

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.

UNAN- León

Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria.

Departamento de Acuícola.

Carrera de Ingeniería Acuícola.



Tesis para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Comparación del crecimiento del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*, en dos condiciones de estudio, salinidad óptima y salinidad cercana a cero.

Autores:

Br. María Luisa Canales Machado.

Br. Octavio Josué Cáceres Quiroz.

Br. José Javier Flores Romero.

Marzo, 2017

“A la Libertad por la Universidad”

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.

UNAN- LEÓN

Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria.

Departamento de Acuícola.

Carrera de Ingeniería Acuícola.



Tesis para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Comparación del crecimiento del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*, en dos condiciones, salinidad óptima y salinidad cercana a cero.

Autores:

Br. María Luisa Canales Machado.

Br. Octavio Josué Cáceres Quiroz.

Br. José Javier Flores Romero.

Tutora: Ing. Martha Lorena Roque Salinas.

Asesora: Lic. Noelia Erlinda Cea.

Marzo, 2017

“A la Libertad por la Universidad”

Dedicatoria

Dedico esta tesis:

A mi **Dios** eterno, mi protector y guía, porque sé que está presente en cada paso que doy y me alienta a seguir; dándome inteligencia, sabiduría y perseverancia para enfrentar los obstáculos que a mi vengan.

A mi madre **Luisa Machado**, por ser apoyo incondicional y brindarme de su amor y cariño, porque ha sabido guiarme, cuidarme e inculcarme buenos principios y valores, por cada palabra de aliento y espíritu de superación para que llegase a ser una profesional de éxito.

A mis **hermanos**, que han sido de soporte en el largo camino de mi vida, por brindarme de su amor y cariño, elevando día a día una oración al Dios altísimo por mi éxito profesional.

A todos ellos les dedico con amor y esmero este trabajo investigativo.

“Porque mejor es la sabiduría que las piedras preciosas; y todo cuanto se pueda desear no es de compararse con ella” (Pr. 8:11)

María Luisa Canales Machado.

Dedicatoria

Dedico este trabajo de Tesis:

Primeramente, a **DIOS**

Porque me ha permitido la vida, salud y la perseverancia de seguir adelante siempre y de haberme permitido culminar satisfactoriamente este trabajo dándome conocimiento, sabiduría y pasión por lo que hago.

A mis padres

Cándida Lucia Quiroz Bárcenas y Oscar Génaro Cáceres Roque (qpd) quienes se han esforzado para que siga adelante, por su afecto, comprensión y apoyo incondicional.

A mis **hermanos** que siempre estuvieron presente corrigiéndome y dándome palabras de aliento.

Octavio Josué Cáceres Quiroz.

Dedicatoria

A Dios

Dedico este trabajo a mi Padre eterno por brindarme la oportunidad de cumplir una meta importante en mi vida, como es la culminación de mi carrera profesional.

A mis Padres

Julia Romero y **José Manuel Flores** por su apoyo y consejos en cada etapa de mi vida, por enseñarme a través de sus ejemplos que la vida es de perseverancia continua. A mis hermanos que me dieron ánimos y fortaleza para seguir luchando por mi meta y a todos los miembros de mi familia que de una u otra manera me apoyaron en esta etapa de mi vida.

A mi esposa

Martha Roque por su apoyo en el trascurso de mis estudios profesionales, de igual forma a mi bebé **Steven Flores** que es mi mayor motivación para ser mejor cada día y ser un ejemplo de perseverancia para él.

José Javier Flores Romero

Agradecimiento

A mi **Dios**, por haberme dado la sabiduría necesaria para poder culminar esta investigación con esfuerzo, amor y dedicación.

A mi **familia**, porque gracias a ellos logre mi meta de culminar mis estudios, por su incondicional apoyo en todo momento, tanto moral como económico, y alentarme para lograr coronar mi carrera y llegase a ser un profesional de provecho.

A mi tutora **Ing. Martha Roque** a quien agradezco de manera muy especial por su abnegada disposición, dando lo mejor de sí, para que junto a mis compañeros tesisistas lográramos terminar nuestro trabajo investigativo. A mi asesora **Lic. Noelia Cea**, quien, con su abnegada disposición y conocimiento, contribuyó al desarrollo de esta investigación.

A **Msc. Valeria Hernández**, Secretaria Académica de la Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria UNAN- León e **Ing. Armel Escoto**, Jefe de Producción de empresa SERVICONSA S.A. y la empresa **Farrallones Aquaculture**, quienes de cierta manera brindaron de su apoyo incondicional para la ejecución de este trabajo investigativo.

A la **Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN- León)**, por brindarme la oportunidad de ejercer mis estudios preparatorios; de igual manera a cada uno de los **docentes** que tuvieron la virtud y el amor de brindarme de sus conocimientos para hoy lograr ser un profesional de éxito.

A todas las personas y empresas que de una u otra manera colaboraron con la realización de este trabajo investigativo.

A ellos mis más sinceros agradecimientos.

María Luisa Canales Machado.

Agradecimiento

Primeramente, a **DIOS** por haberme permitido llegar a esta etapa de mi vida, por su inmensa gracia y misericordia he llegado a finalizar mis estudios universitarios.

A mis padres **Cándida Quiroz** y **Oscar Cáceres (qpd)** por brindarme siempre su apoyo incondicional, por la corrección, sabiduría que ha venido inculcarme, igualmente el deseo de superación y alentarme para coronar una carrera y ser un profesional de provecho.

A mis **Hermanos** por estar siempre conmigo apoyándome a finalizar esta carrera universitaria.

Muy agradecido de mi tutora **Ing. Marta Roque** por su paciencia y conocimiento durante todo este proceso, a mi asesora **Lic. Noelia Cea** y a los maestros **PhD. Evenor Martínez** y **Msc. Claudia Herrera** por transmitirnos sus conocimientos y experiencias.

A mis amigos y compañero de clases que fueron participe para la culminación de mi carrera universitaria. A **Farrallones Aquaculture** por su apoyo durante la realización de nuestro trabajo de tesis.

Octavio Josué Cáceres Quiroz.

Agradecimiento

A **Dios** por haberme permitido llegar a este momento tan especial en mi vida, por darme salud y sobre todo entendimiento para lograr mis objetivos, por los triunfos y los momentos difíciles que me han enseñado a crecer cada día más.

A mis Padres **Julia Romero** y **José Manuel Flores** que supieron darme su apoyo durante toda mi etapa estudiantil, por los valores que me han enseñado para salir adelante con mis estudios, les agradezco el cariño, la comprensión, la paciencia y el apoyo que me brindaron para culminar mi carrera profesional, pero más que todo por su amor incondicional durante toda mi vida. También a todos mis familiares y amigos.

A mi esposa **Martha Roque** por su apoyo incondicional, por su amor, comprensión y paciencia, por estar a mi lado en los buenos y malos momentos, por luchar a mi lado y sobre todo por brindarme la oportunidad de convertirme en padre. A mi hijo que es la mayor alegría de mi vida, mi mayor motivación para seguir adelante.

Por último y no menos importante a tan prestigiosa universidad **UNAN-León**, por darme la oportunidad de realizar mis estudios superiores. A mis maestros por su tiempo, por su apoyo, así como por la sabiduría que me transmitieron en el desarrollo de mi formación profesional, sobre todo a mi tutora **Ing. Martha Roque** y a mi asesora **Lic. Noelia Cea** y sobre todo a los maestros **PhD. Evenor Martínez** y **Msc. Claudia Herrera** por ser un pilar fundamental en mi formación y a la **Msc. Valeria Hernández** por su contribución en la realización de este trabajo.

A todos mis amigos y compañeros de clases y aquellas personas que de una u otra forma me brindaron su apoyo durante mi etapa de estudiante universitario. A **Farrallones Aquaculture** por habernos apoyado en la realización de esta investigación y al **Ing. Armel Escoto** por su apoyo y consejos en esta etapa de mi carrera.

José Javier Flores Romero

Resumen

Actualmente en Nicaragua el cultivo del camarón blanco es un producto hidrobiológico que aporta importantes porcentajes de divisas a la economía del país, el éxito que ha tenido este rubro ha incentivado a que muchos empresarios y productores extiendan y tecnifiquen las áreas productivas destinadas a la camaronicultura, ya que este es el producto de mayor demanda en el mercado mundial. Sin embargo el crecimiento de esta industria se podría ver afectado por las incidencias de enfermedades virales y bacterianas que se ha establecido en zonas donde se lleva a cabo esta actividad productiva, surgiendo esto como una problemática a nivel social y principalmente económica en el rubro, razón por la cual a lo largo de la evolución de la camaronicultura y de las enfermedades que la afectan paralelamente se han realizado estudios con el fin de encontrar alternativas que minimicen el impacto de los patógenos en el cultivo, encontrándose el cultivo de camarón marino en tierra adentro; práctica que se lleva a cabo en muchos países desarrollados y en las cuales se presentan resultados similares a la producción tradicional. La finalidad primordial del estudio fue comparar el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* bajo sistemas de cultivo tradicional y el de tierra adentro, a través de la implementación de dos tratamientos que consisten en someter a los organismos a salinidades óptima (T1) y salinidades cercana a 0 (T2), siendo esta la única variante en el manejo del cultivo durante un periodo de 49 días y con una densidad de 27org/m², obteniendo resultados de pesos finales de 17.75 gramos para el T1 y de 12 gramos para el T2, revelando que los factores físicos y químicos no afectaron el crecimiento de los camarones durante el estudio, obteniendo rendimientos productivos de 8,619.09 lb/Ha para el T1 y de 7,148.58 lb/Ha para el T2 con sobrevivencias y Factores de conversión alimenticias aceptables para un cultivo económicamente rentable.

Índice General

1. Introducción.....	4
2. Antecedentes.....	6
3. Hipótesis.....	8
4. Objetivos.....	9
4. Marco Teórico.....	10
4.1 Aspecto generales del Camarón Blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	10
4.1.1 Taxonomía.....	10
4.1.2 Hábitos Alimenticios.....	10
4.1.3 Ciclo de vida.....	11
4.2 Fisiología del Camarón Blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	13
4.2.1 Osmorregulación.....	13
4.2.2 Adaptaciones fisiológicas del Camarón Blanco en agua dulce.....	16
4.3 Ventajas y Desventajas del cultivo en agua dulce.....	21
4.4 Aclimatación del Camarón Blanco <i>Litopenaeus vannamei</i> en agua dulce.....	22
4.5 Siembra.....	24
4.6 Sistemas de Producción acuícola.....	25
4.6.1 Sistemas Extensivos.....	25
4.6.2 Sistemas Semi-intensivos.....	26
4.6.3 Sistemas Intensivos.....	26
4.6.4 Sistemas Súper-intensivos.....	27
4.7 Calidad de Agua.....	27
4.7.1 Salinidad.....	28
4.7.2 Temperatura.....	30
4.7.3 Oxígeno.....	33
4.7.4 pH.....	35
4.8 Muestreos Biológicos.....	36
4.8.1 Crecimiento Acumulado (C.A).....	37
4.8.2 Ritmo de Crecimiento (R.C).....	38
4.8.3 Tasa de Crecimiento (T.C).....	39
4.8.4 Supervivencia (S%).....	40
4.8.5 Factor de Conversión Alimenticia (F.C.A).....	42

4.8.6 Rendimiento Productivo (R.P).....	43
5. Materiales y Métodos.	45
5.1 Ubicación del Estudio.	45
5.2 Tipo de estudio.	45
5.3 Método estadístico.	45
5.4 Descripción del estudio.	46
5.4.1 Fuente de agua.	47
5.4.2 Preparación de la pilas de cultivo.	47
5.4.3 Recambio de agua.	48
5.4.4 Aclimatación y Siembra.	48
5.4.5 Alimentación.	49
5.5 Factores Físicos – Químicos.	49
5.5.1 Salinidad.	49
5.5.2 Temperatura y Oxígeno.	50
5.5.3 pH.	50
5.6 Factores Biológicos.	50
5.6.1 Crecimiento Acumulado (CA)	50
5.6.2 Ritmo de Crecimiento (RC)	51
5.6.3 Tasa de Crecimiento (TC)	51
5.6.4 Supervivencia (S%)	52
5.6.5 Factor de Conversión Alimenticia (FCA)	52
5.6.6 Rendimiento Productivo	53
5.7 Manejo de Datos.	53
6. Resultado y Discuciones.	55
6.1 Factores Físico- Químicos.	55
6.2 Muestreos poblacionales.	63
7. Conclusiones.	76
8. Recomendaciones.	78
9. Bibliografía.	79
10. Anexos.	90

Índice de Ilustraciones

Ilustración 1: Ciclo de vida de camarón banco	11
Ilustración 2: Mecanismo de regulación del volumen celular en animales acuáticos después de un cambio de salinidad.	19
Ilustración 3: Ubicación del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA)	45
Ilustración 4: Diseño del estudio.....	46

Índice de Tablas

Tabla 1: Posición Taxonómica de <i>Litopenaeus vannamei</i>	10
Tabla 2: Aclimatación de postlarvas de 35 a 1 S‰ de salinidad.....	24
Tabla 3: Principio general del manejo de salinidad de los estanques de cultivo. ...	29
Tabla 4: Promedio de las concentraciones de las principales sustancias disueltas en aguas de mar y agua dulce.	30
Tabla 5: Principios generales del manejo de temperatura	32
Tabla 6: Niveles críticos de Oxígeno Disuelto para el cultivo de camarón.	34
Tabla 7: Efecto del pH sobre los organismos de cultivo.....	36
Tabla 8: Prueba de U de Mann-Whitney para factores físico-químicos.....	90
Tabla 9: Prueba de U de Mann-Whitney para muestreos poblacionales.....	90

1. Introducción.

El avance de la Camaronicultura en países en vía de desarrollo como Nicaragua se basa en factores favorable como la fuerte demanda de los productos del camarón, principalmente en países como USA, Asia y Europa; el control de la reproducción artificial del camarón, una innovación en mejores prácticas de cultivo y la implementación sostenida de las ya existentes que conducen a la industria del camarón hacia un estado de sostenibilidad ambiental y económica.

La acuicultura ha venido creciendo de manera significativa en Nicaragua, debido a que ha surgido como una nueva fuente de alimento rico en proteína y de bajo costo a nivel nacional y mundial, debido a la gran demanda y aceptación que ha tenido por parte del consumidor.

El cultivo de camarón a lo largo de los años se ha venido implementando en las distintas zonas costeras del occidente del país y se ha venido extendiendo a lo largo de los años por las obvias necesidades de producción de alimento, esto pone de manifiesto la importancia de buscar nuevas alternativas de terrenos para seguir expandiendo el cultivo de camarón.

Para que la camaronicultura se consolide como una actividad económicamente viable y ecológicamente sustentable en cultivos tierra adentro, deben perfeccionarse las técnicas de aclimatación de los organismos acorde al clima de nuestro país, de manera que se logre optimizar y expandir a terrenos no aptos para la agricultura por estar sobreexplotados.

El cultivo de camarón tierras adentro a pesar de ser considerado como algo nuevo en muchos países, viene dándose en Asia al menos desde 1987 y en Estados Unidos desde la década de los 90. Este tipo de cultivo con el empleo de agua subterránea de pozos de baja salinidad ofrece ventajas en comparación con el cultivo tradicional que se realiza en zonas costeras surgiendo como una alternativa para limitar o evitar la propagación de ciertas enfermedades virales que se transmiten a través de vectores presente en el agua de mar, y que han sido de colapso en granjas camaroneras de diferentes áreas geográficas.

Un factor determinante en el crecimiento del camarón en espacios no salitrosos, es su capacidad adaptativa ya que presenta gran tolerancia a factores ambientales para soportar un intervalo de salinidad entre 0.5 – 45 ups (unidades partes de salinidad), convirtiéndolo en un organismo adaptable a fuentes de agua con bajas salinidades.

Este nuevo método de crecimiento de camarones en aguas con salinidades de 0‰, abre un nuevo campo en cuanto a producción de camarones se refiere, este beneficiario a las personas que se encuentran en zonas alejadas de las costas o los esteros, favoreciendo de esta forma al sector acuícola evitando la sobreexplotación de los recursos hidrobiológicos y la explotación de los suelos estuarinos permitiendo que estos en conjunto con los bosques de manglar se regeneren a corto plazo.

De esta manera, presentamos al cultivo del camarón blanco en tierra adentro, como una alternativa viable de producción, ya que presenta similitud en los estándares de producción del camarón cultivado con agua de mar, en base a su crecimiento y supervivencia.

2. Antecedentes.

La camaronicultura en el mundo se ha ido incrementando de manera acelerada en las últimas décadas, alcanzando un desarrollo gradual con el cultivo de especies de *Litopenaeus vannamei*.

Desde su inicio hasta el año 1996, cuando la industria del cultivo de camarón marino enfrentó unos de los mayores retos, con la incidencia de enfermedades que llegaron de otras regiones del mundo, las granjas productoras de camarón a gran escala, más que erradicar las enfermedades que azotaban, implementaron un sin número de estrategias que permitieron continuar con el desarrollo y crecimiento de esta actividad.

Sin embargo, el crecimiento de esta industria se ve afectado por la falta de tierras aptas para el cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* ya que las zonas marino-costeras disponibles constituyen áreas protegidas en donde importantes comunidades de manglares y biota en general se desarrollan y que no deberían utilizarse para la expansión de la acuicultura.

Estudios realizados en otros países indican que el Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* puede ser cultivado de manera exitosa en tierra adentro con aguas de baja salinidad (0.5 – 5.0 ppm) (Tamayo, 1998). Aunque sin obviar una de las limitantes para desarrollar este tipo de cultivo es la composición iónica de la fuente de agua.

En Guatemala ya existen antecedentes de este tema a través de un estudio realizado en la Escuela de Agricultura de Nororiente –EANOR- en La Fragua, Zacapa en el año 2005-2006. Este estudio tenía por objetivo contribuir al desarrollo de tecnología para la diversificación de la producción agropecuaria en el área rural de Guatemala mediante el cultivo de camarón marino en agua dulce, así como identificar los impactos ambientales potenciales de este cultivo. Aún y cuando, los resultados no han sido publicados (Marroquín, Valdés, & González, 2012).

En otros estudios se estimó el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a una salinidad de 2‰ en la granja “Los Álamos” ubicada en el margen

derecha del río San Lorenzo, Culiacán, Sinaloa, México. Los muestreos fueron a partir de julio - noviembre del 2002 y con un intervalo semanal.

El cultivo represento un porcentaje de sobrevivencia del 71%, y un peso máximo de 26.8 gramos a una tasa de crecimiento de $k= 0,8$. Este resultado fue considerado importante debido a que otros autores como Atwood y Cols (2003) señalaron sobrevivencia del 100% a postlarvas de camarón blanco mantenidas a una salinidad de 2‰, otros autores fueron; Angulo y Cols (2005) que registraron 73,2% de sobrevivencia durante 131 días en condiciones de agua de pozo con una salinidad en promedio de 0,8‰, Sowers y Cols (2006), quienes a salinidades de 2 y 1‰, determinaron un 69 y 68% de sobrevivencia, mientras, Valenzuela y Cols (2010) con 77% de sobrevivencia en agua extraída de pozo (Arzola, Flores, Ceja, & Gutiérrez, 2016).

En la actualidad en el estado de Colima en México operan alrededor de 12 granjas con suministro de agua a partir de riego agrícola, operando con sistemas de producción semi-intensivo y alcanzando producciones de 2 toneladas por ha por ciclo con tallas de 14 a 20 gramos.

Mientras que, en Centroamérica, Honduras es el país pionero en el cultivo de camarón tierra adentro obteniendo tasas de crecimiento de 0.51 gramos por semana en salinidades de 2 ppm, con sobrevivencia de 55 % y pesos de 5.2 gramos durante 21 días de experimentación.

Estos por mencionar algunos de los trabajos que a lo largo de los años se han venido realizando comprobando la adaptabilidad del camarón al cultivo en bajas salinidades y dando respuesta a la población a cerca de opciones de cultivo en sus fincas, cabe destacar que estos mismos trabajos se están realizando continuamente permitiendo mejorar las producciones del cultivo e integrándolo con cultivos agrícolas como ocurre con el cultivo de la tilapia.

3. Hipótesis.

Hipótesis de la investigación: Valenzuela, Rodríguez, y Esparza (2010), aseguran que los camarones cultivados con salinidades cercanas a cero tienen crecimientos similares a los camarones cultivados en salinidades óptimas, así mismo presentando supervivencias aceptables en el cultivo.

Ha: El cultivo de camarón en salinidades óptimas y en salinidades cercanas a cero tiene una diferencia significativa en cuanto a su crecimiento y la supervivencia al final del ciclo productivo.

H nula: El cultivo de camarón en salinidades óptimas y en salinidades cercanas a cero no tiene una diferencia significativa en cuanto a su crecimiento y la supervivencia al final del ciclo productivo

4. Objetivos

4.1 General:

1. Comparar el crecimiento del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*, en dos condiciones experimentales; salinidad óptima y salinidad cercana a cero.

4.2 Específicos:

1. Monitorear los factores físicos - químicos (Salinidad, T°, O₂, pH), del agua del cultivo del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* en ambas condiciones experimentales.
2. Determinar, Crecimiento Acumulado (CA), Ritmo de Crecimiento (RC), y Tasa de Crecimiento (TC) de los organismos en cultivo de ambas condiciones experimentales.
3. Calcular Supervivencia, Factor de Conversión Alimenticia (FCA), y Rendimiento Productivo (RP) de los organismos en cultivo de ambas condiciones experimentales.

4. Marco Teórico.

4.1 Aspectos generales del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*.

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es una especie frecuente y abundante en los sistemas estuarinos, que pertenece a la familia *Penaeidae* y se agrupa en el género *Litopenaeus*; posee un caparazón externo o exoesqueleto que lo hace formar parte en la clase de los Crustáceos, y son artrópodos, por tener sus patas formadas por segmentos articulados y presentar su cuerpo protegido por una cubierta gruesa de quitina, y del orden Decápoda ya que estos poseen cinco pares de patas caminadoras (Pérez & Kensley, 1997).

4.1.1 Taxonomía.

Dentro de la clase Crustáceo se incluyen a los camarones *peneidos*, organismos mandibulados con apéndices birrameos articulados, con dos partes de antena y caparazón (Rivera, 1998).

Tabla 1: Posición Taxonómica de *Litopenaeus vannamei*

Phylum:	<i>Arthropoda</i>
Clase:	<i>Crustácea</i>
Sub-clase:	<i>Eumalacostraca</i>
Orden:	<i>Decápoda</i>
Sub-orden:	<i>Natantia</i>
Súper Familia:	<i>Penaeoidea</i>
Familia:	<i>Penaeidae</i>
Género:	<i>Litopenaeus</i>

Fuente: (Pérez & Kensley, 1997).

4.1.2 Hábitos Alimenticios.

Los camarones peneidos son llamados como buscadores omnívoros, estos se alimentan de una gran variedad de organismo bentónica y detritus, no se pueden colocar en un nivel trófico debido a que usualmente son alimentadores oportunistas (Lovell, T., 1989 citado por Nicovita, 1998).

Las larvas de *Litopenaeus vannamei* presentan tres estadios larvarios con diferente subestadios después de la eclosión, en donde la alimentación dependerá de la diferente etapa de vida en la que se encuentre.

En los primeros cinco subestadios naupliares su nutrición depende de las reservas vitelogénicas proveniente del huevo, constituido por lipoproteínas (Andrade, 2010). En la etapa de Zoea y Mysis las larvas se alimentan de plancton de natación libre; microalgas menores a seis micrómetros, siendo el principal alimento las diatomeas. En cambio, las post-larvas, al tener comportamiento demersal, son detritívoras

Sin embargo, en etapa juvenil realiza un cambio alimenticio los que generalmente eran de tipo omnívora pasan a carnívora, donde predan macro invertebrados de movimientos lentos.

4.1.3 Ciclo de vida.

El subgénero de *Litopenaeus* son catádromas, se reproducen en el mar a profundidades entre 18 y 27 metro, pero ingresan a los esteros para su crecimiento y desarrollo (Auro & Ocampo, 2006). Se ha estimado que la vida de estos organismos es corta, ya que la mayoría de los *Penaeus* viven en promedio entre 18 y 20 meses, y pocos son los individuos que sobrepasan los dos años.

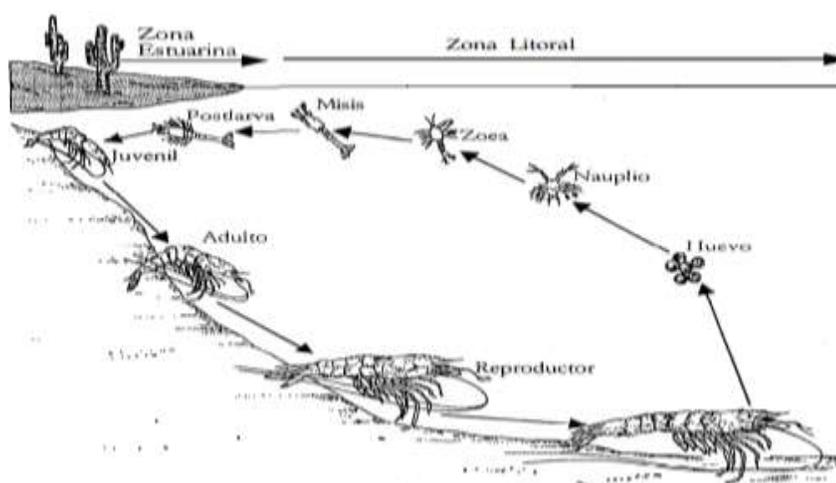


Ilustración 1: Ciclo de vida de camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*).

(Tomado de RPI 1989).

Todo da inicio cuando el macho se une a la hembra para depositarle el espermatóforo (conjunto de espermatozoides) a la salida de la abertura genital de la hembra (télico), la cual esta luego desova y rompe el espermatóforo para que se efectúe la fecundación conforme van siendo expulsado los óvulos. Los huevos fecundados se van al fondo y eclosionan pasando por una serie de estadios larvales:

Nauplios: A como describen Kitani y Alvarado (1982), los nauplios se distinguen morfológicamente por presentar cuerpo periforme con tres pares de apéndices, primeras antenas, segundas antenas y mandíbulas con función natatoria, presentan fototactismo positivo y se alimenta de su reserva vitelina. Dependiendo de la especie que se trate, comprende de 5 a 6 subestadios y miden desde 0.32 mm de longitud en nauplio I y hasta 0.58 mm en nauplios VI (Arce, 1989).

El periodo requerido para llegar de nauplio I hasta el último subestadio naupliar es entre 12 a 30 horas, dependiendo de la temperatura y de la especie.

Zoea: En el estadio de zoea se presentan 3 subestadios caracterizado por los maxilípedos como apéndices natatorio primordiales. La zoea es planctónica y su natación es otra forma característica. El cuerpo se encuentra dividido en dos partes: un caparazón con forma hexágono irregular y la porción dividida en un tórax con seis segmentos y un abdomen no segmentado.

El tiempo que requieren para cambiar a sus tres subestadios es de 36 horas por cada cambio y demoran más en la etapa de zoea II ya que pueden ser de 30 a 40 horas lo cual depende de la temperatura en el cultivo.

Mysis: En esta fase ya presenta características semejantes a un camarón adulto y por lo general existe 3 subestadios, su forma de nadar es un rasgo particular ya que lo hace de forma inversa avanzando hacia atrás, con el abdomen hacia adelante. El movimiento rápido de los pleópodos crea una corriente que ayuda a transportar las diatomeas hacia la boca y el zooplancton hacia los pereiópodos donde pueden ser capturados con facilidad.

Esta etapa toma de 24 a 48 horas por subestadios; a excepción de Mysis I, que toma aproximadamente 40 horas.

Postlarvas: Este estadio va acompañado de cambios morfológicos pocos notorios. El organismo es muy parecido en su aspecto a un camarón juvenil o adulto con tallas entre 5 y 25 mm, presenta un rostro romo, pleópodos con sedas que se convierten en apéndices natatorias y uno de los más importantes cambios es la desaparición de los exopoditos de los pereiópodos (Kitani & Alvarado, 1982).

Las postlarvas penetran a los esteros, abandonando su modo de vida planctónica y pasa a formar parte de los bentos, alcanzando rápidamente el estadio juvenil y a medida que aumenta su talla, van regresando gradualmente a las zonas de desagües de lagunas o esteros donde se convierten en sub-adultos.

4.2 Fisiología del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*.

Los factores ambientales considerados con mayor influencia en las respuestas fisiológicas de los camarones *peneidos* son la temperatura y la salinidad, ya que les provoca efectos biológicos de gran complejidad (Chen, Lin, Ting, & Lin, 1995).

La especie de *Litopenaeus vannamei*, es conocida por habitar en un amplio intervalo de salinidad desde 1-2 ups hasta 40 ups (unidades prácticas de salinidad) (Menz & Blake, 1980). *L. vannamei* exhibe un patrón de regulación hiperosmótico en bajas salinidades y un patrón de regulación hipoosmótico en altas, con un punto isosmótico entre 25-26 ups (Castille & Lawrence, 1981; Díaz, Farfan, Sierra, & Re, 2001).

4.2.1 Osmorregulación.

La capacidad osmoreguladora en las especies de crustáceos se define como la diferencia entre la presión osmótica de la hemolinfa y el medio externo en una salinidad dada (Charmantier, Bouaricha, Charmantier, Thuet, & Trilles, 1989)

La presión osmótica corresponde a la fuerza que ejerce el soluto sobre una membrana impermeable al soluto, pero permeable al agua. Al existir una diferencia de concentración de solutos entre dos compartimentos que están separados por dicha membrana. La diferencia de presiones hace que el agua siempre tienda a difundir libremente a través de la membrana desde el compartimento con menor

concentración de solutos, más diluido, hacia el más concentrado para establecer un equilibrio entre ambos compartimentos (isoosmoticidad). Si el animal tiene una mayor concentración de solutos que el ambiente (hiperosmótico) el agua difundirá a sus tejidos, pero si son menos concentrados (hiposmótico) el agua saldrá del organismo hacia el ambiente.

La osmorregulación es un importante mecanismo de adaptación al medio ambiente de las especies acuáticas especialmente en crustáceos (Lignot, Cochard, Soyez, Lemaire, & Charmantier, 1999). Los camarones eurihalinos a baja y alta salinidad, regulan osmóticamente sus fluidos corporales como adaptación a los cambios de salinidad. Según Boyd (1990), *P. vannamei* es considerado una especie altamente eurihalina.

Todos los crustáceos de agua dulce y muchas especies de agua salobre muestran regulación hiperosmótico, manteniendo altas concentraciones de sales en la hemolinfa, iguales al medio donde se desarrollan. La regulación hipoosmótico es mostrada por algunos crustáceos que viven en el agua de mar y lagos. Ambos tipos de osmorregulación son estados sostenidos en los que existe gasto de energía (Robertson, 1960).

Algunos autores han determinado que en *L. vannamei* como en otros *peneidos*, al someterlos a diferentes salinidades de su punto isosmótico de 28 °C y 25 ups (Díaz, Re, Sierra, & Díaz, 2004; González, 2006), su gasto energético se incrementa debido a los procesos de osmorregulación, lo que se refleja inmediatamente en un mayor consumo de oxígeno (Valdez, Díaz, Re, & Sierra, 2008; Re, Díaz, Valdez, Flores, & López, 2010).

Es prioritario el conocimiento del consumo de oxígeno a diferentes condiciones de temperatura y salinidad debido a que el consumo podría ser considerado como un indicador directo de las reservas metabólicas en las postlarvas de camarón, así como para el flujo de energía que los organismos requieren para su control homeostático (Salvato, Cuomo, Muro, & Beltramini, 2001; Re, Díaz, Sierra, & Gómez, 2004). Además, la temperatura y salinidad son unos de los principales factores abióticos que influyen en todas las actividades biológicas de los organismos

peneidos (Arzola et al., 2016; Miranda, Valles, Sánchez, & Álvarez, 2010; Ramos & Andreatta, 2011).

Numerosas investigaciones han demostrado la capacidad de varias especies de camarones para tolerar amplios intervalos de salinidad ambiental (Boyd, 1989). Sin embargo, en camarones *peneidos* poco se conoce acerca de las respuestas que acompañan a los ajustes metabólicos que permiten a los individuos aclimatarse a la salinidad. En este sentido (Rosas, López, Mercado, & Martínez, 2001), reportaron que los ajustes respiratorios asociados a un cambio de salinidad en los juveniles de *L. vannamei* depende del tiempo de aclimatación.

Dentro de los estudios sobre los patrones de la ontogénesis de la osmorregulación en crustáceos se ha encontrado que después de la metamorfosis inicia la capacidad de la osmorregulación, la cual se basa en la eficiencia iónica principalmente de los iones sodio y potasio e incrementa los niveles de la actividad de Na^+ y K^+ -ATPasa. Estos eventos están interrelacionado con cambios de tolerancia a la salinidad (Charmantier, 1998).

El bajo contenido de sodio y el alto contenido de potasio intracelulares observados en condiciones fisiológicas, debe ser consecuencia de un transporte activo que genere un flujo de sodio hacia el exterior y otro de potasio hacia el interior de la célula, generando una distribución alejada del equilibrio; dicho mecanismo que bombea sodio al exterior y potasio al interior de la célula que lo denomina “bomba de sodio”.

Algunos experimentos realizados, con respecto a la tolerancia de los crustáceos a diversas salinidades demuestran que si pueden adaptarse a valores extremos y la razón porque esta tolerancia no se da en el medio natural es que en este existen factores de estrés como poca disponibilidad de alimento, déficit de oxígeno, presencia de competidores y depredadores, entre otros.

La barrera de regulación iónica entre el medio interno y el medio externo es la orina, el órgano de excreción de la orina es la base de la glándula antenal. Estos órganos que son muy importantes en la regulación iónica no lo son en la

regulación osmótica ya que se ha demostrado que no existe diferencia entre la constitución y la cantidad de iones en la hemolinfa y la orina en ciertas especies. El hecho de excretar orina isosmótica a la hemolinfa aumenta la tendencia a perder sales en medios hiposmóticos y a perder agua en medios hiperosmótico (Marroquín et al., 2012)

Por otro lado la recuperación llevada a cabo por las branquias se da en contra de un gradiente de concentración ya que las especies marinas que pierden agua y sales por la base de la glándula antenal recuperan casi todos los iones y las especies que las pierden por difusión recuperan la totalidad de estos compuestos, lo cual implica un gasto energético.

Sin embargo, el mejor crecimiento en muchas especies se observa a una salinidad distinta a su punto isosmótico (Brito, Chimal, & Rosas, 2000), lo cual ha generado una controversia alrededor del costo energético de los mecanismos osmorreguladores y su relación con el metabolismo.

La adaptación de los organismo a diferentes salinidades está llevando a la necesidad de realizar estudios relacionados con la capacidad de osmorregulación a estos cambios de salinidad, en especial de agua salada a agua dulce (Anger, 1996).

4.2.2 Adaptaciones fisiológicas del Camarón Blanco en agua dulce.

La adaptación fisiológica se refiere a un ajuste funcional, el cual favorece la actividad biológica normal en un ambiente alterado o estresado (Hockachka & Somero, 1973).

La salinidad es un factor modulador y enmascarado del estado fisiológico de camarones (Fry, 1947). En los ambientes costeros, como las lagunas costeras donde viven juveniles de camarón de diferentes especies, la salinidad fluctúa con frecuencia por ser una zona expuesta al ciclo de mareas, de cambios estacionales (épocas de secas/lluvias), e influencia de ríos. Para lograr sobrevivir y crecer a su tasa máxima, los camarones se han adaptado poniendo en marcha diversos mecanismos fisiológicos que les han permitido compensar cambios bruscos de la salinidad. Así, por ejemplo, una disminución en la salinidad significa una entrada

masiva de agua como consecuencia de un proceso de difusión simple. Para evitar una dilución extrema y, por lo tanto, un aumento en el volumen celular, ocurren los siguientes procesos:

1. Reducción de la concentración de los principales iones osmoefectores disueltos en el citoplasma (Na^+ , Cl^- , K^+).
2. Transporte de aminoácidos de la célula hacia la sangre, y de ahí, a la glándula digestiva.
3. Cambio en la permeabilidad de las células branquiales.

Entre los factores de mayor importancia en la adaptabilidad del camarón en agua dulce, se encuentra la relación adecuada en la concentración de los iones en el agua, debido a que esto se ha asociado con la sobrevivencia de este crustáceo (Saoud, Davis, & Rouse, 2003).

(McGraw & Scarpa, 2002), indicaron que niveles bajos en la concentración de los iones Na, K, Ca y Mg en el agua disminuyen la sobrevivencia del camarón *L. vannamei* en contraste con altas concentraciones de estos iones.

Algunas investigaciones realizadas en relación con el cultivo señalan que la constitución iónica de las aguas de pozo varía considerablemente; mientras algunas aguas son apropiadas para el cultivo de camarón, otras no permiten una buena sobrevivencia y crecimiento (Saoud et al., 2003).

La constitución iónica de las aguas de pozo varía considerablemente; (Davis, Saoud, McGraw, & Rouse, 2002) demostraron que la sobrevivencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei* en agua de pozo se ve afectada por la concentración de varios iones, tales como: potasio (K^+), magnesio (Mg^{2+}) y sulfato (SO_4^{2-}), así como también por la edad de las postlarvas al momento de la aclimatación. Por otra parte, ésta se correlaciona positivamente con las concentraciones de potasio, magnesio y sulfato y negativamente con las altas concentraciones de hierro (Fe). Con base en esto, la suplementación de potasio al recurso de agua con bajas concentraciones de este ión tiene como resultado un incremento en la sobrevivencia y el crecimiento de las mismas.

En estudios realizados en aguas con una salinidad cercana a 0 ppt (parte por tonelada), la cual es preparada por la mezcla de agua hipersalina con agua de pozo concluyen que las concentración de iones se mantiene similar a la del agua de mar favoreciendo la sobrevivencia y el crecimiento de los camarones (Lucena, Leonardi, Pichardo, & Farci, 2006).

Sin embargo, en un ambiente diluido, los organismos deben resolver 2 problemas; la entrada de agua al cuerpo y la pérdida de sales corporales, para contrarrestar estos efectos, los organismos son capaces de cambiar la permeabilidad de las branquias, además, generar abundante orina diluía a fin de conservar sales útiles y regular la presión osmótica interna. Los iones útiles que se pierden en la orina, se reabsorben a través de las branquias en donde el transporte activo de sales, del epitelio al líquido intersticial y a las branquias, se ve favorecido por el intercambio de la bomba sodio/potasio.

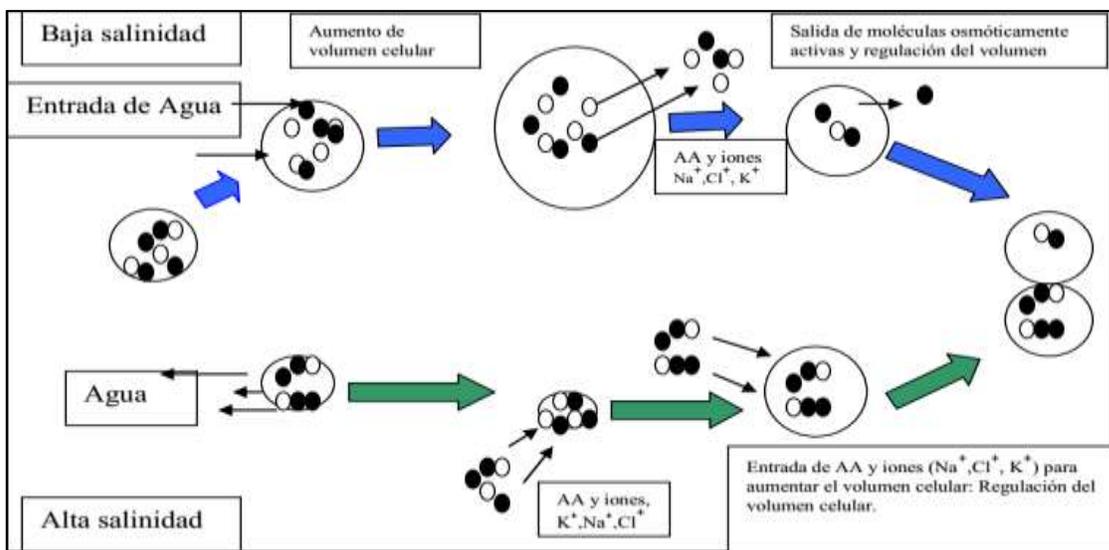
Cuando existe un cambio brusco de salinidad, el organismo tiene que ajustar la osmolaridad, modificando la concentración iónica interna, lo que es posible mediante otro mecanismo de osmorregulación, el cual consiste en el reajuste de proteínas y aminoácidos intracelulares libres (Gly, Ala, Pro, y Glu), por la acción enzimática de la glutamato deshidrogenasa (GDH) activada por iones orgánicos (Watts, Yeh, & Henry, 1996).

Estos procesos de transaminación pueden conducir a la formación de nuevos aminoácidos o a la síntesis de productos como la glutamina o la glucosamina, esta última utilizada para la síntesis de quitina del caparazón de los organismos.

El conjunto de aminoácidos actúa como un amortiguador entre las variaciones de las proteínas corporales, los requerimientos de energía del metabolismo de los peneidos, y la presión osmótica cuando son sometidos a variaciones de salinidad (Rosas et al., 1999). Cuando bajan los niveles de salinidad, hay una disminución de los aminoácidos esenciales, pero son los aminoácidos no esenciales especialmente glicina, prolina, alanina y glutamato los que se representan cerca del 90% de la reducción total en la mayoría de las especies (Claybrook, 1983).

Cuando se produce un incremento en el nivel de aminoácidos, especialmente aspartato, glutamato, prolina y alanina (Claybrook, 1983) al producirse un estrés osmótico estos aminoácidos se oxidan acelerando el ciclo de Krebs para así proveer la energía necesaria para realizar los ajustes fisiológicos necesarios para la osmorregulación muscular (Rosas et al., 1998).

Durante los ajustes a la salinidad, la entrada y salida de osmolitos (AA e iones) produce cambios en la concentración osmótica de la sangre, por los que los organismos tienen que realizar ajustes para mantener el volumen celular. La



capacidad para realizar los ajustes de la concentración osmótica se puede medir utilizando un osmómetro, el cual mide directamente la cantidad de moléculas osmóticamente activas en un fluido.

Ilustración 2: Mecanismo de regulación del volumen celular en animales acuáticos después de un cambio de salinidad.

Fuente: (Rosas et al 2008)

Las flechas azules muestran un aumento de volumen celular asociado con la entrada de agua cuando el ambiente es diluido. La salida de iones y aminoácidos (AA) funciona como un mecanismo de regulación del volumen. Cuando la salinidad es elevada hay una reducción del volumen celular debido a la salida del agua; en

este caso, la entrada de AA y iones a la célula es el mecanismo para la regulación del volumen celular.

En el medio dulceacuícola los niveles de O₂, CO₂ y pH pueden fluctuar durante el transcurso del día o la estación, al verse alterados por factores bióticos (productividad primaria y consumo de oxígeno de plantas y animales) y abióticos (circulación, temperatura, la naturaleza de la cuenca y los afluentes).

Varios autores (Boyd, Thunjai, & Boonyaratpalin, 2002; Laramore, Laramore, & Scarpa, 2001; Nunes & López, 2001) señalan que, además del oxígeno y la temperatura, los niveles de dureza (calcio y magnesio), alcalinidad, sodio y cloruros son críticos bajo condiciones de baja salinidad. El efecto de estos minerales puede ser decisivo porque participan directamente sobre la osmorregulación, en la muda y formación de exoesqueletos.

En aguas de baja salinidad, a diferencia del agua de mar, el calcio y magnesio pueden ser limitantes y retardar el crecimiento generando animales con exoesqueletos blandos y con dificultades para mudar.

La concentración de carbonatos en agua dulce fluctúa entre valores cercanos a cero y niveles mayores de 100 mmol/L.

(Marcillo, 2001) indica que *L. vannamei* puede ser cultivado en agua dulce, siempre y cuando ésta tenga la dureza necesaria y el correcto balance mineral. Por su parte, (Boyd et al., 2002) establecen que, el camarón requiere concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonatos, sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, sodio y potasio. Estos autores recomiendan determinar la concentración de estos iones y posteriormente compararlos con perfiles de aguas que han tenido éxito en este tipo de cultivo.

Una alta dureza sustituye las carencias del agua de mar supliendo las sales marinas, evitando que el animal sufra de depresión intraosmótica. Granjas en Colima, México reportan rangos de CaCO₃/mL entre 350 y 600 mg (Gutiérrez, 2001). Asimismo, en experimentos de cultivo de *L. vannamei* con agua de pozo en el sur de Estados Unidos, indican que es probable que una reducción de la dureza

total del agua (a 300 ups) disminuya la supervivencia de las larvas (Lester & Pante, 1992).

4.3 Ventajas y Desventajas del cultivo en agua dulce.

A como hemos venido mencionando en distintos apartados la camaronicultura a baja salinidad podría ser una alternativa viable para aquellos lugares donde el alto costo y la escasez de tierras para cultivo cerca de la costa es un problema. Esta actividad es una alternativa de uso para cuerpos acuáticos donde se requiere diversificar su explotación para convertirse en una fuente de ingresos a las comunidades cercanas.

Agrocadenas de diferentes sistemas de producción integrados con la interacción de técnicas agrícolas y pecuarias, permiten crear o mantener ecosistemas productivos sin contaminación mediante el manejo racional de los recursos naturales, evitando uso de sustancia químicas y de la misma manera brindar al consumidor productos alimenticios sanos para su consumo (Rojas, 2005).

En el cultivo de camarón en agua de baja salinidad es posible la integración de sistemas agroacuícolas donde el agua de desecho producto de la acuicultura es aprovechada para irrigar cultivos agrícolas, aportando nutrientes orgánicos esenciales al suelo. Los llamados sistemas integrados y acuapónicos (integración de acuicultura y sistemas hidropónicos) se encuentran actualmente en práctica y figuran como una alternativa viable y ecológica que fomenta la conservación del medio ambiente con el reciclaje de nutrientes (Pardo, Suárez, & Soriano, 2006)

Con este manejo de afluentes, se aprovechan los recursos y se amortigua el impacto ambiental en la zona. Si por alguna razón la granja de camarón no cuenta con la integración del sistema agroacuícolas, se pueden proponer alternativas que sirvan para mitigar el impacto de los efluentes de la granja. Algunas medidas que se recomiendan son la creación de estanques de sedimentación para que los sólidos suspendidos del agua de desecho se precipiten, y posteriormente el agua con menor carga orgánica sea transferida a otro en donde se desarrolle el cultivo de especies biorremediadoras que apoyen en la reducción de nutrientes.

De igual manera la camaronicultura a baja salinidad también puede generar efectos adversos que se traducen en impactos sobre la biodiversidad de los ecosistemas adyacente a la unidad de producción, por el efecto de impactos físicos al medio ambiente causado por la modificación de los cuerpos de agua dulce para abastecer a la granja y problemas en la salud pública a consecuencia de la alta humedad que sirve como un medio para la proliferación de mosquitos que afectan la salud humana, como el dengue o la malaria.

Otra y muy peculiar desventaja es la salinización del ambiente circundante (Flaherty, Szuster, & Miller, 2000). Para mitigar este proceso se puede considerar usar tecnologías de bajo costo adecuadas con el ambiente para la desalinización del agua del cultivo. Un dispositivo relevante es una planta que combina la energía eólica con el proceso de compresión de vapor para eliminar sales del agua y producir agua potable (Jürgen, 2000).

4.4 Aclimatación del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* en agua dulce.

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

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

siembra. El objetivo de la aclimatación es igualar la calidad del agua de transporte con el agua de la granja. Es necesario determinar la temperatura en grados centígrados, la salinidad, el pH, tanto del agua transporte como del sitio donde se va sembrar.

Los cambios no deben de exceder 3‰ salinidad cada 40 minutos, luego el siguiente es cada 50 minutos, el siguiente a los 60 minutos, etc. Si está debajo de 15‰ de salinidad es recomendado disminuirla de en 2‰, el factor temperatura es también de mucha importancia, durante las últimas horas de la tarde y primeras horas de la noche, el agua del estanque aún contiene calor del sol y es necesario esperar para la siembra, hasta que el agua tenga temperaturas parecidas a las que contiene las postlarvas. (Arzola et al, 2016).

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

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

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

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

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

Tabla 2: Aclimatación de postlarvas de 35 a 1 S‰ de salinidad

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

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

4.5 Siembra.

Los estanques de cultivo deben ser cuidadosamente preparados e inspeccionados antes de sembrarlos. Estos deben contar con un buen afloramiento de algas y estar

libres de peces, jaibas, cangrejos u otros organismos que suelen buscar refugio y alimento dentro o a las orillas de los estanques.

Se recomienda liberar las postlarvas en los estanques tan pronto como sea posible. Idealmente la siembra se debe realizar durante la parte más fresca del día (6-8am) o durante las horas de la noche.

Cada tanque de transporte debería tener una densidad final máxima de 800 postlarvas por litro, y deben ser oxigenados continuamente. Las postlarvas deben ser liberadas a intervalos de 50 metros desde los tanques de transporte al estanque con la ayuda de una manguera parcialmente sumergida. También se debe tener el cuidado de liberar las postlarvas del lado del estanque que está a favor del viento pues así el viento y las olas ayudan a dispersarlas después de la siembra.

Para monitorear la sobrevivencia post-siembra se deben usar cubos de sobrevivencia. Se usan dos por estanque y se colocan cerca del borde a una profundidad mínima de 50 cm. Se siembran 100 postlarvas en cada cubo y de 24, 48 y 72 horas se le retira y se calcula el porcentaje de sobrevivencia.

Promedios de sobrevivencia de 85% son considerados aceptables. Si se obtienen promedios menores se debe realizar siembras adicionales hasta completar la densidad de siembra planeada. (Herrera & Martínez, 2009).

4.6 Sistemas de Producción acuícola.

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

4.6.1 Sistemas Extensivos.

Este sistema de producción de camarón es ampliamente utilizado, debido a que el proceso de cultivo no requiere de controlar los factores que intervienen en el crecimiento del camarón. Además, el rendimiento obtenido en este dependerá básicamente de la productividad natural y prácticamente no se aplica técnicas durante el proceso productivo. En este sistema quedan incluidas todas las formas

de encierro de juveniles, manteniendo los organismos hasta llegar a la talla comercial (Rodríguez & Reprieto, 1984).

Esta técnica es común en los países latinoamericanos. Los cultivos extensivos de *P. vannamei* se desarrollan en las zonas inter mareales, donde no hay bombeo de agua ni aireación.

Los estanques suelen ser de forma irregular, con una superficie de entre 5 y 30 ha y una profundidad de entre 0,7 y 1,2 metro. Generalmente, se empleaba semilla silvestre que entraba a los estanques con la marea alta, o se adquiría a los recolectores de semilla; desde la década de 1980 se utiliza postlarvas obtenida de las incubadoras, con una densidad de 4 –10 postlarvas por m². El camarón se alimenta a base de alimentos producidos naturalmente mediante fertilización, y con una dosis de alimentos balanceados al día. A pesar de la baja densidad, a los 4 ó 5 meses se cosechan camarones pequeños de entre 11 y 12 g. El rendimiento en estos sistemas extensivos es de 150–500 kg/ha/cosecha, con una o dos cosechas anuales (Boone, 1931 citado por FAO, 2006).

4.6.2 Sistemas Semi-intensivos.

Este sistema se caracteriza por tener una densidad más alta que el sistema extensivo, la tasa de recambio de agua es mayor y además de fertilizar como en el caso anterior se requiere ofrecer alimentación suplementaria pues el alimento natural se hace limitante al aumentar la densidad de camarones que se proyecta sea de 10-30 camarones/m². Se prevé utilizar una tasa de fertilización de 20 a 40 kg/ha, con una utilización de 30/kg/mes de fertilizante inorgánico y una tasa de recambio de agua de 10 a 20% (FAO, 2006).

4.6.3 Sistemas Intensivos.

En este sistema se utilizarán fertilizantes, alimento artificial y aireación dentro de los estanques por medio de aireadores que permitan mantener condiciones adecuadas de oxígeno en el cultivo. La densidad final esperada de este sistema es de 60-300 animales/m²; la mortalidad prevista es del 25% en los 105 días de cultivo. El uso de fertilizantes oscilará entre 20–40 kg/ha/mes, estimando una utilización de 20

kg/ha/aplicación, el alimento será suministrado dos veces por día, se realizará un recambio de agua del 10 al 20% y se utilizarán aireadores 24 horas al día (Hernández, 1991).

4.6.4 Sistemas Súper-intensivos.

La investigación desarrollada recientemente en Estados Unidos de Norteamérica se ha enfocado al crecimiento del *P. vannamei* en sistemas de canales de flujo rápido súper-intensivos en invernaderos, sin recambio de agua (salvo el reemplazo de pérdidas por evaporación) o la descarga, utilizando larvas de cepas domesticadas libres (SPF). Por lo tanto, son bioseguros, sustentables, con poco impacto ecológico pudiendo producir camarón de alta calidad con eficiencia costo-beneficio.

El cultivo en canales de 282 m² con 300–450 juveniles por m² de entre 0,5 y 2 g para su crecimiento entre 3 y 5 meses, ha logrado obtener producciones de entre 28,000 y 68,000 kg/ha/cosecha a tasas de crecimiento de 1,5 g/semana, tasas de sobrevivencia de 55–91 por ciento, con un peso promedio de entre 16 y 26 g y factores de conversión alimenticia de 1,5–2,6:1 (Boone, 1931 citado por FAO, 2006)

4.7 Calidad de Agua.

Según (Boyd, 1990), la calidad de agua en acuicultura puede definirse como la conveniencia del agua para el desarrollo de un cultivo. La calidad de agua incluye todos los parámetros físicos, químicos y biológicos que influyen en la producción de especies acuáticas.

El buen crecimiento de los organismos acuáticos depende en gran parte en la calidad del agua del cultivo ya que una manipulación inadecuada o el deterioro de la misma, puede traer consecuencias negativas para el cultivo como un ritmo de lento crecimiento, el aumento de la susceptibilidad a enfermedades, la interrupción de la madurez sexual y una mayor tasa de mortalidad tanto de los peces como de los camarones cultivados.

El estudio de cualquier sistema de cultivo debe incluir la evaluación de los factores de calidad de agua que afectan el manejo de cada especie en particular. Dentro de

estos factores, se puede mencionar: la salinidad, temperatura, oxígeno y la acidez del agua. Ya que los requerimientos de los parámetros permiten prevenir problemas, tomando medidas correctivas antes de que estos se presenta.

4.7.1 Salinidad.

La salinidad es la concentración total de los iones disueltos. La salinidad depende básicamente de siete iones, cuyo valor promedio de concentración en el agua de mar es: Sodio, 10,500 mg/L; Magnesio, 1,450 mg/L; Calcio, 400 mg/L; Potasio, 370 mg/L; Cloruro, 19,000 mg/L; Sulfato, 2,700 mg/L; Bicarbonato, 142 mg/L.

La salinidad promedio del agua de mar es 34.5 partes por mil (ppm). En agua salobre, la salinidad varía de acuerdo a la salinidad de la fuente de agua. La salinidad en las aguas estuarinas puede ser similar a la del agua dulce durante la época de lluvia y aumentar durante la sequía. Los estuarios con acceso limitado al mar tienen mayor salinidad que éste durante la temporada de sequía ya que los iones se concentran a causa de la evaporación. La salinidad disminuye conforme se aleja de la boca del estuario, y la salinidad puede estratificarse de acuerdo a la profundidad en el estuario (Boyd, 1989)

El intervalo de tolerancia de la salinidad para los camarones es muy amplio y pueden sobrevivir de 0 ppm hasta 50 ppm, los organismos que soportan amplias fluctuaciones de salinidad se conocen como eurihalinos.

Sin embargo, Ponce, Martínez y Ross, (1997) concluyen que el crecimiento de este camarón no se ve reducido en el rango de salinidades entre 25 y 45 ‰ si se le cultiva dentro de su rango óptimo de temperatura. Si la salinidad es muy baja se podría terminar con problemas de agua de baja alcalinidad y problemas con algas de agua dulce, que pueden producir floraciones de algas que producen mal olor y mal sabor (Herrera & Martínez, 2009).

Por otro lado, si el camarón puede vivir en agua con salinidades muy diferentes, él no puede soportar un cambio muy brusco de salinidad dentro del rango de 0 a 70 ppm. Las sales disueltas en el agua ejercen una presión osmótica sobre los organismos vivos, una presión osmótica elevada puede provocar fenómenos de

difusión a través de las paredes celulares a nivel de las branquias, lo que puede ocasionar la muerte de esas células. Un aumento en la salinidad disminuye la tasa de consumo de oxígeno en muchos organismos.

Tabla 3: Principio general del manejo de salinidad de los estanques de cultivo.

1	Salinidad más alta que el agua del canal	Aumentar el intercambio de agua
2	Salinidad baja	Disminuir el cambio de agua, permitiendo una mayor evaporación por la acción del sol y subir así la salinidad.
3	Estratificación	En caso por estratificación por lluvia fuerte, sacar el agua dulce por la superficie, con un cambio fuerte de superficie

Fuente: (Herrera, 2012).

Martínez & Lin (1994), expresa que la salinidad afecta tanto a la sobrevivencia como al crecimiento del camarón en un cultivo, por otro lado, la combinación de valores extremos de temperaturas y salinidad ocasionan una inhibición en la alimentación del camarón, influyendo directamente en su metabolismo, así como también el nivel de oxígeno disuelto en el agua, a mayor salinidad y temperatura, el oxígeno disuelto disminuye.

La salinidad alta tiene consecuencias nefastas sobre el ecosistema del estanque. Sabemos en efecto que para las salinidades altas o bajas los organismos marinos deben utilizar una gran parte de su energía para equilibrar su medio interior con el exterior esto se hace en contra del crecimiento y la supervivencia.

Una salinidad alta puede afectar negativamente:

- La producción natural de los estanques.
- El crecimiento de los camarones.

- La supervivencia de los animales principalmente en el momento de la aclimatación y la siembra.
- La concentración de oxígeno del agua.

Tabla 4: Promedio de las concentraciones de las principales sustancias disueltas en aguas de mar y agua dulce.

Sustancias	Agua de mar (mg/ L)	Agua Dulce (mg/L)
Cloruro (Cl)	19,000	7.8
Sodio (Na)	10,500	6.3
Sulfato (SO ₄)	2,700	11.2
Magnesio (Mg)	1,350	4.1
Calcio (Ca)	400	15.0
Potasio(K)	380	2.3
Bicarbonato (HCO ₃)	142	58.4
Bromo (Br)	65	0.02
Estroncio (Sr)	8.0	0.1
Silicato (SiO ₂)	6.4	13.1
Boro	4.5	0.1

Fuente: (Herrera, 2009).

4.7.2 Temperatura.

La temperatura es la magnitud que mide el nivel térmico o calor que un cuerpo posee. Toda sustancia en determinada agregación (sólido, líquido o gas), está constituida por moléculas que se encuentran en continuo movimiento. La suma de las energías de todas las moléculas del cuerpo se conoce como energía térmica y la temperatura es la medida de esa energía promedio.

La temperatura es un factor abiótico que regula los procesos vitales para los organismos vivos, así como también afecta las propiedades químicas y físicas de otros factores abióticos en un ecosistema. La temperatura afecta la solubilidad del

oxígeno en el agua y su consumo por los organismos aumentando o disminuyendo su actividad biológica (Herrera, 2012).

El camarón es un animal poiquilotermo y la temperatura influye de modo directo sobre sus necesidades metabólicas. El efecto de la temperatura en las enzimas provoca que la tasa metabólica de un animal incremente exponencialmente con la temperatura corporal. El periodo de digestión depende de la temperatura desde el momento en que interviene un gran número de reacciones químicas, cuya velocidad se encuentra determinada por la naturaleza del camarón; a mayor actividad se encuentra actividad enzimática por lo tanto hay una intensificación de los procesos de digestión y alimentación.

Cuando se evalúa la temperatura de una sustancia se está midiendo la cantidad de energía que contiene el agua. Los camarones tropicales o de lugares cálidos, se desarrollan mejor en agua con una temperatura entre 25-32°C, debajo de 23°C su desarrollo es lento o retardado, debido a un descenso en su tasa metabólica. Cuando la temperatura del agua sobrepasa los 32°C, los camarones tendrán metabolismos muy acelerados. Aunque su crecimiento puede ser muy rápido, el agua caliente no tiene mucha capacidad de mantener oxígeno en solución. (Meyer, 2004).

Santamaría y García (1991), refieren que, la temperatura es un parámetro importante que afecta el desarrollo, crecimiento, respiración y su reproducción del camarón.

En días muy calientes el agua superficial de los estanques, puede alcanzar temperaturas por encima de 35°C. Normalmente las aguas más profundas del estanque no se calientan tanto, una temperatura de 35°C está por encima del límite de tolerancia. Los camarones no resisten cambios bruscos en la temperatura del agua, este hecho tiene especial importancia, durante el transporte o traslado de los animales, al pasarlos de un recipiente a otro, una diferencia de tan sólo 5°C puede causar una tensión fisiológica o estrés entre los organismos o resultar una mortalidad parcial o masiva entre ellos. (Meyer, 2004).

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

En un estanque el calor debido al sol, permite que el agua de la superficie se caliente más que el agua del fondo, porque la densidad del agua baja cuando la temperatura del agua sube, el agua de la superficie puede ser tan liviana que no se mezcla con el agua más pesada y fría del fondo.

La separación del volumen de agua en dos capas se llama Estratificación Termal; la capa caliente superior lleva el nombre de Epilimnio y la capa fría inferior Hipolimnion, la fina separación donde la temperatura cambia rápidamente, entre el Epilimnio y el Hipolimnion, se llama Termoclina. (Herrera & Martínez, 2009).

Tabla 5: Principios generales del manejo de temperatura

1	Temperatura alta 35°C	Aumentar el intercambio de agua, aumentando el nivel del agua porque la temperatura del canal debe de ser más baja,
2	Temperatura baja 25°C	Bajar el nivel del agua, para aprovechar el calentamiento del agua por el sol
3	Estratificación	Trata de romper la estratificación moviendo el agua con la ayuda de un aireador de superficie, tratar de girar el agua con un motor.

Fuente: (Herrera & Martínez, 2009).

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

resistir un rango específico de temperatura y dentro de este mismo rango tiene una temperatura óptima para su crecimiento y reproducción. Estos rangos óptimos pueden cambiar a medida que crecen los camarones. (Herrera, 2012).

4.7.3 Oxígeno.

El oxígeno es un gas que se encuentra disuelto en el agua es vital para la existencia de la mayoría de los organismos acuáticos. La concentración de oxígeno disuelto en agua se expresa en mg/L. El oxígeno disuelto es el gas más abundante en el agua después del nitrógeno, pero es a la vez indispensable. Cuando el oxígeno disuelto se encuentra muy bajo los organismos se estresan y pueden morir. (Herrera & Martínez, 2009).

El oxígeno disuelto es un factor ambiental regulador del metabolismo de los camarones. Su papel regulador está dado por la participación directa en la obtención de energía a partir de la respiración, por la fosforilación oxidativa. En este proceso, el oxígeno es el último aceptor de electrones de la cadena respiratoria, permitiéndoles a los camarones, y en general a los organismos aerobios, aprovechar al máximo la energía contenida en los enlaces de las moléculas de carbono que son metabolizadas por el ciclo de Krebs. (Rosas et al, 1998).

Los camarones respiran el oxígeno molecular (O_2) disuelto en el agua. La concentración de oxígeno en solución en el agua de un estanque puede ser considerada como el parámetro variable más importante en la camaronicultura. De muchas maneras, el nivel de oxígeno en solución es el mejor indicador del estado general del cultivo acuícola. Es importante saber la cantidad de oxígeno en solución en el agua del cultivo y entender los múltiples factores y sus interacciones que determinan e influyen en esta concentración. (Meyer, 2004).

Las menores concentraciones de oxígeno se observan durante la madrugada y las mayores a última hora del día. Se consideran rangos normales de concentración entre 3 y 8 mg/L. Se debe evitar no solo una baja concentración, sino valores

superiores a 10 mg/L, ya que esto indicaría una excesiva concentración de fitoplancton que puede producir una depleción notable de oxígeno durante la noche.

En la cría de camarones tratamos de mantener la concentración de oxígeno, superior a 3 mg/L. Abajo de 3 mg/L, el metabolismo del camarón baja, con consecuencias negativas sobre su supervivencia y crecimiento. El consumo de oxígeno es una respuesta fisiológica que se puede correlacionar con las variaciones de los factores ambientales, ya que la tasa respiratoria está relacionada con el trabajo metabólico y el flujo de energía que los organismos canalizan hacia los mecanismos de control homeostático. (Herrera & Martínez, 2009)

Tabla 6: Niveles críticos de Oxígeno Disuelto para el cultivo de camarón.

Niveles de Oxígeno disuelto	Afectación
0 - 1.3 mg/L	Letal
1.3 - 1.7 mg/L	Letal con exposición prolongada
1.7 - 3.0 mg/L	Pobre conversión del alimento, crecimiento lento, disminución de resistencia a enfermedades si la exposición es continua

Fuente: (Herrera, 2009)

Probables razones por las que baja el oxígeno disuelto

- Calentamiento del agua
- La tasa de respiración tanto de organismos vegetales como animales en el estanque, se incrementan con el agua caliente, de tal manera que se usa más oxígeno.
- Los días de verano quietos, brumosos o nublados pueden reducir la cantidad de oxígeno producido.
- Las cantidades grandes de alimento suministrado a los camarones en esta época del año, dan como resultado grandes cantidades de desechos provenientes del camarón y crean una gran demanda de oxígeno. (Nicovita, 1998).

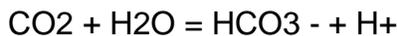
4.7.4 pH.

Se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno

$$(H^+): pH = -\log [H^+]$$

El pH indica cuán ácida o básica es el agua. De una manera más práctica, el agua con un pH de 7 no se considera ni ácida ni básica sino neutra. Cuando el pH es inferior a 7 el agua es ácida, y cuando el pH es superior a 7 el agua es básica.

La escala de pH es de 0 a 14, mientras más lejano sea el pH de 7 el agua es más ácida o más básica. Los estanques de agua salobre generalmente tienen un pH de 7 u 8 por la mañana, pero en la tarde generalmente suben a 8 o 9. La fluctuación diaria del pH en los estanques resulta de los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton y otras plantas acuáticas. El dióxido de carbono es ácido tal como se muestra en la siguiente ecuación:



Si la concentración de dióxido de carbono crece, la de iones de hidrógeno aumenta y el pH disminuye y, al contrario, si disminuye la concentración de dióxido de carbono, la de iones de hidrógeno cae y el pH aumenta. Durante el día el fitoplancton consume dióxido de carbono y el pH del agua aumenta.

Por la noche, el fitoplancton no utiliza el dióxido de carbono, pero todos los organismos del estanque sueltan dióxido de carbono durante la respiración y a medida que se acumula el dióxido de carbono el pH baja (Boyd, 1998 citado por Herrera, 2012).

El pH actúa directamente en los procesos de permeabilidad de la membrana celular, actuando sobre el transporte iónico intra y extracelular, el tejido branquial es el principal afectado por la acidez del medio. Cuando los organismos son expuestos a bajos niveles de pH, la cantidad de mucus de la superficie branquial aumenta, lo cual interfiere en el intercambio gaseoso e iónico que se realiza a través de las branquias. Por tanto, un daño a nivel del balance ácido-básico sanguíneo, resulta en estrés respiratorio.

Agua con pH de 7,5 hasta 8.5 es considerada como buena para el cultivo de camarones. Si el pH es inferior a 5 todo el tiempo, generalmente el agua contiene ácido sulfúrico de la oxidación del sedimento con sulfides. Hay que hacer un tratamiento del suelo con cal. (Herrera, 2012).

Tabla 7: Efecto del pH sobre los organismos de cultivo.

Valores de pH	Efecto
4	Punto de acidez letal
4-5	No reproducción
7-8.5	Mejor crecimiento
9-11	Crecimiento lento
11	Punto letal de alcalinidad

(Recopilado de Nicovita, 1998)

4.8 Muestreos Biológicos.

Para la evaluación de la población de camarón dentro del estanque, se debe tener conocimiento de ciertos datos previamente registrados como: peso promedio semanal del camarón, cantidad de alimento suministrado en el estanque mediante comederos durante los periodos de mayor actividad del camarón (fuera de muda y después de la rotación), que porcentaje (%) del peso corporal representa el alimento suministrado a ese peso promedio (para lo cual, se debe tener una tabla de suministro de alimento, adaptada y ajustada a las características de la camaronera o en último de los casos, otra tabla guía como las sugeridas por los proveedores de alimento (Nicovita, 1998).

El muestreo periódico de la población de animales en cultivo es una importante herramienta de manejo durante el ciclo de producción. En acuicultura, el proceso de toma de muestras tiene el objetivo de generar información sobre el grupo de animales en producción, a través de la observación de un pequeño número de individuos. El muestreo de rutina es común en la mayoría de las granjas, ya sea para monitorear las poblaciones, determinar el tamaño y peso individual o promedio,

evaluar el estado físico y apariencia de los animales, estimar el estado de salud general, o revisar la población para la posible presencia de patógenos o enfermedades conocidas (El Productor, 2017).

4.8.1 Crecimiento Acumulado (C.A)

El Crecimiento de los organismos son procesos fisiológicos de enormes trascendencias prácticas, ya que todo tipo de producción animal depende de ellos y su eficiencia determina gran parte del proceso productivo.

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

El crecimiento de los crustáceos se advierte, entonces, como un incremento de talla, peso y forma casi instantáneos y ocurre cuando se produce la muda, exuviación o ecdisis, que implica el abandono y degradación del viejo exoesqueleto y síntesis de nuevos tejidos. (Herrera y Martínez, 2009)

Una alta velocidad de crecimiento está asociada no solamente al logro de un peso a una edad temprana, sino también a la aptitud para la reproducción precoz. Tanto crecimiento y desarrollo son resultantes de una serie de cambios anatómicos y fisiológicos complejos que ocurren en el organismo animal, y a través de los cuales se opera la transformación de una única célula en animal adulto típico de la especie

Es decir, que Crecimiento Acumulado es el aumento de peso experimentado por los animales desde el nacimiento hasta su estabilización en la edad adulta, y por desarrollo las modificaciones que experimentan las proporciones, conformación, composición química corporal y funciones fisiológicas del animal a medida que avanza la edad. Aunque ambos fenómenos pueden producirse simultáneamente, es posible que un individuo se desarrolle sin experimentar alteraciones en su peso (crecimiento) o un individuo adulto (que ha terminado su desarrollo) aumente su peso por engorde (crecimiento) (Martínez, 2012).

El crecimiento acumulado para juveniles varía entre 0.80 gramos por semana a 2 gramos por semana. (Martínez, 2009). En cambio, Marroquín, (2012) señala que el crecimiento acumulado para camarones blancos cultivados en baja salinidad oscila en 0.6 gramos a 0.8 gramos por semana en un periodo de 3 meses.

La fórmula para conocer el Crecimiento Acumulado de un organismo es:

$$CA = \frac{n1 + n2 + n3 + \dots + n}{Total\ Capturados}$$

Donde:

- **CA=** Crecimiento Acumulado.
- **n1, 2, 3...** = Peso unitario de cada organismo capturado.
- **Total capturados=** Organismos capturados en total, para el muestreo biológicos de cada pila de experimentación.

4.8.2 Ritmo de Crecimiento (R.C)

La tasa de crecimiento es el ritmo al que se está aumentando o disminuyendo el peso de los organismos en una siembra con el pasar del tiempo en comparación con su peso anterior.

Martínez (2009), señala que el ritmo de crecimiento es el crecimiento en peso de los organismos en un periodo de tiempo determinado, por ejemplo, una semana y determina que teóricamente en un cultivo de camarón marino del género *Penaeus* se espera encontrar incrementos mínimos por semana que correspondan aproximadamente a un gramo semanal.

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 peso no se observa escandaloso porque son valores muy pequeños. (Membreño, Morales, & Martínez, 2014).

Sin embargo, Martínez, (2012) indica que los ritmos de crecimiento para juveniles en sistemas artesanales crecen a un ritmo promedio de 0.5 a 0.7 gramos por semana, en sistemas de producción semi-intensivo puede ser alrededor de 1 gramos por semana en invierno y de 0.7 en verano, y en sistemas de aireación como

el planteado en este estudio advierte que los ritmos esperados varían entre 1.5 a 1.8 gramos por semana, esto varía según la capacidad de carga del estanque.

Con la fórmula siguiente se calcula el ritmo de crecimiento ya sea en una semana, día, mes.

$$RC = P. \text{ actual} - P. \text{ anterior}$$

Donde:

- **RC=** Ritmo de Crecimiento.
- **P. actual=** Peso promedio de la semana en curso.
- **P. anterior=** Peso promedio de la semana anterior.

4.8.3 Tasa de Crecimiento (T.C)

La tasa de crecimiento es la diferencia existente entre las tasas de catabolismo y anabolismo. De esta manera el crecimiento es el resultado neto de la acumulación y de la destrucción del material celular.

Es el promedio de crecimiento y aumento de masa corporal o peso futuro de un animal en el proceso de su desarrollo, la tasa de crecimiento permite saber un valor aproximado del posible peso y tamaño que tendrá un animal.

Los muestreos de crecimiento nos permiten conocer el comportamiento de los camarones, en cuanto a su desarrollo, condiciones de muda y su respuesta a las relaciones alimenticias. Estos muestreos deben realizarse en forma periódica: se recomienda hacerlo semanalmente, esta actividad se realiza en edad de postlarvas y juvenil, la cantidad de camarones recomendada para el muestreo de crecimiento es de 100 unidades por estanque (Martínez, 1998 citado por Martínez, 2009).

Esta depende de:

1. La habilidad inherente de los camarones para crecer.
2. La calidad del agua.
3. La densidad de siembra y la especie en cultivo.
4. La cantidad y calidad de alimento.

5. La temperatura del agua.
6. La edad de los camarones.
7. La salud de los camarones.

Se considera que la tasa de crecimiento varía de 1.5 a 2.0 gramos/semana en juveniles, aunque son excepcionales no difíciles de alcanzar. Esta tasa se logra en los primeros 30 a 60 días después de haber transferido los juveniles desde el estanque de pre-cría hacia el engorde (Martínez, 2012). Sin embargo, Arzola et al, (2016) estima tasas de crecimiento de 0.9 gramos/ semana a salinidades de 2 ‰.

Para calcular la tasa de crecimiento de un día, semana, mes o cualquier tiempo se resta el logaritmo del peso, o altura.

$$TC = \frac{\text{Long } Wf - \text{Long } Wi}{\text{Tiempo}} \times 100$$

Dónde:

- **TC=** Tasa de Crecimiento
- **Long Wf:** Logaritmo del peso final
- **Long Wi:** Logaritmo del peso inicial
- **Tiempo:** Semanas de cultivo de los organismos en experimentación.
- **100=** Actúa como constante porcentual.

4.8.4 Sobrevivencia (S%)

La sobrevivencia de larvas y postlarvas depende del estado de los progenitores, su condición nutricional, mantenimiento y condiciones de desove (Andriantahina, Liu, Huang, Xiang, & Yang, 2012; Palacios, Bonilla, Pérez, Racotta, & Civera, 2004; Racotta, Palacios, & Ibarra, 2003).

La sobrevivencia de postlarvas de camarón a la prueba de estrés por salinidad se debe principalmente a la capacidad osmoreguladora de los organismos y esto depende del grado de desarrollo de las postlarvas, edad, fase de muda y su condición fisiológica (Álvarez, Racotta, Arjona, & Palacios, 2004).

Se supone que una alta tasa de sobrevivencia a una prueba de resistencia a la salinidad aplicada a postlarvas de camarón de 15 días (P15) se asocia con un mejor rendimiento durante el crecimiento, o al menos durante la siembra del estanque. Sin embargo, no hay evidencia directa (por ejemplo, correlación) para esta asociación.

Algunos autores han analizado los criterios para asignar una calidad en la sobrevivencia de larvas y postlarvas de *L. vannamei*, para lo cual es necesario que se emplee simultáneamente la salinidad y temperatura (Martínez, 2002). Otros investigadores han considerado que la temperatura no es un factor importante en la sobrevivencia de postlarvas al momento de ser sembradas en los estanques de cultivo, pero han señalado que es más importante someter previamente a las postlarvas a pruebas combinadas de salinidad y amonio (Arzola et al., 2016; Racotta et al., 2004).

La sobrevivencia de camarones es la variable más importante dado que de ella depende el éxito de cultivo. En una estimación del cultivo de *Litopenaeus vannamei* con sistemas intensivos se obtuvieron una tasa instantánea de mortalidad de 0.001929 y una sobrevivencia de 79.34 % en un periodo de cultivo de 120 días a una densidad de siembra de 38 individuos / m² (Bonilla & Marcial, 1994), por otro lado Angulo y cols. (2005) reporta sobrevivencias de 73.2 % en 131 días en salinidades de 0.8‰.

La fórmula para el cálculo de sobrevivencia de un determinado cultivo es:

$$Sv\% = \frac{Nt}{No} \times 100$$

Donde:

- **Sv%**= Sobrevivencia
- **Nt**= Número actual de organismos.
- **No**= Número inicial de siembra.
- **100**= Constante porcentual.

4.8.5 Factor de Conversión Alimenticia (F.C.A)

La comparación de la cantidad de alimento abastecido y el crecimiento del camarón permite que sea calculado la tasa o factor de conversión alimenticia (T.C.A). La T.C.A es una medida del peso del camarón producido por kg de alimento abastecido (Nicovita, 1997).

El F.C.A. varía dependiendo de la densidad de siembra, calidad del alimento y tamaño del camarón cosechado. También el F.C.A. puede ser influenciado por otras razones tales como:

a) Mortalidad repentina del camarón durante la fase de cultivo, sin poder recuperar biomasa posteriormente.

b) Subalimentación del camarón, quizás debido a densidades mayores de lo programado y/o competencia de alimento por otros organismos (caracoles, peces, jaibas); que generalmente se presenta cuando se alimenta una sola vez al día con escasos números de comederos viéndose reflejado en el crecimiento lento del camarón.

c) Aporte de alimento suplementario junto con el balanceado y/o gran producción de alimento primario en el estanque.

d) Robo del camarón o pérdida del alimento antes de suministrarlo al estanque.

Asumiendo que al alimentar con comederos y empleando métodos de muestreo acertados, hallamos que el F.C.A. semanal es alta, esto nos indicaría crecimiento lentos o subalimentación; mientras que un F.C.A. baja, indica que el camarón está haciendo buen uso del alimento (Nicovita, 1997).

Según Herrera, 1999 (citado por Martínez, 2009) el F.C.A. varia durante el ciclo de producción y entre las poblaciones, pero es una guía muy buena y debería ser entre 0.6-1.0 en camarones de hasta 10 gramos de peso y entre 1.0 y 1.3 para tallas mayores. Idealmente la F.C.A. no debe ser mayor de 1.5, este valor de conversión alimenticia no se ve afectado por la variante salinidad, es decir, que el F.C.A en estudios realizados del cultivo de baja salinidad no supera 1.5:1.

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

La fórmula para la valoración del Factor de Conversión Alimenticia es:

$$FCA = \frac{\textit{Alimento acumulado}}{\textit{Biomasa Actual}}$$

Donde:

- **FCA**= Factor de Conversión Alimenticia.
- **Alimento acumulado**= Alimento total suministrado.
- **Biomasa actual**= Peso total ganado semanalmente de los organismos en cultivo.

4.8.6 Rendimiento Productivo (R.P).

El rendimiento productivo se estima al final del ciclo productivo, no es más que la cantidad de libras de camarón cosechado, de ahí se calcula su talla y sobrevivencia. Para ello, se necesita calcular la población final que resulta de multiplicar el número de individuos existentes en una libra de camarón por la cantidad de libras cosechas, biomasa final que es el número de individuos cosechados por el peso promedio, sobrevivencia final que es la cantidad de individuos cosechados por 100 entre la población inicial.

El rendimiento productivo es el resultado total de una producción, en el cultivo de *Litopenaeus vannamei* se expresa en libras por hectáreas.

Martínez, 2009 señala rendimientos productivos para sistemas semi-intensivos de 3500 Lb/Ha. Marroquín et al, 2012 señala que para cultivo de camarón en bajas salinidades son aceptables rendimientos productivos de 2.248 Kg/ha en 100 días de cultivo.

La fórmula para calcular el Rendimiento Productivo es:

$$RP = \frac{Nt \times Pt}{A}$$

Donde:

- **RP=** Rendimiento Productivo
- **Nt:** Numero de camarones.
- **Pt:** peso promedio en Libras.
- **A:** Área de cultivo en hectáreas.

5. Materiales y Métodos.

5.1 Ubicación del Estudio.

El estudio se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícola (LIMA, UNAN- León), ubicado en la comunidad de la Peñitas- Poneloya a 21 Km al suroeste de la ciudad de León, la que se conecta por una carretera pavimentada en perfectas condiciones, cuyas coordenadas UTM: 49 64 57 mE y 13 67 324 mN.



Ilustración 3: Ubicación del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA)

5.2 Tipo de estudio.

El estudio es de tipo pre-experimental, por presentar variables que no se controlan tales como salinidad, temperatura, oxígeno y pH, entre otros factores ambientales.

5.3 Método estadístico.

El método estadístico utilizado es la T de student para variables independientes, que evalúa la diferencia significativa entre las medias de dos categorías dentro de una misma variable dependiente.

5.4 Descripción del estudio.

El estudio constó de dos pilas de concretos de 4.4 m², el primer tratamiento (T1): Cultivo de organismos en salinidad óptima, el tratamiento dos (T2): Cultivo de organismos en salinidad cercana a 0. Cada una con capacidad de 5.28 ton de agua; bajo un sistema semi-intensivo de flujo continuo de 27 organismos por metro cuadrado.

El agua suministrada durante todo el desarrollo del experimento fue depositada en dos reservorios; un reservorio de 15.75 m², con capacidad de 54 ton de agua salada y dos recipientes de fibra de vidrio, con capacidad de 1 ton de agua, la cual serán utilizado como reservorio de agua dulce.

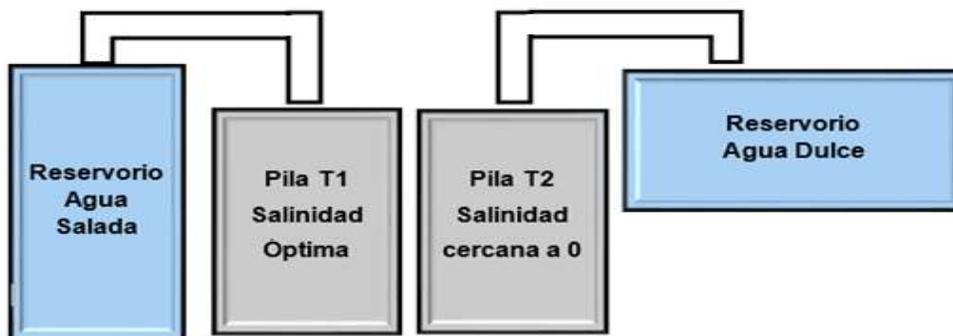


Ilustración 4: Diseño del estudio

El experimento consistió en dos tratamientos:

1. T1: Cultivo de organismos en salinidad óptima,
2. T2: Cultivo de organismos en salinidad cercana a 0.

Ambos tratamientos experimentales se llevaron a cabo en pilas de concretos con área de 4.4 m², y un nivel operativo de 1.20 mts, bajo un sistema semi-intensivo de 27 camarones/m². A estas pilas se les proporciono aireación constante a través de un blower que inyecta el oxígeno por medio de mangueras de ¼ de pulgadas con piedras difusoras en sus extremos, lo cual ayuda a esparcir el oxígeno por toda la pila.

5.4.1 Fuente de agua.

En el desarrollo experimental constamos de dos fuentes principales de agua.

Una fuente de agua salada ubicada detrás de las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), que consiste en tuberías de 3 pulgadas de diámetro a una longitud de 110 mts y 1 mt de profundidad. Esta agua fue bombeada al reservorio de agua salada y posteriormente a nuestra pila experimental por medio de una bomba centrífuga Marca STA-RITE, Modelo JHHG-53 HL de 5 HP.

La segunda fuente de agua se encuentra en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícola (LIMA), es un pozo de agua dulce a una profundidad de 3 metros. Este se utilizó para abastecer los estanques de fibra de vidrio que utilizamos como reservorio de agua dulce y que a la misma vez estos abastecieron la pila experimental; el agua que se extrajo fue mediante un sistema de bombeos que facilito el trabajo. La bomba que se utilizó es de marca TRUPER modelo BOAC-2hp y la tubería de extracción de agua de 1 pulgada de diámetro.

5.4.2 Preparación de las pilas de cultivo.

Al igual que en cualquier ciclo de producción las pilas experimentales deben ser previamente preparadas, esto consistió en la limpieza de las pilas, donde éstas por ser de concreto solo se lavaron con agua y cloro liquido al 3.0% de concentración como desinfectante, empleando un cepillo de cerdas plásticas extradura, hasta dejar bien limpio.

Luego se le suministro agua de acuerdo a la base del experimento y al nivel operativo planteado; pasando luego a ser fertilizado con Fertilake a razón de 60 lb por hectárea, dejándose reaccionar por 3 días para generar productividad primaria. Durante este tiempo el equipo de aireación opero continuamente para mantener elevado los niveles de O₂ en la columna de agua, para facilitar la reacción del fertilizante con el agua y mantener vivo el plancton.

5.4.3 Recambio de agua.

En los primeros quince días de experimentación se realizaron recambio de agua de fondo del 10% cada 3 días. En el tiempo restante de cultivo solo se le realizó recambio de agua cuando las pilas experimentales presentaron problemas de calidad de agua, así como problemas climáticos.

5.4.4 Aclimatación y Siembra.

Los camarones utilizados para ambos tratamientos contaron con la salinidad presente en el océano (35 ppm).

La aclimatación para el Tratamiento 1 (T1), consistió en; adaptar fisiológicamente al organismo al medio que fue sometido.

Se tomaron al azar con ayuda de un chayo un grupo de organismos del recipiente de procedencia, los cuales se contaron, pesaron y adicionado a un pequeño recipiente plásticos que contenía 1000 ml de agua proveniente del laboratorio, a esto se le adiciono 500 ml del agua de estanque esperando 20 minutos para observar su estado fisiológico.

Los organismos resistentes de la aclimatación se adicionaron a su respectiva pila de cultivo a una densidad de siembra de 27 organismos por m².

La aclimatación para el Tratamiento 2 (T2), consistió; en una mezcla de agua de mar y agua de pozo, debido a que el perfil iónico del agua es muy similar al agua del mar solo que con menor salinidad (Lucena et al., 2006)

Con la ayuda de un chayo se tomaron al azar un grupo de organismo del recipiente de procedencia, los cuales se pesaron y contaron para luego ser adicionados en su respectiva pila de cultivo con una densidad de siembra de 27 organismos por m².

El procedimiento para la aclimatación de los organismos de agua de mar con 35 ppm a agua de pozo con 0 ppm de salinidad, se realizó paulatinamente en aproximadamente 60 horas disminuyendo la salinidad a relación de; 2 ppm por cada hora para disminuir la salinidad, desde los 35 ppm a 25 ppm; 2 ppm por cada hora

para disminuir 25 ppm de salinidad a 15 ppm; 1 ppm por cada dos horas para disminuir de 15 ppm a 10 ppm; 1 ppm por cada 3 horas para disminuir de 10 ppm a 5 ppm y finalmente 1 ppm por cada cinco horas para disminuir 5 ppm a 0 ppm de salinidad.

5.4.5 Alimentación.

A ambos tratamientos se le aplicó el mismo alimento comercial peletizado NICOVITA al 35% de proteína, la dieta del día se dividió en dos raciones, que se repartieron dos veces al día (9:00 a.m. y 3:00 p.m.), siempre y cuando los factores físicos - químicos de las pilas de experimento se encuentre en los valores óptimos de cultivo, esto para evitar el desperdicio de alimento y afectar la calidad del agua.

Se llevó un monitoreo constante de la alimentación a través de tablas de alimento, esto para hacer cambios de la dieta, dependiendo de la biomasa ganada semanalmente.

También se llevó monitoreo de los factores físicos-químicos (S%, T°, O₂, pH) del agua, así como también, se realizaron cálculos semanales de los muestreos poblacionales de los organismos, a través de; Crecimiento acumulado, Ritmo de Crecimiento, Tasa de Crecimiento, Supervivencia, Factor de Conversión Alimenticia y Rendimiento Productivo.

5.5 Factores Físicos – Químicos.

5.5.1 Salinidad.

La Salinidad fue medida por medio de un Refractómetro modelo S100. Antes de la toma de este parámetro se calibró el refractómetro de la siguiente manera: se coloca una gota de agua de salinidad cero en el prisma del refractómetro, luego se visualiza a contraluz y se observa que la línea azul llegue a cero. Si no es así, con un desarmador se ajusta el tornillo en la parte superior hasta ajustar a cero.

Para la toma de este parámetro se colocó una gota de agua en el prisma del refractómetro y visualizando a contraluz se procedió a hacer dicha lectura. La toma

de dato se efectuó dos veces al día (6:00 a.m. y 6:00 p.m.) durante todo el periodo de experimentación.

5.5.2 Temperatura y Oxígeno.

La Temperatura y el oxígeno fueron medidos por medio de un mismo aparato llamado Oxigenómetro modelo YSI 550A, debido a que este aparato presenta dos sensores que percibe la Temperatura (°C) y el Oxígeno Disuelto (mg/L) en el agua.

Para la calibración de este equipo se presiona la tecla MODE situada en el centro del aparato, se anota el valor de la salinidad del agua de muestra y la altura sobre el nivel del mar, luego se presiona la tecla de REGRESO e iniciamos la toma de dato, donde se introduce el electrodo del aparato en el agua de cultivo, sumergiéndolo a unos 15 cm de profundidad, y después de un minuto y medio aproximadamente se muestra el resultado de la lectura. La toma de dato se efectuó dos veces al día (6:00 a.m. y 6:00 p.m.) durante todo el periodo de experimentación.

5.5.3 pH.

El pH se midió por medio de un pH-metro portátil (o de bolsillo) modelo PHep BY HANNA. Para la calibración de dicho aparato se sumerge la sonda de pH en una solución buffer de pH 7 y debe permanecer en esta solución por algunos minutos para su estabilización.

Para la toma de dicho dato se procede a introducir la sonda de pH en la superficie del agua, esperando hasta que se refleje el resultado. La toma de dato se efectuó dos veces al día (6:00 a.m. y 6:00 p.m.) durante todo el periodo de experimentación.

5.6 Factores Biológicos.

5.6.1 Crecimiento Acumulado (CA)

Para poder realizar este estudio capturamos al azar con ayuda de un chayo, un total de 20 organismos de ambas pilas de experimento. Los organismos capturados se colocaron en un recipiente plástico con agua de las respectivas pilas, estos se

pesaron individualmente por medio de una balanza gramera Scout Pro de 500 gramos de capacidad.

Luego todos los pesos obtenidos de los organismos en muestreo de cada pila experimental se suman y se dividen entre el número total de organismo capturado de cada estanque. Todo esto se calcula a través de la siguiente formula.

$$CA = \frac{n1 + n2 + n3 + \dots n}{Total\ Capturados}$$

Donde:

- **CA=** Crecimiento Acumulado.
- **n1, 2, 3...** = Peso unitario de cada organismo capturado.
- **Total capturados=** Organismos capturados en total, para el muestro biológicos de cada pila de experimentación.

5.6.2 Ritmo de Crecimiento (RC)

Este factor se calcula a partir de los datos obtenidos del crecimiento acumulado semanal (Peso promedio) de los organismos en muestreo, que consiste en restar el peso actual de la semana en estudio al peso anterior de la semana en estudio. Este cálculo se lleva a cabo a través de la siguiente formula.

$$RC = P. actual - P. anterior$$

Donde:

- **RC=** Ritmo de Crecimiento.
- **P. actual=** Peso promedio de la semana en curso.
- **P. anterior=** Peso promedio de la semana anterior.

5.6.3 Tasa de Crecimiento (TC)

Para el cálculo de este dato se hizo uso del Crecimiento acumulado semanal (Peso promedio), que consiste en restar en logaritmo natural del peso promedio de la semana actual al logaritmo natural del peso promedio de la semana anterior. Este cálculo se lleva a cabo a través de la siguiente formula.

$$TC = \frac{\text{Long } Wf - \text{Long } Wi}{\text{Tiempo}} \times 100$$

Dónde:

- **TC=** Tasa de Crecimiento
- **Long Wf:** Logaritmo del peso final
- **Long Wi:** Logaritmo del peso inicial
- **Tiempo:** Semanas de cultivo de los organismos en experimentación.
- **100=** Actúa como constante porcentual.

5.6.4 Sobrevivencia (S%)

Para el cálculo de sobrevivencia se llevó a cabo primeramente un monitoreo en el fondo del estanque de cada tratamiento con objetivo de sacar todo organismo muerto dentro del estanque; los organismos encontrados muertos se contabilizaron y restados al número total de organismos sembrado al inicio del cultivo, el total sobrante de la resta de los organismos se dividió entre el número de camarones sembrados al inicio del cultivo multiplicado por cien, expresado en forma matemática es:

$$Sv\% = \frac{Nt}{No} \times 100$$

Donde:

- **Sv%=** Sobrevivencia
- **Nt=** Número actual de organismos.
- **No=** Número inicial de siembra.
- **100=** Constante porcentual.

5.6.5 Factor de Conversión Alimenticia (FCA)

Para el análisis de este factor se tuvo en mano los datos alimenticios de los organismos en cultivo, datos reflejados en las tablas de alimentación de cada pila experimental.

Este cálculo consistió en la suma total del alimento suministrado o mejor dicho alimento acumulado durante las semanas de experimentación entre el peso total ganado semanalmente de los organismos en cultivo o biomasa actual. Para la deducción de este factor se utiliza la siguiente formula.

$$FCA = \frac{\textit{Alimento acumulado}}{\textit{Biomasa Actual}}$$

Donde:

- **FCA**= Factor de Conversión Alimenticia.
- **Alimento acumulado**= Alimento total suministrado.
- **Biomasa actual**= Peso total ganado semanalmente de los organismos en cultivo.

5.6.6 Rendimiento Productivo

Este se determinó por la cantidad de camarones por peso promedio alcanzado por la población. Con los datos de animales existentes al momento del muestreo, se multiplica por el peso promedio para tener como resultado la biomasa existente en cada pila de experimento. Esto se calcula con la siguiente formula.

$$RP = \frac{Nt \times Pt}{A}$$

Donde:

- **RP**= Rendimiento Productivo
- **Nt**: Numero de camarones.
- **Pt**: peso promedio en Libras.
- **A**: Área de cultivo en hectáreas.

5.7 Manejo de Datos.

Los datos se recolectaron y anotaron en una bitácora de campo, posteriormente se ingresaron en una hoja de cálculo de SPSS.23, donde se realizaron pruebas de

normalidad de los datos con Kolmogorov-Smirnov test, para realizar una prueba de t para muestras independientes.

6. Resultado y Discuciones.

6.1 Factores Físico- Químicos

a) Salinidad

Los niveles de Salinidad durante el periodo de estudio para ambos tratamientos T1 (Salinidad optima) y T2 (Salinidad cercana a cero), presentan una leve tendencia a variar sus fluctuaciones en el tiempo, debido a las variaciones climáticas durante el periodo de realización de este experimento, obteniendo datos mínimos de 20 ‰ y un máximo de 32 ‰ en el T1, en el caso del T2 el valor mínimo de 0 ‰ y un máximo de 2 ‰ durante la primera semana de cultivo.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la prueba U de Mann-Whitney nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa de la salinidad entre ambos tratamiento presentando un nivel de significancia menor de 0.05, cabe aclarar primeramente se hizo el análisis de normalidad de los datos y luego el análisis de diferencia entre tratamientos.

Esta variación o comportamiento de la salinidad se debió en primera instancia a la diferencia marcada de este factor en cada tratamiento, es decir que el estudio al consistir en cultivos de distintas salinidades, lógicamente la variación de esta en ambos tratamientos iba a ser marcadamente diferente. Aclarado lo anterior no queda más que decir que la salinidad en el tratamiento de salinidad optima (T1) no tuvo repercusiones negativas en el crecimiento ya que los valores de tolerancia para el camarón con respecto a este factor es de 25 y 45 ‰ según Ponce et al (1997), en cambio Tamayo (1998), nos dice que el crecimiento del camarón en aguas con salinidad cercanas a cero puede ser exitosa siempre y cuando esta cumpla con la cantidad de iones de carbonato de calcio requeridos por el camarón para su optimo crecimiento. Ver gráfico N°1.



Gráfica N°1: Comportamiento de la Salinidad en las aguas de cultivo del Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*), en ambas condiciones experimentales.

b) Temperatura

Los niveles de Temperatura durante el periodo de estudio para ambos tratamientos T1 (Salinidad optima) y T2 (Salinidad cercana a cero), presentan una leve tendencia a variar sus fluctuaciones en el tiempo, debido a variaciones climáticas durante el periodo de realización de este experimento, obteniendo datos mínimos de 28 °C y un máximo de 32 °C en el T1, en el caso del T2 el valor mínimo de 27.9 °C y un máximo de 32.4 °C

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la prueba U de Mann-Whitney nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que no hay diferencia significativa por presentar niveles mayores de 0.05, cabe aclarar primeramente se hizo el análisis de normalidad de los datos y luego el análisis de diferencia entre tratamientos.

Los valores de tolerancia con respecto a la temperatura para el camarón fluctúan entre 25-32 °C según Meyer (2004), por lo que podemos afirmar a través de los valores de temperatura obtenidos durante el ensayo que estas estuvieron dentro de los intervalos óptimos, por lo que no tuvo repercusiones negativas en el crecimiento de los organismos, al contrario se desarrolló como un factor propicio para el crecimiento de los camarones en ambos tratamientos T1 (Salinidad optima) y T2 (Salinidad cercana a cero), ya que al estar en niveles óptimos la tasa metabólica del animal no se vio influida por este factor. Ver gráfico N°2



Gráfica N°2: Comportamiento de Temperatura en las aguas de cultivo del Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*), en ambas condiciones experimentales.

c) Oxígeno Disuelto

Los niveles de Oxígeno Disuelto durante el periodo de estudio para ambos tratamientos T1 (Salinidad optima) y T2 (Salinidad cercana a cero), presentan una leve tendencia a variar sus fluctuaciones en el tiempo, debido a las variaciones climáticas presentes durante el ensayo, obteniendo datos mínimos de 1.60 mg/Lt y un máximo de 5.60 mg/Lt en el T1, en el caso del T2 el valor mínimo de 2.70 mg/Lt y un máximo de 6.10 mg/Lt.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la prueba U de Mann Whitney nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que no hay diferencia significativa por presentar niveles mayores de 0.05, cabe aclarar primeramente se hizo el análisis de normalidad de los datos y luego el análisis de diferencia entre tratamientos.

Según Herrera y Martínez (2009) los valores de tolerancia para el camarón con respecto al Oxígeno disuelto son de 3-8 mg/Lt. De acuerdo con lo anterior, no queda más que decir que el Oxígeno Disuelto para ambos tratamientos T1 (Salinidad óptima) y T2 (Salinidad cercana a cero), no tuvo repercusiones negativas en el crecimiento de los organismos, ya que les permitió aprovechar al máximo la energía contenida en el alimento degradado a través del metabolismo, puesto que al estar disponible este gas en el cuerpo de agua los camarones no presentaron alteraciones en la captación de oxígeno a través de la respiración, debido a que el oxígeno es la moneda energética para que se efectuó el metabolismo, favoreciendo así su adecuado crecimiento. Ver gráfico N°3.



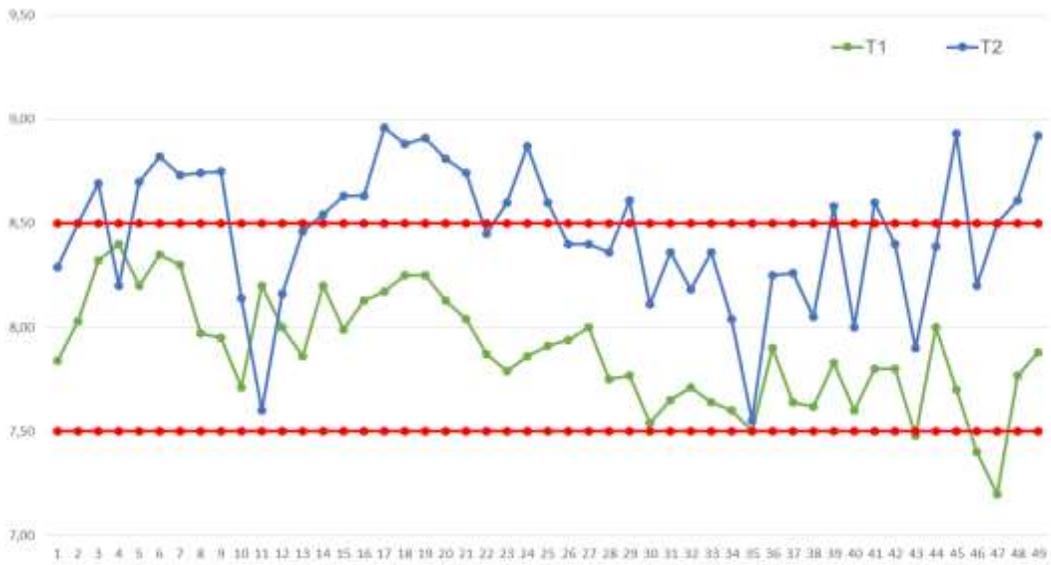
Gráfica N°3: Comportamiento del Oxígeno Disuelto en las aguas de cultivo del Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*), en ambas condiciones experimentales.

d) pH

Los niveles de pH durante el periodo de estudio para ambos tratamientos T1 (Salinidad optima) y T2 (Salinidad cercana a cero), presentan una leve tendencia a variar sus fluctuaciones en el tiempo, debido al clima que se presentó en el periodo realización de este experimento, obteniendo datos mínimos de 7.20 y un máximo de 8.70 en el T1, en el caso del T2 el valor mínimo de 7.55 y un máximo de 8.96.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba U de Mann-Whitney nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del pH entre ambos tratamiento presentando un nivel de significancia menor de 0.05, cabe aclarar primeramente se hizo el análisis de normalidad de los datos y luego el análisis de diferencia entre tratamientos.

Herrera (2012) señala que los valores de pH fluctúan entre 7,5 - 8,5 para el propicio crecimiento del camarón blanco, de acuerdo con lo anterior y con lo señalado por el autor determinamos que los valores de pH para el tratamiento T1 (Salinidad óptima) no tuvieron repercusiones negativas en el crecimiento de los organismos. Con respecto al tratamiento T2 (Salinidad cercana a cero), a pesar que los valores de pH tuvieron fluctuaciones variadas en este tratamiento no repercutió en gran medida el crecimiento de los camarones, ya que el agua utilizada presentaba carbonato de calcio, ion abundante en agua dulce el cual actúa directamente sobre la alcalinidad de los cuerpos de agua y a su vez influye en el potencial de hidrogeno (pH) en el estanque, haciendo más alcalino el medio, por ende pH más alto, sin embargo, este elemento iónico no afecto el crecimiento de los camarones debido a que el carbonato de calcio es utilizado por el camarón en aguas cercanas a cero para su crecimiento, ya que este le proporciona la dureza al exoesqueleto en periodos de muda. Ver grafica N°4.



Gráfica N°4: Comportamiento de los niveles de pH en las aguas de cultivo del Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*), en ambas condiciones experimentales.

6.2 Muestreos poblacionales

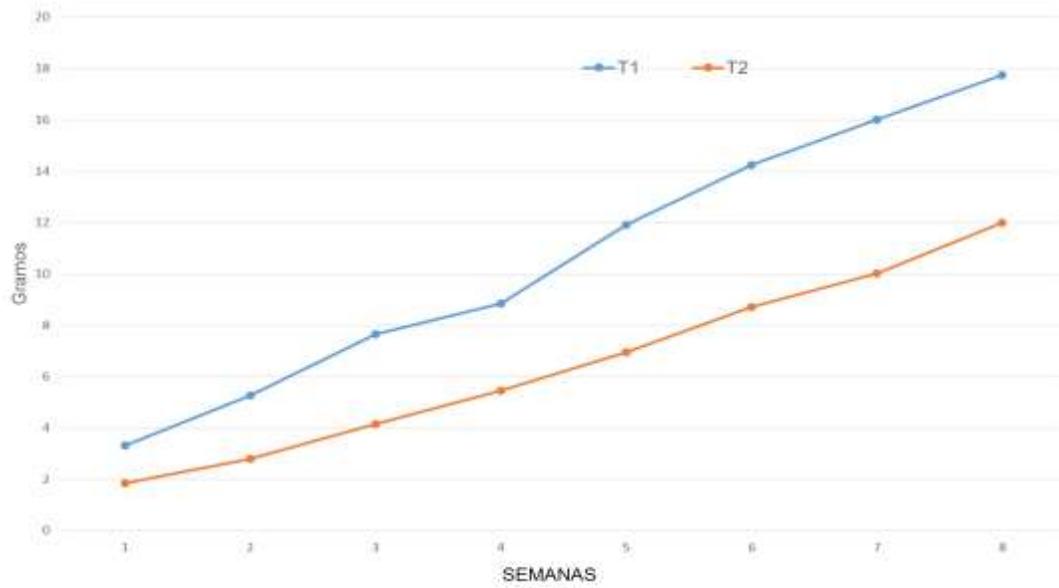
a) Crecimiento Acumulado.

Con respecto al crecimiento se aprecia en la gráfica N° 5 que durante el estudio en ambos tratamientos la ganancia en peso siempre fue ascendente, iniciando con pesos de 3.3 gramos para el T1 (Salinidad optima) y 1.85 gramos para el T2 (Salinidad cercana a cero), teniendo el T1 mayor crecimiento que el T2, obteniendo pesos finales de 17.75 gramos para el T1 y 12 gramos para el T2 con un tiempo de duración de 49 días de cultivo.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogorov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Martínez (2009) señala que los valores de crecimiento para sistemas semi-intensivos y con aireación fluctúan 0.8 gramos a 2 gramos por semana con pesos finales de 16.5 gramos para un cultivo de 125 días en condiciones óptimas, en cambio para condiciones de bajas salinidad, Marroquín (2012) reporta crecimientos de 0.6 gramos a 0.8 gramos con pesos finales de 14.3 gramos durante 121 días. Dicho lo anterior se debe decir que el crecimiento del camarón durante el cultivo en el T1 (Salinidad optima), todo el tiempo estuvo por encima del crecimiento de T2 (Salinidad cercana a cero) dado que los factores físico-químicos no tuvieron influencia negativa sobre el metabolismo de los organismos en cultivo y que estos se desarrollaron en un ambiente idóneo, demostrándolo con un peso final por encima del señalado por el autor y en menor tiempo, de igual modo podemos decir que la ganancia en peso del T2 (Salinidad cercana a cero) a pesar que estuvo por debajo del T1 (Salinidad optima), no tuvo repercusiones negativas con respecto a los factores ambientales y si bien el crecimiento estuvo por debajo del señalado por el autor hay que recalcar que el tiempo es menor que el reportado por Marroquín

(2012), dado que si al cultivo se le hubiese dado continuidad efectivamente por el comportamiento ascendente del crecimiento se hubiese superado el peso obtenido por el autor. Sin embargo, el crecimiento entre tratamientos difiere uno del otro debido a que en el T2 (Salinidad cercana a cero) los organismos tuvieron un mayor gasto energético al momento de la aclimatación, ya que los camarones concentraron sus energías en adaptarse y no generar biomasa durante este proceso marcando significativamente la diferencia entre los dos tratamientos.



Gráfica N°5: Comportamiento semanal del crecimiento de los camarones blancos cultivados bajo dos condiciones salinidad cercana a cero y salinidad óptima.

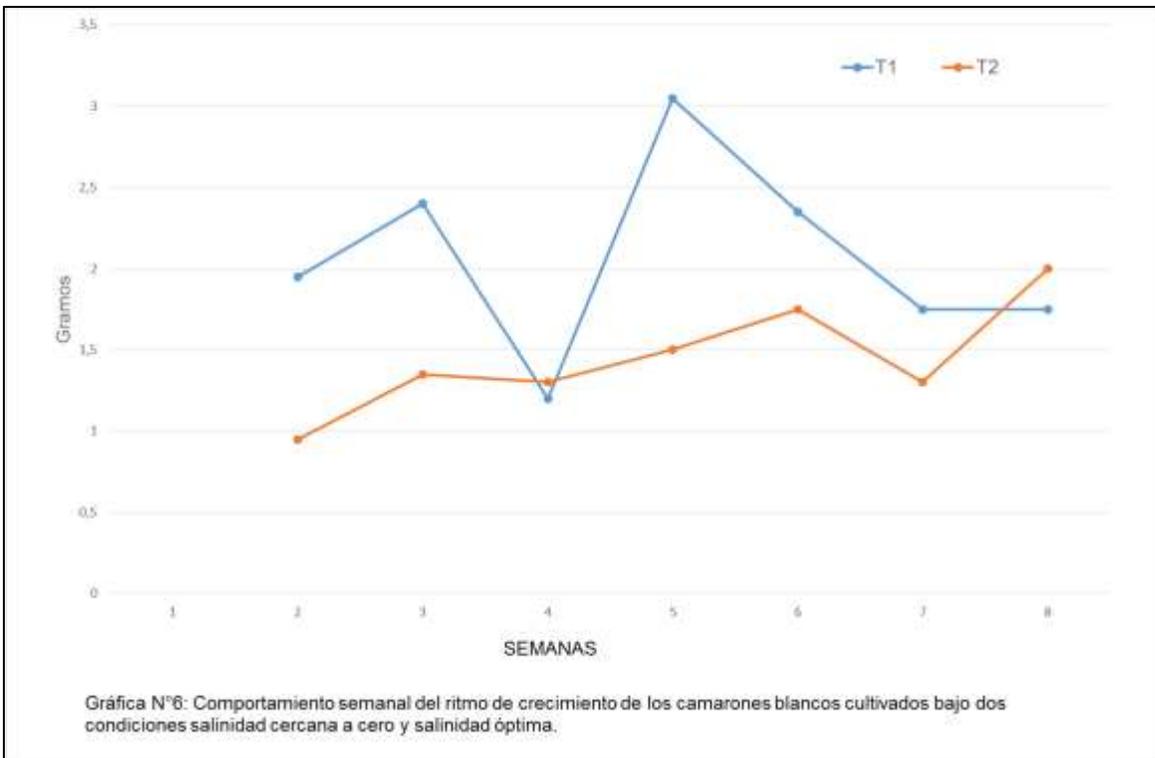
b) Ritmo de Crecimiento

El ritmo de crecimiento durante el estudio en ambos tratamientos estuvo de 1.2 gramos como valor mínimo para la primera semana y como valor máximo 3.05 gramos para la quinta semana en el T1 (Salinidad optima); para el T2 (Salinidad cercana a cero) se presentaron valores mínimos de 0.95 gramos para la primera semana y el valor máximo fue de 2 gramos para la última semana.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogorov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Martínez (2012) reporta ritmos de crecimiento de 1.5 gramos a 1.8 gramos para sistemas semi-intensivos, los ritmos de crecimiento para camarones cultivados a baja salinidad aun no son claros por lo que autores como Marroquín (2012) toman de referencias valores de ritmos mencionados anteriormente.

Los ritmos de crecimiento en ambos tratamientos estuvieron por encima de los señalados por ambos autores en casi todo el periodo de estudio, esto debido a la buena combinación de factores químicos, físicos y biológicos. Si bien es cierto superaron los señalados por los autores el T2 estuvo por debajo del ritmo del T1, esto debido al gasto energético generado durante la aclimatación que causo un crecimiento lento en las primeras semanas de cultivo, sin embargo, no repercutió en el peso final del T2.



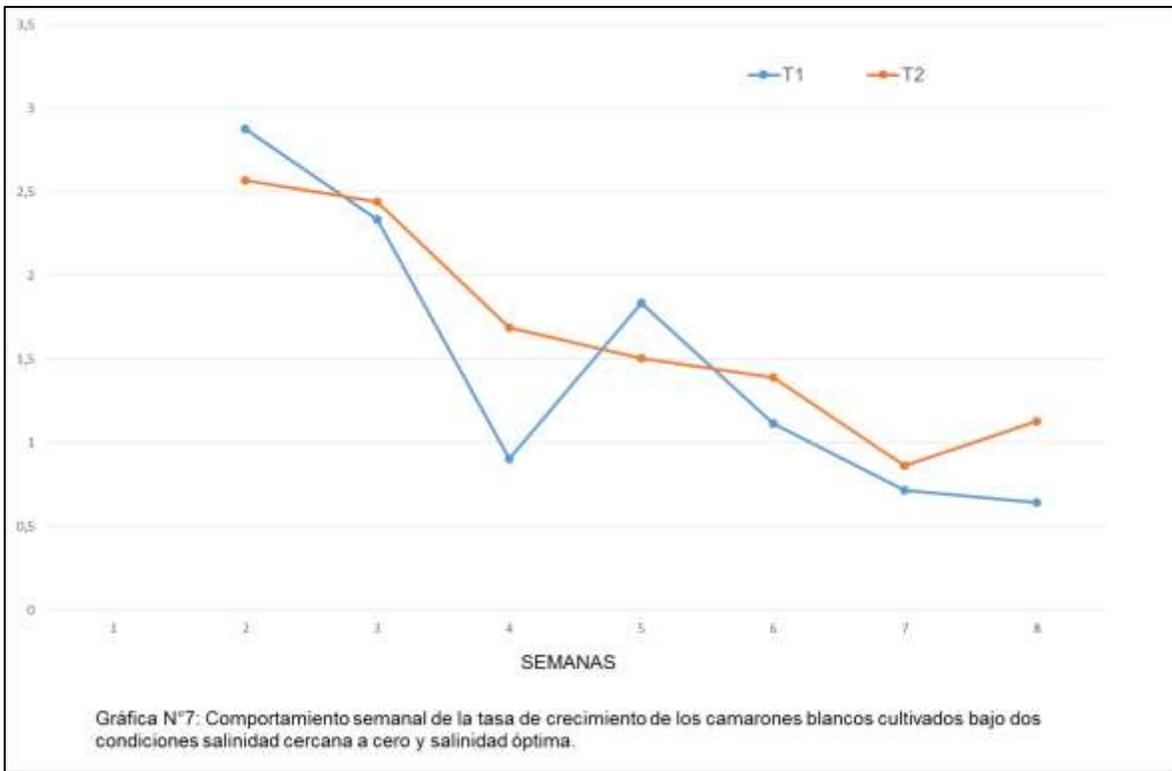
c) Tasa de Crecimiento

La tasa de crecimiento durante el estudio en ambos tratamientos estuvo de 0.64 gramos/semana como valor mínimo para la última semana y como valor máximo 2.88 gramos/semana para la primera semana en el T1 (Salinidad optima); para el T2 (Salinidad cercana a cero) se presentaron valores mínimos de 0.86 gramos/semana para la séptima semana y el valor máximo fue de 2.57 gramos/semana para la primera semana.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogorov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Martínez, (2012) reporta valores de tasa de crecimiento de 1.5 gramos/semana a 2 gramos/semana para un cultivo de camarones en condiciones óptimas, mientras que en condiciones de baja salinidad Arzola, (2016) reporta para este tipo de cultivo tasas de 0.9 gramos/semana.

Como se ha venido mencionando anteriormente, la atemperación a un ambiente nuevo es un factor que incurre a que todo ser vivo realice un gasto energético en la búsqueda de su adaptación a un nuevo medio de vida, dicho esto no queda más que decir que el proceso de aclimatación fue un factor determinante en la diferencia del aumento en peso de los camarones de ambos tratamientos, repercutiendo inevitablemente tanto en el ritmo como en la tasa de crecimiento de los organismos en cultivo, resultando con una velocidad en la ganancia en pesos más apremiados los organismos del T1.



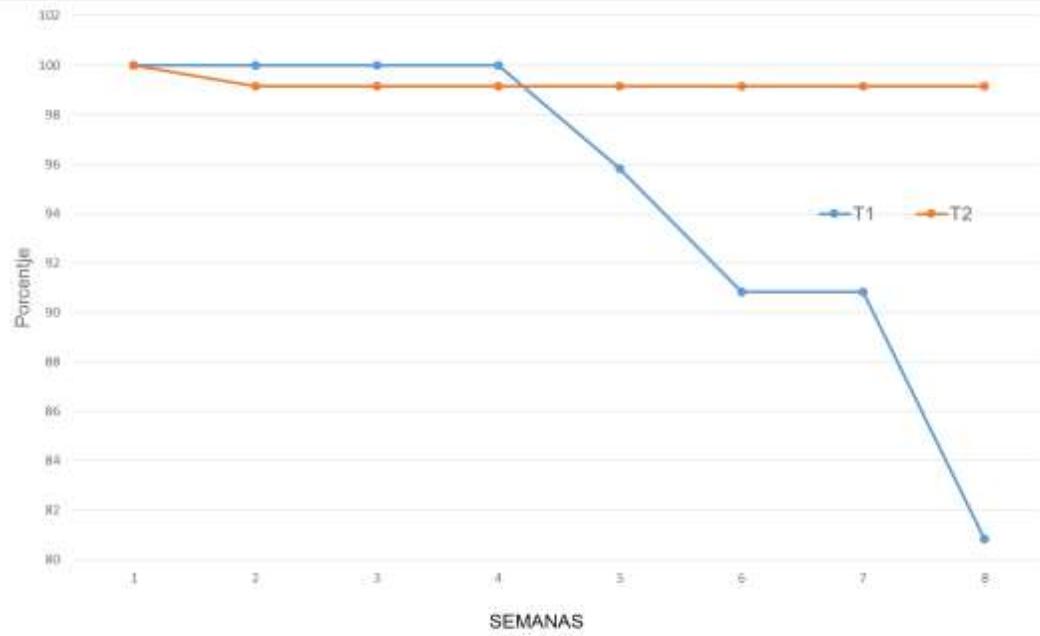
e) Supervivencia.

Durante el estudio para el T1 (Salinidad óptima) se mantuvo desde la 1ª a la 4ª semana con supervivencias del 100%, disminuyendo paulatinamente hasta obtener una supervivencia final de 81%; en cambio para el T2 (Salinidad cercana a cero) se presentaron supervivencias desde la 2ª semana hasta el final del estudio con valores de 99%.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogorov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Bonilla & Marcial, (1994) señalan supervivencias de 79.3% en 120 días de cultivo bajo condiciones óptimas de salinidad, mientras Angulo y cols. (2005) reporta supervivencias de 73.2% en un periodo de 131 días en salinidades de 0.8 ‰.

Las supervivencias en ambos tratamientos superaron lo señalado por los autores citados, a pesar del proceso adaptativo a los cuales fueron sometidos los organismos del T2, sin embargo, podemos apreciar que, en el T1, aunque no fue influenciado por los parámetros ambientales en todo el periodo de estudio tuvo un descenso considerable en la población, dando una menor supervivencia del T1 con respecto al T2, pero aceptables con respecto a lo que refleja bibliografía.



Gráfica N°8: Comportamiento semanal de sobrevivencia de los camarones blancos cultivados bajo dos condiciones salinidad cercana a cero y salinidad óptima.

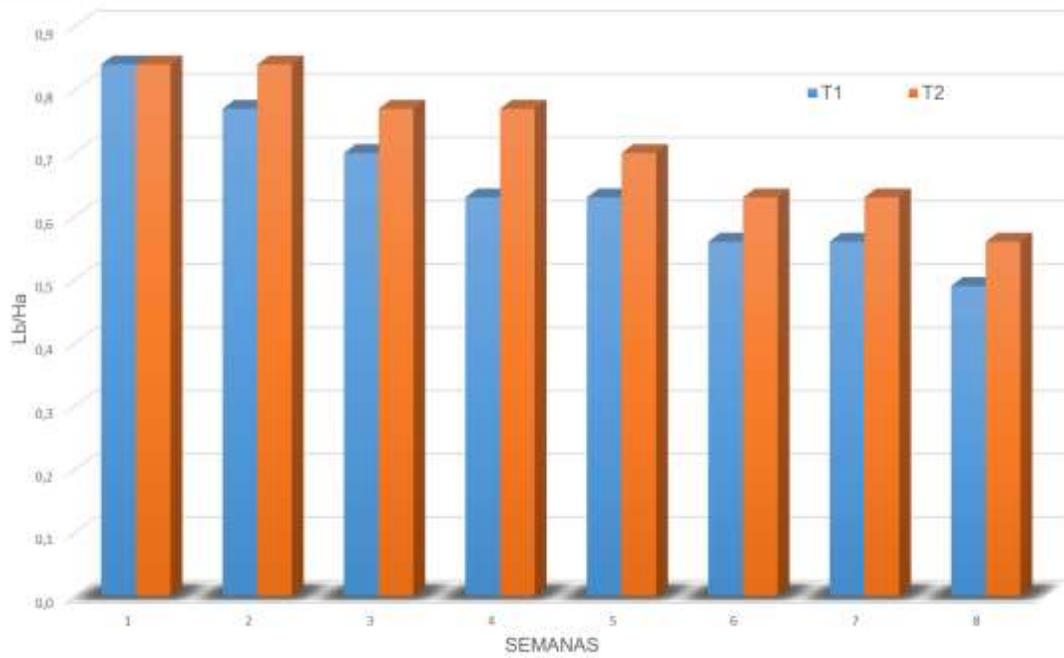
f) Factor de Conversión Alimenticia (FCA)

Los valores de F.C.A para ambos tratamientos: T1 (Salinidad óptima) y T2 (Salinidad cercana a cero) se presentaron por debajo de 1:1, teniendo al final del estudio factores de conversión de 0.5:1 para Salinidad óptima y de 0.6:1 para Salinidad cercana a cero.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogorov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Según Herrera, (1999) citado por Martínez, (2009) detallan que para camarones con pesos mayores de 10 gramos y en sistemas semi-intensivos el F.C.A no debe ser mayor a 1.5:1. Arzola et al, (2016) reporta los mismos valores que el autor anterior.

Los valores de FCA obtenidos en el estudio son menores en comparación con los valores señalados por los autores en ambas condiciones experimentales, esto gracias a que los factores físicos y químicos, como la calidad de agua en general no influyeron negativamente en el organismo, lo que indica que el alimento suministrado fue transformado en biomasa de manera exitosa.



Gráfica N°9: Comportamiento semanal del Factor de Conversión Alimenticio de los camarones blancos cultivados bajo dos condiciones salinidad cercana a cero y salinidad óptima.

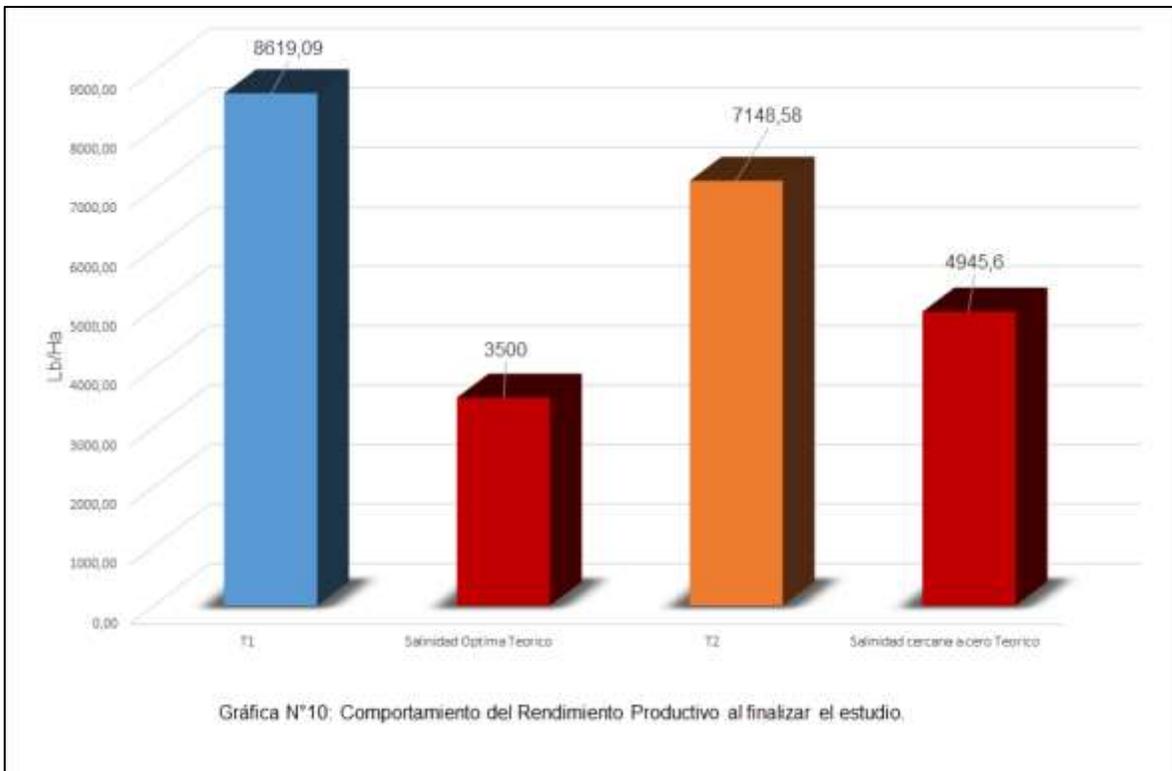
g) Rendimiento productivo.

Los valores de Rendimiento Productivo al final del estudio para el T1 (Salinidad óptima) fue de 8619.09 lb/Ha y T2 (Salinidad cercana a cero) fue de 7148.58 lb/Ha.

Con respecto a lo expresado anteriormente y en base al análisis estadístico realizado a través de la Prueba Kolmogrov smirnov se llega a denotar que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05 por lo que se hace la prueba de U de Mann-Whitney que nos indica que no hay normalidad en el comportamiento de los datos por presentar un nivel de significancia menor de 0.05, al mismo tiempo que nos expresa que se da una clara diferencia significativa del crecimiento entre ambos tratamientos.

Martínez, (2009) reporta para sistemas semi-intensivos y en condiciones óptimas de salinidad 3500 lb/Ha, mientras que Marroquín et al, (2012) señala rendimientos de 4945.6 lb/Ha para cultivos a baja salinidad.

Los valores obtenidos en el experimento fueron superiores con respecto a los señalados por ambos autores en ambas condiciones de estudio, lo que nos indica que no importa el medio al cual será sometido el camarón, esto debido a su capacidad adaptativa, este presentará rendimientos aceptables y, por ende, márgenes de ganancias sustanciosas para el productor.



7. Conclusiones.

1. Los factores físicos–químicos obtenidos durante el estudio fueron para el factor salinidad un mínimo de 20 ‰ y un máximo de 32 ‰; Temperatura 28 °C valor mínimo y un valor máximo de 32 °C; oxígeno 1.60 mg/Lt valor mínimo a 5.60 mg/Lt valor máximo; pH valor mínimo de 7.20 y máximo de 8.70, esto en el T1 (Salinidad optima), por otro lado para el T2 (Salinidad cercana a cero) la salinidad se presentó constante con un valor de 0‰; la Temperatura 27.9 °C valor mínimo y un valor máximo de 32.4 °C; oxígeno de 2.70 mg/Lt valor mínimo a 6.10 mg/Lt de valor máximo; pH valor mínimo de 7.55 y máximo de 8.96. Los resultados obtenidos en el estudio concuerdan con los valores de diferentes autores referenciados razón por la cual denotamos que los factores físico-químicos no repercutieron de forma negativa en el crecimiento de los organismos en cultivo.

2. Con respecto a los muestreos poblacionales se determinó un peso final de 17.75 gramos para el T1 y 12 gramos para el T2; presentándose con ritmos de crecimientos de 1.2 gramos mínimo a 3.05 gramos como máximo para el T1; para el T2 se presentaron valores mínimos de 0.95 gramos a 2 gramos máximo por semana; con respecto a la tasa de crecimiento se determinó un valor mínimo de 0.64 gramos/semana y un valor máximo de 2.88 gramos/semana para el T1; en cambio el T2 presento valores de 0.86 gramos/semana valor mínimo y un 2.57 gramos/semana como valor máximo. La diferencia de peso de los camarones de ambos tratamientos se ve claramente notificada debido a que los organismos del T2 tuvieron un mayor gasto energético al momento de aclimatarse al nuevo medio sometido como es, aguas con salinidades cercanas a 0. Sin embargo, los pesos finales fueron aceptables para ser utilizados en la comercialización del sector.

3. La sobrevivencia final en el estudio fue de un 81% para el T1; en cambio en el T2 se presentaron sobrevivencias finales del 99%; los valores de Factor de Conversión Alimenticia para el T1 fueron de 0.5:1 y de 0.6:1 para el T2; mientras tanto los valores de rendimiento productivo al final de estudio fueron de 8619.09 lb/Ha para el T1 y de 7148.58 lb/Ha para el T2. En correlación a lo mencionado por los autores

obtuvimos resultados superiores, indicando que nuestros valores son datos aceptables de producción.

Basado en el contraste de los resultados obtenidos y los reflejados por los autores citados, se rechaza la hipótesis nula ya que hay diferencia significativa en el crecimiento de los camarones sembrados en salinidades cercanas a cero en comparación a los camarones sembrados en aguas con salinidades óptimas; pero presentándose con valores aceptables de producción.

8. Recomendaciones.

1. Brindar seguimiento a este tipo de investigación con un ciclo completo de producción.
2. Realizar Análisis químicos de las aguas de pozo a ser utilizadas en el cultivo.
3. Capacitar a personal que brinde apoyo a los pequeños productores para implementar este tipo de cultivo en zonas del corredor seco y pequeños productores agrícolas.
4. Fomentar los policultivos o/y sistemas hidropónicos tomando en cuenta al camarón para este tipo de sistemas.

9. Bibliografía.

1. Álvarez, A., Racotta, I., Arjona, O., & Palacios, E. (2004). Salinity stress test as a predictor of survival during grow out in pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Aquaculture*, 237(1), 237–249.
2. Álvarez Miranda, I. Sánchez R. Valles, J, (2010). Cultivo del camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1993) en agua dulce. Revista científica, FCV-LUZ/ Volumen XX, No4. pp339-346, coro, Venezuela 2010. Disponible en: http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592010000400002
3. Andrade, K. (2010). *Descripción del desarrollo larval del Camarón Blanco Litopenaeus vannamei (Boone, 1931), y evaluación del índice de desarrollo en función del régimen de alimentación.* (Maestría Área de Acuicultura). Universidad Autónoma de Baja California Sur, Área de Conocimientos de Ciencias del Mar. Departamento Académico de Biología Marina., La Paz, Baja California Sur, México. Recuperado a partir de: <http://biblio.uabcs.mx/tesis/TE%202347.pdf>
4. Andriantahina, F., Liu, X., Huang, H., Xiang, J., & Yang, C. (2012). Comparison of reproductive performance and offspring quality of domesticated Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 324, 194-200.
5. Anger, K. (1996). Salinity tolerance of the larvae and first juveniles of a semi terrestrial grapsid crab, *Armases miersii* (Rathbun). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 202, 205-223.
6. Arce, R. (1989). Cultivo de camarones peneidos. *Reporte interno. Centro de Investigaciones Biológicas, La paz, BCS Mexico.*
7. Arzola, J., Flores, L., Ceja, A., & Gutiérrez, Y. (2016). Crecimiento de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en un estanque rústico a baja salinidad. *Revista AquaTIC*, 0(28). Recuperado a partir de: <http://www.revistaaquatic.com/ojs/index.php/aquatic/article/view/194>

- 8.** Auro, A., & Ocampo, L. (2006). *El Libro del Camarón*. Avimex. Recuperado a partir de:
<https://www.google.com.ni/search?q=el+libro+del+camaron+2006+auro+y+ocampo&oq=el+li&aqs=chrome.0.69i59l3j69i57j0l2.1438j0j7&sourceid=chrome&ie=UTF-8>
- 9.** Bonilla, E., & Marcial, C. (1994). Estimación de la sobrevivencia de *Penaeus vannamei* (Boone) en un sistema intensivo en Sinaloa. *Oceanología*, 1(4), 151-156.
- 10.** Boone, 1931 citado por FAO. (2006). Programa de información de especies acuáticas - *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). Recuperado 2 de junio de 2017, a partir de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Penaeus_vannamei/es
- 11.** Boyd, C. (1989). Water quality management and aeration in shrimp farming. Recuperado a partir de: <https://aurora.auburn.edu/handle/11200/1179>
- 12.** Boyd, C. (1990). Water quality in ponds for aquaculture. Recuperado a partir de: <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US19930090347>
- 13.** Boyd, C., Thunjai, T., & Boonyaratpalin, M. (2002). Dissolved salts in waters for inland, low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate*, 5(3), 40–45.
- 14.** Brito, R., Chimal, M., & Rosas, C. (2000). Effect of salinity in survival, growth, and osmotic capacity of early juveniles of *Farfantepenaeus brasiliensis* (Decapoda: Penaeidae). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 244(2), 253–263.
- 15.** Castille, F., & Lawrence, A. (1981). The effect of salinity on the osmotic, sodium and chloride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 68(1), 75–80.
- 16.** Charmantier, G., Bouaricha, N., Charmantier, M., Thuet, P., & Trilles, J. (1989). Salinity tolerance and osmoregulatory capacity as indicators of the physiological state of penaeid shrimps. *Eur. Aquat. Soc. Spec. Publ*, 10, 65-66.

- 17.** Charmantier, G. (1998). Ontogeny of osmoregulation in crustaceans: a review. *Invertebrate Reproduction & Development*, 33(2-3), 177-190.
- 18.** Chen, J., Lin, M., Ting, Y., & Lin, J. (1995). Survival, haemolymph osmolality and tissue water of *Penaeus chinensis* juveniles acclimated to different salinity and temperature levels. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 110(3), 253-258. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(94\)00164-O](https://doi.org/10.1016/0300-9629(94)00164-O)
- 19.** Claybrook, D. (1983). Nitrogen metabolism. *The biology of Crustacea*, 5, 163–213.
- 20.** Davis, D., Saoud, I., McGraw, W., & Rouse, D. (2002). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. *Avances en Nutrición Acuicola.*, 3–6.
- 21.** Díaz, F., Farfan, C., Sierra, E., & Re, A. (2001). Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*, Boone. *Marine & Freshwater Behaviour & Phy*, 34(2), 93–104.
- 22.** Díaz, F., Re, A., Sierra, E., & Díaz, E. (2004). Effects of temperature and salinity fluctuation on the oxygen consumption, ammonium excretion and osmoregulation of the blue shrimp *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson). *Journal of Shellfish Research*, 23(3), 903–910.
- 23.** El Productor. (2017). Muestreo de población en camarónicas: Una importante herramienta de manejo | Noticias Agropecuarias del Ecuador y el Mundo - Primer periódico agro digital del Ecuador - Elproductor.com. Recuperado 11 de julio de 2017, a partir de: <https://elproductor.com/2017/03/24/muestreo-de-poblacion-en-camarónicas-una-importante-herramienta-de-manejo/>

- 24.** FAO. (2006). Programa de información de especies acuáticas - *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). Recuperado 2 de junio de 2017, a partir de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Penaeus_vannamei/es
- 25.** Flaherty, M., Szuster, B., & Miller, P. (2000). Low Salinity Inland Shrimp Farming in Thailand. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 29(3), 174-179. <https://doi.org/10.1579/0044-7447-29.3.174>
- 26.** Fry, F. (1947). *Effect of the Environment on Animal Activity*. University of Toronto Studies: Univ. of Toronto Press, Toronto.
- 27.** González, J. (2006). *Crecimiento, sobrevivencia, consumo de oxígeno, excreción nitrogenada y acumulación de astaxantina en el tejido del camarón blanco Litopenaeus vannamei mantenido a diferentes concentraciones de astaxantina en la dieta* (Maestro en Ciencias). Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Ensenada, Baja California, México. Recuperado a partir de: <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/1138/1/173861.pdf>
- 28.** Gutiérrez, M. (2001). Cultivo de camarón en agua dulce: la nueva frontera. *Panorama Acuícola*, 3(6), 32–33.
- 29.** Hernández, A. (1991). Proyecto piloto para el cultivo de camarón costero nutrición/ alimentación. Recuperado a partir de: <http://www.fao.org/docrep/field/003/AC516S/AC16S08.htm>
- 30.** Herrera, C., & Martínez, E. (2009). *Guía para el componente curricular Camaronicultura*. (Carrera de Ingeniería Acuícola.). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN- LEÓN.

- 31.** Herrera, C. (2009). Guía para el componente curricular de Calidad de agua (Carrera de Ingeniería Acuícola). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN- LEÓN. Facultad de Ciencias y Tecnología.
- 32.** Herrera, C. (2012). *Factores físicos y químicos del agua de los estanques camaroneros*. (Carrera de Ingeniería Acuícola.). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN- LEÓN. Facultad de Ciencias y Tecnología.
- 33.** Hockachka, P., & Somero, G. (1973). Strategies of biochemical adaptation. *Philadelphia: WB Saunders Co.*
- 34.** Jürgen, H. (2000). Técnicas innovativas de desalinización de aguas salobres y del mar. En *Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales*, 12 (pp. 1–11). FEMISCA. Recuperado a partir de: <http://bases.bireme.br/cgi-bin/wxislind.exe/iah/online/?IsisScript=iah/iah.xis&src=google&base=REPIDISCA&lang=p&nextAction=lnk&exprSearch=3764&indexSearch=ID>
- 35.** Kitani, H., y Alvarado, J. (1982). The larval development of the pacific brown shrimp *Penaeus californiensis* Holmes reared in the laboratory. *Bull. Jpn. Soc. Sci.*, 48 (3): 375-389.
- 36.** Laramore, S., Laramore, C., & Scarpa, J. (2001). Effect of low salinity on growth and survival of postlarvae and juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 32(4), 385–392.
- 37.** Lester, L., & Pante, M. (1992). Penaeid temperature and salinity responses. *Developments in aquaculture and fisheries science*, 23, 515–534.
- 38.** Lignot, J., Cochard, J., Soyez, C., Lemaire, P., & Charmantier, G. (1999). Osmoregulatory capacity according to nutritional status, molt stage and body weight in *Penaeus stylirostris*. *Aquaculture*, 170(1), 79–92.

- 39.** Lovell, T., 1989 citado por Nicovita. (1998). Alimentos naturales y comportamientos alimenticios de camarones., 3(08), 1.
- 40.** Lucena, A., Leonardi, G., Pichardo, G., & Farci, G. (2006). Sobrevivencia de las larvas de camarón a baja salinidad. *Educare*, 10, 9.
- 41.** Marcillo, F. (2001). Cultivo de camarón tierra adentro en Ecuador. *Panorama Acuícola*, 7(1), 52–55.
- 42.** Marroquín, E., Valdés, M., & González, J. (2012). *Potencial del Camarón Marino Litopenaeus vannamei Para el cultivo en agua dulce*. (pp. 8-10). Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala. Dirección General de Investigación Centro de Estudios del Mar y Acuicultura. Recuperado a partir de <http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/rapidos2011/INF-2011-29.pdf>
- 43.** Martínez, E., & Lin, F. 1994, Manual para el cultivo de camarones marinos del genero Penaeus, Autoridad Noruega para el desarrollo internacional (NORAD) UNAN-León, Dpto. Biología, León, Nicaragua – 54 pág.
- 44.** Martínez, L. (2002). *Camaronicultura: Avances y tendencias* (1.^a ed.). Recuperado a partir de: https://www.researchgate.net/publication/237842504_Camaronicultura_Avances_y_Tendencias
- 45.** Martínez, E. (2009). *Producción de camarones marinos a dos densidades de siembra en estanques de concreto utilizando sistema intensivo sin aireación. Las Peñitas, Nicaragua*. (Programa Desarrollo Institucional (ASDI/SAREC), Proyecto de Desarrollo de la Investigación para académicos con Ms y PhD. :). Nicaragua.

- 46.** Martínez, E. (2012). *Crecimiento y Desarrollo*. (Carrera de Ingeniería Acuícola). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN- LEÓN. Facultad de Ciencias y Tecnología.
- 47.** McGraw, W., & Scarpa, J. (2002). Determining ion concentrations for *Litopenaeus vannamei* culture in freshwater. *Global Aquaculture Advocate*, 5(3), 36.
- 48.** Membreño, L., Morales, S., & Martínez, E. (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 2 siembras de 12 ind/m (Sistema semi-intensivo). 5, 103-115.
- 49.** Menz, A., & Blake, B. (1980). Experiments on the growth of *Penaeus vannamei* Boone. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 48(2), 99–111.
- 50.** Meyer, D. 2004 Introducción Acuicultura, Escuela Agrícola Panamericana Zamorano, Honduras 2004, pg. 31:34, 50:56:
http://pdacrsp.oregonstate.edu/pubs/featured_titles/Introduccion%20Acuicultura.pdf
- 51.** Miranda, I., Valles, J., Sánchez, R., & Álvarez, Z. (2010). Cultivo del camarón marino *Litopenaeus Vannamei* (Boone, 1931) En agua dulce. *Revista Científica*, 20(4), 339–346.
- 52.** Nunes, A., & López, C. (2001). Low-salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador—economics, disease issues move farms away from coasts. *Global Aquaculture Advocate*, 4(3), 62–64.
- 53.** Nicovita. (1997). Tasa o Factor de conversión alimenticia en el cultivo de camarón., 2, 1-2.

- 54.** Nicovita. (1998). Muestreo poblacional en el cultivo de camarón, Parte II: Uso de Tabla de Alimentación y comederos., 3(04), 1-2.
- 55.** Palacios, E., Bonilla, A., Pérez, A., Racotta, I., & Civera, R. (2004). Influence of highly unsaturated fatty acids on the responses of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) postlarvae to low salinity. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 299(2), 201–215.
- 56.** Pardo, S., Suárez, H., & Soriano, E. (2006). Tratamiento de efluentes: una vía para la acuicultura responsable. *Revista MVZ Córdoba*, 11(Su1), 20-29.
- 57.** Pérez, H (2006). Primera experiencia en el cultivo de camarón Marinos (*Litopenaeus vannamei*) Aguas de Dulce en Panamá Continental Power Service Deris Carlina García-Costa Comercial, Finca Costa Sol Comercial S.A. Panamá, pp 3, 7. Disponible en:
[Http://webservmide.gobpa/CYTED%20PDF/Simposio/PRESENTACION%20HUGO%20PEREZ.PDF](http://webservmide.gobpa/CYTED%20PDF/Simposio/PRESENTACION%20HUGO%20PEREZ.PDF)
- 58.** Pérez, I., & Kensley, B. (1997). *Penaeoid and sergestoid shrimps and prawns of the world. Keys and diagnoses for the families and genera*. Editions du Muséum National d'Histoire Naturelle. Recuperado a partir de <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=FR1997004308>
- 59.** Ponce, J., Martínez, C., & Ross, L. (1997). The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture*, 157(1-2), 107-115.
- 60.** Racotta, I., Palacios, E., & Ibarra, A. (2003). Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture*, 227(1), 107–130.
- 61.** Racotta, I., Palacios, E., Hernández, R., Bonilla, A., Pérez, C., & Ramí, J. (2004). Criteria for assessing larval and postlarval quality of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*, Boone, 1931). *Aquaculture*, 233(1), 181–195.

- 62.** Ramos, R., & Andreatta, E. (2011). Requerimientos de proteína y energía bruta en juveniles de camarón rosado *Farfantepenaeus paulensis* (Pérez-Farfante, 1967) sometidos a diferentes salinidades. *Latin american journal of aquatic research*, 39(3), 427–438.
- 63.** Re, A., Díaz, F., Sierra, E., & Gómez, S. (2004). Consumo de oxígeno, excreción de amonio y capacidad osmorreguladora de *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson) expuesto a diferentes combinaciones de temperatura y salinidad. *Ciencias marinas*, 30(3), 443–453.
- 64.** Re, A., Díaz, F., Valdez, G., Flores, M., & López, M. (2010). Physiological Energetics of Blue Shrimp *Penaeus stylirostris* (Stimpson) Juveniles Acclimated to Different Salinities. *Open Zoology Journal*, 2, 102–108.
- 65.** Rivera, M. (1998). *Efecto de la salinidad sobre el crecimiento y sobrevivencia en postlarvas y juveniles de Camarón Blanco Penaeus vannamei (Boone, 1931), Bajo condiciones de laboratorio.* (Biologo Marino). Universidad de Colima, Facultad de Ciencias Marinas, Manzanillo, Col. Recuperado a partir de:
http://digeset.ucol.mx/tesis_posgrado/Pdf/Maria%20Cruz%20Rivera%20Rodriguez.pdf
- 66.** Robertson, J. (1960). Osmotic and ionic regulation. *The physiology of Crustacea*, 1, 317–339.
- 67.** Rodríguez, F., & Reprieto, J. (1984). *Frecuencia y distribución alimenticia en el cultivo intensivo de juveniles del Camarón Blanco Litopenaeus vannamei.* Recuperado a partir de:
<http://www.biblioteca.cicimar.ipn.mx/oasis/Medios/tesis/cortes1.pdf>
- 68.** Rojas, A. (2005). Limitaciones y oportunidades para el desarrollo de la producción pecuaria orgánica en Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 30(2). Recuperado a partir de <http://revistas.ucr.ac.cr/index.php/agrocost/article/view/6814>

- 69.** Rosas, C., Martínez, E., Gaxiola, G., Brito, R., Díaz, E., & Soto, L. (1998). Effect of dissolved oxygen on the energy balance and survival of *Penaeus setiferus* juveniles. *Marine Ecology Progress Series*, 67–75.
- 70.** Rosas, C., Martínez, E., Gaxiola, G., Brito, R., Sánchez, A., & Soto, L. (1999). The effect of dissolved oxygen and salinity on oxygen consumption, ammonia excretion and osmotic pressure of *Penaeus setiferus* (Linnaeus) juveniles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 234(1), 41–57.
- 71.** Rosas, C., López, N., Mercado, P., & Martínez, E. (2001). Effect of salinity acclimation on oxygen consumption of juveniles of the white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Crustacean Biology*, 21(4), 912–922.
- 72.** Rosas, C., Honorio, C., Sánchez, A., Vianney, E., & Pascual, C., (2008). *Prácticas de Ecofisiología*. (Licenciatura en Manejo Sustentable de Zonas Costeras) (pp.2-10). México: Unidad multidisciplinaria de Docencia e Investigación Facultad de Ciencias, UNAM.
- 73.** RPI, 1989. Penaeid Technology Short Course. CET. del Mar, La Paz, B.C.S. México, abril 1989
- 74.** Salvato, B., Cuomo, V., Muro, P., & Beltramini, M. (2001). Effects of environmental parameters on the oxygen consumption of four marine invertebrates: a comparative factorial study. *Marine Biology*, 138(4), 659–668.
- 75.** Santamaría, L., & García, E. (1991). *Parámetros importantes en la calidad de aguas del cultivo de organismo acuáticos en estanques de agua salobre*. (Manual técnico) (p. 27). Panamá: Dirección Nacional de Extensión Agropecuaria.
- 76.** Saoud, I., Davis, D., & Rouse, D. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture*, 217(1), 373–383.

- 77.** Tamayo, A. (1998). Camarón Blanco en agua dulce: una nueva opción. *Mazatlán Sinaloa, México*, 206–212.
- 78.** Valdez, G., Díaz, F., Re, A., & Sierra, E. (2008). Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Hidrobiológica*, 18(2), 105-115.
- 79.** Valenzuela, W., Rodríguez, G., & Esparza, H. (2010). Cultivo intensivo de Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* (BOONE) en agua de pozo de baja salinidad como alternativa acuícola para zonas de alta marginación. *Ra Ximhai. Universidad Autónoma Indígena de México*, 6(1), 1-8.
- 80.** Watts, S., Yeh, E., & Henry, R. (1996). Hypoosmotic stimulation of ornithine decarboxylase activity in the brine shrimp *Artemia franciscana*. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology*, 274(1), 15–22.



Producto Final
(T1-T2)

