

Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua, León.

Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinarias.

Departamento de Acuícola.

Ingeniería Acuícola.



Monografía para optar al grado de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Determinación de sobrevivencia de Post-larvas *Litopenaeus vannamei* mediante la comparativa de los métodos de aclimatación: Por flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo y flujo continuo mínimo, Las peñitas, León-Nicaragua, agosto 2019.

Autores:

- **Br. José Alfonso García Molina.**
- **Br. Jefri Javier Hernández Martínez.**
- **Br. Amy Itzel Meza Montenegro.**

León, 8 de mayo de 2020.

“A la libertad por la universidad”

Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua, León.

Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinarias.

Departamento de Acuícola.

Ingeniería Acuícola.



Monografía par optar al grado de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Determinación de sobrevivencia de Post-larvas *Litopenaeus vannamei* mediante la comparativa de los métodos de aclimatación: Por flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo y Flujo continuo mínimo, Las peñitas, León-Nicaragua, agosto 2019.

Autores:

- **Br. José Alfonso García Molina.**
- **Br. Jefri Javier Hernández Martínez.**
- **Br. Amy Itzel Meza Montenegro.**

Tutora: Msc. Carmen Hernández.

León, 8 de mayo de 2020

“A la libertad por la universidad”

Agradecimiento

Gracias Dios por tanto amor, por brindarme el don de la vida, guiarme, guardarme y darme el privilegio de culminar mis estudios. Te agradezco padre celestial por la fuerza, sabiduría y el consuelo en los momentos de dificultad, cansancio y soledad.

Amy Itzel Meza Montenegro.

Agradecimiento

Agradezco a Dios porque me ha dado la fuerza y sabiduría, para guiarnos a lo largo de nuestra existencia, ser el apoyo y fortaleza en aquellos momentos de difíciles.

Gracias a mis padres Guillermo Tomas García y Concepción Molina Pérez, por ser los principales motores de nuestros sueños, por confiar y creer en nuestras expectativas, por los consejos, valores y principios que nos han inculcado.

Agradezco a nuestros docentes de la Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua - León, por haber compartido sus conocimientos a lo largo de la preparación de nuestra profesión, de manera especial, a nuestra tutora de nuestro proyecto de investigación quien ha guiado con su paciencia, y su rectitud como docente, y por su valioso aporte para nuestra investigación.

José Alfonso García Molina.

Agradecimiento

Primeramente, a Dios por haberme permitido llegar hasta estas instancias, por la sabiduría derramada sobre nosotros para poder concluir con nuestros estudios universitarios y así cumplir con una de nuestras metas.

A mi familia por creer en mí y por su constante motivación en el día a día, por su apoyo incondicional en todo momento de mi vida como estudiante.

A nuestra tutora Msc Carmen Hernández, por su apoyo en las diferentes necesidades a lo largo de la carrera y en nuestro proyecto de tesis.

A todos los maestros durante todo el transcurso de la carrera, por su conocimiento transmitido para prepararnos como profesionales y así poder sobresalir en nuestro ámbito laboral.

Jefri Javier Hernández Martínez.

Dedicatoria.

A mis padres José González y Karla Montenegro por ser los principales cimientos para la construcción de mis estudios y el tipo de persona que soy ahora, forjaron en mi la base de la responsabilidad, deseos de superación y que tarde o temprano los sueños se cumplen si se anhelan con el corazón, pues de ellos aprendí las grandes virtudes que hoy me complementan, a ser fuerte para afrontar sola las adversidades y tropiezos que en la vida se presentan.

Amy Itzel Meza Montenegro.

Dedicatoria.

El presente trabajo investigativo lo dedicamos principalmente a Dios, por ser el inspirador y darnos fuerza para continuar en este proceso de obtener uno de los anhelos más deseados.

A nuestros padres, por su amor, trabajo y sacrificio en todos estos años, gracias a ustedes he logrado llegar hasta aquí y convertirme en lo que soy. Ha sido un orgullo y un privilegio de ser su hijo, son los mejores padres.

A todas las personas que me han apoyado y han hecho que el trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que me abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.

José Alfonso García Molina.

Dedicatoria.

Primeramente, a Dios por haberme permitido llegar a este momento único y especial en mi vida, por la sabiduría necesaria para superar momentos difíciles, los cuales me han ayudado a crecer como persona y por sus bendiciones diarias.

A mis padres (Ana Martínez y Eduardo Hernández) **y hermana** (Dahana Nicol Hernández), por ser mi principal motivación, quienes me llenan con deseos de superación y las ganas de seguir siempre adelante a pesar de las dificultades, por sus consejos y su apoyo incondicional que fue muy valiosos para poder concluir esta etapa de mi vida.

Jefri Javier Hernández Martínez.

Resumen.

El objetivo de esta investigación consistió en determinar la sobrevivencia en la aclimatación de postlarva *Litopenaeus vanamei*, utilizando los métodos de flujo continuo con intervalo de tiempo y de entrada por salida, el experimento se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas LIMA, las postlarvas se obtuvieron del Laboratorio de Farallón y se procedió a distribuir a las postlarvas en 3 tinas (t): t1 (Entrada por salida), t2 (Intervalo de tiempo) y t3 (método tradicional), a las cuales se les suministraba 9lts de agua cada media hora desde un balde elevado a 2 metros de altura a través de tubería PVC de ½ pulg, cada tina contenía 30pls en 20 lts de agua.

Se monitoreo los parámetros físico-químicos: salinidad y pH, con una frecuencia de 1 hora, se observó el comportamiento de las postlarvas en un periodo de 24 horas, del cual se obtuvo un valor de salinidad máximo de 36ppm y mínimo de 27ppm, mientras que el pH obtuvo un valor máximo de 9.3 y mínimo de 8.7.

El método de flujo continuo de entrada por salida obtuvo 93% de sobrevivencia, el cual fue de mayor relevancia respecto a los otros dos métodos, Las postlarvas en su mayoría se presentaron activas, desplazándose por toda la tina, con nado correcto y sin presencia de signos de estrés.

Índice.

Agradecimiento	i
Dedicatoria.....	iii
Resumen.....	v
1. Introducción	1
2. Objetivos.....	2
2.1 Objetivo General:.....	2
2.2 Objetivos específicos:.....	2
3. Marco Teórico.....	3
3.1 Taxonomía de <i>Litopenaeus vannamei</i> :.....	3
3.2 Ciclo de vida del camarón:.....	3
3.3 Estadios Larvales:.....	4
3.4 Fisiología:	5
3.5 Sistema respiratorio:.....	7
3.6 Sistema Circulatorio:.....	8
3.7 Sistema digestivo:.....	9
3.8 Sistema endocrino:	10
3.9 Ciclo de muda:	10
3.9.1 Estadio A (Posmuda):.....	11
3.9.2 Estadio B (Posmuda):.....	11
3.9.3 Estadio C (Intermuda):.....	11
3.9.4 Estadio D (Premuda):	11
3.9.5 Estadio E (Muda):.....	11
3.10 Aclimatación de Post-larvas:.....	11
3.10.1 Apertura de las bolsas de transporte del laboratorio:	11
3.10.2 Preparación de estanques de aclimatación:.....	12
3.10.3 Transferencia de la Post-larva a los tanques de aclimatación:.....	12
3.11.1 Oxígeno Disuelto:.....	12
3.11.2 Temperatura:	13
3.11.3 Salinidad:	14
3.11.4 pH:	15
3.12 Efectos de los parámetros físico-químicos sobre la fisiología del camarón:	16

3.13	Sistemas de cultivo Acuícola:	16
3.13.1	Extensivo:.....	16
3.13.2	Semi intensivo:	17
3.13.3	Intensivo:.....	17
3.13.4	Híper intensivo:.....	17
4.	Metodología:	18
4.1	Tipo de estudio:.....	18
4.2	Área de estudio:.....	18
4.3	Población de estudio:	18
4.4	Muestra:.....	18
4.5	Diseño experimental:.....	18
4.6	Procedimiento de recolección de datos:.....	20
5.	Resultados y Discusiones:.....	21
5.1	Salinidad.....	21
5.2	pH.....	22
5.3	Sobrevivencia.....	23
5.4	Comportamiento de las Postlarvas.	24
6.	Conclusiones.	25
10	. Recomendaciones:	26
7.	Bibliografía.....	27
8	Anexos.....	35

❖ Índice de Figuras.

Figura 1. Estadios Larvales del Camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> . (Yambay & Álvarez, 2017).	5
Figura 2. Fisiología externa del camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> . (Martínez y Martínez, 2014)	6
Figura 3. Fisiología interna del camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> (FAO, 2006).	6
Figura 4. Sistema respiratorio <i>Litopenaeus vannamei</i> (Hendrickx E. 2001).	7
Figura 5. Sistema circulatorio (Hendrickx E. 2001).	8
Figura 6. Sistema digestivo <i>Litopenaeus vannamei</i> (FAO, 2005).	9
Figura 7 Dispositivo experimental.....	18
Figura 8 Monitoreo de la Salinidad. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.	21
Figura 9 Monitoreo del pH. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.....	22
Figura 10 Supervivencia. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.....	23

❖ Índice de tablas.

Tabla 1 Materiales.....	35
Tabla 2 Monitoreo.	35

1. Introducción

La camaronicultura en Nicaragua es una industria de gran importancia debido al crecimiento sostenible comparado con otras actividades de producción acuícola, de igual forma existen problemáticas, entre ellas la mortalidad temprana, que afecta de manera muy directa a la industria camaronera, e incluso al producto interno bruto del país. (FAO, 2005-2019). Parte de esta incertidumbre se debe a que la supervivencia de la especie en cultivo depende mayormente de la capacidad que poseen estos para poder enfrentar fisiológicamente el estrés causado por las alteraciones de los parámetros físico-químicos. (Montiel, 2009).

Además de esto, el mal manejo en la manipulación de las post-larvas, conllevan a que estas sean vulnerables a las enfermedades, como lo es la mortalidad temprana (EMS), que se presenta en los primeros estadios de las post-larvas afectando de manera directa todo el ciclo productivo del camarón. (Gullian et ál., 2004). Las altas mortalidades al momento de realizar aclimatación de post-larvas, incentivo a los productores en la industria camaronera a buscar alternativas para realizar dicho proceso que presentará menor tasa de mortalidad y beneficios de manera socio-económica en el aumento del producto interno bruto del país. (FAO, 2005-2019)

Una de esas alternativas es emplear un proceso de aclimatación a través de un flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo; O bien realizarlo mediante un flujo continuo mínimo, el cual sea entrada por salida, es decir, que sea de manera imperceptible para las post-larvas, esto con el fin de que los organismos desempeñen su proceso de osmorregulación correctamente y puedan adaptarse a los cambios graduales de los principales parámetros físico-químicos, por lo tanto se debe mantener estos mismos en los rangos óptimos para que los procesos metabólicos y fisiológicos de los organismos se realicen de manera adecuada, lo cual beneficiaría disminuyendo hora de trabajo o mano de obra a utilizar, por ende, se reducirán los costos de producción en la industria camaronera. (Haws, Maria anda Boyd, Claude E. (eds) (2001).

2. Objetivos

2.1 Objetivo General:

Determinar la tasa de sobrevivencia en la aclimatación de Post-larvas *Litopenaeus vannamei* mediante la comparativa de los métodos de aclimatación: Por flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo y flujo continuo mínimo de entrada por salida

2.2 Objetivos específicos:

1. Monitorear los valores de salinidad y pH del agua antes, durante y después de la aclimatación.
2. Analizar los resultados de la tasa de sobrevivencia obtenidos en los métodos de aclimatación por flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo y flujo continuo mínimo de entrada por salida.
3. Describir el comportamiento de los organismos posterior a la aclimatación.

3. Marco Teórico

3.1 Taxonomía de *Litopenaeus vannamei*:

- Phylum: Arthropoda.
- Clase: Malacostraca.
- Orden: Decapoda.
- Suborden: Dendrobranchiata.
- Superfamilia: Penaeoidea.
- Familia: Penaeidae.
- Género: *Litopenaeus*.
- Especie: *vannamei*.

(Hendrickx E. 2001)

3.2 Ciclo de vida del camarón:

El ciclo de vida del camarón principalmente se divide en dos etapas: La primera que es la estuarina donde se dan los primeros estadios larvales hasta juveniles y la segunda etapa que es la vida adulta logrando su máxima capacidad reproductiva. La reproducción del camarón comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de esperma que fertiliza los huevos a medida que son puestos (Andrade K. 2010).

Las hembras maduras sexualmente se distinguen por presentar sus ovarios de un color naranja, el cual se puede ver a simple vista a través de exoesqueleto, entre la región final del cefalotórax y el primer segmento abdominal. Luego de ello los huevos ya fecundados pasan por una serie de estadios larvales: Nauplio (1-5) Zoea (1-3) y Mysis (1-4). Posteriormente pasan a ser post-larvas que fisiológicamente tiene gran similitud a la etapa adulta (Anaya R. 2015).

Las hembras logran su capacidad sexual hasta llegar a los lugares de reproducción que se encuentran a una profundidad aproximada de unos 12 a 18 metros, por lo general los machos maduran sexualmente antes que las hembras. Una característica importante es que las hembras al momento del apareamiento presentan el exoesqueleto blando, mientras que los machos lo deben tener duro.

Una vez que la hembra está debidamente copulada esta logra un desove total de huevos aproximadamente de unos 200,000 a 500,000 por desove (Bermúdez y Espinoza, 2011). Existe evidencia de que las hembras desovan más de una vez. La vida normal del camarón es de 12 meses aproximadamente, pero algunos llegan a los dos años (Bermúdez y Espinoza, 2011).

3.3 Estadios Larvales:

Posterior al desove, fertilización de los huevos y la eclosión de estos mismos, el primer estadio larvario que se presenta son los Nauplios, en el cual se subdivide en 5 estadios (Arzola, Piña, Nieves & Medina, 2012), todo esta etapa larval tiene una duración aproximada de unas 50 horas, los nauplios llegan a tener una longitud promedio alrededor de 0.5 mm y con un ancho de 0.2 mm, todo esto va en dependencia de la calidad de agua. Los nauplios se alimentan principalmente del vitelo (Andrade K, 2010).

El estadio de Zoea o Protozoea se logra distinguir luego del quinto estadio naupliar, esta etapa se logra diferenciar por la separación que hay entre el cefalotórax y el abdomen (Cadena E. 2001), en la etapa de zoea consta de 3 subestadios y tiene una duración entre 4 a 6 días. Aquí las larvas empiezan a alimentarse de la productividad primaria en el estanque, es decir, se alimentan de fitoplancton (Laborieux J. 1990).

Luego del tercer subestadio de Zoea, las larvas atraviesan por un proceso de muda y pasan a ser Mysis, a partir de esta, el cuerpo se empieza a encorvar ligeramente y su nado se basa en contracciones musculares en la región del abdomen. Esta etapa consta de 3 subestadios con una duración de 3 días (Andrade K. 2010).

La alimentación principal de las postlarvas se basa en Artemia o Rotíferos, quienes pertenecen al zooplancton presente en la columna de agua, también se alimentan de fitoplancton en menor cantidad y a través de la suministración de alimento artificial (Terrazas, et al, 2010), a partir de estos estadios larvales se empiezan a presentar los pleopodos que son de gran importancia funcional, ya en esta etapa se asemeja físicamente a un camarón, además de esto utiliza los pereiópodos para sujetarse o bien para arrastrarse (Lara et al, 2010).

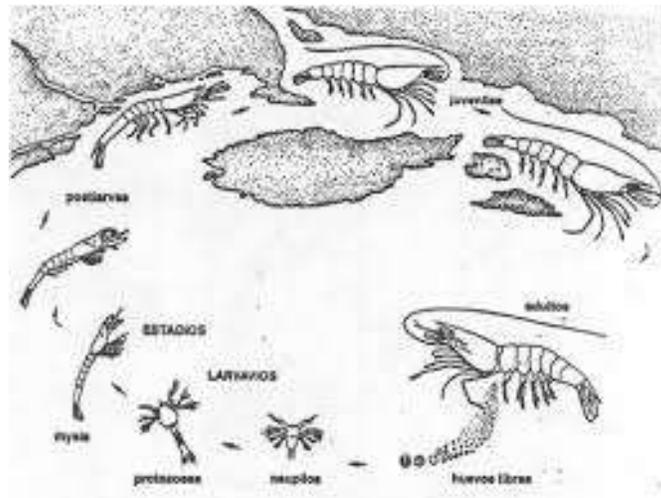


Figura 1. Estadios Larvales del Camarón *Litopenaeus vannamei*. (Yambay & Álvarez, 2017).

3.4 Fisiología:

El cuerpo de los camarones está dividido principalmente en 3 regiones, las cuales son: Cefalotórax, en este podemos encontrar apéndices que son Anténulas, antenas, mandíbulas, maxilas, maxilípedos y pereiópodos. Estos tienen funciones sensoriales para la detección de alimento y de posible peligro, además de agarre. La región media es el abdomen, que se encuentra dividido en 6 segmentos abdominales formados por carnosidad, también se encuentran 6 pares de apéndices llamados pleópodos cuya función es natatoria. Por último, está la región posterior en donde podemos encontrar el Telson y los Urópodos quienes también sirven para la natación (FAO, 2006).

Los principales órganos del camarón se encuentran en el Cefalotórax. El cerebro es trilobulado, es decir, se subdivide en tres lóbulos, además presenta un ganglio supraesofágico. El sistema nervioso se encuentra distribuido de manera ventral el tórax y el abdomen, posee ganglios metamerizados. El corazón está situado de manera ventral y se conecta directamente con el hemoceloma mediante arterias en posiciones abdominales, ventrales y dorsales. El sistema digestivo se constituye por boca, estómago y hepatopáncreas donde se da la mayor absorción de los nutrientes, estos están situados en el cefalotórax. (Cadena E. 2001).

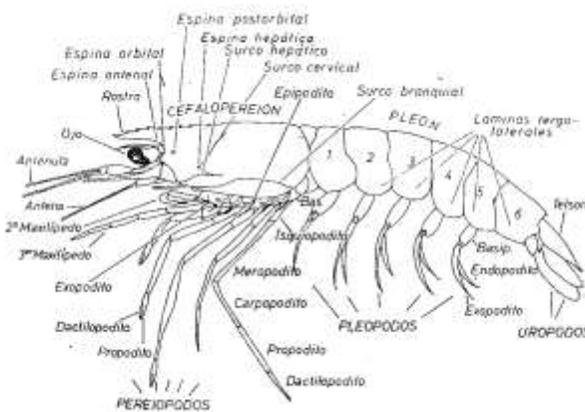


Figura 2. Fisiología externa del camarón *Litopenaeus vannamei*. (Martínez y Martínez, 2014)

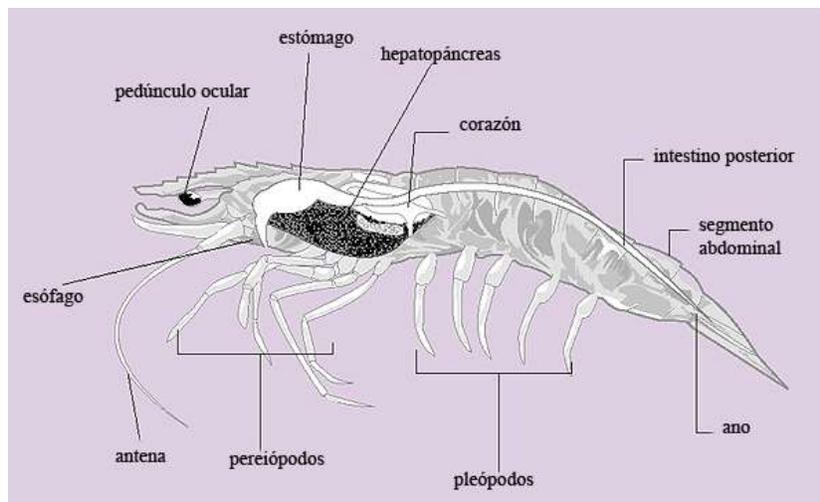


Figura 3. Fisiología interna del camarón *Litopenaeus vannamei* (FAO, 2006).

3.5 Sistema respiratorio:

En el proceso de respiración ocurren 2 etapas, primeramente, la absorción de O₂ y luego la expulsión de CO₂. La captación de oxígeno y la liberación del dióxido de carbono se realizan en la superficie respiratoria, esto únicamente ocurre en la difusión. Una vez que el oxígeno se encuentra internamente en el organismo, es transportado por todo el cuerpo a través de la hemolinfa, que es comúnmente conocida como la sangre de los camarones (Robles, 2009).

En la cámara branquial ocurre un bombeo de agua, el cual se realiza mediante movimientos oscilatorios durante el nado. El sistema respiratorio de los camarones está constituido por branquias las cuales están conformadas por un eje central con un conjunto de lamelas branquiales a lo largo de este mismo, en cada lamela branquial a su vez se encuentran filamentos bifurcados. En las branquias se encuentra una capa delgada llamada quitina, que es por la cual se realiza el intercambio gaseoso (Robles, 2009).

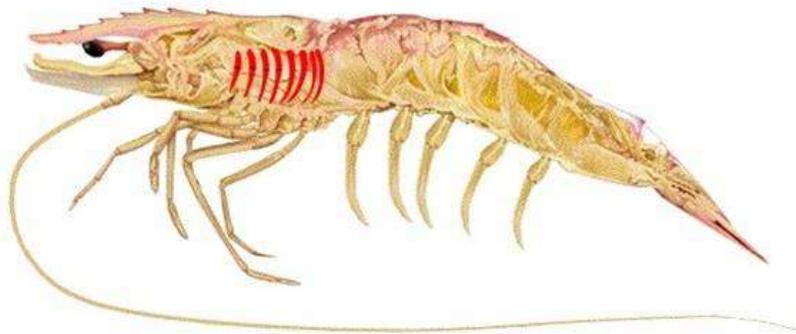


Figura 4. Sistema respiratorio *Litopenaeus vannamei* (Hendrickx E. 2001).

3.6 Sistema Circulatorio:

En los camarones, el transporte del oxígeno se realiza a través del sistema circulatorio, este se lleva a cabo desde las branquias hasta los tejidos por medio de la hemolinfa. Este sistema circulatorio se encuentra conformado por un corazón, el cual se encarga de realizar el bombeo de la hemolinfa al resto de los órganos, también se encuentran arterias que se subdividen en vasos con una estructura semejante a capilares. Luego de realizarse el intercambio gaseoso, el oxígeno es transportado por la hemocianina, que es un compuesto presente en la hemolinfa. Los camarones presentan un sistema circulatorio abierto, debido a que la hemolinfa al estar presente en los tejidos, se difunde a través de una cavidad sanguínea y así cumplir la función de llenar los espacios entre tejidos y órganos, para luego de ser transportada nuevamente hacia las branquias. El sistema circulatorio tiene como funciones principales: El transporte de oxígeno, nutrientes, hormonas, anticuerpos y células a todos los órganos, también mantiene la temperatura corporal de los organismos (Yambay & Álvarez, 2017).

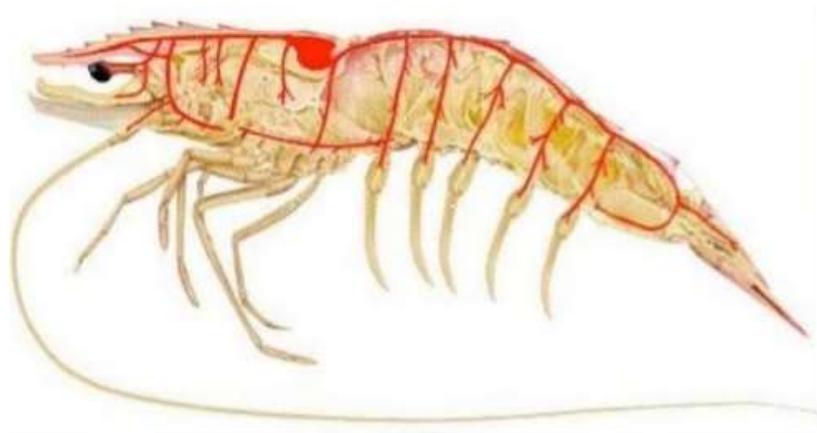


Figura 5. Sistema circulatorio (Hendrickx E. 2001).

3.7 Sistema digestivo:

El sistema digestivo de los crustáceos, en especial el de los camarones, está constituido por: Boca, esófago, estómago, hepatopáncreas e intestino o tracto digestivo. Tiene como principales funciones, ingesta de alimento, digestión, absorción, almacenamiento y transporte de los nutrientes (Ayala, 2014).

Los maxilípedos son los principales apéndices masticadores de los camarones, los cuales se encargan de hacer la ingesta y primera digestión de los alimentos. La boca está conformada por un labio superior; por un par de mandíbulas y un par de pargnathas, quienes constituyen el labio inferior.

El hepatopáncreas es el órgano mayor del sistema digestivo en los crustáceos decápodos, está conformado principalmente por túbulos, puede llegar a representar entre el 2-6% de pesos total del organismo y tiene grandes funciones como la síntesis y secreción de enzimas digestivas, absorción de los principales nutrientes presentes en los alimentos. El color del hepatopáncreas va en dependencia de la alimentación del organismo, si presenta color café, es debido al consumo de alimento peletizado, en algunos casos presenta coloración verdosa por ingesta de microalgas (Ayala, 2014).

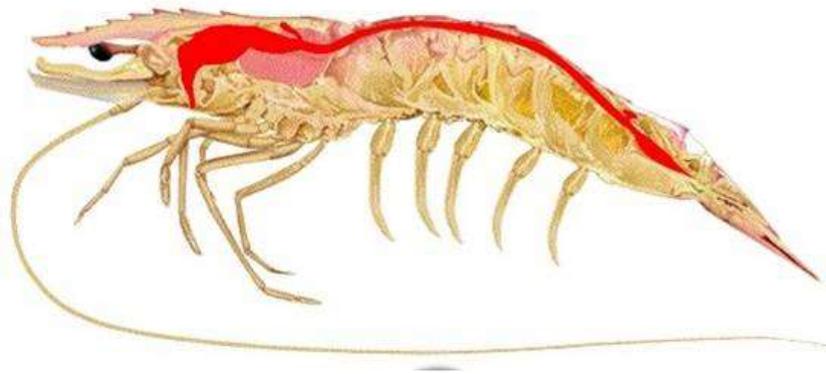


Figura 6. Sistema digestivo *Litopenaeus vannamei* (FAO, 2005).

3.8 Sistema endocrino:

En los crustáceos el sistema endocrino está conformado principalmente por órganos y ganglios. Entre ellos los de mayor importancia son el Órgano X o glándula sinusal. También el Órgano Y, compuesto por glándulas pericardiales y el órgano mandibular (Cadena E. 2001).

El órgano ``X`` o glándula sinusal, es un órgano neurohemal que tiene como función el almacén y sitio de liberación de hormonas de importancia en el organismo, en las cuales se encuentran: La hormona inhibidora de la muda (MIH), esta contribuye a la formación de nuevos tejidos e inhibe la actividad secretora del órgano Y, la hormona inhibidora de la gónada (GIH), la hormona de hiperglicemia de crustáceos (CHH), la hormona neurodepresora (NDH) y la hormona que controla la pigmentación (PEH), (Blandón R. & Ordoñez J. 2014).

El órgano ``Y`` está localizado bajo la hipotermia ventral, realiza la secreción de una neurohormona que activa el proceso de muda. Su actividad secretora está regida principalmente por la presencia de la hemolinfa y de una hormona que proviene del pedúnculo ocular. Cuando el órgano ``Y`` se extirpa, la muda se acelera. También presenta hormonas que influyen en la frecuencia cardiaca y secreta ácido fanesoico que afecta en el comportamiento reproductivo de los machos (Hendrickx E. 2001).

3.9 Ciclo de muda:

El ciclo de muda tiene un gran impacto en los procesos metabólicos del camarón, en la alimentación, reproducción, crecimiento, etc. (Darias, 2009).

Durante el proceso de muda el exoesqueleto es liberado de manera rápida, y enseguida es producida una capa de quitinosa, la cual deberá tener una dureza y textura como el exoesqueleto anterior, además de esto que se encuentre rico en sílice o silicato, el cual podemos encontrarlo en las diatomeas. Este proceso se realiza cada vez que el organismo requiera y se encuentre preparado para aumentar en peso y talla (Anguiano, 2003). En la muda o ecdisis se encuentran cinco estadios principales:

3.9.1 Estadio A (Posmuda):

Posee el 2.5% de la duración total del ciclo, el exoesqueleto aún se encuentra blando.

3.9.2 Estadio B (Posmuda):

Tiene una duración del 16.5% del ciclo, el exoesqueleto muestra una textura de pergamino.

3.9.3 Estadio C (Intermuda):

Dura el 21% del ciclo, en esta etapa el exoesqueleto se encuentra completamente formado y posee resistencia.

3.9.4 Estadio D (Premuda):

Presenta la mayor parte del ciclo de la muda, con un 60% del tiempo, en esta etapa se da el inicio de la creación de nuevas capas cuticulares.

3.9.5 Estadio E (Muda):

Su duración es del 0.5% de todo el ciclo, el organismo libera el antiguo exoesqueleto.

(Zamora, 2017).

3.10 Aclimatación de Post-larvas:

El objetivo de la aclimatación es ajustar lentamente los parámetros físico-químicos, principalmente la temperatura, oxígeno y salinidad de los tanques de aclimatación de tal forma que la post-larva pueda ajustarse fisiológicamente a las nuevas condiciones. (Balbi et al., 2005)

3.10.1 Apertura de las bolsas de transporte del laboratorio:

Se procede a abrir cada bolsa que contenga las post-larvas, seguidamente se miden y se anotan los parámetros físico-químicos principalmente la temperatura, Oxígeno disuelto y pH. Se evalúa visualmente cada bolsa, a través de la observación de la actividad y el nado de los organismos, además de verificar presencia de mortalidad. Todo esto debidamente registrado en una bitácora para su posterior análisis.

3.10.2 Preparación de estanques de aclimatación:

Toda la instalación y los equipos a utilizar en el proceso de aclimatación se desinfectan con anticipación al traslado de la post-larva. Esto con el fin de mantener la mayor inocuidad posible de los tanques, superficies y tuberías usando una solución de 50ml al 3% de pureza cloro por al menos una hora.

Luego se limpia con abundante agua y dejar secar teniendo mucho cuidado con los residuos de cloro que puedan afectar a las post-larvas.

3.10.3 Transferencia de la Post-larva a los tanques de aclimatación:

Al realizar la transferencia, se nivelan los parámetros físico-químicos, ya sea si se debe aumentar o disminuir cada uno de ellos, con el fin de evitar un choque osmótico en los organismos.

Tan pronto se haya transferido la post-larva, suministre aireación si es necesario a la columna de agua. Observe si el tracto intestinal se encuentra lleno, señales de muda, señales de canibalismo, presencia de mortalidad y signos de estrés en los organismos. Monitoree la temperatura, oxígeno disuelto, pH y salinidad con intervalos de 1 hora, o bien lo que usted considere necesario. (Arzola, Piña, Nieves & Medina, 2012).

3.11 Parámetros Físico-químicos:

3.11.1 Oxígeno Disuelto:

En la acuicultura el oxígeno disuelto es medido en mg/l y puede ser considerado el parámetro más importante ya que este sirve como un indicador de buena calidad de agua en un sistema acuícola. La solubilidad presente del oxígeno en un cuerpo de agua depende en gran medida de la presión atmosférica, es decir, a mayor altura sobre el nivel del mar, hay menor solubilidad del oxígeno en el agua (Gómez C. & González K. 2015).

Los principales problemas en las concentraciones de oxígeno se deben principalmente a cuerpos de agua de mayor elevación, en los tiempos más calurosos del año, por las noches con una alta concentración de cianobacterias y con una mayor disolución de sales. El proceso de fotosíntesis realizado por el

fitoplancton juega un papel muy importante en la disolución del oxígeno en el agua, ya que realizan el intercambio gaseoso en el medio, a través de la captación del dióxido de carbono (CO₂), liberando oxígeno. El rango óptimo del oxígeno disuelto en sistema de cultivo acuícola es de 3-8 mg/l, donde los organismos en cultivo se desarrollan con normalidad (ISA, 2008).

La fotosíntesis es la principal fuente de oxígeno en un estanque de cultivo acuícola, además de ser un importante alimento en los primeros estadios larvarios del camarón. La difusión es otra manera de suplir oxígeno al estanque, es de gran importancia en ciclos de cultivo intensivo e hiper intensivo, ya que proporciona oxígeno todo el día, mientras que la fotosíntesis contribuye durante el día o bien en horas de luz (Palma & Rostrán, 2012).

Para la realización del proceso de medición del oxígeno disuelto en el cuerpo de agua, se utiliza un Oxímetro, el cual debe ser previamente calibrado, esto se puede realizar anotando la concentración de salinidad del agua, o bien, elevando el electrodo en el aire para que logre medir el oxígeno atmosférico presente en el aire. Para tomar el valor se introduce la sonda en el agua, moviéndola en pequeños círculos esperando se estabilice la medida, una vez estable, se anota las concentraciones de oxígeno en mg/L, se recomienda realizar la medición en las compuertas de salida que es donde se encuentran los valores más bajos de oxígeno, si hay presencia de aireadores se deberán apagar previamente. Luego de haber terminado la medición se recomienda lavar el electrodo con agua destilada o agua dulce de manera cuidadosa (Gómez C. & González K. 2015).

3.11.2 Temperatura:

La temperatura del agua es uno de los principales parámetros físico-químicos que se toma en cuenta en un sistema de cultivo, la temperatura mide la cantidad de energía presente en el agua, es decir, a mayor temperatura, hay mayor energía (Blandón R. & Ordoñez J. 2014).

La temperatura es un factor abiótico que regula los procesos metabólicos de los organismos vivos, así como afecta las propiedades físicas y químicas de un ecosistema, también afecta en la solubilidad del oxígeno, aumentando o bien

disminuyendo la actividad metabólica de los organismos. Los peces y camarones son considerados Heterotérmicos, esto quiere decir que no pueden regular su temperatura, por lo tanto, su temperatura interna es igual que la del medio en que se encuentran, esto es posible gracias el proceso de osmorregulación que realizan, nivelando su medio interno con el medio externo.

La mayoría de los organismos acuáticos se desarrollan mejor en un rango óptimo de temperatura entre 25-32 °C. Por debajo de 23 °C su desarrollo es lento y entran en un estado de letargia, mientras que por encima de 32 °C su metabolismo es muy acelerado, consumiendo alimento para el desgaste de energía (Palma & Rostrán, 2012).

El agua del estanque principalmente se encuentra caliente durante las horas del día al recibir de manera directa los rayos solares, normalmente se calienta la superficie del agua, pero esto va en dependencia de la turbidez y nivel operativo del estanque. Para una buena distribución de la temperatura se recomienda tener una turbidez entre 45-60cm, mientras que el nivel operativo lo más recomendable es de 1.50m, esto con el fin de evitar estratificaciones térmicas en el cuerpo de agua (Gómez C. & González K, 2015).

El proceso de medición de la temperatura del agua, por lo general se utiliza la sonda del Oxigenometro, introduciéndola al cuerpo de agua, esperando que se estabilice para anotar el valor de temperatura (C°), (Bello, 2014).

3.11.3 Salinidad:

La salinidad se debe principalmente a disolución y concentraciones de siete iones en el agua. Estos están constituidos por: Sodio (Na), Magnesio (Mg), Calcio (Ca), Potasio (K), Cloruro (Cl-), Sulfato (SO₄) y Bicarbonato (HCO₃-). Las concentraciones de sales en el agua de mar se encuentran aproximadamente en un promedio de 35 ppm, la cual puede variar, aumentando debido a la evaporación en tiempos de verano, o bien disminuyendo en tiempos lluviosos (Hernández, 2010).

El camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) se caracteriza por ser una especie eurihalina, es decir, puede sobrevivir en salinidades entre 0-50 ppm. Pero el rango óptimo en sistema de cultivo oscila entre 15-25 ppm (Sotelo, 2009).

La disolución de sales en un cuerpo de agua reduce la capacidad de mantener un gas en solución, es decir, entre mayor sea las concentraciones de sales, estas ocuparan el lugar de las moléculas donde el gas se puede disolver en el agua (Bello, 2014). Las lecturas de salinidad bien pueden ser tomadas con una salinometro o refractómetro óptico. Este deberá ser calibrado previamente, aplicándole agua dulce en el prisma, moviendo el tornillo con el objetivo de ubicar la línea en cero. Luego se aplicará una muestra de agua del estanque en el prisma, anotando la concentración de sales presente (ppm). Una vez finalizada la medición, deberá ser lavado cuidadosamente con agua destilada (Zelaya & Real, 2013).

3.11.4 pH:

El pH representa la medida de acidez o basicidad del agua. Este se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno (H⁺). $pH = -\text{Log} [H^+]$.

La escala de pH está determinada de 0-14, donde 7 es considerado el valor neutro, un pH por debajo de 7 influye a que el medio acuático se encuentre ácido produciendo afectaciones a nivel de las branquias en los organismos de cultivo, mientras que un pH por encima de 9 aumenta la alcalinidad del cuerpo de agua, provocando que el exoesqueleto de los camarones se endurezca evitando el desarrollo y crecimiento de estos mismos. El rango óptimo del pH en un sistema de cultivo acuícola oscila entre 7.5 y 8.5 (Fino & Alonso, 2013).

Las altas concentraciones de CO₂ tienden a modificar el pH, actuando como un ácido en el agua, es decir, su acumulación suele bajar el pH del agua formado protones adicionales. Durante las horas del día, que es cuando las algas realizan el proceso de fotosíntesis, utilizan el CO₂, por lo cual su concentración se reduce, por ende, aumenta el pH. (Sotelo, 2009).

Para realizar la medición de pH en el agua, se debe utilizar un pH-metro, el cual con anticipación debe ser calibrado. Para la medición de este parámetro se introduce el

aparato al agua, una vez estabilizada la medida, se debe tomar las debidas anotaciones. Luego de haber terminado de utilizar el equipo, se debe lavar con agua destilada con sumo cuidado (Hernández, 2010).

3.12 Efectos de los parámetros físico-químicos sobre la fisiología del camarón:

En la camaronicultura, los factores físico-químicos considerandos de mayor influencia en la fisiología de estos, son la temperatura y la salinidad, ya que estos pueden provocar un choque térmico u osmótico (Valdez G, Díaz F, Re A & Sierra E, 2008).

El camarón blanco o camarón del pacífico, *Litopenaeus vannamei*, se encuentra distribuido en toda la costa del pacífico desde el Golfo de California hasta el norte de Perú, dicha especie es nativa de la región. Esta especie es conocida por ser Eurihalina, es decir que se adapta a salinidades bajas a alta, en un rango que oscila entre 1 y 40 ppm. *Litopenaeus vannamei* exhibe un proceso de osmorregulación hiperosmótica en bajas salinidades, es decir que lo realiza de una manera muy rápida fuera de lo normal, y hipoosmótica en altas, realizándolo de una manera bastante lenta o casi nula, con un punto isosmótico entre 25 y 32 ppm, que es el rango óptimo de su desarrollo (Vega-Villasante et al., 2000).

3.13 Sistemas de cultivo Acuícola:

3.13.1 Extensivo:

Este es un sistema de cultivo en donde hay poca intervención técnica, la dieta principal está basada en la productividad primaria, no requiere de aireación, la densidad de siembra oscila de 4-10 org/m² con porcentaje de recambio de 5-10% de la columna de agua. Los gastos de producción son bajos y no requiere de mucho personal, pero sus rendimientos son bajos (Sotelo, 2009).

3.13.2 Semi intensivo:

Los estanques de cultivo semi intensivo se caracterizan por tener dimensiones aproximadas de 1-5 ha, con densidades de siembra de 10-30 org/m², poseen un porcentaje de recambio de 10-20% total de la columna de agua. El camarón se alimenta de productividad natural y por introducción de alimento peletizado de 2 a 3 veces en el día. Por lo general el rendimiento productivo varia en 500-2000 kg/ha y el ciclo productivo tiene una duración de 3 a 4 meses, todo en dependencia del peso promedio requerido al momento de cosechar (Palma & Rostrán, 2012).

3.13.3 Intensivo:

Es un sistema de cultivo con estanques controlado. Las condiciones de la calidad de agua y la alimentación son muy estrictas. Debido a que la densidad de siembra es de 30-100 org/m² se requiere de aireación ya sea por inyección de aire o por rompimiento de la tensión superficial de la columna de agua con aireadores de paleta. El porcentaje de recambio es de 20-50%. En estos tipos de sistemas de cultivo los organismos son alimentados principalmente con alimento artificial balanceado o bien puede complementar con alimento vivo. El acuicultor puede mantener los parámetros físico-químicos controlados, por ejemplo: Temperatura, Salinidad, Oxígeno Disuelto y pH. (Yambay & Álvarez, 2017).

3.13.4 Híper intensivo:

Este sistema se caracteriza por presentar densidades de siembra mayores a 100 org/m², se realizan ciclos de cultivos mayormente de 4 meses con tasas de recambio de 50-100% de la columna de agua. Requiere de aireación las 24 horas debido a la gran demanda de oxígeno. La dieta principal es de alimento artificial al menos unas 3 veces al día. (FAO, 2006).

4. Metodología:

4.1 Tipo de estudio:

El estudio que se realizó es de tipo experimental.

4.2 Área de estudio:

Se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas LIMA, ubicado en Las Peñitas a 21 km de la ciudad de León – Nicaragua, con las coordenadas geográficas: 496453 mE y 1367322 mN.

4.3 Población de estudio:

En dicho proceso de aclimatación se utilizó post-larvas de *Litopenaeus vannamei* (pl12 – pl21).

4.4 Muestra:

Se empleó el sistema de cultivo intensivo con una densidad de siembra de 30 org/m².

4.5 Diseño experimental:

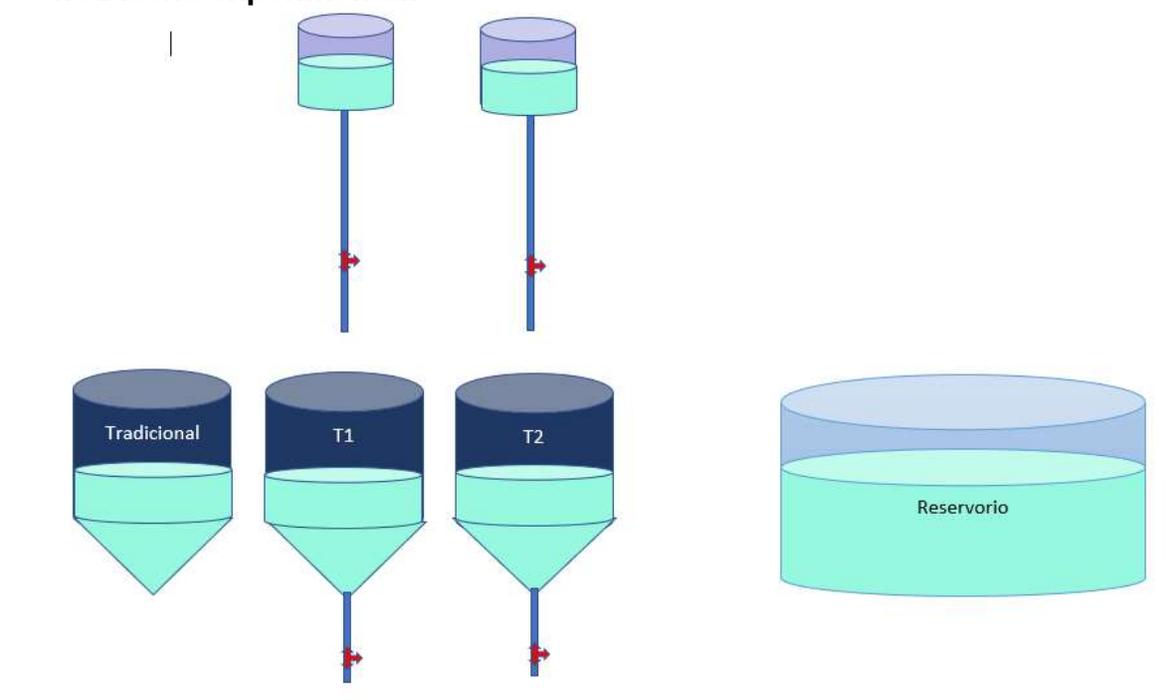


Figura 7 Dispositivo experimental.

Se llevó a cabo la debida limpieza y desinfección de las tinas de fibra, necesarias para la aclimatación de las post-larvas, dicho proceso se realizó con 50ml de cloro líquido al 3% de pureza. Luego de aplicar la solución antes mencionada, se lavó con abundante agua teniendo el sumo cuidado de no dejar residuos que pueda afectar a las post-larvas.

Una vez trasladadas las bolsas de post-larvas del laboratorio a las instalaciones de LIMA, se procedió a tomar los parámetros de salinidad y pH. Se implementó el uso de tinas de fibra las cuales poseen una medida volumétrica con promedio de 1 tn de capacidad, en estas se mantuvo a las postlarvas trasladadas del laboratorio, que posteriormente se realizó la debida aclimatación.

A través de un sistema de tubería PVC de ½ pulgada, se suministró agua marina desde un balde plástico con una capacidad de 25 lts, elevado a 2 metros de altura sobre las tinas. Suministrando agua con un promedio de 5ml/seg, a un total de 9lts de agua, con una duración de media hora en fluir desde el balde hacia la tina. En el fondo de las tinas se colocó una malla de 200 micras, con el objetivo de poder contabilizar la presencia de mortalidad.

Luego se realizó una debida aclimatación de las post-larvas a través del método de flujo continuo mínimo de entrada por salida, suministrando 9lts de agua marina cada media hora y flujo continuo mínimo con intervalos de tiempo, con un suministro de 9lts de agua cada media hora, el cual consiste en mantener un flujo gradual para aumentar o disminuir las concentraciones de los parámetros salinidad y pH.

Dicho proceso se realizó de manera cuidadosa para evitar que las post-larvas sufrieran un choque osmótico.

Seguidamente, se analizó a través de un proceso observacional, el comportamiento de las postlarvas y así se logró describir la presencia de algún tipo de anomalía en su desplazamiento, todo el proceso fue debidamente documentado en una bitácora.

Posterior a la aclimatación se realizó un constante monitoreo de los parámetros salinidad y pH, durante un periodo de 24 horas, a realizarse cada hora la toma de los mismos.

Se empleó el refractómetro Atago ATC-S/Mill-E para cuantificar la concentración de sales y pH-metro Ecosense para calcular el grado de acidez.

4.6 Procedimiento de recolección de datos:

En la técnica de recolección de datos se utilizó un formato de campo, en el cual se registraron los parámetros de salinidad, pH y las observaciones del comportamiento de las postlarvas.

Para el análisis estadístico se procedió a utilizar el programa de Excel versión 2016, que generó las tablas necesarias, para el análisis y discusión de los resultados.

5. Resultados y Discusiones:

5.1 Salinidad.

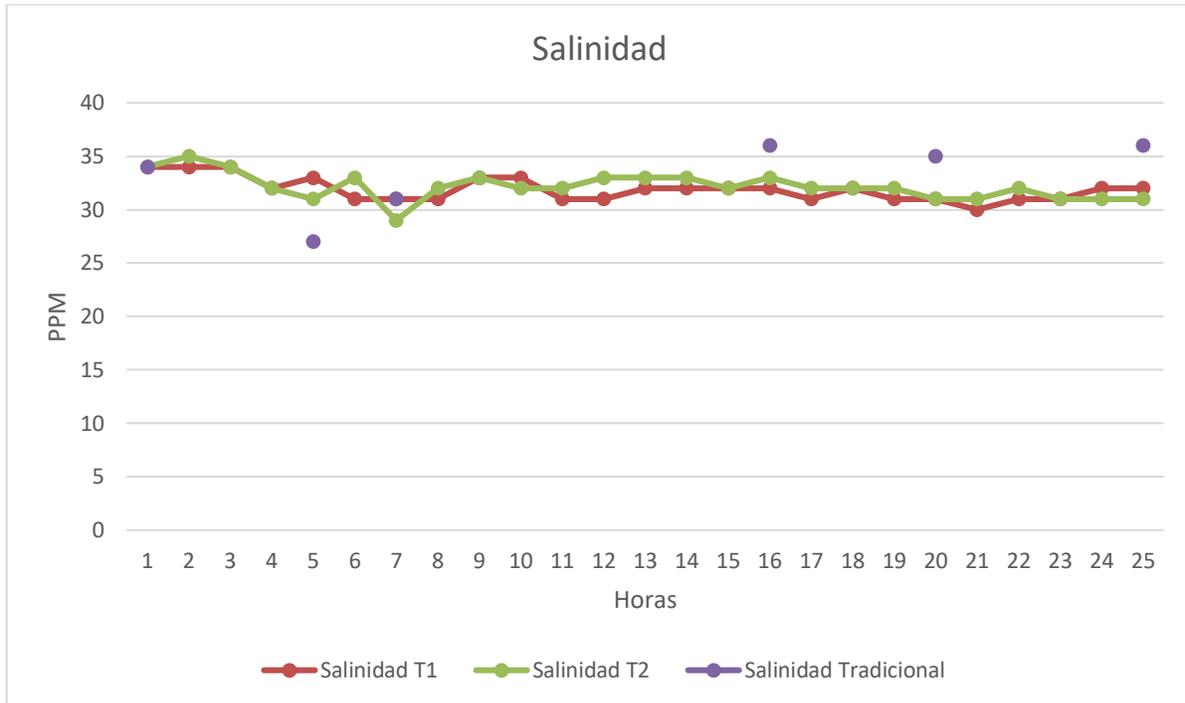


Figura 8 Monitoreo de la Salinidad. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.

La figura N° 1, se describe el valor en que la salinidad oscilaba durante el tiempo en que se estuvo monitoreando el factor, en un rango entre 27 – 36 ppm, por lo tanto, la salinidad no presentó una gran variabilidad en su valor. De esta manera las postlarvas presentaron una buena adaptación al cambio provocado durante la aclimatación.

Se presentaron valores máximos y mínimos en el T1: 34 ppm y 30 ppm, T2: 35 ppm y 29 ppm y en el método tradicional: 36 ppm y 27 ppm.

Según Sotelo (2009). Los camarones son Eurihalinos, es decir toleran salinidades desde 0 hasta 50 ppm, sin embargo, hace mención que los rangos óptimos de salinidad en un cuerpo de agua oscilan de 15 ppm a 25 ppm.

Los valores obtenidos no se encontraron dentro del rango óptimo, no obstante, si se presentaron dentro del límite de tolerancia mencionado por Sotelo (2009), lo cual no afecta de manera significativa el comportamiento de las postlarvas al momento de realizar la aclimatación.

5.2 pH.

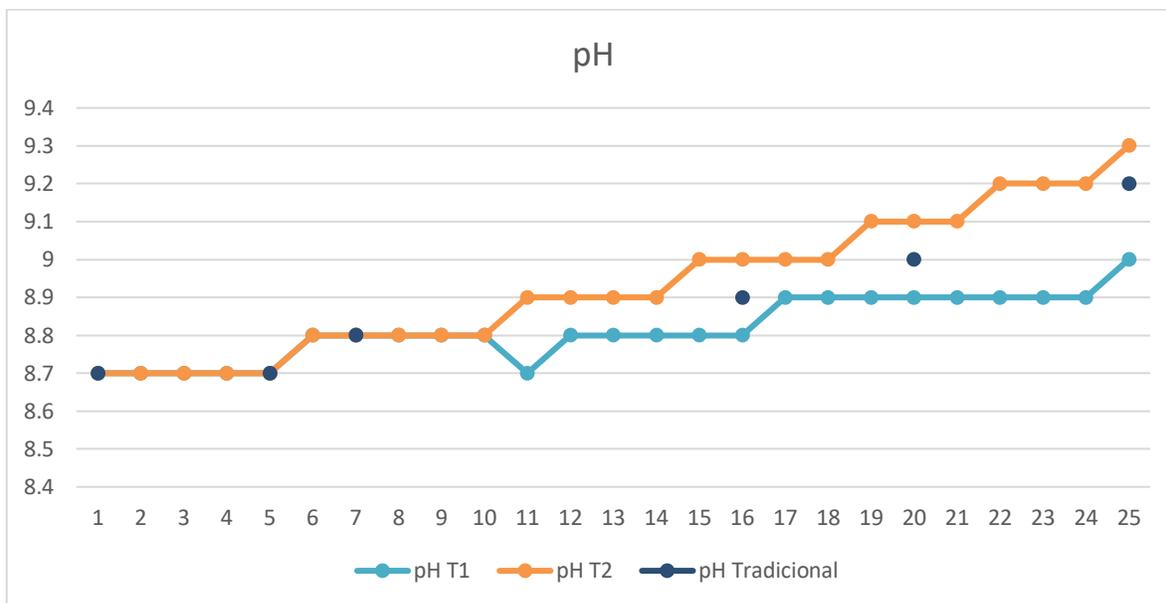


Figura 9 Monitoreo del pH. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.

El pH incremento de manera gradual a lo largo del período de estudio, esto se debió principalmente a la constante lluvia con una duración de al menos de 2 horas, la cual suministró cierta cantidad de Hidrógeno presente en la atmósfera. Cabe mencionar que los valores de pH no afectaron en gran manera a los organismos, puesto que estos se adaptan rápidamente a los cambios y también que su exposición no fue de manera prolongada.

Se presentaron valores máximos y mínimos en el T1: 9 y 8.7, en el T2: 9.3 y 8.7, mientras que en el método tradicional: 9.2 y 8.7.

Por tanto, los rangos obtenidos de pH, oscilaron entre 8.7 y 9.3, sobrepasando el rango óptimo de pH, establecido por Fino & Alonso (2013) donde los valores óptimos de pH son de 7.5 – 8.5.

5.3 Supervivencia.

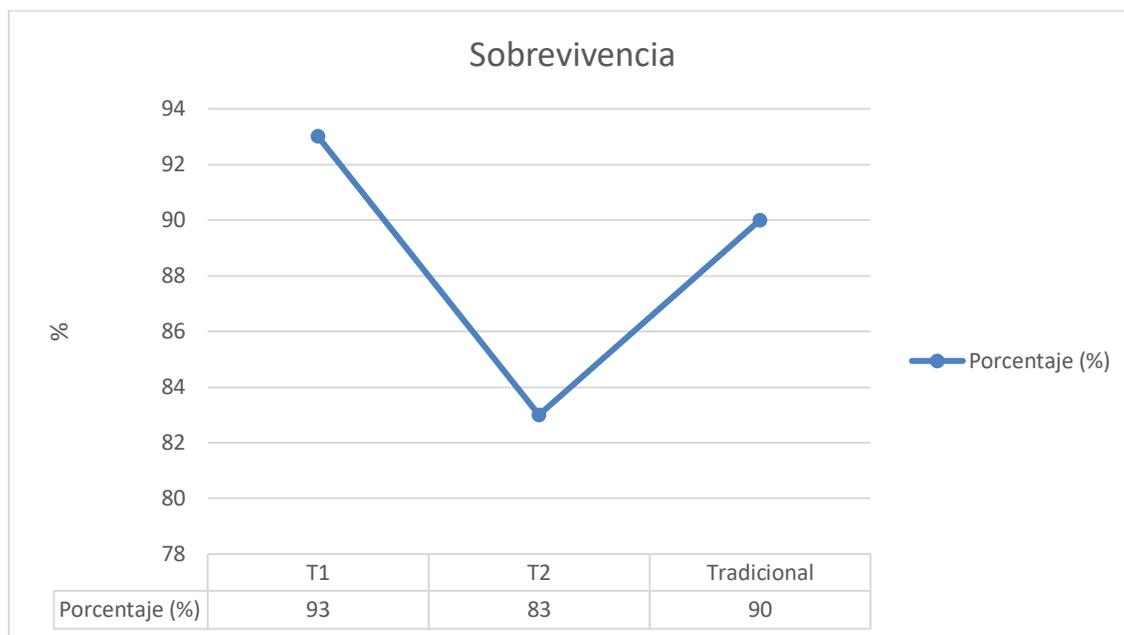


Figura 10 Supervivencia. T1: Método Entrada por salida, T2: Método Intervalo de Tiempo y Método Tradicional.

El método que mayor supervivencia presentó, fue el de aclimatación de entrada por salida, teniendo un 93% de supervivencia luego de 24 horas de monitoreo respecto al método tradicional, esto es compatible con lo establecido por Bello (2014), que dice: *“El buen resultado de supervivencia en un sistema de cultivo, es aquel mayor de 85%”*, esto se logró al realizar monitoreo constante de pH y salinidad, además se evitó situaciones que provocaran estrés o un choque osmótico a las postlarvas, en contraste al método tradicional, que en este no se realiza monitoreo constante de los parámetros físico-químicos.

Al finalizar el experimento el T1 presentó un 93% de supervivencia, el T2 con 83% de supervivencia y el método tradicional 90% de supervivencia respectivamente.

5.4 Comportamiento de las Postlarvas.

El 90% de las postlarvas se mantuvieron activas, desplazándose por toda la tina, con presencia activa en el nado y con ausencia de signo de estrés. Esto es compatible con el estudio realizado por Arzola, Piña, Nieves & Medina en 2012, donde encontraron que las postlarvas se encuentran saludables cuando estas nadan activamente por toda la columna de agua y no presentan ninguna alteración en su nado. Se observó también, que las postlarvas presentaban tamaños heterogéneos, lo que indica que no todos los organismos tenían la misma resistencia a los cambios relativamente bruscos a los cuales fueron sometidas, principalmente los cambios de salinidad y pH.

En cuanto al 10% restante, presentaron poca actividad natatoria, principalmente se concentraron en el fondo de la tina, en algunos casos se observó nado errático, lo que nos indica que tenían baja resistencia a los cambios en el medio, lo que conllevó a la presencia de mortalidades al final del monitoreo.

El pH y salinidad son factores muy importantes y considerados relativamente constantes en la acuicultura, los cuales causan muchos fenómenos químicos, como intercambios iónicos y catiónicos, o bien provocar liberación de mucosidad branquial a causa de estrés que influye directamente sobre el metabolismo y procesos fisiológicos de los organismos acuáticos. (Hernández, 2010)

En el experimento realizado, la principal causa de los niveles de pH fuera del rango óptimo, provocó que el consumo de O₂ no se realizara de manera correcta, causando así que las variaciones del pH sean pocas o casi nulas, es decir, que el pH nunca cambió de estado alcalino. Por otro lado, el cambio en los valores de salinidad hace que el amonio no ionizado aumente y la proliferación de Nitrosomonas y Nitrobacter sea alta, haciendo así que la demanda de oxígeno sea alta, compitiendo de manera directa con las postlarvas en el consumo de oxígeno. (Fernández, Torquemada & Sánchez, 2003)

6. Conclusiones.

1. En el monitoreo de salinidad en el tratamiento 1 (Entrada por salida), se presentó un valor máximo de 34 ppm y el mínimo fue de 30 ppm respectivamente, en el tratamiento 2 (Intervalos de tiempo) se obtuvo como valor máximo 35 ppm y el mínimo de 29 ppm, mientras que en el método tradicional se logró 36 ppm de valor máximo y 27 ppm de valor mínimo. El pH en el tratamiento 1 (Entrada por salida) el mínimo fue de 8.7 y el máximo de 9, en el tratamiento 2 (Intervalo de tiempo) el pH mínimo fue de 8.7 y el máximo de 9.3, en tanto al método tradicional presentó un pH mínimo de 8.7 y un máximo de 9.2.
2. En el tratamiento de Entrada por Salida se obtuvo una sobrevivencia final de 93%, en el tratamiento de Intervalo de tiempo se presentó una sobrevivencia de 83%, en cambio en el Método Tradición la sobrevivencia fue de 90%.
3. Se pudo constatar que, a través de un método observacional, las postlarvas presentaron un comportamiento adecuado, desplazándose por toda la tina, se le sometió a una prueba de estrés, a la cual respondieron correctamente nadando activamente contra corriente generada manualmente. Por lo tanto, se concluyó que el 90% de las postlarvas se encontraban sanas.

10 . Recomendaciones:

- ❖ Al momento de realizar la aclimatación, evitar que las postlarvas entren en un ambiente de estrés, como mantener fuera del rango óptimo los parámetros físico-químicos.
- ❖ Realizar un experimento donde se emplee el monitoreo de oxígeno y temperatura, además de salinidad y pH.
- ❖ Asegurar que el sitio en donde se realice el experimento preste las condiciones necesarias en infraestructura.

7. Bibliografía.

Anaya R. (2005), *Cultivo de Camarón Blanco, Litopenaeus vanamei, Boone (1931), En Sistema Cerrado a Alta Densidad*, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Ensenada Baja California - México, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/1144/1/167251.pdf>

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*, 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 el 08 de 07 de 2019, de <http://biblio.uabcs.mx/tesis/TE%202347.pdf>

Anguiano, (2003). *Identificación y secuencia parcial de un péptido presente en la glándula sinusal de Litopenaeus vannamei (Bonne 1931), reconocido por sueros hiperinmunes diseñados a partir de la hormona inhibidora de las gónadas de los crustáceos*. Centro de investigaciones biológicas del noroeste, S.C, recuperado el 28 de 10 de 2019, de: http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/30/anguiano_g.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Arzola, Piña, Nieves & Medina, (2012). *Supervivencia de postlarvas de camarón blanco Litopenaeus vannamei a diferentes salinidades y temperaturas*, Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias Químico Biológicas, Facultad de Ciencias del Mar, Programa Regional del Noroeste para el Doctorado en Biotecnología, Av. De las Américas y Blvd. Universitarios, Sinaloa, México. Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: <http://www.scielo.org.co/pdf/mvz/v18s1/v18supla04.pdf>

Ayala E. (2014), *Efecto de la inclusión de harina de langostilla (Pleuroncodes planipes) en el alimento sobre la expresión y actividad enzimática digestiva en el intestino del camarón blanco (Litopenaeus vannamei)*. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. Programa de Estudios de Posgrado. La paz, Baja California Sur, México, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1001/135/1/ayala_e.pdf

Balbi, Freddy, Rosas, Jesús, Velásquez, Aidé, Cabrera, Tomas, & Maneiro, Carlos. (2005). *Aclimatación de postlarvas de diferentes edades y criaderos del camarón marino Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) a baja salinidad*. Revista de biología marina y oceanografía, 40(2), 109-115. Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-19572005000200003

Bello, (2014), *Efecto de la aclimatación prolongada sobre el crecimiento de postlarvas de laboratorio de Litopenaeus Vannamei, a salinidad baja (5‰S)*. Repositorio institucional de la UNAN-León, Recuperado el 29 de 10 de 2019, de: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3434/1/225662.pdf>

Bermúdez y Espinoza, (2011). *La acuicultura y su impacto al medio ambiente*. Coordinación de los alimentos, Laboratorio de Análisis Biológicos, CIAD. Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: https://www.ciad.mx/archivos/revista-dr/RES_ESP2/RES_Especial_2_10_Bermudez.pdf

Blandón R. & Ordoñez J. (2014), *Comparación del crecimiento de postlarvas de Litopenaeus vannamei (120 ind/m²) aplicando alimento comercial con flóculo vs el mismo alimento sin flóculo*. Repositorio Institucional de la UNAN-León, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de

<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3066/1/225815.pdf>

Cadena E. (2001), *Relación entre el ciclo de muda y la actividad de las enzimas digestivas y su efecto en la tasa de alimentación y el crecimiento juvenil *Penaeus vannamei**, Escuela Superior Politécnica del Litoral, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar, Guayaquil-Ecuador, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/4595/1/7116.pdf>

Darias, (2009). *Aislamiento, clonaje y caracterización biológica del ADN complementario de la Hormona Hiperglucemiante de Crustáceos de *Litopenaeus schmitti* (Decápoda: Penaeidae)*, Centro de Investigaciones Marinas, Universidad de la Habana, Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: <https://www.oceandocs.org/bitstream/handle/1834/5528/Tesis%20maestr%C3%ADa%20Morera%2C%20Yuliet.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

FAO (2005). National Aquaculture Sector Overview. *Visión general del sector acuícola nacional - México*. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Texto de Montero Rodríguez, M. In: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]. Roma. Actualizado 10 June 2013. Recuperado el 08 de 07 de 2019, de http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_mexico/es

FAO (2006), *Programa de información de especies acuáticas. *Penaeus vannamei**. *Programa de información de especies acuáticas*. Texto de Briggs, M. In: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]. Roma. Actualizado 7 April 2006. Recuperado el 8 de 07 de 2019, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Penaeus_vannamei/es

FAO 2005-2019.

National Aquaculture Sector Overview. *Visión general del sector acuícola nacional - Nicaragua*. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Texto de Saborio Coze, A. In: Departamento de Pesca y Acuicultura

de la FAO [en línea]. Roma. Actualizado 1 February 2005. Recuperado el 28 de 10 de 2019 de: http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_nicaragua/es

Fernández, Torquemada & Sánchez, (2003). *Efecto de una posible interacción entre el pH y la salinidad sobre el crecimiento de Posidonia oceanica (L.) Delile, 1813*, Boletín. Instituto Español de Oceanografía, recuperado el 29 de 10 de 2019, de: <https://core.ac.uk/download/pdf/16356693.pdf>

Fino & Alonso, (2013), *Respuesta fisiológica expresada en el crecimiento de camarones juveniles Litopenaeus vannamei, sometidos a dos tipos de alimentos: Comercial vs Sorgo cocido mezclado con melaza*. Repositorio institucional de la UNAN-León, recuperado el 29 de 10 de 2019, de: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/5396/1/223010.pdf>

Gómez C. & González K. (2015). *Crecimiento de camarones blancos juveniles Litopenaeus vannamei en condiciones experimentales de alimentación: Dieta comercial con flóculo vs Dieta comercial sin flóculo, a bajas densidades de siembra*. Repositorio Institucional de la UNAN-León, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/4045/1/229226.pdf>

Haws, Maria and Boyd, Claude E. (eds.) (2001) *Método para mejorar la camaronicultura en Centroamérica, Aclimatación y siembra de postlarva*, Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa, A.C., 109-120, Recuperado el 03 de 07 de 2019, de <http://www.cesasin.com.mx/CentroAmerica/6%20Aclimatacion.pdf>

Hendrickx E. (2001), *Camaronicultura y medio ambiente, Taxonomía, Biología y Zoogeografía de los Peneidos de Importancia Comercial del Pacífico Mexicano*, Unidad Académica Mazatlán, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, 15-34, Recuperado el 03 de 07 de 2019, de

http://sistemanodalsinaloa.gob.mx/archivoscomprobatorios/_12_capitulolibro/8256.pdf

Hernández, (2010), *Efecto de dos dietas comerciales de alimento (Zeigler, Aquaxel), sobre el crecimiento de camarones Litopenaeus vannamei, en la etapa de postlarvas (pls12 a pls45) en condiciones experimentales (20 de septiembre al 29 de octubre del 2010)*. Repositorio institucional de la UNAN-León, recuperado el 28 de 10 de 2019, de: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/1510/1/218666.pdf>

ISA (2008), *Plan Maestro de Camarón de Altamar del Estado de Sinaloa*, Instituto Sinaloense de Acuicultura, Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca, Comité Sistema Producto Camarón de Altamar del Estado de Sinaloa, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de https://cadenasproductivas.conapesca.gob.mx/pdf_documentos/comites/csp/Programa_Maestro_Estatal_CamaronAltamar_Sinaloa.pdf

Laborieux J (1990), *Asesoría en la Cría del Camarón Ingeniería Acuícola Ingeniería Nutricional, Anexo 2 Recomendaciones para la Precría y cría de camarones*, France Acuaculture, Misión FAO, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de <http://www.fao.org/tempref/FI/CDrom/aquaculture/a0845t/volume2/docrep/field/003/ac404s/AC404S07.htm>

Martínez y Martínez, (2014). *Plan de Manejo Pesquero de Camarón Café (Farfantepenaeus aztecus) y Camarón Blanco (Litopenaeus setiferus) en las costas de Tamaulipas y Veracruz*. Diario Oficial de la Federación. Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5336631&fecha=12/03/2014&print=true

Montiel C. (2009), *Efecto de las velocidades de aclimatación en la sobrevivencia de las postlarvas del Camarón Blanco Litopenaeus vannamei. En la Estación Biológica Marina. Isla Santa lucia. León, Nicaragua*. Repositorio Institucional

de la UNAN-León, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/2715/1/217725.pdf>

Morera Y. (2009). *Aislamiento, clonaje y caracterización biológica del ADN complementario de la Hormona Hiperglucemiante de Crustáceos de Litopenaeus schmitti (Decapoda: Penaeidae)*, Centro de Investigaciones Marinas, Centro de Ingeniería Genética y Biotecnología, Universidad de la Habana-Cuba, Recuperado el 08 de 07 del 2019, de <https://www.oceandocs.org/bitstream/handle/1834/5528/Tesis%20maestr%C3%ADa%20Morera%2C%20Yuliet.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Palma & Rostrán (2012), *Crecimiento de camarones Litopenaeus vannamei en etapa de postlarvas cultivados en dos densidades de siembra 100 y 150 pls/m²*. Repositorio institucional de la UNAN-León, recuperado el 8 de 7 de 2019, de: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/5413/1/222918.pdf>

Robles A. (2009), *Estudio de las subunidades α Y β de la porción catalítica del complejo mitocondrial F₀F₁ATP-Sintasa del camarón Peneus vannamei: características del ADNc y evaluación del efecto de la hipoxia en la expresión genica de ambas subunidades*, Centro de Investigaciones biológicas del Noroeste, S.C. Programa de estudio de posgrados, La Paz, Baja California Sur, México. Recuperado el 08 de 07 de 2019, de https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1001/259/1/robles_a.pdf

Sotelo, (2009), *Comportamiento del crecimiento de camarones Litopenaeus Vannamei en estanques con y sin revestimiento de liner aplicando sistema hiperintensivo*. SERVICONSA, León-Nicaragua. 2008. Repositorio institucional de la UNAN-León, Recuperado el 29 de 10 de 2019, de:

<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/4870/1/213525.pdf>

Valdez G, Díaz F, Re A & Sierra E. (2008), *Hidrobiología vol.18 no.2, Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco Litopenaeus vannamei (Boone)*, Laboratorio de Ecofisiología de Organismos Acuáticos, Departamento de Biotecnología Marina, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior Ensenada (CICESE), Ensenada Baja California México, 105-115, Recuperado el 03 de 07 de 2019, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972008000200003

Vega-Villasante, F., Nolasco-Soria, H., Civera-Cerecedo, R., González-Valdés, R., Oliva-Suárez, M... (2000). Alternativa para la alimentación del Camarón en Cultivo: El Manejo de la Muda. In: Cruz -Suárez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Olvera-Novoa, M.A. y Civera-Cerecedo, R. (Eds.). Avances en Nutrición Acuícola V. Memorias del V Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 19- 22 noviembre, 2000. Mérida, Yucatán. México, Recuperado el 08 de 07 de 2019, de https://www.uanl.mx/utilerias/nutricion_acuicola/V/archivos/moliva.pdf

Yambay & Álvarez, (2017). *CULTIVO INTENSIVO DE CAMARÓN BLANCO Litopenaeus vannamei EN SISTEMAS CERRADOS DE RECIRCULACION*. Repositorio de la Universidad de Guayaquil-Ecuador, Recuperado el 28 de 10 de 2019, de: <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/21008/1/TESIS%20FINAL%20RODRIGO%20YAMBAY.pdf>

Zamora, (2017), Respuesta metabólica del camarón blanco, *Litopenaeus vannamei* en relación al ciclo de muda y durante el proceso de cosecha en un cultivo semi-intensivo así como su repercusión sobre la calidad postcosecha, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, s.c. Recuperado el 28 de 10 de 2019, de:

http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/587/zamora_s.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Zelaya & Real, (2013), *Crecimiento de camarones juveniles Litopenaeus vannamei en aguas fertilizadas con Ferti-Lake versus fertilizante experimental*. Repositorio institucional de la UNAN-León, Recuperado el 29 de 10 de 2019, de:

<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/5402/1/222932.pdf>

8 Anexos.

Tabla 1 Materiales.

Materiales.	Objetivo.
Tinas	Se utilizó para el proceso de aclimatación.
pH-metro	Medir nivel de pH en el agua.
Refractómetro	Determinar la concentración de salinidad.
Malla	Evitar la fuga de las postlarvas.
Balde	Se utilizó para suministrar agua a las tinas.
Tubería PVC	Circulación de agua.
Pega PVC	Pegar las tuberías.
Cloro Liquido	Limpieza y desinfección.
Alimento	Proporcionar energía a las postlarvas.

Tabla 2 Monitoreo.

Monitoreo						
Hora	Salinidad			Ph		
	T1	T2	Tradicional	T1	T2	Tradicional
0						
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						