



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Análisis de la variabilidad de tallas de postlarvas de camarón (*Litopenaeus vannamei*) en estanques de cultivo

**SANCHEZ CALOZUMA CRISTHIAN JAVIER
INGENIERO ACUICOLA**

**ARMIJOS GALARZA IVAN HONORIO
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

**Análisis de la variabilidad de tallas de postlarvas de camarón
(*Litopenaeus vannamei*) en estanques de cultivo**

**SANCHEZ CALOZUMA CRISTHIAN JAVIER
INGENIERO ACUICOLA**

**ARMIJOS GALARZA IVAN HONORIO
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

**Análisis de la variabilidad de tallas de postlarvas de camarón
(*Litopenaeus vannamei*) en estanques de cultivo**

**SANCHEZ CALOZUMA CRISTHIAN JAVIER
INGENIERO ACUICOLA**

**ARMIJOS GALARZA IVAN HONORIO
INGENIERO ACUICOLA**

VELASQUEZ LOPEZ PATRICIO COLON

**MACHALA
2023**

TESIS - IVAN ARMIJOS - CRISTHIAN SANCHEZ

por Ivan Armijos

Fecha de entrega: 05-oct-2023 03:50p.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2186812932

Nombre del archivo: r_n_Litopenaeus_vannamei_en_estanques_de_cultivo_-_TURNITIN.docx (2.26M)

Total de palabras: 6351

Total de caracteres: 32123

TESIS - IVAN ARMIJOS - CRISTHIAN SANCHEZ

INFORME DE ORIGINALIDAD

2%

INDICE DE SIMILITUD

2%

FUENTES DE INTERNET

0%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.upse.edu.ec Fuente de Internet	1%
2	Submitted to Universidad Técnica de Machala Trabajo del estudiante	<1%
3	dspace.ups.edu.ec Fuente de Internet	<1%
4	www.aquahoy.com Fuente de Internet	<1%
5	www.daniweb.com Fuente de Internet	<1%
6	www.mag.go.cr Fuente de Internet	<1%
7	docplayer.es Fuente de Internet	<1%

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 15 words

Excluir bibliografía

Activo

CLÁUSULA DE CESIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL

Los que suscriben, SANCHEZ CALOZUMA CRISTHIAN JAVIER y ARMIJOS GALARZA IVAN HONORIO, en calidad de autores del siguiente trabajo escrito titulado Análisis de la variabilidad de tallas de postlarvas de camarón (*Litopenaeus vannamei*) en estanques de cultivo, otorgan a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tienen potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

Los autores declaran que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

Los autores como garantes de la autoría de la obra y en relación a la misma, declaran que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asumen la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



SANCHEZ CALOZUMA CRISTHIAN JAVIER

0706422136



ARMIJOS GALARZA IVAN HONORIO

0707021705

DEDICATORIA

Este trabajo de titulación va dedicado a mi madre Patricia Galarza, mi papá Ivan Armijos, a mis hermanos Ivana, Javier, Luis que han sido pilar fundamental en toda mi vida, brindándome su apoyo siempre en los buenos y malos momentos.

Asimismo, agradezco a mis amigos por su valiosa contribución en cada etapa de mi formación profesional.

Ivan Honorio Armijos Galarza

A mis padres, por ser mi fuente inagotable de amor, apoyo y sacrificio. Su dedicación y confianza en mí han sido mi mayor inspiración.

A mis amigos y seres queridos, quienes compartieron mis alegrías y me sostuvieron en los momentos de desafío.

A todos aquellos que, de alguna manera, contribuyeron a este logro, vuestro aporte no ha pasado desapercibido y finalmente, a mí mismo, por la perseverancia y determinación en cada paso de este camino. Esta tesis de grado es un testimonio de mi compromiso y pasión por mi carrera.

Cristhian Javier Sánchez Calozuma

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por darme salud y sabiduría. A mis padres por su apoyo incondicional en cada momento en todos estos años, siempre incentivándome seguir hacia adelante por un buen camino. Quiero agradecer a mis hermanos, Ivana quien me ha apoyado en todo momento, a mis hermanos Javier y Luis por su apoyo y compañía en toda esta etapa de mi carrera, a mi novia Carla por apoyarme e incentivándome a mejorar en mis estudios, a mis amigos y compañero de esta tesis de grado por haberme ofrecido su amistad en toda mi carrera universitaria.

A mis profesores, tutores, por su orientación en mis estudios y dedicación en la elaboración de esta tesis.

Ivan Honorio Armijos Galarza

En primer lugar, quiero agradecer infinitamente a Dios ya la Virgen María, también quiero agradecer a mi familia por su apoyo incondicional a lo largo de todos estos años. Sus palabras de aliento, su paciencia y su amor han sido mi mayor fortaleza en los momentos de dificultad.

A mis amigos y compañero de esta tesis de grado, gracias por compartir conmigo este viaje. Sus ideas, debates y amistad han enriquecido mi experiencia académica de manera invaluable.

A mis profesores y tutor, les agradezco por su orientación, conocimiento y dedicación. Han sido un faro de sabiduría que me ha guiado a lo largo de este proceso, y estoy profundamente agradecido por su tiempo y esfuerzo.

Cristhian Javier Sánchez Calozuma

RESUMEN

La variedad de tamaños en las larvas de camarón plantea un importante reto para la industria acuícola. La disparidad de tallas puede tener un efecto directo en la eficiencia productiva y, consecuentemente, en la rentabilidad de los productores. Esta circunstancia genera la necesidad de realizar un estudio exhaustivo de la variabilidad de tallas en los criaderos de camarón de la industria ecuatoriana. Para este estudio se estudiaron tres tanques de cultivo larvario seleccionados al azar, donde se colectaron de 100 a 200 larvas de PL 3 a PL10 para determinar peso húmedo, peso seco y talla.

Se identificó una notable variabilidad en el tamaño de las larvas en cada uno de los tanques de cultivo, a pesar de tener las mismas condiciones físicas, químicas y biológicas. Los resultados obtenidos con respecto al tamaño de las larvas indicaron que, a medida que avanzaba el crecimiento larvario, la disparidad en el tamaño de las larvas se hacía mayor. En nuestro estudio, después de PL3 días de edad, la eliminación de la artemia en la dieta provocó una disminución de la tasa de crecimiento diario. Una de las soluciones que merecen consideración para reducir la variabilidad en las dimensiones pasa por una dosificación precisa del alimento, basada en una estimación adecuada de la población en cada tanque de cultivo. Además, es importante señalar la importancia de la artemia en la dieta, ya que, según nuestros resultados, causó una marcada disminución de la tasa de crecimiento diario.

Palabras clave: crecimiento, pesos, tamaño, variabilidad, *Litopenaeus vannamei*, postlarvas.

ABSTRAC

The variety of sizes in shrimp larvae poses an important challenge for the aquaculture industry. The size disparity can have a direct effect on production efficiency and, consequently, on the profitability of producers. This circumstance generates the need to carry out an exhaustive study the size variability in shrimp hatchery of the Ecuadorian industry. For this study we study three randomly selected larval culture tanks, where we collected 100 to 200 larvae from PL 3 to PL10 to determine wet weight, dry weight and size.

A notable variability in larval size was identified in each of the culture tanks, even though they had the same physical, chemical and biological conditions. The results obtained with respect to larval size indicated that as larval growth progressed, the disparity in larval size became greater. In our study after PL3-day-old the elimination of artemia in the diet caused a decrease in the daily growth rate. One of the solutions that deserves consideration to reduce variability in dimensions involves accurate dosing of feed, based on a proper estimation of the population in each culture tank. In addition, it is important to remark the significance of artemia in the diet, since, according to our findings, this caused a marked decrease in the daily growth rate.

Key words: growth, weight, size variability, *Litopenaeus vannamei*, postlarvae

CONTENIDO

DEDICATORIA.....	I
AGRADECIMIENTO.....	II
RESUMEN.....	III
ABSTRAC.....	IV
1. INTRODUCCIÓN.....	13
FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.....	14
JUSTIFICACIÓN.....	15
1.1. OBJETIVOS.....	16
1.1.1. Objetivo general.....	16
1.1.2. Objetivos específicos.....	16
1.2. HIPÓTESIS.....	16
2. MARCO TEÓRICO.....	17
2.1. Producción de larvas de camarón en el mundo.....	17
2.2. Producción de larvas de camarón en el Ecuador.....	17
2.3. Laboratorios en Ecuador y su distribución.....	18
2.4. Taxonomía del camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	18
2.5. Ciclo de vida del camarón.....	18
2.6. Estadios larvarios del Camarón Blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	19
2.6.1. Nauplio.....	19
2.6.2. Zoea.....	20
2.6.3. Mysis.....	20
2.6.4. Postlarva.....	21
2.7. Densidad de siembra de nauplios.....	21

2.8.	Alimentación en los distintos estadios larvarios.	22
2.9.	Temperatura y salinidad.	23
2.10.	Recambio de agua en tanques.	24
2.11.	Muestreos	24
2.12.	Variabilidad del tamaño de las larvas	25
2.13.	Peso de las larvas en relación a su estadio.	25
2.14.	Post larvas por gramo.	26
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
3.1.	Ubicación del área de estudio.....	27
3.2.	Protocolo de cultivo de larvas en Laboratorio ARMILAB	28
3.3.	Especificaciones de artemia suministrada en laboratorio de larvas. .	29
3.3.1.	Mackay artemia.....	29
3.4.	Metodología.	29
3.4.1.	Metodología de campo.....	29
3.4.1.1.	Toma de muestra de postlarvas.....	30
3.4.1.2.	Determinación del peso húmedo de las postlarvas.	30
3.4.1.3.	Determinación del peso seco de las postlarvas.....	30
3.4.1.4.	Conteo de postlarvas.....	30
3.4.1.5.	Determinación de tamaño de postlarvas.	31
3.4.1.6.	Determinación de porcentaje de humedad.....	31
3.4.1.7.	Crecimiento relativo.	31
3.4.1.8.	Crecimiento absoluto.	31

3.4.2.	Datos laboratorio.....	32
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	33
4.1.	RESULTADOS.....	33
4.1.1.	Resultados generales de peso seco, peso húmedo y porcentaje de humedad de postlarvas en cada unidad experimental de postlarvas en cultivo.....	33
4.1.2.	Promedio del porcentaje de humedad larvas <i>Litopenaeus vannamei</i> en 3 tanques de cultivo comercial.....	35
4.1.3.	Promedios de peso húmedo, peso seco y tamaño de las postlarvas de las tres unidades experimentales según el estadio.	36
4.1.4.	Promedio y desviación estándar de peso húmedo de postlarvas <i>Litopenaeus vannamei</i> en 3 tanques de cultivo comercial	36
4.1.5.	Promedio y desviación estándar de peso seco de postlarvas <i>Litopenaeus vannamei</i> en 3 tanques de cultivo comercial	37
4.1.6.	Promedio y desviación estándar de tamaño de postlarvas <i>Litopenaeus vannamei</i> en 3 tanques de cultivo comercial	38
4.1.7.	Porcentaje de crecimiento relativo ganado/día por tanque de cultivo	38
4.1.8.	Promedio de los tres tanques del crecimiento relativo de las postlarvas.	39
4.1.9.	Porcentaje de crecimiento absoluto por cada tanque de cultivo. ...	40
4.2.	DISCUSIÓN.....	40
5.	CONCLUSIONES.....	44
6.	BIBLIOGRAFÍA	46
7.	ANEXOS.....	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Alimentación requerida según el estadio del camarón.	23
Tabla 2 Tamaño de las larvas según su estadio.	25
Tabla 3 Peso de la larva según su estadio.	26
Tabla 4 Alimentación según los estadios de larvas de camarón.	28
Tabla 5 Dosificación del alimento para un millón de larvas de camarón según el estadio.	28
Tabla 6. Especificaciones de lata blanca de artemia.	29
Tabla 7. Datos producción de larvas en laboratorio.	32
Tabla 8 Resumen de producción de larvas en laboratorio.	32
Tabla 9. Resultados generales de peso seco, peso húmedo y porcentaje de humedad de postlarvas en cada unidad experimental de postlarvas en cultivo.	33
Tabla 10 Promedio de porcentaje de humedad de postlarvas en las tres unidades experimentales.	35
Tabla 11 Promedio Peso húmedo, peso seco y tamaño de postlarvas según el estadio.	36
Tabla 12. Porcentaje del crecimiento diario por tanque.	38
Tabla 13. Promedio de los tres tanques del crecimiento relativo de las postlarvas.	39
Tabla 14. Porcentaje del crecimiento relativo de PL3 a PL10 de los tres tanques de cultivo	39

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1 Subestadios de la fase naupliar del camarón blanco.	20
Gráfico 2 Subestadios de la fase zoea del camarón blanco	20
Gráfico 3 Subestadios en la fase de mysis del camarón blanco	21
Gráfico 4 Estadio de postlarva de camarón blanco.	21
Gráfico 5. Ubicación del laboratorio ARMILAB.....	27
Gráfico 6. Ubicación de los tanques de cultivos 19, 22,24	27
Gráfico 7 Porcentaje de humedad en cada unidad experimental de cultivo.....	34
Gráfico 8 Porcentaje de humedad del promedio de los tanques de cultivo según la edad.....	35
Gráfico 9 Promedio de peso húmedo en tanques de cultivo comercial.....	36
Gráfico 10 Promedio de peso seco de postlarvas en los tanques de cultivo comercial.	37
Gráfico 11 Promedio del tamaño de las larvas de camarón	38
Gráfico 12 Coeficiente de variación en tamaño de las larvas.....	42
Gráfico 13. Número de postlarvas por gramo y pesos individuales de PL5 a PL10.	43
Gráfico 14 Tanque de cultivo #19	51
Gráfico 15 Tanque de cultivo #22	51
Gráfico 16 Tanque de cultivo #24	52
Gráfico 17 Sección de tanques de cultivo en laboratorio ARMILAB.....	52
Gráfico 18 Recolección de muestra de los tanques de cultivo.	53
Gráfico 19 Recolección de muestra de los tanques de cultivo.	53
Gráfico 20 Recolección de las larvas desde el tanque de cultivo.	54

Gráfico 21 Larvas obtenidas de los tanques de cultivo.	54
Gráfico 22 Peso de larvas húmedas.....	55
Gráfico 23 Peso húmedo de larvas.	55
Gráfico 24 Peso seco de las larvas.....	56
Gráfico 25 Conteo de las larvas.....	56
Gráfico 26 Larvas ubicadas para conteo.....	57
Gráfico 27 Medición de las larvas.....	57
Gráfico 28 Tamaño de larva en PL 7.....	58

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura comprende el conjunto de actividades, conocimientos y técnicas de cultivos de especies acuáticas animales y vegetales, donde interviene el hombre en cada uno de los procesos de cría con la finalidad de incrementar la producción más allá de su entorno natural.

La producción acuícola se ha convertido en una de las principales cadenas productivas más importantes del país, y es que, gracias al reconocimiento internacional, el camarón ecuatoriano ha convertido a la acuicultura como uno de los negocios más rentables de nuestro medio. Esta rentabilidad ha generado que la industria acuícola incremente año tras año, existiendo nuevos proyectos de construcción de granjas camaroneras en las cuales se realizan grandes producciones, sin embargo, uno de los pilares fundamentales dentro de esta cadena productiva es la producción de larvas. Al existir un incremento de granjas camaroneras, se incrementa la necesidad de producción de larvas y su desarrollo exitoso es esencial para la industria acuícola.

La variación en los tamaños y pesos de las larvas de camarón se ha observado en diferentes estadios de su desarrollo, lo que puede influir significativamente en su supervivencia, crecimiento y calidad como producto final. Diversos factores, como la alimentación, las condiciones ambientales y genéticas, pueden desempeñar un papel crucial en la determinación de estas diferencias.

La variación de tamaños de las larvas de camarón es un problema frecuente en la producción de camarones que puede generar un impacto negativo en la rentabilidad de los productores.

Es esencial que se lleven a cabo investigaciones y se diseñen estrategias eficaces para reducir esta variabilidad y asegurar una producción sostenible y lucrativa en el sector camaronero.

FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.

La variabilidad en los tamaños de las larvas de camarón plantea un desafío significativo para la industria acuícola, ya que esta variación puede tener un impacto directo en la eficiencia de producción y, por lo tanto, en la rentabilidad de los productores. Esta situación genera la necesidad de investigar a fondo las causas y los factores que contribuyen a esta variabilidad en los tamaños de camarón a lo largo de su desarrollo, con el objetivo de desarrollar estrategias adecuadas que permitan minimizar esta variación y mejorar la calidad y eficiencia de la producción camaronera.

Mediante este trabajo vamos a identificar cuáles son los factores que afectan para que haya los distintos tamaños dentro de un mismo tanque, con toma de parámetros y análisis diario desde el estadio de PL3 hasta PL10.

JUSTIFICACIÓN

Dentro de la producción de camarón uno de los parámetros más importantes es la calidad de las larvas adquiridas debido a que de esto dependerá un óptimo desarrollo en las piscinas de engorde.

El productor al momento de adquirir las larvas analiza minuciosamente todas las características de las larvas ya sean a simple vista o microscópicamente, es decir se observa no solo la disparidad de tamaño sino también las distintas patologías y que esta pueda tener para poder llevar una larva con las óptimas condiciones que le aseguren al productor una buena producción.

Existen varios factores que puedan alterar la variabilidad de tamaños entre los cuales pueden ser: una mala alimentación de reproductores y en el laboratorio la mala calidad de nauplios, mala calidad de agua, formas o tamaños de tanques, mala manipulación de las larvas, alimentación de larvas, factores fisicoquímicos y enfermedades que retrasen su crecimiento.

Es importante conocer cuáles son las posibles causas que afecten la disparidad de tamaños de las larvas de camarón blanco dentro de un laboratorio para obtener larva que presente las mejores características para su buen desarrollo.

1.1.OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo general

Analizar la variabilidad de tamaños del camarón *Litopenaeus vannamei*, mediante la utilización de un escalímetro milimétrico, para determinar la calidad de las postlarvas en términos de tamaño.

1.1.2. Objetivos específicos

- Analizar factores que influyen en el crecimiento de *Litopenaeus vannamei*, mediante la recopilación de datos de alimentación, factores abióticos determinando las causas que provocan la variación de tamaños dentro de un tanque de cultivo.
- Comparar el peso húmedo, peso seco y tamaños de las postlarvas, en diferentes tanques cultivo.
- Determinar el peso húmedo, peso seco y tamaños de las postlarvas de camarón *Litopenaeus vannamei*.

1.2.HIPÓTESIS

La variabilidad de tamaños de larvas de camarón puede estar influenciada por diferentes parámetros físicos y químicos o alimentación en los estanques de cultivo.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Producción de larvas de camarón en el mundo

La acuicultura en camarones es una de las industrias que en los últimos años ha tenido buenos resultados a nivel mundial, ya que es considerada con fines de comercio y producción, estos crustáceos tienen mucha demanda en el mercado de países industrializados (Ordoñez, 2018).

En la actualidad la India es considerado como mayor productor de camarón en el mundo, seguido de China y países latinoamericanos, esto a nivel mundial han llegado a sobrepasar los de 5 millones de toneladas métricas en producción de camarón en el 2022 (Orellana, 2022).

El camarón es un crustáceo que todos los países quisieran poder cultivarlo, en cambio los países que si cumplen las características climáticas pueden aprovechar su cultivo tecnificando cada vez más sus estanques y dándole mejores condiciones de vida a la especie, de esta manera las producción mundial cada vez va creciendo más y los países latinoamericanos juegan un papel fundamental en la producción de esta especie (Martinez, 2022).

2.2. Producción de larvas de camarón en el Ecuador

La producción de camarón incrementa también la producción de larvas de este crustáceo incrementa paulatinamente debido al requerimiento de las diferentes empresas que hay dentro del medio. Según Jorge Otero (2018) la producción de larvas de camarón en el Ecuador se crea debido a la demanda que existe en el sector camaronero de nuestro país, hace mucho tiempo atrás se capturaba larva silvestre pero a medida que fue creciendo la producción en el país de los laboratorios tuvieron la necesidad de mejorar la calidad de larvas por la demanda que existe.

La producción de camarón en el Ecuador ha incrementado en los últimos años de una manera exponencial con un promedio de hasta 670.00 toneladas es así que se acercaron mucho a la producción de China y otros países asiáticos (Sánchez, 2022).

2.3.Laboratorios en Ecuador y su distribución

Según Darío Barahona (2017) en el Ecuador hay 120 laboratorios que están registrados y aprobados por el Instituto Nacional de Pesca, la gran mayoría de estos se encuentran en la provincia de Santa Elena.

2.4.Taxonomía del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*

Phylum: Arthropoda

Clase: Malacostraca

Orden: Decápoda

Suborden: Dendobranchiata

Familia: Penaeidae

Género: Litopenaeus

Especie: vannamei

(Anaya, 2005).

2.5.Ciclo de vida del camarón

El ciclo de vida del camarón blanco comienza en la reproducción cuando los machos colocan en la hembra los espermatozoides y así ellas puedan fertilizar los huevos a medida que los vayan poniendo al momento de desovar (Pérez, 2005).

Las larvas de camarones al ser eclosionadas tienen hábitos planctónicos y su primer alimento es el vitelo hasta 3 días se pueden alimentar de este (García, Vázquez, Arreguín, Schultz, & Sánchez, 1997).

En el periodo luego de ser eclosionada la larva pasa por un periodo a la cual denominamos nauplio, en este estadio sufre una serie de mudas y pasa por 5 etapas que llevan y dan origen al nuevo estadio que es la etapa de protozoa, aquí dura alrededor de 3 a 4 días y atraviesa por tres etapas, luego de pasar por estos cambios llega a la etapa de mysis por 3 días y como culminación del estadio larvario termina en una postlarva la cual mide aproximadamente 5 mm (Sarango, 2021).

Luego de pasar de la etapa larval, se despacha a las piscinas de engorde lo cual va a depender de cada uno de los protocolos que tenga dicha camaronera para que cumplan su desarrollo paulatinamente pasando de postlarvas a juveniles y luego de unos meses pasar a etapa de adulto. Según García (1992) el tiempo que debe de transcurrir para que el camarón alcance su etapa de madurez sexual es de 6 a 8 meses de edad.

2.6. Estadios larvarios del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*

Los estadios del camarón blanco están divididos en 4 etapas las cuales para llegar a la etapa final la duración es de aproximadamente tres semanas. A la primera se la denomina etapa naupliar, luego tenemos zoea, se continúa por la etapa de mysis y finaliza en el estadio de postlarva.

Los estadios del *Litopenaeus vannamei* son:

2.6.1. Nauplio

Luego de la eclosión de los huevos comienza la etapa naupliar la cual se divide en cuatro o cinco sub-estadios y su tamaño puede variar de 0.2 a 0.6 mm, en estos subestadios

se van produciendo varios cambios como alargamiento de cuerpo algunos cambios en antenas y anténulas (García , Hernández , & Narváez , 2020).

Según Fernando Garnica (2017) la durabilidad de este estadio es de 42 horas aproximadamente y los hábitos alimenticios son planctónicos luego de alimentarse del vitelo del huevo.



Gráfico 1 Subestadios de la fase naupliar del camarón blanco.

Fuente: (Sarango, 2021).

2.6.2. Zoea

En este estadio el cuerpo ya se puede diferenciar de la cabeza y el resto del cuerpo debido a que va tomando forma el abdomen y tórax, el tamaño en este estadio es de 0.6 a 2.8 mm y los hábitos alimenticios es básicamente de fitoplancton (Sarango, 2021).

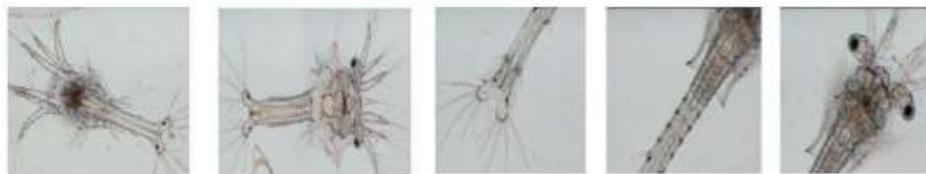


Gráfico 2 Subestadios de la fase zoea del camarón blanco

Fuente: (Sarango, 2021).

2.6.3. Mysis

Penúltimo estadio larval donde se presenta 4 o 5 subestadios, tiene un tamaño aproximadamente de 5 mm, se asemeja a un camarón adulto y este estadio tiene una

durabilidad de 10 días, el cual se alimenta de artemia, fitoplancton y también consume alimentos balanceados.



Gráfico 3 Subestadios en la fase de mysis del camarón blanco

Fuente: (Sarango, 2021).

2.6.4. Postlarva

La etapa final ya tiene un gran parecido a un camarón adulto o juvenil, este tiene una longitud de 5 a 25 mm a medida que pase el tiempo va creciendo paulatinamente pueden llegar a durar 15 días y sus hábitos alimenticios se basan en alimento vivo y alimento balanceado que cumpla con las necesidades y requerimientos de la especie (Carvajal & Bolaños, 2015).



Gráfico 4 Estadio de postlarva de camarón blanco.

Fuente: (Sarango, 2021).

2.7.Densidad de siembra de nauplios.

Por lo general el periodo en un laboratorio de larvas es aproximadamente entre los 20 y 21 días, es el tiempo necesario y suficiente para que las larvas del camarón

alcancen a desarrollarse completamente y estén listas para poder ser trasladadas a la fase de engorde en las piscinas camaroneras (Valarezo & Baños, 2016).

Las densidades de cultivo en los tanques de laboratorio son muy variables, sin embargo, las densidades promedio están en 170 nauplios por litro de agua, así tendrán un buen desarrollo y supervivencia (Valarezo & Baños, 2016).

Según Rubén Gómez (2015), los nauplios se los lleva a los tanques del laboratorio de larvas donde serán sembrados con óptimas condiciones de agua, temperatura en densidades de 200 nauplios/ litro durante un lapso de 20 a 25 días, tiempo que tardan en llegar a un tamaño óptimo.

Teniendo en cuenta a (Rodríguez, 2014), la temperatura óptima para la siembra es de 29°C y es necesario mantenerla en el rango de 32 a 34°C desde el estadio de nauplio v hasta post larva 8, y en los siguientes estadios en temperatura ambiente.

2.8. Alimentación en los distintos estadios larvarios.

Los alimentos sólidos o líquidos que son proporcionados a las larvas de camarón deben tener un tamaño apropiado con respecto a los estadios correspondientes, esto en respecto al tamaño de la apertura bucal y las piezas masticadoras de las larvas, es recomendable que el tamaño del alimento en los estadios iniciales sea de 15 a 20 µm, estos tamaños irán aumentando a medida que el animal vaya creciendo (Valarezo & Baños, 2016).

En los primeros estadios larvarios, los nauplios tienen que haber una buena alimentación para el crecimiento, desarrollo y supervivencia, empezando por fitoplancton, esto debido a su alto contenido en proteínas, lípidos, las que más se utilizan para la alimentación de las larvas de camarón son: *Dunaliella salina*, *Tetraselmis spp*, *Chaetoceros sp* (Divya & Aanand, 2020).

Tabla 1 Alimentación requerida según el estadio del camarón.

Etapa	Alimentación	Duración	Parámetros óptimos
Nauplio	Propias reservas	48 horas	Temperatura: 31°C
Zoea	Fitoplancton	5 días	Temperatura: 28.5°C
Mysis	Zooplancton	3 días	Temperatura: 28.5°C
Post larva	Zooplancton	12 – 14 días	Temperatura: 28.5°C

Fuente: (Garnica, 2016)

2.9. Temperatura y salinidad.

La temperatura y la salinidad son las variables que más influyen en el metabolismo, crecimiento y en el desarrollo de las larvas de camarón. Los organismos pertenecientes a esta especie tienen una gran capacidad de osmorregulación en sus diferentes etapas de su desarrollo (Bermudes, y otros, 2017).

Algunos investigadores han evidenciado que la salinidad y la temperatura representan un efecto muy significativo en la longitud de las larvas del camarón en los primeros estadios de vida (Yuepeng, Ma, & Feng, 2010).

La salinidad es considerada el factor abiótico más importante el cual afecta en el crecimiento y en la supervivencia del camarón, con salinidades óptimas y constantes el crecimiento es mejor a diferencia que en condiciones fluctuantes (Yuepeng, Ma, & Feng, 2010).

La salinidad del agua en la siembra de los nauplios empieza siempre con la salinidad del mar, este proceso permite que los nauplios no sufran estrés debido a las variaciones de este parámetro, así también se debe mantener un ambiente cálido, debido que el aumento de la temperatura favorece el desarrollo del animal y promueve la muda (Valarezo & Baños, 2016).

La incidencia de la salinidad y la temperatura en el desarrollo de los primeros estadios del camarón *L. vannamei* le otorga un rol importante en las distintas variables hidrológicas del agua, es por esto que sugieren que en los cultivos de larvas de camarón es necesario mantener la temperatura en intervalos de 30 – 35 grados centígrados y en salinidades de 25 – 35 ppm (Yuepeng, Ma, & Feng, 2010)

Otros estudios revelan que en temperaturas de 30°C se incrementa de manera significativa el aumento de peso de las larvas *L. vannamei* en comparación a temperaturas de 20 y 25°C estando en diferentes salinidades (Yuepeng, Ma, & Feng, 2010).

2.10. Recambio de agua en tanques.

De acuerdo con (Arzola, Piña, Nieves, & Medina, 2013), es esencial el recambio constante de agua en los tanques, de esta forma se puede impedir que desarrollen muchos residuos y suciedades que dañen la calidad de agua y creen un ambiente óptimo para que las bacterias patógenas afecten el crecimiento del camarón, también de esta forma se puede bajar los niveles de salinidad y obtener la requerida para los compradores.

2.11. Muestreos

Dentro de las 12 a 15 horas de haber realizado la siembra de los nauplios, es importante tomar una muestra de los tanques para su revisión en el microscopio con la finalidad de monitorear los organismos y observar el porcentaje de los animales que han pasado al siguiente estadio, también se observa la asimilación del alimento y los posibles bacterias u hongos presentes en el agua para poder controlar, los muestreos se hacen a diario durante todo el ciclo de la cosecha para observar el correcto desarrollo y crecimiento de los animales (Urresta, 2017).

Según Patricio Urresta (2017), en el proceso de muda, el porcentaje de los animales que no logran pasar al siguiente estadio son del 3 – 5% siendo un rango normal, pero se considera serios problemas cuando los rangos superan al 10%.

Las observaciones visuales también son importantes, tanto del animal como la de agua, en los camarones principalmente se ve el comportamiento o su actividad dependiendo su estadio y en la homogeneidad y variabilidad de tamaños (FAO, 2004).

La homogeneidad es un factor que indica la uniformidad que hay en los estadios larvarios en los diferentes tanques, si el más del 80% de la población está en el mismo estadio es puntuado con 10, si la población está entre el 70 – 80% se puntúa con 5 y si es menor al 70% su puntuación es 0% (FAO, 2004).

2.12. Variabilidad del tamaño de las larvas

La variación de tamaños que existen en las larvas del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* se utiliza muy a menudo como una medida de la calidad de las PL (Zelaya, Allen, & Rouse, 2007).

Tabla 2 Tamaño de las larvas según su estadio.

Estadio	Tamaño (mm)
PL 5	6.64 - 6.67
PL 8	7.34 - 7.64
PL 10	7.93 - 8.43
PL 12	8.35 - 9.08

Fuente: (Hernández, Voltolina, Rojas, & Nieves, 2001)

2.13. Peso de las larvas en relación a su estadio.

En el estudio realizado (Teixeira & Guerrelhas, 2018), se examinó el crecimiento de las larvas desde el estadio PL 15 hasta el estadio PL 22. Los resultados revelaron información importante sobre la densidad de larvas por gramo, mostrando que en el estadio PL 15, aproximadamente 100 larvas ocupan un gramo, mientras que en el estadio PL 22, este número se reduce a alrededor de 25 larvas por gramo.

Además, el estudio proporciona datos sobre el peso de las larvas en cada estadio, en el estadio PL 15, el peso promedio es de aproximadamente 15 mg, y a medida que avanzan a estadios superiores, como el PL 22, el peso aumenta significativamente, llegando a alrededor de 40 mg.

2.14. Post larvas por gramo.

El tamaño de postlarva que es recomendado para la siembra para la fase de engorde en las piscinas camaroneras es de aquellas que han estado en la etapa de post larva durante 10 días (pl_{10}), debido a que en esta fase se logra alcanzar el desarrollo ya completo de las branquias permitiendo que los animales sean capaces de resistir el transporte desde el laboratorio a las piscinas de engorde, en granjas donde la salinidad está por debajo de los 5 PPT es recomendable la siembra en el estadio pl_{12} (Limsuwan & Ching, 2013).

El peso y las edades de las post larvas de camarón están relacionadas directamente a cada una de sus etapas, dependiendo del estadio el peso por gramo va a variar (Limsuwan & Ching, 2013).

Tabla 3 Peso de la larva según su estadio.

DÍA	ESTADIO	PESO CORPORAL
14	PL 4 – 5	$\leq 1,000$ PL/g
16	PL 7 – 8	≤ 700 PL/g
18	PL 10	≤ 300 PL/g

Fuente: (Limsuwan & Ching, 2013)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del área de estudio.

El análisis de la variabilidad de tamaños de las larvas de camarón se realizó en el laboratorio de larvas ARMILAB, que se encuentra ubicado con las siguientes coordenadas, -3.235198843737913, -79.98475481273405 en el sitio El Coco, Machala, Provincia de El Oro, tal como se muestra en la (Ilustración 5).



Gráfico 5. Ubicación del laboratorio ARMILAB.

Fuente. Google Earth

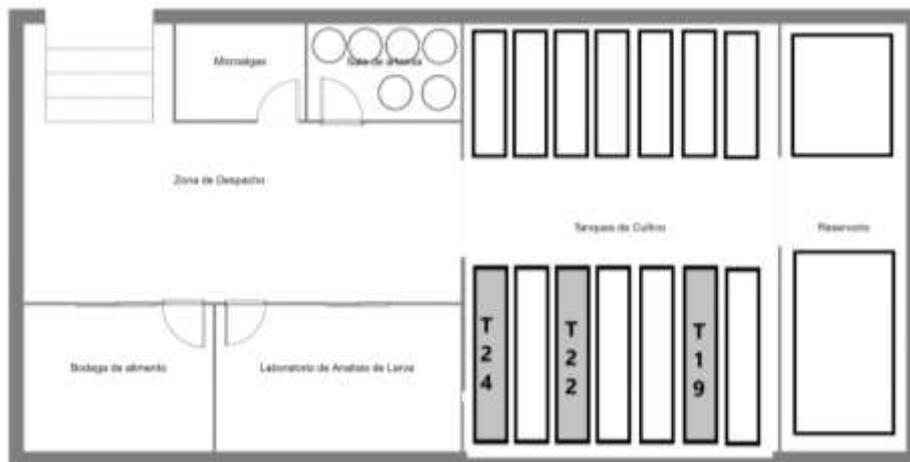


Gráfico 6. Ubicación de los tanques de cultivos 19, 22,24

Fuente: Autores

3.2. Protocolo de cultivo de larvas en Laboratorio ARMILAB

Los nauplios obtenidos para el cultivo en el laboratorio provinieron del laboratorio AQUAGEN, ubicados en la provincia de Santa Elena, Ecuador.

Tabla 4 Alimentación según los estadios de larvas de camarón

Zoea I	Microalgas
Zoea II	Microalgas + balanceado
Zoea III	Microalgas + balanceado
Mysis I	Microalgas + artemia viva + balanceado
Mysis II	Microalgas + artemia viva + balanceado
Mysis III	Microalgas + artemia viva + balanceado
PL I – PL V	Artemia viva + balanceado
PL VI - PL XII	Balanceado

Fuente: ARMILAB 2023.

Las microalgas utilizadas para la alimentación de las larvas de cultivo fueron Tetraselmis, balanceado utilizado de la marca Zeigler y artemia marca Mackay.

Tabla 5 Dosificación del alimento para un millón de larvas de camarón según el estadio.

Zoea II	4 gramos
Zoea III	8 gramos
Mysis I	10 gramos
Mysis II	12 gramos
Mysis III	15 gramos
PL I	17 gramos
PL II	19 gramos
PL III	21 gramos

PL IV	23 gramos
PL V	25 gramos
PL VI	27 gramos

Fuente: ARMILAB 2023.

3.3.Especificaciones de artemia suministrada en laboratorio de larvas.

3.3.1. Mackay artemia.

Ingrediente: 100% Artemia Franciscana

Tabla 6. Especificaciones de lata blanca de artemia.

Proteína cruda	54%
Grasa cruda	12.2%
Fibra cruda	27.3%
Humedad	3.6%
Ceniza total	6%

3.4.Metodología.

La presente investigación es de tipo descriptiva, observacional y cuantitativa, es de tipo descriptiva debido a que se analizó la cría de larvas y cuantitativa porque se analizaron los tamaños y pesos en los diferentes estadios de postlarva en los diferentes tanques de cultivo comerciales.

3.4.1. Metodología de campo.

El análisis de este estudio fue desde el estadio postlarva 3 hasta postlarva 10 y el tiempo fue desde 4 de marzo de 2023 hasta el 12 de marzo de 2023. En el laboratorio ARMILAB se analizó la variabilidad de tamaños, peso seco y peso húmedo de las larvas de camarón, donde se escogieron para la investigación 3 tanques rectangulares de 24 toneladas, los cuales fueron: Tanque 19, tanque 22 y tanque 24, cada uno teniendo las mismas características físicas y mismas condiciones ambientales.

3.4.1.1.Toma de muestra de postlarvas.

La toma de muestra en cada tanque de cultivo de postlarvas se la hizo con la ayuda de un cedazo haciendo un recorrido aleatorio en el tanque, una vez obtenida una cantidad notable de larvas procedemos a colocar en el portaobjeto la muestra y llevamos a determinar al laboratorio el peso húmedo, peso seco y tamaño de las postlarvas.

3.4.1.2.Determinación del peso húmedo de las postlarvas.

Para la determinación del peso húmedo en postlarvas se utilizó una balanza Gemini 20 – AWS, la cual se taro para comprobar el peso de las muestras provenientes de los tanques de cultivo.

Una vez colocada la muestra en el portaobjeto, con la ayuda de una jeringa se depositó la muestra en el recipiente de la balanza y los datos se almacenaban en una base de datos realizada en Excel por los autores para llevar un mejor control de los pesos diarios de cada uno de los tanques.

3.4.1.3.Determinación del peso seco de las postlarvas.

El primer paso del procedimiento que se realizó para obtener el peso seco fue colocar la muestra del recipiente de la balanza sobre un papel absorbente contabilizando el tiempo durante 15 segundos, de esta forma logramos retirar la mayor cantidad de agua en cada una de las muestras para que el secado sea uniforme.

Una vez pasados los 15 segundos de secado colocamos las larvas nuevamente en el recipiente de la balanza y pesamos, de igual manera los datos eran almacenados en la base de datos.

3.4.1.4.Conteo de postlarvas.

Una vez hecho los respectivos pesos se procedió a colocar las larvas del recipiente de la balanza hacia una caja petri, se agregó 2 ml de agua con la ayuda de un gotero y de

esta forma las larvas se separaban y facilitaba el proceso de conteo, así mismo la cantidad se agregó en la base de datos.

3.4.1.5.Determinación de tamaño de postlarvas.

Con la ayuda de una jeringa se trasladaba un total de 50 postlarvas de la caja petri hacia una hoja milimetrada ubicándolas en filas para realizar la medición, para este proceso utilizamos un Calibrador vernier digital 6" el cual nos permitía tener un tamaño preciso de cada larva y de la misma manera se fue agregando las medidas a la base de datos.

3.4.1.6.Determinación de porcentaje de humedad.

La humedad es igual a la resta del peso húmedo menos el peso seco en cada estadio de las larvas. Para determinar el porcentaje de humedad se multiplica la humedad de cada PL por cien y se divide para el total de humedad de todas las larvas.

$$\text{Porcentaje de humedad} = \frac{(\text{peso húmedo} - \text{peso seco}) \times 100}{\text{Total de humedad}}$$

3.4.1.7.Crecimiento relativo.

Para determinar el crecimiento relativo de las larvas al valor final se resta el valor inicial esto se divide para el valor inicial multiplicando el resultado por cien.

$$\text{Porcentaje de humedad} = \frac{\text{Valor final} - \text{Valor inicial}}{\text{Valor inicial}} \times 100$$

3.4.1.8.Crecimiento absoluto.

Para determinar el crecimiento absoluto de las larvas se aplicó la fórmula con logaritmo natural con el tamaño de la postlarva final con el tamaño inicial en la siguiente fórmula.

$$\text{Crecimiento absoluto} = (\text{LN}(\text{peso final}) - \text{LN}(\text{peso inicial})/t) \times 100$$

3.4.2. Datos laboratorio.

Tabla 7. Datos producción de larvas en laboratorio.

	<i>TANQUE 19</i>	<i>TANQUE 22</i>	<i>TANQUE 24</i>
<i>Días de cultivo (PL)</i>	8	8	8
<i>Peso húmedo inicial PL3 (mg)</i>	0,003000	0,003000	0,003000
<i>Peso húmedo final PL10 (mg)</i>	0,002137	0,002165	0,001938
<i>Peso seco inicial PL3 (mg)</i>	0,000252	0,002500	0,000245
<i>Peso seco final PL10 (mg)</i>	0,000117	0,001310	0,001189
<i>Incremento de peso seco/día (mg)</i>	0,059750	0,058250	0,079875
<i>Incremento de tamaño/día (mm)</i>	0,354914286	0,382028571	0,453314286

Fuente: ARMILAB 2023.

Tabla 8 Resumen de producción de larvas en laboratorio

	<i>TANQUE 19</i>	<i>TANQUE 22</i>	<i>TANQUE 24</i>
<i>Volumen de tanque (L)</i>	24000	24000	24000
<i>Población Inicial (siembra de nauplios)</i>	2272727	2272727	2272727
<i>Población final (cosecha final)</i>	1700000	1300000	1650000
<i>Mortalidad</i>	572727	972727	422727
<i>Supervivencia %</i>	74,800	57,200	72,600
<i>Biomasa final a peso seco (g)</i>	198,56	1703,00	1961,85
<i>Biomasa final a peso húmedo (g)</i>	3632,90	2814,500	3197,700

Fuente: ARMILAB 2023.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1.RESULTADOS.

4.1.1. Resultados generales de peso seco, peso húmedo y porcentaje de humedad de postlarvas en cada unidad experimental de postlarvas en cultivo.

Tabla 9. Resultados generales de peso seco, peso húmedo y porcentaje de humedad de postlarvas en cada unidad experimental de postlarvas en cultivo.

ESTADIO	TANQUE 19			TANQUE 22			TANQUE 24		
	PESO HÚMEDO (g)	PESO SECO (g)	HUMEDAD (%)	PESO HÚMEDO (g)	PESO SECO (g)	HUMEDAD (%)	PESO HÚMEDO (g)	PESO SECO (g)	HUMEDAD (%)
<i>PL5</i>	0,13	0,024	9,290096407	0,166	0,039	11,77015755	0,233	0,031	17,17687075
<i>PL6</i>	0,242	0,071	14,98685364	0,112	0,039	6,765523633	0,083	0,026	4,846938776
<i>PL7</i>	0,197	0,058	12,18229623	0,159	0,063	8,897126969	0,192	0,087	8,928571429
<i>PL8</i>	0,124	0,059	5,69675723	0,117	0,049	6,302131603	0,213	0,097	9,863945578
<i>PL9</i>	0,175	0,101	6,485539001	0,121	0,049	6,672845227	0,253	0,134	10,11904762
<i>PL10</i>	0,203	0,111	8,063102542	0,275	0,169	9,823911029	0,349	0,214	11,47959184

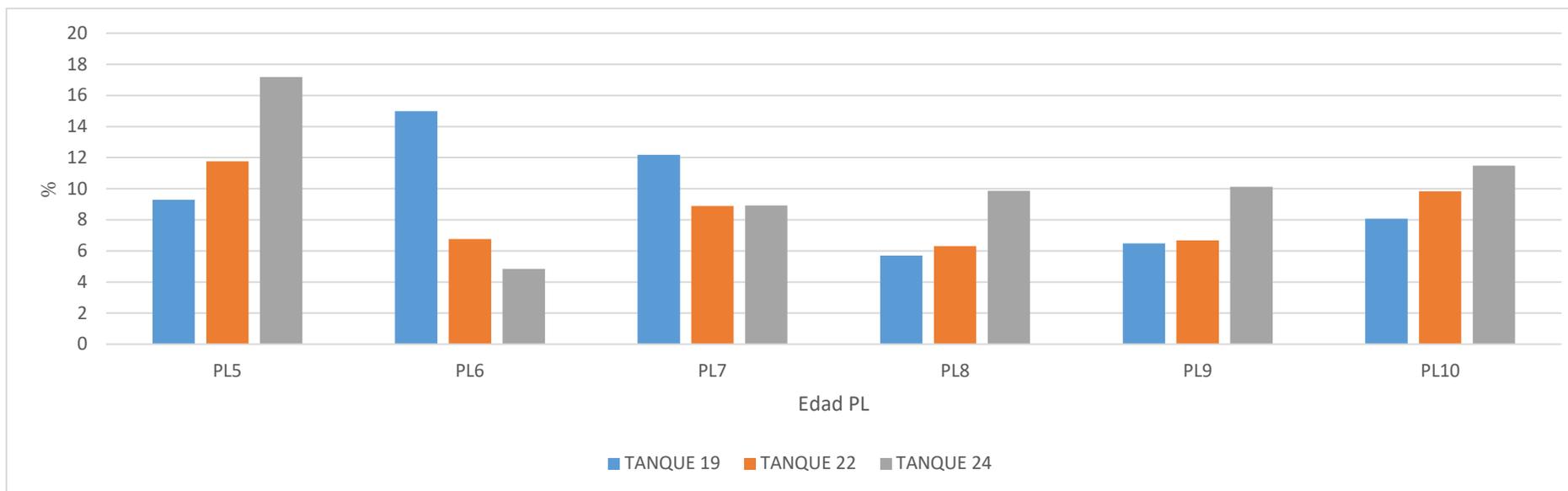


Gráfico 7 Porcentaje de humedad en cada unidad experimental de cultivo.

En la Tabla 9, se detallan los valores de peso húmedo, peso seco y el porcentaje de humedad correspondientes a cada unidad experimental en el cultivo de larvas. Además, en el Gráfico 7, se puede apreciar que el porcentaje de humedad en la etapa PL5 hasta PL10, donde se aprecia que la humedad varía en cada tanque dependiendo del estadio, a partir del PL7, la humedad es similar en cada tanque, a medida que el estadio va incrementando la cantidad de agua es mayor.

4.1.2. Promedio del porcentaje de humedad larvas *Litopenaeus vannamei* en 3 tanques de cultivo comercial.

Tabla 10 Promedio de porcentaje de humedad de postlarvas en las tres unidades experimentales.

<i>ESTADIO</i>	<i>HUMEDAD (g)</i>	<i>PORCENTAJE (%)</i>
<i>PL5</i>	0,145	12,80918728
<i>PL6</i>	0,100333333	8,863368669
<i>PL7</i>	0,113333333	10,01177856
<i>PL8</i>	0,083	7,332155477
<i>PL9</i>	0,088333333	7,803297998
<i>PL10</i>	0,111	9,80565371

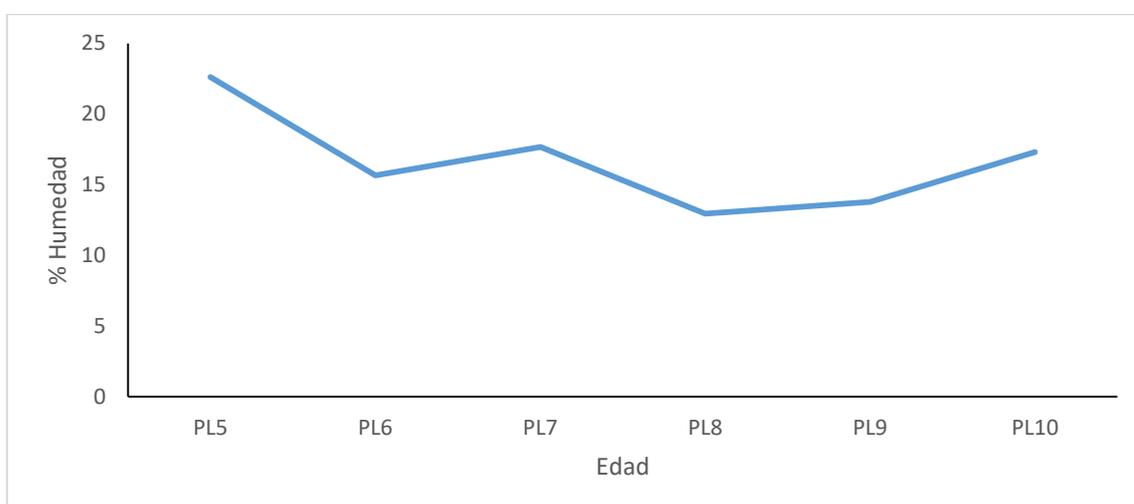


Gráfico 8 Porcentaje de humedad del promedio de los tanques de cultivo según la edad.

Esta gráfica muestra un aumento continuo en el promedio de peso húmedo de los tres tanques que fueron analizados a medida que avanzaban los días. Inicialmente, el PL5 tenía un contenido de humedad del 24%, pero este disminuyó gradualmente hasta llegar al 17% en PL6, luego de PL6 a PL7 tuvo una mayor humedad, luego baja a PL8. Posteriormente, los pesos se mantuvieron con muy poca variación, hasta que se observó un aumento en el PL10.

4.1.3. Promedios de peso húmedo, peso seco y tamaño de las postlarvas de las tres unidades experimentales según el estadio.

Tabla 11 Promedio Peso húmedo, peso seco y tamaño de postlarvas según el estadio

<i>ESTADIO</i>	<i>PROMEDIO PESO HÚMEDO (g)</i>	<i>PROMEDIO PESO SECO (g)</i>	<i>PROMEDIO TAMAÑO (mm)</i>
<i>PL3</i>			4,221
<i>PL4</i>			4,524
<i>PL5</i>	0,176333333	0,031333333	4,969733333
<i>PL6</i>	0,145666667	0,045333333	5,5814
<i>PL7</i>	0,182666667	0,069333333	5,900266667
<i>PL8</i>	0,151333333	0,068333333	6,255866667
<i>PL9</i>	0,183	0,094666667	6,592466667
<i>PL10</i>	0,275666667	0,164666667	6,998266667

4.1.4. Promedio y desviación estándar de peso húmedo de postlarvas *Litopenaeus vannamei* en 3 tanques de cultivo comercial

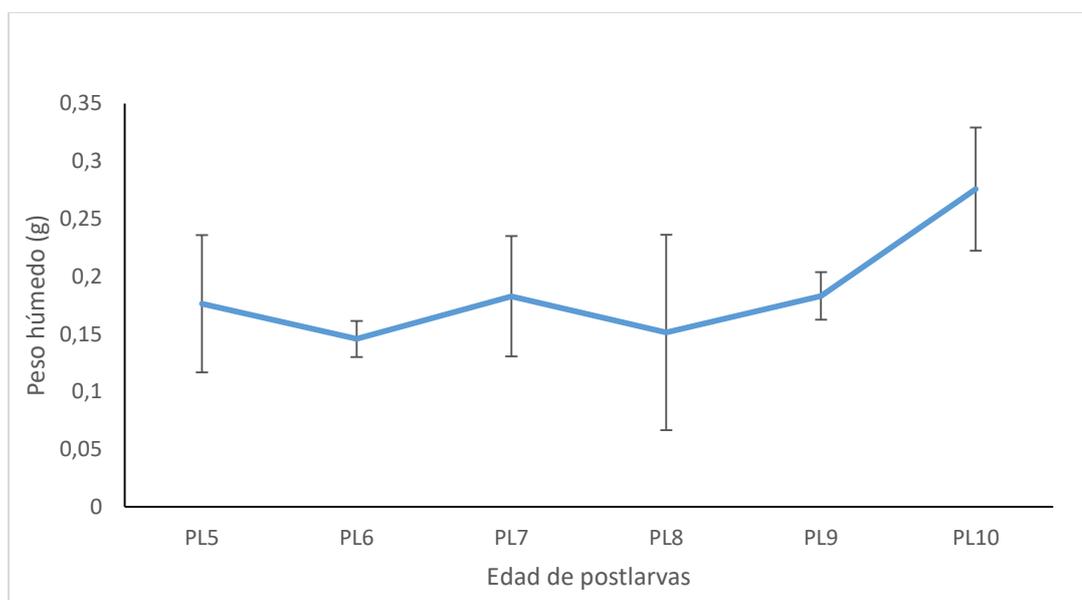


Gráfico 9 Promedio de peso húmedo en tanques de cultivo comercial.

Luego de llevar a cabo el análisis de peso húmedo de todas las muestras, podemos interpretar en esta gráfica que existió una variación de peso/día desde el PL5 hasta el PL6 donde el peso reduce a 0,15g y luego de PL6 a PL7 aumentó a 0,2g se

mantiene en un peso constante, finalmente de PL8 a PL10 incrementa significativamente.

Por lo tanto podemos deducir según los datos explicados que a medida que las postlarvas están pequeñas, la muestra contiene una menor cantidad de agua.

4.1.5. Promedio y desviación estándar de peso seco de postlarvas

Litopenaeus vannamei en 3 tanques de cultivo comercial

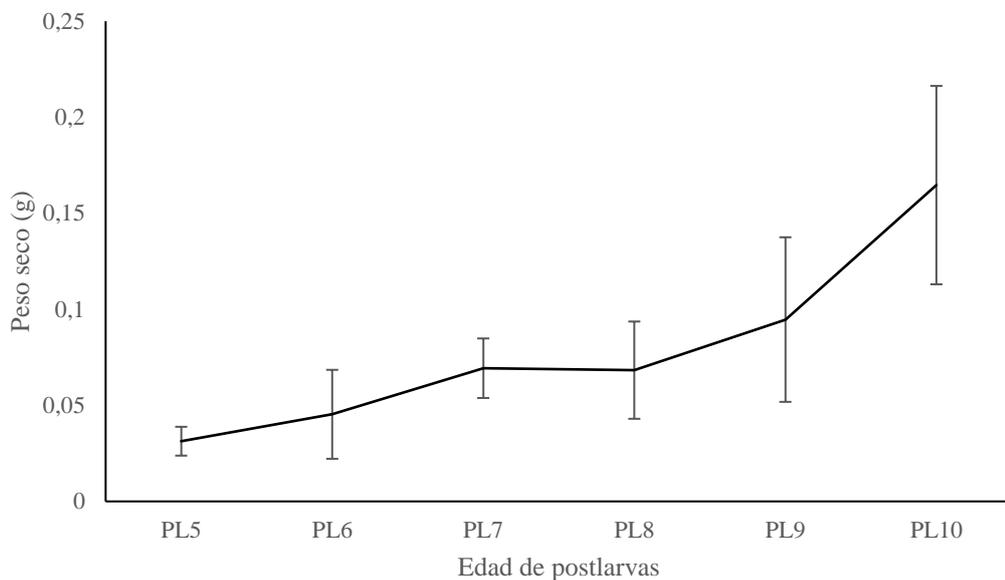


Gráfico 10 Promedio de peso seco de postlarvas en los tanques de cultivo comercial.

Mediante esta gráfica se observa que el promedio de peso seco de los tres tanques analizados tuvo un incremento constante en el peso conforme pasaban los días, en el PL5 los pesos empiezan a ascender, habiendo mucha variación entre los tanques conforme pasaban de estadio de postlarva.

4.1.6. Promedio y desviación estándar de tamaño de postlarvas

Litopenaeus vannamei en 3 tanques de cultivo comercial

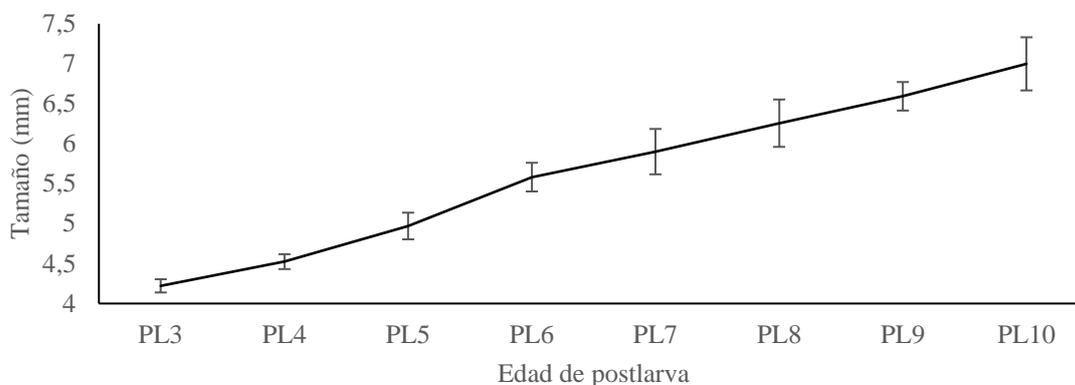


Gráfico 11 Promedio del tamaño de las larvas de camarón

El Gráfico 11 exhibe el crecimiento diario de las larvas. Es evidente que, durante el estadio PL3, las larvas tenían un tamaño de 4 mm, y a medida que avanzaban a través de cada etapa PL su tamaño aumentaba progresivamente, culminando en un tamaño promedio de 7 mm en el estadio PL10, y la variabilidad de tamaños es mayor.

4.1.7. Porcentaje de crecimiento relativo ganado/día por tanque de cultivo

Tabla 12. Porcentaje del crecimiento diario por tanque.

<i>ESTADIO</i>	<i>TANQUE 19</i>	<i>TANQUE 22</i>	<i>TANQUE 24</i>
	CRECIMIENTO RELATIVO (%)	CRECIMIENTO RELATIVO (%)	CRECIMIENTO RELATIVO (%)
<i>PL3 - PL4</i>	9,09	6,21	6,14
<i>PL4 - PL5</i>	5,15	11,92	12,55
<i>PL5 - PL6</i>	13,53	12,66	10,74
<i>PL6 - PL7</i>	12,76	6,58	7,71
<i>PL7 - PL8</i>	6,23	1,70	10,31
<i>PL8 - PL9</i>	8,19	4,41	3,74
<i>PL9 - PL10</i>	3,58	6,72	8,04
PROMEDIO	8,36	7,17	8,46

En la Tabla 12, se detallan los porcentajes de crecimiento diario que experimentaron las larvas en cada uno de los tanques, a pesar de las condiciones casi idénticas en todos los tanques, se observa una considerable variabilidad en los niveles de crecimiento entre ellos. Al concluir, se resalta que el tanque 24 exhibió el porcentaje de crecimiento más elevado, superando ligeramente a los demás tanques en comparación.

4.1.8. Promedio de los tres tanques del crecimiento relativo de las postlarvas.

Tabla 13. Promedio de los tres tanques del crecimiento relativo de las postlarvas.

<i>ESTADIO</i>	<i>CRECIMIENTO RELATIVO (%)</i>
<i>PL3 - PL4</i>	7,18
<i>PL4 - PL5</i>	9,85
<i>PL5 - PL6</i>	12,31
<i>PL6 - PL7</i>	5,71
<i>PL7 - PL8</i>	6,03
<i>PL8 - PL9</i>	5,38
<i>PL9 - PL10</i>	6,16

El crecimiento diario de las postlarvas de camarón, desde el estadio PL3 hasta el PL6, fue notablemente significativo, como se puede apreciar en los datos de crecimiento relativo proporcionados en la Tabla 13. Sin embargo, a partir del estadio PL6 hasta el PL10, el ritmo de crecimiento disminuyó. Es importante destacar que, aunque las larvas en los estadios PL6 a PL10 continúan creciendo, este crecimiento es más lento en comparación con el período que va desde el PL3 al PL6.

Tabla 14. Porcentaje del crecimiento relativo de PL3 a PL10 de los tres tanques de cultivo

<i>ESTADIO</i>	<i>CRECIMIENTO RELATIVO DE PL3 - PL10 (%)</i>		
	TANQUE 19	TANQUE 22	TANQUE 24
<i>PL3 - PL10</i>	59,36	61,81	76,25

En la Tabla 14, se detalla el porcentaje de crecimiento relativo desde el estadio PL3 hasta PL10 en cada uno de los tanques bajo estudio. Es notorio que, a lo largo del análisis, el tanque 24 sobresale al mostrar el mayor incremento de crecimiento en comparación con los demás tanques.

4.1.9. Porcentaje de crecimiento absoluto por cada tanque de cultivo.

Se analizó el crecimiento absoluto en cada tanque de cultivo desde la etapa PL 3 hasta PL 10. Los resultados obtenidos muestran que hubo una variabilidad notable en los crecimientos, y al final del análisis, se destaca que el tanque 24 experimentó el mayor crecimiento en comparación con los demás tanques.

4.2.DISCUSIÓN

Según (Hernández, Voltolina, Rojas, & Nieves, 2001), evidencian que los tamaños de las larvas del camarón blanco a lo largo de los estadios es diversa. Estos autores informan que en el estadio de larva PL 10, se encuentra en un rango de tamaño que oscila entre 7.93 y 8.43 mm. Esta información coincide con los resultados de nuestro estudio de investigación, en el cual observamos que las larvas en ese mismo estadio presentaban dimensiones que varían alrededor de los 7 mm, llegando algunas a superar ligeramente los 9 mm.

En un estudio realizado por (D'Abramo, Isiordia, & Sangcha, 2006), se observó que la supervivencia de las larvas de camarón alimentadas con microparticulado no mostró diferencias significativas en comparación con aquellas alimentadas con nauplios de artemia. Sin embargo, es relevante destacar que los organismos que se alimentaron con microparticulado presentaron una longitud total y un peso seco significativamente inferiores en comparación con los alimentados con artemia.

Además (Ayala, 2019) enfatiza la vital importancia del alimento vivo en los primeros estadios larvales, destacando su elevado contenido proteico como un factor determinante en el estímulo del crecimiento gradual y continuo. En el transcurso de esta investigación, hemos llegado a la conclusión de que la alimentación con artemia desempeña un papel fundamental en el crecimiento de las larvas. Nuestro análisis revela que las postlarvas que no recibieron artemia desde PL 6 a PL 10 en su dieta experimentaron un crecimiento significativamente inferior en comparación con las postlarvas de PL 3 a PL 5 en las que se incluyó la artemia como parte de su alimentación. Conforme a la investigación de (Limsuwan & Ching, 2013), el peso de las postlarvas de camarón se halla intrínsecamente relacionado con las diversas etapas de su desarrollo, lo que se traduce en variaciones en el peso por gramo según el estadio en que se encuentren. Estos autores señalan que, durante la etapa de PL 10 en el camarón blanco, se espera un número de 300 postlarvas por gramo en dicho estadio. Los resultados de nuestro estudio en el laboratorio contrastan con esta afirmación, dado que en el estadio PL 10 observamos un total de 461 larvas por gramo de peso húmedo, esto depende del laboratorio y del sistema de manejo. Además, es importante ratificar que la comparación es con peso húmedo.

Coefficiente de variación en tamaño de las larvas.

En el gráfico 12 se presenta la curva de crecimiento en longitud y se proporciona información sobre el coeficiente de varianza, lo que permite visualizar la relación entre la uniformidad y el crecimiento, se observa que la uniformidad de las postlarvas tiende a ser menor a medida que la edad aumenta.

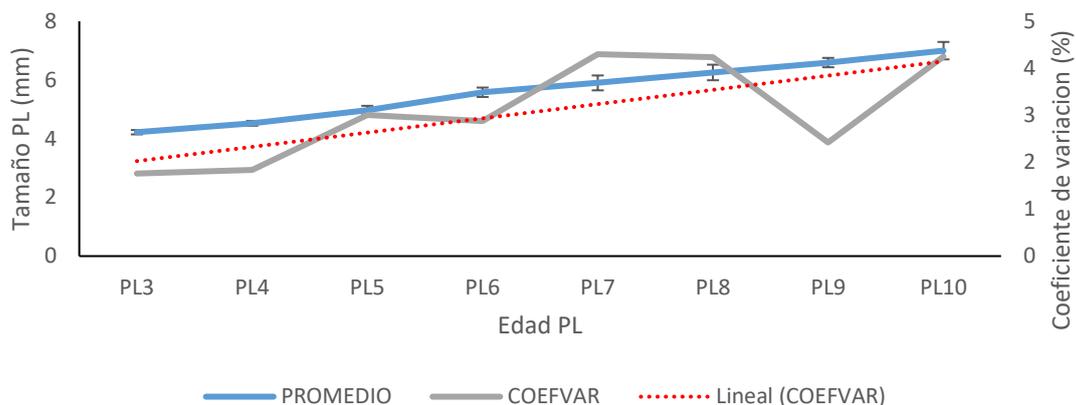


Gráfico 12 Coeficiente de variación en tamaño de las larvas

Nuestra evaluación indica que la uniformidad disminuye con el aumento de la edad, una conclusión que concuerda con los resultados de un estudio previo realizado por (Teixeira & Guerrelhas, 2018), donde también se observó una disminución en la uniformidad a medida que las larvas crecían. Además, se destaca que las ganancias en longitud son menores en comparación con las ganancias en peso, lo que confirma la noción de que en esta fase, los animales están en un proceso en ganar peso que en experimentar un desarrollo fisiológico significativo. En este sentido los resultados del presente trabajo, concuerdan con los resultados de (Teixeira & Guerrelhas, 2018) respecto a la observación de que las postlarvas experimentan una tasa de crecimiento más lenta, pero al mismo tiempo logran una mayor ganancia de peso.

Postlarvas por gramo, en muestra seca.

En el Gráfico 13, se logra observar la densidad larvaria inicial es de 2300 larvas por gramo en estadio de PL5. A medida que las larvas avanzan en su desarrollo, esta densidad disminuye gradualmente, alcanzando un valor de 700 larvas por gramo en el

estadio PL 10, siendo este el peso seco, se puede notar al comparar con el peso húmedo que alrededor de 50% del peso húmedo es agua.

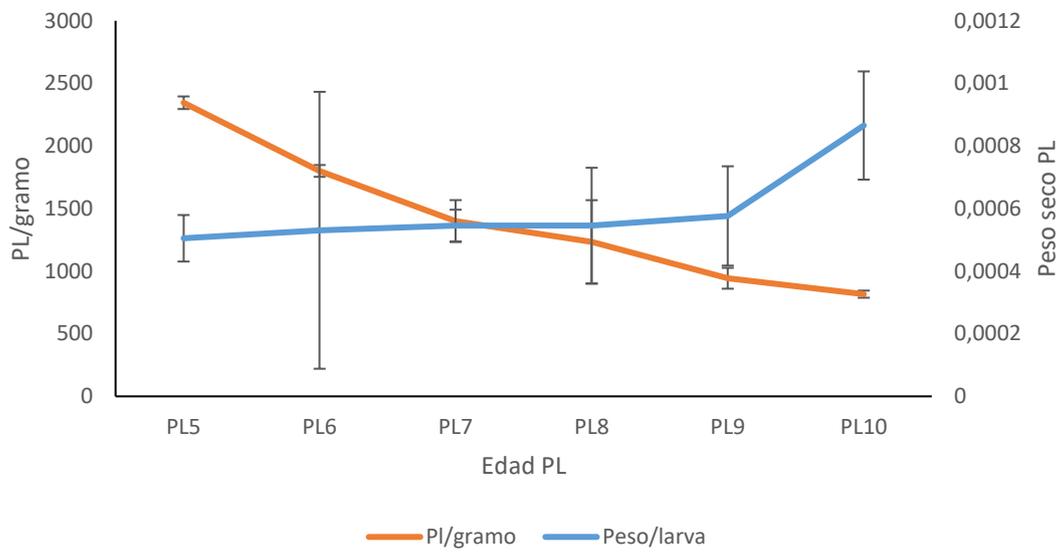


Gráfico 13. Número de postlarvas por gramo y pesos individuales de PL5 a PL10.

La curva de peso seco presenta información sobre el peso de las larvas en función de su etapa de desarrollo. Se observa que una larva en el estadio PL 5 tiene un peso inicial de 0,0005 g y aumenta a medida que las postlarvas se desarrollan.

5. CONCLUSIONES

En los resultados obtenidos en el presente trabajo de titulación, pudimos observar que la variabilidad de tamaños y peso de las larvas en los tanques de cultivo se ve afectado por varios factores.

La ubicación del tanque 24, donde se obtuvieron los resultados más favorables en términos de crecimiento y peso de las larvas, se encontraba en una esquina. Al parecer esto permitía que la temperatura en ese tanque fuera ligeramente más elevada que en los otros tanques, aunque los datos del laboratorio representan la misma temperatura no descartamos la posibilidad de que otro factor ambiental este contribuyendo con el mejor resultado de este tanque, sin embargo no podemos concluir mayormente sobre este efecto.

Además, el agua que fluía desde el caldero hacia este tanque tenía una temperatura más alta en comparación con los demás, ya que la distribución empezaba desde ese tanque. Es importante destacar que una temperatura más alta favorece un metabolismo más activo, lo que, a su vez, se refleja en un mejor crecimiento y un mayor peso de las larvas.

La alimentación con organismos vivos durante los primeros estadios de las larvas de camarón desempeña un papel fundamental en su dieta, ya que proporciona una nutrición de mayor calidad, lo que se traduce en un mejor crecimiento y un aumento de peso en las larvas. En este estudio, se observó que la provisión de artemia se mantuvo hasta el estadio PL6, período en el cual se registró una tasa de crecimiento diario de hasta el 12%. Sin embargo, posteriormente cuando se eliminó artemia en la dieta, se notó una disminución en la tasa de crecimiento, con un promedio alrededor del 6% diario, representando el 50% de reducción en el crecimiento diario.

En vista de que en el tanque 24, se observó una tasa de crecimiento ligeramente superior en comparación con los otros tanques, en el estadio PL6, se llevó a cabo un raleo

que proporcionó a las larvas un mayor espacio para su desarrollo, por lo cual el crecimiento superior fue más notorio.

Al parecer la técnica para el cálculo de la población de larvas en los tanques no es de una aceptable precisión, lo que posiblemente conllevó a la variabilidad de tamaño de postlarvas. La influencia de este factor parece ser ms incidente a medida que aumenta el tiempo de cultivo de estos organismos en el tanque de cultivo.

Las postlarvas de camarón presentan una densidad de aproximadamente 461 larvas por gramo en peso húmedo. Sin embargo, al considerar el peso seco, se observa que el número asciende a alrededor de 800 larvas por gramo. Este contraste resalta que cerca del 50% del peso en estado húmedo corresponde al contenido de agua.

A pesar de que todos los tanques presentaban condiciones físicas, químicas y biológicas idénticas, se pudo observar que el tamaño y el peso de las larvas no eran uniformes entre los tanques. Este hallazgo nos lleva a concluir que, a pesar de las condiciones similares previamente mencionadas, cada tanque se comporta de manera única y distinta, creando un hábitat particular en el que las larvas se desarrollan de manera diferente. Se puede concluir que el sistema de cultivo de este laboratorio es satisfactorio, ya que al final los resultados muestran una variabilidad de tamaño que se mantiene dentro de un rango aceptable de 3%.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Anaya, R. (2005). *Cultivo de camarón blanco, Litopenaeus vannamei, Boone (1931), en sistema cerrado a alta densidad*. Obtenido de <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/1144/1/167251.pdf>
- Arzola, J., Piña, P., Nieves, M., & Medina, M. (2013). Supervivencia de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a diferentes salinidades y temperaturas. *Revista. MVZ Córdoba*. Obtenido de <http://www.scielo.org.co/pdf/mvz/v18s1/v18supla04.pdf>
- Ayala, J. (2019). SUMINISTRO DEL NEMATODO *Panagrolaimus* sp. EN EL CULTIVO LARVARIO DEL CAMARÓN BLANCO DEL PACÍFICO (*Litopenaeus vannamei*). *Tesis de grado*. México . Obtenido de <https://biblio.uabcs.mx/tesis/tesis/te4224.pdf>
- Barahona, D. (2017). *Laboratorios registrados y aprobados*. Obtenido de Instituto Nacional de Pesca : <https://www.institutopesca.gob.ec/wp-content/uploads/2014/05/Laboratorios-de-Larvas.pdf>
- Bermudes, F., Nieves, M., Medina, A., Román, C., Flores, L., Ortega , A., & Piña, P. (2017). Efecto de la temperatura y salinidad en el crecimiento larval de *Litopenaeus vannamei*. *Revista de Biología Marina Y Oceanografía*. Obtenido de <https://scielo.conicyt.cl/pdf/revbiolmar/v52n3/art16.pdf>
- Carvajal , J., & Bolaños, M. (2015). *Efecto de dos tipos de dietas: comercial y experimental sobre el crecimiento de camarones litopenaeus vannamei en etapa de postlarvas*. Obtenido de <https://repositorio.cnu.edu.ni/Record/RepoUNANL3107>
- Cisneros, R. (2009). *PRODUCCIÓN DE BIOMASA DE Artemia franciscana Kellogg 1906 UTILIZANDO DIFERENTES DIETAS*. Lima. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/ecol/v8n1-2/a02v8n1-2.pdf>
- Crespo, J. (1999). *Sobre la reproducción de tres poblaciones sudamericanas de Artemia franciscana*. Chile. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/280155866_Sobre_la_reproduccion_de_tres_poblaciones_sudamericanas_de_Artemia_franciscana_Kellogg_1906_Crustacea_Anostraca

- D'Abramo, L., Isiordia, E., & Sangcha, R. (2006). Successful culture of larvae of *Litopenaeus vannamei* fed a microbound formulated diet exclusively from either stage PZ2 or M1 to PL1. *Aquaculture*. doi:<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.09.020>
- Divya, M., & Aanand, S. (2020). Microalgae - A boon for larviculture of aquatic organisms. *International Journal of applied Research*. Obtenido de <https://www.allresearchjournal.com/archives/2020/vol6issue5/PartC/6-4-64-358.pdf>
- FAO. (2004). *Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los aboratorios de postlarvas de camarón blanco (Penaeus vannamei) en América Latina*. Obtenido de <https://www.libreriaskretting.ec/assets/pdf/catalogos/manual-larvicultura-skretting.pdf>
- García, J., Hernández, A., & Narváez, M. (2020). *Comparación de la sobrevivencia de post-larva de camarón Litopenaeus vannamei, cultivados a densidades de 45 y 70 individuos/m² utilizando aireación y recambios de agua respectivamente, en las instalaciones de Laboratorio LIMA. Las Peñitas septiembre 2019*. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/7778/1/244633.pdf>
- García. (1992). Explotación y manejo del recurso camarón. *Ciencia y Desarrollo*, 82-95.
- García, A., Vázquez, A., Arreguín, F., Schultz, L., & Sánchez, J. (1997). Ecología de Camarones Peneidos. 127-144. Obtenido de https://www.researchgate.net/profile/Francisco-Arreguin-Sanchez/publication/288520766_Ecologia_de_camarones_peneidos/links/5d94346492851c33e94e0ea3/Ecologia-de-camarones-peneidos.pdf
- Garnica, F. (2016). Rediseño del Sistema Térmico Para la Producción de Nauplios de Camarón. *TESIS DE GRADO*. ESPOL, Guayaquil. Obtenido de <http://www.dspace.espol.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/123456789/36934/D-CD88353.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Garnica, F. (2017). *Rediseño del sistema térmico para la producción de nauplios de camarón*. Obtenido de <http://www.dspace.espol.edu.ec/xmlui/handle/123456789/36934>
- Gómez, R. (2015). *Comparar la evolución de la maduración del camarón blanco*. Obtenido de <https://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/2f61a8f9-a6a7-4927-b420-194bfaa43a99/D-76448.pdf>

- Guevara, M. J. (2006). Alimento vivo y su importancia en acuicultura. *Revista electronica de Ingenieria en Produccion Acuicola* . Obtenido de <https://revistas.udenar.edu.co/index.php/reipa/article/view/1597>
- Hernández, C., Voltolina, D., Rojas, P., & Nieves, M. (2001). Tests of quality of shrimp postlarvae in commercial hatcheries: a case of study. *Hidrobiológica*. Obtenido de https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972001000100007
- Landeira, J. M. (2011). *Plancton: un universo marino diverso y desconocido*. Francia. Obtenido de http://www.iehcan.com/wp-content/uploads/2011/01/1_Landeira_2011.pdf
- Limsuwan, C., & Ching, C. (2013). *Global Seafood Alliance*. Obtenido de <https://www.globalseafood.org/advocate/postlarvae-evaluation-key-to-controlling-shrimp-diseases/>
- López, Y. K. (2008). *Caracterización genética y de metabolitos secundarios de diferentes aislamientos de Dunaliella salina bajo condiciones de estrés salino*. Tamaulipas. Obtenido de https://tesis.ipn.mx/jspui/bitstream/123456789/3535/1/CARACTERIZACION_GENETICAYDE.pdf
- Luna, L. M. (1997). *Cultivo y aplicación de las microalgas Dunaliella salina y Chlorella vulgaris en Cuba*. Coruña. Obtenido de <https://core.ac.uk/download/pdf/61897834.pdf>
- Martinez, H. (2022). Producción de camarón en America. *Tam Entrepreneur VC*. Obtenido de <http://cedconsultoria.net/2022/03/18/produccion-de-camaron-en-america/#:~:text=En%20promedio%2C%20la%20producci%C3%B3n%20de,11.1%25%20y%206.0%25%20respectivamente.>
- Ordoñez, R. (2018). Manual de larvicultura. *Libreria Skretting*, 48. Obtenido de <https://www.libreriaskretting.ec/assets/pdf/catalogos/manual-larvicultura-skretting.pdf>
- Orellana, J. (2022). Nuestro camarón conquista el mundo. *Primicias*. Obtenido de <https://www.primicias.ec/noticias/firmas/camaron-ecuador-conquista-mundo/#:~:text=Seg%C3%BAn%20CP%20Foods%2C%20en%202022,millones%20de%20Tm%20de%20producci%C3%B3n.>

- Otero, J. (2018). Enfermedades bacterianas mas comunes en la larvicultura del camarón blanco *litopenaeus vannamei* y sus métodos de control. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/12225>
- Pérez, L. (2005). Fisiología y calidad reproductiva de machos de camarón blanco *Litopenaeus schmitti* en condiciones de cautiverio. Obtenido de <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/114>
- Reyes, A. M. (2000). *Alternativas en el cultivo de microalgas*. Guayaquil. Obtenido de <https://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/100021/D-104158.pdf>
- Rodríguez, R. (2014). *Análisis y mejoramiento del sistema de producción en el Laboratorio Lepabi mediante la aplicación de técnicas de TPM*. Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/4133>
- Sánchez, D. (2022). Enfermedades que afectaron la produccion de camarón y análisis de las exportaciones de camarón en el Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8084/4/UPSE-TBI-2022-0024.pdf>
- Sanchez, L. (2011). Alimento nutritivo, colorido y en movimiento: Los cultivos de apoyo en Acuicultura. *Ciencia y Mar*, 55-60. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/260978052_Alimento_nutritivo_colorido_y_en_movimiento_Los_cultivos_de_apoyo_en_Acuicultura
- Sarango, E. (2021). Identificación de microorganismos patógenos que afectan en el estadio larval de camaron blanco (*Litopenaeus vannamei*). Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/17520/1/ECUACA-2021-IAC-DE00019.pdf>
- Sarango, E. (2021). *Identificación de microorganismos patogenos que afectan en el estadio larval de camaron blanco*. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/17520/1/ECUACA-2021-IAC-DE00019.pdf>
- Teixeira, A., & Guerrelhas, C. (2018). *Global Aquaculture advocate*. Obtenido de <https://www.globalseafood.org/advocate/what-size-are-your-postlarvae/>
- Urresta, P. (2017). Evaluación de 2 probióticos comerciales como controladores de patógenos en tanques de larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Tesis de grado*. Universidad Católica de Santiago De Guayaquil, Guayaquil. Obtenido de <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7712/1/T-UCSG-PRE-TEC-AGRO-117.pdf>

- Valarezo, G., & Baños, G. (2016). Incidencia de las dietas alimenticias en el crecimiento de larvas de camarón. *Trabajo de titulación*. Universidad de Guayaquil, Guayaquil. Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/11953/1/Defensa%20Examen%20Complejivo%20Galo%20Valarezo.pdf>
- Yuepeng, S., Ma, S., & Feng, C. (2010). Effects of Salinity Fluctuation on the Growth and Energy Budget of Juvenile *Litopenaeus Vannamei* at Different Temperatures. *Journal of Crustacean Biology*. Obtenido de <https://academic.oup.com/jcb/article/30/3/430/2419258>
- Zelaya, O., Allen, D., & Rouse, D. (2007). The Influence of Artemia and Algal Supplements during the Nursery Phase of Rearing Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of World Aquaculture Society*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/227653101_The_Influence_of_Artemia_and_Algal_Supplements_during_the_Nursery_Phase_of_Rearing_Pacific_White_Shrimp_Litopenaeus_vannamei

7. ANEXOS

- **TANQUES DE CULTIVO.**



Gráfico 14 Tanque de cultivo #19



Gráfico 15 Tanque de cultivo #22



Gráfico 16 Tanque de cultivo #24



Gráfico 17 Sección de tanques de cultivo en laboratorio ARMILAB

- **RECOLECCIÓN DE MUESTRAS**



Gráfico 18 Recolección de muestra de los tanques de cultivo.



Gráfico 19 Recolección de muestra de los tanques de cultivo.

- MUESTRAS



Gráfico 20 Recolección de las larvas desde el tanque de cultivo.



Gráfico 21 Larvas obtenidas de los tanques de cultivo.

- PROCESO DE PESADO EN SECO Y HÚMEDO.



Gráfico 22 Peso de larvas húmedas



Gráfico 23 Peso húmedo de larvas.



Gráfico 24 Peso seco de las larvas.

- **CONTEO Y MEDICIÓN DE LAS LARVAS.**



Gráfico 25 Conteo de las larvas



Gráfico 26 Larvas ubicadas para conteo



Gráfico 27 Medición de las larvas



Gráfico 28 Tamaño de larva en PL 7