



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Evaluación de la resistencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones de estrés y sin estrés.

**ORRALA CAMPOVERDE ALYSON NICOLE
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

**Evaluación de la resistencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei*
a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones de estrés y
sin estrés.**

**ORRALA CAMPOVERDE ALYSON NICOLE
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

Evaluación de la resistencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones de estrés y sin estrés.

**ORRALA CAMPOVERDE ALYSON NICOLE
INGENIERA ACUICOLA**

VELASQUEZ LOPEZ PATRICIO COLON

**MACHALA
2024**

EVALUACION DE LA RESISTENCIA DE POSTLARVAS LITOPENAEUS VANNAMEI A CAMBIOS BRUSCOS DE SALINIDAD DEL AGUA

por Aly Orrala

Fecha de entrega: 08-ago-2024 11:42a.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2429092247

Nombre del archivo: TESIS_-_ALYSON.docx (1.26M)

Total de palabras: 9687

Total de caracteres: 53062

EVALUACION DE LA RESISTENCIA DE POSTLARVAS LITOPENAEUS VANNAMEI A CAMBIOS BRUSCOS DE SALINIDAD DEL AGUA

INFORME DE ORIGINALIDAD

7%

INDICE DE SIMILITUD

6%

FUENTES DE INTERNET

2%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	www.slideshare.net Fuente de Internet	1%
2	scielo.conicyt.cl Fuente de Internet	1%
3	repositorio.una.edu.ni Fuente de Internet	1%
4	issuu.com Fuente de Internet	<1%
5	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
6	es.scribd.com Fuente de Internet	<1%
7	www.hannainst.cl Fuente de Internet	<1%
8	digeset.ucol.mx Fuente de Internet	<1%

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

La que suscribe, ORRALA CAMPOVERDE ALYSON NICOLE, en calidad de autora del siguiente trabajo escrito titulado Evaluación de la resistencia de postlarvas de *Litopenaeus vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones de estrés y sin estrés., otorga 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 tiene potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

La autora declara 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.

La autora como garante de la autoría de la obra y en relación a la misma, declara que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asume 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.



ORRALA CAMPOVERDE ALYSON NICOLE

0704495654

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mis padres, Guillermo Orrala y Celia Campoverde, por ser mi fuente de motivación y fortaleza. Sin su apoyo incondicional, sus consejos sabios y su amor constante, no hubiera sido posible llegar a este punto.

A mi familia, por su constante apoyo y comprensión. A mi hermana, Naomi Orrala, por su apoyo incondicional y por siempre estar dispuesta a ayudarme cuando lo necesitaba. A mi abuela, Fanny Enríquez, por su sabiduría, fortaleza y amor infinito. En memoria de mi abuelo, Adolfo Orrala, quien siempre será una inspiración para mí, aunque ya no esté físicamente presente.

Finalmente, dedico este trabajo a todas aquellas personas que, de alguna manera, influyeron en mi formación académica y personal. A los que me enseñaron a nunca rendirme y a aquellos que creyeron en mí y me impulsaron a ser mejor cada día.

Alyson Orrala Campoverde

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a todas las personas que hicieron posible la realización de este trabajo de titulación. En primer lugar, a mis padres, por su amor incondicional, su apoyo constante y su fe en mis capacidades, sin los cuales no hubiera sido posible llegar hasta aquí.

A mi asesor de tesis, Dr. Patricio Colón Velásquez, por su invaluable guía, paciencia y dedicación. Sus consejos, conocimientos y orientación fueron fundamentales para el desarrollo de este trabajo. Su apoyo constante y sus valiosas recomendaciones hicieron de este proyecto una realidad.

A las especialistas Dra. Leonor Rivera y Dra. Lita Sorroza, así mismo, al Dr. Patricio Rentería quienes colaboraron con su experiencia y conocimientos en áreas clave de la tesis.

Finalmente, quiero agradecer a la Universidad Técnica de Machala, por brindarme la oportunidad de crecer tanto personal como profesionalmente a lo largo de estos años.

Alyson Orrala Campoverde

RESUMEN

El cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* tiene una gran relevancia económica en la acuicultura, pero enfrenta desafíos importantes debido a la escasez de estudios sobre la tolerancia de las larvas a cambios amplios de salinidad. Esto puede resultar en mortalidades masivas y pérdidas económicas considerables (Poveda & Piedrahita, 2020). La supervivencia y calidad de las postlarvas dependen de múltiples factores, incluyendo su capacidad osmorreguladora, que varía según el desarrollo ontogenético y la condición fisiológica (Burbano-Gallardo et al., 2015).

Aunque *L. vannamei* es una especie eurihalina, su punto isoosmótico y tolerancia a la salinidad pueden variar significativamente (Romano & Zeng, 2012). El estrés fisiológico puede alterar la capacidad de las postlarvas para enfrentar cambios ambientales bruscos, como las fluctuaciones de salinidad (Li et al., 2017). Por lo tanto, es crucial explorar los mecanismos subyacentes a las respuestas inconsistentes en supervivencia y crecimiento del camarón bajo diferentes condiciones de salinidad y estrés (Li et al., 2008).

Este proyecto se enfoca en evaluar la resistencia de postlarvas de *L. vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones con y sin estrés, analizando respuestas fisiológicas y determinando rangos letales. El propósito principal es examinar el impacto de una exposición repentina a diferentes niveles de salinidad de 3, 10, 15 y 23 ppm en la supervivencia de postlarvas de diferentes edades, tanto en condiciones normales como de estrés.

La metodología incluyó ensayos experimentales con postlarvas de 6, 10, 14 y 16 días de edad. Se utilizaron tubos de ensayo de 20 ml como unidades experimentales, con cinco réplicas por tratamiento. Los experimentos se realizaron bajo condiciones normales para las postlarvas de 6 y 10 días, y bajo condiciones de estrés para las de 14 y 16 días.

Los resultados mostraron que la resistencia de las postlarvas aumenta con la edad y la salinidad. En postlarvas de 6 días, la resistencia máxima se observó a 15 ppm (123 ± 6.46 minutos). Para postlarvas de 10 días, la resistencia aumentó drásticamente, alcanzando el máximo experimental de 1440 minutos en 15 y 23 ppm. Bajo condiciones de estrés, las postlarvas de 14 y 16 días mostraron una mayor resistencia a salinidades más altas, con tiempos máximos de 1285.6 ± 199.35 y 1398.4 ± 87.7 minutos a 23 ppm, respectivamente.

Las conclusiones indican que el estrés causado por cambios bruscos en la salinidad tiene un efecto adverso en la resistencia y la supervivencia de las postlarvas de *L. vannamei*, independientemente de su edad. Sin embargo, las postlarvas más desarrolladas muestran una mayor supervivencia y adaptabilidad a un rango más amplio de salinidades en comparación con las más jóvenes en condiciones normales.

Este estudio proporciona información valiosa para optimizar los protocolos en larvicultura e incrementar la resiliencia de los organismos ante efectos adversos del cambio climático global y condiciones de estrés en los sistemas de producción. Los resultados pueden contribuir a mejorar las prácticas de manejo en la industria camaronera, reduciendo las pérdidas económicas asociadas a las mortalidades por estrés.

Palabras claves: *Litopenaeus vannamei*, salinidad, postlarvas, estrés fisiológico, acuicultura

ABSTRACT

The cultivation of white shrimp *Litopenaeus vannamei* holds significant economic importance in aquaculture, but it faces major challenges due to a lack of studies on the tolerance of larvae to wide changes in salinity. This can result in massive mortalities and considerable economic losses (Poveda & Piedrahita, 2020). The survival and quality of postlarvae depend on multiple factors, including their osmoregulatory capacity, which varies according to ontogenetic development and physiological condition (Burbano-Gallardo et al., 2015).

Although *L. vannamei* is a euryhaline species, its isosmotic point and salinity tolerance can vary significantly (Romano & Zeng, 2012). Physiological stress can alter the ability of postlarvae to cope with sudden environmental changes, such as salinity fluctuations (Li et al., 2017). Therefore, it is crucial to explore the mechanisms underlying inconsistent responses in shrimp survival and growth under different salinity and stress conditions (Li et al., 2008).

This project focuses on evaluating the resistance of *L. vannamei* postlarvae to sudden changes in water salinity under stressed and non-stressed conditions, analyzing physiological responses and determining lethal ranges. The main objective is to examine the impact of sudden exposure to different salinity levels of 3, 10, 15, and 23 ppm on the survival of postlarvae of different ages, both under normal and stress conditions.

The methodology included experimental trials with postlarvae of 6, 10, 14, and 16 days old. Test tubes of 20 ml were used as experimental units, with five replicates per treatment. The experiments were conducted under normal conditions for 6- and 10-day-old postlarvae, and under stress conditions for 14- and 16-day-old postlarvae.

The results showed that postlarval resistance increases with age and salinity. In 6-day-old postlarvae, maximum resistance was observed at 15 ppm (123 ± 6.46 minutes). For 10-day-old

postlarvae, resistance increased dramatically, reaching the experimental maximum of 1440 minutes at 15 and 23 ppm. Under stress conditions, 14- and 16-day-old postlarvae showed higher resistance to higher salinities, with maximum times of 1285.6 ± 199.35 and 1398.4 ± 87.7 minutes at 23 ppm, respectively.

The conclusions indicate that stress caused by sudden changes in salinity negatively affects the resistance and survival of *L. vannamei* postlarvae, regardless of their age. However, more developed postlarvae show greater survival and adaptability to a wider range of salinities compared to younger ones.

This study provides valuable information to optimize protocols in larval rearing and increase the resilience of organisms to adverse effects of global climate change and stress conditions in production systems. The results can contribute to improving management practices in the shrimp industry, reducing economic losses associated with stress-related mortalities.

Key words: *Litopenaeus vannamei*, salinity, postlarvae, physiological stress, aquaculture

I. INTRODUCCION	1
1.1 Planteamiento del Problema	3
1.2. Justificación	4
1.3 Objetivos	5
1.3.1 Objetivo General	5
1.3.2 Objetivos Específicos	5
1.4 Hipótesis de Investigación	5
1.5 Larvicultura de Camarón Blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>) en Ecuador	6
1.5.1 Descripción e Importancia Económica.	7
1.6 Ciclo de Vida: Fases de Desarrollo Larvario	7
1.6.1 Nauplio	8
1.6.2 Zoea	9
1.6.3 Mysis	10
1.6.4 Postlarva	11
1.7 Calidad de agua en larvicultura	14
1.8 Salinidad	15
1.8.1 Salinidad en el cultivo de camarón blanco	15
1.8.2 Adaptación de <i>L. vannamei</i> en cultivos de agua dulce	16
1.8.3 Mecanismos Fisiológicos de Adaptación	17
1.9 Estrés Fisiológico en <i>Litopenaeus vannamei</i>	17
1.9.1 Tipos de Estrés	18
1.9.2 Factores Estresantes en el Cultivo de <i>L. vannamei</i>	18
1.10 Calidad de las Postlarvas de <i>L. vannamei</i>	19

1.10.1 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de primer nivel	19
1.10.2 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de segundo nivel	20
1.11.3 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de tercer nivel	21
1.11 Resistencia a Cambios de Salinidad. Prueba de estrés	21
<i>II. MATERIALES Y METODOS</i>	22
2.1 Ubicación	22
2.2 Materiales y equipos	22
2.2.1 Materiales	22
2.3 Obtención de organismos y agua para el estudio.	22
2.3.1 Mantenimiento de organismos	23
2.3.2 Condicionamiento al estrés de los organismos.	23
2.4 Diseño experimental	24
2.4.1 Graduación de Salinidad del Agua	24
2.4.2 Ensayo Experimental con Postlarvas en Condiciones Sin Estrés	24
2.4.3 Ensayo Experimental Con Postlarvas en Condiciones de Estrés	25
2.5 Análisis Microscópico	26
2.6 Determinación de la Supervivencia	27
2.7 Determinación de Resistencia	27
2.8 Análisis Estadístico	27
<i>III. RESULTADOS</i>	28
3.1 Edad y Tamaño de Postlarvas	28

3.2 Tiempo de resistencia y mortalidad de postlarvas a cambios bruscos de salinidad en condiciones sin estrés	28
3.2.1 Resistencia de PL-6 en condiciones sin estrés	28
3.3 Tiempo de Resistencia y Mortalidad de Postlarvas en Condiciones de Estrés	31
3.3.1 Resistencia de PL-14 en Condiciones de Estrés	31
3.3.2 Resistencia de PL-16 en Condiciones de Estrés.	32
<i>IV. DISCUSION</i>	34
4.1 Implicaciones del Estrés en la Resistencia y Supervivencia de Postlarvas Frente a Cambios de Salinidad	34
4.2 Influencia de la Edad de Postlarvas en la Resistencia a Cambios de Salinidad en Condiciones Normales.	38
4.3 Influencia de la Edad de Postlarvas en la Mortalidad Frente a Cambios de Salinidad	40
<i>V. CONCLUSIONES</i>	43
<i>VI. RECOMENDACIONES</i>	44
<i>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</i>	45
<i>ANEXOS</i>	53

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Observación de la morfología de las branquias	13
Tabla 2. Variables físicas y químicas en larvicultura	14
Tabla 3. Rangos óptimos de salinidad para cultivo de camarón <i>Litopenaeus vannamei</i>	15
Tabla 4. Crecimiento y supervivencia del camarón blanco a diferentes salinidades	17
Tabla 5. Análisis de la calidad de postlarvas nivel 1	19
Tabla 6. Análisis de la calidad de las postlarvas. Nivel 2	20
Tabla 7. Graduación de la salinidad	24
Tabla 8. Criterios de evaluación. Análisis microscópico	26
Tabla 9. Edad y tamaño de postlarvas	28
Tabla 10. Resistencia de PL-6 en minutos	28
Tabla 11. Resistencia de PL-10 en minutos del ensayo en condiciones sin estrés	30
Tabla 12. PL-14 en condiciones de estrés	31
Tabla 13. Resistencia de PL-16 en condiciones de estrés	33
Tabla 14. Evaluación de la calidad de postlarvas en condiciones de estrés	34
Tabla 15. Evaluación de la calidad de las postlarvas en condiciones sin estrés	35

INDICE DE FIGURAS

Figure 1 Estadios en <i>L. vannamei</i>	8
Figure 2 Subestadios de Nauplio (1-5)	9
Figure 3 Subestadios Zoea (I-III)	10
Figure 4 Subestadios de Mysis	10
Figure 5 Postlarva I	11
Figure 6 Ensayo experimental de postlarvas en condiciones sin estrés	25
Figure 7 Ensayo experimental de postlarvas en condiciones de estrés	25
Figure 8 Resistencia de PL-6 frente a cambios de salinidad en condiciones sin estrés	29
Figure 9 Resistencia de PL-10 frente a cambios de salinidad en condiciones sin estrés	31
Figure 10 Resistencia de PL-14 frente a cambios de salinidad y condiciones de estrés	32
Figure 11 Resistencia de PL-16 frente a cambios de salinidad en condiciones de estrés	33
Figure 12 Comparación de la resistencia de PLs de distintas edades con y sin condiciones de estrés	36
Figure 13 Resistencia de PL de <i>L. vannamei</i> de diferente edad frente a cambios de salinidad	39
Figure 14 Mortalidad de postlarvas de <i>L. vannamei</i> de diferente edad frente a cambios de salinidad	41

I. INTRODUCCION

En las últimas décadas, la crianza de larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* ha experimentado un avance significativo. Debido a esto, la demanda de larvas y postlarvas de esta especie ha aumentado mucho, resaltando la importancia de tener disponibles juveniles en la cadena productiva acuícola (Molina-Poveda et al., 2023). El camarón blanco del Pacífico, muestra una notable capacidad para tolerar y adaptarse a diversas condiciones ambientales, alta resistencia a varias enfermedades y un excelente desempeño en cultivo. Estas cualidades lo han convertido en una especie muy apreciada en acuicultura (Roca, 2022).

Sin embargo, el crecimiento del camarón puede verse afectado por diversos factores ambientales como variaciones en el pH, salinidad, oxígeno disuelto, temperatura y también por la presencia de sustancias químicas como nitrito, amoníaco y sulfuro (Wang et al., 2020). Debido a esto, *L. vannamei* es susceptible a sufrir estrés cuando se expone a condiciones ambientales adversas. El rango de tolerancia que tiene la especie a los cambios en los parámetros de calidad del agua revela su grado de sensibilidad a las fluctuaciones del entorno (García et al., 2020).

La salinidad es uno de los factores clave a considerar en el cultivo de esta especie. Sin embargo, cuando los laboratorios comercializan las postlarvas a las granjas camaroneras, éstas menudo se les expone a diversas condiciones de salinidad y temperatura., dependiendo de la ubicación geográfica de cada granja (Arzola et al., 2013). La capacidad de *L. vannamei* para responder fisiológicamente y sobrevivir a cambios abruptos de salinidad ha sido poco estudiada en comparación con otros factores ambientales. No obstante, se sabe que la especie posee ciertos mecanismos de regulación iónica y osmorregulación que le permiten tolerar fluctuaciones de salinidad dentro de ciertos límites fisiológicos (Li et al., 2007). Así mismo, la salinidad ha sido sugerida para evaluar la condición de calidad de las postlarvas

El estrés en los camarones blancos en acuicultura consiste en la respuesta fisiológica y comportamental ante condiciones adversas como cambios abruptos en temperatura, salinidad o calidad del agua. Este estrés puede debilitar su sistema inmunológico, reducir el crecimiento y aumentar la mortalidad, afectando negativamente la producción.

El estrés fisiológico en *L. vannamei* puede manifestarse a través de diversos indicadores, como alteraciones en los niveles de glucosa en hemolinfa, cambios en la expresión génica de proteínas relacionadas con el estrés, y modificaciones en la actividad enzimática antioxidante (Xu et al., 2018). Estos cambios pueden influir de manera considerable en la supervivencia y el desarrollo de las postlarvas cuando se enfrentan a variaciones bruscas en los parámetros ambientales (Romano & Zeng, 2012).

El propósito principal de esta investigación es examinar la capacidad de las postlarvas de camarón blanco *L. vannamei* para resistir cambios repentinos en la salinidad del agua, exponiendo a los organismos a descensos repentinos de salinidad e identificando el rango de tolerancia en condiciones con y sin estrés previo. Los resultados de este estudio aportarán información relevante para mejorar el manejo de la larvicultura de *L. vannamei*, al determinar sus capacidades fisiológicas ante cambios en un factor ambiental crítico como la salinidad. Esto puede contribuir al establecimiento de mejores prácticas para prevenir mortalidades ante eventos que modifiquen rápidamente la salinidad del agua en las piscinas de cultivo.

1.1 Planteamiento del Problema

La producción de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es una actividad acuícola de gran importancia económica en América Latina, con países como Ecuador, Brasil y México representando más del 50% del volumen total cosechado anualmente (FAO, 2020). Sin embargo, la industria enfrenta desafíos significativos, incluyendo frecuentes mortalidades masivas de larvas y postlarvas en laboratorios, lo que ocasiona pérdidas millonarias (Poveda & Piedrahita, 2020).

Es importante investigar en profundidad las capacidades osmorregulatorias y los rangos letales de salinidad que pueden tolerar las postlarvas de *L. vannamei* cuando se enfrentan a cambios bruscos de este parámetro, especialmente en condiciones de estrés. Aunque existen estudios previos, aún se requiere investigación específica en este estadio temprano de desarrollo bajo condiciones estandarizadas que simulen escenarios comunes en los sistemas de producción larval comercial (Li et al., 2007).

Persiste la controversia sobre el rango de salinidad óptimo para el crecimiento de *L. vannamei*. Se requiere investigación detallada sobre las respuestas metabólicas, fisiológicas y tisulares del organismo ante diversos niveles de salinidad, especialmente en rangos críticos y condiciones de estrés que pueden alterar su capacidad de respuesta a cambios ambientales (Li et al., 2008).

La evaluación de la resistencia de postlarvas de *L. vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua, tanto en condiciones normales como bajo estrés, permitirá determinar con precisión los límites osmorregulatorios y letales. Esta información es fundamental para mejorar los protocolos de manejo larvario, prevenir mortalidades masivas ocasionadas por estrés salino y optimizar las condiciones de cultivo en la industria camaronera.

1.2. Justificación

La sostenibilidad del cultivo de *L. vannamei* se ve amenazada por la escasez de estudios sobre el crecimiento larval y la tolerancia a cambios amplios de salinidad en laboratorios productores, lo que puede resultar en mortalidades masivas y pérdidas económicas significativas (Poveda & Piedrahita, 2020).

La supervivencia y calidad de las postlarvas dependen de múltiples factores, incluyendo su capacidad osmorregulatoria, que varía según el desarrollo ontogenético y la condición fisiológica (Burbano-Gallardo et al., 2015; Chong-Robles et al., 2014). Si bien, es una especie eurihalina, su punto isoosmótico y tolerancia a la salinidad pueden variar significativamente (Romano & Zeng, 2012b).

El estrés fisiológico puede alterar significativamente la capacidad de las postlarvas para enfrentar cambios ambientales bruscos, como las fluctuaciones de salinidad (Li et al., 2017). Es crucial explorar más a fondo los mecanismos subyacentes a las respuestas inconsistentes en supervivencia y crecimiento del camarón bajo diferentes condiciones de salinidad y estrés (Li et al., 2008).

Esta investigación se justifica al evaluar la resistencia de postlarvas de *L. vannamei* a cambios bruscos de salinidad del agua en condiciones con y sin estrés, analizando respuestas fisiológicas y determinando rangos letales. Los resultados permitirán optimizar protocolos en larvicultura e incrementar la resiliencia de los organismos ante efectos adversos del cambio climático global y condiciones de estrés en los sistemas de producción

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo General

Analizar el efecto de la exposición repentina de salinidades a 3 ppm, 10 ppm, 15 ppm y 23 ppm con y sin condiciones de estrés en la supervivencia de postlarvas *Litopenaeus vannamei* en diferentes edades.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Determinar las diferencias en el porcentaje de mortalidad que se sucede en Postlarvas de *Litopenaeus vannamei* de diferente edad, frente a cambios bruscos de salinidad y en condiciones normales de salud.
- Determinar las diferencias en el porcentaje de mortalidad que se sucede en Postlarvas de *Litopenaeus vannamei* de diferente edad, frente a cambios bruscos de salinidad y en condiciones de estrés
- Determinar si existe efecto de interacción entre la edad de la postlarva y nivel de salinidad del agua, en los tratamientos con y sin estrés fisiológico.

1.4 Hipótesis de Investigación

- La edad de la postlarva influye determinantemente en la mortalidad cuando son expuestas a cambios bruscos de salinidad
- La condición de estrés en postlarvas afecta la resistencia de los organismos a los cambios bruscos de salinidad

1.5 Larvicultura de Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*) en Ecuador

La industria camaronera de Ecuador se remonta a finales de los años 70 en la provincia de El Oro, donde se construyó la primera granja camaronera comercial en 1968, según los registros más antiguos que se tienen. A partir de 1980, este sector experimentó un rápido desarrollo impulsado por la gran abundancia de larvas silvestres debido al Fenómeno de El Niño, lo que benefició la siembra de nuevos estanques camaroneros. La producción continuó incrementándose sostenidamente, comenzando las exportaciones a Estados Unidos como principal comprador. Este acelerado crecimiento de la industria camaronera, sumado a la expansión masiva de las zonas de cultivo, hizo que la demanda de larvas y postlarvas se disparara a niveles que no podían ser abastecidos solo con la recolección natural. Fue así como surgieron los primeros laboratorios comerciales especializados en la larvicultura de camarón en el país, para hacer frente a la creciente necesidad de semilla de las granjas camaroneras. (Tabares, 2023).

Los laboratorios de larvicultura en Ecuador se establecieron con el fin de satisfacer la demanda de postlarvas de los productores camaroneros. Con el paso del tiempo surgieron nuevas alternativas, llegando al punto en que actualmente se trabaja únicamente con larvas de laboratorio para evitar la presencia de enfermedades en los cultivos de engorde (Sarango, 2021).

El cultivo larval implica el complejo proceso de desarrollo por el cual los huevos fecundados de camarón eclosionan dando origen a larvas nauplios. Estas larvas luego de aproximadamente 10-18 días y 5-6 mudas, alcanzan el estadio de postlarva, apto para ser transferido y engordado en estanques (Arnold et al., 2009). Durante la metamorfosis larval se producen cambios anatómicos, fisiológicos y conductuales de gran importancia que permiten la transición del camarón desde un modo de vida planctónico a uno bentónico. (Racotta et al., 2003).

1.5.1 Descripción e Importancia Económica.

El sector larvicultor en Ecuador representa uno de los pilares más importantes de la cadena productiva camaronera nacional, por la sensibilidad de su posición y su rol en el aseguramiento de capital e inocuidad del producto final (Acosta & Marcillo, 2016).

Se estima que el camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, especie trabajada por los larvicultores ecuatorianos, representa actualmente más del 80% de la producción mundial de camarón de cultivo. Esta producción global superó los 4 millones de toneladas en 2020, con un valor superior a los 15 mil millones de dólares estadounidenses. Estas cifras dan cuenta de la enorme relevancia de esta actividad larvícola para el crecimiento y posicionamiento de Ecuador como potencia camaronera, tanto a nivel regional como global (FAO, 2020).

1.6 Ciclo de Vida: Fases de Desarrollo Larvario

El ciclo de vida del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* abarca las etapas de: huevo, nauplio, protozoa, mysis, postlarva y juvenil-adulto (Arnold et al., 2009). Tras la eclosión de los huevos, las larvas pasan brevemente por un estado de nauplio para luego ingresar en un prolongado periodo larval planctónico. Este incluye subestadios sucesivos de protozoas (PZ) y mysis (M) en los que se producen cambios morfológicos y fisiológicos con cada muda. Finalmente, luego de la metamorfosis, la larva adquiere el estadio bentónico de postlarva, el cual ya se encuentra apto para ser transferido y cultivado a engorde en estanques (FAO, 2020).

Durante la metamorfosis larval del camarón blanco, se producen numerosas mudas del exoesqueleto rígido que le permite al organismo crecer en la transición entre estadios larvarios. En cada una de estas mudas ocurre la sustitución de ese exoesqueleto para permitir el incremento de talla, lo que demanda una precisa regulación homeostática de parámetros ambientales clave como la salinidad. Fluctuaciones excesivas de la salinidad pueden alterar los complejos mecanismos fisiológicos y de desarrollo implicados en cada muda y poner en riesgo la supervivencia larvaria. (Romano & Zeng, 2012).

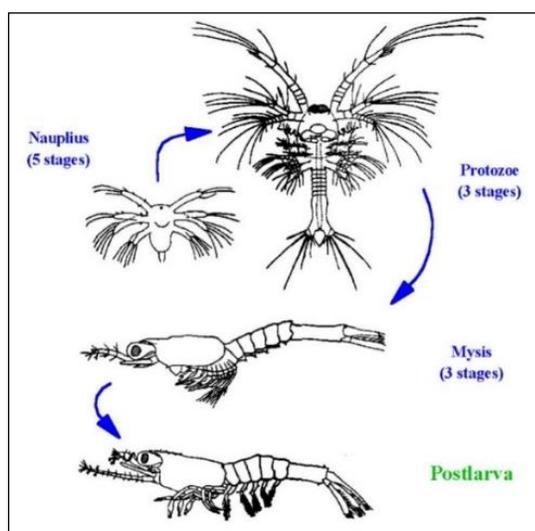


Figure 1 Estadios en *L. vannamei*

Fuente: (Fenucci, 1988)

1.6.1 Nauplio

Tras la eclosión de los huevos, dentro de las 10-14 horas emerge la larva en el primer estadio denominado nauplio. Este estadio naupliar consta de 5 subestadios (nauplio 1, 2, 3, 4 y 5), con una duración total aproximada de 40 a 50 horas. Las larvas nauplio se caracterizan por tener una longitud de 0.5 mm y un ancho de 0.2 mm, y poseer un solo ocelo u ojo primitivo. En cuanto a su alimentación, durante esta etapa temprana dependen principalmente de las reservas vitelinas

del huevo, es decir aún no se alimentan, sino que consumen el vitelo que disponen internamente como fuente de nutrición (Muñoz & Mendoza, 2022).

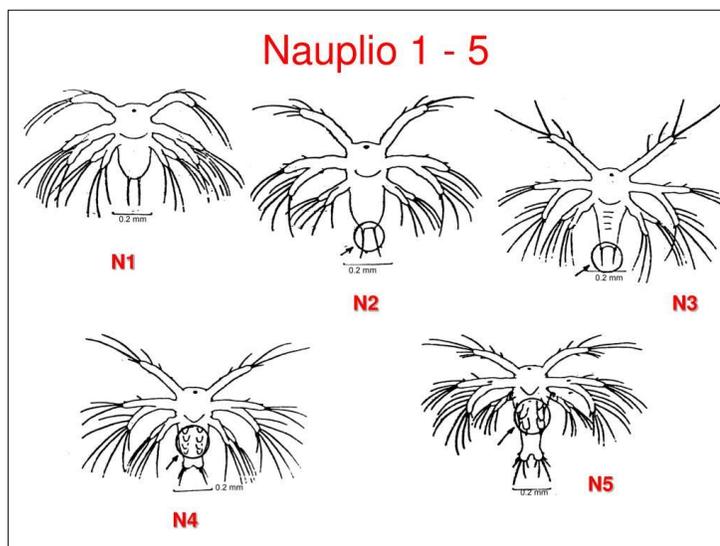


Figure 2 Subestadios de Nauplio (1-5)

Fuente: (Marcillo, 2014)

1.6.2 Zoea

Después de completarse las 42 horas de la etapa naupliar, se inicia la fase de zoea. Zoea I tiene un tamaño de 1 milímetro y nada hacia adelante, con el dorso hacia arriba, en esta fase empieza a aceptar el alimento externo proveniente de microalgas. Se caracteriza por tener un estómago muy corto, por lo que siempre presenta un hilo de excremento externo de longitud considerable (hasta 6 veces su propio cuerpo). Zoea II, con 1,7 milímetros de longitud, la larva tiene mayor actividad natatoria. Busca áreas con mayor intensidad lumínica (fototropismo positivo) y adopta una forma curva al nadar, volviendo luego a su forma normal. Finalmente, en zoea III de 2,2 milímetros, el excremento externo es más corto, tiene un estómago de color café claro visible y su cuerpo luce brillante y muy activo (Hsien-Tsang & Aguillón, 2008).

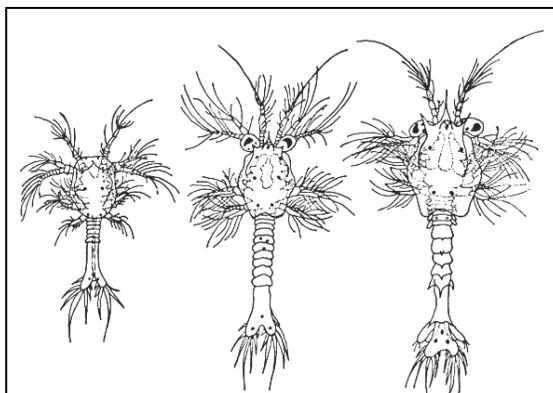


Figure 3 Subestadios Zoea (I-III)

Fuente: (Fenucci, 1988)

1.6.3 Mysis

En la fase de mysis, la larva presenta un cuerpo alargado y encorvado en la zona abdominal, con pereiópodos (patas) bien desarrollados y funcionales. Al principio no tienen pleópodos (patas nadadoras). Esta fase consta de tres subestadios: mysis I, II y III, con una duración total de tres días. La alimentación en la fase mysis se basa en una dieta mixta de microalgas, zooplancton y alimento balanceado, suministrada en raciones de 4 a 6 por día. Los organismos en esta etapa ya tienen un comportamiento bentónico, por lo que permanecen más tiempo en el fondo entre cada evento de natación (Sarango, 2021).

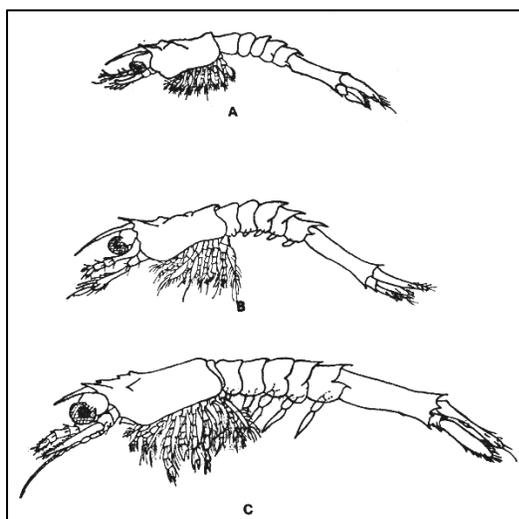


Figure 4 Subestadios de Mysis

Fuente: (Fenucci, 1988)

1.6.4 Postlarva

La última fase es la postlarva, que tiene una duración total aproximada de 20 días y consta de 20 subestadios (postlarva 1 a postlarva 20). En cada subestadio, con una duración de 1 día, la larva completa una muda para avanzar al siguiente. Al finalizar esta etapa, se convierten en animales completamente funcionales, semejantes a camarones en miniatura, equipados con pereiópodos que les permiten agarrarse y desplazarse por el fondo. Su dieta incluye fuentes naturales y balanceado. En este momento (5-7 mm) ya tienen capacidad de protegerse parcialmente de algunos predadores. Al final del estadio postlarval, alcanzan un tamaño aproximado de 7 a 11 mm y el rostro presenta 3 a 4 dientes en su parte dorsal, adquiriendo la morfología típica del camarón juvenil (Sarango, 2021).

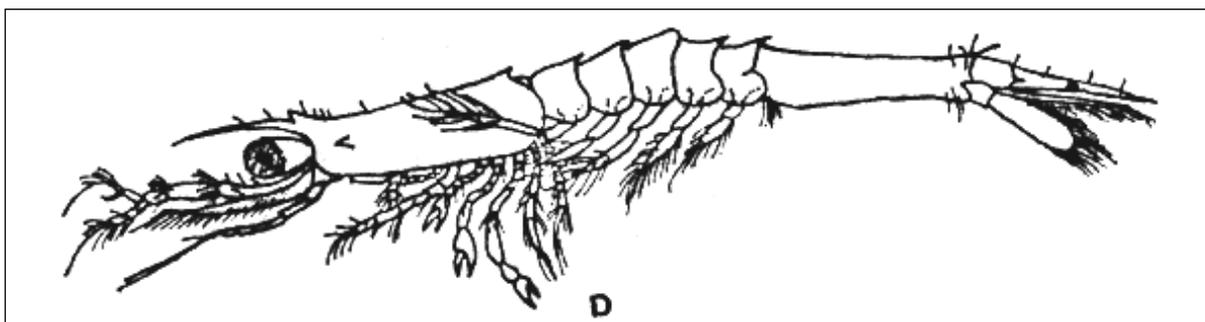


Figure 5 Postlarva I

Fuente: (Fenucci, 1988)

1.6.4.1 Desarrollo morfológico. El desarrollo morfológico de las postlarvas es un proceso complejo que involucra cambios significativos en la estructura y función de varios órganos y sistemas. Este desarrollo es crucial para la supervivencia y el crecimiento de los camarones en sus primeras etapas de vida. Una investigación de Li et al. (2017) demostró que la estructura de las branquias en *L. vannamei* sufre cambios morfológicos significativos durante las etapas postlarvales tempranas, lo que permite una mejor osmorregulación y adaptación a diferentes ambientes acuáticos. La alimentación con dietas alternativas basadas en rotíferos resulta en un desarrollo morfológico más rápido de las larvas de *L. vannamei*, comparado con la dieta tradicional de Artemia, evidenciado por índices de desarrollo más altos al final del experimento (Bermudes-Lizárraga et al., 2023).

1.6.4.2 Desarrollo branquial. Es esencial para su adaptación y supervivencia en diferentes ambientes acuáticos. Durante las primeras etapas postlarvales, las branquias comienzan a diferenciarse y especializarse, aumentando su capacidad para el intercambio de gases y la osmorregulación. Este proceso incluye la formación de filamentos branquiales y lamelas que incrementan la superficie disponible para la respiración. Además, permite a las postlarvas enfrentar variaciones en la salinidad y niveles de oxígeno del entorno, mejorando su eficiencia metabólica y resistencia a condiciones adversas. Las branquias también juegan un papel vital en la excreción de desechos metabólicos y en el mantenimiento del equilibrio iónico, lo que es crucial para la supervivencia en ambientes acuáticos variables (Pizarro & Zavala, 2023).

Para identificar el desarrollo branquial en postlarvas de *Litopenaeus vannamei*, se observa la morfología de las branquias en distintas etapas (PL1-PL15). El análisis microscópico y la tinción histológica destacan diferencias estructurales, mientras que la medición del tamaño y número de filamentos branquiales cuantifica el desarrollo (Pizarro & Zavala, 2023)

Tabla 1 Observación de la morfología de las branquias

Etapa postlarval	Descripción	Capacidad funcional
PL1-PL5	Branquias pequeñas, poco diferenciadas con pocos filamentos visibles	Capacidad reducida para el intercambio de gases.
PL6-PL10	Mas filamentos branquiales y lamelas visibles, estructura más compleja	Mayor superficie para respiración y osmorregulación
PL11-PL15	Branquias bien desarrolladas, numerosos filamentos y lamelas claramente visibles	Optimo intercambio de gases, branquias completamente funcionales.

Fuente: (Pizarro & Zavala, 2023).

La evaluación de la funcionalidad branquial mediante parámetros fisiológicos, como el consumo de oxígeno y la excreción de amoníaco, confirma la eficiencia de las branquias en diferentes etapas (Pizarro & Zavala, 2023).

1.6.4.3 Ciclo de muda. Se divide en varias etapas esenciales: intermuda, premuda inicial y premuda final. Durante la intermuda, se observa una sola matriz celular o epidermis. La premuda inicial se caracteriza por un leve desprendimiento de la cutícula de la matriz celular sin la total separación de la epidermis. En la premuda final, se identifica la total separación de la matriz celular con el desarrollo de nuevas setas. Cada una de estas etapas implica cambios significativos tanto en la morfología como en la fisiología de las postlarvas, afectando aspectos como el comportamiento y la capacidad osmorreguladora, esenciales para su supervivencia en condiciones de estrés osmótico (Burbano-Gallardo et al., 2015).

Es importante la observación microscópica de los urópodos para determinar estas etapas, lo cual es fundamental para la transferencia y manejo adecuado de las postlarvas en los sistemas de cultivo.

1.6.4.4 Desarrollo fisiológico. Se distingue por una serie de transformaciones estructurales y funcionales que ocurren a lo largo de las etapas de muda. Este proceso incluye el desarrollo branquial, donde se observa un incremento en el número de filamentos branquiales, pasando de 4

filamentos en PL7 a 14 filamentos en PL17. En este periodo, tanto el índice de desarrollo de las branquias individuales como el índice de desarrollo poblacional aumentan considerablemente (Burbano-Gallardo et al., 2015).

1.7 Calidad de agua en larvicultura

Para garantizar el éxito en la supervivencia y el crecimiento de las larvas de camarón blanco en entornos de laboratorio, es crucial gestionar y controlar adecuadamente diversos factores ambientales. Es fundamental realizar mediciones de los parámetros físicos, químicos y microbiológicos del agua para determinar su calidad y aplicar los ajustes necesarios si estos parámetros no están dentro de los rangos requeridos para la especie cultivada (Montenegro, 2017).

Tabla 2 Variables físicas y químicas en larvicultura

Variables	Rangos
Temperatura	28-32°C
Oxígeno	3-5 mg/L
Salinidad	15-25 ppm
pH	7.5-8.5
Alcalinidad	>75 mg/L

Fuente: (Montenegro, 2017)

La minuciosa gestión de estos parámetros dentro de los rangos óptimos, especialmente durante los críticos periodos de muda del desarrollo larvarios es crucial para garantizar el éxito en la crianza intensiva de larvas de camarón blanco y minimizar las frecuentes muertes masivas vinculadas a condiciones ambientales desfavorables. Salinidades sub-óptimas son determinantes en las fallas del complejo proceso de la muda en crustáceos decápodos (Romano & Zeng, 2012)

1.8 Salinidad

Se refiere a la cantidad global de iones disueltos en el agua, medida en partes por mil (ppm). Las sales en disolución modifican las características físicas y químicas del agua. La salinidad está influenciada principalmente por los sólidos disueltos como fosfatos, bicarbonatos, sulfatos, nitratos y otros compuestos (García et al., 2018).

1.8.1 Salinidad en el cultivo de camarón blanco

En la crianza de camarón blanco, la salinidad desempeña un papel crucial en el metabolismo, el desarrollo y el crecimiento de las larvas (Piña-Valdez et al., 2015). Los individuos de esta especie tienen una notable habilidad para regular la osmolaridad a lo largo de sus distintas fases de desarrollo. Las larvas se desplazan desde el océano hacia las lagunas costeras, donde enfrentan fluctuaciones en la salinidad y la temperatura hasta alcanzar la madurez (Bermudes-Lizárraga et al., 2017).

Tabla 3 Rangos óptimos de salinidad para el cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei*

Rangos óptimos recomendados	Salinidad %
Óptimo (1)	15-25 ppm
Óptimo (2)	5-25 ppm
Óptimo (3)	15-30 ppm
Intervalos SENASICA	20-35 ppm

Fuente: (García et al., 2018)

Los camarones *Litopenaeus vannamei* han sido cultivados con éxito en salinidades que varían desde 3 ppm hasta más de 50 ppm, debido a su naturaleza eurihalina (García et al., 2018). Sin embargo, Hernández-Gurrola, (2016) ha informado que las bajas salinidades pueden influir en la fisiología del camarón y en la calidad del agua al incrementar la excreción de amonio. Esto puede impactar la tasa de respiración y la producción de CO₂, lo que, bajo estas condiciones,

podría resultar en un menor crecimiento debido a la energía adicional requerida para la osmorregulación.

1.8.2 Adaptación de L. vannamei en cultivos de agua dulce

Litopenaeus vannamei es una especie eurihalina que puede soportar fluctuaciones de salinidad de hasta 10 ppm, lo que permite su cultivo en aguas de baja salinidad, incluso por debajo de 1 ppm. Puede soportar fluctuaciones de salinidad mediante un proceso gradual de aclimatación durante las etapas postlarvales (Nunes & Velásquez, 2001).

1.8.2.1 Proceso de Aclimatación. Los procedimientos de aclimatación son esenciales para el éxito del cultivo de *Litopenaeus vannamei* en condiciones de baja salinidad. La aclimatación de post-larvas de *L. vannamei* desde salinidades más altas hasta el punto de agua dulce es un proceso crítico. La supervivencia durante este proceso puede variar significativamente dependiendo de la edad de las post-larvas y las condiciones del agua (Velásquez et al., 2023)

Las postlarvas deben tener al menos 8 días de edad para soportar adecuadamente una reducción progresiva de salinidad. En las hatcheries, se utiliza la edad cronológica y morfológica de las postlarvas para determinar su preparación para la aclimatación. Los protocolos varían, pero generalmente la supervivencia durante el proceso de aclimatación supera el 90%. (Nunes & Velásquez, 2001)

El crecimiento y la supervivencia de *L. vannamei* en condiciones de agua dulce dependen de varios factores, incluyendo la calidad del agua y el manejo del cultivo (Velásquez et al., 2023). La calidad de agua es crítica, y se deben mantener niveles mínimos de dureza y alcalinidad para asegurar una adecuada osmorregulación y formación del exoesqueleto (Nunes & Velásquez, 2001). La edad de los camarones y la concentración de amonio son factores críticos que afectan la supervivencia y adaptación de *L. vannamei* en agua dulce. Altas concentraciones de amonio

pueden ser tóxicas, y los organismos más pequeños son más susceptibles a alteraciones fisiológicas bajo condiciones de estrés (Velásquez et al., 2023)

1.8.3 Mecanismos Fisiológicos de Adaptación

La adaptación fisiológica a la salinidad tiene un papel decisivo puesto que, también gobierna su crecimiento, supervivencia y consumo de alimentos en condiciones de cría. La osmorregulación es el factor clave que gobierna la capacidad de adaptación de un organismo para hacer frente a diferentes salinidades. Implica mantener las concentraciones osmóticas e iónicas del líquido extracelular (hemolinfa) en concentraciones diferentes a las del medio externo, los peneidos presentan una amplia gama de tolerancias a la salinidad, aunque las condiciones ideales de crecimiento se cumplen dentro de un rango limitado (Jaffer et al., 2020).

Tabla 4 Crecimiento y supervivencia del camarón blanco a diferentes salinidades

Salinidad	Características
>20ppm	Mayor supervivencia
10-15ppm	Mejor crecimiento
<10ppm	Lento crecimiento y baja supervivencia

Fuente: (Jaffer et al., 2020)

1.9 Estrés Fisiológico en *Litopenaeus vannamei*

El estrés fisiológico en el camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) se refiere a las respuestas biológicas y cambios que experimenta el organismo cuando se enfrenta a condiciones ambientales adversas o desafiantes. Estos estresores pueden ser diversos y afectar varios aspectos de la fisiología del camarón.

La gestión deficiente en las condiciones de manejo aumenta el estrés en los organismos acuícolas, según señala Flegel en su estudio de (1996). Bajo estas circunstancias, los crustáceos

podrían experimentar un desempeño inferior en sus mecanismos defensivos, lo que resulta en una eliminación más lenta de las bacterias habituales y un incremento en su velocidad de reproducción. Esto puede desencadenar la aparición de síntomas y, eventualmente, el desarrollo de enfermedades. (Abad-Rosales et al., 2011)

1.9.1 Tipos de Estrés

1.9.1.1 Estrés Agudo. Se caracteriza por su brevedad, durando desde minutos hasta algunas horas. Suele ser provocado por eventos específicos y transitorios, como la manipulación o el transporte de los organismos. Durante este período, se observa un incremento en los niveles hormonales y metabólicos. Una característica destacable es que los organismos tienden a recuperarse rápidamente de este tipo de estrés (Zacarias-Soto, 1997).

1.9.1.2 Estrés Crónico. En contraste, el estrés crónico se extiende por períodos más largos, pudiendo durar días o incluso semanas. Este tipo de estrés suele ser consecuencia de condiciones persistentes en el ambiente de cultivo, como una alta densidad de organismos o una calidad de agua deficiente. Al igual que en el estrés agudo, se produce una elevación en los niveles hormonales y metabólicos. Sin embargo, la recuperación de los organismos es más lenta en comparación con el estrés de corta duración.

1.9.2 Factores Estresantes en el Cultivo de *L. vannamei*

El sistema inmunológico de los crustáceos se ve influenciado por una variedad de factores ambientales. Estos incluyen elementos abióticos como la temperatura, la salinidad, el pH y los compuestos nitrogenados, así como factores bióticos como las microalgas y el microbiota asociado al exoesqueleto e intestino de los camarones. Estas condiciones ambientales pueden generar estrés,

lo que a su vez afecta la expresión de genes relacionados con la inmunidad en los camarones (Martín Ríos et al., 2021)

1.10 Calidad de las Postlarvas de *L. vannamei*

Numerosos elementos afectan la calidad de las postlarvas de camarón. Entre los factores que pueden influir en la calidad de las postlarvas criadas en un laboratorio se encuentran: la calidad y la cantidad del alimento proporcionado, los ciclos de muda, la calidad del agua (incluyendo temperatura, salinidad, niveles de amonio, sólidos en suspensión y residuos orgánicos), el uso de antibióticos, la presencia de enfermedades infecciosas y prácticas de manejo inadecuadas (FAO, 2004).

1.10.1 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de primer nivel

Según lo investigado en (FAO, 2004), expresa que los siguientes criterios son necesarios para la evaluación en el nivel 1. La actividad de nado; el nivel de vigor en la natación debe ser valorado para determinar la salud de las postlarvas. Se puede colocar a las larvas en un cuenco y agitar el agua con el dedo; las postlarvas saludables deberían ser capaces de resistir la corriente y no ser arrastradas hacia el fondo del recipiente. Para evaluar el contenido intestinal, se pueden utilizar frascos de precipitación transparentes, y se asignará una puntuación basada en la calidad observada.

Tabla 5 Análisis de la calidad de postlarvas nivel 1

Criterios	Observaciones	Evaluación de la calidad	Puntuación
Actividad natatoria	Activa	>95%	10
	Intermedia	70-95%	5
	Débil (En el fondo)	<70%	0
Contenido intestinal	Lleno	100%	10
	Medio lleno	50%	5
	Vacío	<20%	0

Fuente: (FAO, 2004).

Finalmente, la proporción de supervivencia de las postlarvas en cada tanque debe evaluarse como un indicador del estado de salud general, el historial clínico y la presencia o ausencia de problemas a lo largo del ciclo (FAO, 2004).

1.10.2 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de segundo nivel

Se realizan sobre muestras aleatorias de más de 20 postlarvas por tanque, las cuales se examinan utilizando microscopios de luz tanto de baja como de alta potencia. Entre todos los criterios, si se obtiene un puntaje superior a 100 significa un bajo riesgo para padecer enfermedades, entre 65-100 representa un riesgo moderado y menor a 65 representa un alto riesgo a enfermedades (FAO, 2004).

Tabla 6 Análisis de la calidad de las postlarvas. Nivel 2

Criterio	Observaciones	Análisis De Calidad	Puntuación
Opacidad muscular	Musculo opaco en la cola de la PL	<5%	10
		5-10%	5
		>10%	0
Deformidades	En miembros y cabeza	<5%	10
		5-10%	5
		>10%	0
Dispersión de tamaños (CV)	Cálculo del CV del tamaño de la postlarva	<15%	10
		15-25%	5
		>25%	0
Contenido intestinal	Grado de contenido del tracto digestivo	Lleno	10
		Moderado	5
		Vacío	0
Color de la hepatopáncreas	Coloración relativa	Oscuro	10
		Pálido	5
		Transparente	0
Condición de la hepatopáncreas	Cantidad relativa de vacuolas lipídicas	Abundante	10
		Moderado	5
		<5%	10
Melanización	Melanización del cuerpo o miembros	5-10%	5
		>10%	0
		Ninguno	0

Peristalsis intestinal	Movimiento del musculo intestinal	Alto	10
		Bajo	5

Fuente: (FAO, 2004)

1.11.3 Análisis de la calidad de las postlarvas mediante métodos de tercer nivel

Para evaluar la calidad de las postlarvas en el nivel 3, se utilizan técnicas moleculares e inmunodiagnósticos, estas pruebas son requeridas cuando las larvas van a ser transferidas. Las técnicas utilizadas son las de PCR, en donde se evalúa que las larvas no contengan patógenos virales, con esta se determina si poseen las siguientes enfermedades: Virus de la mancha blanca (WSSV), virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV), virus del síndrome de Taura (TSV) y necrosis hepatopancreática agua (AHPND). Si el resultado de las pruebas es negativo, tendrá una puntuación de 10 para la evaluación de la calidad.

1.11 Resistencia a Cambios de Salinidad. Prueba de estrés

La supervivencia de las postlarvas de camarón cuando se exponen a cambios bruscos en la salinidad del agua depende principalmente de su capacidad para regular su balance de sales y agua. Esta capacidad osmorregulatoria está relacionada con el grado de desarrollo de la postlarva, su edad, si están mudando y su condición fisiológica general. Al someter a las postlarvas a pruebas de estrés por cambios en la salinidad, se puede evaluar su condición, ya que estos bioensayos se utilizan como criterios de control de calidad tanto en los laboratorios de producción de semillas de camarón como en los laboratorios de investigación sobre esta especie (Arzola et al., 2013).

La prueba que se utiliza con más frecuencia consiste en someter a las postlarvas de camarón a un estrés por baja salinidad. Esto involucra disminuir repentinamente la salinidad del agua donde se encuentran las postlarvas durante un periodo determinado, para luego permitir la recuperación de los animales al devolverlos a una salinidad normal (Burbano-Gallardo et al., 2015).

II. MATERIALES Y METODOS

2.1 Ubicación

La presente investigación se realizó en la Universidad Técnica de Machala, en la Facultad de Ciencias Agropecuarias, en el laboratorio de Sanidad Vegetal. En el Cantón Machala, Provincia de El Oro, con las siguientes coordenadas: -3,2914037 y -79,9137593

2.2 Materiales y equipos

2.2.1 Materiales

- Tubos de ensayo de 20ml (20 por tratamiento)
- Gradillas para tubos de ensayo
- Microscopio
- Portaobjetos
- Vasos de precipitación
- Refractómetro
- Agua de mar (30ppm)
- Agua dulce
- Acuario de 30 lts
- Acuario de 45 lts

2.3 Obtención de organismos y agua para el estudio.

Se adquirieron las postlarvas del laboratorio “Hermanos Sornoza” en Puerto Bolívar. Se recolectó 14 gramos en una etapa de 6 días, las cuales fueron trasladadas en bolsas larveras, saturadas de oxígeno, fueron colocadas en acuario con dimensiones de 30 cm de largo, 25 cm de ancho y 60 cm de altura, con un volumen total de 45 litros en el Laboratorio de Sanidad Vegetal.

En cuanto al agua utilizada para el estudio, se recibió 40 litros de agua de mar previamente tratada proveniente del laboratorio “Hermanos Sornoza”, la cual fue recolectada del mar y tuvo un proceso de purificación y filtración en el laboratorio de larvas para garantizar así los estándares de

calidad necesarios. Por otro lado, se obtuvo agua dulce, la cual fue potable, lo que garantizaba la calidad de la misma para el experimento a realizar.

2.3.1 Mantenimiento de organismos

2.3.1.1 Postlarvas de 6 días de edad. Estas postlarvas fueron sometidas al ensayo experimental de manera inmediata apenas llegaron al laboratorio de Sanidad Vegetal.

2.3.1.2 Postlarvas de 10 días de edad. Las postlarvas 6 previamente descritas, fueron mantenidas a muy buenas condiciones alcanzando la edad de 10 días, tiempo en el cual fueron sometidas nuevamente al ensayo experimental.

2.3.2 Condicionamiento al estrés de los organismos.

Las postlarvas PL-10 fueron sometidas a condiciones de estrés previo al experimento. Se utilizó una acuario rectangular de vidrio con dimensiones de 30 cm de largo, 25 cm de ancho y 40 cm de altura, con un volumen de 30 lts, utilizando el 80% del volumen total con un valor de 24 lts. Se mantuvo una alta densidad de postlarvas (500 postlarvas por litro) a una temperatura ambiente inferior a 26°C, inferior al rango óptimo para *L. vannamei*. La alimentación se proporcionó de manera poco frecuente, con una dosis diaria sin control del nivel recomendado, utilizando un alimento de baja calidad nutricional.

2.3.2.1 Postlarvas de 14 días de edad. Las postlarvas 10 previamente descritas, fueron mantenidas hasta alcanzar la edad de 14 días, tiempo en el cual fueron sometidas nuevamente al ensayo experimental.

2.3.2.2 Postlarvas de 16 días de edad. Las postlarvas 10 previamente descritas, fueron mantenidas hasta alcanzar la edad de 16 días, tiempo en el cual fueron sometidas nuevamente al ensayo experimental.

2.4 Diseño experimental

El diseño experimental para evaluar la resistencia de postlarvas de camarón blanco a diferentes salinidades y edades se estructuró de la siguiente manera:

2.4.1 Graduación de Salinidad del Agua

Previo al inicio del experimento, se llevó a cabo un proceso de esterilización de todos los materiales a utilizar. Se obtuvo agua salina proveniente de laboratorio con una salinidad inicial de 30 ppm. La salinidad del agua de mar se verificó utilizando un refractómetro ATC.

Para preparar las diferentes concentraciones salinas requeridas para el experimento, se realizaron diluciones seriadas del agua utilizando agua dulce, las diluciones se realizaron en vasos de precipitación de 200 mL, utilizando vasos volumétricos para garantizar la precisión en las mediciones. Se prepararon las siguientes concentraciones:

Tabla 7 Graduación de la salinidad

Concentración (ppm)	Volumen agua salina (mL)	Volumen agua dulce (mL)
3 ppm	10	90
10 ppm	30	70
15 ppm	50	50
23 ppm	75	25

Después de cada dilución, la salinidad se verificó nuevamente utilizando el refractómetro para comprobar las salinidades.

2.4.2 Ensayo Experimental con Postlarvas en Condiciones Sin Estrés

Se realizaron experimentos en postlarvas de 6 y 10 días de edad para evaluar el efecto de diferentes niveles de salinidad. En cada etapa de desarrollo, se probaron cuatro niveles de salinidad: 3, 10, 15 y 23 ppm. Cada tratamiento consistió en cinco réplicas, utilizando tubos de ensayo de 20 ml como unidades experimentales individuales, con una postlarva por tubo. Esto

resultó en un total de 20 tubos de ensayo por etapa de desarrollo. Los experimentos se realizaron en condiciones normales, sin someter a las postlarvas a estrés adicional.

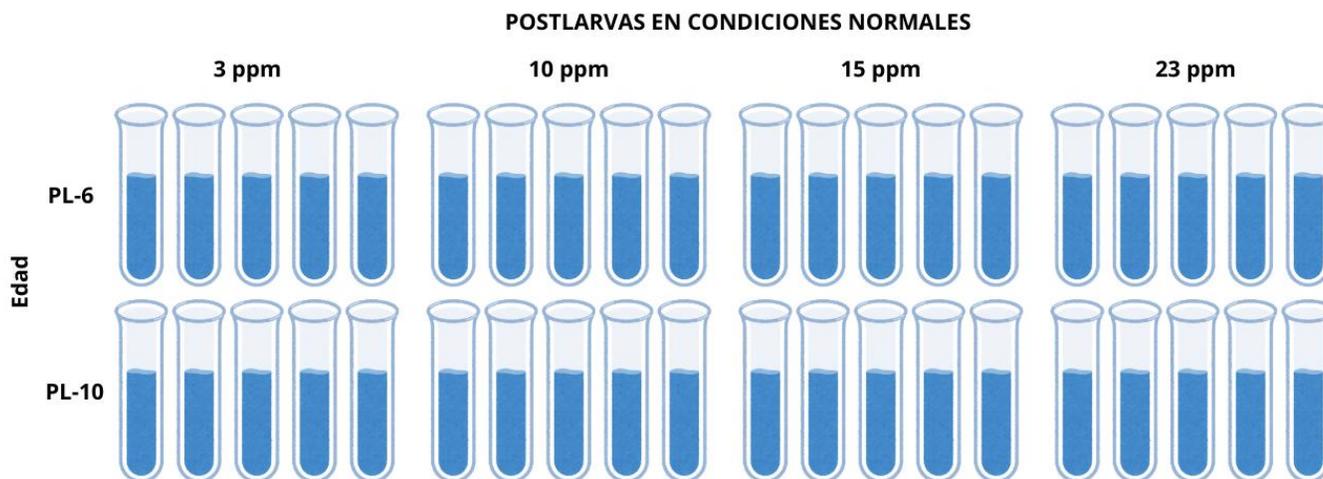


Figure 6 Ensayo experimental de postlarvas en condiciones sin estrés

2.4.3 Ensayo Experimental Con Postlarvas en Condiciones de Estrés

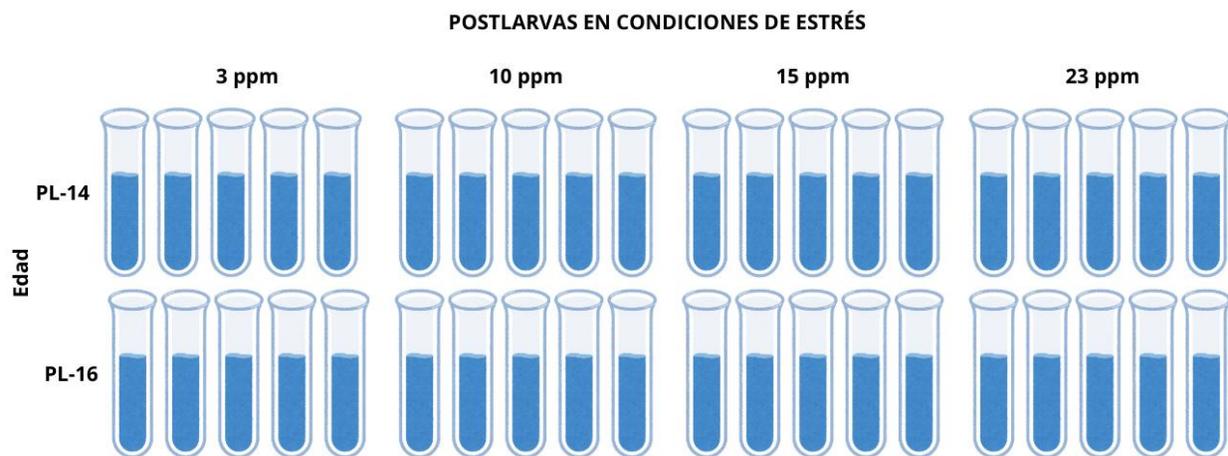


Figure 7 Ensayo experimental de postlarvas en condiciones de estrés

Se realizaron experimentos en postlarvas de 14 y 16 días de edad para evaluar el efecto de diferentes niveles de salinidad bajo condiciones de estrés. En cada etapa de desarrollo, se probaron cuatro niveles de salinidad: 3, 10, 15 y 23 ppm. Cada tratamiento consistió en cinco réplicas,

utilizando tubos de ensayo de 20 ml como unidades experimentales individuales, con una postlarva por tubo. Esto resultó en un total de 20 tubos de ensayo por etapa de desarrollo. Los experimentos se llevaron a cabo bajo condiciones de estrés adicional para las postlarvas, para simular un entorno más desafiante y evaluar cómo la salinidad afecta su resiliencia bajo tales condiciones.

2.5 Análisis Microscópico

Se realizó un análisis microscópico de las postlarvas de camarón para evaluar su calidad tras ser sometidas a condiciones de estrés. Utilizando un microscopio óptico con un aumento de 5x, se examinaron 20 postlarvas por cada muestra. Esta evaluación permitió determinar el impacto del estrés en la morfología y estado general de las postlarvas.

Se utilizó la siguiente tabla, donde se evaluaron los siguientes criterios y se estableció puntuaciones entre 0-10 según lo observado.

Tabla 8 Criterios de evaluación. Análisis microscópico

Criterio	Análisis de Calidad	Puntuación
Actividad natatoria	Alta	10
	Intermedia	5
	Baja	0
Opacidad muscular	<5%	10
	5-10%	5
	>10%	0
Dispersión de tamaños (CV)	<15%	10
	15-25%	5
	>25%	0
Contenido intestinal	Lleno (>95%)	10
	Moderado (70-95%)	5
	Vacío (<70%)	0
Melanización	<5%	10
	5-10%	5
	>10%	0
Peristalsis intestinal	Ninguno	0
	Alto	10
	Bajo	5

2.6 Determinación de la Supervivencia

Para la medición de la supervivencia se utilizó la siguiente fórmula:

$$SR = \frac{Np}{Nt} \times 100$$

SR: Porcentaje de supervivencia

Nt: Número de postlarvas vivas (24h)

Nt: Número de postlarvas en los tubos

2.7 Determinación de Resistencia

El tiempo de resistencia fue medido tomando en consideración el tiempo inicial en el cual cada postlarva fue colocada en su respectivo tubo experimental, luego mediante observación directa en los diferentes tiempos, hasta que se determine el deceso del organismo. Los organismos que al tiempo final de 24 horas no habría decesado, se los considero como 100% de resistencia.

2.8 Análisis Estadístico

Se realizó el análisis estadístico en el programa IBM SPSS Statistics, en donde se realizó el análisis de varianza de una vía para las condiciones del experimente con y si estrés y la prueba de Tukey para analizar si existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos realizados.

III. RESULTADOS

3.1 Edad y Tamaño de Postlarvas

La tabla numero 9 describe los resultados de edad y tamaño. En cuanto a la edad y el tamaño de las postlarvas, se observó que en el grupo PL-6 el promedio fue de 7.45 ± 0.50 mm, mientras que en el grupo PL-10 aumentó a 8.23 ± 0.37 mm. Para el grupo PL-14, un tamaño en milímetros de 8.28 ± 0.30 y por último, en el grupo PL-16, su tamaño fue de 8.33 ± 0.41 mm.

Tabla 9. Edad y tamaño de postlarvas

Edad postlarva	Tamaño
PL-6	7.45 ± 0.50 mm
PL-10	8.23 ± 0.37 mm
PL-14	8.28 ± 0.30 mm
PL-16	8.33 ± 0.41 mm

3.2 Tiempo de resistencia y mortalidad de postlarvas a cambios bruscos de salinidad en condiciones sin estrés

3.2.1 Resistencia de PL-6 en condiciones sin estrés

La tabla numero 10 describe los resultados de resistencia de PL-6 a diferentes exposiciones de salinidad, mostrando los tiempos de resistencia, la desviación estándar y evidenciando que existió mortalidad en todos los casos.

Tabla 10. Resistencia de PL-6 en minutos

Resistencia de PL-6 en minutos		
Salinidad	Promedio (DS)	Mortalidad
3ppm	24,2 (2,46)	100%
10ppm	101 (4,32)	100%
15ppm	123 (6,46)	100%
23ppm	116,6 (10,53)	100%

El gráfico de barras muestra el promedio de resistencia en minutos de postlarvas 6, mientras que las líneas sobre las barras demuestran la desviación estándar del promedio de una muestra con

5 réplicas. La resistencia aumenta significativamente de 24.2 ± 2.46 minutos a 3 ppm a 101 ± 4.32 minutos a 10 ppm, alcanzando un máximo de $123 \text{ minutos} \pm 6.46$ a 15 ppm, para luego disminuir ligeramente a 116 ± 10.53 minutos a 23 ppm. Las letras sobre las barras indican las diferencias significativas entre los tratamientos según el análisis de varianza de una vía y la prueba de Tukey con $p\text{-valor} < 0.05$

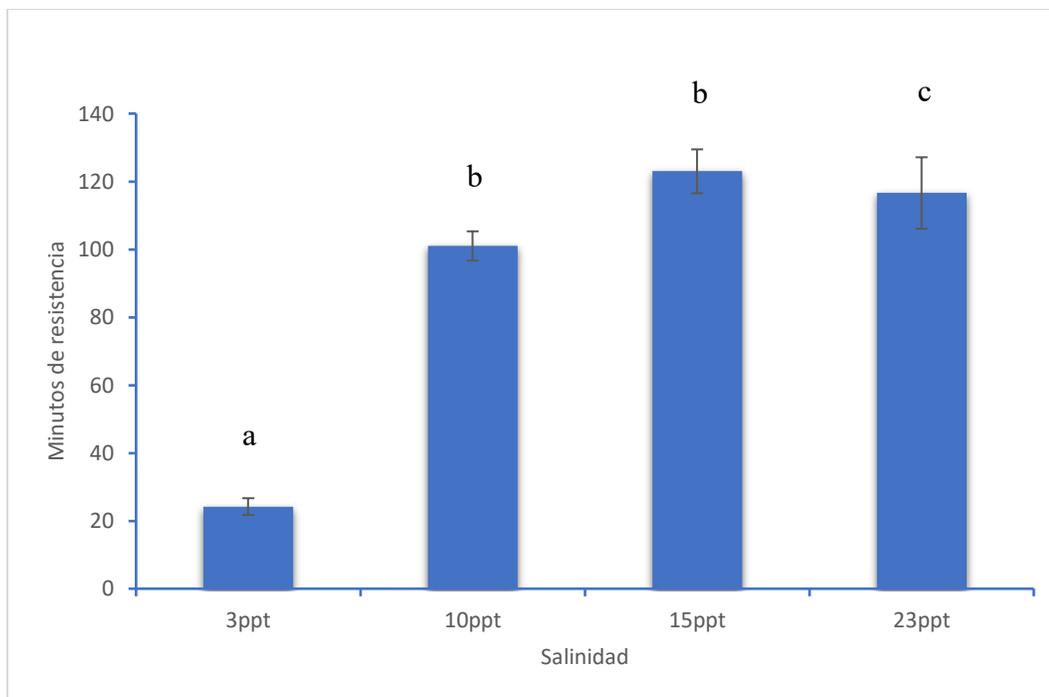


Figure 8 Resistencia de PL-6 frente a cambios de salinidad en condiciones sin estrés

3.2.2 Resistencia de PL-10 en condiciones sin estrés

La tabla numero 11 describe los resultados de resistencia de PL-10 a diferentes exposiciones de salinidad, mostrando los tiempos promedio de resistencia y evidenciando que existió mortalidad a 3 ppm, a 10 ppm, disminuye al 20%, mientras que a 15 ppm y 23 ppm, la mortalidad es 0%

Tabla 11. Resistencia de PL-10 en minutos del ensayo en condiciones sin estrés

Resistencia de PL-10 en minutos		
Salinidad	Promedio	Mortalidad
3ppm	109,4 (28,52)	100%
10ppm	1261,2 (347,43)	20%
15ppm	1440	0%
23ppm	1440	0%

El gráfico de barras muestra el promedio de resistencia en minutos de postlarvas 10, mientras que las líneas sobre las barras demuestran la desviación estándar del promedio de una muestra con 5 réplicas. La resistencia aumenta drásticamente de 109.4 ± 28.52 minutos a 3 ppm, a 1261.2 ± 347.43 minutos a 10 ppm, alcanzando el máximo experimental de 1440 minutos sin variación en los tratamientos con 15 y 23 ppm. Las letras sobre las barras indican diferencias altamente significativas entre el tratamiento con 3 ppm y los demás tratamientos en función de los minutos de resistencias de postlarvas, según el análisis de varianza de una vía y la prueba de Tukey $p\text{-valor} < 0.05$

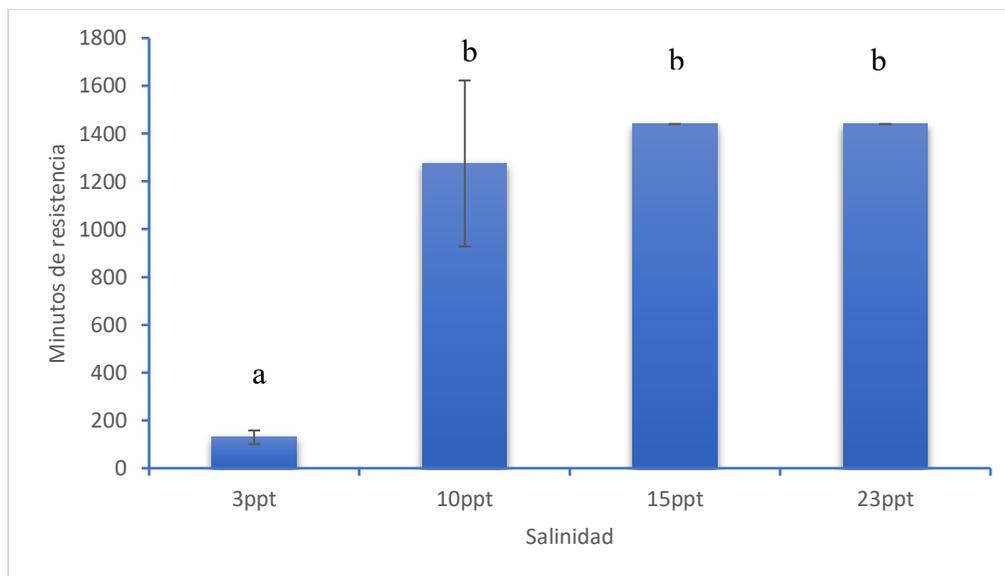


Figure 9 Resistencia de PL-10 frente a cambios de salinidad en condiciones sin estrés

3.3 Tiempo de Resistencia y Mortalidad de Postlarvas en Condiciones de Estrés

3.3.1 Resistencia de PL-14 en Condiciones de Estrés

La tabla numero 12 describe los resultados de resistencia de PL-14 a diferentes exposiciones de salinidad, mostrando los tiempos promedio de resistencia y evidenciando que existió mortalidad en 3 ppm y 10 ppm, la misma que disminuye al 40%, a 15 ppm y 23 ppm.

Tabla 12 PL-14 en condiciones de estrés

Resistencia de PL-14 en minutos		
Salinidad	Minutos	Mortalidad
3ppm	50,6 (8,71)	100%
10ppm	119 (48,46)	100%
15ppm	1229,6 (281,18)	40%
23ppm	1285,6 (199,35)	40%

El gráfico de barras muestra el promedio de resistencia en minutos de postlarvas 14, mientras que las líneas sobre las barras demuestran la desviación estándar del promedio de una muestra con 5 réplicas. Bajo condiciones de estrés en diferentes salinidades la resistencia aumenta

de 50,6 minutos \pm 8.71 a 3 ppm, a 1285.6 \pm 199.35 minutos a 23 ppm, con incrementos ligeros a 10 ppm, siendo el tiempo promedio de 119 min \pm 48,46 y en 15 ppm un tiempo de 1229.6 min \pm 281.18. Las letras sobre las barras indican diferencias altamente significativas entre el tratamiento a 3 ppm y 10 ppm con los tratamientos a 15 ppm y 23 ppm, en función de los minutos de resistencias de Postlarvas, según el análisis de varianza de una vía y la prueba de Tukey con un p-valor $<$ 0.05

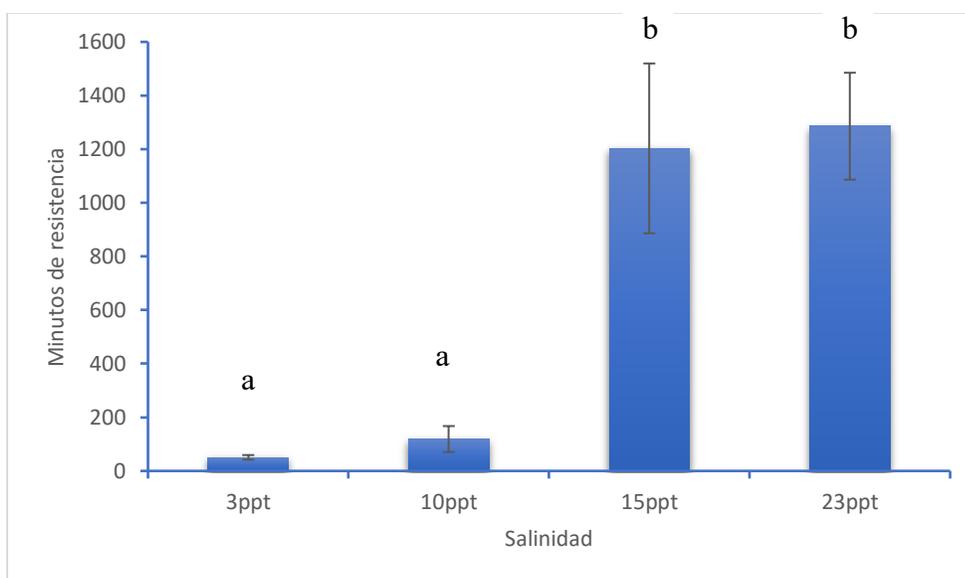


Figure 10 Resistencia de PL-14 frente a cambios de salinidad y condiciones de estrés

3.3.2 Resistencia de PL-16 en Condiciones de Estrés.

La tabla número 13 describe los resultados de resistencia de PL-16 a diferentes exposiciones de salinidad, mostrando los tiempos promedio de resistencia y evidenciando que existió 20% de mortalidad en 10 ppm y 23 ppm, aumento la mortalidad a un 40% en 15 ppm y se evidencio mortalidad total en los tratamientos con 3 ppm.

Tabla 13 Resistencia de PL-16 en condiciones de estrés

Resistencia de PL-16 en minutos		
Salinidad	Minutos	Mortalidad
3ppm	57 (5,85)	100%
10ppm	997,8 (472,16)	20%
15ppm	1216,2 (349,95)	40%
23ppm	1398,4 (87,7)	20%

El gráfico muestra el promedio de resistencia en minutos de postlarvas 16, mientras que las líneas sobre las barras demuestran la desviación estándar del promedio de una muestra con 5 réplicas. La resistencia bajo condiciones de estrés en diferentes salinidades aumenta significativamente de 57 ± 5.85 minutos a 3 ppm, a 1398.4 ± 87.7 minutos a 23 ppm, con incrementos notables a 10 ppm, siendo el tiempo promedio de 997 ± 472.16 minutos y con salinidad de 15 ppm se obtuvo un tiempo de 1216.2 ± 349.95 minutos. Las letras sobre las barras indican diferencias altamente significativas entre el tratamiento a 3 ppm con los tratamientos a 10 ppm, 15 ppm y 23 ppm, en función de los minutos de resistencias de Postlarvas, según el análisis de varianza de una vía y la prueba de Tukey con p-valor 0,05

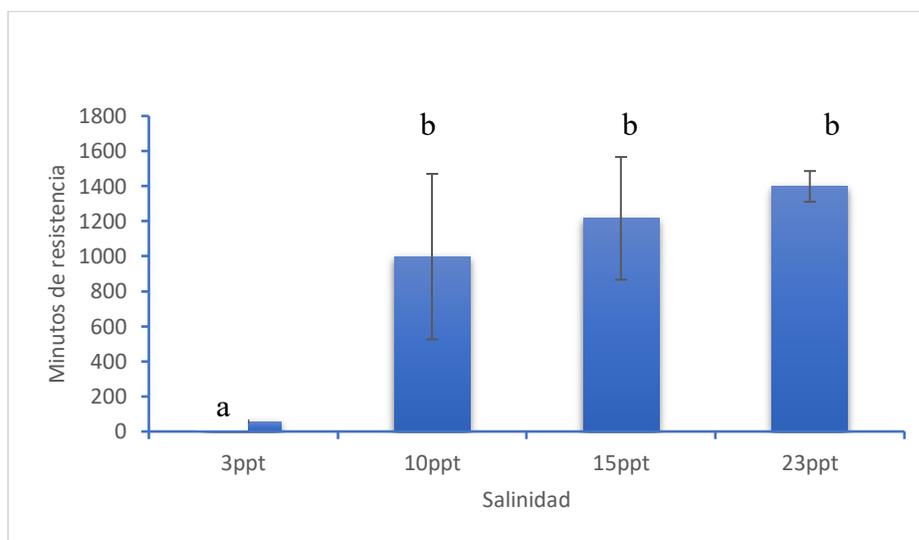


Figure 11 Resistencia de PL-16 frente a cambios de salinidad en condiciones de estrés

IV. DISCUSION

4.1 Implicaciones del Estrés en la Resistencia y Supervivencia de Postlarvas Frente a Cambios de Salinidad

La valoración de la calidad de las postlarvas se llevó a cabo a través de la observación bajo el microscopio y siguiendo la escala de puntuación establecida por la FAO en 2004, reveló que las postlarvas de 14 y 16 días de edad presentaron un riesgo moderado de desarrollar problemas graves de enfermedades debido a las condiciones previas a las que fueron expuestas. La presencia de melanización atribuibles al canibalismo inducido por la alta densidad de siembra y la insuficiente alimentación, sugiere que las postlarvas estuvieron bajo condiciones adversas. Además, el condicionamiento a una mala nutrición alteró el bienestar de los organismos, causando un contenido intestinal moderado y baja peristalsis. La actividad natatoria intermedia y el comportamiento de letargo observado corroboran alteraciones fisiológicas de los organismos, lo que sugiere que el estrés provocó condiciones subóptimas para el desarrollo de las postlarvas, lo cual podría ser incidente en la resistencia a cambios bruscos de salinidad.

Tabla 14 Evaluación de la calidad de postlarvas en condiciones de estrés

Criterio	Observaciones	Evaluación De Calidad	Puntuación
Actividad natatoria	Actividad intermedia	75%	5
Opacidad muscular	Músculos transparentes	<5%	10
Dispersión de tamaños	CV del tamaño de la postlarva	7%	10
Contenido intestinal	Contenido del tracto digestivo	Moderado	5
Color de la hepatopáncreas	Coloración relativa	Oscuro	10
Melanización	Melanización del cuerpo o miembros	10%	5
Peristalsis intestinal	Movimiento del musculo intestinal	Bajo	5

Según la tabla 15, en comparación con los tratamientos de postlarvas a los 6 y 10 días de edad en condiciones óptimas de cultivo, la evaluación de su calidad fue mejor. En donde, todos los criterios evaluados cumplen con la puntuación máxima.

Tabla 15 Evaluación de la calidad de las postlarvas en condiciones sin estrés

Criterio	Observaciones	Evaluación De Calidad	Puntuación
Actividad natatoria	Actividad intermedia	100%	10
Opacidad muscular	Músculos transparentes	0%	10
Dispersión de tamaños (CV)	CV del tamaño de la postlarva	<15%	10
Contenido intestinal	Contenido del tracto digestivo	Lleno	10
Color de la hepatopáncreas	Coloración relativa	Oscuro	10
Melanización	Melanización del cuerpo o miembros	2%	10
Peristalsis intestinal	Movimiento del musculo intestinal	Alto	10

En el siguiente gráfico de barras, se puede evidenciar el impacto del estrés en la resistencia de las postlarvas a diferentes edades y condiciones de salinidad. Los resultados del presente estudio han demostrado que las postlarvas que fueron sometidas a un estrés previo adicional, tuvieron una respuesta diferente frente a los cambios bruscos de salinidad, lo cual se reflejó en las variaciones del tiempo de resistencia.

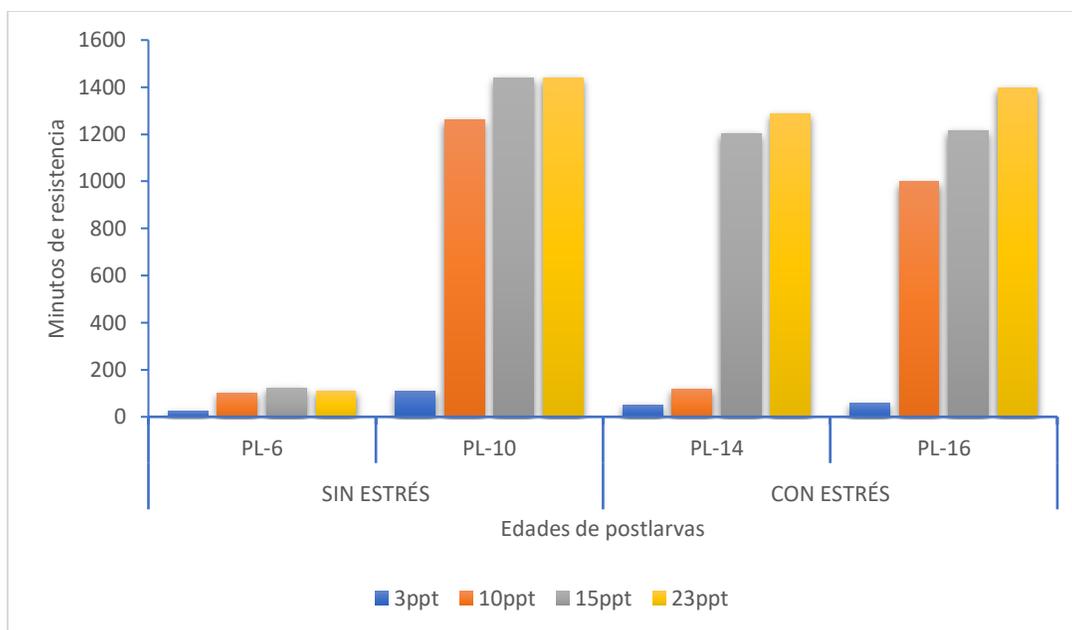


Figure 12 Comparación de la resistencia de PLs de distintas edades con y sin condiciones de estrés

Los resultados obtenidos en los experimentos con postlarvas de 6 y 10 días de edad demuestran que la tolerancia a la salinidad mejora significativamente con el desarrollo larval. En particular, las postlarvas de 10 días (PL-10) muestran mayor resiliencia en comparación con las postlarvas de 6 días (PL-6) ambas con condiciones óptimas de cultivo. Las postlarvas de 14 y 16 días de edad, tuvieron mayor resistencia a cambios bruscos de salinidad frente a PL-6 bajo condiciones sin estrés, lo cual demuestra que la edad y el desarrollo fisiológico en postlarvas adultas en condiciones de estrés son más factibles que postlarvas jóvenes (PL-6) sin estrés y bien mantenidas.

Por otro lado, los resultados respaldan la hipótesis de que el estrés en las postlarvas influye en su capacidad para resistir cambios repentinos en la salinidad. Las postlarvas sometidas a estrés mostraron una menor capacidad de adaptación a fluctuaciones en salinidad en comparación con las postlarvas de 10 días en condiciones sin estrés. Este hallazgo se alinea con los resultados de

(Martín Ríos et al., 2021), que sugieren que los factores ambientales, tanto bióticos (densidad poblacional, competencia por recursos) como abióticos (calidad de agua, temperatura), influyen en la capacidad de los organismos para regular sus procesos de osmorregulación.

El estrés tuvo un impacto notable en las postlarvas de mayor edad (14 y 16 días), donde se observó una menor resistencia a los cambios de salinidad bajo condiciones de estrés. En contraste, las postlarvas de 10 días en condiciones sin estrés mostraron una mejor resistencia, destacando la influencia significativa de la edad y el estrés en la capacidad de adaptación a diferentes niveles de salinidad.

Los rangos establecidos por Jaffer et al. (2020), coinciden con el experimento realizado, ya que, con salinidades menores a 10 ppm, la supervivencia decrece; mientras que, rangos entre 10 ppm y 20 ppm, garantiza una mayor supervivencia como fueron los datos obtenidos. Se identificó un punto crítico de salinidad alrededor de 10-15 ppm, donde la supervivencia de las PL-14 y PL-16 mejoró significativamente, lo que podría indicar un umbral fisiológico importante para la osmorregulación en estas etapas de desarrollo, como lo sugieren Bückle et al., (2006).

Los resultados también son consistentes con las observaciones de Moberg, (2000) sobre las variaciones en la respuesta al estrés entre individuos de una misma especie, que reflejan que las postlarvas de mayor edad sometidas a estrés mostraron una menor resistencia comparada con las postlarvas de 10 días en condiciones sin estrés. Estos hallazgos subrayan la importancia de la edad en la capacidad de adaptación de las postlarvas a diferentes niveles de salinidad, confirmando la hipótesis de que el estrés afecta negativamente la resistencia de postlarvas cuando son sometidas a cambios bruscos de salinidad.

4.2 Influencia de la Edad de Postlarvas en la Resistencia a Cambios de Salinidad en Condiciones Normales.

Los resultados obtenidos en los experimentos con postlarvas de 6 y 10 días de edad demuestran que la tolerancia a la salinidad mejora significativamente con el desarrollo larval. En particular, las postlarvas de 10 días (PL-10) muestran mayor resiliencia en comparación con las postlarvas de 6 días (PL-6), que presentan una capacidad limitada de osmorregulación en todas las salinidades evaluadas. Estos hallazgos están en línea con Charmantier et al., (2002), ya que existe una resistencia significativamente mayor en todas las salinidades de PL-10, lo que indica una mejora en los mecanismos fisiológicos de osmorregulación cuando alcanzan la edad de 10 días.

Según Laramore et al., (2007), en edades más avanzadas existe un mejor desarrollo de estructuras osmorregulatorias más eficientes, como por ejemplo, el desarrollo del sistema branquial, y a una mejor regulación de la expresión génica relacionada con la osmorregulación, lo que se evidencia en la capacidad de resistencia entre PL-6 y PL-10. Este cambio en la capacidad de adaptación y resistencia es coherente con la hipótesis planteada: La edad de la postlarva influye determinantemente en la mortalidad cuando son expuestas a cambios bruscos de salinidad. Los resultados sugieren que la mayor edad y desarrollo de las postlarvas contribuyen a una mayor capacidad para manejar cambios bruscos en la salinidad, reduciendo así la mortalidad asociada.

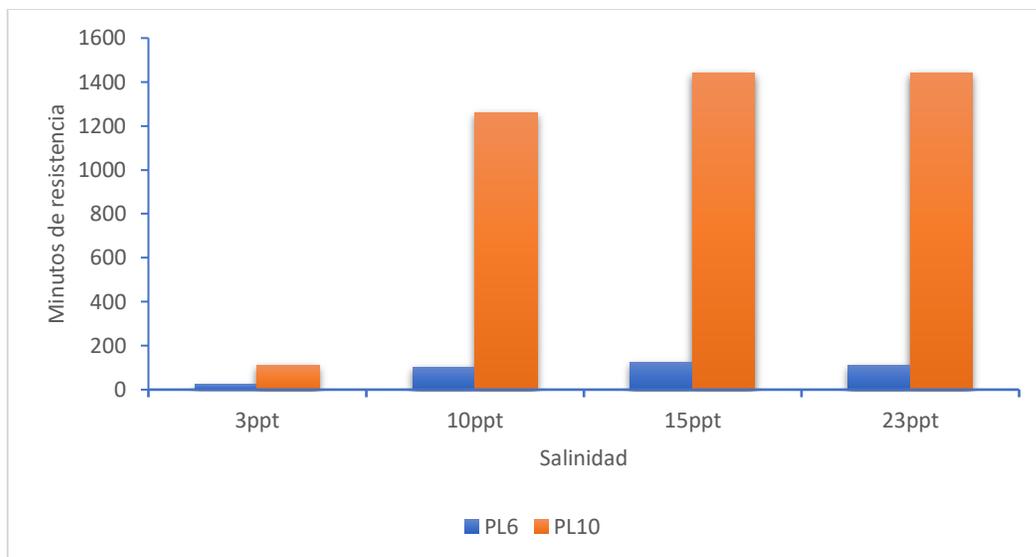


Figure 13 Resistencia de PL de L. vannamei de diferente edad frente a cambios de salinidad

La desviación estándar observada de 347.43 minutos en el tratamiento a 10 ppm con postlarvas de 10 días de edad se debe principalmente a la mortalidad registrada en una de las cinco réplicas (20%), mientras que las 4 réplicas restantes completaron el experimento de 24 horas sin mortalidad. Esta variabilidad se pudo dar por la diferencia entre los tamaños de las postlarvas. Aunque no fue objeto del presente estudio, la variabilidad de tamaño en una población de postlarvas podría tener implicaciones en la resistencia a cambios bruscos de salinidad. Es decir, a pesar de que las postlarvas de 10 días de edad (PL-10) son generalmente más resistentes, esto no quiere decir que todas tengan la misma resistencia en caso de que exista una gran variabilidad de tamaño entre ellas, aspecto que probablemente deba ser más investigado. Se asume que las postlarvas más pequeñas tienen un menor desarrollo de las membranas, tejidos y estructuras osmoregulatorias, lo que podría afectar su capacidad de adaptación a cambios de salinidad.

La variabilidad en el desarrollo branquial dentro de una misma edad podría contribuir a las diferencias en la capacidad osmorregulatoria y, por ende, en la supervivencia ante cambios de salinidad como lo expresa Burbano-Gallardo et al. (2015), los cuales observaron un aumento

progresivo en el número de filamentos branquiales y en el índice de desarrollo branquial individual con la edad de las postlarvas de *L. vannamei*. Encontraron que las PL-7 tenían 4 filamentos branquiales, mientras que las PL-17 presentaban 14 filamentos. Este desarrollo branquial más avanzado en postlarvas de mayor edad podría explicar la mejor supervivencia observada en las PL-10 en comparación con las PL-6 en el estudio.

Ambas etapas muestran una tendencia a mayor resistencia con el aumento de la salinidad, alcanzando su máximo de 15 a 23 ppm. Esto sugiere que estas salinidades están más cerca del punto isosmótico para *L. vannamei*, reduciendo el estrés osmótico. El rango expresado anteriormente, concuerda con el rango óptimo establecido por (García et al., 2018).

Este análisis demuestra claramente que la edad de las postlarvas tiene una influencia significativa en su capacidad para resistir cambios de salinidad. Las postlarvas más desarrolladas (PL-10) muestran una mayor resistencia y adaptabilidad a un rango más amplio de salinidades en comparación con las postlarvas más jóvenes (PL-6).

4.3 Influencia de la Edad de Postlarvas en la Mortalidad Frente a Cambios de Salinidad

En cuanto a la supervivencia de las postlarvas, se puede observar en la figura 14 que para las PL-6 no existió supervivencia en ninguno de los tratamientos realizados. Sin embargo, para las PL-10, existió mortalidad total únicamente en el tratamiento a 3 ppm. En los demás tratamientos realizados, se observó solo un 20% de mortalidad a 10 ppm y supervivencia total en salinidades de 15 a 23 ppm.

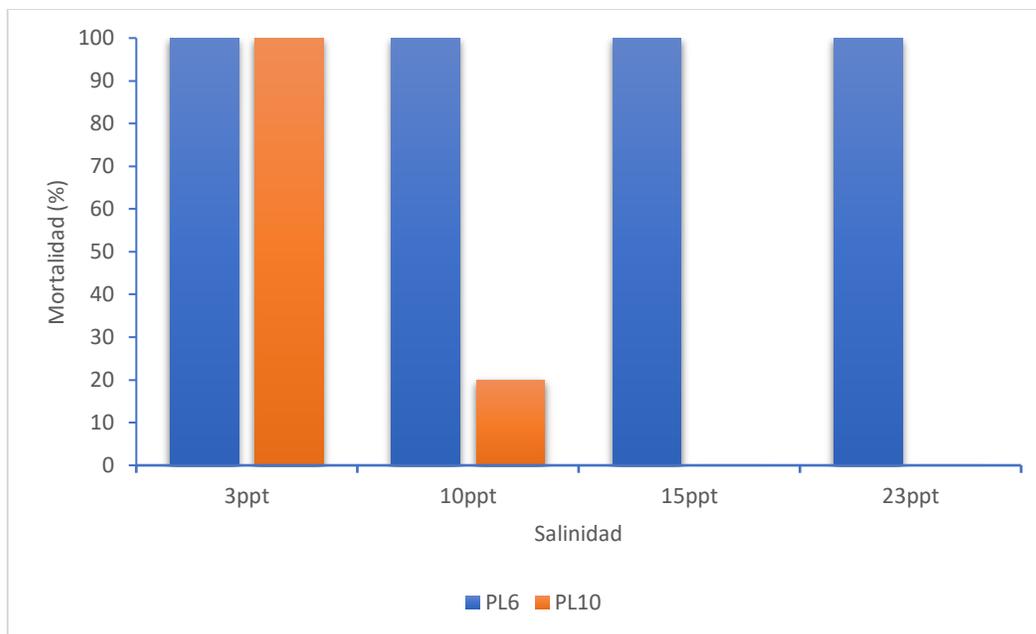


Figure 14 Mortalidad de postlarvas de *L. vannamei* de diferente edad frente a cambios de salinidad

La baja supervivencia de ambas etapas a 3 ppm, especialmente en PL-6, indica que las salinidades muy bajas representan un desafío significativo para la osmorregulación en postlarvas jóvenes, según lo reportado por Hernández-Gurrola, (2016) las salinidades bajas pueden impactar la fisiología del camarón y deteriorar la calidad del agua al incrementar la excreción de amonio. Esto puede influir en la tasa de respiración y en la producción de CO₂, por lo que, en estas condiciones, se esperaría un menor crecimiento debido a la energía utilizada para la osmorregulación.

Los resultados obtenidos en el proyecto, donde se observó una mortalidad del 100% de las postlarvas al ser expuestas a cambios bruscos de salinidad a 3 ppm, subrayan la importancia crítica de un proceso gradual de aclimatación para mejorar la supervivencia de los camarones en ambientes de baja salinidad. Según Velásquez y Nunes (2001), un proceso de aclimatación lento y

controlado es esencial para permitir que las postlarvas ajusten sus mecanismos fisiológicos y osmorreguladores de manera efectiva.

La diferencia significativa en la supervivencia entre PL-6 y PL-10 a 10 ppm (100% vs 20% de mortalidad) demuestra claramente que la capacidad de tolerar cambios de salinidad mejora con la edad de las postlarvas. Esto puede atribuirse al desarrollo más avanzado de órganos osmorreguladores y a una mayor eficiencia en los mecanismos de regulación iónica en PL-10 según Romano & Zeng, (2012). Lo que valida una respuesta positiva según Barbieri, (2007), quien establece que al menos el 60% debe sobrevivir para considerar válida la prueba de estrés. Estos datos confirman que la edad y el desarrollo adecuado son cruciales para la supervivencia y adaptación de las postlarvas a cambios de salinidad.

V. CONCLUSIONES

Del presente estudio se reportan las siguientes conclusiones:

El experimento demostró que la edad de las postlarvas en condiciones de cultivo óptimas, tiene un impacto significativo en su capacidad para sobrevivir a cambios bruscos en la salinidad del agua. Las postlarvas más desarrolladas (PL-10) muestran una mayor supervivencia y adaptabilidad a un rango más amplio de salinidades en comparación con las postlarvas de 6 días de edad.

Los resultados evidenciaron que las condiciones de estrés afectan negativamente la resistencia de las postlarvas a los cambios bruscos de salinidad. Se observaron diferencias significativas en los porcentajes de mortalidad entre las postlarvas sometidas a estrés y aquellas en condiciones normales de salud, confirmando la hipótesis de que la condición de estrés en postlarvas afecta su resistencia a los cambios de salinidad. Además, se identificó una interacción entre la edad de la postlarva, el nivel de salinidad del agua y las condiciones de estrés, lo que subraya la complejidad de estos factores en la supervivencia de las postlarvas.

VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda considerar postlarvas de edades adicionales para obtener una visión más completa del impacto de la salinidad a lo largo de todo el desarrollo.

Para mejorar la precisión y confiabilidad de los resultados, se sugiere aumentar el número de réplicas por tratamiento.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abad-Rosales, S. M., Betancourt-Lozano, M., & Vargas-Albores, F. (2011). *Interacción de factores físicos , químicos y biológicos en el cultivo de camarón Interaction of physical , chemical and biological factors in shrimp culture. January.* https://www.researchgate.net/publication/252931386_Interaccion_de_factores_fisicos_quimicos_y_biologicos_en_el_cultivo_del_camaron
- Acosta, R., & Marcillo, F. (2016). *Análisis del Sector de Larvicultura del Camarón blanco Litopenaeus vannamei sp. en el Ecuador; Énfasis en el mercado de insumos y comportamientos del sector.* <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/54170>
- Arnold, S. J., Coman, F. E., Jackson, C. J., & Groves, S. A. (2009). High-intensity, zero water-exchange production of juvenile tiger shrimp, *Penaeus monodon*: An evaluation of artificial substrates and stocking density. *Aquaculture*, 293(1–2), 42–48. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.03.049>
- Arzola, J., Viña, P., Nieves, M., & Medina, M. (2013). Supervivencia de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a diferentes salinidades y temperaturas. *Revista MVZ Córdoba*, 18. <https://doi.org/10.21897/rmvz.127>
- Barbieri, E. (2007). Use of Oxygen Consumption and Ammonium Excretion to Evaluate the Sublethal Toxicity of Cadmium and Zinc on *Litopenaeus schmitti* (Burkenroad, 1936, Crustacea). *Water Environmental Research*. <https://doi.org/10.2175/106143006X136775>
- Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Flores-Higuera, F. A., & López-Peraza, D. J. (2023). Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con

dietas tradicionales y no-tradicionales. *Revista MVZ Cordoba*, 28(1), 1–10.
<https://doi.org/10.21897/rmvz.2682>

Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Medina-Jasso, M. A., Román-Reyes, J. C., Flores-Campaña, L. M., Ortega-Salas, A. A., & Piña-Valdez, P. (2017). Efecto de la temperatura y salinidad en el crecimiento larval de *Litopenaeus vannamei*. *Revista de biología marina y oceanografía*, 52(3), 611–615. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572017000300016>

Bückle, F. L., Barón, B., & Hernández, M. (2006). Osmoregulatory capacity of the shrimp *Litopenaeus vannamei* at different temperatures and salinities, and optimal culture environment. *Revista de Biología Tropical*, 54(3), 745–753.
<https://doi.org/10.15517/rbt.v54i3.12773>

Burbano-Gallardo, E., Imués-Figueroa, M. A., Gonzalez-Legarda, E. A., Brito, L. O., Olivera Galvez, A., & Vinatea Arana, L. A. (2015). Supervivencia de poslarvas de *Litopenaeus vannamei* sometidas a la prueba de estrés osmótico y su relación con el estado de muda. *Revista de biología marina y oceanografía*, 50(2), 323–329. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572015000300010>

Charmantier, G., Giménez, L., Charmantier-Daures, M., & Anger, K. (2002). Ontogeny of osmoregulation, physiological plasticity and larval export strategy in the grapsid crab *Chasmagnathus granulata* (Crustacea, Decapoda). *Marine Ecology Progress Series*, 229(March), 185–194. <https://doi.org/10.3354/meps229185>

Chong-Robles, J., Charmantier, G., Boulo, V., Lizárraga-Valdéz, J., Enríquez-Paredes, L. M., & Giffard-Mena, I. (2014). Osmoregulation pattern and salinity tolerance of the white shrimp

Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) during post-embryonic development. *Aquaculture*, 422–423, 261–267. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.11.034>

FAO. (2004). *Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (Penaeus vannamei) en América Latina*. <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/418fb6c9-530a-4f6b-8384-5b30dee25332/content>

FAO. (2020). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. En *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020*. FAO. <https://doi.org/10.4060/ca9229es>

Fenucci, J. (1988). *Manual para la cria de camarones peneidos*. <https://www.fao.org/4/AB466S/AB466S00.htm>

Flegel, T. (1996). A turning point for sustainable aquaculture: The white spot virus in Asian shrimp culture. *Aquaculture Asia*, 1, 29–34.

García, M., 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*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.

García, S., Juárez, A., Olivier, B., Rivas, M., & Zeferino, J. (2018). Variables fisicoquímicas ambientales que inciden en el cultivo de camarón *Litopenaeus vannamei*, en Coyuca de Benítez, Guerrero, México. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 5(2), 135–155. <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/7778>

- Hernandez-Gurrola, J. (2016). *Caracterización de la calidad de agua en un sistema intensivo de cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei, en condiciones de alta salinidad con recambio de agua limitado*. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/505>
- Hsien-Tsang, S., & Aguillón, C. (2008). *Manual sobre “Reproducción y cultivo del camarón blanco (Litopenaeus vannamei)”*. <http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/handle/123456789/637>
- Jaffer, Y. D., Saraswathy, R., Ishfaq, M., Antony, J., Bundela, D. S., & Sharma, P. C. (2020). Effect of low salinity on the growth and survival of juvenile pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*: A revival. *Aquaculture*, 515, 734561. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734561>
- Laramore, S., Rolland-Laramore, C., & Scarpa, J. (2007). Effect of Low Salinity on Growth and Survival of Postlarvae and Juvenile *Litopenaeus vannamei*. *World Aquaculture Society*, 32(4), 385–392. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2001.tb00464.x>
- Li, E., Chen, L., Zeng, C., Chen, X., Yu, N., Lai, Q., & Qin, J. G. (2007). Growth, body composition, respiration and ambient ammonia nitrogen tolerance of the juvenile white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, at different salinities. *Aquaculture*, 265(1–4), 385–390. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.02.018>
- Li, E., Chen, L., Zeng, C., Yu, N., Xiong, Z., Chen, X., & Qin, J. G. (2008). Comparison of digestive and antioxidant enzymes activities, haemolymph oxyhemocyanin contents and hepatopancreas histology of white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, at various salinities. *Aquaculture*, 274(1), 80–86. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.001>

- Li, E., Wang, X., Chen, K., Xu, C., Qin, J. G., & Chen, L. (2017). Physiological change and nutritional requirement of Pacific white shrimp “*Litopenaeus vannamei*” at low salinity. *Reviews in Aquaculture*, 9(1), 57–75. <https://doi.org/10.1111/raq.12104>
- Marcillo, F. (2014). *Metodología de Cultivo Comercial de camarón en Ecuador*. SlidePlayer.
- Martín Ríos, L. D., Corrales Barrios, Y., González Salotén, M., Carrillo Farnés, O., Cabrera Alarcón, H., & Arenal Cruz, A. (2021). Revista de producción animal. *Revista de Producción Animal*, 34(1), 103–126. <https://revistas.reduc.edu.cu/index.php/rpa/article/view/e4037%0D>
- Moberg, G. P. (2000). Biological response to stress: implications for animal welfare. En *The biology of animal stress: basic principles and implications for animal welfare*. (pp. 1–21). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9780851993591.0001>
- Molina-Poveda, C., Zavala, F., O’Brien, E., Thi, H., Dhert, P., Espinoza-Ortega, M., & Mora-Pinargote, C. (2023). El impacto de la calidad física y contenido nutricional del alimento en el redimiento de larvas *Litopenaeus vannamei*. *Aquacultura*, 36–37.
- Montenegro, D. (2017). *Medidas preventivas para la utilización del agua proveniente del Estero Huyla para el uso en laboratorio de cría de larvas*. <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/10513>
- Muñoz, D. (2022). *Validación de estrategias profilácticas en larvicultura del camarón *Penaeus vannamei* en la provincia de Santa Elena, Mar Bravo* [Universidad Península de Santa Elena]. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8074/1/UPSE-TBI-2022-0020.pdf>

- Nunes, A. J., & Velásquez, L. C. (2001). *Low-Salinity, Inland Shrimp Culture in Brazil & Ecuador Economic, Disease Issues Move Farms Away From Coasts*.
https://www.researchgate.net/publication/320893036_Low-salinity_inland_shrimp_culture_in_Brazil_and_Ecuador_Economic_disease_issues_move_farms_away_from_coasts
- Piña-Valdez, P., Arzola-Gonzalez, J., Nieves-Soto, M., & Medina-Jasso, M. (2015). Efecto combinado de temperatura y salinidad en el consumo de oxígeno en postlarvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). *Boletim do Instituto de Pesca*, 41(1), 89–101.
<https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/vti-715299>
- Pizarro, J., & Zavala, F. (2023). Guía para la identificación del desarrollo branquial en postlarvas de *litopenaeus vannamei*. *Skretting*. <https://www.skretting.com/siteassets/local-folders/ecuador/boletines-ecuador/32-guia-para-la-identificacion-del-desarrollo-branquial-en-postlarvas-de-litopenaeus-vannamei.pdf?v=4964f9>
- Poveda, D., & Piedrahita, Y. (2020). La industria camaronera de Ecuador superando numerosos obstáculos en 2020. *Global Aquaculture Alliance*.
<https://www.globalseafood.org/advocate/la-industria-camaronera-de-ecuador-superando-numerosos-obstaculos-en-2020/>
- Racotta, I., Palacios, E., & Ibarra, A. (2003). Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture*, 227(1–4), 107–130. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00498-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00498-8)

- Roca, K. (2022). *Analisis de indicadores productivos de larvas de camaron en el laboratorio "AMBARTEK S.A." durante el periodo 2017-2021, ENGABAO – PLAYAS* [Universidad Estatal Peninsula de Santa Elena]. <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8868>
- Romano, N., & Zeng, C. (2012a). Osmoregulation in decapod crustaceans: implications to aquaculture productivity, methods for potential improvement and interactions with elevated ammonia exposure. *Aquaculture*, 334–337, 12–23. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.035>
- Romano, N., & Zeng, C. (2012b). Osmoregulation in decapod crustaceans: implications to aquaculture productivity, methods for potential improvement and interactions with elevated ammonia exposure. *Aquaculture*, 334–337, 12–23. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.035>
- Sarango, E. (2021). *Identificacion de microorganismos patogenos que afectan en el estado larval de camaron blanco (Litopenaeus vannamei)*.
- Tabares, S. (2023). El nacimiento casual de la acuicultura de camarón ecuatoriano. *Sustainable Shrimp Partnership*.
- Velasquez, C., Solorzano, J., Ochoa, P., Solano, G., Quizhpe, P., & Guillen, R. (2023). *Caracterización de la calidad del agua durante el cultivo del camarón Litopenaeus vannamei con agua dulce en el Characterization of water quality during freshwater culture of shrimp Litopenaeus vannamei in southern Ecuador*. 129/JSAAS/2023.

Wang, Z., Qu, Y., Yan, M., Li, J., Zou, J., & Fan, L. (2020). Respuestas fisiológicas del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* a la fluctuación de temperatura en agua de baja salinidad. *Sec. Fisiología acuática*.

Zacarias-Soto, M. (1997). *Histología del estómago, corazón, hígado y riñón de Paralabrax maculatofasciatus (Steindacher, 1869), y sus modificaciones ante situaciones de estrés crónico*. U.A.B.C.S.

ANEXOS

Anexo 1 Graduación de salinidad del agua



Anexo 2 Ensayo experimental PL-6



Anexo 3 Ensayo experimental PL-10



Anexo 4 Obtención de muestras previo al análisis microscópico (PL-14)



Anexo 5 Evaluación de la calidad de PLs en microscopio



Anexo 6 Signos de estrés en PLs 14



Anexo 7 Ensayo experimental PL-14



Anexo 8 Ensayo experimental PL-16

ANOVA

Minutos de resistencia

Edad de Postlarva		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
PL 6	Entre grupos	31207,200	3	10402,400	101,611	,000
	Dentro de grupos	1638,000	16	102,375		
	Total	32845,200	19			
PL 10	Entre grupos	6003150,550	3	2001050,183	58,549	,000
	Dentro de grupos	546840,000	16	34177,500		
	Total	6549990,550	19			

*Anexo 9 Análisis estadístico ANOVA. PL6-PL10***Edad de Postlarva=PL 6****HSD Tukey^a**

Salinidad del agua N		Subconjunto para alfa = 0.05		
		a	b	c
3 ppm	5	24,20		
10 ppm	5		101,00	
23 ppm	5		116,60	116,60
15 ppm	5			123,00
Sig.		1,000	,110	,752

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 5,000.

Anexo 10 Prueba Tukey PL-6

Edad de Postlarva=PL 10

HSD Tukey^a

Salinidad del agua N		Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
3 ppm	5	129,40	
10 ppm	5		1275,20
15 ppm	5		1440,00
23 ppm	5		1440,00
Sig.		1,000	,512

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 5,000.

Anexo 11 Prueba Tukey PL-10

ANOVA

Minutos de resistencia

Edad de Postlarva		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
PL 14	Entre grupos	6750954,550	3	2250318,183	58,927	,000
	Dentro de grupos	611016,400	16	38188,525		
	Total	7361970,950	19			
PL 16	Entre grupos	5338768,200	3	1779589,400	17,903	,000
	Dentro de grupos	1590422,800	16	99401,425		
	Total	6929191,000	19			

Anexo 12 ANOVA PL-14, PL-16

Edad de Postlarva=PL 14

HSD Tukey^a

Salinidad del agua N		Subconjunto para alfa = 0.05	
		a	b
3 ppm	5	50,60	
10 ppm	5	119,00	
15 ppm	5		1203,00
23 ppm	5		1285,60
Sig.		,944	,907

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 5,000.

Anexo 13 Prueba Tukey PL-14

Edad de Postlarva=PL 16

HSD Tukey^a

Salinidad del agua N		Subconjunto para alfa = 0.05	
		a	b
3 ppm	5	57,00	
10 ppm	5		997,80
15 ppm	5		1216,80
23 ppm	5		1398,40
Sig.		1,000	,226

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 5,000.

Anexo 14 Prueba Tukey PL-16