



**UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA  
(UPSE)**

**FACULTAD CIENCIAS DEL MAR**

**CARRERA DE BIOLOGÍA**

“CULTIVO DE *Nannochloropsis oculata* BAJO DIFERENTES  
COLORES DE LUZ LED COMO ALTERNATIVA EN LA  
ALIMENTACIÓN DE LARVAS DE CAMARÓN *Penaeus vannamei*”

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

Previo a la obtención del Título de

**BIÓLOGO**

**AUTOR:**

**TOMALÁ ALEJANDRO PAÚL ANDRÉS**

**TUTORA:**

**BLGA. MAYRA CUENCA ZAMBRANO, M.Sc.**

**LA LIBERTAD – ECUADOR**

**2026**

UNIVERSIDAD ESTATAL PENINSULA  
DE SANTA ELENA  
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR CARRERA DE  
BIOLOGÍA

“CULTIVO DE *Nannochloropsis oculata* BAJO DIFERENTES COLORES  
DE LUZ LED COMO ALTERNATIVA EN LA ALIMENTACIÓN DE  
LARVAS DE CAMARÓN *Penaeus vannamei*”

TRABAJO

Previo a la obtención del título de BIÓLOGO

PAÚL ANDRÉS TOMALÁ ALEJANDRO

LA LIBERTAD – ECUADOR

2026

## **DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR**

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, “Cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes colores de luz LED como alternativa en la alimentación de larvas de camarón *Penaeus vannamei*”, elaborado por PAÚL ANDRÉS TOMALÁ ALEJANDRO, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del docente especialista.

Atentamente



Blga. Mayra Magali Cuenca Zambrano, MSc

**DOCENTE TUTOR**

**C.I 1712887767**

## DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular, “Cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes colores de luz LED como alternativa en la alimentación de larvas de camarón *Penaeus vannamei*”, elaborado por PAÚL ANDRÉS TOMALÁ ALEJANDRO, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



---

Blga. Isabel Coello Peralta M.Sc.  
**DOCENTE DE ÁREA**

**C.I. 0301902664**

## **DEDICATORIA**

A Dios, por ser mi guía constante, por darme la fortaleza, la sabiduría y la salud necesarias para superar cada obstáculo y culminar con éxito esta etapa de mi vida.

A mis padres, el Ing. Byron Tomalá y la Ing. Eliana Alejandro, por ser mi pilar fundamental, mi ejemplo de superación y dedicación. Gracias por su apoyo incondicional, sus sabios consejos y por creer en mí en cada momento. A mi hermana Andrea, por su complicidad, su alegría y por ser una motivación constante en este camino.

A mi abuela, Adalguiza del Pilar, por su amor infinito y sus bendiciones que siempre me acompaña. A mi abuelo, Hugo Alejandro (+), quien desde mis primeros años supo ver en mí un gran potencial y sembró la confianza para creer que podía alcanzar mis sueños. Gracias por creer siempre en mí y por dejar una huella imborrable en mi vida. Aunque hoy no estés físicamente para compartir este logro, tu recuerdo permanece vivo en mi corazón y continúa siendo un impulso para seguir adelante.

A Naomi Coral, mi compañera de vida, por ser mi refugio en los momentos difíciles y mi fortaleza cuando el cansancio intentó vencerme. Gracias por sostener mi mano, creer siempre en mí y acompañarme con amor, paciencia y comprensión durante este camino. Tu presencia hizo más ligeros los días difíciles y más especiales cada uno de mis logros. Gracias por ser mi paz, mi alegría y la motivación que tantas veces necesité para continuar. Este logro también lleva una parte de ti, porque tu amor fue fundamental para llegar hasta aquí. A ti, mi amor, por ser el regalo más hermoso de mi presente y la persona con quien sueño construir todo mi futuro.

**Paúl Andrés Tomalá Alejandro**

## **AGRADECIMIENTO**

A la Universidad Estatal Península de Santa Elena, a sus autoridades y, de manera especial, a los docentes de la Facultad de Ciencias del Mar, por liderar con excelencia mi proceso de formación profesional, compartiendo sus conocimientos y guiándome en el camino hacia la investigación y el desarrollo académico.

A la Blga. Mayra Cuenca, tutora de tesis, por su valioso tiempo, su paciencia y su acertada guía científica. Su experiencia, correcciones y constante apoyo fueron pilares fundamentales para el desarrollo y la culminación exitosa de este proyecto de investigación.

A la empresa Semacua SA, de manera muy particular al Blgo. Jorge Espinoza, al Tnlo. Daniel Alvarado y a todo su equipo de trabajo, por abrirme las puertas de la institución, por brindarme las facilidades técnicas necesarias y compartir su conocimiento en el campo laboral. Su colaboración hizo posible culminar con éxito la investigación.

# TRIBUNAL DE GRADO

Trabajo de Integración Curricular presentado por Tomalá Alejandro Paúl Andrés como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo de la Carrera de Biología, Facultad Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 13/08/2026



Ing. Jimmy Villón Moreno, M. Sc.  
**DIRECTOR/A DE CARRERA**  
**PRESIDENTE DEL TRIBUNAL**



Blga. Isabel Coello Peralta, M. Sc.  
**DOCENTE DE ÁREA**  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



Blga. Mayra Cuenca Zambrano, M. Sc.  
**DOCENTE TUTOR**  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



Blgo. Richard Duque Marín, Mgtr.  
**DOCENTE GUÍA DE UIC II**  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



Lcdo. Pascual Roca Silvestre, Mgtr.  
**SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL**

## DECLARACIÓN EXPRESA

Yo, **Paúl Andrés Tomalá Alejandro**, declaro que la responsabilidad de las ideas, contenido y análisis de resultados en este Trabajo de Integración Curricular, me pertenecen en exclusividad y el patrimonio intelectual del mismo le corresponde, a la Universidad Estatal Península de Santa Elena (UPSE).



---

Paúl Andrés Tomalá Alejandro

**C.I:** 2400130866

# Índice

|        |                                                                 |    |
|--------|-----------------------------------------------------------------|----|
| 1.     | Introducción.....                                               | 17 |
| 2.     | Planteamiento del problema .....                                | 19 |
| 3.     | Justificación.....                                              | 21 |
| 4.     | Objetivos .....                                                 | 23 |
| 4.1.   | Objetivo general .....                                          | 23 |
| 4.2.   | Objetivos específicos .....                                     | 23 |
| 5.     | Hipótesis .....                                                 | 23 |
| 6.     | Marco Teórico .....                                             | 24 |
| 6.1.   | Importancia de las microalgas en la acuicultura .....           | 24 |
| 6.2.   | Descripción de las fases de cultivo .....                       | 24 |
| 6.3.   | Medio de Cultivo Guillard F/2 (Medio F/2) .....                 | 24 |
| 6.4.   | Microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> .....                  | 26 |
| 6.4.1. | Fórmula para el conteo celular .....                            | 27 |
| 6.4.2. | Composición bioquímica y valor nutricional .....                | 27 |
| 6.4.3. | Condiciones de cultivo y crecimiento.....                       | 28 |
| 6.4.4. | Importancia en acuicultura.....                                 | 29 |
| 6.4.5. | Relación de <i>Nannochloropsis oculata</i> con la luz LED ..... | 30 |
| 6.5.   | DESCRIPCIÓN DE LARVAS DE CAMARÓN <i>Penaeus vannamei</i> ... .. | 31 |
| 6.5.1. | Descripción del sistema de cultivo .....                        | 31 |
| 6.5.2. | Estadios Larvarios.....                                         | 31 |
| 6.5.3. | Descripción de dietas.....                                      | 35 |
| 6.5.4. | Datos Referencial.....                                          | 35 |
| 6.5.5. | Variables Químicas.....                                         | 36 |
| 6.5.6. | Variables Físicas.....                                          | 37 |
| 7.     | Metodología .....                                               | 38 |
| 7.1.   | Tipo de estudio.....                                            | 38 |
| 7.2.   | Área de estudio .....                                           | 38 |
| 7.3.   | Diseño experimental .....                                       | 39 |
| 7.4.   | Fase de cultivo microalgal .....                                | 39 |
| 7.5.   | Evaluación de parámetros de cultivo .....                       | 40 |

|                                                          |    |
|----------------------------------------------------------|----|
| 7.6. Cultivo con larvas de <i>Penaeus vannamei</i> ..... | 40 |
| 7.7. Análisis estadístico.....                           | 41 |
| 8. Resultados .....                                      | 42 |
| 9. Discusiones .....                                     | 60 |
| 10. Conclusiones .....                                   | 64 |
| 11. Recomendaciones .....                                | 65 |
| 12. Bibliografía.....                                    | 66 |
| 13. Anexos .....                                         | 72 |

## Índice de Tablas

|                                                                                     |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabla 1. Fertilizantes de medio de cultivo Guillard F/2 .....                       | 25 |
| Tabla 2. Análisis de varianza de la densidad celular final en carboys de 15 L. .... | 46 |
| Tabla 3. Análisis de varianza del pH final en carboys de 15 L. ....                 | 51 |

## Índice de Gráficos

|                                                                                                                                            |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Gráfico 1. Promedio del crecimiento celular de <i>Nannochloropsis oculata</i> . ....                                                       | 42 |
| Gráfico 2. Desviación estándar de la densidad celular en las tres siembras. ..                                                             | 43 |
| Gráfico 3. Coeficiente de variación (%) de la densidad celular entre corridas .                                                            | 44 |
| Gráfico 4. Comparación de la densidad final en carboys de 15 L respecto al control. ....                                                   | 45 |
| Gráfico 5. Densidad celular media final y error estándar bajo los tratamientos lumínicos. ....                                             | 47 |
| Gráfico 6. Rangos de interpretación del pH para evaluar la estabilidad del cultivo. ....                                                   | 47 |
| Gráfico 7. Valores de pH registrados por corrida, etapa de cultivo y tratamiento lumínico. ....                                            | 48 |
| Gráfico 8. Promedio $\pm$ desviación estándar del pH de <i>Nannochloropsis oculata</i> por etapa de cultivo. ....                          | 49 |
| Gráfico 9. Variación del pH promedio de <i>Nannochloropsis oculata</i> durante el escalamiento del cultivo bajo diferentes luces LED. .... | 51 |
| Gráfico 10. pH final promedio en carboys de 15 L. ....                                                                                     | 52 |
| Gráfico 11. Diferencia del pH final respecto al control. ....                                                                              | 53 |
| Gráfico 12. Promedio general de supervivencia de las tres corridas. ....                                                                   | 54 |
| Gráfico 13. Desviación estándar de la supervivencia por estadio y corrida. ....                                                            | 55 |
| Gráfico 14. PL/gramo registrado en cada corrida. ....                                                                                      | 56 |
| Gráfico 15. Peso individual estimado por corrida. ....                                                                                     | 57 |
| Gráfico 16. Supervivencia promedio por corrida. ....                                                                                       | 58 |
| Gráfico 17. Llenado intestinal por corrida. ....                                                                                           | 59 |

## Índice de Figuras

|                                                                                                           |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1. Conteo en cámara de Neubauer de acuerdo al tamaño de las células microalgales. ....             | 26 |
| Figura 2. Ubicación del área de estudio en la provincia de Santa Elena. Fuente Google Earth, (2025). .... | 38 |
| Figura 3. Diseño experimental de <i>Nannochloropsis oculata</i> en larvas de <i>P. vannamei</i> . ....    | 39 |
| Figura 4. Tratamiento luz LED blanca. ....                                                                | 78 |
| Figura 5. Tratamiento luz LED azul. ....                                                                  | 78 |

|                                                                |    |
|----------------------------------------------------------------|----|
| Figura 6. Tratamiento luz LED amarilla. ....                   | 78 |
| Figura 7. Tratamiento luz LED roja.....                        | 79 |
| Figura 8. Sistema de cultivo en carboys.....                   | 79 |
| Figura 9. Sistema de cultivo en carboys.....                   | 79 |
| Figura 10. Revisión de larva de <i>Penaeus vannamei</i> . .... | 80 |

## Abreviaturas

**%:** Porcentaje

**‰:** Partes por mil; unidad utilizada para expresar salinidad

**°C:** Grados Celsius

**μ:** Tasa de crecimiento específico

**AGPI:** Ácidos grasos poliinsaturados

**ANOVA:** Análisis de varianza

**B:** Biomasa

**cel/mL:** Células por mililitro

**CM:** Cuadrado medio

**CO<sub>2</sub>:** Dióxido de carbono

**CoCl<sub>2</sub>·6H<sub>2</sub>O:** Cloruro de cobalto hexahidratado

**CuSO<sub>4</sub>·5H<sub>2</sub>O:** Sulfato de cobre pentahidratado

**CV:** Coeficiente de variación

**DC:** Densidad celular

**DE:** Desviación estándar

**EPA:** Ácido eicosapentaenoico

**F/2:** Medio de cultivo Guillard F/2

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

**FD:** Factor de dilución

**FeCl<sub>3</sub>·6H<sub>2</sub>O:** Cloruro férrico hexahidratado

**G:** Gramo

**Gl:** Grados de libertad

**Hi:** Hipótesis de investigación

**HGS-7:** Alimento comercial empleado en larvicultura de camarón

**Kg:** Kilogramo

**L:** Litro

**LED:** Diodo emisor de luz

**M1:** Mysis 1

**M2:** Mysis 2

**M3:** Mysis 3

**mg/L:** Miligramos por litro  
**mg/PL:** Miligramos por postlarva  
**mL:** Mililitro  
**mm:** Milímetro  
**MnCl<sub>2</sub>·4H<sub>2</sub>O:** Cloruro de manganeso tetrahidratado  
**N. oculata:** Nannochloropsis oculata  
**N<sub>1</sub>:** Densidad celular inicial  
**N<sub>2</sub>:** Densidad celular final  
**Na<sub>2</sub>MoO<sub>4</sub>·2H<sub>2</sub>O:** Molibdato de sodio dihidratado  
**Na<sub>2</sub>SiO<sub>3</sub>·9H<sub>2</sub>O:** Silicato de sodio nonahidratado  
**NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>·H<sub>2</sub>O:** Fosfato monosódico monohidratado  
**NaNO<sub>3</sub>:** Nitrato de sodio  
**Nt:** Número de individuos actuales  
**OD:** Oxígeno disuelto  
**P. vannamei:** Penaeus vannamei  
**pH:** Potencial de hidrógeno  
**PL:** Postlarva  
**PL/g:** Postlarvas por gramo  
**Ppm:** Partes por millón  
**ppt:** Partes por mil  
**PUFA:** Ácidos grasos poliinsaturados  
**SC:** Suma de cuadrados  
**Td:** Tiempo de duplicación  
**ZnCl<sub>2</sub>:** Cloruro de zinc  
**ZnSO<sub>4</sub>·7H<sub>2</sub>O:** Sulfato de zinc heptahidratado

## Resumen

La presente investigación evaluó el cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes colores de luz LED como alternativa para la alimentación de larvas de camarón *Penaeus vannamei*. El estudio se desarrolló mediante un enfoque experimental y cuantitativo, aplicando un diseño completamente aleatorizado con cuatro tratamientos lumínicos: luz blanca/control, amarilla, azul y roja, cada uno con tres repeticiones. Los cultivos fueron escalados progresivamente desde tubos de ensayo hasta matraces de 250 mL, matraces de 1 L y carboys de 15 L, registrando densidad celular, comportamiento del pH y estabilidad del cultivo. Posteriormente, la microalga producida fue aplicada en larvas de camarón para valorar supervivencia, crecimiento expresado como PL/gramo y respuesta alimenticia mediante llenado intestinal. Los resultados evidenciaron que la luz blanca/control mantuvo los mayores porcentajes de crecimiento durante el escalamiento, alcanzando 58,86 % en carboys de 15 L. Entre los tratamientos LED de color, la luz azul presentó el comportamiento más favorable, con 52,69 % en la etapa final, mostrando mayor cercanía al control y mejor estabilidad relativa frente a la luz amarilla y roja. La luz roja registró la menor eficiencia, con una marcada reducción del crecimiento celular. En el cultivo larvario, la supervivencia promedio se mantuvo alta en las tres corridas, con valores superiores al 91 %, y el llenado intestinal alcanzó el 100 %. Se concluye que la luz azul constituye una alternativa viable para optimizar el cultivo de *N. oculata* destinado a larvicultura de *P. vannamei*, bajo condiciones controladas de laboratorio y con posible aplicación productiva sostenible local.

**Palabras clave:** *Nannochloropsis oculata*; luz LED; *Penaeus vannamei*; densidad celular; supervivencia larval.

## Abstract

This study evaluated the cultivation of *Nannochloropsis oculata* under different LED light colors as an alternative feed source for *Penaeus vannamei* shrimp larvae. The study was conducted using an experimental and quantitative approach, applying a completely randomized design with four light treatments: white light/control, yellow, blue, and red, each with three replicates. Cultures were progressively scaled up from test tubes to 250 mL flasks, 1 L flasks, and 15 L carboys, recording cell density, pH behavior, and culture stability. Subsequently, the produced microalgae were administered to shrimp larvae to assess survival, growth expressed as PL/gram, and feeding response through intestinal filling. The results showed that white light/control maintained the highest growth percentages throughout the scaling process, reaching 58.86% in 15 L carboys. Among the colored LED treatments, blue light showed the most favorable performance, reaching 52.69% in the final stage, with values closer to the control and greater relative stability compared with yellow and red light. Red light showed the lowest efficiency, with a marked reduction in cell growth. In the larval bioassay, average survival remained high across the three trials, with values above 91%, while intestinal filling reached 100%. It is concluded that blue light represents a viable alternative for optimizing the cultivation of *N. oculata* intended for *P. vannamei* larviculture under controlled laboratory conditions, with potential application in sustainable local production systems.

**Keywords:** *Nannochloropsis oculata*; LED light; *Penaeus vannamei*; cell density; larval survival.

## 1. Introducción

La acuicultura de camarón *Penaeus vannamei* constituye una de las actividades marino-acuícolas de mayor relevancia económica a nivel mundial y, en particular, en países tropicales como Ecuador (Alvarado-Barrera et al., 2024). El éxito productivo en larvicultura depende fuertemente de la disponibilidad y calidad de los alimentos vivos suministrados durante las primeras etapas de desarrollo, cuando las larvas requieren dietas ricas en ácidos grasos poliinsaturados (AGPI), pigmentos y proteínas fácilmente asimilables (Anaguano Quijia & Piedrahita Falquez, 2025).

Las microalgas han sido empleadas como alimento directo o como complemento nutricional para mejorar las tasas de supervivencia, crecimiento y calidad larval (Sharma et al., 2023). Entre las microalgas más utilizadas, se encuentran las del género *Nannochloropsis* que han ganado interés por su alto contenido en lípidos, buena digestibilidad y factibilidad de producción en cultivos controlados (Guimarães et al., 2021; Ihadjadene et al., 2025).

El manejo de las condiciones físico-químicas y ambientales del cultivo microalgal es crítico para optimizar la producción y el perfil nutricional de biomasa. La luz, entendida tanto en su intensidad como en su calidad espectral, es uno de los factores más determinantes de la fisiología fotosintética de las microalgas (Schulze et al., 2016).

Las tecnologías LED permiten suministrar espectros e intensidades concretas de forma eficiente, con control preciso del consumo energético y mínima emisión de calor, lo que ha impulsado investigaciones sobre la influencia de diferentes colores afecta la tasa de crecimiento, la composición bioquímica y parámetros fotofisiológicos de especies como *Nannochloropsis oculata*. (Metsoviti et al., 2019)

Estudios comparativos muestran que la respuesta varía según la especie/cepa y las condiciones experimentales: en muchas cepas, la luz azul y roja se asocian con incrementos en productividad o en acumulación de ciertos

metabolitos, mientras que la luz blanca a menudo produce altos rendimientos totales por unidad de energía (Maltsev, 2021).

Para la aplicación en larvicultura de *P. vannamei*, no sólo interesa la productividad celular sino también la calidad nutricional de la biomasa, la composición en AGPI, pigmentos y el balance proteína/energía influyen en la palatabilidad y en la tasa de conversión alimenticia de las larvas. Además, estudios han demostrado beneficios adicionales al incorporar *Nannochloropsis* en sistemas de cultivo o dietas: mejora de la respuesta inmune de los camarones, mayor resistencia a choques térmicos y potencial control de la calidad del agua en sistemas co-cultivo o biofloc (Guimarães et al., 2021).

A nivel experimental, la manipulación del espectro lumínico mediante LED permite orientar la biosíntesis hacia componentes deseados: por ejemplo, en varias investigaciones la luz azul ha favorecido la acumulación de lípidos y pigmentos, mientras que la luz roja en ocasiones impulsa tasas de crecimiento más rápidas o mayor producción de carbohidratos según la especie y cultivo (Maltsev et al., 2021; Ye et al., 2024). Sin embargo, los resultados no son unívocos y dependen de variables interrelacionadas, por ello, es necesario realizar estudios controlados que relacionen color de luz con parámetros de crecimiento y productividad específicos para la cepa de *N. oculata* que se pretenda utilizar en alimentación de larvas (Yustinadiar et al., 2020).

Además de la respuesta directa de la microalga, la implementación práctica en unidades de larvicultura requiere evaluar aspectos agronómicos y económicos: eficiencia energética del sistema LED, relación costo/beneficio de la producción de biomasa enriquecida, escalabilidad del método y efectos sobre la salud y rendimiento larval al introducir la biomasa en dietas (Bravo-Montesdeoca et al., 2024; Singh & Mishra, 2022).

## 2. Planteamiento del problema

La acuicultura es uno de los sectores de mayor crecimiento dentro de la producción de alimentos a nivel mundial, y desempeña un factor clave en la seguridad alimentaria y en el suministro de proteínas de origen animal (Kashem et al., 2023). Según la FAO (2022), más del 50 % de los productos acuáticos consumidos en el mundo provienen de sistemas de cultivo, y esta proporción continúa en aumento. Dentro de este panorama, el cultivo de camarón *Penaeus vannamei*, constituye una de las actividades de mayor relevancia económica en América Latina y Asia, generando miles de millones de dólares en exportaciones y empleo (Naser et al., 2022). Sin embargo, esta industria enfrenta desafíos de sostenibilidad, entre ellos la disponibilidad y calidad de alimentos durante las fases larvales, etapa crítica para garantizar la supervivencia y el crecimiento de los organismos cultivados.

En la producción de larvas de camarón, el suministro de dietas vivas ha sido fundamental para cubrir requerimientos nutricionales esenciales. Las microalgas se consideran insumos estratégicos, dado que aportan ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga como el ácido eicosapentaenoico (EPA), proteínas de fácil digestión y pigmentos con funciones antioxidantes e inmunoestimulantes, no obstante, la producción de microalgas enfrenta limitaciones vinculadas a altos costos energéticos, variabilidad en su calidad nutricional y dependencia de factores ambientales, lo que puede afectar el rendimiento larval y, en consecuencia, la eficiencia productiva de los hatcheries (Guimarães et al., 2021).

Entre las especies de microalgas utilizadas, *Nannochloropsis oculata* se destaca por su alta productividad, tolerancia a diferentes condiciones de cultivo y un perfil nutricional adecuado para larvicultura. Sin embargo, su rendimiento y composición bioquímica pueden variar considerablemente según factores ambientales como nutrientes, temperatura y, especialmente, la calidad de la luz. La luz constituye la fuente primaria de energía en la fotosíntesis y su espectro influye directamente en la eficiencia de conversión energética y en la síntesis de

biomoléculas clave como lípidos, carbohidratos y pigmentos (Schulze et al., 2016).

El desarrollo de tecnologías LED ha abierto nuevas posibilidades en el cultivo de microalgas, al permitir un control preciso del espectro y de la intensidad lumínica con un consumo energético reducido. Estudios indican que la luz azul favorece la acumulación de lípidos y pigmentos, mientras que la luz roja puede estimular tasas más altas de crecimiento celular. La luz blanca, por su parte, al abarcar un espectro amplio, puede producir altos rendimientos en biomasa, aunque con variaciones en la composición bioquímica (Maltsev, 2021; Yustinadiar et al., 2020). A pesar de estos avances, los resultados reportados no son concluyentes y dependen de la especie, cepa y condiciones de cultivo, lo que evidencia la necesidad de investigaciones específicas en *N. oculata*.

En el caso de Ecuador, uno de los principales países exportadores de camarón, existe una creciente demanda de insumos eficientes y sostenibles para hatcheries. Actualmente, los cultivos de microalgas en laboratorios suelen realizarse con sistemas de iluminación convencionales que no siempre permiten optimizar la calidad nutricional de la biomasa producida. Esta situación genera variaciones en el valor alimenticio de las dietas vivas, lo que puede repercutir en la supervivencia larval, el tiempo de cultivo y la competitividad.

El estudio se orienta a responder a la siguiente pregunta de investigación: ¿Cómo influyen los diferentes colores de luz LED en el crecimiento y estabilidad del cultivo de *N. oculata*, y de qué manera estas variaciones afectan la supervivencia y desarrollo larval de *P. vannamei*?

A partir de esta interrogante, la investigación busca proponer una alternativa innovadora y aplicable para optimizar la producción de microalgas utilizadas como alimento vivo en hatcheries de camarón. De esta forma, el estudio contribuye al fortalecimiento de la sostenibilidad y competitividad del sector acuícola en Ecuador.

### 3. Justificación

Desde el punto de vista teórico, el estudio de microalgas como insumo fundamental en la acuicultura ha sido ampliamente documentado, ya que representan una fuente primaria de nutrientes esenciales en la cadena trófica acuática. *Nannochloropsis oculata*, en particular, ha sido reconocida por su alto contenido en lípidos, proteínas y pigmentos, elementos que favorecen la nutrición y la resistencia de larvas de organismos acuáticos (Guimarães et al., 2021).

Sin embargo, la composición bioquímica de esta microalga no es estática, sino que depende de las condiciones de cultivo. Entre los factores que más influyen en su metabolismo se encuentra la luz, cuya calidad espectral puede modificar tanto la tasa de crecimiento como la producción de metabolitos secundarios relevantes (Maltsev, 2021).

La introducción de tecnologías LED ha abierto un campo de investigación en la fotobiología de microalgas, ya que permiten un control preciso del espectro lumínico y del gasto energético. Diferentes estudios han evidenciado que la luz azul puede incrementar la acumulación de lípidos y pigmentos, mientras que la luz roja favorece un crecimiento celular acelerado. Sin embargo, la mayoría de estas investigaciones se han desarrollado en condiciones experimentales específicas y con resultados que no siempre son extrapolables a todas las cepas ni a contextos productivos concretos (Schulze et al., 2016; Yustinadiar et al., 2020).

El aporte de este estudio radica en generar conocimiento científico aplicado que permita identificar qué espectro lumínico es más adecuado para maximizar tanto la productividad como la calidad nutricional de *N. oculata*. Esta información contribuirá a optimizar los sistemas de producción de microalgas en hatcheries, mejorando la eficiencia en la alimentación de larvas de camarón. En términos prácticos, los resultados podrán servir como base para establecer protocolos de cultivo bajo iluminación LED en laboratorios acuícolas, reduciendo

costos energéticos y aumentando la consistencia nutricional de la biomasa producida.

El problema que se busca resolver es la variabilidad en la calidad nutricional de las microalgas cultivadas bajo sistemas de iluminación tradicionales, lo que repercute directamente en la supervivencia larval y en la productividad del sector camaronero. Al analizar de manera controlada el efecto de distintos colores de luz LED sobre el crecimiento y la composición bioquímica de *N. oculata*, se aportará evidencia sólida para sustentar mejoras en la bioseguridad y sostenibilidad de la acuicultura.

La elección de este tema se fundamenta en su relevancia científica y su aplicabilidad productiva dentro del sector acuícola, ya que permite analizar la respuesta fisiológica y productiva de *Nannochloropsis oculata* frente a diferentes espectros de luz LED, considerando variables como crecimiento celular, densidad microalgal y estabilidad del cultivo. Desde el enfoque científico, el estudio contribuye al conocimiento de la fotobiología de microalgas de interés acuícola, debido a que la calidad lumínica influye directamente en la eficiencia fotosintética, el metabolismo celular y el rendimiento del cultivo. Desde una perspectiva práctica, responde a una necesidad del sector camaronero ecuatoriano, especialmente en los hatcheries dedicados a la producción larval de *Penaeus vannamei*, donde la disponibilidad de microalgas de calidad es fundamental para favorecer la supervivencia y el desarrollo larval.

En este sentido, la investigación no solo fortalece la comprensión técnica sobre el efecto de la iluminación LED en cultivos microalgales, sino que también propone una alternativa innovadora, sostenible y aplicable para optimizar la producción de alimento vivo y contribuir a la competitividad del sector acuícola nacional.

## **4. Objetivos**

### **4.1. Objetivo general**

Analizar el cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes colores de luz LED en condiciones controladas de laboratorio, determinando su viabilidad como alternativa de alimentación a larvas de camarón *Penaeus vannamei*.

### **4.2. Objetivos específicos**

1. Determinar el crecimiento y densidad celular de *Nannochloropsis oculata* mediante la observación y conteo celular.
2. Relacionar la estabilidad del cultivo de microalga con las coloraciones de luz LED estableciendo su influencia en el pH.
3. Aplicar la dieta de *Nannochloropsis oculata* al cultivo de camarón determinando su crecimiento y supervivencia.

## **5. Hipótesis**

Hi: Los colores de luz LED influyen significativamente en la densidad celular de *Nannochloropsis oculata*.

## **6. Marco Teórico**

### **6.1. Importancia de las microalgas en la acuicultura**

Las microalgas son organismos fotosintéticos unicelulares que habitan en una gran diversidad de ecosistemas acuáticos, demostrando una notable capacidad de adaptación a variaciones de temperatura, salinidad y niveles de pH (Sánchez-Bayo et al., 2020). Esta plasticidad ambiental permite que, en sistemas de cultivo controlado, se puedan optimizar los parámetros para incrementar la productividad de biomasa y la síntesis de compuestos esenciales como proteínas, pigmentos y lípidos (Markose et al., 2020).

En la industria acuícola, la producción masiva de microalgas es un pilar fundamental, especialmente en los laboratorios de producción de larvas (hatcheries), donde el alimento vivo es el principal soporte nutricional (Bermudes-Lizárraga et al., 2023). La microalga *Nannochloropsis oculata* es fundamental para el cultivo de camarón blanco *Penaeus vannamei* debido a su perfil lipídico superior, rico en ácidos grasos poliinsaturados como el ácido eicosapentaenoico (Neves et al., 2024).

### **6.2. Descripción de las fases de cultivo**

Las microalgas son organismos microscópicos de diferentes micrómetros, una de sus cualidades únicas es que conservan una maquinaria fotosintética altamente eficiente, idónea para transformar energía termo solar en biomasa con una eficiencia superior a la de las plantas terrestres (Sarwer et al., 2022).

Para dar inicio al cultivo de microalgas es indispensable contar con el inóculo puro, estable y de buena calidad, ya que este constituye la base para obtener cultivos continuos, homogéneos y aptos para su posterior escalamiento o aplicación experimental (Ynga & Niño, 2017).

### **6.3. Medio de Cultivo Guillard F/2 (Medio F/2)**

Uno de los medios de cultivo más utilizados para la producción de microalgas es Guillard's F/2 para organismos de agua salada (Guillard & Ryther, 1962). Este medio se caracteriza por ser soluble en agua y de origen natural, está

compuesto principalmente por materia inorgánica, lo que favorece el mantenimiento de cultivos axénicos o con menor carga contaminante (Nichols & Bold, 1965). Por lo tanto, en esta investigación se emplearon los fertilizantes descritos en la tabla 1.

Tabla 1. Fertilizantes de medio de cultivo Guillard F/2

| <b>SOLUCIÓN 1</b>                                     | <b>(g/100 ml)</b> |
|-------------------------------------------------------|-------------------|
| <i>NaNO<sub>3</sub></i>                               | 7.5               |
| <i>NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> – H<sub>2</sub>O</i> | 0.5               |
| <b>SOLUCIÓN 3</b>                                     | <b>(g/100 ml)</b> |
| <i>FeCl<sub>3</sub>. 6H<sub>2</sub>O</i>              | 0.32              |
| <i>Na<sub>2</sub>SiO<sub>3</sub>. 9H<sub>2</sub>O</i> | 0.44              |
| <i>METALES TRAZAS</i>                                 | 0.10 ml           |
| <i>Cu SO<sub>4</sub>. 5H<sub>2</sub>O</i>             |                   |
| <i>ZnSO<sub>4</sub>. 7 H<sub>2</sub>O</i>             |                   |
| <i>Zn Cl</i>                                          |                   |
| <i>CoCl<sub>2</sub>.6H<sub>2</sub>O</i>               |                   |
| <i>MnCl<sub>2</sub>.4H<sub>2</sub>O</i>               |                   |
| <i>Na<sub>2</sub> Mo<sub>4</sub>.2H<sub>2</sub>O</i>  |                   |
| <b>SOLUCIÓN 4</b>                                     | <b>(g/100 ml)</b> |
| <i>Cianocobalamina</i>                                | 0.5               |
| <i>Tiamina</i>                                        | 0.1               |
| <i>Biotina</i>                                        | 1                 |

Para cultivos de 250 ml a 2 litros, se lleva a cabo la preparación de las cantidades indicadas de nitrato, fosfatos y vitaminas en 100 ml de agua destilada para autoclavar. Luego, se fertiliza con 1 ml por litro de cultivo.

#### **Método de aplicación: para cultivos de 50 litros**

Fertilizar con 0.25 ml de solución por litro de cultivo.

#### **Método de aplicación: para cultivos de 1000 litros**

Fertilizar con 125 ml de solución por tonelada de cultivo.

#### 6.4. Microalga *Nannochloropsis oculata*

La microalga *Nannochloropsis oculata*, descrita inicialmente como *Nannochloropsis oculata* por Droop y posteriormente reclasificada por Hibberd, pertenece a la clase Eustigmatophyceae. Es una microalga marina unicelular, de pequeño tamaño y sin movilidad, reconocida por su importancia en la acuicultura debido a su valor nutricional y a su capacidad de producir compuestos de interés, como lípidos, ácidos grasos poliinsaturados y pigmentos fotosintéticos (Droop, 1955; Hibberd, 1981). Actualmente, bases taxonómicas como AlgaeBase y WoRMS la registran como *Nannochloropsis oculata* (Droop) D. J. Hibberd.

*N. oculata* es una microalga fotosintética capaz de transformar el dióxido de carbono y la energía lumínica en biomasa celular mediante la fotosíntesis. A diferencia de otras microalgas verdes, se caracteriza principalmente por presentar clorofila *a* y carotenoides, entre ellos  $\beta$ -caroteno, zeaxantina y otros pigmentos asociados a su coloración verde amarillenta. Debido a estas características, esta especie es ampliamente utilizada en sistemas de cultivo acuícola, especialmente como alimento vivo o como apoyo nutricional en etapas larvarias de organismos marinos (Neto et al., 2018; Kargin et al., 2023).

La figura 1 muestra el patrón del conteo del hematocitómetro, las células que se encuentran en las cuadrículas A, B, C y D son contadas dependiendo de micrómetro, el volumen del agua en cada cuadrado es de 1/10.000 en un milímetro.

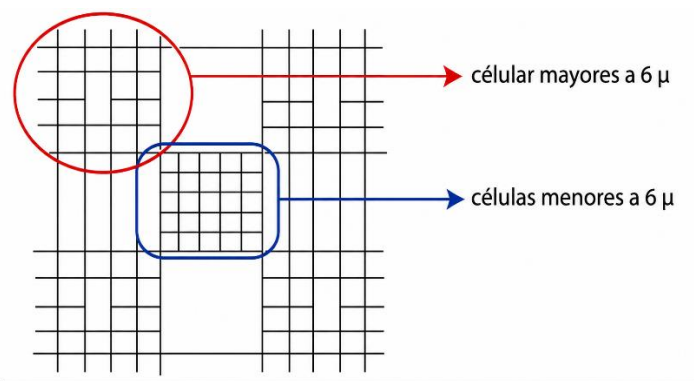


Figura 1. Conteo en cámara de Neubauer de acuerdo al tamaño de las células microalgales.

#### 6.4.1. Fórmula para el conteo celular

$$DC = N \times FD \times 50.000$$

**DC** = densidad celular

**N** = promedio de células por cuadrante

**FD** = factor de dilución

#### 6.4.2. Composición bioquímica y valor nutricional

El interés biotecnológico y acuícola de *N. oculata* se relaciona principalmente con su composición bioquímica. Esta microalga puede acumular lípidos, ácidos grasos poliinsaturados, pigmentos y otros compuestos de valor funcional. Dentro de los ácidos grasos poliinsaturados, destaca el ácido eicosapentaenoico, conocido como EPA, el cual es importante en organismos acuáticos por su participación en el desarrollo, la estabilidad de membranas celulares y la respuesta fisiológica frente al estrés. Revisiones recientes señalan que el género *Nannochloropsis* es una fuente fotoautotrófica importante de PUFA, especialmente EPA, y que su composición lipídica puede modificarse según las condiciones de cultivo (Navalho et al., 2025).

Además de los lípidos, la biomasa de *N. oculata* puede contener proteínas, carbohidratos, clorofila a y carotenoides. Estos componentes hacen que la especie sea útil no solo como alimento vivo, sino también como biomasa complementaria en formulaciones acuícolas. La composición de la microalga no es constante; depende de factores como salinidad, pH, temperatura, fotoperíodo, disponibilidad de nitrógeno y fósforo, fase de crecimiento y sistema de cultivo. Paes et al. (2017) observaron que la privación de nitrógeno puede modificar la composición química de *N. oculata* y favorecer incrementos lipídicos, lo que evidencia que el manejo nutricional del cultivo influye directamente en la calidad final de la biomasa.

En investigaciones recientes, Andriopoulos et al. (2022) evaluaron el efecto de temperatura, pH y periodo de luz sobre la producción de biomasa y compuestos antioxidantes en *N. oculata*, demostrando que las condiciones de cultivo influyen tanto en la productividad como en la composición de la biomasa. Esto respalda la necesidad de controlar los parámetros ambientales durante el cultivo, especialmente cuando la microalga se destina a alimentación larvaria o a la obtención de compuestos de interés acuícola.

### **6.4.3. Condiciones de cultivo y crecimiento**

El crecimiento de *N. oculata* depende de la interacción entre luz, nutrientes, salinidad, temperatura, pH y aireación. En sistemas de cultivo controlado, la luz constituye uno de los factores más determinantes porque proporciona la energía necesaria para la fotosíntesis y regula la velocidad de división celular. Cuando la intensidad lumínica es insuficiente, la tasa fotosintética disminuye y el crecimiento celular se vuelve limitado; en cambio, una irradiancia excesiva puede generar fotoinhibición, estrés oxidativo y reducción de la eficiencia fotosintética. Por ello, en cultivos experimentales se recomienda mantener condiciones lumínicas estables y comparables entre tratamientos.

La salinidad también es un parámetro relevante para cultivos marinos. Kargin (2023) produjo *N. oculata* en un fotobiorreactor helicoidal a 30 ‰ de salinidad y reportó incrementos celulares durante el cultivo continuo, utilizando conteos diarios con cámara de Neubauer para estimar densidad celular y tasa de crecimiento específica. Este tipo de evidencia es útil para tesis experimentales porque demuestra que la especie puede sostenerse en condiciones salinas controladas y que su crecimiento puede evaluarse mediante variables cuantitativas como densidad celular, tasa específica de crecimiento y fase estacionaria.

El pH y la temperatura influyen en la actividad enzimática, la disponibilidad de carbono inorgánico y la estabilidad fisiológica del cultivo. En *N. oculata*, valores extremos de pH o temperatura pueden afectar el metabolismo fotosintético y modificar la composición bioquímica de la biomasa. Por esta

razón, en trabajos experimentales se recomienda registrar pH, temperatura y salinidad de forma periódica, debido a que las variaciones de estos parámetros pueden explicar diferencias en crecimiento, estabilidad del cultivo o aparición de fases de declive celular (Andriopoulos et al., 2022).

#### **6.4.4. Importancia en acuicultura**

*N. oculata* es ampliamente utilizada en acuicultura por su valor nutricional, su tamaño celular reducido y su capacidad de mantenerse en suspensión en sistemas de cultivo. En hatcheries marinos, las microalgas cumplen funciones directas e indirectas: pueden servir como alimento vivo, mejorar la calidad nutricional de organismos intermediarios como rotíferos y contribuir a la estabilidad del ambiente de cultivo. Kargin (2023) señala que *N. oculata* se emplea en la alimentación de rotíferos y en etapas larvarias de peces marinos, lo que demuestra su importancia dentro de la cadena trófica artificial usada en larvicultura.

En el caso de camarón blanco, la presencia de microalgas benéficas en los sistemas de cultivo puede influir sobre el ambiente acuático, la disponibilidad de compuestos nutricionales y la calidad del organismo cultivado. Zhang et al. (2022) evaluaron monocultivos de *N. oculata* y *Thalassiosira pseudonana* en sistemas de cultivo de *Penaeus vannamei* y reportaron efectos sobre rendimiento, supervivencia y composición nutricional del camarón. Aunque los resultados fueron más favorables para *T. pseudonana*, el estudio muestra que *N. oculata* forma parte de las microalgas con potencial de aplicación en sistemas camaroneros y que su uso debe evaluarse considerando densidad, estabilidad y composición nutricional.

El valor de *N. oculata* como ingrediente o suplemento acuícola también ha sido estudiado en peces. Zahran et al. (2023) observaron que la inclusión dietaria de *N. oculata* en tilapia del Nilo modificó parámetros de crecimiento, composición corporal, perfil de ácidos grasos y marcadores de respuesta antioxidante e inmune. Aunque este estudio no corresponde a camarón, sus resultados respaldan el potencial de la microalga como fuente de compuestos funcionales en la nutrición acuícola.

#### **6.4.5. Relación de *Nannochloropsis oculata* con la luz LED**

La evaluación de *N. oculata* bajo diferentes colores de luz LED es pertinente porque las microalgas no responden únicamente a la cantidad de luz, sino también a su calidad espectral. Cada longitud de onda puede ser absorbida de forma distinta por los pigmentos fotosintéticos y accesorios, lo que puede influir en la división celular, la producción de biomasa, la acumulación de lípidos y la estabilidad del cultivo. En este sentido, la luz LED ofrece ventajas experimentales porque permite controlar color, intensidad y fotoperiodo con mayor precisión que fuentes convencionales.

Yustinadiar et al. (2020) evaluaron el uso de luz LED azul en un fotobiorreactor airlift para *Nannochloropsis sp.* y observaron incrementos en densidad celular, biomasa y contenido lipídico bajo un régimen de luz intermitente. Aunque el estudio se realizó a nivel de género y no exclusivamente con *N. oculata*, aporta evidencia de que la calidad y el régimen de iluminación pueden modificar el rendimiento del cultivo. Por tanto, comparar luz azul, roja, blanca y amarilla en *N. oculata* permite determinar qué espectro favorece el crecimiento y cuál mantiene mayor estabilidad en sistemas de producción acuícola.

La luz azul suele asociarse con una mayor eficiencia fotosintética en algunas microalgas porque coincide con regiones de absorción de la clorofila a y puede activar respuestas fisiológicas relacionadas con la fotosíntesis. La luz roja también puede ser aprovechada por la clorofila, aunque su efecto depende de la especie, intensidad y arquitectura del sistema de cultivo. La luz blanca funciona como referencia de amplio espectro, mientras que luces como la amarilla pueden generar respuestas intermedias según la absorción pigmentaria. Por ello, en una investigación experimental es necesario no asumir que un color será siempre superior, sino medir densidad celular, tasa de crecimiento, pH y estabilidad hasta la fase estacionaria.

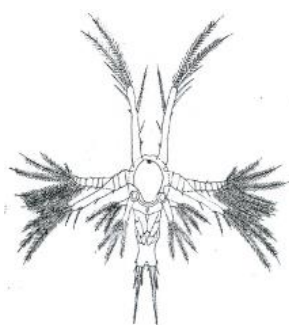
## **6.5. DESCRIPCIÓN DE LARVAS DE CAMARÓN *Penaeus vannamei***

### **6.5.1. Descripción del sistema de cultivo**

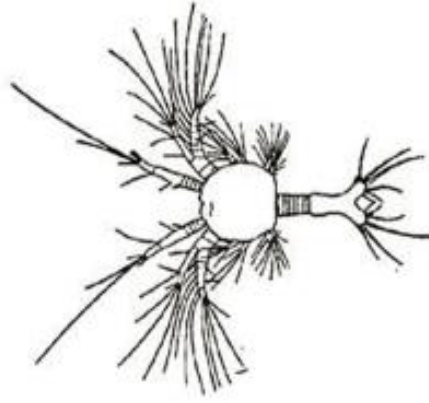
Las fases larvarias en un sistema de producción empiezan con los estadios y subestadios, en consideración de los parámetros físicos y químicos de agua y las técnicas aplicadas, lo importante es la temperatura controlada en la cual se aplican revisiones frecuentes en el desarrollo larvario en relación con los cambios morfológicos de los organismos, su alimentación principal se basa en fitoplancton las cepas de microalgas aptas para la acuicultura en función de sus requerimientos nutricionales, artemia comercial, balanceado comercial y probióticos (AQUALAB S.A., 1998).

### **6.5.2. Estadios Larvarios**

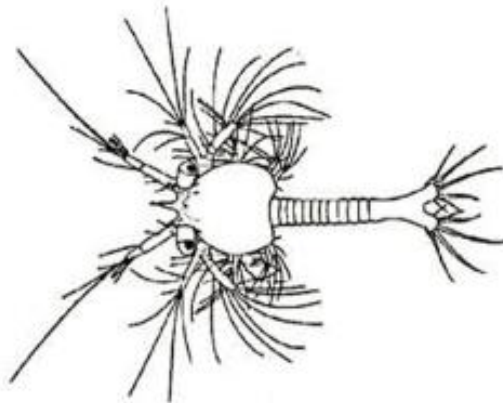
**Nauplio V:** Esta fase la larva presenta una longitud promedio de aproximadamente 0.5 mm. Entre sus principales características se incluye el fototactismo positivo, un cuerpo relativamente aplanado y estructuras abultadas semejantes a pequeñas perillas ubicadas en la base de las mandíbulas. En este estadio, algunos órganos aún no son visibles y la alimentación depende de las reservas vitelinas. (AQUALAB S.A., 1998).



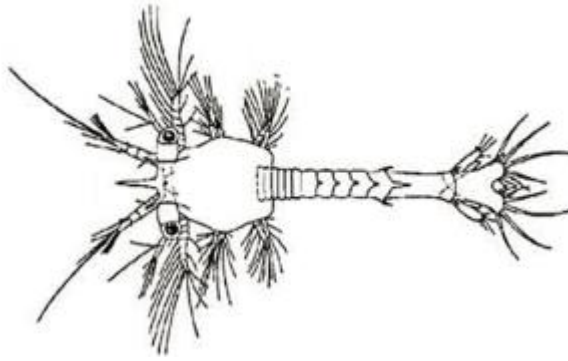
**Zoea 1:** Posterior a la fase naupliar, se inicia el estadio de zoea, el cual se divide en tres subestadios. En Zoea 1 se diferencia el cefalotórax y el abdomen, y su longitud corporal es de aproximadamente 0,86 a 1,3 mm. La larva posee un cuerpo aplanado, ojos sésiles, primer y segundo maxilípedos funcionales, desarrollo inicial del proceso furcal y un sistema digestivo visible. (AQUALAB S.A., 1998).



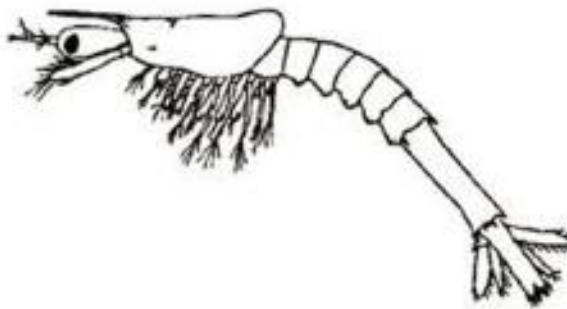
**Zoea 2:** En este estadio, la larva alcanza una longitud corporal aproximada de 1,3 a 2,0 mm. Se caracteriza por la presencia de ojos pedunculados, así como por el desarrollo del rostro y las espinas supraorbitales. Además, la segmentación abdominal empieza a ser más evidente. (AQUALAB S.A., 1998).



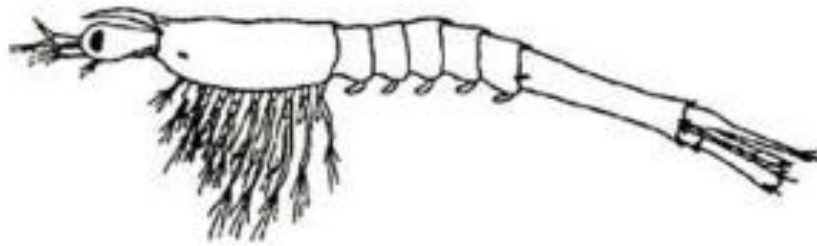
**Zoea 3:** En este subestadio, la longitud corporal varía aproximadamente entre 2,14 y 2,5 mm. La segmentación abdominal se encuentra más marcada y se observan espinas dorsales y laterales en la mayoría de los metámeros. Los urópodos aún no se encuentran completamente desarrollados y se evidencia la presencia de quelas en el tercer maxilípodo. (AQUALAB S.A., 1998).



**Mysis 1:** Esta tercera fase larvaria también se divide en tres subestadios, cada uno con una duración aproximada de 28 a 36 horas. En esta etapa, las larvas presentan una alimentación de tipo carnívora y alcanzan una longitud corporal aproximada de 2,5 a 3,0 mm. Morfológicamente, el cuerpo adquiere una forma típica similar a la de un camarón, con pereiópodos bien desarrollados, primera y segunda antenas reducidas, urópodos desarrollados y vestigios iniciales de pleópodos. Además, se caracteriza por presentar una cabeza ancha y un desplazamiento hacia atrás mediante pequeños saltos. (AQUALAB S.A., 1998).



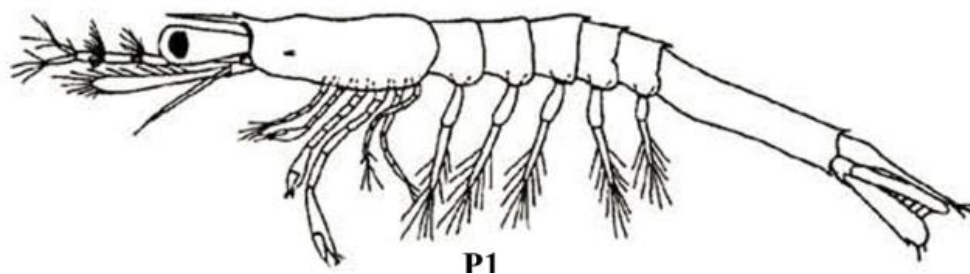
**Mysis 2:** En este subestadio, la larva presenta una longitud corporal aproximada de 3,0 a 3,5 mm. Se observan vestigios de pleópodos aún no segmentados y la presencia del telson. En condiciones de cultivo, su alimentación puede complementarse con alimento balanceado de menor tamaño, acorde con su capacidad de ingestión y desarrollo morfológico. (AQUALAB S.A., 1998).



**Mysis 3:** Durante este subestadio, la longitud corporal alcanza aproximadamente entre 3,7 y 4,0 mm. Una de sus características principales es el desarrollo de pleópodos segmentados, lo que evidencia el avance hacia una morfología más parecida a la etapa postlarval. (AQUALAB S.A., 1998).



**Post-larva:** Al completarse la formación de los pereiópodos, el organismo pasa hacia una fase prejuvenil, en la cual su morfología se asemeja progresivamente a la de un camarón adulto. En esta etapa, el nado vuelve a orientarse hacia adelante y la cabeza se observa más ancha que en Mysis 3. La longitud corporal varía aproximadamente entre 3,7 y 4,52 mm, con pleópodos segmentados y desarrollados. En sistemas de cultivo, su dieta puede estar constituida principalmente por alimento balanceado seco. (AQUALAB S.A., 1998).



### 6.5.3. Descripción de dietas

La alimentación representa un aspecto crucial para las larvas de camarón *Penaeus vannamei*, ya que los tipos de alimentos seleccionados influyen directamente en su calidad, lo que a su vez impacta en su desarrollo y supervivencia. La elección de la dieta puede variar según el protocolo o la técnica aplicada en la producción, lo cual puede determinar el éxito o el fracaso del cultivo (Arellano, 1993; Skretting, 2018).

### Cálculo de la Biomasa

La biomasa fue calculada mediante la multiplicación del peso promedio individual por el número total de individuos actuales, considerando que la biomasa representa el peso total de organismos presentes en el sistema de cultivo (FAO, s. f.; Global Seafood Alliance, 2020).

$$B = PxNt$$

**B**= Biomasa

**P**= peso promedio

**Nt**= número de individuos actuales

### 6.5.4. Datos Referencial

**Dieta líquida:** Dentro del laboratorio de larvas de camarón la dieta líquida se agrega en baldes, por millón de nauplio 2 g se disuelve en agua, la concentración varía de acuerdo al estadio. Por lo general sus partículas micro encapsuladas tienen una consistencia suave y humedecida, facilitando filtración, se utilizó los alimentos como Royal seafood, HGS-7 y Biomin Aquaestar, Zeolita, Shrimp Lyte (Prokura), y vitamina C (González, 2022).

**Dieta seca:** Se alimenta la larva con dieta seca, en la que se incluyen alimentos en polvo y gránulos por lo general suelen contener combinaciones de

nutrientes esenciales vitaminas entre otros, su aplicación depende del estadio y la cantidad de siembra se empieza con 5 gr por millón en cada tanque, las dietas comerciales, se disuelven en agua y se procede a alimentar a los tanques cada 4 horas para las dosis en polvo o secos Royal sea food 5 - 50 micras.

**Dieta viva:** La dieta viva para las larvas en los primeros estadios larvarios consiste principalmente en algas, que son la principal fuente de alimentación desde que llegan los nauplios hasta alcanzar la etapa de PL 1 (Brito et al., 2006). Los autores cuantificaron las microalgas mediante una fórmula específica:

$$\frac{\text{Cantidad deseada} \frac{\text{cel}}{\text{ml}} \times \text{volumen de tanque}}{\text{Cantidad total microalgas cel/ml}}$$

Esta fórmula proporciona un valor en litros, mismo que sirve para aplicar en 1 dando un promedio de la dosificación es sus estadios larvarios de:

- Zoea 1 y 2 = 50,000 cel/ ml
- Zoea 3 = 60,000 cel/ml
- Mysis 1, 2, y 3 = 30,000 cel/ml
- Post- larva 1 - 5 = 30,000 cel/ml

### 6.5.5. Variables Químicas

#### 6.5.5.1. pH (Potencial de Hidrógeno)

Es la concentración de iones hidrógeno de una solución, este parámetro indica el grado de acidez, si el agua esta acida o básica, en la acuicultura es el consumo de CO<sub>2</sub> el proceso de fotosíntesis que conduce a un aumento de pH y la producción de CO<sub>2</sub> con la respiración conduce a una baja del pH. Los valores oscilan de 6,5 hasta 9 en el agua, es considerada como buena para el cultivo de camarones. Si el pH es inferior a 5 todo el tiempo, generalmente el agua tendrá ácido sulfúrico elevado y será nocivo para larvas de camarones, si esto sucede habrá que hacer un tratamiento recomendado la aplicación de cal. Para la

medición de pH se utilizó test y kit por colorimetría (FAO, 2018).

#### **6.5.5.2. Oxígeno Disuelto (OD)**

El oxígeno disuelto (OD) en los tanques de larvas es la cantidad oxígeno medida en la columna de agua, para larvas de camarón las concentraciones de oxígeno en los tanques de larvicultura son de 3 a 5 mg/l, aunque pueden variar las concentraciones de oxígeno de 5 a 12 mg/l son las más recomendadas, la disminución de oxígeno se por la presencia de bacterias oportunistas y gran cantidad de microalgas, es fundamental mantener adecuados los niveles de oxígeno ya que favorecen el crecimiento y viabilidad larvas, para medir este parámetro se utilizó el multiparámetro (Lema,2023).

#### **6.5.6. Variables Físicas**

##### **6.5.6.1. Salinidad**

La salinidad, medida en ppm, representa la cantidad total de materia sólida disuelta en un litro de agua de mar. La interacción iónica en el agua de mar determina su conductividad eléctrica, siendo mayor la conductividad a mayor salinidad. Por lo general, el agua de mar tiene una salinidad de 35 ppm, pero en los laboratorios de larvas se maneja una salinidad que va desde 30 ppm en los estadios de siembra hasta 25 ppm en el estadio de post-larva.

##### **6.5.6.2. Temperatura**

La temperatura para la especie *Penaeus vannamei*, requerida para su desarrollo oscila entre 30- 34°C para los primeros estadios larvarios, si dentro del cultivo existen baja temperatura de 25- 27 °C provoca retraso larval entre otros factores de mala asimilación de alimento. La temperatura es considerada uno de los parámetros con más importancia en relación a la calidad del agua, debido a que de este parámetro depende los cambios acelerados o retardados de metamorfosis, a mayor temperatura cambios de estadio a menor temperatura retraso larval.

## 7. Metodología

### 7.1. Tipo de estudio

La investigación es de tipo experimental y cuantitativa, ya que se manipularán las condiciones de cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes coloraciones de luz LED de color roja, azul, blanca y amarilla, con el fin de evaluar su influencia en la densidad celular y la estabilidad del cultivo. Este enfoque ha sido utilizado en estudios similares de microalgas para determinar el efecto de variables ambientales en su crecimiento (Metsoviti et al., 2019; Maltsev, 2021).

### 7.2. Área de estudio

El experimento se desarrollará en condiciones controladas de laboratorio, en las instalaciones del Laboratorio GRANMAR – EMPAGRAM SEMACUA ubicadas en el cantón Salinas en la parroquia Anconcito. Los cultivos de *Nannochloropsis oculata* se establecieron en tratamientos de cultivo progresivos, desde tubos de ensayo hasta carboys de 15 L, sometidos a diferentes tratamientos de iluminación LED, en donde el de mejor densidad fue escalado a sistema de masivo metodología comúnmente utilizada en estudios de escalamiento de microalgas (Guillard & Ryther, 1962; Schulze et al., 2016).



Figura 2. Ubicación del área de estudio en la provincia de Santa Elena. Fuente Google Earth, (2025)

### 7.3. Diseño experimental

Se aplicará un diseño unifactorial completamente aleatorizado, en el que se evaluará un único factor: el color de luz LED (roja, azul, blanca y amarilla), cada uno con tres repeticiones (Figura 3). Tratamientos similares han sido empleados en investigaciones previas sobre efectos de la calidad lumínica en microalgas (Schulze et al., 2016; Yustinadiar et al., 2020). Las unidades experimentales fueron los cultivos de *Nannochloropsis oculata* en carboys de 15 L. Los cultivos se mantendrán en condiciones ambientales controladas: temperatura  $24 \pm 1$  °C, fotoperiodo de 16 h luz / 8 h oscuridad y aireación continua

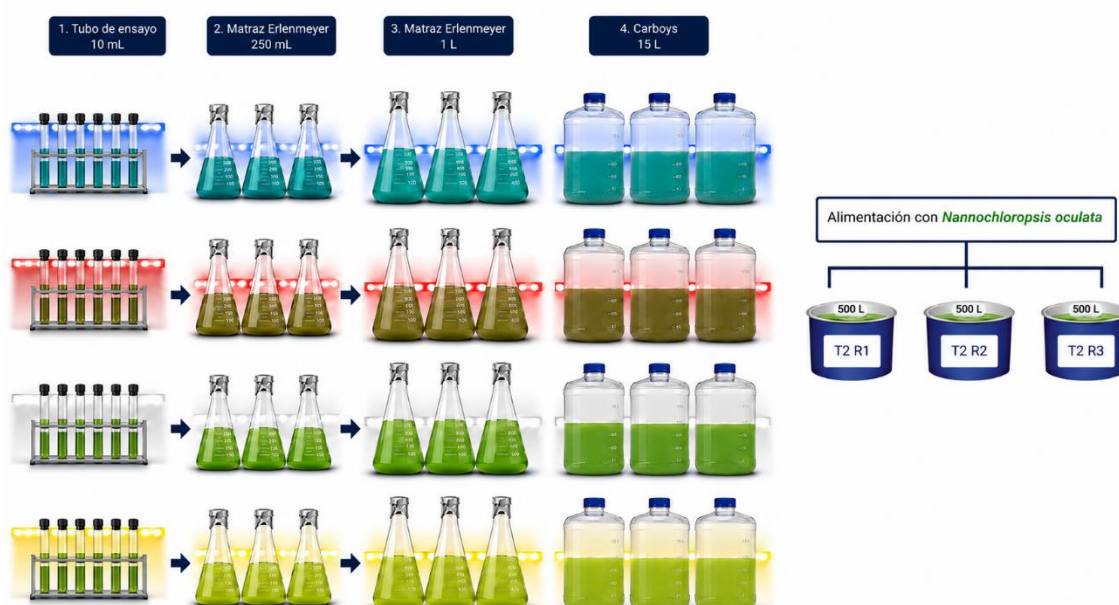


Figura 3. Diseño experimental de *Nannochloropsis oculata* en larvas de *P. vannamei*.

### 7.4. Fase de cultivo microalgal

Los cultivos de *Nannochloropsis oculata* se iniciarán en tubos de ensayo con medio Guillard F/2, el cual contiene macronutrientes (nitratos, fosfatos y silicatos), micronutrientes (metales traza) y vitaminas esenciales para el desarrollo de la microalga. Posteriormente, los cultivos serán escalados a matraces Erlenmeyer de 250ml, posteriormente a matraces Erlenmeyer de 1 L y finalmente a carboys de 15 L, manteniéndose bajo los diferentes tratamientos de luz LED (roja, azul, blanca y amarilla).

Durante el proceso se controlarán diariamente parámetros como pH, salinidad (30–35 ‰), temperatura (24 ± 1 °C) y transparencia del agua. Se aplicará aireación constante con difusores estériles para asegurar homogeneidad y evitar sedimentación celular (Muller-Feuga, 2013).

El tratamiento que presente la mayor densidad celular y mejor estabilidad de cultivo será seleccionado para ser escalado a un sistema de producción masiva, con el fin de obtener suficiente biomasa para el cultivo larvario.

### **7.5. Evaluación de parámetros de cultivo**

El crecimiento se evaluará mediante conteo celular en cámara de Neubauer, técnica ampliamente validada en microalgas (Andersen & America, 2005). Se calcularon los siguientes parámetros:

**Tasa de crecimiento específico ( $\mu$ ):**

$$\mu = \frac{\ln N_2 - \ln N_1}{t_2 - t_1}$$

Donde:

N1= densidad celular inicial (células/mL)

N2= densidad celular final (células/mL)

t1, t2 = tiempo (días)

**Tiempo de duplicación (Td):**

$$T_d = \frac{\ln 2}{\mu}$$

La **estabilidad del cultivo** se determinará evaluando la duración de la fase estacionaria, el tiempo hasta el “crash” (reducción del 50 % de la densidad máxima) y la variación del pH.

### **7.6. Cultivo con larvas de *Penaeus vannamei***

El cultivo se diseñará con base en protocolos estandarizados para cultivos de camarón, en el que *N. oculata* se utiliza como dieta viva en fases iniciales (Lavens & Sorgeloos, 1996; Guimarães et al., 2021).

Se desarrollará en tanques con capacidad 500 L, con densidad uniforme de 20 mil larvas de *Penaeus vannamei* mismas que serán alimentadas con *Nannochloropsis oculata*.

Las microalgas se suministrarán en concentraciones de 30,000 cel/mL, ajustadas diariamente según el consumo larval y la transparencia del agua. En todos los tratamientos se complementará la dieta con nauplios de *Artemia* para mantener condiciones homogéneas de alimentación.

#### **Parámetros a evaluar**

- Supervivencia larval
- Crecimiento (PL/gramo)
- Porcentaje de larvas que alcanzan postlarva 5
- Respuesta alimenticia (llenado intestinal)

#### **7.7. Análisis estadístico**

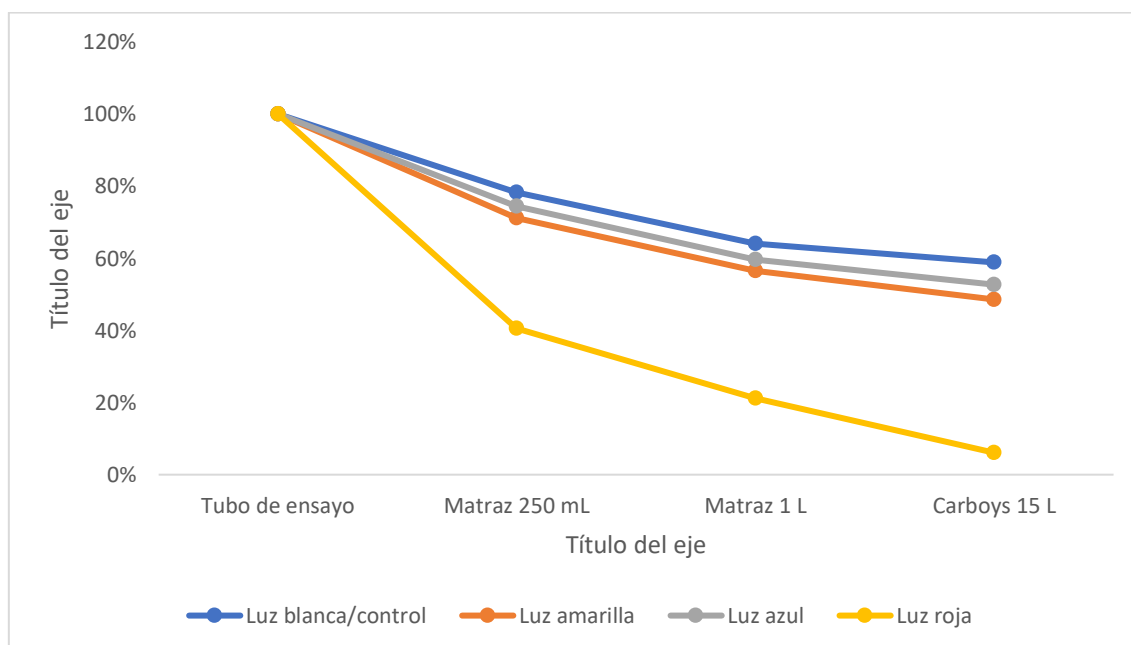
Los datos de densidad celular, crecimiento microalgal y parámetros larvarios se analizarán mediante ANOVA de una vía, seguido de pruebas post-hoc de Tukey ( $p < 0.05$ ) para identificar diferencias significativas entre tratamientos a través del software estadístico InfoStat (Zar, 2010).

## 8. Resultados

### Crecimiento y densidad celular de *Nannochloropsis oculata*

El promedio general de las tres corridas evidencia que la luz blanca/control mantuvo los valores porcentuales más altos durante todo el proceso de escalamiento, alcanzando 78,22% en matraz de 250 mL, 64,08% en matraz de 1 L y 58,86% en carboys de 15 L. Entre los tratamientos con luz LED de color, la luz azul presentó el mejor comportamiento, con 74,44%, 59,69% y 52,69% respectivamente, por lo que fue el tratamiento más cercano al control. La luz amarilla mostró un rendimiento intermedio, mientras que la luz roja registró la mayor disminución porcentual, especialmente en carboys de 15 L, donde alcanzó 6,08%. En conjunto, los resultados indican que la luz azul favoreció una mejor estabilidad relativa de *Nannochloropsis oculata* frente a los demás colores evaluados, aunque la luz blanca/control conservó el mayor porcentaje promedio final.

Gráfico 1. Promedio del crecimiento celular de *Nannochloropsis oculata*.



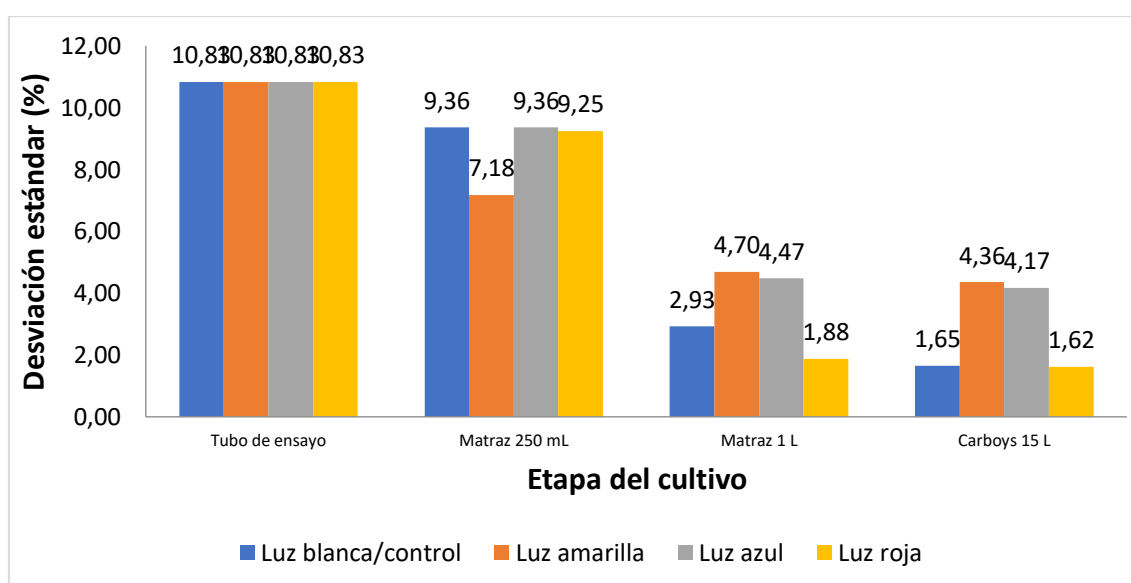
### Promedio y desviación estándar de la densidad celular

La desviación estándar se utilizó para identificar la variación de los conteos celulares entre las tres siembras. Para este análisis, los valores mayores

a 8 % se interpretaron como una variabilidad alta entre corridas, los valores entre 4 % y 8 % como una variabilidad moderada, y los valores menores a 4 % como una variabilidad baja, lo que indica mayor uniformidad experimental.

En el tubo de ensayo se observó la mayor variación, con valores cercanos a 10,88 %, lo que evidencia mayor dispersión inicial entre las siembras. En el matraz de 250 mL la variabilidad aún fue elevada, especialmente en los tratamientos con valores de 9,36 % y 9,25 %, aunque uno de los tratamientos presentó una variación menor de 7,18 %. A partir del matraz de 1 L, la desviación estándar disminuyó considerablemente, con valores entre 1,88 % y 4,70 %, indicando una mayor estabilidad del cultivo. Finalmente, en carboys de 15 L se registraron valores bajos y moderados, entre 1,62 % y 4,36 %, lo que demuestra que en esta etapa los conteos celulares fueron más uniformes entre las tres corridas.

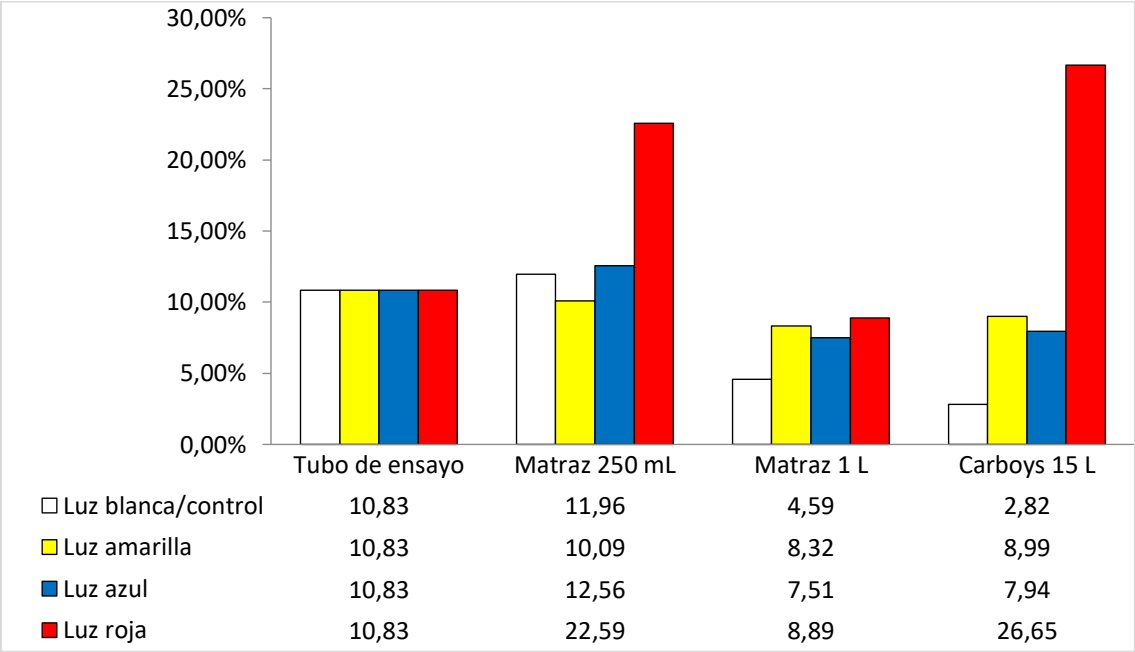
Gráfico 2. Desviación estándar de la densidad celular en las tres siembras.



El coeficiente de variación permitió estimar la estabilidad de los datos entre las tres corridas. Para este análisis, los valores menores a 10 % se interpretaron como baja variabilidad, lo que indica una respuesta más constante entre siembras; los valores entre 10 % y 20 % se consideraron como variabilidad moderada; y los valores mayores a 20 % se interpretaron como alta variabilidad, reflejando mayor dispersión de los datos.

En el tubo de ensayo, todos los tratamientos presentaron un coeficiente de variación de 10,83 %, por lo que se ubicaron dentro de una variabilidad moderada. En el matraz de 250 mL, la luz blanca/control, amarilla y azul presentaron valores moderados entre 10,09 % y 12,56 %, mientras que la luz roja alcanzó 22,59 %, indicando alta variabilidad. En el matraz de 1 L, los tratamientos disminuyeron su variación, con valores menores a 10 %, entre 4,59 % y 8,89 %, lo que evidencia mayor estabilidad en esta etapa. Finalmente, en carboys de 15 L, la luz blanca/control mostró la menor variabilidad con 2,82 %, seguida de la luz azul con 7,94 % y la luz amarilla con 8,99 %, mientras que la luz roja presentó el valor más alto con 26,65 %, indicando que este tratamiento fue el menos estable entre corridas.

Gráfico 3. Coeficiente de variación (%) de la densidad celular entre corridas



### Comparación de los tratamientos experimentales frente al control

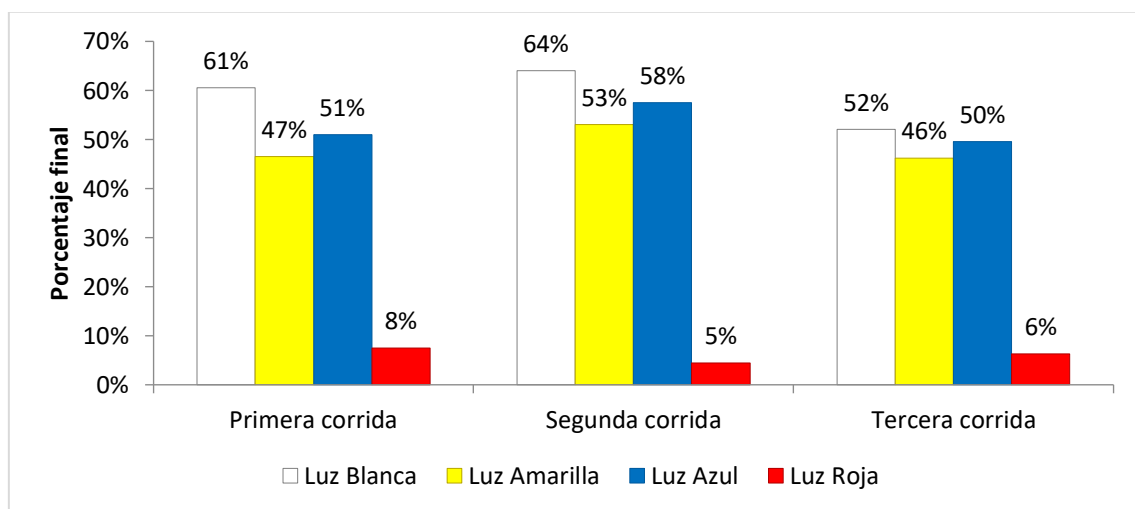
En carboys de 15 L, la luz blanca/control presentó los valores más altos de densidad celular final en las tres corridas, alcanzando 61 % en la primera corrida, equivalente a 3 025 000 cel/mL; 64 % en la segunda corrida, equivalente a 3 200 000 cel/mL; y 52 % en la tercera corrida, equivalente a 3 125 000 cel/mL.

Entre los tratamientos experimentales, la luz azul mostró el mejor comportamiento general, con 51 % en la primera corrida, equivalente a 2 550

000 cel/mL; 58 % en la segunda corrida, equivalente a 2 875 000 cel/mL; y 50 % en la tercera corrida, equivalente a 2 975 000 cel/mL. Estos resultados indican que la luz azul fue el tratamiento más cercano al control.

La luz amarilla presentó valores intermedios, con 47 % en la primera corrida, equivalente a 2 325 000 cel/mL; 53 % en la segunda corrida, equivalente a 2 650 000 cel/mL; y 46 % en la tercera corrida, equivalente a 2 775 000 cel/mL. En contraste, la luz roja registró los porcentajes más bajos, con 8 % en la primera corrida, equivalente a 375 000 cel/mL; 5 % en la segunda corrida, equivalente a 225 000 cel/mL; y 6 % en la tercera corrida, equivalente a 375 000 cel/mL. Esto evidencia que la luz roja tuvo menor eficiencia en la densidad celular final de *Nannochloropsis oculata*.

Gráfico 4. Comparación de la densidad final en carboys de 15 L respecto al control.



### Análisis de varianza

El tratamiento lumínico presentó un efecto altamente significativo sobre la densidad celular final ( $F = 259,58$ ;  $p < 0,0001$ ). Por el contrario, el efecto de las repeticiones no fue significativo ( $F = 3,33$ ;  $p = 0,1065$ ), lo que indica que las diferencias entre las tres corridas no modificaron de forma estadísticamente significativa la respuesta de los tratamientos. El modelo presentó un coeficiente de determinación de  $R^2 = 0,99$ , un  $R^2$  ajustado = 0,99 y un coeficiente de variación de 6,20 %, lo que evidencia un buen ajuste y una variabilidad experimental relativamente baja.

Tabla 2. Análisis de varianza de la densidad celular final en carboys de 15 L.

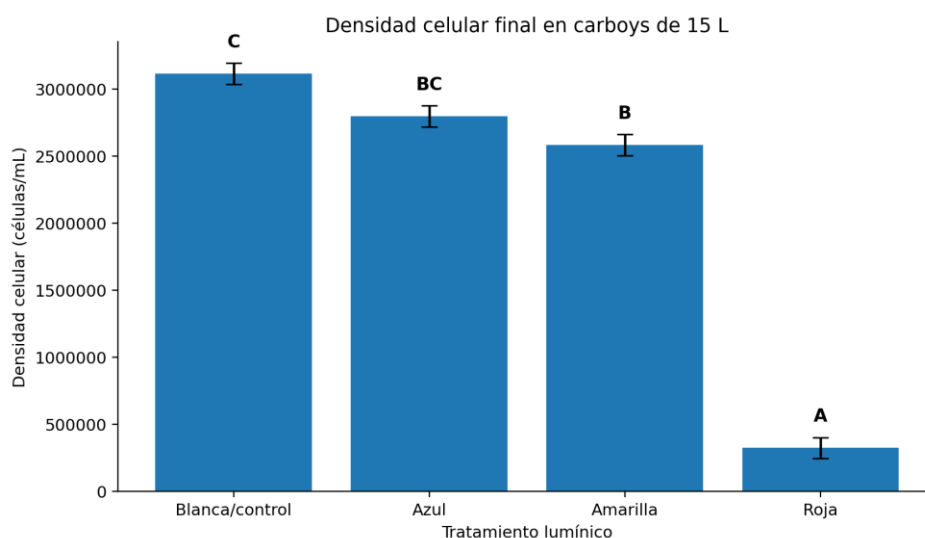
| Fuente de variación | Suma de cuadrados        | gl | Cuadrado medio          | F          | p-valor  |
|---------------------|--------------------------|----|-------------------------|------------|----------|
| Tratamiento         | 14 588 072<br>916 666,70 | 3  | 4 862 690<br>972 222,22 | 259,5<br>8 | < 0,0001 |
| Repetición          | 124 687 500<br>000,00    | 2  | 62 343 750<br>000,00    | 3,33       | 0,1065   |
| Error               | 112 395 833<br>333,33    | 6  | 18 732 638<br>888,89    |            |          |
| Total               | 14 825 156<br>250 000,00 | 11 |                         |            |          |

### Comparación de medias mediante Tukey

El análisis de varianza de las densidades celulares finales obtenidas en los carboys de 15 L evidenció diferencias altamente significativas entre los tratamientos lumínicos ( $F = 259,58$ ;  $p < 0,0001$ ). El efecto de las repeticiones no fue significativo ( $F = 3,33$ ;  $p = 0,1065$ ), demostrando que las variaciones entre las tres corridas no influyeron de manera significativa en la respuesta observada. La prueba de Tukey determinó que el tratamiento con luz blanca alcanzó la mayor densidad media, con 3 116 666,67 células/mL, mientras que la luz azul obtuvo 2 800 000 células/mL.

Ambos tratamientos compartieron una letra común, por lo que no presentaron diferencias estadísticamente significativas. La luz azul mostró una densidad 10,16 % menor que el control y fue el tratamiento de color más cercano a la luz blanca. La luz amarilla presentó 2 583 333,33 células/mL y fue significativamente inferior al control, aunque no difirió de la luz azul. Finalmente, la luz roja registró la menor densidad, con 325 000 células/mL, siendo significativamente inferior a los demás tratamientos. Por lo tanto, aunque ninguna luz de color superó al control blanco, la luz azul presentó el mejor rendimiento y se identificó como la alternativa más favorable para el cultivo de *Nannochloropsis oculata*.

Gráfico 5. Densidad celular media final y error estándar bajo los tratamientos lumínicos.

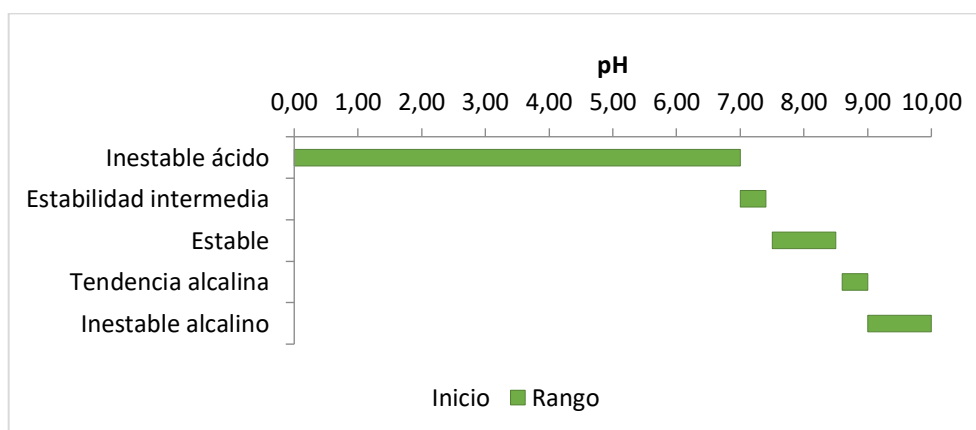


## 2. Estabilidad del cultivo y variación del pH

### Criterios de interpretación del pH y estabilidad del cultivo

Para la interpretación de la estabilidad del cultivo de *Nannochloropsis oculata*, se consideró como referencia un rango de pH estable entre 7,5 y 8,5. Los valores entre 7,0 y 7,4 se interpretaron como ligeramente bajos o de estabilidad intermedia, mientras que valores inferiores a 7,0 indicaron inestabilidad por acidificación del medio. Asimismo, valores superiores a 9,0 se considerarían inestables por alcalinización excesiva. Con base en estos rangos, el tratamiento con luz roja fue considerado el menos estable, debido a que presentó una disminución progresiva del pH hasta valores inferiores a 7,0 durante las etapas de mayor volumen.

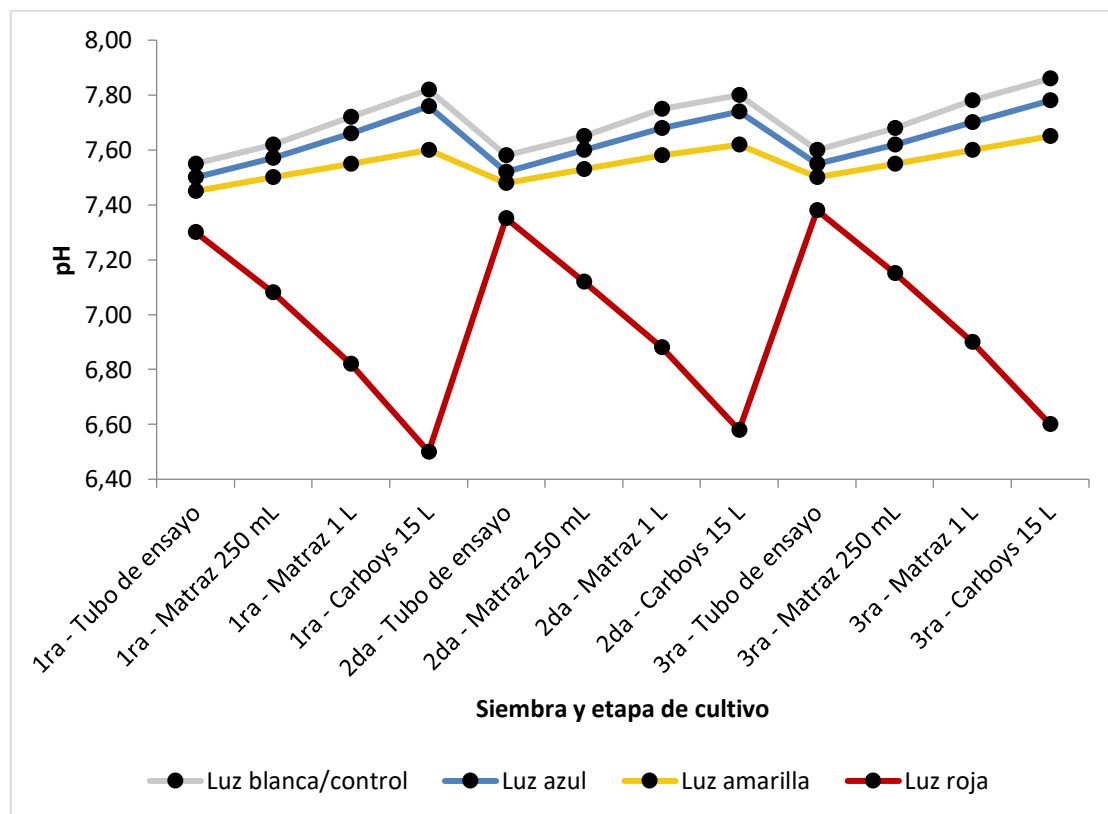
Gráfico 6. Rangos de interpretación del pH para evaluar la estabilidad del cultivo.



Los valores de pH registrados muestran que la luz blanca/control y la luz azul mantuvieron mayor estabilidad durante las tres siembras y en las diferentes etapas del cultivo. La luz blanca/control presentó los valores más altos, con un rango aproximado entre 7,55 y 7,87, mientras que la luz azul se mantuvo entre 7,50 y 7,79, lo que indica condiciones favorables para el desarrollo de *Nannochloropsis oculata*. La luz amarilla mostró un comportamiento intermedio, con valores cercanos a 7,46 y 7,66, manteniéndose dentro de un rango aceptable, aunque ligeramente menor que los tratamientos blanco y azul.

En cambio, la luz roja presentó los valores más bajos de pH, con descensos aproximados desde 7,30 hasta valores menores a 7,00, llegando a 6,50, 6,58 y 6,60 en las etapas finales de cada siembra. Esto evidencia una mayor inestabilidad del medio bajo luz roja, ya que los valores menores a 7,00 indican una tendencia a la acidificación del cultivo. En general, los tratamientos con luz blanca/control y azul fueron los más estables, mientras que la luz roja mostró menor estabilidad durante el escalamiento.

Gráfico 7. Valores de pH registrados por corrida, etapa de cultivo y tratamiento lumínico.

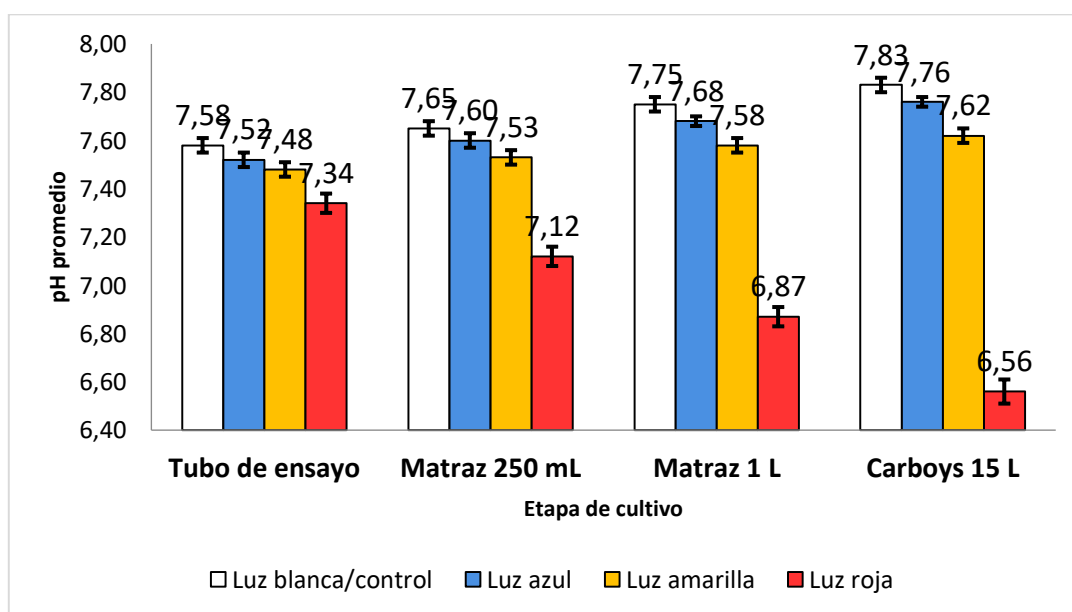


## Promedio y desviación estándar del pH

El promedio y la desviación estándar del pH evidencian que los tratamientos con luz blanca/control y luz azul mantuvieron los valores más estables y favorables durante las etapas del cultivo. La luz blanca/control presentó los promedios más altos, aumentando de 7,58 en tubo de ensayo hasta 7,83 en carboys de 15 L, lo que indica una mayor estabilidad del medio conforme avanzó el escalamiento. La luz azul mostró un comportamiento similar, con valores entre 7,57 y 7,76, manteniéndose dentro de un rango adecuado para el desarrollo de *Nannochloropsis oculata*.

La luz amarilla presentó valores intermedios, desde 7,48 hasta 7,62, con una ligera disminución frente a la luz blanca y azul, pero aún dentro de un rango aceptable. En cambio, la luz roja registró los valores promedio más bajos en todas las etapas, descendiendo de 7,34 en tubo de ensayo a 6,56 en carboys de 15 L. Esto indica que este tratamiento generó mayor inestabilidad del pH y una tendencia a la acidificación del medio, especialmente en las etapas de mayor volumen. Las barras de desviación estándar fueron pequeñas en la mayoría de los tratamientos, lo que refleja poca variación entre las corridas; sin embargo, la diferencia entre tratamientos confirma que la luz blanca/control y la luz azul favorecieron mejores condiciones de estabilidad del cultivo.

Gráfico 8. Promedio  $\pm$  desviación estándar del pH de *Nannochloropsis oculata* por etapa de cultivo.



### **Comparación de estabilidad frente al control**

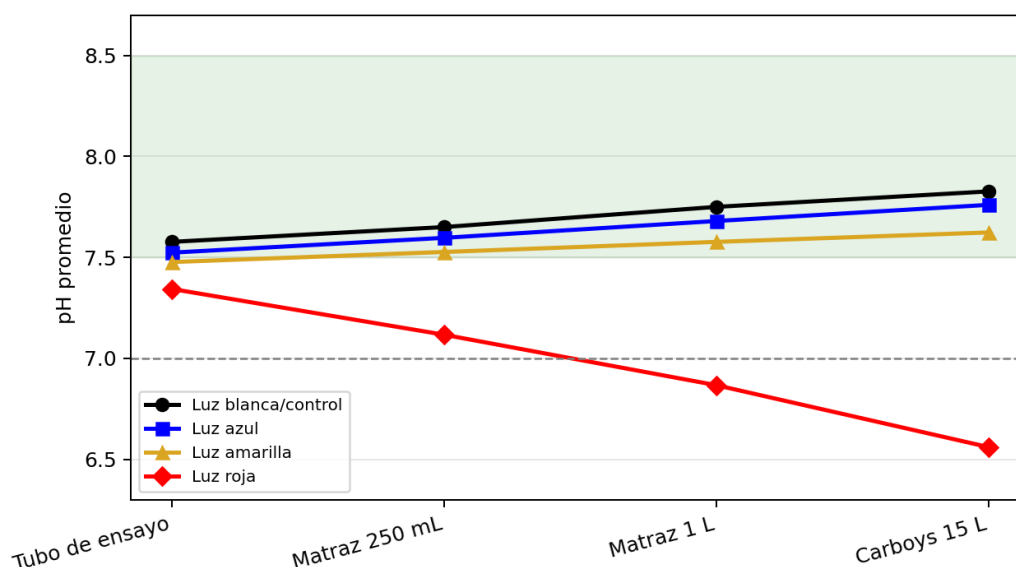
Los resultados muestran que la luz blanca/control mantuvo los valores de pH más estables durante todo el escalamiento del cultivo, con un pH final promedio de 7,83 en carboys de 15 L. Este valor se encuentra dentro del rango considerado estable para el mantenimiento del cultivo, lo que coincide con la mayor densidad celular final registrada en el objetivo específico 1.

Entre los tratamientos experimentales, la luz azul fue la condición más cercana al control, con un pH final promedio de 7,76. Este valor también se ubicó dentro del rango estable de 7,5 a 8,5, por lo que se interpreta como el tratamiento experimental con mejor estabilidad del cultivo. Además, su comportamiento coincide con la segunda mayor densidad celular final, lo que sugiere una relación favorable entre estabilidad del pH y crecimiento celular.

La luz amarilla presentó un comportamiento intermedio, con un pH final promedio de 7,62. Aunque este valor se mantuvo dentro del rango estable, fue ligeramente inferior al observado en la luz azul y en el control. Por ello, se considera que la luz amarilla permitió mantener el cultivo en condiciones aceptables, pero con menor respuesta en comparación con la luz azul.

La luz roja fue el tratamiento menos estable, durante el escalamiento presentó una disminución progresiva del pH, pasando de valores cercanos a 7,34 en tubo de ensayo hasta un pH final promedio de 6,56 en carboys de 15 L. Este valor se encuentra por debajo de 7,0, por lo que se interpreta como inestabilidad por acidificación del medio. Esta condición coincidió con la menor densidad celular final, indicando que la luz roja no favoreció la estabilidad del cultivo de *Nannochloropsis oculata* bajo las condiciones evaluadas.

Gráfico 9. Variación del pH promedio de *Nannochloropsis oculata* durante el escalamiento del cultivo bajo diferentes luces LED.



### Análisis de varianza

El análisis de varianza evidenció diferencias altamente significativas entre los tratamientos lumínicos ( $F = 1726,53$ ;  $p < 0,0001$ ). Esto indica que el tipo de luz aplicado durante el cultivo influyó de manera significativa sobre el pH final. El efecto de la repetición no fue significativo ( $F = 4,76$ ;  $p = 0,0577$ ), por lo que las variaciones entre corridas no modificaron estadísticamente la respuesta observada. Además, el modelo presentó un  $R^2$  de 1,00, un  $R^2$  ajustado de 1,00 y un coeficiente de variación de 0,33 %, lo que indica una baja variabilidad experimental.

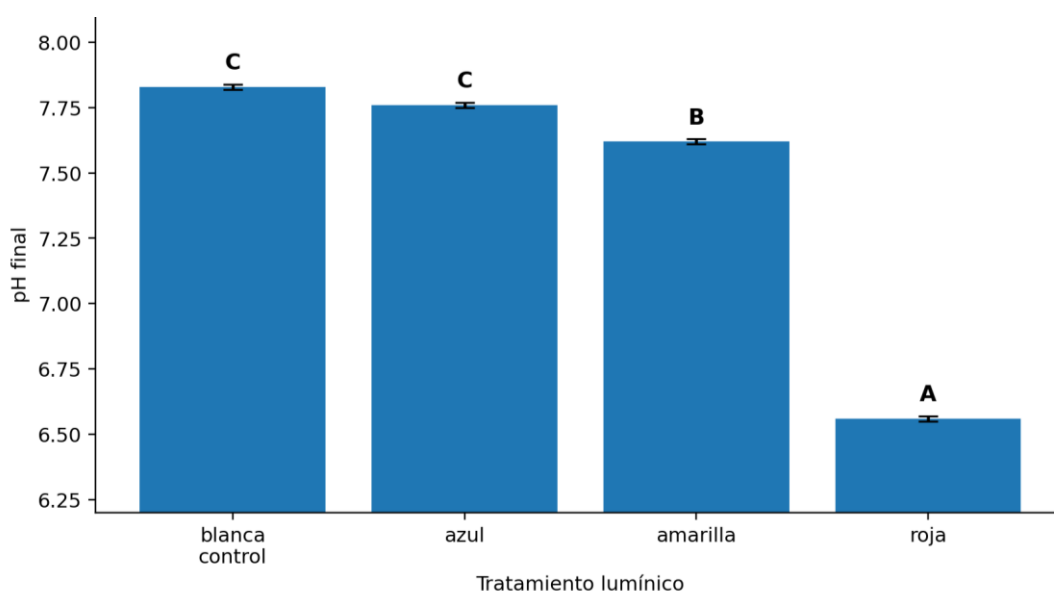
Tabla 3. Análisis de varianza del pH final en carboys de 15 L.

| Fuente de variación | SC     | gl | CM     | F       | p-valor  |
|---------------------|--------|----|--------|---------|----------|
| Modelo              | 3,19   | 5  | 0,64   | 1037,82 | < 0,0001 |
| Tratamiento         | 3,18   | 3  | 1,06   | 1726,53 | < 0,0001 |
| Repetición          | 0,01   | 2  | 0,003  | 4,76    | 0,0577   |
| Error               | 0,0037 | 6  | 0,0006 |         |          |
| Total               | 3,19   | 11 |        |         |          |

### Comparación de medias mediante Tukey

La prueba de Tukey mostró que la luz blanca o control y la luz azul compartieron la letra C, lo que indica que no presentaron diferencias estadísticamente significativas entre sí. La luz amarilla se ubicó en el grupo B, con un pH significativamente menor que el control y la luz azul. La luz roja presentó el pH final más bajo y se ubicó en el grupo A, siendo significativamente diferente e inferior a los demás tratamientos.

Gráfico 10. pH final promedio en carboys de 15 L.



El control con luz blanca alcanzó el pH final promedio más alto, con 7,83, mientras que la luz azul registró un pH promedio de 7,76. La diferencia entre ambos tratamientos fue de apenas 0,07 unidades de pH, lo que representa una reducción aproximada del 0,89 % respecto al control. Además, ambos tratamientos compartieron el mismo grupo estadístico en la prueba de Tukey, por lo que el pH final de la luz azul fue estadísticamente comparable al obtenido con la luz blanca.

La luz amarilla presentó un pH final promedio de 7,62 y se diferenció significativamente del control blanco y de la luz azul. Aunque este valor se mantuvo cercano a la neutralidad, su comportamiento estadístico indica una menor estabilidad del pH en comparación con los tratamientos blanco y azul. Por

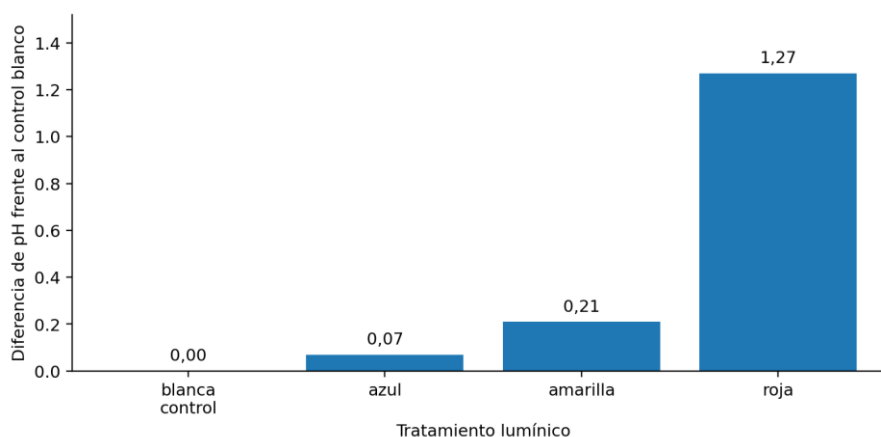
otra parte, la luz roja registró el pH más bajo, con una media de 6,56, evidenciando una mayor disminución del pH final y, por tanto, una menor estabilidad del cultivo bajo este tratamiento.

En función de estos resultados, la luz azul puede considerarse la alternativa de color más cercana al control blanco para mantener el pH final del cultivo de *Nannochloropsis oculata* en carboys de 15 L. Aunque no superó al control, su similitud estadística con la luz blanca y su diferencia mínima en unidades de pH permiten identificarla como el tratamiento de color con mejor comportamiento para este indicador de estabilidad.

La ANOVA aplicado al pH final del cultivo de *Nannochloropsis oculata* en carboys de 15 L evidenció diferencias altamente significativas entre los tratamientos lumínicos ( $F = 1726,53$ ;  $p < 0,0001$ ). La repetición no presentó un efecto estadísticamente significativo ( $F = 4,76$ ;  $p = 0,0577$ ), indicando que las diferencias entre corridas no influyeron de manera significativa en la respuesta obtenida. La prueba de Tukey determinó que la luz blanca/control presentó el mayor pH promedio, con 7,83, seguida por la luz azul, con 7,76.

Ambos tratamientos compartieron el mismo grupo estadístico, por lo que no difirieron significativamente entre sí. La luz amarilla alcanzó un pH promedio de 7,62 y fue significativamente inferior al control, mientras que la luz roja registró el menor valor, con 6,56, siendo significativamente diferente a los demás tratamientos. Por lo tanto, la luz azul fue el tratamiento de color más cercano al control blanco, mostrando un comportamiento estadísticamente similar y favorable para la estabilidad del pH final del cultivo.

Gráfico 11. Diferencia del pH final respecto al control.



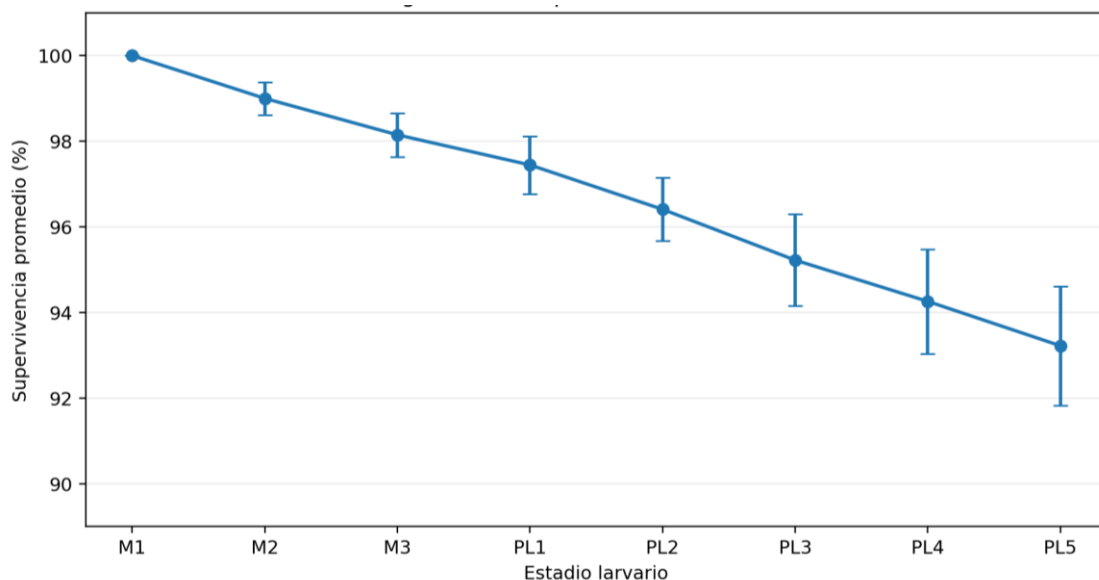
### 3. Aplicación de *Nannochloropsis oculata* en la alimentación de *Penaeus vannamei*

Se evaluó el efecto de la dieta basada en *Nannochloropsis oculata* sobre el cultivo larvario de *Penaeus vannamei*. Los resultados se analizaron a partir de los datos obtenidos en tres corridas experimentales, cada una conformada por tres tanques, considerando como variables principales la supervivencia larval, el crecimiento expresado en postlarvas por gramo, el porcentaje de organismos que alcanzaron el estadio postlarva 5 y la respuesta alimenticia mediante la observación del llenado intestinal.

#### Promedio de las tres corridas

Para obtener una visión adecuada del cultivo de *Penaeus vannamei*, se calcularon los promedios de supervivencia por estadio a partir de las tres corridas. Además, se estimó la desviación estándar entre corridas y el número equivalente de larvas promedio por tanque y por corrida.

Gráfico 12. Promedio general de supervivencia de las tres corridas.



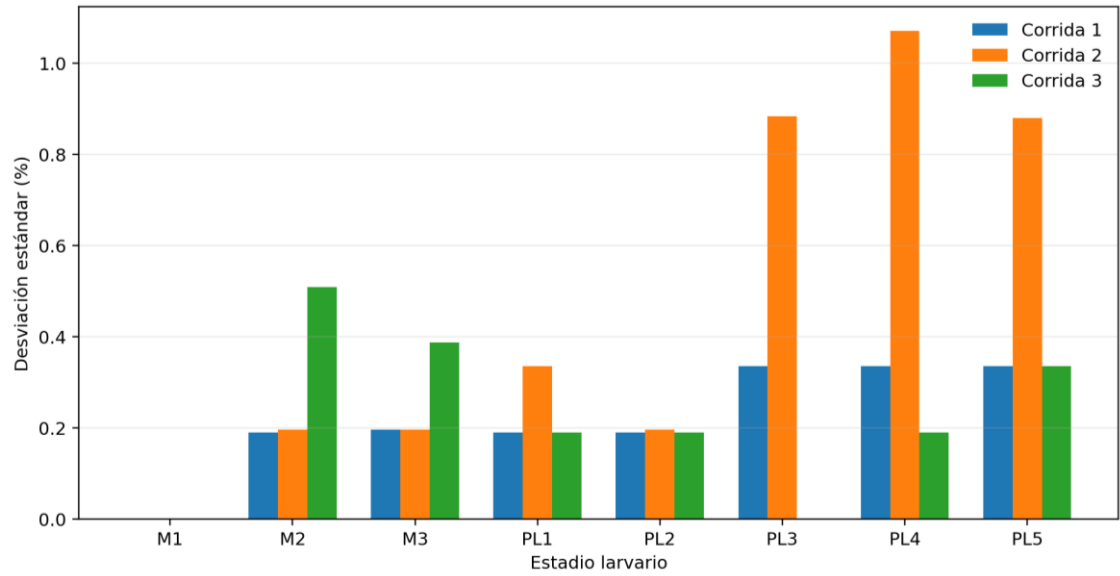
El promedio general mostró que la supervivencia se mantuvo en 100.00 % durante M1 y disminuyó de forma progresiva hasta 93.22 % en PL5, Esto equivale a un promedio de 18.644 larvas por tanque y 55.933 larvas por corrida al final del periodo de evaluación. En conjunto, la tendencia refleja una disminución fisiológicamente esperable a medida que avanza el desarrollo

larvario. pero sin pérdidas abruptas que comprometan la viabilidad del cultivo, La desviación estándar entre corridas aumentó ligeramente hacia PL3–PL5. lo cual indica que las diferencias entre corridas se hicieron más notorias en los estadios finales.

**Desviación estándar de la supervivencia**

La desviación estándar se calculó entre los tres tanques de cada corrida para cada estadio larvario. Este estadístico permitió valorar la homogeneidad interna de cada corrida. En general, se observaron valores bajos de desviación estándar, lo que evidencia una variabilidad reducida entre tanques. Las mayores dispersiones se registraron en la corrida 2, particularmente en los estadios PL3, PL4 y PL5, indicando que en esta corrida la supervivencia fue menos uniforme hacia el final del cultivo.

*Gráfico 13. Desviación estándar de la supervivencia por estadio y corrida.*



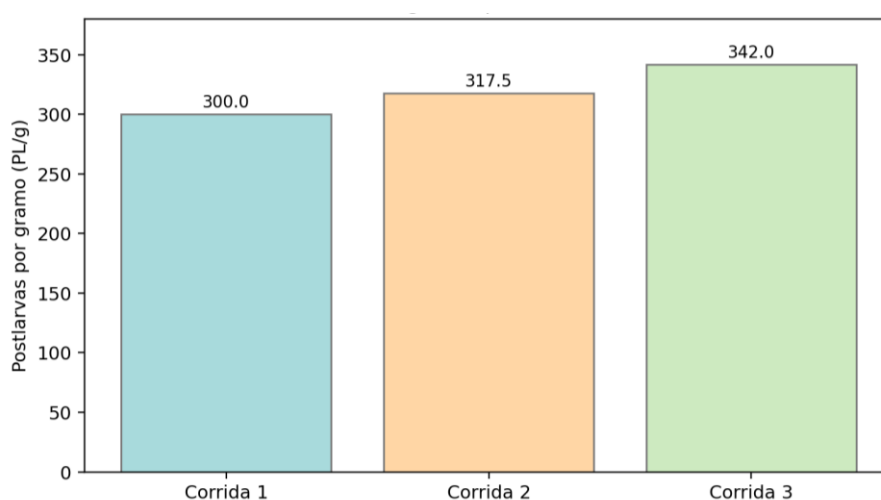
La corrida 1 presentó desviaciones estándar entre 0,00 y 0,34 %, la corrida 2 entre 0,00 y 1,07 %, y la corrida 3 entre 0,00 y 0,51 %. Estos resultados indican que, aunque las tres corridas mantuvieron un comportamiento general consistente, la corrida 2 mostró la mayor variabilidad al final del ensayo, mientras que las corridas 1 y 3 fueron más estables.

## PL/gramo y llenado intestinal

El análisis se realizó en tres corridas experimentales, cada una con tres tanques sembrados con 20.000 larvas. Para determinar el PL/gramo se utilizaron muestras de 2 g, en las que se contabilizaron 600, 635 y 684 postlarvas. Estos valores permitieron estimar el número de postlarvas por gramo, el peso individual aproximado, la biomasa final y su relación con la supervivencia y el llenado intestinal.

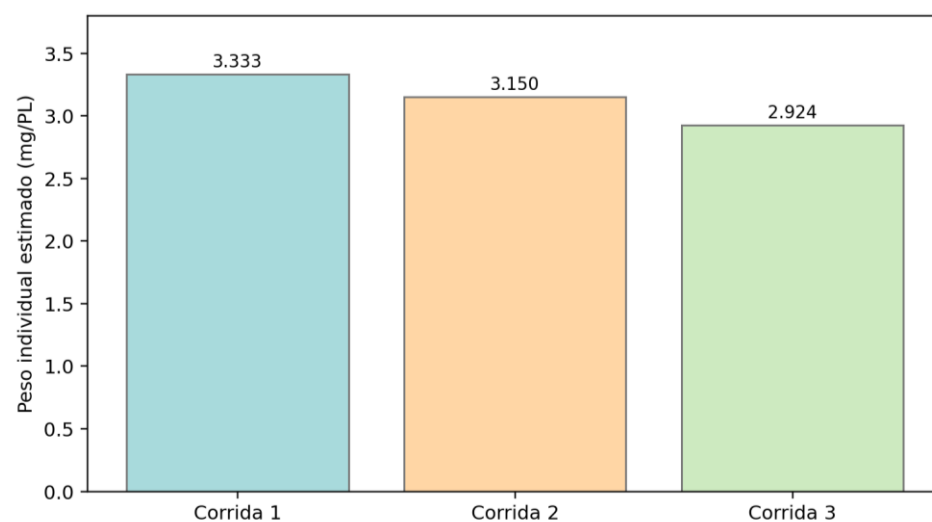
$$\text{PL/g} = \text{número de postlarvas de la muestra} \div \text{peso de la muestra}$$

Gráfico 14. PL/gramo registrado en cada corrida



La corrida 1 registró 300 PL/g, la corrida 2 alcanzó 317,5 PL/g y la corrida 3 presentó 342 PL/g. En este indicador, un menor valor representa postlarvas de mayor tamaño, debido a que se requieren menos organismos para completar un gramo. Por esta razón, la corrida 1 mostró el mejor comportamiento en términos de tamaño final, mientras que la corrida 3 presentó el menor tamaño individual. La diferencia progresiva entre las barras demuestra que existió variación entre corridas, aunque los resultados permanecieron dentro de un rango relativamente cercano. Es decir, las condiciones del cultivo fueron semejantes, pero no completamente uniformes, pudiendo influir factores como la disponibilidad de alimento, la densidad efectiva, el consumo individual y las condiciones propias de cada corrida.

Gráfico 15. Peso individual estimado por corrida.



El peso individual estimado fue de 3,333 mg/PL en la corrida 1, 3,150 mg/PL en la corrida 2 y 2,924 mg/PL en la corrida 3. Estos resultados confirman la relación inversa entre PL/g y peso individual: al aumentar el número de organismos contenidos en un gramo, disminuye el peso promedio de cada postlarva. La corrida 1 presentó el mayor peso individual y, por tanto, una mejor expresión del crecimiento final. La corrida 2 mostró un comportamiento intermedio, mientras que la corrida 3 presentó organismos ligeramente más pequeños. Desde el punto de vista productivo, el peso individual es relevante porque refleja la calidad y el desarrollo alcanzado por las postlarvas al final del ensayo.

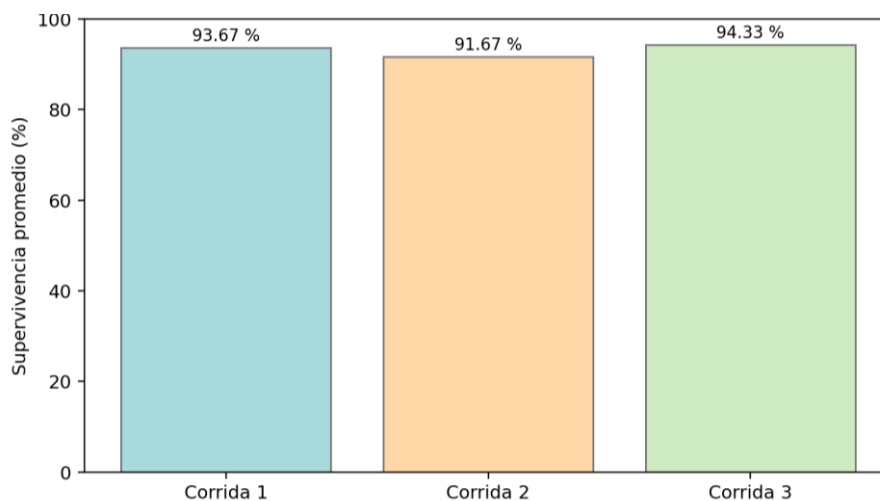
### **Supervivencia y biomasa final**

La supervivencia promedio fue de 93.67 % en la corrida 1, 91.67 % en la corrida 2 y 94.33 % en la corrida 3. Las tres corridas superaron el 90 %, lo que evidencia un desempeño favorable del cultivo. La corrida 3 presentó la mayor supervivencia, pero no el mayor peso individual, demostrando que una mayor cantidad de organismos sobrevivientes no necesariamente implica un mayor crecimiento individual. La corrida 1 combinó una supervivencia elevada con el mayor peso por postlarva, por lo que presentó el equilibrio productivo más favorable.

La biomasa promedio estimada fue de 62.44 g en la corrida 1, 57.74 g en la corrida 2 y 55.17 g en la corrida 3. La corrida 1 obtuvo la mayor biomasa

estimada, principalmente por el mayor peso individual de las postlarvas. La corrida 3, pese a mostrar la mayor supervivencia, presentó una biomasa menor debido al mayor número de PL/g y al menor peso individual estimado.

*Gráfico 16. Supervivencia promedio por corrida.*

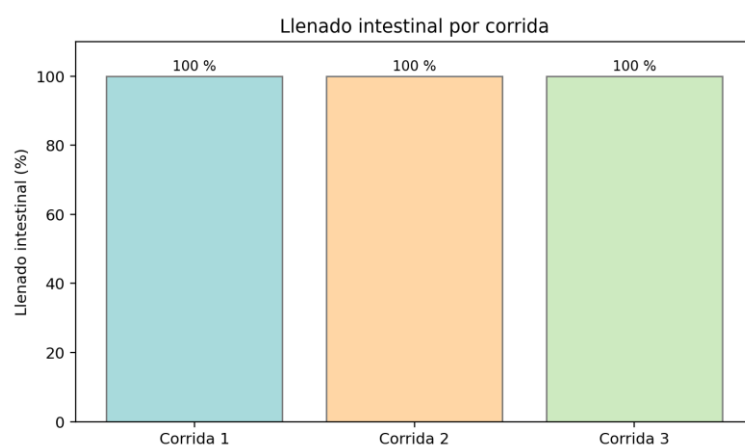


### **Llenado intestinal**

Las tres corridas registraron un 100 % de llenado intestinal, evidenciando que todas las postlarvas observadas presentaron contenido visible a lo largo del tracto digestivo. Es decir, existe una adecuada aceptación e ingestión de la dieta suministrada y sugiere que la disponibilidad de alimento fue suficiente durante la evaluación.

La uniformidad entre tanques demuestra consistencia en la respuesta alimenticia. No obstante, debido a que todos los valores fueron iguales, no existe variabilidad para aplicar una prueba estadística inferencial, por lo que el llenado intestinal debe analizarse de forma descriptiva y relacionarse con la supervivencia, el PL/g y el peso individual.

*Gráfico 17. Llenado intestinal por corrida.*



## 9. Discusiones

Los resultados de esta investigación evidencian que el color de luz LED influyó en el crecimiento y en la estabilidad del cultivo de *Nannochloropsis oculata* durante el proceso de escalamiento hasta carboys de 15 L. La luz blanca, utilizada como control, alcanzó la mayor densidad celular final, con 3 116 667 cel/mL, seguida de la luz azul con 2 800 000 cel/mL, la luz amarilla con 2 583 333 cel/mL y la luz roja con 325 000 cel/mL. Aunque el tratamiento control presentó el valor más alto, la luz azul fue el tratamiento experimental más cercano, con una reducción aproximada de 10,16 % respecto a la luz blanca y sin diferencia estadística significativa frente al control según la prueba de Tukey. Por tanto, la luz azul no se interpreta como superior a la luz blanca, sino como la alternativa cromática con mejor comportamiento productivo dentro de los tratamientos LED evaluados.

El tratamiento con luz roja presentó el menor rendimiento celular y fue significativamente inferior a los demás tratamientos. Este resultado indica que, bajo las condiciones aplicadas en la investigación, el espectro rojo no favoreció el crecimiento de *N. oculata* durante el escalamiento. La baja densidad celular observada en este tratamiento también se relacionó con una menor estabilidad del cultivo, lo cual permite considerar que el efecto negativo de la luz roja no se manifestó únicamente en la productividad, sino también en el equilibrio químico del medio.

En relación con la estabilidad del pH, la luz blanca registró un promedio final de 7,83 y la luz azul de 7,76, valores que se mantuvieron dentro de un rango favorable para el cultivo. La luz amarilla presentó un comportamiento intermedio, con un pH final de 7,62, mientras que la luz roja descendió hasta 6,56, evidenciando una acidificación progresiva del medio. Estos resultados muestran que los tratamientos con mayor estabilidad química fueron también los que sostuvieron las mayores densidades celulares, especialmente la luz blanca y la luz azul.

La aplicación de *N. oculata* en la alimentación de *Penaeus vannamei* mostró una respuesta favorable durante las tres corridas del cultivo larvario. Las

supervivencias finales fueron superiores al 90 % en todos los casos: en PL5, la corrida 1 alcanzó 93,67 %, la corrida 2 registró 91,67 % y la corrida 3 obtuvo 94,33 %, con un promedio general de 93,22 %. Además, el llenado intestinal fue del 100 % en las tres corridas, lo cual indica aceptación de la dieta viva y disponibilidad suficiente de alimento durante la evaluación.

El análisis de PL/gramo permitió complementar la supervivencia con una aproximación al crecimiento individual. La corrida 1 presentó 300 PL/g y un peso estimado de 3,333 mg/PL; la corrida 2 obtuvo 317,5 PL/g y 3,150 mg/PL; mientras que la corrida 3 alcanzó 342 PL/g y 2,924 mg/PL. Estos datos indican que una mayor supervivencia no necesariamente implica mayor peso individual, debido a que la corrida 3 presentó la supervivencia más alta, pero el menor peso promedio. En cambio, la corrida 1 combinó supervivencia elevada, mayor peso individual y mayor biomasa estimada, con 62,44 g.

En conjunto, los resultados permiten aceptar la hipótesis alternativa, debido a que los colores de luz LED influyeron en la densidad celular y en el pH final de *N. oculata*. La luz blanca fue el tratamiento con mayor rendimiento absoluto, mientras que la luz azul fue la alternativa experimental más cercana al control y estadísticamente comparable en densidad y estabilidad. Asimismo, la supervivencia superior al 90 %, el llenado intestinal completo y los valores de PL/g obtenidos evidencian que la biomasa producida puede ser aprovechada como alimento vivo o complemento dentro del protocolo larvario de *P. vannamei*.

Los resultados de crecimiento celular coinciden parcialmente con Yustinadiar et al. (2020), quienes reportaron que el uso de luz LED azul en un fotobiorreactor airlift incrementó el crecimiento de *Nannochloropsis sp.* y favoreció la producción de biomasa y lípidos. La similitud con la presente investigación se observa en la respuesta favorable del cultivo bajo luz azul. Sin embargo, la diferencia principal radica en que, en este estudio, la luz blanca mantuvo la mayor densidad celular final. Esta variación puede explicarse por diferencias en el sistema de cultivo, el volumen trabajado, la disposición de la iluminación y la etapa de escalamiento, ya que el estudio citado utilizó iluminación azul interna y ciclos controlados, mientras que esta investigación

trabajó con tubos, matraces y carboys, donde la penetración lumínica y la autosombra celular pueden modificar la eficiencia fotosintética.

La mayor respuesta obtenida bajo luz blanca también es coherente con lo señalado por Maltsev et al. (2021), quienes indican que el crecimiento microalgal depende de la interacción entre la intensidad lumínica, el fotoperiodo y la composición espectral. En este sentido, la luz blanca pudo favorecer una captación más amplia de energía por los pigmentos fotosintéticos, mientras que la luz azul habría estimulado regiones específicas de absorción relacionadas con clorofilas y carotenoides. Por ello, los resultados no contradicen los estudios que destacan la utilidad de la luz azul, sino que demuestran que su efecto depende de la especie, la cepa, la densidad celular, el diseño del sistema de cultivo y las condiciones ambientales aplicadas.

El bajo rendimiento observado bajo luz roja se relaciona con lo reportado por Baidya et al. (2021), quienes encontraron menores valores de crecimiento y composición nutricional bajo luz roja en comparación con otros espectros LED en *Chlorella ellipsoidea*. Aunque dicho estudio se realizó en una especie distinta, permite establecer una comparación fisiológica general, debido a que no todas las microalgas responden favorablemente al espectro rojo cuando este no coincide con su mayor capacidad de absorción pigmentaria o cuando se asocia con condiciones de estrés. En la presente investigación, la baja densidad celular del tratamiento rojo se acompañó de disminución del pH, lo que refuerza la interpretación de que este espectro afectó tanto la productividad como la estabilidad del cultivo.

La relación entre pH, crecimiento y estabilidad observada en esta investigación también se vincula con Andriopoulos et al. (2022), quienes demostraron que el pH, la temperatura y el fotoperiodo modifican la productividad, la composición proximal y el perfil de ácidos grasos de *N. oculata*. En este estudio, los tratamientos blanco y azul mantuvieron valores cercanos a la neutralidad-alcalinidad moderada y alcanzaron las mayores densidades celulares, mientras que la acidificación registrada bajo luz roja pudo limitar la actividad fotosintética y reducir la capacidad de aprovechamiento del medio de cultivo.

En cuanto al cultivo larvario, los resultados obtenidos se ubican dentro de un rango positivo al compararlos con Jamali et al. (2015), quienes evaluaron larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con combinaciones de microalgas, entre ellas *Chaetoceros*, *Isochrysis* y *Tetraselmis*. A diferencia de ese trabajo, la presente investigación aplicó *N. oculata* dentro del protocolo alimenticio larvario; no obstante, las supervivencias superiores al 90 % muestran que esta microalga puede sostener una respuesta larvaria favorable cuando se administra en condiciones controladas.

La respuesta obtenida en *P. vannamei* también se relaciona con Guimarães et al. (2024), quienes evaluaron el uso de harinas de *Aurantiochytrium sp.* y *Nannochloropsis spp.* como sustitutos de aceite de pescado en dietas para *P. vannamei* y reportaron supervivencias superiores al 97 %, además del mantenimiento de la composición de ácidos grasos en el músculo. Aunque dicho estudio se realizó en juveniles y no en larvas, respalda el valor nutricional de *Nannochloropsis* como fuente de lípidos y ácidos grasos de interés acuícola. De manera complementaria, Abdelhay et al. (2025) demostraron que la calidad nutricional de microalgas usadas como alimento vivo puede mejorar el crecimiento y reducir la mortalidad en larvas de *P. vannamei*, lo cual coincide con el llenado intestinal completo y la supervivencia elevada observados en esta tesis.

A partir de esta comparación, se interpreta que la luz azul representa una alternativa viable para sostener cultivos de *N. oculata* con buen rendimiento, siempre que se controlen la intensidad lumínica, el fotoperiodo, la aireación, la salinidad, el pH y la densidad inicial. Sin embargo, la luz blanca mantuvo el mayor rendimiento absoluto, por lo que debe considerarse como el tratamiento de referencia en las condiciones evaluadas. Además, aunque la respuesta larvaria fue favorable, es necesario validar estos resultados mediante comparaciones directas frente a *Tetraselmis* u otras microalgas tradicionales, así como mediante análisis de proteínas, lípidos, pigmentos y ácidos grasos que permitan confirmar el valor nutricional completo de la biomasa producida.

## 10. Conclusiones

Respecto al objetivo de evaluar el crecimiento y la densidad celular de *Nannochloropsis oculata* bajo diferentes colores de luz LED, se concluye que el color de iluminación influyó de manera significativa durante el proceso de escalamiento del cultivo. La luz blanca/control registró la mayor densidad celular final en carboys de 15 L, con 3 116 667 células/mL; sin embargo, entre los tratamientos experimentales de color, la luz azul presentó el comportamiento más favorable, alcanzando 2 800 000 células/mL y manteniéndose estadísticamente cercana al control. La luz amarilla mostró un rendimiento intermedio, mientras que la luz roja obtuvo la menor densidad celular, con 325 000 células/mL, por lo que no se considera adecuada para favorecer el crecimiento de esta microalga bajo las condiciones evaluadas.

En relación con el objetivo de determinar la estabilidad del cultivo de *Nannochloropsis oculata* mediante el comportamiento del pH durante el escalamiento, se concluye que la luz blanca y la luz azul conservaron condiciones favorables para el desarrollo microalgal, con valores promedio finales de 7,83 y 7,76, respectivamente. Estos valores se mantuvieron dentro de un rango estable para el cultivo, lo que indica una adecuada respuesta fisiológica de la microalga. La luz amarilla presentó una respuesta aceptable, aunque inferior al control y a la luz azul; mientras que la luz roja registró un pH final de 6,56, asociado a acidificación del medio e inestabilidad del cultivo. Por ello, la luz azul se identifica como la mejor alternativa experimental, al combinar una alta densidad celular con una adecuada estabilidad química.

Con base en el objetivo de evaluar la aplicación de *Nannochloropsis oculata* como alimento vivo en larvas de *Penaeus vannamei*, se concluye que esta microalga contribuyó favorablemente al mantenimiento y desarrollo larvario durante el cultivo. La supervivencia promedio hasta PL5 fue de 93,22 %, con valores superiores al 90 % en las tres corridas experimentales. Además, el llenado intestinal fue del 100 %, lo que evidencia aceptación de la dieta, disponibilidad suficiente de alimento y una respuesta alimenticia homogénea entre los tanques evaluados.

## 11. Recomendaciones

- Implementar el tratamiento con luz azul como alternativa de iluminación para el cultivo de *Nannochloropsis oculata* en fases de escalamiento, especialmente cuando se busque una respuesta cercana al control blanco sin comprometer la estabilidad del cultivo. En esta investigación, la luz azul alcanzó una densidad final de 2 800 000 células/mL y un pH promedio de 7,76, valores que evidencian un comportamiento favorable para la producción de biomasa. Su aplicación debe acompañarse de una comparación periódica con luz blanca, con el propósito de verificar la continuidad del rendimiento celular en condiciones de laboratorio y en sistemas de mayor volumen.
- Estandarizar el control diario del cultivo microalgal de *Nannochloropsis oculata* mediante el registro de pH, temperatura, salinidad, aireación, fotoperiodo e intensidad lumínica en cada etapa de cultivo. Se recomienda mantener el pH entre 7,5 y 8,0, temperatura de 24 a 26 °C, salinidad de 30 a 35 ppt, fotoperiodo 12:12 y aireación constante, iniciando cada corrida con inóculos homogéneos, activos y libres de contaminación. Este seguimiento permitirá detectar variaciones como acidificación del medio, baja densidad celular o alteraciones por luz, evitando pérdidas de biomasa y mejorando la reproducibilidad de los resultados entre siembras.
- Incorporar análisis bioquímicos de la biomasa microalgal en estudios posteriores, considerando proteínas, lípidos, pigmentos y ácidos grasos esenciales como el EPA. Esta información permitirá relacionar el efecto de la luz LED no solo con la densidad celular, sino también con la calidad nutricional del alimento vivo. Además, la evaluación del consumo energético, costo de producción y eficiencia del tratamiento con luz azul en sistemas masivos aportará criterios técnicos para su posible aplicación en laboratorios de producción larvaria de camarón.

## 12. Bibliografía

- Abdelhay, R. A., El-Mor, M. S., Salem, M. A. M., Al-Sagheer, A. A., Abd-Elhakim, Y. M., Hassan, B. A., & Mounes, H. A. M. (2025). Effect of nitrogen sources on diatoms growth and nutritional value for enhancing *Litopenaeus vannamei* larval performance. *Animals*, 15(4), 466. <https://doi.org/10.3390/ani15040466>
- Alvarado-Barrera, L. F., Félix-Zambrano, M. V., Zambrano-Sánchez, R. M., & Chávez-Naranjo, M. A. (2024). Exportación del camarón y su impacto a la economía ecuatoriana en el periodo 2019-2023. 593 Digital Publisher CEIT, 9(5), 190-199. <https://doi.org/10.33386/593dp.2024.5.2581>
- Anaguano Quijia, M. D., & Piedrahita Falquez, Y. L. (2025). Efecto de *Artemia* sp. enriquecida con ácidos grasos sobre el rendimiento de postlarva de *Penaeus vannamei*. *AquaTechnica*, 7(3), 119-127. <https://doi.org/10.33936/at.v7i3.7540>
- Andersen, R. A. (2005). *Algal culturing techniques*. Academic Press.
- Andriopoulos, V., Lamari, F. N., Hatziantoniou, S., & Kornaros, M. (2022). Production of antioxidants and high value biomass from *Nannochloropsis oculata*: Effects of pH, temperature and light period in batch photobioreactors. *Marine Drugs*, 20(9), 552. <https://doi.org/10.3390/md20090552>
- AQUALAB S.A. (1998). [Documento técnico sobre estadios larvarios de *Penaeus vannamei*].
- Arellano, E. (1993). Guías técnicas en el cultivo de larvas de camarón. Boletín de La Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias Del Mar, CENAIM, 1, 35–86.
- Baidya, A., Akter, T., Islam, M. R., Shah, A. K. M. A., Hossain, M. A., Salam, M. A., & Paul, S. I. (2021). Effect of different wavelengths of LED light on the growth, chlorophyll,  $\beta$ -carotene content and proximate composition of *Chlorella ellipsoidea*. *Heliyon*, 7(12), e08525. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08525>
- 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 Córdoba, 28(1).  
<https://doi.org/10.21897/rmvz.2682>
- Bravo-Montesdeoca, M. G., Lodeiros, C., Zapata-Vívenes, E., & Alió, J. J. (2024). Improved performance of larval *Penaeus vannamei* Boone, 1931 production fed with *Thalassiosira pseudonana* Hasle and Heimdal, 1970 cultured with light-emitting diodes (LED) compared to fluorescent light. Journal of Applied Phycology, 36(1), 233-241.  
<https://doi.org/10.1007/s10811-023-03128-3>
- Brito, D., Milani, N., & Pereira, G. (2006). Tasa de filtración e ingestión de *Simocephalus vetulus* (MÜLLER, 1776) (CRUSTACEA: CLADOCERA) alimentado con *Selenastrum capricornutum* PRINTZ, 1914 Y *Chlorella vulgaris* BEIJERINCK, 1890. 31(10), 753–757.
- Droop, M. R. (1955). Some new supra-littoral Protista. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom, 34(2), 233–245.  
<https://doi.org/10.1017/s0025315400027612>
- FAO. (2018). Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. <https://www.fao.org/3/y5040s/y5040s.pdf>
- FAO. (2022). The State of World Fisheries and Aquaculture 2022. Towards Blue Transformation. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://doi.org/10.4060/cc0461en>
- Guillard, R. R. L., & Ryther, J. H. (1962). Studies of marine planktonic diatoms: I. *Cyclotella nana* Hustedt, and *Detonula confervacea* (Cleve) Gran. Canadian Journal of Microbiology, 8(2), 229–239.  
<https://doi.org/10.1139/m62-029>
- Guimarães, A. M., Bezerra, R. S., Maciel, J. C., & Farias, W. R. L. (2021). *Nannochloropsis* spp. as feed additive for the Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. Aquaculture Reports, 21, 100803.  
<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100803>
- Guimarães, A. M., Mattioni, B., Miranda, C. S., Morais, A. P. M., Coelho, J. R., Fracalossi, D. M., Pereira, G. V., & Vieira, F. N. (2024). *Aurantiochytrium*

- sp. and *Nannochloropsis* spp. meals as substitutes for fish oil in practical diets for Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 52(2), 209-219. <https://doi.org/10.3856/vol52-issue2-fulltext-3101>
- Hibberd, D. J. (1981). Notes on the taxonomy and nomenclature of the algal classes Eustigmatophyceae and Tribophyceae (synonym Xanthophyceae). *Botanical Journal of the Linnean Society*, 82(2), 93–119. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1981.tb00954.x>
- Ihadjadene, Y., Kalliadan, S. K., Laukens, K., Roef, L., Walther, T., Streif, S., & Krujatz, F. (2025). Process modeling and optimization of *Nannochloropsis* sp. towards commercial scale production. *Algal Research*, 90, 104196. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2025.104196>
- Jamali, H., Ahmadifard, N., & Abdollahi, D. (2015). Evaluation of growth, survival and body composition of larval white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) fed the combination of three types of algae. *International Aquatic Research*, 7, 115-122. <https://doi.org/10.1007/s40071-015-0095-9>
- Kargin, H. (2023). Production and growth performance of *Nannochloropsis oculata* (Droop) Hibberd in the helical photobioreactor. *Israeli Journal of Aquaculture - Bamidgeh*, 75(1), 1–14. <https://doi.org/10.46989/001c.81127>
- Kashem, A. H. M., Das, P., Hawari, A. H., Mehariya, S., Thaher, M. I., Khan, S., Abduquadir, M., & Al-Jabri, H. (2023). Aquaculture from inland fish cultivation to wastewater treatment: A review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 22, 969-1008. <https://doi.org/10.1007/s11157-023-09672-1>
- Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1996). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper No. 361. Rome: FAO.
- Maltsev, Y. (2021). Influence of light conditions on microalgae growth and productivity. *Applied Sciences*, 11(2), 638. <https://doi.org/10.3390/app11020638>
- Markose, S., Ajan, C., Thangamani, P., George, S. K., Selvaraj, T., Citarasu, T., Mariavinent, M., Pulz, O., Gross, W., Langholtz, M., Coleman, A., Eaton, L., Wigmosta, M., Hellwinckel, C., Brandt, C., Zhu, L., Huo, S., Shakeel,

- S., Li, Z., ... Ebrahimi, E. (2020). Optimization of physical parameters for the growth and lipid production in *Nannochloropsis gaditana* (Lubian, 1982). *Journal of Applied Biology & Biotechnology*, 8(3), 6–12. <https://doi.org/10.7324/jabb.2020.80302>
- Metsoviti, M. N., Papapolymerou, G., & Gkelis, S. (2019). Effect of light intensity and quality on growth rate and photosynthetic parameters of microalgae. *Algal Research*, 39, 101432. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2019.101432>
- Muller-Feuga, A. (2013). Microalgae for aquaculture: The current global situation and future trends. In A. Richmond & Q. Hu (Eds.), *Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology* (pp. 613–627). Wiley.
- Naser, M. N., Sarker, M. N., & Hosain, M. E. (2022). Whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei*: Current status, future prospects and opportunities for Bangladesh aquaculture. *Bangladesh Journal of Zoology*, 50(2), 143-184. <https://doi.org/10.3329/bjz.v50i2.62051>
- Navalho, S., Ferrer-Ledo, N., Barbosa, M. J., & Varela, J. (2025). *Nannochloropsis* lipids and polyunsaturated fatty acids: Potential applications and strain improvement. *Marine Drugs*, 23(3), 128. <https://doi.org/10.3390/md23030128>
- Neto, W. A. F., Mendes, C. R. B., & Abreu, P. C. (2018). Carotenoid production by the marine microalgae *Nannochloropsis oculata* in different low-cost culture media. *Aquaculture Research*, 49(7), 2527–2535. <https://doi.org/10.1111/are.13715>
- Nichols, H. W., & Bold, H. C. (1965). *Trichosarcina polymorpha* Gen. et Sp. Nov. *Journal of Phycology*, 1(1), 34–38. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.1965.tb04552.x>
- Paes, C. R. P. S., Faria, G. R., Tinoco, N. A. B., Castro, D. J. F. A., Barbarino, E., & Lourenço, S. O. (2017). Growth, nutrient uptake and chemical composition of *Chlorella* sp. and *Nannochloropsis oculata* under nitrogen starvation. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 44(2), 275–292. <https://doi.org/10.3856/vol44-issue2-fulltext-9>
- Sánchez-Bayo, A., Morales, V., Rodríguez, R., Vicente, G., & Bautista, L. F. (2020). Cultivation of microalgae and cyanobacteria: Effect of operating

- conditions on growth and biomass composition. *Molecules*, 25(12), 2834.  
<https://doi.org/10.3390/molecules25122834>
- Schulze, P. S. C., Barreira, L. A., Pereira, H., Perales, J. A., & Varela, J. C. S. (2016). Light emitting diodes (LEDs) applied to microalgal production. *Trends in Biotechnology*, 34(5), 422–433.  
<https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2016.01.007>
- Sharma, K., Gulati, R., Singh, S., Kumari, A., & Sharma, P. (2023). Potentiality of natural live food organisms in shrimp culture: A review. *Journal of Applied and Natural Science*, 15(4), 1373-1385.  
<https://doi.org/10.31018/jans.v15i4.4812>
- Singh, V., & Mishra, V. (2022). A review on the current application of light-emitting diodes for microalgae cultivation and its fiscal analysis. *Critical Reviews in Biotechnology*, 43(5), 665-679.  
<https://doi.org/10.1080/07388551.2022.2057274>
- Skretting, S. (2018). Manual para larvicultura. Skretting Ecuador.  
<https://libreriascretting.ec/admin/public/uploads/catalogos/manual-larvicultura-skretting.pdf>
- Ye, Y., Liu, M., Yu, L., Sun, H., & Liu, J. (2024). Nannochloropsis as an emerging algal chassis for light-driven synthesis of lipids and high-value products. *Marine Drugs*, 22(2), 54. <https://doi.org/10.3390/md22020054>
- Ynga, G., & Niño, A. (2017). Manual para la producción de microalgas marinas. Boletín Instituto Del Mar Del Perú, 43. <https://rnia.produce.gob.pe/wp-content/uploads/2019/09/Manual-microalgas-produccion.pdf>
- Yustinadiar, N., Sutanto, H., & Yuniarti, A. (2020). Enhanced biomass productivity of microalgae under blue LED lights. *Bioresources and Bioprocessing*, 7(1), 14.
- Zahran, E., Elbahnaswy, S., Ahmed, F., Ibrahim, I., Khaled, A. A., & Eldessouki, E. A. (2023). Nutritional and immunological evaluation of Nannochloropsis oculata as a potential Nile tilapia-aquafeed supplement. *BMC Veterinary Research*, 19, Article 65. <https://doi.org/10.1186/s12917-023-03618-z>
- Zhang, P., Peng, R., Jiang, X., Jiang, M., & Zeng, G. (2022). Effects of Nannochloropsis oculata and Thalassiosira pseudonana monocultures on growth performance and nutrient composition of Litopenaeus vannamei.

Algal Research, 66, Article 102769.  
<https://doi.org/10.1016/j.algal.2022.102769>

## 13. Anexos

Tabla 4. Comparación de medias de la densidad celular final mediante la prueba de Tukey.

| Tratamiento lumínico | Media (cel/mL) | Error estándar | Grupo Tukey |
|----------------------|----------------|----------------|-------------|
| Luz blanca/control   | 3 116 666,67   | 79 020,33      | C           |
| Luz azul             | 2 800 000,00   | 79 020,33      | BC          |
| Luz amarilla         | 2 583 333,33   | 79 020,33      | B           |
| Luz roja             | 325 000,00     | 79 020,33      | A           |

Nota. Las medias que comparten al menos una letra no son significativamente diferentes según Tukey ( $p > 0,05$ ).

Tabla 5. Interpretación de la estabilidad del cultivo según pH final y densidad celular final promedio.

| Tratamiento        | pH final promedio | Rango interpretativo | Densidad final promedio (cel/mL) | Estabilidad     |
|--------------------|-------------------|----------------------|----------------------------------|-----------------|
| Luz blanca/control | 7,83              | 7,5 - 8,5            | 3 116 667                        | Alta            |
| Luz azul           | 7,76              | 7,5 - 8,5            | 2 800 000                        | Alta/intermedia |
| Luz amarilla       | 7,62              | 7,5 - 8,5            | 2 583 333                        | Intermedia      |
| Luz roja           | 6,56              | < 7,0                | 325 000                          | Baja            |

Tabla 6. Comparación de medias del pH final mediante la prueba de Tukey.

| Tratamiento        | Media de pH | n | Error estándar | Grupo Tukey |
|--------------------|-------------|---|----------------|-------------|
| Luz blanca/control | 7,83        | 3 | 0,01           | C           |
| Luz azul           | 7,76        | 3 | 0,01           | C           |
| Luz amarilla       | 7,62        | 3 | 0,01           | B           |
| Luz roja           | 6,56        | 3 | 0,01           | A           |

Tabla 7. Desviación estándar de la supervivencia por estadio y corrida.

| Estadio | Corrida 1 | Corrida 2 | Corrida 3 |
|---------|-----------|-----------|-----------|
| M1      | 0,00      | 0,00      | 0,00      |
| M2      | 0,19      | 0,20      | 0,51      |
| M3      | 0,20      | 0,20      | 0,39      |
| PL1     | 0,19      | 0,34      | 0,19      |
| PL2     | 0,19      | 0,20      | 0,19      |
| PL3     | 0,34      | 0,88      | 0,00      |
| PL4     | 0,34      | 1,07      | 0,19      |
| PL5     | 0,34      | 0,88      | 0,34      |

Tabla 8. Cálculo de postlarvas por gramo y peso individual estimado.

| Corrida   | Larvas muestra | Peso muestra (g) | PL/g  | Peso indiv. (mg/PL) |
|-----------|----------------|------------------|-------|---------------------|
| Corrida 1 | 600            | 2                | 300,0 | 3,333               |
| Corrida 2 | 635            | 2                | 317,5 | 3,150               |
| Corrida 3 | 684            | 2                | 342,0 | 2,924               |

Tabla 9. Datos del Gráfico 1: promedio del crecimiento celular de *Nannochloropsis oculata* (%).

| Etapa de cultivo | Luz blanca/contr ol (%) | Luz amarilla (%) | Luz azul (%) | Luz roja (%) |
|------------------|-------------------------|------------------|--------------|--------------|
| Tubo de ensayo   | 100,00                  | 100,00           | 100,00       | 100,00       |
| Matraz 250 mL    | 78,22                   | 71,14            | 74,44        | 40,61        |
| Matraz 1 L       | 64,08                   | 56,56            | 59,69        | 21,14        |
| Carboys 15 L     | 58,86                   | 48,58            | 52,69        | 6,08         |

Tabla 10. Datos del Gráfico 2: desviación estándar de la densidad celular en las tres siembras (%).

| Etapa de cultivo | Luz blanca/contr ol (%) | Luz amarilla (%) | Luz azul (%) | Luz roja (%) |
|------------------|-------------------------|------------------|--------------|--------------|
| Tubo de ensayo   | 10,83                   | 10,83            | 10,83        | 10,83        |
| Matraz 250 mL    | 9,36                    | 7,18             | 9,36         | 9,25         |
| Matraz 1 L       | 2,93                    | 4,70             | 4,47         | 1,88         |
| Carboys 15 L     | 1,65                    | 4,36             | 4,17         | 1,62         |

Nota. La desviación estándar permite interpretar la variabilidad entre corridas.

Tabla 11. Datos del Gráfico 3: coeficiente de variación de la densidad celular entre corridas (%).

| Etapa de cultivo | Luz blanca/contr ol (%) | Luz amarilla (%) | Luz azul (%) | Luz roja (%) |
|------------------|-------------------------|------------------|--------------|--------------|
| Tubo de ensayo   | 10,83                   | 10,83            | 10,83        | 10,83        |
| Matraz 250 mL    | 11,96                   | 10,09            | 12,56        | 22,59        |
| Matraz 1 L       | 4,59                    | 8,32             | 7,51         | 8,89         |
| Carboys 15 L     | 2,82                    | 8,99             | 7,94         | 26,65        |

Nota. Valores expresados como coeficiente de variación porcentual.

Tabla 12. Datos del Gráfico 4: comparación de la densidad final en carboys de 15 L respecto al control (%).

| Corrida         | Luz blanca (%) | Luz amarilla (%) | Luz azul (%) | Luz roja (%) |
|-----------------|----------------|------------------|--------------|--------------|
| Primera corrida | 60,50          | 46,50            | 51,00        | 7,50         |
| Segunda corrida | 64,00          | 53,00            | 57,50        | 4,50         |
| Tercera corrida | 52,08          | 46,25            | 49,58        | 6,25         |

*Nota. Valores porcentuales finales registrados en carboys de 15 L.*

Tabla 13. Datos del Gráfico 5: densidad celular media final y error estándar bajo tratamientos lumínicos.

| Tratamiento lumínico | Media (cel/mL) | Error estándar | Grupo Tukey |
|----------------------|----------------|----------------|-------------|
| Luz blanca/control   | 3 116 666,67   | 79 020,33      | C           |
| Luz azul             | 2 800 000,00   | 79 020,33      | BC          |
| Luz amarilla         | 2 583 333,33   | 79 020,33      | B           |
| Luz roja             | 325 000,00     | 79 020,33      | A           |

*Nota. Datos usados para representar la media, el error estándar y los grupos de Tukey en la densidad celular final.*

Tabla 14. Datos del Gráfico 6: rangos de interpretación del pH para evaluar la estabilidad del cultivo.

| Rango interpretativo   | Inicio | Amplitud del rango |
|------------------------|--------|--------------------|
| Inestable ácido        | 0,00   | 7,00               |
| Estabilidad intermedia | 7,00   | 0,40               |
| Estable                | 7,50   | 1,00               |
| Tendencia alcalina     | 8,60   | 0,40               |
| Inestable alcalino     | 9,00   | 1,00               |

*Nota. Los datos corresponden a los intervalos de referencia empleados para interpretar el pH del cultivo.*

Tabla 15. Datos del Gráfico 7: valores de pH registrados por corrida, etapa de cultivo y tratamiento lumínico.

| Siembra y etapa de cultivo | Luz blanca/contr ol | Luz azul | Luz amarilla | Luz roja |
|----------------------------|---------------------|----------|--------------|----------|
| 1ra - Tubo de ensayo       | 7,55                | 7,50     | 7,45         | 7,30     |
| 1ra - Matraz 250 mL        | 7,62                | 7,57     | 7,50         | 7,08     |
| 1ra - Matraz 1 L           | 7,72                | 7,66     | 7,55         | 6,82     |
| 1ra - Carboys 15 L         | 7,82                | 7,76     | 7,60         | 6,50     |
| 2da - Tubo de ensayo       | 7,58                | 7,52     | 7,48         | 7,35     |
| 2da - Matraz 250 mL        | 7,65                | 7,60     | 7,53         | 7,12     |
| 2da - Matraz 1 L           | 7,75                | 7,68     | 7,58         | 6,88     |
| 2da - Carboys 15 L         | 7,80                | 7,74     | 7,62         | 6,58     |
| 3ra - Tubo de ensayo       | 7,60                | 7,55     | 7,50         | 7,38     |
| 3ra - Matraz 250 mL        | 7,68                | 7,62     | 7,55         | 7,15     |
| 3ra - Matraz 1 L           | 7,78                | 7,70     | 7,60         | 6,90     |
| 3ra - Carboys 15 L         | 7,86                | 7,78     | 7,65         | 6,60     |

Nota. Valores de pH registrados durante el escalamiento del cultivo.

Tabla 16. Datos del Gráfico 8: promedio y desviación estándar del pH de *Nannochloropsis oculata* por etapa de cultivo.

| Etapa de cultivo | Luz blanca /contro l media | Luz blanca /contro l DE | Luz azul media | Luz azul DE | Luz amarilla media | Luz amarilla DE | Luz roja media | Luz roja DE |
|------------------|----------------------------|-------------------------|----------------|-------------|--------------------|-----------------|----------------|-------------|
| Tubo de ensayo   | 7,58                       | 0,03                    | 7,52           | 0,03        | 7,48               | 0,03            | 7,34           | 0,04        |
| Matraz 250 mL    | 7,65                       | 0,03                    | 7,60           | 0,03        | 7,53               | 0,03            | 7,12           | 0,04        |
| Matraz 1 L       | 7,75                       | 0,03                    | 7,68           | 0,02        | 7,58               | 0,03            | 6,87           | 0,04        |
| Carboys 15 L     | 7,83                       | 0,03                    | 7,76           | 0,02        | 7,62               | 0,03            | 6,56           | 0,05        |

Nota. DE = desviación estándar.

Tabla 17. Datos del Gráfico 9: variación del pH promedio durante el escalamiento del cultivo bajo diferentes luces LED.

| Etapa de cultivo | Luz            |          |              |          |
|------------------|----------------|----------|--------------|----------|
|                  | blanca/control | Luz azul | Luz amarilla | Luz roja |
| Tubo de ensayo   | 7,58           | 7,52     | 7,48         | 7,34     |
| Matraz 250 mL    | 7,65           | 7,60     | 7,53         | 7,12     |
| Matraz 1 L       | 7,75           | 7,68     | 7,58         | 6,87     |
| Carboys 15 L     | 7,83           | 7,76     | 7,62         | 6,56     |

Nota. Valores promedio usados para representar la tendencia del pH durante el escalamiento.

Tabla 18. Datos del Gráfico 10: pH final promedio en carboys de 15 L.

| Tratamiento        | Media de pH | n | Error estándar | Grupo Tukey |
|--------------------|-------------|---|----------------|-------------|
| Luz blanca/control | 7,83        | 3 | 0,01           | C           |
| Luz azul           | 7,76        | 3 | 0,01           | C           |
| Luz amarilla       | 7,62        | 3 | 0,01           | B           |
| Luz roja           | 6,56        | 3 | 0,01           | A           |

Tabla 19. Datos del Gráfico 11: diferencia del pH final respecto al control blanco.

| Tratamiento lumínico | pH final promedio | Diferencia respecto al control blanco |
|----------------------|-------------------|---------------------------------------|
| blanca/control       | 7,83              | 0,00                                  |
| azul                 | 7,76              | 0,07                                  |
| amarilla             | 7,62              | 0,21                                  |
| roja                 | 6,56              | 1,27                                  |

Tabla 20. Datos del Gráfico 12: promedio general de supervivencia de las tres corridas.

| Estadio larvario | Supervivencia promedio (%) | DE entre corridas (%) | Larvas promedio por tanque | Larvas promedio por corrida |
|------------------|----------------------------|-----------------------|----------------------------|-----------------------------|
| M1               | 100,00                     | 0,00                  | 20 000                     | 60 000                      |
| M2               | 98,98                      | 0,39                  | 19 796                     | 59 388                      |
| M3               | 98,11                      | 0,51                  | 19 622                     | 58 866                      |
| PL1              | 97,43                      | 0,67                  | 19 486                     | 58 458                      |
| PL2              | 96,42                      | 0,74                  | 19 284                     | 57 852                      |
| PL3              | 95,22                      | 1,08                  | 19 044                     | 57 132                      |
| PL4              | 94,22                      | 1,23                  | 18 844                     | 56 532                      |
| PL5              | 93,22                      | 1,39                  | 18 644                     | 55 932                      |

Nota. Los valores corresponden al promedio general representado en el gráfico; se considera una siembra de 20 000 larvas por tanque y 60 000 larvas por corrida.

Tabla 21. Datos del Gráfico 13: desviación estándar de la supervivencia por estadio y corrida.

| Estadio | Corrida 1 | Corrida 2 | Corrida 3 |
|---------|-----------|-----------|-----------|
| M1      | 0,00      | 0,00      | 0,00      |
| M2      | 0,19      | 0,20      | 0,51      |
| M3      | 0,20      | 0,20      | 0,39      |
| PL1     | 0,19      | 0,34      | 0,19      |
| PL2     | 0,19      | 0,20      | 0,19      |
| PL3     | 0,34      | 0,88      | 0,00      |
| PL4     | 0,34      | 1,07      | 0,19      |
| PL5     | 0,34      | 0,88      | 0,34      |

Nota. Datos usados para representar la dispersión de supervivencia entre tanques por corrida.

Tabla 22. Datos del Gráfico 14: postlarvas por gramo registradas en cada corrida.

| Corrida   | PL/g  |
|-----------|-------|
| Corrida 1 | 300,0 |
| Corrida 2 | 317,5 |
| Corrida 3 | 342,0 |

Tabla 23. Datos del Gráfico 15: peso individual estimado por corrida.

| Corrida   | Peso individual estimado (mg/PL) |
|-----------|----------------------------------|
| Corrida 1 | 3,333                            |
| Corrida 2 | 3,150                            |
| Corrida 3 | 2,924                            |

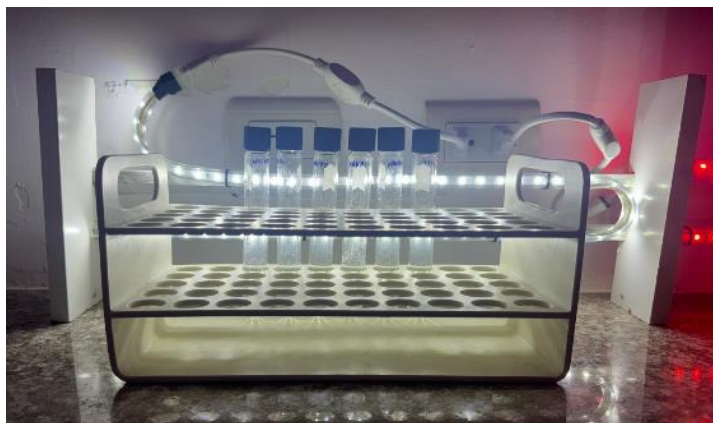
Nota. El peso individual estimado mantiene una relación inversa con el número de PL/g.

Tabla 24. Datos del Gráfico 16: supervivencia promedio por corrida.

| Corrida   | Supervivencia promedio (%) |
|-----------|----------------------------|
| Corrida 1 | 93,67                      |
| Corrida 2 | 91,67                      |
| Corrida 3 | 94,33                      |

Tabla 25. Datos del Gráfico 17: llenado intestinal por corrida.

| Corrida   | Llenado intestinal (%) |
|-----------|------------------------|
| Corrida 1 | 100                    |
| Corrida 2 | 100                    |
| Corrida 3 | 100                    |



*Figura 4. Tratamiento luz LED blanca.*



*Figura 5. Tratamiento luz LED azul.*



*Figura 6. Tratamiento luz LED amarilla.*



*Figura 7. Tratamiento luz LED roja.*



*Figura 8. Sistema de cultivo en carboys.*



*Figura 9. Sistema de cultivo en carboys.*



*Figura 10. Revisión de larva de Penaeus vannamei.*