína es usualmente el nutriente más costoso y el rango de contenido proteico (referido como proteína cruda) en los alimentos va desde 18% hasta 45%, algunos de los requerimientos de proteína reportados en la literatura para varias especies de camarón son: *Farfantepenaeus aztecus*, 23-31%, *Farfantepenaeus californiensis*, 35%, *Farfantepenaeus duorarum*, 28-32%, *Farfantepenaeus indicus*, 43%, *Marsupenaeus japonicus*, > 60%, *F. merguiensi*, 34-42%, *Penaeus monodon*, 35-50%, *Farfantepenaeus chinensis*, 40%, *Farfantepenaeus pennicillatus*, 22-27% y *Litopenaeus setíferus*, 28-25%. La diferencia de contenido proteico es usualmente atribuida a las diferencias de requerimiento mostrada por las especies (se sabe que *Marsupenaeus japonicus* crece bien con dietas con altas concentraciones de proteína, mientras al *Litopenaeus vannamei* se le ofrece alimentos con bajos niveles de proteína aproximadamente 30-35%), (Fox et al., 2001).

El requerimiento de proteína es frecuentemente mal empleado para denotar el contenido o nivel de proteína en el alimento, los nutricionistas reconocen que proveer la proteína adecuada implica tres factores: 1) requerimiento de aminoácidos esenciales, 2) digestibilidad general de proteínas dietéticas, 3) nivel de consumo del alimento. Hay poca información disponible sobre los requerimientos de aminoácidos esenciales para el camarón, las guías para incluir estos aminoácidos esenciales en los alimentos se han desarrollado por muchos años a través de ensayos y error (Fox et al., 2001).

### 3.7.3 Lípidos y carbohidratos.

La fuente de energía más adecuada para el alimento de camarón son los ingredientes con alta cantidad de carbohidratos, típicamente granos. Los azúcares altamente digeribles (ej. monosacáridos tales como glucosa) no son tan idóneos como fuentes de energía/carbohidratos, debido a los costos (ej. almidón de trigo) o asimilación reducida. La fuente de carbohidrato más adecuada para el camarón son los derivados de bajo costo, ingredientes prácticos ej. Harina de trigo, harina de calidad media y salvado de arroz (Fox et al., 2001).

La digestibilidad de los carbohidratos puede ser incrementada durante el proceso de elaboración del alimento, el contenido de energía digerible de alimentos extruidos (alta temperatura) puede ser mayor que el peletizado (temperatura menor), además ciertas fuentes de carbohidratos como harina de trigo pueden promover la hidroestabilidad del pelet y como tal servir como aglutinantes naturales. La extrusión de carbohidratos a temperaturas altas típicamente reduce la dependencia de aglutinantes costosos y como resultado, permite la reducción general del costo de los ingredientes en el alimento (Fox et al., 2001).

Los lípidos (aceites y grasas) son considerados fuentes de energía dietaría, pero su uso en la forma purificada es generalmente prohibitivo en costo, los lípidos generalmente sirven como fuente de energía y como atractante, fuentes de lípidos purificados (ej. aceites de pescado) son incluidos en dietas comerciales para el camarón y así asegurar el contenido mínimo de lípidos y satisfacer los requerimientos de ácidos grasos marinos esenciales. La cantidad de lípidos purificados incluidos en una dieta está determinada por la cantidad de lípidos/ácidos grasos de otros ingredientes dietarios, la concentración de lípidos en la mayoría de alimentos comerciales es menos del 8% de la dieta como base alimenticia (Fox et al., 2001).

### 3.7.4 Minerales y Vitaminas.

El fósforo y calcio son los minerales más limitantes en la formulación de alimentos comerciales para la producción de camarones, el fósforo es único ya que se encuentra únicamente como un sólido y no se solubiliza en agua también, puede encontrarse en muchas plantas verdes o granos en forma indigerible conocido como ácido fítico por esta razón, al analizar su digestibilidad solo un tercio del fósforo en alimentos a base de soja es considerado disponible para el camarón. Para proveer una adecuada dieta en fósforo, se debe incluir en una forma purificada (ej. fósforo monobásico, dibásico, tribásico), el contenido de fósforo total de alimentos para camarón usualmente es de 1,5-2,5% como base alimenticia, pero solo alrededor del 50% de ello está disponible para el crecimiento del camarón (Fox et al., 2001).

Los paquetes vitamínicos con suplementos minerales, son componentes necesarios de los alimentos comerciales para camarón solo cuando la productividad natural del estanque no es adecuada (altas densidades de siembra). Muchos alimentos para camarón son frecuentemente suplementados con paquetes premix de vitaminas o precursores de vitaminas, estos son generalmente incluidos de una forma preventiva contra infecciones de virus y bacterias patógenas, (ej. los carotenoides), son a veces recomendados para prevenir epizootias, a bajas densidades de siembra 15/$m^2$, los premix de vitaminas y minerales generalmente no se incluyen en alimentos comerciales, probablemente el mejor criterio para decidir sobre el uso de premix requerirá la evaluación de: los niveles de productividad, prevalencia de enfermedades, densidades de siembra y factores ambientales individuales para cada granja (Fox et al., 2001).

El paquete de vitaminas/minerales será más necesario para lograr buenas producciones cuando se encuentre baja productividad natural, alta densidad de siembra, mayor incidencia de

enfermedades y más estrés al camarón por condiciones de ambiente adversas también, ayuda a tomar una buena decisión (Fox et al., 2001).

### 3.7.5 Ingredientes no-nutricionales del alimento.

El término ingrediente no-nutricional del alimento típicamente se refiere a los aglutinantes, antibióticos, preservantes y pigmentos. Los aglutinantes son incluidos en el alimento para asegurar que los nutrientes en el pelet no se lixivien antes de su consumo, por eso es importante notar que la aglutinación adecuada no solamente depende del aglutinante sino también del proceso de elaboración, del tamaño de la partícula, del tiempo de acondicionamiento, temperatura, característica, temperaturas de cocido y secado. Además, los aglutinantes usados en la preparación de alimentos para operaciones de producción terrestres (ej. ganado de carne, aves, cerdos, etc.) no son adecuados para alimentos aplicados en el agua (Fox et al., 2001).

Los alimentos comerciales suplementados con antibióticos son referidos como "alimentos medicados" y generalmente contienen 2,000-4,000 ml/kg de uno de los siguientes antibióticos: oxitetraciclina, ácido oxalínico, sulfamerazina y sulfonamidas. A pesar que la adición de antibióticos al alimento resulta en un incremento de gastos de alrededor de $50, típicamente son fortificados en exceso para asegurar la dosis correcta después del proceso de manufactura (Fox et al., 2001).

## 3.8 Parámetros Físicos y Químicos

El manejo apropiado de la calidad de agua de un estanque juega un papel significativo para el éxito de las operaciones acuícolas, cada parámetro de calidad de agua por sí solo puede afectar de manera directa la salud del animal. La exposición de camarones a niveles fuera de los rangos de oxígeno disuelto, amoníaco, nitritos o sulfuro de hidrógeno conlleva estrés y consecuentemente enfermedades, sin embargo en el ambiente complejo y dinámico de los

estanques de acuacultura, los parámetros de calidad de agua también se influencian entre ellos. (Mayer, 2012, p.1)

Las variaciones de temperatura y pH en un cuerpo de agua pueden provocar variaciones de los niveles de amoníaco y sulfuro de hidrógeno que pueden resultar tóxicos para los organismos de cultivo. Por tanto, mantener niveles óptimos de los parámetros de calidad de agua es fundamental tanto para la salud como para el crecimiento de los organismos. (Mayer, 2012, p.1)

Tabla 2

***Rangos óptimos de parámetros físicos-químicos para el cultivo de camarón*. Tomado de Mayer (2012).**

| Parámetros | Rango optimo |
|---|---|
| Temperatura | 28-32 °C |
| Oxigeno | 4-8 mg/l |
| pH | 7.5-8.5 |
| Salinidad | 15-30 ppm |
| Turbidez | 35-45 M |

### 3.8.1. Oxígeno disuelto.

Corresponde al parámetro más importante en la calidad del agua, si hay déficit se afecta el crecimiento y la conversión alimenticia de los camarones. Por tanto, deben considerarse los siguientes aspectos:

- El oxígeno es disuelto en el agua por difusión desde la atmósfera (por vientos o medios artificiales) y por la fotosíntesis.

- El oxígeno es consumido en el agua por la respiración de los organismos, lo cual es esencialmente inverso al proceso fotosintético.
- Durante el día, con la fotosíntesis se produce oxígeno que es removido del agua por la demanda respiratoria de los animales y de las plantas.
- En la noche, tanto plantas como animales continúan respirando sin que se den aportes de oxígeno al agua, por lo tanto los niveles críticos de oxígeno en los estanques ocurren en las horas de la madrugada.
- El oxígeno también se remueve del agua como un resultado de ciertas reacciones químicas inorgánicas, lo que se conoce como demanda química de oxígeno (DQO).
- La saturación de oxígeno disuelto depende de la temperatura, la salinidad y de la altitud.
- A mayor temperatura del agua más rápido el proceso de degradación de la materia orgánica y por consiguiente mayor consumo de oxígeno.
- La materia orgánica y las poblaciones bacterianas consumen grandes cantidades de oxígeno entre la capa superficial y la columna de agua.
- La producción de oxígeno en los días nublados es menor que la de días despejados.
- El viento al crear olas y turbulencia en el agua, permite intercambio de oxígeno entre la capa superficial y la columna de agua.

Las fluctuaciones regulares de oxígeno disuelto en un estanque durante un día, son las siguientes:

- Los niveles más bajos de oxígeno se darán en las primeras horas de la madrugada y la mañana e irán incrementándose a medida que es mayor la intensidad solar.

- Los niveles máximos de oxígeno se darán en las primeras horas de la tarde y con el ocaso van disminuyendo gradualmente con la intensidad de luz.
- Es común observar en los estanques densos florecimientos de plancton como una nata de algas en la superficie que al morir repentinamente en su proceso de descomposición, se consumen gran cantidad de oxígeno, por esto debe tenerse la precaución de remover del estanque todo tipo de materia orgánica en descomposición, para no comprometer la disponibilidad de oxígeno disuelto. (Acuicultura Hoy, 2013, p.3)

#### *3.8.1.1 Procedimiento de medición.*

Se calibra la sonda del medidor de oxígeno siguiendo las instrucciones del fabricante, el medidor de oxigeno debe calibrarse antes y después de haber realizado una serie de mediciones. Sumerja la sonda a una profundidad de un metro o un poco más, mueva suavemente la sonda y espere a que el medidor de oxigeno se estabilice y tome nota de la lectura de oxígeno.

### 3.8.2 PH.

El valor del pH está dado por la concentración del iones hidronio e indica si el agua es ácida o básica y se expresa en una escala que varía entre 0 y 14, si el valor es de 7 hablamos de un pH neutro. Los cambios de pH dentro de un mismo cuerpo de agua están relacionados con la concentración de dióxido de carbono el cual es fuertemente ácido, los organismos vegetales demandan dióxido de carbono durante la fotosíntesis, de tal forma que este proceso determina en parte la fluctuación del pH y es así como se eleva durante el día y disminuye en la noche. La estabilidad del pH viene dada por la llamada reserva alcalina o sistema de equilibrio (tampón) que corresponde a la concentración de carbonato o bicarbonato. (Acuicultura Hoy, 2013, p.4)

Los niveles óptimos de pH en el estanque deben estar en el rango de 7.5 – 8.5, es importante mantener un pH estable a un rango seguro porque esto afecta el metabolismo y otros procesos

fisiológicos de los organismos de cultivo, puede crear estrés, aumentar la susceptibilidad a enfermedades, disminuir los niveles de producción y causar un pobre crecimiento y aún la muerte.

La concentración alta de $CO_2$ en el agua disminuye los valores de pH. Por consiguiente, la realización de la fotosíntesis por el fitoplancton varía los niveles de pH en el agua. Por tanto, el valor de pH decrece naturalmente en las horas diurnas debido a la respiración y liberación de $CO_2$ durante la noche e incrementa en la tarde cuando la utilización de $CO_2$ por las algas está en su punto alto para la fotosíntesis. Las aguas de moderada alcalinidad están más amortiguadas y hay un grado menor de variación de pH, dado que las mediciones de pH cambian con rapidez, este parámetro debe medirse directamente en el campo. (Mayer, 2012, p.3)

#### *3.8.2.1 Procedimiento de medición.*

1. Calibre el medidor de pH de acuerdo a las instrucciones del fabricante, use dos soluciones estándar, una solución estándar neutro (pH 7) y una solución ácida o básica en dependencia de si va a medir pH en agua dulce o en aguas salobres.
2. Tome una muestra de agua en un recipiente plástico o de vidrio limpio, la muestra de agua debe ser suficiente para que la sonda quede sumergida al momento de hacer la medición. Enjuague la sonda con un poco de agua de la muestra a medir y luego coloque la sonda en el recipiente que contiene la muestra moviéndola suavemente.
3. Espere a que el medidor de pH se estabilice y luego registre la medición. No agite la muestra de agua vigorosamente ya que esto puede afectar la exactitud de la medición.

### 3.8.3 Temperatura.

La temperatura rige algunos parámetros físicos, químicos y biológicos, tales como la evaporación y la solubilidad de los gases, dentro de los biológicos están los procesos metabólicos

como la respiración, nutrición y actividad de las bacterias en la descomposición de la materia orgánica, de ahí surge la necesidad de conocer y evaluar los cambios de temperatura del agua. (Acuicultura Hoy, 2013, p.1)

Los grupos de factores que afectan la temperatura del agua:

- Radiación solar.
- Condensación de vapor de agua.
- Calor de reacciones químicas.
- Calor de fricción producido por movimiento de las partículas del agua.
- Conducción de calor del fondo.

La principal fuente de energía calórica en el estanque es el sol, ésta es absorbida por el agua y se convierte en calor, por consiguiente cualquier factor que influya sobre la penetración de los rayos solares (Ej. Materia en suspensión) afectará el calentamiento del agua, lo cual causará diferencias térmicas entre los estanques en un mismo sitio y a su vez afectará la composición del plancton, la distribución de los organismos en la columna de agua y la productividad del estanque. Por lo general las reacciones químicas y biológicas se duplican cada vez que hay un aumento de 10ºC en la temperatura del agua por lo tanto, un organismo acuático consume el doble de oxígeno a 30ºC que a 20ºC. (Acuícola Hoy, 2013, p.2)

Por esto deben considerarse las siguientes situaciones:

- El aumento de temperatura disminuye la concentración de oxígeno.
- Temperaturas altas y pH básicos, provocan que el amoníaco se encuentre en su forma tóxica.
- El consumo de oxígeno causado por la descomposición de la materia orgánica se incrementa en la medida que aumenta la temperatura.

- A mayor temperatura los fertilizantes se disuelven más rápido y los herbicidas son más efectivos.

La temperatura obviamente no puede ser controlada en un estanque por lo tanto los animales acuáticos modifican la temperatura de sus cuerpos al medioambiente y son sensibles a las variaciones de temperatura rápidas. Para cada especie hay un rango de condiciones de temperatura, por eso es importante adaptar los camarones progresivamente cuando se transfieren de un tanque a un estanque. (Mayer, 2012, p.2)

### 3.8.4 Salinidad.

Representa la concentración total de iones inorgánicos disueltos, o sales en el agua, esto juega un rol significativo para el crecimiento de organismos de cultivo a través de la osmoregulación de minerales del cuerpo en el agua circundante, para una mejor supervivencia y crecimiento, un rango óptimo de salinidad debe ser mantenido en el agua del estanque, si la salinidad es demasiado alta los camarones comenzarán a perder agua al medioambiente, los camarones jóvenes parecen tolerar una mayor fluctuación de salinidad que los adultos, también los cambios drásticos de salinidad pueden alterar la fauna del fitoplancton y sus densidades de población y provocar inestabilidad en el ecosistema. (Mayer, 2012, p.4)

### 3.8.5 Turbidez.

La turbidez está compuesta por el material en suspensión en el cuerpo de agua, bien sea mineral u orgánico, el grado de turbidez varía de acuerdo a la naturaleza, tamaño y cantidad de partículas suspendidas. La turbidez originada por el plancton es una condición necesaria en acuicultura, entre más plancton, mayor turbidez, este parámetro se mide mediante el Disco Secchi, estructura de 30 cm de diámetro que posee cuadrantes pintados alternadamente en blanco

y negro, amarrado a una cuerda calibrada y tiene un peso en el lado opuesto, para que se pueda hundir fácilmente en el agua sin perder la horizontalidad. (Acuicultura Hoy, 2013, p.3)

La turbidez causada por partículas de arcilla en suspensión actúa como filtro de los rayos solares afectando la productividad primaria del estanque y por consiguiente la actividad fotosintética del fitoplancton y su producción de oxígeno. La turbidez limita la habilidad de los camarones para capturar el alimento y por consiguiente éste irá al fondo del estanque donde se alimentara de materia orgánica en descomposición. (Acuicultura Hoy, 2013, p.3)

#### *3.8.5.1 Procedimiento de medición.*

1. Lentamente deje que el disco se sumerja exactamente hasta la profundidad en que desaparece.
2. Coloque un colgador de ropa o algo similar a la cuerda que sostiene el disco exactamente al nivel de la superficie del agua para señalar esta primera profundidad.
3. Deje que el disco continúe descendiendo unas cuantas pulgadas para luego elevar la cuerda lentamente deteniéndose de inmediato en el punto exacto en que el disco se vuelve visible nuevamente, coloque otro colgador de ropa para señalar esta nueva profundidad.
4. El punto medio entre las dos marcas representa la lectura promedio de disco Secchi. Se aconseja graduar la cuerda que sostiene el disco para una lectura más rápida.

## 3.9 Osmorregulación

Barba (como citó en Pequeux, 1995) dice que el *Litopenaeus vannamei*, pertenece a la familia de los crustáceos y varias investigaciones han revelado las capacidades eurihalinas de muchos de ellos, así como su capacidad de regulación osmótica e iónica.

Barba (como citó en Mantel y Farmer, 1983) dice que la salinidad puede afectar a los organismos de manera directa como indirecta asociada con otros factores como la temperatura, disponibilidad de oxígeno y la presencia de agentes tóxicos, todo esto produciendo un estrés

fisiológico, entre los ambientes acuáticos, los hábitats estuarinos e intermareales son los más estresantes, donde el establecimiento de los crustáceos en los ambientes estuarinos tiene que ver con formas fisiológicas adaptadas al estrés por salinidad, mientras que los habitantes intermareales se enfrentan a cambios rápidos y drásticos de temperatura y desecación, así como estrés por oleaje relacionado con el ritmo mareal. La aclimatación para la salinidad se relaciona con la osmolaridad del medio externo con respecto a los fluidos corporales internos, en especial la hemolinfa que es el líquido transportador (sangre) de las células especializadas para el intercambio gaseoso y de sustancias tanto nutritivas como de desecho, esta se caracteriza por una cantidad de solutos cuya concentración es diferente a la de los fluidos intracelulares y su composición se ha estudiado en varios grupos de crustáceos.

De acuerdo con el comportamiento de los crustáceos se reconoce que existen dos patrones representativos de organismos: 1) las formas estenohalinas capaces de tolerar intervalos estrechos de salinidad y 2) las eurihalinas que toleran intervalos amplios de salinidades externas (Barba, 1999, p.1).

**¿Cómo mantienen el control hídrico y iónico los crustáceos?**

Barba (como citó en Smaldon, 1973) denota que el problema principal al que se enfrentan los organismos acuáticos tiene que ver con la conservación de su volumen celular, así como los solutos intracelulares que intervienen en las diferentes actividades celulares. La relación entre ambos medios (intracelular y extracelular) se expresa en términos de osmoconformación y osmoregulación, la mayoría de los crustáceos marinos son osmoconformadores, mientras que entre los organismos estuarinos e intermareales se encuentran tanto osmoconformadores como osmorreguladores. Un osmoconformador es aquel que su concentración osmótica interna permanece similar a la del medio, muy a menudo la hemolinfa y el medio son isosmóticos, sin

embargo existen animales como el cirrípedo *Pollicipes polymerus* y el cangrejo *Porcellana platycheles* en los cuales la concentración osmótica de la hemolinfa se extiende sobre un intervalo amplio del medio, siendo siempre ligeramente hiperosmótico. Un osmorregulador mantiene su concentración osmótica interna relativamente constante, a un más alta o más baja que la del medio sobre todo el intervalo.

Los crustáceos así como otros animales, han evolucionado mecanismos moleculares básicos para garantizar el balance entre el agua intracelular y los solutos, un primer mecanismo permite regular el efecto osmótico al mantener el fluido intracelular isosmóticos con respecto al extracelular, así como con el medio externo, el segundo mecanismo de osmorregulación, mantiene la concentración osmótica de los fluidos extracelulares (corporales) más o menos constantes, independientemente de la salinidad del medio. Ambos procesos trabajan controlando los movimientos de agua a escala celular, el proceso para mantener el equilibrio se lleva a cabo mediante los siguientes mecanismos: 1) procesos limitantes. Los cuales actúan sobre las propiedades permeables de las membranas para minimizar los movimientos difusivos de iones, y 2) procesos compensatorios. Que guían los movimientos activos de solutos en contra balance de flujos difusivos. (Barbas, 1999, p.1)

### 3.9.1 Mecanismos limitantes-Osmoconformación.

Barba (como citó en Gilles, 1973) confirma que la osmoconformación ha evolucionado en la mayoría de los organismos marinos y estuarinos como una respuesta para minimizar los movimientos de difusión del agua y de iones, el balance se logra manteniendo constante el fluido extracelular, mientras que los solutos son más difíciles de controlar. El intervalo de tolerancia a la salinidad está dado por la capacidad de las células y tejidos para ajustarse a las condiciones del ambiente. La langosta *Homarus gammarus* es una especie estenohalina restringida, que no regula

su volumen y habita en ambientes marinos. Los osmoconformadores reducen el gradiente osmótico mediante la disminución de la osmolaridad de la hemolinfa cuando el agua de mar esta diluida, donde la reducción del volumen de sus tejidos se debe al descenso de la concentración intracelular de solutos activos osmóticamente, principalmente por cambios en el contenido de ácidos libres en los tejidos.

### 3.9.2 Mecanismos compensatorios-Osmoregulación.

Los organismos osmorreguladores mantienen una concentración interna hiperosmótico cuando están en un medio diluido, toman menos liquido de lo que descargan sobre sus tejidos internos, sin embargo el problema del influjo osmótico de agua puede solucionarse al incrementar el flujo de agua vía orina, la cual es isosmótica con respecto a la hemolinfa, lo que incrementa la captura de sales del medio diluido, o mediante la producción de orina hiposmótica que reduce también la perdida de sales, ambos mecanismos son utilizados, siendo más común el último de estos. La regulación hiperosmótica e hiposmótica en ambas situaciones, se realiza en los epitelios especializados responsables del transporte activo de sales dentro y fuera del organismo que son las branquias, el tracto gastrointestinal y los órganos excretores. (Barba, 1999, p.4)

**Los mecanismos osmorregulatorios se dividen en dos clases**

#### *3.9.2.1 Hiperregulación.*

Barba (como citó en Shaw, 1961) dice que cuando un organismo que vive en agua dulce o en agua marina más diluida que su hemolinfa tiene una ganancia difusiva de agua y perdida de iones, estos movimientos pueden minimizarse por la reducción en la permeabilidad al agua, iones o ambos, pero la absorción compensatoria de Na+ y Cl del medio externo es también necesaria para mantener este balance. En los crustáceos dulceacuícolas y especies marinas que

regulan la osmolaridad de la hemolinfa, los movimientos de sal y agua pueden ser minimizados por la reducción de la superficie de intercambio, ningún animal puede mantener una impermeabilidad completa, sin embargo, el epitelio permite el intercambio de gases, la eliminación de desechos y la reincorporación de nutrientes. Algunos investigadores sugieren que los osmoconformadores son mucho más permeables a iones que los osmorreguladores, lo que reduce el gradiente osmótico entre la hemolinfa y el medio, esto es común en crustáceos dulceacuícolas.

#### *3.9.2.2 Hiporregulación.*

Barba (como citó en Smith, 1930) dice que la hiporregulacion es para los organismos marinos que mantienen concentraciones de hemolinfa por debajo de la del medio externo, los vectores de difusión de sales y el movimiento del agua es justo inverso a los hiperreguladores dulceacuícolas, el agua se pierde pasivamente a través de la superficie corporal en respuesta al gradiente entre la hemolinfa y el medio externo, habiendo ganancia de iones. La permeabilidad al agua es generalmente más baja que en los osmoconformadores y débiles hiperreguladores. La baja salida de orina ayuda a minimizar la perdida de agua, la permeabilidad iónica es difícil de medir debido al flujo e intercambio de iones.

## 3.10 Generalidades del plancton

López y Méndez (como citó en Peters, 1983) dice que el fitoplancton es el primer eslabón de la cadena trófica y es el conjunto de organismos acuáticos autótrofos que tiene capacidad fotosintética, como hay importantes implicaciones fisiológicas y ecológicas producto del tamaño de la especie, el plancton se puede clasificar en diversas categorías:

a) Megaplancton: son los grandes organismos flotantes que superan los 20 cm de longitud y están representados por grandes medusas, salpas, y sus familiares.

b) Macroplancton: El tamaño promedio está entre 2 y 20 cm e incluyen grandes organismos visibles como el krill, flecha gusanos, medusas.

c) Microplancton: El tamaño promedio está entre 20 y 200 µm e incluyen diatomeas, dinoflagelados, rotalinidos, ciliados, nauplios (etapas tempranas de crustáceos como los copépodos y los percebes).

d) Nanoplancton: El tamaño promedio está entre 2 y 20 µm e incluyen fitoplancton pequeño, en su mayoría unicelulares como diatomeas, flagelados (tanto fotosintéticos y heterótrofa), pequeño ciliados, radiolarios y otros.

e) Picoplancton: El tamaño promedio está entre 0,2 a 2 µm, son en su mayoría bacterias llamado (bacterioplancton).

## 3.11 Principales grupos de microalgas

### 3.11.1 Cianofitas.

López y Méndez (como citó en Lee, 2008) argumentan que las cianofitas, también llamadas cianobacterias, son microorganismos procarióticos que carecen de membrana celular, presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila y carotenoides como las xantofilas (mixoxantina, flavacina, luteína y zeaxantina) y ficocianina un pigmento de color azul por el cual se les denomina como algas verde azules. Las cianobacterias son en general organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente, estas microalgas comparten con algunas otras bacterias la capacidad de usar $N_2$ atmosférico como fuente de nitrógeno y pueden ser unicelulares o pluricelulares. La reproducción de las algas verde azules se lleva a cabo a través de división celular por fragmentación de colonias o de filamentos y por esporas, presentan una pared celular similar a la de las bacterias, en el citoplasma se distingue una zona central o centroplasma donde se encuentra el ADN y otra periférica o cromoplasma donde están los

corpúsculos con los pigmentos, pueden vivir en ambientes acuáticos, sobre rocas y árboles, en aguas termales soportando temperaturas de hasta 90ºC y en simbiosis con hongos formando líquenes.

### 3.11.2 Clorofitas.

López y Méndez (como citó en Lee, 2008) dicen que la clorofitas son algas verdes que se encuentran distribuidas por todo el mundo y su tamaño comprende desde las microscópicas, unicelulares, hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud, todas contienen clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materias minerales, adicionalmente tienen carotenoides como la luteína y su alimento los almacenan en forma de almidón, su reproducción puede ser sexual o asexual incluso algunas especies presentan una reproducción con alternación de generaciones, el 90% de las clorofitas son de hábitat de agua dulce y el 10% de hábitat marino. Las especies de agua dulce son cosmopolitas y las marinas tienden a estar en aguas tropicales.

### 3.11.3 Diatomeas.

López y Méndez (como citó en Tomas, 1997) argumentan que las diatomeas son un grupo de microalgas unicelulares pertenecientes a la Clase Bacillariophyceae, el tamaño de estas algas va desde menos de 10 micras de longitud hasta 1 mm de diámetro para las especies mayores e incluso dentro de una misma especie la diferencia de tamaños puede alcanzar hasta unas treinta veces más su tamaño normal, como resultado de un característico método de reproducción. Son estrictamente autótrofas, presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila A y C y betacarotenos, una característica especial de este tipo de algas es que se encuentran rodeadas por una pared celular única, hecha de sílice (dióxido de siliciohidratado) llamada frústula y que se pueden encontrar solitarias o conformando cadenas.

### 3.11.4 Dinoflagelados.

López y Méndez (como citó en Tomas, 1997) dicen que los dinoflagelados son organismos unicelulares, los cuales corresponden a un grupo del fitoplancton marino de carácter cosmopolita, se distribuyen en función de la temperatura, salinidad y profundidad y sus características morfológicas y requerimientos nutritivos los hacen exitosos desde el punto de vista reproductivo, donde la estabilidad en la columna de agua es mayor y la concentración de nutrientes más baja.

Los dinoflagelados fluctúan entre diversos tamaños, por lo que se les ubica dentro del microplancton, y pueden ser divididos en dos grandes grupos diferenciados por la presencia o ausencia de placas de naturaleza celulósica en su pared celular o anfiesma, de acuerdo a esta característica se les denomina tecados o atecados, respectivamente, presentan cloroplastos en forma de discos o varillas con clorofilas A y C y algunas xantofilas específicas como la peridinina.

# 4. Metodología

## 4.1 Diseño general del estudio

La investigación se llevó a cabo en la Granja Camaronera Playa Hermosa ubicada en la *Reserva Natural Delta del Estero Real* con coordenadas *12°55'40.2"N 87°13'14.0"W.*

Playa Hermosa cuenta con un poco más de 100 hectáreas para el transcurso de sus ciclos productivos, la mayor parte de su terreno lo abarcan los 4 estanques que poseen, estanques de formas variables y con tamaños que van desde las 16 hasta las 29 hectáreas.

Se estudiaron los organismos del estanques 1 y 2 de Playa Hermosa, dando comienzo al estudio a partir del día 57 del cultivo, donde el estanque 1 consta de 29 hectáreas y el estanque 2 con 19 hectáreas, ambos estanques conectados a la misma fuente de agua (reservorio) ubicado al lado oeste de los estanques y a ese mismo lado se encuentran ubicadas las compuertas de entrada de los estanque e inversamente las compuertas de salida en el lado este.

***Figura 4.*** **Imagen satelital de la Granja Playa Hermosa**

## 4.2 Definiciones operacionales

El reservorio tiene una dimensión aproximada de 1000 x 40 m, se abastece de un brazo del Estero Real llamado Dos Aguas Grandes, mediante el uso de una estación de bombeo

compuesta por 2 bombas axiales de 24 pulgadas, se llena de 4 a 6 horas por marea, siempre que haya necesidad, para no incurrir en gastos mayores.

La densidad de siembra en la granja, para el estanque 1 fue de 7 org/$m^2$ y para el estanque 2 fue de 8 org/$m^2$, dando una población sembrada de 2030000 camarones para el estanque 1 y 1520000 camarones para el estanque 2.

La alimentación que se proporcionaba era de 28% de proteína, proporcionada en dietas y 2 raciones al día (mañana y tarde), cada ración se daba al boleo y en charolas testigos.

### 4.3 Método de muestreo

Cada uno de los parámetros físicos-químicos (oxigeno, temperatura, salinidad y pH) se tomaron en la mañana 10:00 am y en la tarde 5:00 pm. El pesado de los organismos se realizaba mediante la captura de 100 organismos, los cuales se recolectaban de diferentes puntos del estanque, donde el técnico encargado de la granja era el que los capturaba al momento de hacer el muestreo poblacional, el capturaba organismos de distintos puntos del estanque hasta lograr una N=100, la técnica de captura que usaba es, recorrer todo el estanque en forma de "S" para así lograr un dato más exacto, los cuales después no los proporcionaba a nosotros para realizar su peso individual en una balanza Gramera Bascula Electrónica Digital D7000 Gramos, Marca: Pro Electronic. Después de haber realizado el pesaje, los camarones se regresaban al estanque, todo esto para manejar el crecimiento que se iba dando de los organismos, esto se realizaba en el estanque 1 y 2 en las horas de la mañana antes de las 10:00 am. Se recolectaban muestras de agua de cada estanque a las 12:00 pm, para la realización del conteo de fitoplancton, e igualmente a esta misma hora se hacía la toma de turbidez en el estanque, esto para garantizar una correcta lectura, debido a que el cielo siempre estaba despejado a esta hora.

## 4.4 Parámetros Físicos, Químicos y Biológico

### 4.4.1 Oxígeno disuelto.

Para determinar la concentración del oxígeno en el agua se utilizó un *YSI Modelo 55 DO/Temp Meter - 12 Foot Cable*, el cual se calibraba con la salinidad del agua del estanque, luego se introducía el electrodo a unos 25 cm debajo de la superficie de la columna de agua. Se tomaba este dato a las 10:00 am para el dato de la mañana y 5:00 pm para el dato de la tarde.

### 4.4.2 pH.

El pH se tomaba con un medidor de pH Marca HQ Electronic, Modelo: HQ-03, para la toma de esta variable se sumergía los electrodos de vidrio en la muestra de agua o directamente en la columna de agua del estanque, la concentración de pH y también la temperatura se reflejaba en el lector del medidor, los electrodos del medidor son muy frágiles y se debe proteger cuidadosamente durante el transporte. La medición de pH se realizó 2 veces en el día, igual que el oxígeno.

### 4.4.3 Temperatura.

El valor de la Temperatura se podía obtener ya sea del YSI o del medidor de pH. Este parámetro también se tomaba dos veces al día.

### 4.4.4 Salinidad.

La salinidad se tomaba con un refractómetro Marca: OOTDTYINC, Modelo: 2S9033. Para tomar la salinidad, se calibraba el refractómetro con agua dulce hasta que marcara cero, luego se colocaba una muestra de agua sobre el lente del refractómetro, se ponía en dirección a la luz del sol y se obtenía el dato de la salinidad, este dato se tomó a las 10:00 am y 5:00 pm.

### 4.4.5 Turbidez

La turbidez se tomaba con un disco de secchi, este dato siempre se tomó a medio día, para garantizar un valor exacto del parámetro en la columna de agua.

### 4.4.6 Conteo de Fitoplancton.

El método empleado para contar las algas fue sencillo. Implico el uso de un dispositivo que permitió el contaje, de todos los dispositivos conocidos el más usado en los laboratorios marinos comerciales de nuestro medio es el hemocitómetro. Para fines de investigación también se usa la cámara de Sedgwick-Rafter.

Cuando utilizamos el hematocitómetro, primeramente colocamos un cubre objeto bien limpio sobre los pilares de soporte de la cámara, usando una pipeta de 1 ml que contiene la muestra de agua, en ángulo de 45 grados, depositamos una gota en cada ranura del hemocitómetro para llenar el espacio. Es conveniente esperar por tres minutos antes de proceder al contaje en el microscopio, usamos los lentes de 20X o 40X según cuál fuera más claro y cómodo para proceder, manteniendo un orden en la secuencia del contaje para evitar errores de suma. Comúnmente se cuentan los cuadrantes 1, 2, 3 y 4, luego multiplicamos la cantidad de células encontradas de cada grupo y realizamos la siguiente formula:

$$Nº\frac{cel}{ml} = \frac{Cel\ contadas\ x\ 10000}{Nº\ de\ cuadrantes}$$

### 4.4.7 Cálculo de ritmo de crecimiento.

Para calcular el Ritmo de Crecimiento semanal, se utilizó la siguiente fórmula:

RC: Peso actual – Peso anterior.

## 4.5 Análisis estadístico

Los datos obtenidos durante la realización del experimento se muestran como la media ± E.E.M de cada grupo y las diferencias entre ellos se evaluaron mediante un ANOVA de una vía. Tras los análisis de varianza se realizó, el test de comparaciones múltiples de Student Newman Keuls. En todos los casos el nivel de significación se estableció con un valor de $P<0.05$. Previo a las pruebas estadísticas, se analizaron los datos mediante una prueba de normalidad (Shapiro-Wilks). Para determinar la relación de las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos entre el estanque 1 y 2, se utilizó el análisis estadístico de correlación de Pearson.

# 5. Resultados

## 5.1 Ritmo de crecimiento

La figura 5 refleja los valores promedios de peso del *Litopenaeus vannamei* en cada una de las semanas de muestreo en el estanque 1. Se observa tendencia creciente en el tiempo, con una pendiente de b=1.065, los resultados del ANOVA de una vía, tras el Test de comparaciones de Student Newman Keuls (SNK) reflejan que en todas las semanas de estudio se obtuvieron ritmos de crecimientos significativamente diferentes.

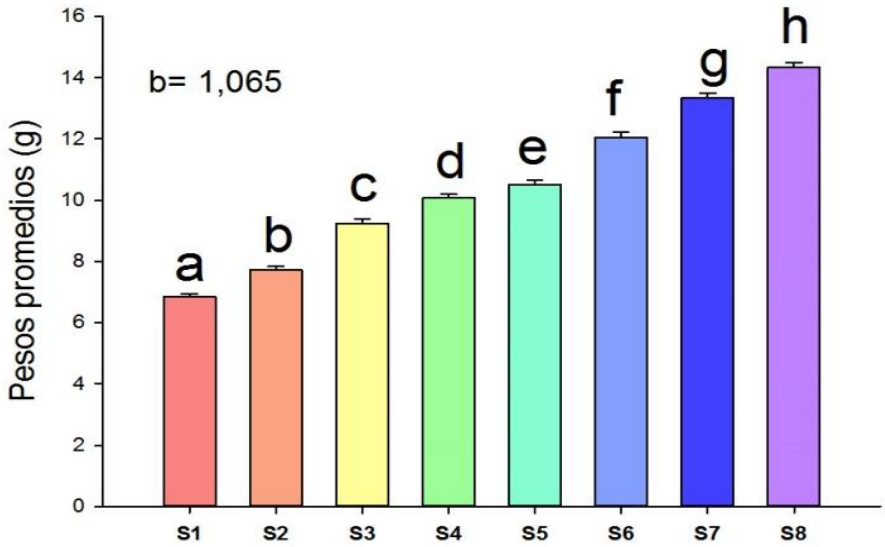


***Figura 5.*** **Pesos promedios de los camarones del estanque 1, en el tiempo. S1: Semana 1, S2: Semana 2, S3: Semana 3, S4: Semana 4, S5: Semana 5, S6: Semana 6, S7: Semana 7, S8: Semana 8. Cada valor corresponde a la media ± EEM, N=100. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05) entre grupos.**

En la figura 6 se refleja que los valores de pesos promedios del camarón en cada una de las semana de muestreo, en el estanque 2, donde se observa una tendencia creciente en el tiempo, b=0.823. También observamos que tras los resultados del ANOVA de una vía y el Test de comparaciones de Student Newman Keuls (SNK) se encontró que de la cuarta y quinta semana de estudio no hubo diferencia significativa en el crecimiento de los camarones.

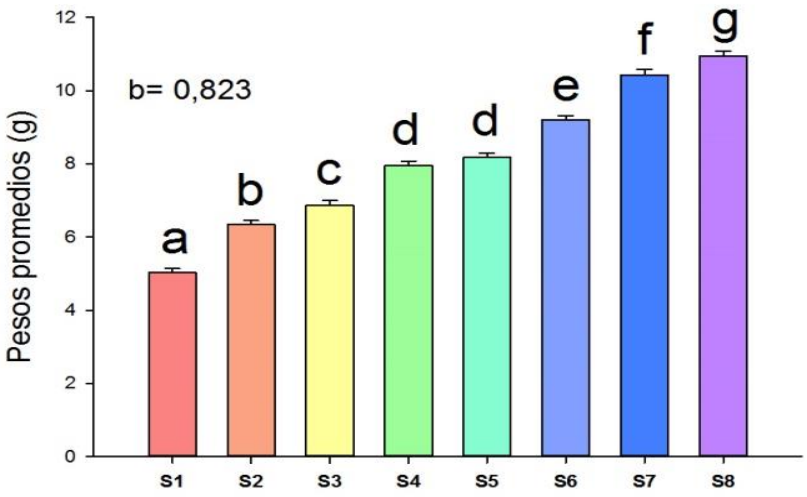


***Figura 6.*** **Pesos promedios de los camarones del estanque 2, en el tiempo. S1: Semana 1, S2: Semana 2, S3: Semana 3, S4: Semana 4, S5: Semana 5, S6: Semana 6, S7: Semana 7, S8: Semana 8. Cada valor corresponde a la media ± EEM, N=100. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05) entre grupos.**

En la figura 7 se observa el peso promedio del *Litopenaeus vannamei* en ambos estanques, en cada una de las semanas de estudio. Como podemos notar el estanque 1 siempre presento mayor peso en comparación al estanque 2, al inicio del estudio se encontró una diferencia de 1.81g a favor del estanque 1 y al final del estudio la diferencia aumento a 3.38g.

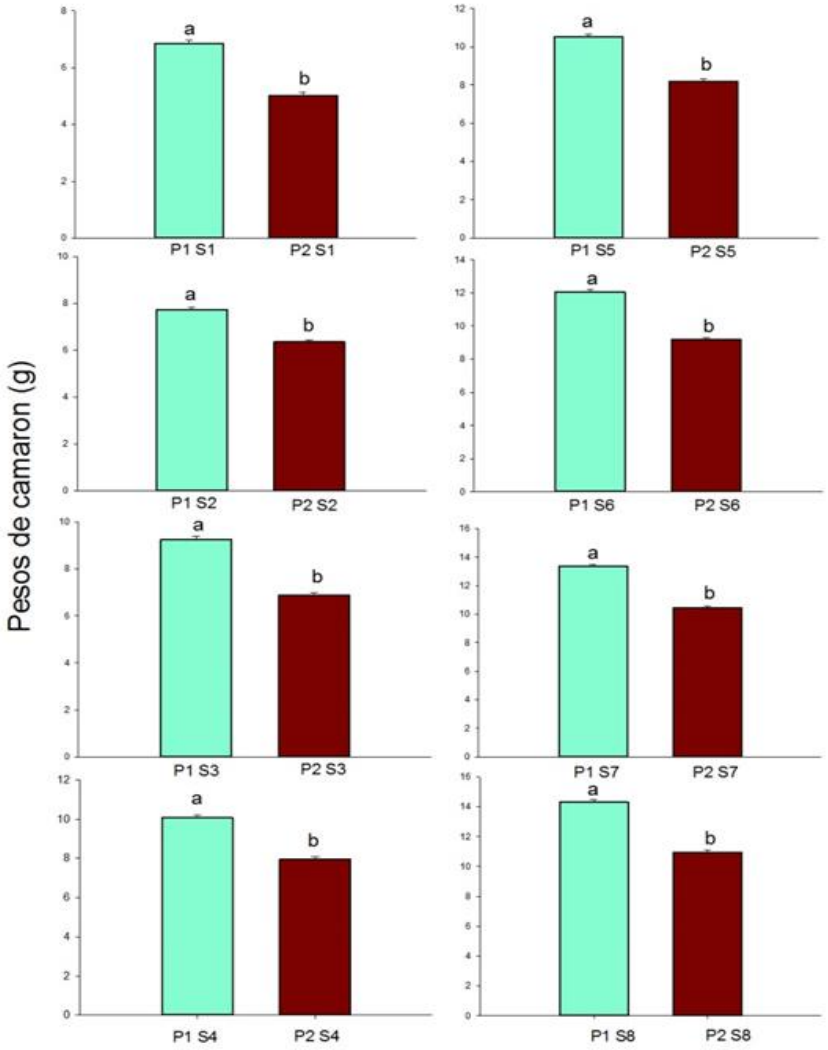


***Figura 7*. Peso promedio de los camarones. P1= estanque 1, P2= estanque 2, durante el tiempo (1°,2°,3°,4°,5°,6°,7° y 8° semana). Cada valor se corresponde a la media ± EEM, N=100. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05) entre grupos. Cada número seguido de la letra "S" indica la semana de muestreo.**

En la figura 8 se muestra el peso promedio final del *Litopenaeus vannamei* en el estanque 1 (14.335g) y el estanque 2 (10.951g). Se observa diferencia de 3.38g de peso promedio de los camarones del Estanque 1 sobre los camarones del Estanque 2.

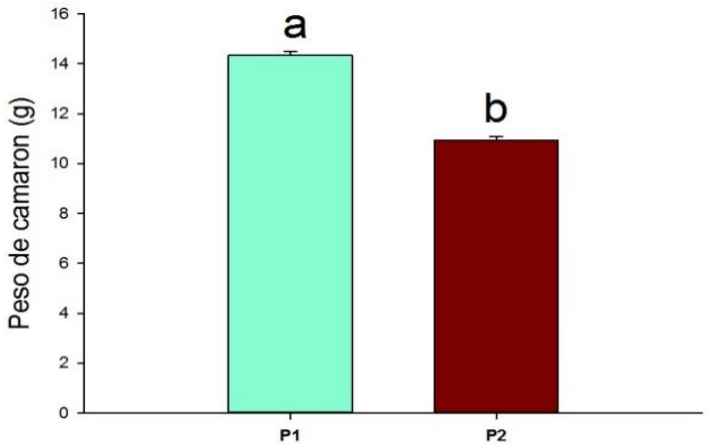


***Figura 8.*** **Peso promedio final de los camarones. P1= estanque 1, P2= estanque 2 durante la 8 semana de muestreo. Cada valor se corresponde a la media ± EEM, N=100. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05) entre grupos.**

En la tabla 3 se muestran las pendientes de crecimiento de las etapas del cultivo del *Litopenaeus vannamei*. Se observa que en el intervalo de la semana 5 a la semana 7 el camarón presentó el mayor ritmo de crecimiento, en ambos estanques. Asimismo, se observa, de manera general, tendencia decreciente de las pendiente de crecimiento en las primeras semanas de cultivo y un efecto inverso en las últimas semanas.

Tabla 3

***Pendientes de crecimiento de los estanques 1 y 2 en etapas del cultivo agrupadas por semanas.***

| **Semanas (intervalos)** | Estanque 1 | Estanque 2 |
|---|---|---|
| **1-3** | 1.2 | 0.925 |
| **2-4** | 1.175 ↓ | 0.805 ↓ |
| **3-5** | 0.635 ↓ | 0.65 ↓ |
| **4-6** | 0.989 ↑ | 0.623 ↓ |
| **5-7** | 1.4175 ↑ | 1.128 ↑ |
| **6-8** | 1.1435 ↓ | 0.8775 ↓ |

## 5.2 Parámetros físicos, químicos y biológicos

La tabla 4 muestra el valor de oxigeno por la mañana y por la tarde en cada una de las semanas de estudio en el estanque 1. De manera general, las concentraciones de oxígeno disuelto, por la mañana, presentan una tendencia decreciente de las concentraciones, mientras que por la tarde, solamente se observa este fenómeno en las tres primeras semanas. Siempre fueron mayores los valores de oxígeno disuelto por la tarde.

Tabla 4

***Valores de oxígeno disuelto en las 8 semanas de estudio por la mañana y tarde del Estanque 1***

| Semanas | Oxigeno (M) | Oxigeno (T) |
|---|---|---|
| 1 | 4,88 | 6,27 |
| 2 | 4,28 | 5,66 |
| 3 | 4,2 | 4,31 |
| 4 | 4,65 | 6,54 |
| 5 | 2,82 | 3,26 |
| 6 | 3,26 | 6,02 |
| 7 | 4,8 | 6,6 |
| 8 | 3,01 | 5,66 |

En la tabla 5 se muestra el valor de oxígeno disuelto tomado en la mañana y por la tarde en cada semana de estudio del estanque 2. De manera general se observa el valor más bajo en la mañana de la semana 5 (1,63 $^{mg}/_{L}$) y la semana 8 para la tarde (3,01 $^{mg}/_{L}$).

Tabla 5

***Valores de oxígeno disuelto en las 8 semanas de estudio por la mañana y tarde del Estanque 2***.

| **Semanas** | **Oxigeno (M)** | **Oxigeno (T)** |
|---|---|---|
| 1 | 3,77 | 4,79 |
| 2 | 2,93 | 4,74 |
| 3 | 4,28 | 4,85 |
| 4 | 2,45 | 5,69 |
| 5 | 1,63 | 3,28 |
| 6 | 2,87 | 6,25 |
| 7 | 3,1 | 3,37 |
| 8 | 2,5 | 3,01 |

La tabla 6 muestra los valores de pH medidos durante la fase de estudio en el estanque 1 de la granja Playa Hermosa. De manera general, se observa que el valor de pH presenta tendencia decreciente de las concentraciones en el tiempo, en ambos estanques. Los valores mínimos y máximos observados fueron: Mañana (8.1 - 8.9) y tarde (8.3 - 9.4).

Tabla 6

***Valores de pH en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 1.***

| **Semanas** | **pH (M)** | **pH (T)** |
|---|---|---|
| 1 | 8,1 | 8,4 |
| 2 | 8,2 | 8,4 |
| 3 | 8,3 | 8,5 |
| 4 | 8,8 | 9,1 |
| 5 | 8,9 | 9,4 |
| 6 | 8,9 | 9,1 |
| 7 | 8,2 | 8,3 |
| 8 | 8,6 | 8,7 |

En la tabla 7 se muestra el valor medido de pH del agua en el estanque 2, en el periodo de estudio. En general se observó poca variabilidad en las 8 semanas. El valor mínimo y máximo de pH observado fue: Mañana (8,2 – 8.8) y tarde (8.2 – 9).

Tabla 7

***Valores de pH en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 2.***

| **Semanas** | **pH (M)** | **pH (T)** |
|---|---|---|
| 1 | 8,2 | 8,4 |
| 2 | 8,2 | 8,5 |
| 3 | 8,6 | 9 |
| 4 | 8,7 | 8,8 |
| 5 | 8,6 | 8,8 |
| 6 | 8,8 | 8,9 |
| 7 | 8,2 | 8,2 |
| 8 | 8,6 | 8,7 |

En la tabla 8 se muestra el valor de temperatura del agua en el estanque 1, obtenido en las 8 semanas de estudio, donde podemos notar el valor mínimo 29,3 °C en la semana 2 por la mañana, y como valor máximo en la semana 4 con 37,1 °C. También se muestra el incremento de la temperatura de la mañana a la tarde.

Tabla 8

***Valores de temperatura en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 1.***

| **Semanas** | **Temperatura (M)** | **Temperatura (T)** |
|---|---|---|
| 1 | 33,8 | 36,6 |
| 2 | 29,3 | 32 |
| 3 | 30,2 | 31,5 |
| 4 | 32,5 | 37,1 |
| 5 | 30,1 | 31,7 |
| 6 | 32,8 | 34,1 |
| 7 | 30,6 | 32,5 |
| 8 | 30,2 | 32,4 |

En la tabla 9 se observa el valor de temperatura del agua en el estanque 2, obtenidos en las 8 semanas de estudio, donde en general pudimos notar que no hubo variación entre las semanas, teniendo como valor mínimo 29,8 °C en la semana 2 por la mañana y como valor máximo en la semana 4 con 36,5 °C por la tarde. También se muestra el incremento de la temperatura de la mañana a la tarde.

Tabla 9

***Valores de temperatura en las 8 semanas de estudio por la mañana y la tarde del Estanque 2***.

| **Semanas** | **Temperatura (M)** | **Temperatura (T)** |
|---|---|---|
| 1 | 32,2 | 35,8 |
| 2 | 29,8 | 31,9 |
| 3 | 30 | 31,4 |
| 4 | 31,4 | 36,5 |
| 5 | 30,9 | 32,2 |
| 6 | 32,5 | 34,9 |
| 7 | 31 | 32 |
| 8 | 30,7 | 30,8 |

La tabla 10 refleja el valor de turbidez del agua medido de los estanque 1 y 2 tomados en las 8 semanas del periodo de estudio. Los valores máximos de Disco de Secchi fueron: semana 5 (36cm) para el estanque 1, y semana 1 (36cm) para el estanque 2; y los valores mínimos fueron: semana 3 (22cm) estanque 1 y semana 8 (24cm) estanque 2.

Tabla 10

***Valores de turbidez en las 8 semanas de estudio del estanque 1 y 2***

| **Semanas** | **Estanque 1 (cm)** | **Estanque 2 (cm)** |
|---|---|---|
| 1 | 34 | 36 |
| 2 | 30 | 30 |
| 3 | 22 | 25 |
| 4 | 34 | 26 |
| 5 | 36 | 28 |
| 6 | 28 | 28 |
| 7 | 32 | 30 |
| 8 | 28 | 24 |

En la tabla 11 se muestran los valores de salinidad del estanque 1 y 2 obtenidos en las 8 semanas de estudio, donde obtuvimos como valor máximo, 62 ppm para el estanque 1 y 63 ppm para el estanque 2, en la primera semana de estudio.

Tabla 11

***Valores de salinidad en las 8 semanas de estudio del estanque 1 y 2***

| Semanas | Estanque 1 (ppm) | Estanque 2 (ppm) |
|---|---|---|
| 1 | 62 | 63 |
| 2 | 58 | 55 |
| 3 | 56 | 53 |
| 4 | 56 | 53 |
| 5 | 49 | 45 |
| 6 | 51 | 44 |
| 7 | 47 | 38 |
| 8 | 40 | 31 |

En la tabla 12 se muestra los valores totales contables de fitoplancton de los estanques 1 y 2 obtenidos en las 8 semanas de estudio. Nuestros resultados muestran que la mayor concentración de fitoplancton, en ambos estanques, se observó en la semana 3 durante las semanas de estudio: (742500 cel/ml) el estanque 1 y (817500 cel/ml) para el estanque 2.

Tabla 12

***Valores del conteo de fitoplancton en las 8 semanas de estudio, del estanque 1 y 2***.

| Semanas | Estanque 1 (cel/ml) | Estanque 2 (cel/ml) |
|---|---|---|
| 1 | 307,500 | 295,000 |
| 2 | 327,500 | 315,000 |
| 3 | 742,500 | 817,500 |
| 4 | 470,000 | 757,500 |
| 5 | 497,500 | 735,000 |
| 6 | 602,500 | 587,500 |
| 7 | 520,000 | 577,500 |
| 8 | 557,500 | 632,500 |

## 5.3 Correlación de las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos

De manera general se observa correlación, con un nivel de significancia de (P<0.05) en las variables: oxígeno, pH, fitoplancton y turbidez en el estanques 1, no obstante en el estanque 2 se observa correlación en las variables: turbidez, pH y fitoplancton. Por tanto no se observó correlación en las variables temperatura y salinidad. Sin embargo en la comparación de variables de ambos estanques, se observa una correlación con un nivel de significancia de (P<0.05) en las variables: Temperatura, salinidad, PH y fitoplancton.

Tabla 13

***Correlaciones de los factores físicos, químicos y biológicos en el estanque 1, tomados a las 10:00 am.***

| Variables | pH | Temperatura | Salinidad | Turbidez | Fitoplancton |
|---|---|---|---|---|---|
| **Oxigeno** | **R= -0,703** | R= 0,321 | R= 0,635 | R= 0,097 | R= -0,305 |
| | **P= 0,0518** | P= 0,438 | P= 0,091 | P= 0,819 | P= 0,374 |
| | **N= 8** | N= 8 | N= 8 | N= 8 | N= 8 |
| **pH** | | R= 0,105 | R= -0,403 | R= 0,188 | R= 0,331 |
| | | P= 0,805 | P= 0,322 | P= 0,656 | P= 0,423 |
| | | N= 8 | N= 8 | N= 8 | N= 8 |
| **Temperatura** | | | R= 0,410 | R= 0,288 | R= -0,223 |
| | | | P= 0,313 | P= 0,489 | P= 0,596 |
| | | | N= 8 | N= 8 | N= 8 |
| **Salinidad** | | | | R= 0,093 | R= -0,431 |
| | | | | P= 0,828 | P= 0,287 |
| | | | | N= 8 | N=8 |
| **Turbidez** | | | | | **R= -0,702** |
| | | | | | **P= 0,052** |
| | | | | | **N= 8** |
| **Fitoplancton** | | | | | |

Tabla 14

***Correlaciones de los factores físicos, químicos y biológicos en el estanque 2, tomados a las 10:00 am.***

| Variables | pH | Temperatura | Salinidad | Turbidez | Fitoplancton |
|---|---|---|---|---|---|
| **Oxigeno** | R= -0,321 | R= -0,068 | R= 0,456 | R= 0,262 | R= -0,207 |
| | P= 0,438 | P= 0,873 | P= 0,257 | P= 0,531 | P= 0,624 |
| | N= 8 | N= 8 | N= 8 | N= 8 | N= 8 |
| **pH** | | R= 0,240 | R= -0,299 | **R= -0,713** | **R= 0,738** |
| | | P= 0,567 | P= 0,471 | **P= 0,047** | **P= 0,037** |
| | | N= 8 | N= 8 | **N= 8** | **N= 8** |
| **Temperatura** | | | R= 0,089 | R= 0,413 | R= -0,166 |
| | | | P= 0,833 | P= 0,309 | P= 0,695 |
| | | | N= 8 | N= 8 | N= 8 |
| **Salinidad** | | | | R= 0,581 | R= -0,386 |
| | | | | P= 0,131 | P= 0,345 |
| | | | | N= 8 | N= 8 |
| **Turbidez** | | | | | **R= -0,800** |
| | | | | | **P= 0,017** |
| | | | | | **N= 8** |
| **Fitoplancton** | | | | | |

Tabla 15

***Correlación de los parámetros físicos, químicos y biológicos entre el estanque 1 y el estanque 2.***

| Oxigeno | pH | Temperatura | Salinidad | Turbidez | Fitoplancton |
|---|---|---|---|---|---|
| R= 0,595 | **R= 0,871** | **R= 0,905** | **R= 0,989** | R= 0,491 | **R= 0,807** |
| P= 0,120 | **P= 0,005** | **P= 0,002** | **P= 0,000028** | P= 0,216 | **P= 0,015** |
| N= 8 | **N= 8** | **N= 8** | **N= 8** | N= 8 | **N= 8** |

# 6. Discusión

## 6.1 Caracterización preliminar del estudio

El camarón *Litopenaeus vannamei* es considerado uno de los más importantes organismos usados en la acuicultura de América (Boone, 1931). El objetivo de esta investigación consistió en evaluar el ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos (oxigeno, pH, temperatura, salinidad, turbidez y fitoplancton), debido a que los camarones necesitan valores óptimos de las variables antes mencionadas para su crecimiento rápido. Varios investigadores han realizado estudios para evaluar los parámetros físicos y químicos y el crecimiento del camarón, se ha observado que valores entre 15 a 30 ppm de salinidad es el valor óptimo para la obtención de biomasa en su etapa de engorda (Rivera, 1998). Así mismo valores de oxígeno disuelto de 4 a 8 mg/l son considerados idóneos para el cultivo (Boyd, 2005).

## 6.2 Comportamiento del ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* del estanque 1 y 2

Nuestros resultados muestran que en todo el periodo de cultivo en el estanque 1, el camarón presento mejor ritmo de crecimiento (b= 1,065) que el estanque 2 (b= 0,823). En el estanque 1, en todas las semanas estudiadas, siempre presento diferencia significativa en sus pesos semanales en comparación al estanque 2, que de la semana 4 a la 5 no hubo diferencia significativa en el peso de los organismos. Martínez, Membreño y Morales (2014) aseguran que los camarones crecen de acuerdo a la edad que tengan, en las primeras edades a pesar de crecer más del 100% en un día, el crecimiento no se observa escandalosamente porque son valores muy pequeños, sin embargo, en postlarva y juveniles tempranos se espera que los camarones crezcan

de 0.5 a 0.7 gramos de peso cada 7 días, en camarones pre adultos el crecimiento puede ser igual o mayor. Por tanto, los pesos semanales obtenidos en nuestro estudio concuerdan con lo reportado por (Martínez et al., 2014) donde afirma que los camarones juveniles crecen de 0.5 a 0.7 gramos.

Evaluando el peso semanal de los organismos en cada uno de los estanques, se observó que en el estanque 1, el peso del camarón en todas las semanas de estudio siempre fue superior en comparación al estanque 2. Algunos investigadores reportan que densidades poblacionales bajas propician mejor ritmo de crecimiento (Delgado, 2000). En ese sentido, resulta interesante analizar el porcentaje de sobrevivencia de cada uno de los estanques (estanque 1 = 60%, estanque 2 = 85%) (Comunicación personal) donde se pudiera deducir que la menor sobrevivencia reportada para el estanque 1 pudiese ser el factor que permitió mayor crecimiento de biomasa, a diferencia de lo observado en el estanque 2, similar a lo reportado para el desarrollo eficiente de la producción camaronera (Delgado, 2000).

Se sabe, que la sobrevivencia en un cultivo de camarón está íntimamente relacionada con el desarrollo del mismo, por el motivo que en un estanque con sobrevivencia alta es menor el ritmo de crecimiento en comparación a la de un estanque con sobrevivencia baja, debido a que el organismo tendrá más espacio y menos competencia para su óptimo desarrollo, en comparación a un estanque con mayor sobrevivencia donde la competencia es más rígida por el espacio y, por ende, la concentración de oxígeno disuelto tiende a ser mínima. Por consiguiente, nuestros resultados coinciden con lo reportado por Delgado (2000), en lo referido a la relación de sobrevivencia e índice de crecimiento.

Por otro lado, al evaluar el comportamiento de la pendiente de crecimiento en cada una de las semanas estudiadas, las semanas 3, 4 y 5 presentan valores decrecientes en ambos estanques. Sin embargo, los valores de pendientes en el estanque 2 son muchos menores que lo medidos en el estanque 1. Es más, si comparamos los valores de oxígeno disuelto en esas mismas semanas podemos observar que el estanque 2 presenta comportamiento similar al observado en las pendientes de crecimiento. Por tal razón, la disminución de los niveles de oxígeno disuelto pudiesen estar relacionados con el porcentaje de sobrevivencia lo que repercute con el bajo ritmo de crecimiento observado en el estanque 2, en todo nuestro periodo de estudio, concordando con los reportado por la FAO (1988) donde afirma que el oxígeno disuelto es de vital importancia para el buen funcionamiento fisiológico del camarón y por ende favoreciendo a obtener un mejor crecimiento.

## 6.3 Parámetros físico, químico y biológico en estanques 1 y 2

### 6.3.1 Oxígeno disuelto

Al evaluar los valores de oxígeno disuelto (OD) del agua en los estanques de cultivo 1 y 2, no se observó correlación debido a que las concentraciones de oxígeno disuelto en ambos estanques fluctuaban de una de manera distinta, cabe recalcar que ambos estanques tenían diferente sobrevivencia de camarones, situación que podría ser la causa de la diferencia en la fluctuación de los valores de oxígeno. Sin embargo, en ambos estanques el valor mínimo de concentración de oxigeno se dio en la semana 5, donde el valor oxígeno en el estanque 1 fue de 3,26 mg/l y el estanque 2 con un valor de 3,28 mg/l, ambos valores tomados en la hora de la tarde 5:00pm. No obstante, podemos deducir que estos valores podrían ser consecuencia de la alta nubosidad, situación que no favoreció el proceso de fotosíntesis (NICOVITA, 1998). En ese

sentido, es lógico deducir que el pobre crecimiento observado en el estanque 1 y el no crecimiento observado en el estanque 2 concuerdan con que los valores de oxígeno disuelto tienen una estrecha relación con el ritmo de crecimiento observado en el camarón (Boyd, 2005).

### 6.3.2 pH

En todo el periodo de estudio los valores de pH siempre estuvieron dentro de los niveles normales para agua estuarina, por ende, para agua de uso en acuícultura. Es más, presentó un comportamiento acorde a lo reportado por otros autores donde afirman que el comportamiento de los valores de oxígeno disuelto es similar al comportamiento de los valores de pH. En ese sentido, es razonable la relación observada en los niveles de oxígeno y pH por la mañana, concordando con lo observado por otros autores (Boyd, 2005). Por tal razón, resulta aceptable la ligera correlación entre el valor de pH y el nivel de oxígeno disuelto en el estanque 1, no siendo similar a lo observado en el estanque 2. Sin embargo, al evaluar el comportamiento de los valores de pH en ambos estanques, en el tiempo, se observa una marcada correlación con nivel de significancia de (P=0,005), lo cual denota que la dinámica de este parámetro a sido similar en ambos estanques.

### 6.3.3 Temperatura

De manera similar a lo observado con los parámetros oxígeno y pH, en ambos estanques, los valores de temperatura eran menores por la mañana que por la tarde, situación que resulta razonable debido a que la incidencia de los rayos solares propicia incrementos de los valores de temperatura. Al realizarse el análisis de correlación de Pearson en cada uno de los estanques, este parámetro no mostró relación significativa con ninguno de los otros parámetros estudiados. Sin embargo, al evaluar el comportamiento de la temperatura, en el tiempo, se observa una

correlación lineal con un nivel de significancia (P= 0,002) lo que nos demuestra que en ambos estanque la temperatura siempre aumentaba o disminuía en conjunto. Se sabe, que la temperatura se considera el parámetro con mayor influencia sobre la tasa metabólica y la tasa de crecimiento del camarón (Aragón et al., 1996). Por tanto, nuestros resultados permiten hipotetizar que debido a que en la semana 4 se observó el mayor valor de temperatura, el crecimiento de los camarones en las semanas 4 y 5 fue muy bajo en el estanque 1 y nulo en el estanque 2. Es más, esta fecha entra en el intervalo de tiempo de las semanas 3-5 que fue donde se observó la menor pendiente de crecimiento de los camarones, en nuestro periodo de estudio. Por tal razón, nuestros resultados sugieren que el alto grado de temperatura afectó el ritmo de crecimiento del camarón en ambos estanques, debido a que por ser el camarón un animal poiquilotermo el incremento de la temperatura permitió el incremento del metabolismo energético, lo cual se traduce a pobre incremento en peso (Talavera, 1997).

### 6.3.4 Turbidez y fitoplancton

Realizando un análisis de correlación de Pearson, se observó que no hubo correlación en la variable turbidez entre los estanques 1 y 2, lo que nos demuestra que la turbidez en ambos estanques variaba de forma no similar. Sin embargo, al evaluar de manera individual cada uno de los estanques se observa una estrecha correlación entre la variable turbidez y el fitoplancton, en ambos estanques, lo cual concuerda con lo planteado por otros autores (Boyd y Tucker 1992). De igual manera, el comportamiento de los valores de fitoplancton, en el tiempo, presentaron un razonable coeficiente de correlación con un nivel de significancia (P= 0,015), lo que demuestra que en ambos estanques el fitoplancton disminuía o aumentaba en conjunto.

### 6.3.5 Salinidad

Del presente estudio, la variable salinidad fue la que presento un coeficiente de correlación en el tiempo, entre los estanques 1 y 2, con el mayor valor de significancia (P= 0,000028), dado que el agua en cultivo cuando se comenzó el estudio se encontraba con una salinidad de 62 ppm para el estanque 1 y el estanque 2 con 63 ppm. Sin embargo, con la entrada del periodo lluvioso en mayo la salinidad fue bajando, hasta obtener en la última semana de estudio un valor de 40 ppm para el estanque 1 y 31 ppm para el estanque 2. Con nuestros resultados, no podemos sugerir más sobre el ¿por qué? del resultado diferente del ritmo de crecimiento de los camarones en ambos estanques. Sin embargo, al observar que el estanque 1 siempre tuvo mayor valor de salinidad que el estanque 2 nos permite sugerir que la mayor sobrevivencia observada en el estanque 2 con respecto al estanque 1 pudiese deberse a este fenómeno. Se sabe, que en un medio con altas concentraciones de salinidad los organismos presentan mayor consumo de oxígeno para sus procesos metabólicos, lo cual afecta el bienestar del estanque, y sabiendo que el mayor porcentaje de sobrevivencia lo presento el estanque 2, por ende, mayor número de camarones por $m^2$ podría ser la causa del pobre crecimiento observado en ese estanque, tal como lo sugiere Villarreal y Ribera (1992).

## 7. Conclusión

1. El estanque 1 presentó mayor ritmo de crecimiento de los camarones que el estanque 2 en todas las semanas de estudio. Asimismo, se denota que en el estanque 1 siempre hubo diferencias significativas del ritmo de crecimiento en todas las semanas de estudio, no siendo similar este comportamiento en el estanque 2 donde en las semanas 4 y 5 no se observó incremento en peso. En consecuencia, el peso promedio acumulado al final del estudio fue mayor en el estanque 1 que en el estanque 2.
2. Los valores de la concentración de oxígeno disuelto, pH y temperatura presentaron tendencia creciente mañana-tarde y tanto el oxígeno como la temperatura presentaron en la semana 5 los niveles menos óptimos para el bienestar animal.
3. Los estanque 1 y 2 presentaron un alto nivel de turbidez, tal y como ponen de manifiesto los resultados obtenidos de la lectura del disco de Secchi. Además, se pone de manifiesto que el estanque 2 presento mayor nivel de turbidez en comparación del estanque 1.
4. La concentración de la salinidad, en los Estanques 1 y 2, presento gradientes de concentración que disminuyeron a medida avanzaban las semanas de estudio. Además, los datos señalan que el periodo lluvioso, de mayo a junio, fue causante de los cambios decrecientes de la concentración salina, en los estanques 1 y 2. Sin embargo, el estanque 1 fue quien mantuvo los mayores valores de salinidad con respecto al estanque 2.
5. En el estanque 1 se observó correlación significativa entre los parámetros Oxigeno-pH y Turbidez-Fitoplancton, mientras que en estanque 2 se observó en los parámetros pH-Turbidez, pH-Fitoplancton y Turbidez-Fitoplancton. Asimismo, el comportamiento de los valores de pH, Temperatura, Salinidad y Fitoplancton presentaron correlación significativa en el tiempo, no observándose correlación con los parámetros Oxígeno y Turbidez.

## 8. Recomendaciones

1. Realizar un estudio con mayor tiempo, preferiblemente un ciclo completo, para tener información más veraz sobre la influencia de los parámetros desde la siembra hasta la cosecha del cultivo.
2. Plantear un estudio a mayor profundidad basado específicamente en el estudio del cuerpo de agua del estero y el cambio que sufre la concentración salina cuando es introducida al estanque debido a que durante nuestro estudio se encontraron valores que sobrepasaban los niveles óptimos
3. Promover la importancia que tienen estudios relacionados a nuestro tema a los jefes de granjas, para conocer la dinámica de sus estanques y las afectaciones que sufren por cambios de la calidad de sus cuerpos de agua. .

## 9. Referencias Bibliográficas


- Acuícultura Hoy. (2013). *Parámetros Físico Químicos*. Recuperado de: http://consideraciones-acuicolas2.webnode.com.co/news/parametros-fisico-quimicos/
- Aragón N., E. A. y García J. A.R. 1996. *Efecto de la capacidad de carga del estanque y de la densidad de siembra sobre el crecimiento y producción de camarón blanco P. vannamei en una granja comercial del sur de Sinaloa, México*. Dirección de educación en ciencia y tecnología del mar. Oceanologia. 2(10):65-71.
- Barnes, D.R 1993. *Zoología de los invertebrados*. Ed. Interamericana. Mexico, D.F., Pp.: 828.
- Barba, E. (1999). *El comportamiento osmorregulador de los crustáceos*. Recuperado de: http://www.izt.uam.mx/newpage/contactos/anterior/n34ne/pdf/osmo.pdf
- Brock, J., y Main, L. (1995). *Anatomía del camarón y funciones*. Recuperado de http://www.nicovita.com.pe/extranet/Boletines/nov_98_01.pdf.
- Boyd, C.E. and C. S. Tucker. 1992. Water quality and pond soil analysis for aquaculture. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama.183 pp.
- Boyd, C. (2005). *Prácticas de desarrollo sostenible en ambientes costeros de prioridad de los ecosistemas del golfo de california camaronicultura.* Recuperado de http://www.crc.uri.edu/download/PKD_good_mgt_field_manual.pdf
- Jackson, E. (2016). *Pesca y acuicultura en Nicaragua impacta positivamente economía nicaragüense.* Recuperado de http://www.radionicaragua.com.ni/news/view/30077/pesca-y-acuicultura-en-nicaragua-impacta-positivamente-economia-nicaraguense-
- Díaz, A., Figueroa, R. (2014). *Sistema Acuícola, Acuicultura*. Recuperado de http://www.monografias.com/trabajos102/sistema-acuicola-acuicultura-tipos/sistema-acuicola-acuicultura-tipos.shtml

- Delgado, H. (2000*). Efecto de cuatro densidades de siembre sobre el crecimiento del camaron blanco Litopenaeus vannamei, cultivado en estanques rusticos*. Recuperado de http://digeset.ucol.mx/tesis_posgrado/Pdf/Humberto%20Manzo%20Delgado.pdf.
- FAO. (1988). *Experto en cultivo de camarón.* Recuperado de http://www.fao.org/docrep/field/003/AC397S/AC397S05.htm.
- FAO. (2005). *Visión general del sector acuícola nacional - Nicaragua.* Recuperado de http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_nicaragua/es
- FAO. (2006). *Penaeus vannamei (Boone, 1931).* Recuperado de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Penaeus_vannamei/es
- Fox, J., & Treece, G. D. (2001). *Nutrición y manejo del alimento*. *Métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica. MC, Haws y CE, Boyd (eds)*, 65-90.
- GRANMAR. (2007). *Laboratorio de producción larvaria y postlarvaria de camarón.* Recuperado de http://sinat.semarnat.gob.mx/dgiraDocs/documentos/bcs/estudios/2007/03BS2007PD003.pdf
- Gonzales, H. (2012). *Morfología interna*. Recuperado de https://www.ecured.cu/index.php?title=Camarón&oldid=1757095&printable=yes
- Lee, D., Wickins, J. (1992). *Crustacean farming*. Oxford, Great Britain, 392p.
- López, J., Méndez, A. (2014*). Evaluación de la concentración de los grupos de fitoplancton: Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Río Estero Real, período junio-noviembre 2013.* Recuperado de http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3258/1/227032.pdf

- Martínez, E., Membreño, L., Morales, S. (2014). *Crecimiento de camarones blancos Litopenaeus vannamei en juveniles con dos tipos de alimentos: uno comercial con 25% de proteína vrs experimental con 18% de proteína a densidad de siembra de 12 ind/m2 (Sistema semi-intensivo).* Recuperado de http://revista.unanleon.edu.ni/index.php/universitas/article/download/72/pdf_7.
- NICOVITA. (1998). Monitoreo del oxígeno disuelto en estanques de cultivo de camarón. Recuperado de http://www.nicovita.com.pe/extranet/Boletines/dic_98_03.pdf.
- NICOVITA. (1998). *Influencia del pH sobre los organismos acuáticos.* Recuperado de http://www.nicovita.com/extranet/Boletines/jul_98_03.pdf
- NICOVITA. (1998). *Influencia de la temperatura en los camarones.* Recuperado de http://www.nicovita.com/extranet/Boletines/set_98_02.pdf
- Mayer, E. *(*2012). *Monitoreo de la calidad de agua del estanque para mejorar la producción de camarones y peces Aquafeed International.* Recuperado de: http://www.aquafeed.co/monitoreo-de-la-calidad-de-agua-del-estanque-para-mejorar-la-produccion-de-camarones-y-peces/
- Rivera, M. (1998). *Efecto de la salinidad sobre el crecimiento y sobrevivencia en postlarvas y juveniles de camarón blanco penaeus Vannamei, bajo condiciones de laborat*orio. Recuperado de http://digeset.ucol.mx/tesis_posgrado/Pdf/Maria%20Cruz%20Rivera%20Rodriguez.pdf
- Suarez, C. (2008). *Cuantificación y caracterización de bacterias de hemolinfa de camarones Litopenaeus vannamei*. Pontificia Universidad Javeriana, facultad de ciencias. Carrera de microbiología industrial. Bogotá, Colombia pp.18-33.

- Talavera, V. (1997). *Interrelaciones de la temperatura, oxígeno y amoniaco toxico en el cultivo de camarón en tumbes*. Recuperado de http://www.nicovita.com/extranet/Boletines/ago_97_02.pdf.
- Villarreal H, y Rivera, J. (1992). Effect of temperatura and salinity of the oxigen consumption of laboratory produced Penaeus vannamei postlarvae. Abstract and schedule the of event. World Aquaculture Congress, World Aquacult. Soc, Journal. Orlando Florida 24 pp.