

UNIVERSIDAD LAICA ELOY ALFARO DE MANABÍ

FACULTAD DE CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE BIOLOGÍA



PROYECTO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE:

BIÓLOGO

TEMA:

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*)
ALIMENTADO CON (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*) EN ACUICULTURA EN
ECUADOR

AUTOR:

JOSELYN YARIXA MARMOLEJO CEVALLOS

TUTOR:

ING. RAÚL MACÍAS CHILA, MGS.

PEDERNALES – MANABÍ- ECUADOR 2025

CERTIFICACIÓN DE APROBACIÓN DEL TRABAJO DE TITILACIÓN

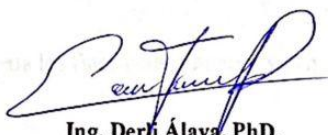
El tribunal evaluador

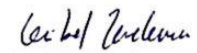
Certifica:

Que el trabajo de fin de carrera en la modalidad de Proyecto de investigación titulado: **"EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*) ALIMENTADO CON (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*) EN ACUICULTURA EN ECUADOR"** realizado y concluido por la Señorita: **JOSELIN YARIXA MARMOLEJO CEVALLOS** ha sido revisado y evaluado por los miembros del tribunal.

El trabajo de fin de carrera antes mencionado cumple con los requisitos académicos, científicos y formales suficientes para ser aprobado.

Para dar testimonio y autenticidad firman:


Ing. Derli Álava, PhD.
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL


Blga. Cecibel M. Tenelema Delgado, Msc.
Miembro del tribunal


Dr. Henry Oshon Intriago Mendoza, Mgs.
Miembro del tribunal

CERTIFICACIÓN

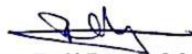
En calidad de docente tutora de la Extensión Pedernales de la Universidad Laica "Eloy Alfaro" de Manabí, CERTIFICO:

Haber dirigido, revisado y aprobado preliminarmente el Trabajo de Integración Curricular bajo la autoría del estudiante **JOSELIN YARIXA MARMOLEJO CEVALLOS**, legalmente matriculado en la carrera de Biología, período académico 2025-1, cumpliendo el total de 384 horas, cuyo tema del proyecto es **"EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*) ALIMENTADO CON (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*) EN ACUICULTURA EN ECUADOR"**.

La presente investigación ha sido desarrollada en apego al cumplimiento de los requisitos académicos exigidos por el Reglamento de Régimen Académico y en concordancia con los lineamientos internos de la opción de titulación en mención, reuniendo y cumpliendo con los méritos académicos, científicos y formales, y la originalidad del mismo, requisitos suficientes para ser sometida a la evaluación del tribunal de titulación que designe la autoridad competente.

Particular que certifico para los fines consiguientes, salvo disposición de Ley en contrario.

Lo certifico,



Ing. Raúl Ramón Macías Chila, Mgs.

Docente Tutor

Biología

DERECHOS DE AUTORÍA

Yo, JOSELIN YARIXA MARMOLEJO CEVALLOS, con cédula de identidad No 131349693-5 declaro que el presente trabajo de titulación “EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*) ALIMENTADO CON (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*) EN ACUICULTURA EN ECUADOR”, ha sido desarrollado considerando los métodos de investigación existente y respetando los derechos intelectuales de terceros considerados en las citas bibliográficas.

Consecuentemente declaro que las ideas y contenidos expuestos en el presente trabajo son de mi autoría, en virtud de ello, me declaro responsable del contenido, veracidad y alcance de la investigación antes mencionada.



Joselyn Yarixa Marmolejo Cevallos
C.I. 131349693-5

Dedicatoria

Le dedico esta tesis a mis padres, cuya mano firme y amor incondicional iluminaron cada uno de mis pasos; sin su sacrificio, confianza y ejemplo incansable, este sueño académico no habría sido posible.

A mi compañero de vida, gracias por sostenerme en los momentos de duda y celebrar cada logro como si fuera tuyo; tu presencia constante ha sido el ancla y la inspiración que me impulsaron a llegar hasta aquí.

A mis amados hijos, Francisco y Samara, porque su sonrisa convierte cualquier día difícil en motivo de esperanza; toda esta entrega está guiada por el deseo de dejarles un legado de esfuerzo y perseverancia.

Con especial ternura, a mi querido abuelito Pacifico, que descansa en el cielo: tu recuerdo ha sido luz y fuerza anímica en los momentos en que pensé rendirme.

Agradecimientos

Le agradezco primeramente a Dios, por brindarme la vida, la salud y la fortaleza indispensables para culminar este proyecto; Su guía espiritual ha iluminado cada uno de mis pasos.

A mi madre, cuyo amor incansable y apoyo con mis hijos hicieron posible dedicar el tiempo y la energía que esta tesis requería; sin su entrega y sacrificio, este logro no habría sido posible.

A mi mejor amiga Evelyn, por estar siempre, ofreciendo apoyo emocional y recordándome el valor de la perseverancia y de la verdadera amistad.

A mis compañeras y amigas Micaela, Emma, Gemita por su ayuda incondicional desde el primer día, su energía contagiosa y su disposición permanente para colaborar en todo lo necesario.

A la Bióloga Cecibel, por su paciencia, por compartir generosamente sus conocimientos y por la guía que dio forma académica y científica a este trabajo.

Al Laboratorio Larva Azul, por abrirme sus puertas y proveer las instalaciones y recursos que hicieron posible la ejecución de mi proyecto de tesis.

A todos ustedes, mi más sincero y sentido agradecimiento.

Resumen

La investigación se justificó en la necesidad de optimizar la fase larvaria del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), especie de alto valor económico en la acuicultura ecuatoriana, mediante el uso de microalgas que aportaran mayor eficiencia nutricional y sostenibilidad al cultivo. El objetivo fue evaluar el crecimiento, la supervivencia y la rentabilidad de larvas de *L. vannamei* alimentadas con *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros calcitrans* en condiciones controladas en el Laboratorio Larva Azul, Pedernales, Ecuador. Se emplearon 6 millones de larvas distribuidas en dos tratamientos con cuatro réplicas cada uno, durante 10 días, utilizando un diseño experimental y análisis MANOVA. Se registraron variables como longitud, tasa de crecimiento específico (SGR), supervivencia y mortalidad, además de la composición nutricional de las microalgas y los costos de producción. Los resultados demostraron que las larvas alimentadas con *Tetraselmis chuii* alcanzaron mayor longitud promedio (7,0 mm), menor mortalidad (10%) y supervivencias superiores al 85%, frente a *Chaetoceros calcitrans*, que presentó un crecimiento limitado (5,0 mm) y mortalidad más elevada (25–35%). Asimismo, *T. chuii* reflejó valores más altos de SGR y un índice de rentabilidad superior ($IR = 4,09$), lo que evidenció una mejor asimilación de sus proteínas, lípidos y ácidos grasos esenciales. Se concluyó que *Tetraselmis chuii* fue una opción nutricionalmente más eficiente y económicamente viable para la fase larvaria de *L. vannamei*, constituyendo una alternativa sostenible para fortalecer la competitividad de la acuicultura ecuatoriana.

Palabras clave: *Acuicultura sostenible, competitividad, eficiencia, nutrición larval, sostenibilidad,*

Abstract

The research was justified by the need to optimize the larval stage of the Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*), a species of high economic value in Ecuadorian aquaculture, through the use of microalgae that could provide greater nutritional efficiency and sustainability to farming practices. The objective was to evaluate the growth, survival, and profitability of *L. vannamei* larvae fed with *Tetraselmis chuii* and *Chaetoceros calcitrans* under controlled conditions at the Larva Azul Laboratory, Pedernales, Ecuador. A total of 6 million larvae were used, distributed into two treatments with four replicates each, during a 10-day trial, employing an experimental design and MANOVA analysis. Variables recorded included length, specific growth rate (SGR), survival, mortality, as well as the nutritional composition of the microalgae and production costs. Results showed that larvae fed with *Tetraselmis chuii* reached a greater average length (7.0 mm), lower mortality (10%), and survival rates above 85%, compared to *Chaetoceros calcitrans*, which displayed limited growth (5.0 mm) and higher mortality (25–35%). Likewise, *T. chuii* yielded higher SGR values and a superior profitability index (IR = 4.09), evidencing better assimilation of its proteins, lipids, and essential fatty acids. It was concluded that *Tetraselmis chuii* was a nutritionally more efficient and economically viable option for the larval stage of *L. vannamei*, representing a sustainable alternative to strengthen the competitiveness of Ecuadorian aquaculture.

Keywords: *Competitiveness, Efficiency, Larval nutrition, Sustainability, Sustainable aquaculture.*

Tabla de Contenido

CERTIFICADO DE APROBACIÓN DE TITULACIÓN	II
CERTIFICACIÓN DEL TUTOR	III
AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD	IV
DEDICATORIA.....	V
AGRADECIMIENTO	VI
RESUMEN.....	VII
ABSTRACT.....	VIII
CAPÍTULO 1: CONTEXTUALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	1
1.1 Introducción.....	1
1.2 Planteamiento del problema.....	2
1.2.1 Identificación De Variables	2
1.2.1.1. Variables independiente.....	2
1.2.1.2 Variables dependiente	2
1.2.1.3 Formulación del problema.....	3
1.2.2 Hipótesis.....	3
1.3 Objetivos del proyecto de investigacion.....	3
1.3.1 Objetivo general	3
1.3.2 Objetivos específicos	3
1.4 Justificación del proyecto	4

1.5 Marco teórico	5
1.5.1 Antecedentes	5
CAPÍTULO 2: DESARROLLO METODOLÓGICO (MATERIALES Y MÉTODOS).....	17
2.1 Enfoque de la investigación	17
2.2 Diseño de la investigacion	17
2.3 Tipo de investigacion	17
2.4 Método de investigacion	18
2.4.1 Area de estudio.....	18
2.5 Población y/o Muestra.....	18
2.6 Tecnica de investiagción	18
2.6.2 Obtención de microalgas	19
2.6.4 Alimentación	20
CAPITULO 3: RESULTADOS.....	23
Discusión	47
Repuesta a la pregunta de Investigacion	48
Conclusión	49
Recomendaciones	50
Referencias bibliográficas	51

Índice de tablas

Tabla 1. Taxonomía del camarón blanco	7
Tabla 2. Requerimientos alimenticios del camarón blanco	13
Tabla 3. Composición nutricional Tetraselmis chuii	25
Tabla 4. Composición nutricional de la microalga Chaetoceros calcitrans.	26
Tabla 5. Análisis del crecimiento de las larvas de zoea en relación con las microalgas .	27
Tabla 6. Análisis de varianza para CRECIMIENTO Zoea (mm)	28
Tabla 7. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%.	28
Tabla 8. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%	29
Tabla 9. Prueba de coeficiente de determinación.	30
Tabla 10. Pruebas ANOVA para MICROALGAS.	30
Tabla 11. Matriz SSCP (ajustada) para MICROALGAS.	31
Tabla 12. Matriz SSCP (ajustada) para error	31
Tabla 13. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error	31
Tabla 14. Análisis de valores y vectores propios para microalgas	31
Tabla 15. Pruebas MANOVA para estadio zoea	32
Tabla 16. Matriz SSCP (ajustada) para estadio zoea.	32
Tabla 17. Análisis de valores y vectores propios para estadio zoea	32
Tabla 18. Información de factores evaluados	33
Tabla 19. Análisis de varianza para crecimiento mysis (mm),	34
Tabla 20. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%	34
Tabla 21. Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher	35
Tabla 22. Resumen del modelo.	36
Tabla 23. Pruebas MANOVA para microalgas.	36
Tabla 24. Matriz SSCP (ajustada) para microalgas	37
Tabla 25. Matriz SSCP (ajustada) para error.	37
Tabla 26. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error	37
Tabla 27. Análisis de valores y vectores propios para microalgas	37
Tabla 28. Pruebas MANOVA para Estadio Mysis.	38
Tabla 29. Matriz SSCP (ajustada) para Estadio Mysis.	38
Tabla 30. Análisis de valores y vectores propios para Estadio Mysis	38

Tabla 31. Información de factores evaluados	39
Tabla 32. Análisis de varianza para CRECIMIENTO postlarva (mm)	40
Tabla 33. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%	40
Tabla 34. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%.	41
Tabla 35. Resumen del modelo.....	42
Tabla 36. Pruebas MANOVA para microalgas	42
Tabla 37. Matriz SSCP (ajustada) para microalgas	43
Tabla 38. Matriz SSCP (ajustada) para error	43
Tabla 39. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error	43
Tabla 40. Análisis de valores y vectores propios para microalgas.	43
Tabla 41. Pruebas MANOVA para estadio postlarva	44
Tabla 42. Matriz SSCP (ajustada) para estadio postlarva.....	44
Tabla 43. Análisis de valores y vectores propios para estadio postlarva.....	44
Tabla 44. Índice de rentabilidad de los costos de los dos tratamientos	45

Índice de Figuras

Figura 1. Morfología externa de un camarón peneideo.....	7
Figura 2. Ciclo de vida del camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	8
Figura 3. Etapa embrionaria.....	9
Figura 4. Ubicación del Laboratorio Larva Azul.....	18
Figura 5. Diagrama de tratamientos.....	20
Figura 6. Grafico de supervivencia en fase larvaria.....	24
Figura 7. Diagrama de mortalidad.....	24
Figura 8. Gráfico de crecimiento larval por tratamiento	26
Figura 9. Gráfico de SGR por tratamiento.....	27
Figura 10. Gráfico de efectos principales para crecimiento Zoea.....	29
Figura 11. Gráfica de interaccion para crecimiento Zoea	30
Figura 12. Gráfico de residuos para crecimiento zoea	33
Figura 13. Gráfica de efectos principales para crecimiento Mysis.....	35
Figura 14. Gráfica de interacción para crecimiento Mysis.....	36
Figura 15. Grafico de residuos para crecimiento mysis.....	39
Figura 16. Gráfica de efectos principales para crecimiento postlarva.....	41
Figura 17. Gráfica para crecimiento postlarva	42
Figura 18. Grafica de residuos para crecimiento postlarva.....	45

CAPITULO 1: CONTEXTUALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

1.1 INTRODUCCIÓN

Ecuador ha sabido sacarle el máximo provecho a su litoral con un clima tropical y la riqueza de especies nativas como el camarón blanco del Pacífico desde allí sentaron las bases para que desde los años 60 esta industria floreciera en nuestras provincias costeras. Hoy la camaronicultura no solo es un motor de desarrollo generando miles de empleos y atrayendo inversiones en infraestructura sino también una fuente clave de divisas que impulsa la economía nacional. Gracias a estas ventajas naturales y a décadas de experiencia Ecuador ocupa el segundo puesto mundial en exportación de camarón solo por detrás de la India y es el proveedor de confianza número uno para la Unión Europea (Chávez Guerrero et al, 2024).

Los países que están en la vanguardia de estos desarrollos se encuentran China, Indonesia, Vietnam, India y Ecuador. A pesar de ello, esta actividad ha experimentado un notable crecimiento en la región tropical, aunque su desarrollo ha sido menos pronunciado en el área del Magreb y el Oriente Próximo (Figueredo et al., 2020).

La alimentación representa la mayor parte de la inversión en la camaronicultura, pues no solo nutre el crecimiento de los ejemplares, sino que también fortalece sus defensas y asegura su buen desarrollo. Al optimizar la dieta, se mejora la supervivencia y se garantiza una calidad superior del producto final. Por esta razón, tanto los productores como los investigadores están constantemente buscando formas de mejorar la nutrición, explorando alternativas que permitan reemplazar la dieta tradicional con el objetivo de disminuir los costos de producción y, al mismo tiempo, asegurar una optimización en los parámetros productivos de la especie cultivada (Moncayo Vera, 2020).

Incorporar microalgas en la dieta de los organismos cultivados abre la puerta a una auténtica revolución en la acuicultura al favorecer un modelo productivo más responsable con el medio ambiente. Al recurrir a estos diminutos vegetales acuáticos, podemos disminuir nuestra dependencia de piensos convencionales cuyas materias primas a menudo provienen de pesquerías silvestres y al mismo tiempo, nutrir mejor a las especies gracias al perfil rico y equilibrado de aminoácidos, ácidos grasos y pigmentos naturales que ofrecen las microalgas. Además, su cultivo no suele implicar riesgos de contaminación por toxinas, lo cual refuerza la seguridad alimentaria y la salud de los ecosistemas. En definitiva, las microalgas no solo representan un ingrediente innovador, sino también una oportunidad para impulsar una acuicultura más sostenible y resiliente.

El tamaño y la forma de las células son fundamentales; deben ser apropiadas para la ingestión, generalmente en un rango de 1 a 15 μm para organismos filtradores, lo que facilita su consumo y digestión (Brown, 2002).

1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es un crustáceo de diez patas que forma parte de la familia Penaeidae y se encuentra en el Océano Pacífico, desde Sonora en México hasta la costa noroeste de Perú (FOESA, 2010). Según Palma (2017), el camarón blanco es conocido por su rápido crecimiento y su habilidad para adaptarse a diferentes condiciones ambientales en entorno controlados.

Es crucial determinar qué tipos de microalgas son aptas para el consumo y el aprovechamiento nutricional de las larvas ya que esto ayuda a evitar el uso de microalgas no adecuadas, lo que podría perjudicar el proceso del cultivo (Reyes Aguilar, 2021).

Las microalgas tienen varias propiedades importantes para su aplicación en la acuicultura, como su perfil nutricional y la falta de toxinas. Su tamaño y la forma de las células también son aspectos fundamentales, ya que tienen que ser lo suficientemente pequeñas para que los organismos filtradores las ingieran. Del mismo modo es esencial que crezcan rápidamente y que sean viables para el cultivo a gran escala y mantengan su estabilidad frente a cambios en temperatura, luz y nutrientes en los sistemas de crianza (Brown, 2002).

1.2.1 Identificación de variables

1.2.1.1 Variables independientes:

Uso de dos tipos de microalgas (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*)

Porcentaje de alimento de microalgas

1.2.1.2 Variables dependientes:

Peso

Crecimiento en longitud

Supervivencia de la larva

Condiciones del agua

1.2.1.3 Variables de control

Temperatura

Salinidad

Ph

1.2.2 Pregunta de hipótesis

¿La incorporación de microalgas *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii* en la alimentación de las larvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) mejora significativamente el crecimiento y la tasa de supervivencia en comparación con dietas sin microalgas o con diferentes concentraciones de estas?

H₀: No existen diferencias significativas relevantes en el crecimiento y la supervivencia del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* que se alimenta de *Tetraselmis chuii* en comparación con aquellos que son alimentados con *Chaetoceros calcitrans*. Esto implica que ambos tipos de dietas producen resultados similares en cuanto a peso promedio, longitud y tasa de supervivencia.

H₁: Se ha encontrado una diferencia significativa en el crecimiento y la supervivencia del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* que consume *Tetraselmis chuii* en comparación con aquellos que reciben *Chaetoceros calcitrans*. Esto sugiere que la microalga *Tetraselmis chuii* ofrece un rendimiento superior en términos de peso promedio, longitud y tasa de supervivencia.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo General

Evaluación del crecimiento del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) alimentado con *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii* en acuicultura en Ecuador.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Determinar la supervivencia y mortalidad en fase larvaria del camarón blanco (*L. vannamei*) en relación con los tipos de alimentos *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*.
- Analizar la composición nutricional de las microalgas y el crecimiento en fase larvaria del camarón blanco (*L. vannamei*).
- Establecer los costos de producción asociados con el uso de producción asociados con el uso de *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*.

1.4 JUSTIFICACIÓN

La acuicultura es fundamental para la economía de Ecuador a nivel mundial actuando como un elemento clave para la estabilidad alimentaria y el crecimiento sostenible. En Ecuador, el cultivo de camarón se destaca como una de los procesos productivos más significativas, creando empleo y generando ingresos en el país. En todo el mundo, la acuicultura lidera el crecimiento dentro del sector alimentario, jugando un papel clave en la provisión de proteínas para una población en expansión (FAO, 2020).

Incorporar microalgas como *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii* trae un abanico de ventajas nutricionales, son ricas en ácidos grasos omega-3, proteínas de alta calidad y pigmentos naturales como los carotenoides. Estudios previos muestran que estas pequeñas aliadas no solo fomentan un mejor crecimiento, sino que también aumentan la supervivencia de las larvas en múltiples especies acuáticas, incluyendo el camarón (Baker et al., 2017; Ravindran et al., 2019).

Aun así, alimentar a las larvas de camarón no es tarea sencilla. Existen varios retos como asegurar una buena calidad del alimento y lograr que crezcan y sobrevivan en mejores condiciones. Muchas veces los alimentos tradicionales no les brindan todos los nutrientes que realmente necesitan y eso termina afectando su desarrollo desde etapas muy tempranas (Gaxiola, 2006).

Incluir microalgas en la alimentación de las larvas de camarón no solo enriquece su alimentación, sino que también puede ayudar a que crezcan mejor y sobrevivan con mayor facilidad. Durante las primeras etapas de su vida cuando son especialmente frágiles estas microalgas les aportan la energía y los nutrientes esenciales que necesitan para desarrollarse de forma saludable (Baker et al., 2017).

Con esta investigación quiero entender mejor como alimentar a las larvas de camarón y abrir nuevas oportunidades para seguir explorando este tema. Lo que descubramos podría ser muy útil para la industria acuícola ayudando a que la producción sea más eficiente y rentable y al mismo tiempo apoyando un desarrollo más sostenible del sector.

1.5 MARCO TEÓRICO

1.5.1 *Antecedentes y estado actual del tema*

La producción de camarón blanco en la costa de Ecuador ha ido creciendo poco a poco, aunque todavía enfrenta algunos desafíos. La rentabilidad puede variar mucho, sobre todo por las condiciones del ambiente (Castillo-Ochoa & Velásquez-López, 2021). Como este cultivo es tan importante para la economía en los laboratorios están cada vez más interesados en encontrar formas de mejorar no solo la cantidad sino también la calidad de las larvas de camarón (Isiordia Pérez & Puello-Cruz, 2007).

Usar microalgas en la acuicultura ayuda a que los camarones crezcan mejor y tengan más posibilidades de sobrevivir en comparación con las dietas tradicionales (Ponis et al., 2003). Alimentar a los camarones es uno de los gastos más grandes en su crianza llegando a ser hasta el 60% del costo total. Por eso es súper importante crear dietas que no solo sean buenas para su salud sino también que no sean tan caras, lo que implica revisar con cuidado que nutrientes necesitan (Galindo et al., 2002).

Sin embargo, no basta con concretar o congelar las algas, los métodos de procesamiento pueden debilitar su riqueza nutricional si no se manejan con cuidado (Knuckey, 1998). Por eso, resulta fundamental elegir y preparar las cepas de *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii* de manera que conserven al máximo sus proteínas, ácidos grasos esenciales y carotenoides, elementos clave para el desarrollo larvario (Harrison, 1990; Kurmaly et al., 1989).

También se ha visto que darles a las larvas de camarón peneidos una mezcla de diferentes microalgas funciona mejor que usar solo una (Simón, 1978; citado por Kuban et al., 1985). Aunque los concentrados de algas pueden ser una alternativa más económica y simplificar los procesos de cultivo, es importante considerar que los métodos de centrifugación, concentración y congelación pueden provocar pérdidas de nutrientes (Knuckey, 1998).

En este estudio queremos ver cómo crece el camarón blanco cuando se alimenta con las microalgas *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*. Esto es súper importante para hacer que la acuicultura sea más sostenible. Estas microalgas pueden mejorar la alimentación, ayudar a que los camarones crezcan más rápido y además reducir los costos. También promueven formas de cultivo que cuidan mejor el medio ambiente y ayudan a que el sector acuícola esté más preparado para enfrentar problemas grandes como el cambio climático.

1.5.2 Bases teóricas

1.5.2.1 Características Morfológicas del Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*)

El camarón blanco puede crecer hasta unos 20 cm, aunque en los criaderos suelen ser un poco más pequeños. Según Cárdenas y Martínez (2020), cuando las condiciones son las adecuadas, estos camarones pueden crecer bastante.

Su cuerpo delicado presenta un espectacular abanico de colores que va desde un blanco translucido hasta tonos azulados, salpicados a veces de bandas grises o marrones, un indicador fiable de su salud y bienestar (Reyes Mero, 2021).

Este camarón tiene una especie de armadura llamada exoesqueleto, hecha de quitina que lo protege y le da soporte. Aunque es delgado y flexible le permite crecer porque se muda la piel cuando es necesario (García, 2021).

También tiene antenas muy largas que le sirven para sentir lo que hay a su alrededor. En los machos estas antenas incluso son más largas que su propio cuerpo. Cuenta con cinco pares de patas para caminar, que son más fuertes en los machos y también tienen un par de pinzas o chelas que ellos usan y que son más grandes que en las hembras (Martínez, 2020).

La cabeza es grande y está equipada con ojos compuestos que le dan una visión bastante buena. Los ojos están situados a los lados de la cabeza lo que le permite ver un área más amplia (Cárdenas & Martínez, 2020).

Por último, su abdomen está dividido en segmentos flexibles que le ayudan a nadar con facilidad. En cada segmento tiene un par de pleópodos que utiliza tanto para moverse en el agua como para respirar (Reyes Mero, 2021).

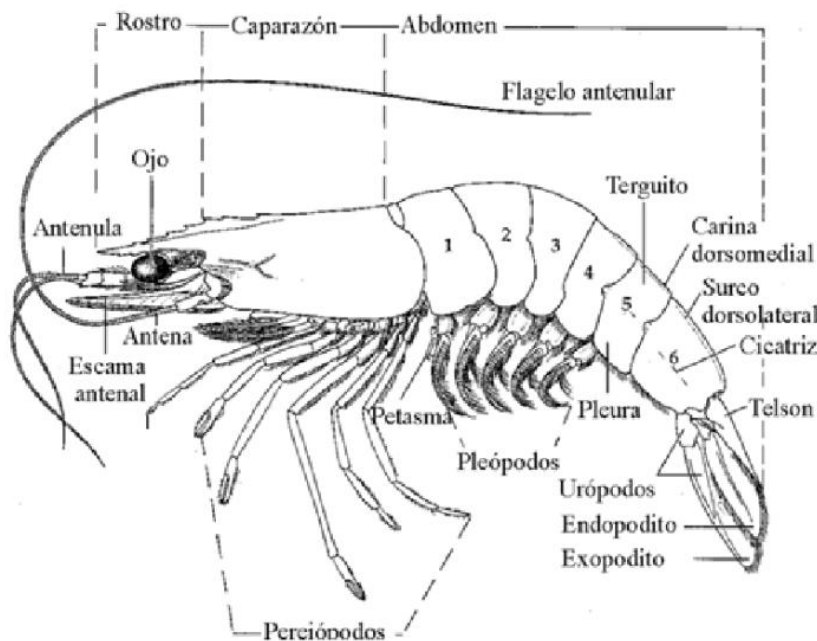
1.5.2.2 Taxonomía del camarón (*Litopenaeus vannamei*)

Tabla 1 Taxonomía del camarón (*Litopenaeus vannamei*).

Phylum	Arthropoda
Clase:	Malacostraca
Orden:	Decapoda
Suborden:	Dendobranchiata
Superfamilia:	Penaeoidea
Familia:	Penaeidae
Género:	Litopenaeus
Especie:	Vannamei

Fuente: (Herrarte García, 2021)

Figura 1. Morfología externa de un camarón peneideo en vista lateral



Fuente: (Adaptado de Pérez-Farfante & Kensley, 1997).

1.5.2.3 Ciclo de Vida

El ciclo biológico del camarón blanco abarca aproximadamente 18 meses, comenzando desde la etapa de huevo y progresando a través de múltiples fases y subfases hasta alcanzar la madurez sexual. Durante la fase larvaria, se producen diversas transformaciones y migraciones en los estadios meropláctónico y demersal. Al llegar a las etapas juvenil y adulta, estos crustáceos

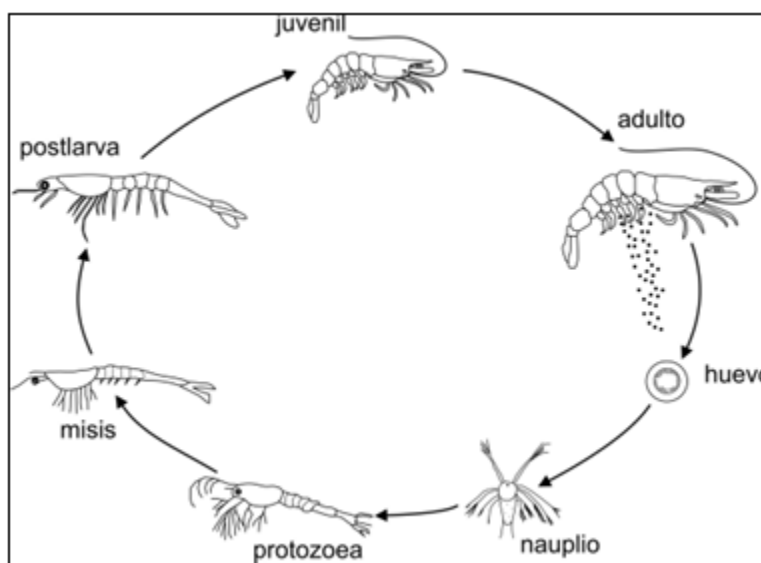
tienden a regresar al océano (Sarango Vivanco, 2021).

El viaje vital del camarón blanco arranca con el desove. Los adultos ya listos para reproducirse liberan sus huevos en aguas cálidas de unos 28 grados. Al cabo de entre 18 y 24 horas esos delicados cascarones se abren y aparecen los primeros nauplios son unos diminutos globitos que flotan al compás de las corrientes. A partir de ahí la aventura continúa y pasan por tres fases de zoea y luego por tres de mysis moviéndose como pequeñas acróbatas submarinas antes de dar el salto a la siguiente etapa de su desarrollo. Tras aproximadamente dos semanas, aunque este plazo puede alargarse o acortarse según la temperatura, el alimento disponible y la calidad del agua emerge la fase postlarval, momento en el que ya parecen pequeños camarones listos para afianzar su existencia. Desde allí avanzan hacia el crecimiento juvenil, asimilando más nutrientes y desarrollando su caparazón, hasta finalmente alcanzar la etapa adulta en la que, ya maduros, podrán cerrar el ciclo liberando a su vez la siguiente generación (Sarango Vivanco, 2021).

1.5.2.4 Etapas larvarias

El *Litopenaeus vannamei* es un tipo de camarón muy importante, pasa por varias etapas desde que empieza a desarrollarse. Primero esta como embrión y unas 16 horas después de la fecundación nace como un pequeñísimo nauplio. A medida que va creciendo pasa por varias fases llamadas zoea (I, II y III) y mysis (I, II y III). Finalmente, se convierte en una postlarva que es una etapa donde todavía flota en el agua antes de empezar a nadar por su cuenta (Moreira Zambrano, Bastidas Sánchez, & Ramírez, 2021).

Figura 2. Ciclo de vida del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*



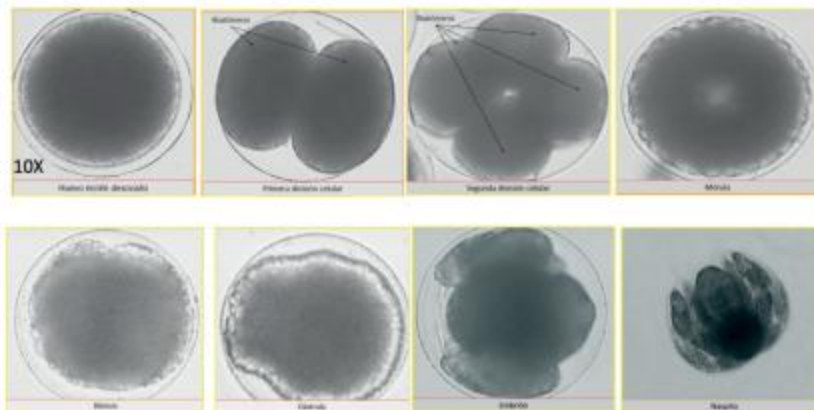
Fuente: (Lee y Wickins, 1992).

1.5.2.5 Etapa embrionaria

Una hembra de camarón blanco del Pacífico, *Litopenaeus vannamei*, puede desovar entre 50,000 y 500,000 huevos, con un diámetro de 230 a 290 micrómetros. Los desoves ocurren generalmente por la noche o en las primeras horas del día. En condiciones óptimas (28°C), los huevos eclosionan en 13 a 18 horas (Bores et al., 2023).

Al desovar cada huevo amanece coronado por un delicado anillo que se disipa en un suspiro. Poco después la primera división lo parte en dos blastómeros que en apenas 2 o 3 horas se convierten en una mórula creciente. Alrededor de la hora catorce el diminuto nauplio empuñando sus finas espinas perfora el corión y emerge al mundo acuático para iniciar su gran travesía (Bores et al, 2023).

Figura 3. Etapa embrionaria



Fuente: (Bores et al., 2023).

1.5.2.6 Etapa de Nauplios

Durante la etapa naupliar las larvas de *Litopenaeus vannamei* camarón blanco del Pacífico mudan aproximadamente cada siete horas pasando por cinco estadios diferentes N-1 N-2 N-3 N-4 y N-5 algunos laboratorios reportan seis estadios naupliares, pero la mayoría maneja cinco. Las larvas presentan un nado intermitente, alternando entre nadar rápidamente por cortas distancias y detenerse, para luego volver a nadar, también muestran fototropismo positivo, es decir, son atraídas por la luz Este comportamiento se utiliza para identificar los nauplios más saludables, se nota que responden rápido a la luz, lo que indica que están saludables. Cuando están descansando los nauplios se colocan horizontalmente con la parte de arriba hacia abajo y sus patitas apuntando hacia arriba (Bores et al., 2023).

1.5.2.7 Etapa de Protozoea

Después de la metamorfosis del quinto estadio naupliar (N-5), aparece la segunda etapa larval, la de protozoea, con tres estadios diferentes (Z-1, Z-2 y Z-3). En esta etapa de protozoea se nota un cambio en la forma de la larva. Su cuerpo se alarga y se adapta para facilitar un nado constante hacia adelante que se realiza principalmente mediante el movimiento de las antenas. Este nado se caracteriza por ser más lento y menos errático en comparación con la etapa anterior naupliar previo. Durante esta etapa de protozoea, se observan los pares de maxilípedos bien desarrollados, los cuales también participan en la natación de la larva. La presencia de estos apéndices alimenticios indica que la larva ha desarrollado la capacidad de alimentarse, destacándose por su ingesta constante de alimento. Al hacerlo, es posible observar las contracciones en su sistema digestivo y la aparición de “hebras” de desechos fecales. Un sistema digestivo bien lleno y una reacción favorable a la luz son indicadores utilizados para determinar la salud de estos organismos durante la fase de protozoea (Bores et al., 2023).

1.5.2.8 Etapa de Mysis

La última como larva son las mysis, que tienen tres fases (I, II y III). En esta etapa las larvas ya empiezan a parecerse a camarones jóvenes. Su cuerpo está un poco doblado en el abdomen y sus patitas delanteras están más grandes y listas para usarse. Estas patas junto con otras tres parejas especiales llamadas maxilípedos son las que les ayudan principalmente a nadar (Bores et al., 2023).

Durante la fase final del desarrollo larval del camarón, se presentan las larvas conocidas como mysis las cuales se deben en tres subfases sucesivas M-1, M-2 y M-3.

En esta etapa los mini camarones ya presumen de un porte juvenil su cuerpo se estira y arquea suavemente por el abdomen mostrando esa madurez incipiente. Sus patas torácicas se mueven con decisión marcando un nado sereno y constante mientras que los tres pares de maxilípedos junto a la boca trabajan en armonía para afinar cada brazada y mantener el equilibrio en el agua (Bores et al., 2023).

1.5.2.9 Etapas de Postlarvas

Según Bores et al., (2023), al final de la etapa mysis, las larvas pasan por una metamorfosis que marca el inicio de la primera postlarva. Al principio, esta nueva postlarva todavía muestra una mezcla de comportamientos: por un lado, nada como lo hacía en la etapa mysis y por otro empieza a nadar como lo hacen las postlarvas. En esta fase, las postlarvas ya usan principalmente sus pleópodos unas patitas ubicadas en el abdomen cubiertas de pelitos finos para nadar hacia adelante. También tienen desarrolladas las patas torácicas llamadas pereiópodos que ya funcionan bien y son muy importantes tanto para moverse por el fondo como para alimentarse.

Cuando las condiciones de temperatura son ideales, alrededor de 28°C, cada sube tapa de postlarva dura aproximadamente un día. Por eso, en los laboratorios de cría comercial se usa una forma práctica de nombrarlas según los días que han pasado desde que aparece la primera postlarva: se llama PL1 (Postlarva 1) el primer día, PL2 al segundo día y así sucesivamente. Este conteo sigue hasta que terminan desarrollar sus branquias y hacen su última transformación para convertirse en juveniles (Bores et al, 2023).

Cuando la larva mysis completa su tercera muda, aparece la primera postlarva que ya se parece mucho a un camarón pequeñito. En ese momento su cuerpo mide entre 4 y 6 milímetros de largo y tienen un ancho de hasta 1,5 milímetros.

Los principales rasgos que diferencian a esta primera postlarva de la etapa mysis previa son la presencia de pereiópodos desarrollados, pleópodos provistos de sedas y un patrón de nado horizontal del cuerpo. Además, el exoesqueleto del cefalotórax mantiene una morfología similar, pero con una reducción en el tamaño de las espinas anterolaterales y la práctica desaparición de la espina supra orbital (Bores et al., 2023).

1.5.3 Composición Nutricional

1.5.3.1 Proteínas

Las proteínas son una parte muy importante de la dieta del camarón, ya que ayudan a que crezca bien y a que pueda regenerar sus tejidos. Eso sí, deben ser de buena calidad y fáciles de digerir para que realmente le aprovechen (Bores et al., 2023).

1.5.3.2 Lípidos

Las grasas le dan energía al camarón y también ayudan a que su cuerpo pueda absorber ciertas vitaminas importantes como las que son solubles en grasa. Las grasas insaturadas como los famosos omega-3 son especialmente buenas para su salud (Moreira Zambrano, Bastidas Sánchez, & Ramírez, 2021).

1.5.3.3 Carbohidratos

Aunque no son esenciales, los carbohidratos pueden servir como fuente de energía y deben ser incluidos en cantidades adecuadas para evitar problemas de salud (Tacon & Metian, 2009).

Aunque los camarones no son grandes fanáticos de los carbohidratos su sistema digestivo no está diseñado para procesar grandes cantidades de almidón incluir una porción moderada en su dieta resulta muy útil. Estos hidratos aportan la energía necesaria para que el camarón emplee menos proteínas como combustible, dejando más de estas moléculas valiosas para el crecimiento y la reparación de tejidos. Algunos almidones actúan como pegamento natural en las croquetas o gránulos, mejorando la consistencia del alimento sin comprometer su calidad (Hoyos, 2018).

1.5.3.4 Vitaminas y Minerales

Las vitaminas como la A, la E y las del complejo B, son súper importantes para que el camarón crezca bien, tenga energía y se mantenga sano (Bores et al., 2023).

Aunque todavía no se sabe todo sobre cuantas vitaminas necesita exactamente, la FAO señala que hay algunas que no pueden faltar en su alimentación, como la vitamina C, la E y varias del complejo B. En el caso de la vitamina A no es esencial para el camarón, pero sus precursores como el beta-caroteno y la astaxantina, si son útiles porque ayudan a darle ese color rosado tan característico a su carne (Hoyos, 2018).

Además, minerales como el calcio, el fosforo y el zinc también son clave ya que ayudan a formar sus huesitos (exoesqueleto) y a que su cuerpo funcione correctamente (Moreira Zambrano, Bastidas Sánchez, & Ramírez, 2021).

1.5.3.5 Aminoácidos

Los aminoácidos son muy importantes para el funcionamiento del cuerpo del camarón. Dentro de sus células muchas de las reacciones que necesita para vivir ocurren gracias a enzimas,

que en realidad están hechas a partir de fragmentos de aminoácidos. Estos compuestos son clave para formar proteínas lo que ayuda a que el camarón crezca bien y se desarrolle de forma saludable (Colina, 2020).

1.5.4 *Requerimientos Alimentarios*

Los camarones blancos ajustan su menú a medida que maduran. En la etapa larval, necesitan un banquete rico en proteínas y lípidos para construir sus primeros tejidos y obtener energía intensa. Pero, al convertirse en juveniles y luego en adultos, su apetito se adapta y tolera mejor los carbohidratos, aprovechándolos como fuente de energía mientras reservan las proteínas para el crecimiento y la reparación (Tacon & Metian, 2009).

Una dieta balanceada mejora la resistencia a enfermedades, la tasa de crecimiento y la calidad del producto final. La deficiencia de nutrientes puede llevar a problemas como el síndrome de mala alimentación y un aumento en la mortalidad (Bores et al., 2023) (Tabla 1).

Tabla 2. *Requerimientos alimenticios del camarón blanco.*

Nutriente / Parámetro	Requerimiento en Postlarvas	Requerimiento en Juveniles
Proteína	40 – 60 % (óptimo 60 %)	25 – 35 % (óptimo 33 %)
Relación Proteína/Energía (P/E)	36 – 42 mg prot/kJ	25 – 30 mg prot/kJ
Energía dietética	15,9 – 16,5 kJ/g	10,8 – 14,5 kJ/g
Lípidos totales	3 – 8 %	6 – 15 %
Carbohidratos	7 – 41 %	7 – 41 %

Fuente: (García & Carrillo, 2010).

1.5.5 *Chaetoceros calcitrans*

Según Villa, Herazo y Torregroza (2014), la microalga *Chaetoceros calcitrans* es un tipo de alga microscópica que forma parte del grupo de las diatomeas. Es fácil de reconocer por su color marrón amarillento, gracias a pigmentos como la fucoxantina o el beta-caroteno y porque está cubierta por una especie de caparazón de sílice (un mineral parecido al vidrio. Lo interesante de esta microalga es su valor nutricional. Tiene muchos ácidos grasos buenos, como el EPA y el AA (aunque no contiene DHA), y también aporta vitaminas importantes como la C y la E. También crece rápido: puede dividirse casi dos veces al día y en poco tiempo puede duplicar su población.

Por todas estas razones, *C. calcitrans* se ha convertido en una de las microalgas más utilizadas en acuicultura marina como alimento vivo, sobre todo para moluscos y crustáceos. Como también es capaz de alcanzar grandes cantidades en cultivo, resulta ideal para estadios que buscan mejorar su producción y aprovecharla al máximo (Villa, Herazo, & Torregroza, 2014).

1.5.6 *Tetraselmis chuii*

Tetraselmis chuii es una microalga muy pequeña, su color es verde y con forma ovalada o alargada. Tiene cuatro colas muy finas llamadas flagelos que le permiten moverse con facilidad en el agua (Cesário et al, 2022).

Sus dimensiones en la mayoría de los casos oscilan entre 10 y 14 micrómetros de longitud, aunque existen reportes que indican rangos más amplios dentro del género, llegando desde los 3,5 hasta los 25 micrómetros. Lo interesante de esta especie es que, a pesar de ser tan pequeña, muestra una estructura bien definida: su superficie está recubierta por una pared celular rígida, conocida como teca, que puede presentar pequeñas ornamentaciones y escamas que la hacen más resistente frente a cambios en el ambiente marino (Niccolai et al, 2019).

En el interior de cada célula se encuentra un gran cloroplasto lobulado que ocupa buena parte del citoplasma y que alberga un pirenoide rodeado de almidón, encargado de almacenar los productos de la fotosíntesis. Junto a él se localiza un estigma o mancha ocular sensible a la luz, lo que le permite orientarse hacia las zonas más iluminadas y aprovechar mejor la energía solar. También posee organelos como mitocondrias, vacuolas, aparato de Golgi, gotas lipídicas y un núcleo central que controla las funciones vitales. Desde su extremo apical emergen cuatro flagelos de igual tamaño, recubiertos por mucílago y escamas, que le permiten nadar con agilidad. Gracias a ellos, *T. chuii* puede desplazarse en línea recta o realizar giros bruscos, algo fundamental para mantenerse activa en la columna de agua, captar nutrientes y adaptarse a los cambios de su entorno (Niccolai et al, 2019).

Su ciclo de vida refleja una gran capacidad de adaptación. En la fase flagelada se desplaza activamente y se encuentra en su estado más dinámico. Cuando pasa a la fase vegetativa inmóvil, ocurre la división celular dentro de la teca, originándose nuevas células que, dependiendo de las condiciones ambientales, pueden permanecer inmóviles o volver a desarrollar flagelos. En situaciones adversas, la célula entra en estado de quiste: pierde sus flagelos y desarrolla una pared

engrosada que le permite resistir cambios bruscos en la salinidad, la temperatura o la luminosidad. Esta alternancia de fases asegura su supervivencia incluso en ambientes poco favorables (Niccolai et al, 2019).

Lo mejor de esta alga es que está llena de nutrientes, tiene muchas proteínas y grasas saludables, especialmente omega-3 que son súper importantes para que los animales crezcan fuertes y saludables. También tiene pigmentos como la astaxantina que no solo le da color, sino que también ayuda a proteger y fortalecer el sistema inmunológico de quienes se alimenten de ella (Ravindran et al., 2019).

1.5.6.1 *Tetraselmis chuii* como alimento para camarones blancos en estadios larvales

Tetraselmis chuii se ha ganado un lugar de honor en la dieta de las larvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) gracias a su perfil nutricional excepcional. Esta microalga no solo aporta una generosa dosis de proteínas y ácidos grasos omega-3, sino que también es una fuente natural de carotenoides, pigmentos que refuerzan la salud y el color de los futuros camarones. Al integrarla en los primeros estadios larvales, se promueve un crecimiento más rápido y consistente, sentando las bases para ejemplares más robustos y sanos (Ravindran et al., 2019).

Desde el punto de vista nutricional, *T. chuii* presenta una composición muy completa y equilibrada. En su biomasa seca, el contenido de proteínas varía entre un 27 y un 48 %, los lípidos se encuentran en un rango de 11 a 36 %, mientras que los carbohidratos representan entre un 2 y un 8,5 %. A ello se suma una proporción de fibra dietética cercana al 25 % y un aporte importante de ácidos grasos esenciales, destacando el eicosapentaenoico (EPA), que corresponde aproximadamente al 3,6 % del total de lípidos. Estos valores no solo la convierten en una excelente fuente de energía, sino también en un alimento de alto valor biológico, muy útil en la nutrición de larvas de peces, moluscos y crustáceos en acuicultura (Niccolai et al, 2019). Además de su uso como alimento vivo en los criaderos, *T. chuii* ha despertado gran interés por la variedad de compuestos bioactivos que contiene. Su riqueza en carotenoides, vitaminas y polifenoles le confiere propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, capaces de reducir el daño celular y favorecer la salud tanto animal como humana. Diversos estudios han demostrado que los extractos de esta microalga pueden activar rutas antioxidantes a nivel celular, estimulando la producción de enzimas defensivas como la superóxido dismutasa, la catalasa y el glutatión peroxidasa. Estas

características la proyectan como una fuente prometedora para el desarrollo de nutracéuticos y suplementos funcionales.

Cultivar esta microalga en laboratorios o tanques controlados resulta sorprendentemente sencillo, lo que brinda a los camaronicultores la tranquilidad de contar siempre con un alimento vivo y fresco. Además, su extraordinaria capacidad para multiplicarse en grandes concentraciones garantiza que cada ración aporte la cantidad justa de nutrientes, asegurando un desarrollo sano y constante de las larvas (Cesário et al, 2022)

En la actualidad, la biomasa de *T. chuii* ya se encuentra disponible en el mercado internacional bajo la marca TetraSOD®, aprobada como alimento novedoso en la Unión Europea, Estados Unidos y Canadá. De igual forma, investigaciones recientes han explorado el uso de sus vesículas extracelulares, conocidas como nanoalgosomas, las cuales han mostrado afinidad por tejidos óseos y efectos positivos como agentes antioxidantes y antiinflamatorios, lo que abre un camino hacia su aplicación en la nanomedicina y en terapias regenerativas (Niccolai et al, 2019).

1.5.6.2 *Chaetoceros calcitrans* como alimento para camarones blancos en estadios larvales

El uso de microalgas en la crianza de camarones es una práctica fundamental, ya que de ello depende en gran medida la supervivencia y el buen desarrollo de las larvas en sus primeras etapas de vida. Entre las diferentes especies que se emplean con este propósito, *Chaetoceros calcitrans* sobresale por su alto valor nutricional y por los resultados favorables que produce en larvas de *Litopenaeus vannamei* (Pérez-Morales et al., 2016).

Las fases iniciales del ciclo de vida del camarón, particularmente el estadio de zoea, se caracterizan por ser muy delicadas y presentar altos índices de mortalidad. Esto se debe principalmente a que en este momento las larvas comienzan a alimentarse de fitoplancton, por lo que una elección inadecuada de la microalga o de la cantidad ofrecida puede repercutir directamente en la supervivencia. Frente a este escenario, *C. calcitrans* ha demostrado ser una de las opciones más seguras y efectivas para apoyar el crecimiento y la viabilidad de las larvas (Pérez-Morales et al., 2016).

CAPITULO 2: DESARROLLO METODOLOGICO

2.1 Enfoque de la investigación

El enfoque de la investigación es mixto, combinando métodos cuantitativos y cualitativos para evaluar el crecimiento del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) alimentado con *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros calcitrans* en acuicultura en Ecuador.

En las variables cuantitativas se medirán la tasa de crecimiento y supervivencia del camarón, analizando parámetros ambientales como la temperatura. En el componente cualitativo, se recopilarán y analizarán factores relacionados con la composición nutricional de *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros calcitrans*, así como los costos de producción de ambas dietas.

2.2 Diseño de la investigación

Se aplicó MANOVA, un modelo matemático que extiende el ANOVA para analizar más de una variable dependiente al mismo tiempo, considerando la correlación entre ellas, lo que permitió determinar la efectividad de cada tipo de alimento en el crecimiento y desarrollo del camarón.

Se realizaron dos tratamientos, cada uno con cuatro réplicas (T1, T2), en un total de cuatro tanques. El objetivo fue comparar el crecimiento del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) alimentado con *Tetraselmis chuii* (T1) y *Chaetoceros calcitrans* (T2). El experimento se llevó a cabo durante 10 días, durante los cuales se registraron mediciones específicas relacionadas con el crecimiento, la tasa de supervivencia y los parámetros fisicoquímicos previamente establecidos.

2.3 Tipo de investigación

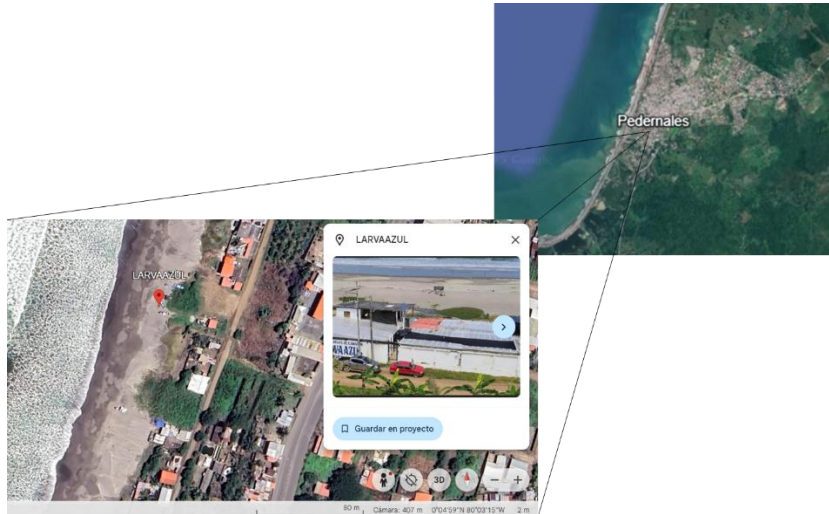
La investigación adopta un enfoque deductivo, analizando los principios generales del crecimiento del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) y su alimentación con *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros calcitrans*. Se desarrollan y prueban hipótesis mediante la recopilación y el análisis de datos, lo que facilita la evaluación del efecto de cada régimen de alimentación en el crecimiento y la supervivencia larvaria.

2.4 Método de investigación

2.4.1 Área de estudio

El estudio se llevó a cabo en el cantón Pedernales específicamente en el Laboratorio Larva Azul ubicado en Las Palmitas.

Figura 4. Ubicación del Laboratorio Larva Azul



Fuente: Elaboración propia.

2.5 Población y muestra

2.5.1 Población

La investigación se dividió en dos tratamientos, cada uno con dos repeticiones. En cada tanque se utilizaron 1,500,000 larvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), donde un tratamiento empleó *Tetraselmis chuii* como alimento y el otro utilizó *Chaetoceros calcitrans*. Se trabajó con una población total de 6,000,000 larvas en el experimento.

2.5.2 Muestra

Se emplearon 3,000,000 larvas de camarón blanco en cada tratamiento divididas en 1,500,000 larvas por cada replica iniciando desde estadio zoea 1. Esta cifra se calculó utilizando criterios técnicos del laboratorio.

2.6 Técnica de investigación

2.6.1 Sistema empleado

Para este estudio se utilizó un sistema de cuatro tanques con una capacidad de 10 toneladas

de agua, dos tanques para cada tratamiento. El agua utilizada en los tanques para el cultivo de larvas es tratada y filtrada, para eliminar completamente el cloro, se añade 3 gramos de tiosulfato de sodio por tonelada, asegurando que el agua sea adecuada para el cultivo. Para oxigenar los tanques que contenían larvas, se empleó un blower de la marca Baldor con una potencia de 4,8hp. Además, se utilizó un calefón a gas de la marca Instamatic, modelo GO-180, con capacidad de 20 litros y temperatura regulable.

Para el tratamiento del agua, se añadieron 2 gramos de bacterias para facilitar la descomposición de los desechos generados por las larvas en los tanques. Además, se añadieron 2 gramos de aminoácidos y 2 gramos de vitamina C para mejorar la eficiencia de producción y fortalecer el sistema inmunitario. También se administraron 2 gramos de un producto anti estrés para ayudar a reducir el nivel de estrés que las larvas pueden experimentar debido a factores como cambios ambientales, manipulación y enfermedades.

Tratamiento 1: Este tratamiento consistió en la alimentación con larvas de *Tetraselmis chuii*. Para determinar la densidad de *T. chuii* utilizada, se realizó un recuento en cámara de Neubauer, donde se observaron 120 células por mililitro durante un período de 24 horas, duplicando la densidad diariamente. La alimentación se efectuó cada 3 horas, suministrando las microalgas ocho veces al día de manera continua para garantizar la disponibilidad constante del alimento.

Tratamiento 2: El segundo tratamiento se centró en la alimentación con larvas de *Chaetoceros calcitrans*. Al igual que en el tratamiento anterior, se utilizó la cámara de Neubauer para calcular la densidad de *C. calcitrans* donde se registraron 128 células por mililitro durante 24 horas, con una duplicación de la densidad diariamente.

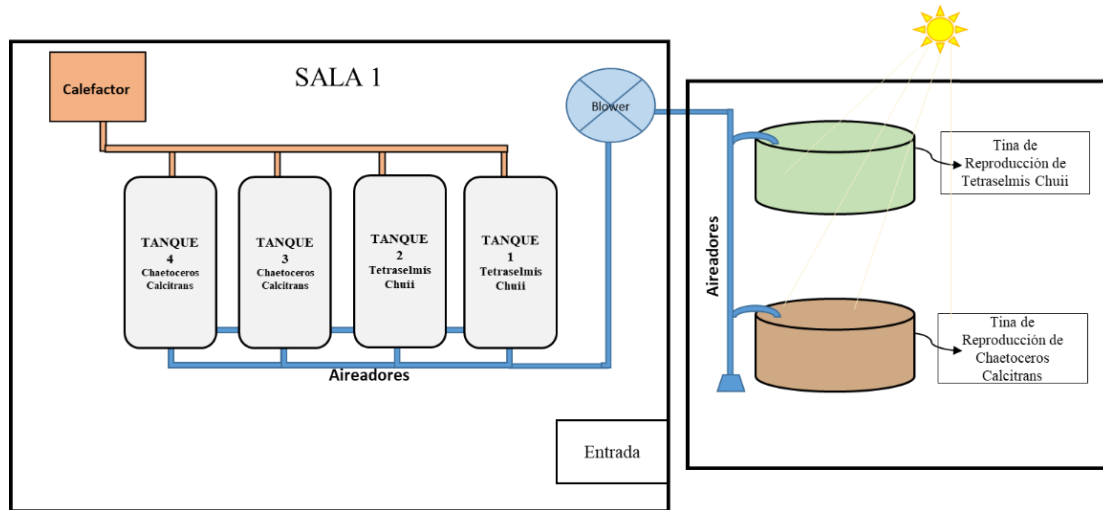
2.6.2 Obtención de Microalgas

Las microalgas se obtuvieron del Centro de Investigaciones Marinas y Acuícolas (CENAIM-SPOL) en Santa Elena. Se adquirieron tres carboy de *Tetraselmis chuii* y tres carboy de *Chaetoceros calcitrans*, cada uno con una capacidad de 15 litros. El carboy de *Tetraselmis chuii* tuvo un costo de \$15 y el carboy de *Chaetoceros calcitrans* tuvo un costo de \$20, por un total de \$105.

2.6.3 Diagrama del tratamiento

El diseño experimental se estructuró en dos tratamientos principales con cuatro tanques, donde se distribuyeron las larvas de acuerdo con el tipo de microalga utilizada (*Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*). La disposición de los tanques y el flujo de agua se presentan en el Diagrama de tratamientos (Figura 5), el cual muestra la organización del sistema y los componentes empleados durante el ensayo.

Figura 5. Diagrama de tratamientos



Fuente: Elaboración propia

2.6.4 Alimentación

La alimentación de los tanques se realizó de la siguiente manera:

Tratamiento 1: *Tetraselmis chuii*

En zoea 1 se le daba 500L de algas para cada tanque, zoea2 800L, zoea3 1000L de algas, mysis1 y mysis2 1500L, mysis3 y PL1 2000L, PL2 y PL4 2500L.

Tratamiento 2: *Chaetoceros calcitrans*

En zoea 1 se le daba 500L de algas para cada tanque, zoea2 800L, zoea3 1000L de algas, mysis1 y mysis2 1500L, mysis3 y PL1 2000L, PL2 y PL4 2500L.

Es importante señalar que las dietas tradicionales no fueron sustituidas. La alimentación a base de *Artemia* y otros insumos esenciales para el desarrollo del larvario se mantuvo sin modificaciones en ninguno de los dos tratamientos. El enfoque de esta tesis radica únicamente en evaluar el efecto comparativo de las dos especies de microalgas utilizadas, con el propósito de determinar su influencia en el mejoramiento del crecimiento.

2.6.5 Trabajo de laboratorio

Se empleó un microscopio óptico de la marca Labomed para analizar el crecimiento y la morfología de las larvas. La visualización se realizó bajo dos lentes, uno con un aumento de 10X y otro de 4X, lo que facilitó una observación detallada del desarrollo larvario a lo largo del cultivo. Además, se colocó papel milimetrado sobre el microscopio para medir las larvas, lo que permitió determinar su tamaño con una precisión de 0,1 mm (aproximadamente una décima de milímetro).

2.6.6 Análisis de datos

Determinar la tasa de supervivencia (TS%)

Para determinar la tasa de supervivencia se empleó la siguiente formula:

$$Supervivencia (\%) = \left(\frac{N_f}{N_i} \right) \times 100$$

Donde:

N_f = Número final de organismos vivos

N_i = Número inicial de organismos sembrados

Estimar la tasa de mortalidad (TM%)

Para calcular la tasa de mortalidad se utilizó la siguiente fórmula:

$$Tasa\ de\ mortalidad\ (\%) = \left(\frac{N_i - N_f}{N_i} \right) \times 100$$

Donde:

N_i = Número final de organismos vivos

N_f = Número inicial de organismos sembrados

Determinar la tasa de crecimiento

Para determinar la tasa de crecimiento se empleó la siguiente formula del SGR (% por semana):

$$SGR = \left(\frac{\ln(P_f) - \ln(P_i)}{t} \right) \times 100$$

Donde:

P_i = Peso inicial (g)

$P_f = \text{Peso final (g)}$

$t = \text{Número de días (aquí será 1 para intervalos de un día)}$

Pruebas estadísticas utilizadas

Se emplearon diferentes pruebas estadísticas para evaluar las diferencias entre tratamientos y estadios larvarios. En primer lugar, se aplicó un ANOVA de una vía para analizar la varianza en el crecimiento de las larvas en cada estadio (zoea, mysis y postlarva). Posteriormente, se utilizó la prueba LSD de Fisher con un nivel de confianza del 95%, con el fin de identificar diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos. Adicionalmente, se aplicó un análisis multivariado de varianza (MANOVA), lo que permitió contrastar simultáneamente varias variables de respuesta y determinar la interacción entre los factores de microalgas y estadio larvario.

Entonces el modelo general de MANOVA es:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

$Y_{ij} = \text{vector de variables dependientes}$

$\mu = \text{vector de medias generales}$

$\tau_i = \text{vector del efecto del tratamiento } i$

$\varepsilon_{ij} = \text{vector de errores aleatorios para la unidad } j \text{ del tratamiento } i$

2.7 Operacionalización de variables

Variable independiente

La variable independiente es el tipo de microalga utilizada como alimento larval, con dos tratamientos experimentales: *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*. Se manipuló para evaluar su impacto en el crecimiento, la supervivencia y la rentabilidad del cultivo larval de *Litopenaeus vannamei*.

Variables dependientes

1. Crecimiento larval

La variable se midió a través de la longitud (en milímetros) de las larvas en diferentes estadios (zoea, mysis y postlarva) durante diez días.

2. Tasa de supervivencia

Se calculó el porcentaje de larvas vivas al final del período experimental en relación con el total sembrado, utilizando la fórmula estándar de supervivencia. Esta variable es cuantitativa porcentual y refleja la eficacia del alimento.

3. Índice de rentabilidad (IR)

Se calculó con base en la relación entre los costos de alimentación y los beneficios generados al finalizar el experimento permitiendo evaluar la viabilidad económica de cada tratamiento.

Variables de control

Se mantuvieron las condiciones estandarizadas y se controlaron los siguientes factores ambientales:

Temperatura: mantenida entre 32 y 34 °C.

Salinidad: entre 30 y 32 ppt.

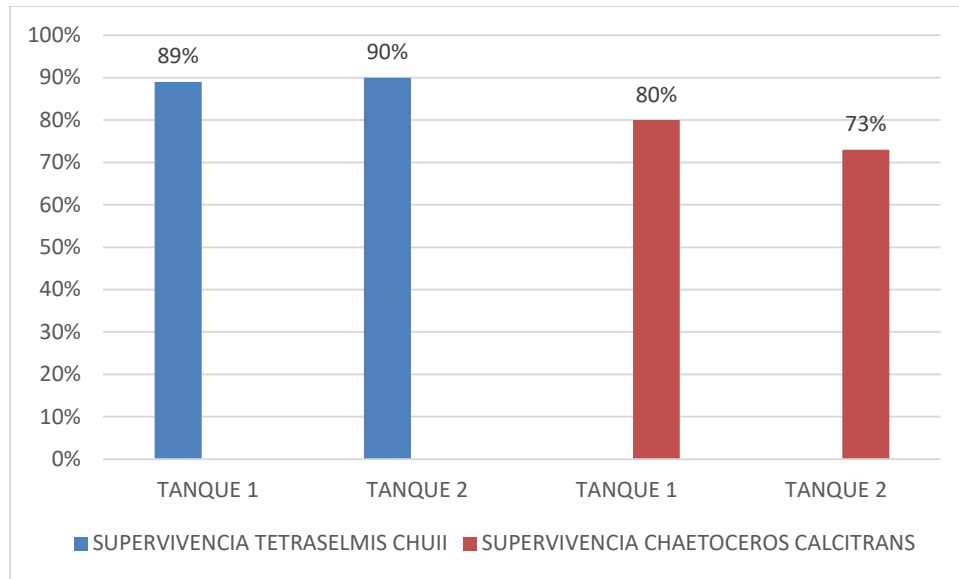
pH: entre 7.5 y 8.0.

3. Resultados

3.1 Determinación de la supervivencia y mortalidad en fase larvaria del camarón blanco (*L. vannamei*) en relación con los tipos de alimentos *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*.

El grafico muestra que en el tratamiento 1 de *Tetraselmis chuii* la supervivencia fue más alta porque se mantuvo más arriba del 85% y en *Chaetoceros calcitrans* fue menos eficiente que la de *Tetraselmis* ya que la supervivencia se mantuvo entre el 70% y el 80%. Sin embargo, la mortalidad es bastante baja por lo tanto ambas algas son recomendadas para el alimentado de las larvas en esa fase larvaria (Figura 6).

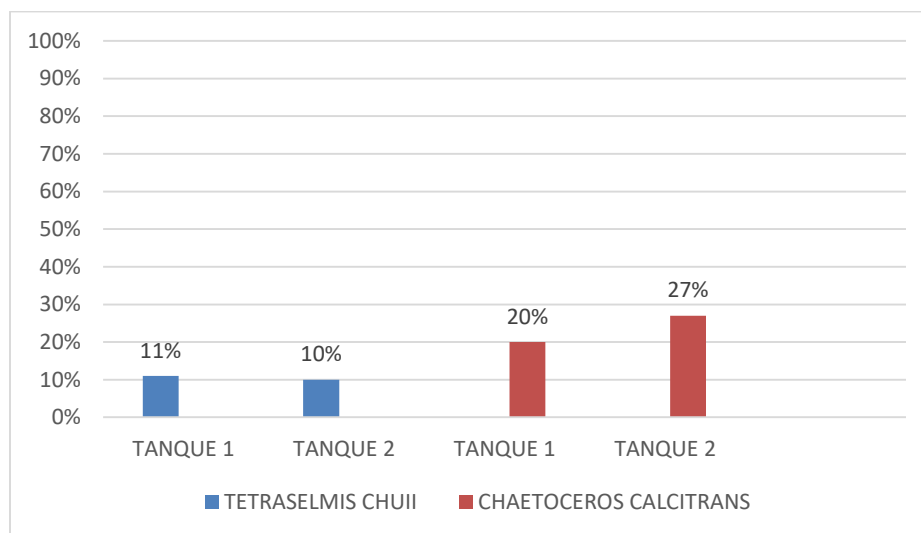
Figura 6. Gráfico de supervivencia en fase larvaria durante el tratamiento.



Autoría: Elaboración propia

Los datos muestran que las larvas alimentadas con *Tetraselmis chuii* presentaron una mortalidad mucho menor, alrededor del 10%, en comparación con las alimentadas con *Chaetoceros calcitrans*, cuya mortalidad fue significativamente mayor, llegando al 25% en el Tanque 1 y 35% en el Tanque 2. Esto confirma que *Tetraselmis chuii* es un alimento más adecuado y nutritivo para estas larvas, lo que se traduce en una menor mortalidad en comparación con *Chaetoceros calcitrans* (Figura 7).

Figura 7. Diagrama de mortalidad en fase larvaria durante el tratamiento.



Autoría: Elaboración propia

3.2 Analizar la composición nutricional de las microalgas y el crecimiento en fase larvaria del camarón blanco (*L. vannamei*)

De acuerdo al estudio de composición nutricional la *Tetraselmis chuii* se caracteriza por tener un alto contenido de proteínas, que oscila entre el 27% y el 48% de su biomasa seca, presenta un rango de lípidos totales entre el 11% y el 36% y el 3.6% del total de lípidos. En cuanto a los carbohidratos contiene entre el 2% y el 8.5% y destaca por su contenido de fibra dietética, que alcanza aproximadamente el 25% lo que la convierte en un ingrediente interesante para el desarrollo de alimentos con propiedades funcionales (Tabla 3).

Tabla 3. Composición nutricional *Tetraselmis chuii*

Componente	Porcentaje (biomasa seca)
Proteínas	27 % – 48 %
Lípidos totales	11 % – 36 %
Carbohidratos	2 % – 8.5 %
Fibra dietética	~25 % (en algunas fuentes)
Ácidos grasos	~3.6 % del total
EPA	de lípidos

Fuente: Álvarez-Díaz *et al.* (2020)

La tabla presenta la composición nutricional de la microalga *Chaetoceros calcitrans* con un contenido de proteínas de 21% y 42% de la biomasa seca, una cantidad de lípidos totales de 7% y 14%, un rango de carbohidratos del 3% y el 27%, PUFA (ácidos grasos poliinsaturados) 44.6% del total de lípidos. En cuanto al total de aminoácidos contiene el 43% y cenizas un 29% y 35% de la biomasa seca (Tabla 4).

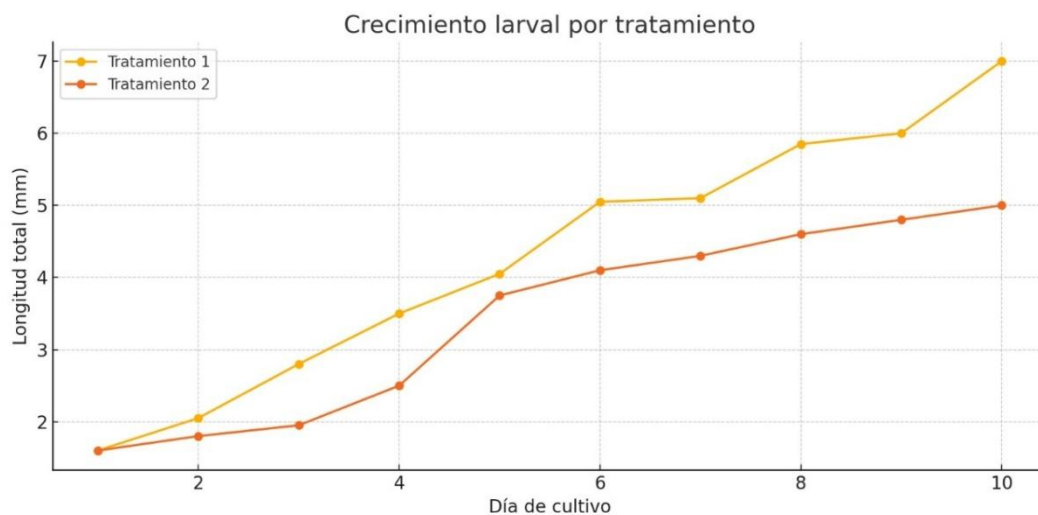
Tabla 4. Composición nutricional de la microalga *Chaetoceros calcitrans*

Componente	Porcentaje (biomasa seca)
Proteínas	21 % – 42 %
Lípidos totales	7 % – 14 %
Carbohidratos	3 % – 27 %
PUFA (ácidos grasos poliinsaturados)	~44.6 % del total de lípidos
Aminoácidos esenciales	~43 % del total de aminoácidos
Cenizas	29 % – 35 %

Fuente: (Salas-Leiva et al., 2016).

Durante el periodo de cultivo larval de camarón, se observaron diferencias marcadas en el crecimiento y la tasa de crecimiento específico (SGR) entre los dos tratamientos evaluados. Las larvas alimentadas con *Tetraselmis chuii* (Tratamiento 1) alcanzaron una longitud total promedio de 7.0 mm al día 10, mientras que las alimentadas con *Chaetoceros calcitrans* (Tratamiento 2) solo llegaron a 5.0 mm (Figura 8).

Figura 8. Gráfico de crecimiento larval por tratamiento.



Autoría: Elaboración propia

El Tratamiento 1 presentó un crecimiento más constante y sostenido a lo largo del ensayo, evidenciado también por valores más altos de SGR en los primeros días (hasta 31.17%/día), lo cual indica una mejor asimilación y aprovechamiento nutricional de esta microalga. En contraste, el Tratamiento 2 mostró un crecimiento más lento y menos estable, con un pico de SGR aislado en el día 5 (40.55%/día), seguido de una notable disminución. Estos resultados sugieren que *Tetraselmis chuii* ofrece una mayor eficiencia nutricional para el desarrollo larval del camarón, posiblemente por su perfil más equilibrado de ácidos grasos, proteínas y otros compuestos bioactivos esenciales durante las primeras fases del cultivo (Figura 9).

Figura 9. Gráfico de SGR por tratamiento.



Autoría: Elaboración propia

Modelo lineal general: crecimiento zoea (mm) vs. Microalgas; estadio zoea

Tabla 5. Análisis del crecimiento de las larvas de zoea en relación con las microalgas y el estadio de desarrollo.

Factor	Tipo	Niveles	Valores
MICROALGAS	Fijo	2	<i>Chaetoceros calcitrans</i> ; <i>Tetraselmis chuii</i>
ESTADIO ZOEAL	Fijo	3	zoea 1; zoea 2; zoea 3

Autoría: Elaboración propia

En este análisis, ni el tipo de microalga ni el estadio de las larvas mostraron efectos significativos en las variables estudiadas, lo que podría indicar que otros factores podrían estar influyendo en el crecimiento y supervivencia de las larvas. El valor p de ambos factores,

microalgas (0,283) y estadio Zoea (0,240), es mayor que el nivel de significancia común de 0,05, lo que sugiere que ninguno de los factores tiene un efecto significativo sobre el crecimiento de Zoea en este análisis. Esto significa que las diferencias observadas en el crecimiento de Zoea podrían deberse al azar y no a los factores analizados en el estudio. (Tabla 6).

Tabla 6. Análisis de varianza para CRECIMIENTO Zoea (mm), utilizando SC ajustada para pruebas

Fuente	GL	SC Sec.	SC Ajust.	MC Ajust.	F	P
MICROALGAS	1	0,2017	0,2017	0,20167	2,11	0,283
ESTADIO	2	0,6058	0,6058	0,30292	3,17	0,240
ZOEa						
Error	2	0,1908	0,1908	0,09542		
Total	5	0,9983				

Autoría: Elaboración propia

Comparaciones para crecimiento zoea (mm)

Comparaciones por parejas de Fisher: microalgas

Aunque *Tetraselmis chuii* muestra un crecimiento promedio mayor 2,15000 mm en comparación con *Chaetoceros calcitrans* 1,78333 mm, la agrupación indica que esta diferencia no es estadísticamente significativa. (Tabla 7).

Tabla 7. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%

MICROALGAS	N	Media Agrupación
<i>Tetraselmis chuii</i>	3	2,15000 A
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	3	1,78333 A

Autor: Elaboración propia

Comparaciones por parejas de Fisher: Estadio zoea

En base a las comparaciones de Fisher, no hay diferencias significativas en el crecimiento de Zoea entre las diferentes microalgas ni entre los diferentes estadios de Zoea. Los resultados sugieren que las variaciones observadas en los crecimientos de Zoea podrían no estar relacionadas con los factores de microalgas o estadio (Tabla 8).

Tabla 8. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%

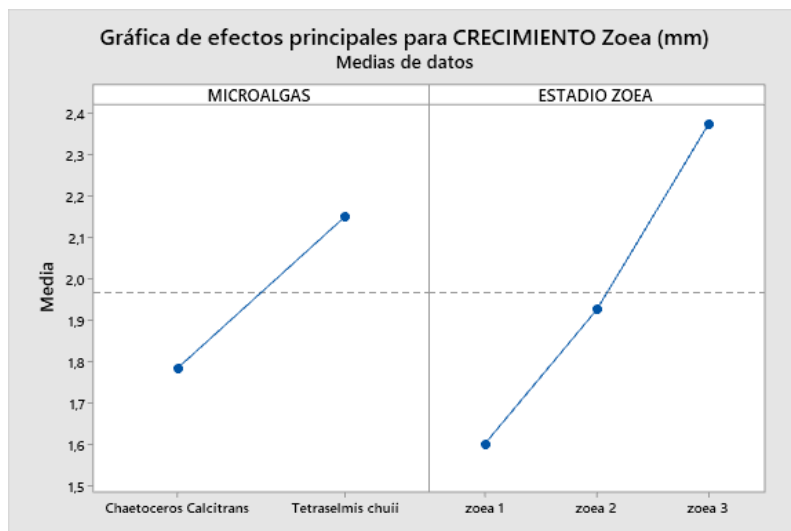
ESTADIO		
ZOEIA	N	Media Agrupación
zoea 3	2	2,375 A
zoea 2	2	1,925 A
zoea 1	2	1,600 A

Autor: Elaboración propia

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

El gráfico muestra que el crecimiento aumenta a medida que las larvas pasan por los estadios de Zoea, la microalga *Tetraselmis chuii* parece generar un mayor crecimiento que *Chaetoceros Calcitrans* (Figura 10).

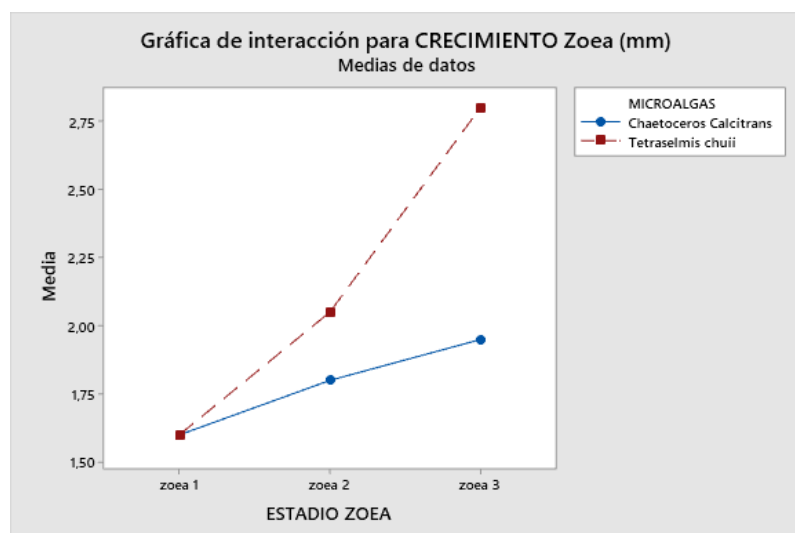
Figura 10. Gráfico de efectos principales para crecimiento Zoea (mm)



Autor: Elaboración propia

El gráfico indica que las larvas alimentadas con *Tetraselmis chuii* presentan un mayor crecimiento en comparación con las alimentadas con *Chaetoceros Calcitrans*, a lo largo de todos los estadios de desarrollo (zoea 1, zoea 2, zoea 3) (Figura 11).

Figura 11. Gráfica de interacción para CRECIMIENTO Zoea (mm)



Autor: Elaboración propia

Resumen del modelo

El modelo presenta un coeficiente de determinación ajustado (R-cuad. ajustado) del 52,21 %, lo que indica que aproximadamente la mitad de la variabilidad del crecimiento de zoea puede explicarse por los factores incluidos en el modelo. Sin embargo, debido a los valores p no significativos, estos resultados deben interpretarse con precaución (Tabla 9).

Tabla 9. Prueba de coeficiente de determinación

	R-	R-cuad.
S	cuad. (ajustado)	
0,308896	80,88%	52,21%

Autor: Elaboración propia

Los resultados de la prueba de Anova para microalgas ($p = 0,283 > 0,05$) sugieren que no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los grupos o condiciones evaluadas en este análisis estadístico (Tabla 10).

Tabla 10. Pruebas ANOVA para MICROALGAS

Criterio	Estadística		GL		P
	de prueba	F	Núm	Denom	
De Wilks	0,48620	2,114	1	2	0,283
Lawley-Hotelling	1,05677	2,114	1	2	0,283
De Pillai	0,51380	2,114	1	2	0,283
De Roy	1,05677				

Autor: Elaboración propia

Tabla 11. Matriz SSCP (ajustada) para MICROALGAS

	CRECIMIENTO Zoea (mm)
CRECIMIENTO Zoea (mm)	0,201667

Autor: Elaboración propia

Tabla 12. Matriz SSCP (ajustada) para error

	CRECIMIENTO Zoea (mm)
CRECIMIENTO Zoea (mm)	0,190833

Autor: Elaboración propia

Tabla 13. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error

	CRECIMIENTO Zoea (mm)
CRECIMIENTO Zoea (mm)	1

Autor: Elaboración propia

Estos resultados sugieren que el crecimiento de las larvas Zoea, medido en mm, es la única variable o dimensión relevante en este análisis, explicando el 100% de la varianza total. El valor observado para el crecimiento Zoea es de 2,289 mm (Tabla 14).

Tabla 14. Análisis de valores y vectores propios para microalgas

Valor	1,057
propio	
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO Zoea (mm)	2,289

Autor: Elaboración propia)

La tabla muestra que no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los grupos o condiciones evaluadas en este análisis estadístico (Tabla 14).

Tabla 15. Pruebas MANOVA para estadio zoea

Criterio	Estadística de prueba	GL			P
		F	Núm	Denom	
De Wilks	0,23954	3,175	2	2	0,240
Lawley-Hotelling	3,17467	3,175	2	2	0,240
De Pillai	0,76046	3,175	2	2	0,240
De Roy	3,17467				

Autor: Elaboración propia

Tabla 16. Matriz SSCP (ajustada) para estadio zoea

	Crecimiento Zoea (mm)
Crecimiento Zoea (mm)	0,605833

Autor: Elaboración propia

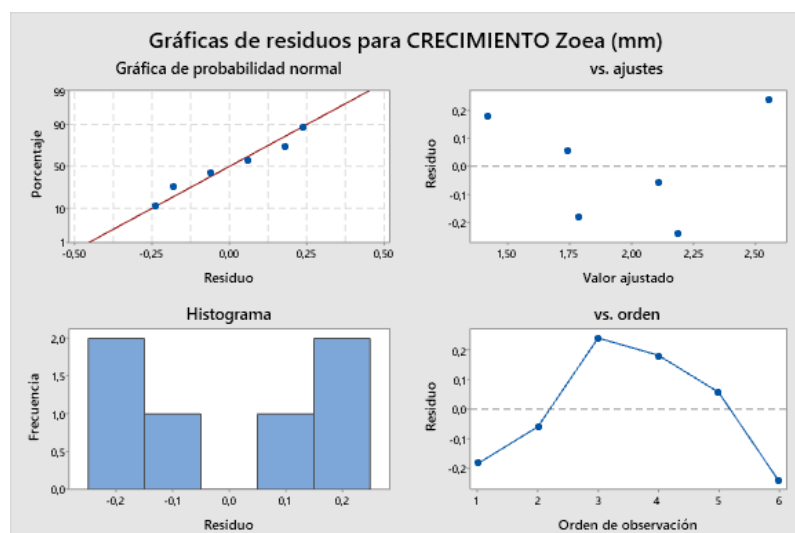
Tabla 17. Análisis de valores y vectores propios para estadio zoea.

Valor propio	3,175
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO Zoea (mm)	2,289

Autor: Elaboración propia

La gráfica de Probabilidad Normal muestra los residuos estandarizados (o normalizados) de la variable "crecimiento Zoea (mm)" contra una distribución normal. El grafico de Residuos vs. Ajustados muestra los residuos de la variable "crecimiento Zoea (mm)" contra los valores ajustados o predichos por el modelo. El Histograma de Residuos muestra la distribución de los residuos de la variable "crecimiento Zoea (mm)". El grafico de Residuos vs. Orden muestra los residuos de la variable "crecimiento Zoea (mm)" contra el orden de observación (Figura 12).

Figura 12. Gráfico de residuos para crecimiento zoea (mm)



Autor: Elaboración propia

Modelo lineal general: crecimiento mysis (mm) vs. microalgas; estadio mysis

Tabla 18. Información de factores evaluados

Factor	Tipo	Niveles	Valores
MICROALGAS	Fijo	2	<i>Chaetoceros calcitrans</i> ; <i>Tetraselmis chuii</i>
ESTADIO Mysis	Fijo	3	mysis 1; mysis 2; mysis 3

Autor: Elaboración propia

Aunque el valor F es alto (11,07), el valor p (0,080) es mayor que el umbral de significancia de 0,05, por lo que no podemos rechazar la hipótesis nula. Esto sugiere que las diferencias entre las microalgas no son estadísticamente significativas en cuanto al crecimiento de Mysis. **Estadio Mysis:** Aunque el valor p (0,058) es un poco mayor que 0,05, es muy cercano al umbral, lo que indica una tendencia significativa. Aunque no alcanzamos el nivel de significancia tradicional, hay indicios de que el estadio Mysis podría tener un efecto importante sobre el crecimiento de las larvas (Tabla 19).

Tabla 19. Análisis de varianza para crecimiento mysis (mm), utilizando SC ajustada para pruebas

Fuente	GL	SC	SC	MC	F	P
		Sec.	Ajust.	Ajust.		
MICROALGAS	1	0,8437	0,8437	0,84375	11,07	0,080
ESTADIO	2	2,4975	2,4975	1,24875	16,38	0,058
Mysis						
Error	2	0,1525	0,1525	0,07625		
Total	5	3,4937				

Autor: Elaboración propia

Comparaciones para crecimiento mysis (mm)

Comparaciones por parejas de Fisher: Microalgas

Las dos especies de microalgas, *Tetraselmis chuii* y *Chaetoceros calcitrans*, no muestran diferencias significativas en el crecimiento de Mysis. Ambos tratamientos tienen un impacto similar en el desarrollo de las larvas (Tabla 20).

Tabla 20. Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Microalgas	N	Media	Agrupación
<i>Tetraselmis chuii</i>	3	4,20	A
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	3	3,45	A

Autor: Elaboración propia

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Comparaciones por parejas de Fisher: estadio mysis

Estadio Mysis: Se observa una clara diferencia en el crecimiento de Mysis entre los diferentes estadios: El estadio Mysis 3 muestra el mayor crecimiento, y es significativamente diferente de los estadios 1 y 2. El estadio Mysis 1 muestra el menor crecimiento y es significativamente más bajo que los otros dos estadios. El estadio Mysis 2 tiene un valor intermedio y es significativamente diferente solo del estadio 1, pero no del estadio 3. Este análisis indica que el estadio de desarrollo de Mysis tiene un efecto más pronunciado en el crecimiento que el tipo de microalga utilizada. Si tu hipótesis está relacionada con el efecto de las microalgas y el estadio de desarrollo en el crecimiento de Mysis, estos resultados sugieren que el estadio de Mysis es un factor más influyente (Tabla 21).

Tabla 21. Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

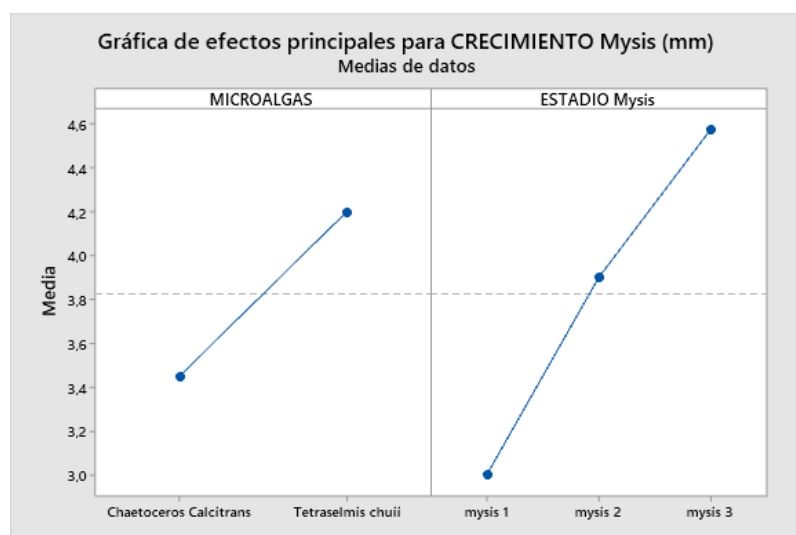
ESTADIO			
Mysis	N	Media	Agrupación
mysis 3	2	4,575	A
mysis 2	2	3,900	A B
mysis 1	2	3,000	B

Autor: Elaboración propia

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

La gráfica muestra un efecto principal del estadio de Mysis, con un aumento progresivo del crecimiento Mysis a medida que avanza el desarrollo, y un efecto principal del tipo de microalga, siendo *Tetraselmis chuii* ligeramente superior a *Chaetoceros Calcitrans* (Figura 13).

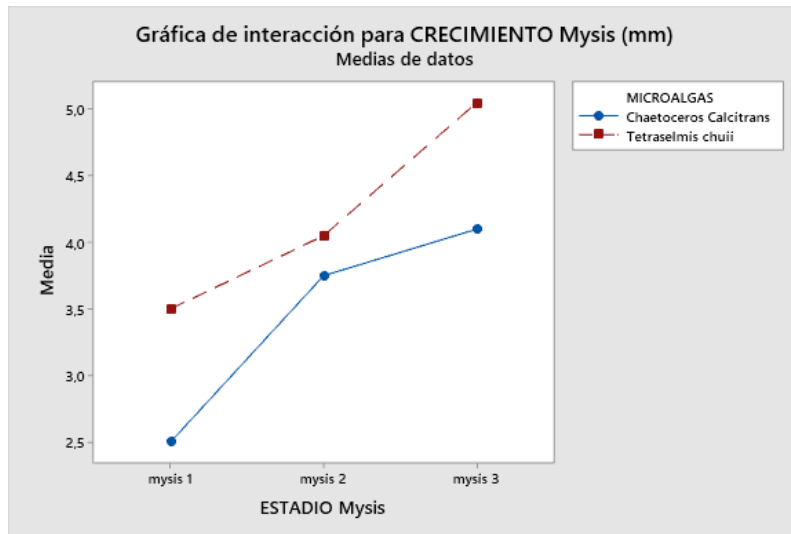
Figura 13. Gráfica de efectos principales para crecimiento Mysis (mm)



Autor: Elaboración propia

La gráfica muestra una interacción entre el tipo de microalga y el estadio de Mysis, lo que indica que el efecto del estadio de Mysis sobre el crecimiento Mysis no es el mismo para ambas microalgas. Esto sugiere que la respuesta de las microalgas al avance del estadio de Mysis es diferente (Figura 14).

Figura 14. Gráfica de interacción para crecimiento Mysis (mm)



Autor: Elaboración propia

Tabla 22. Resumen del modelo

	R- S	R-cuad. cuad. (ajustado)
	0,276134	95,64% 89,09%

Autor: Elaboración propia

Dado que el valor-p es 0,080, que es mayor que el nivel de significancia comúnmente utilizado de 0,05, no se puede rechazar la hipótesis nula. Esto significa que no hay evidencia estadísticamente significativa para afirmar que existe un efecto principal o de interacción entre las variables independientes. El valor del estadístico F (11,066) y los grados de libertad (1 y 2) sugieren que la prueba tiene un poder estadístico relativamente bajo, lo que puede explicar la falta de significancia estadística (Tabla 23).

Tabla 23. Pruebas MANOVA para microalgas

Criterio	Estadística de prueba	GL			P
		F	Núm	Denom	
De Wilks	0,15307	11,066	1	2	0,080
Lawley- Hotelling	5,53279	11,066	1	2	0,080
De Pillai	0,84693	11,066	1	2	0,080
De Roy	5,53279				

$$s = 1 \quad m = -0,5 \quad n = 0$$

Autor: Elaboración propia

Tabla 24. Matriz SSCP (ajustada) para microalgas

	Crecimiento Mysis (mm)
CRECIMIENTO Mysis (mm)	0,84375

Autor: Elaboración propia

Tabla 25. Matriz SSCP (ajustada) para error

	Crecimiento Mysis (mm)
CRECIMIENTO Mysis (mm)	0,1525

Autor: Elaboración propia

Tabla 26. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error

	Crecimiento Mysis (mm)
CRECIMIENTO Mysis (mm)	1

Autor: Elaboración propia

El valor promedio del crecimiento Mysis (mm) en el modelo es 2,561 (Tabla 27).

Tabla 27. Análisis de valores y vectores propios para microalgas

Valor	5,533
propio	
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO Mysis	2,561
(mm)	

Autor: Elaboración propia

El valor-p de 0,058 es ligeramente superior al nivel de significancia comúnmente utilizado de 0,05. Por lo tanto, no se puede rechazar la hipótesis nula con un nivel de confianza del 95% (Tabla 28).

Tabla 28. Pruebas MANOVA para Estadio Mysis

Criterio	Estadística de prueba	GL			P
		F	Núm	Denom	
De Wilks	0,05755	16,377	2	2	0,058
Lawley-Hotelling	16,37705	16,377	2	2	0,058
De Pillai	0,94245	16,377	2	2	0,058
De Roy	16,37705				

$$s = 1 \quad m = 0 \quad n = 0$$

Autor: Elaboración propia

Tabla 29. Matriz SSCP (ajustada) para Estadio Mysis

CRECIMIENTO Mysis (mm)	
CRECIMIENTO Mysis (mm)	2,4975

Autor: Elaboración propia

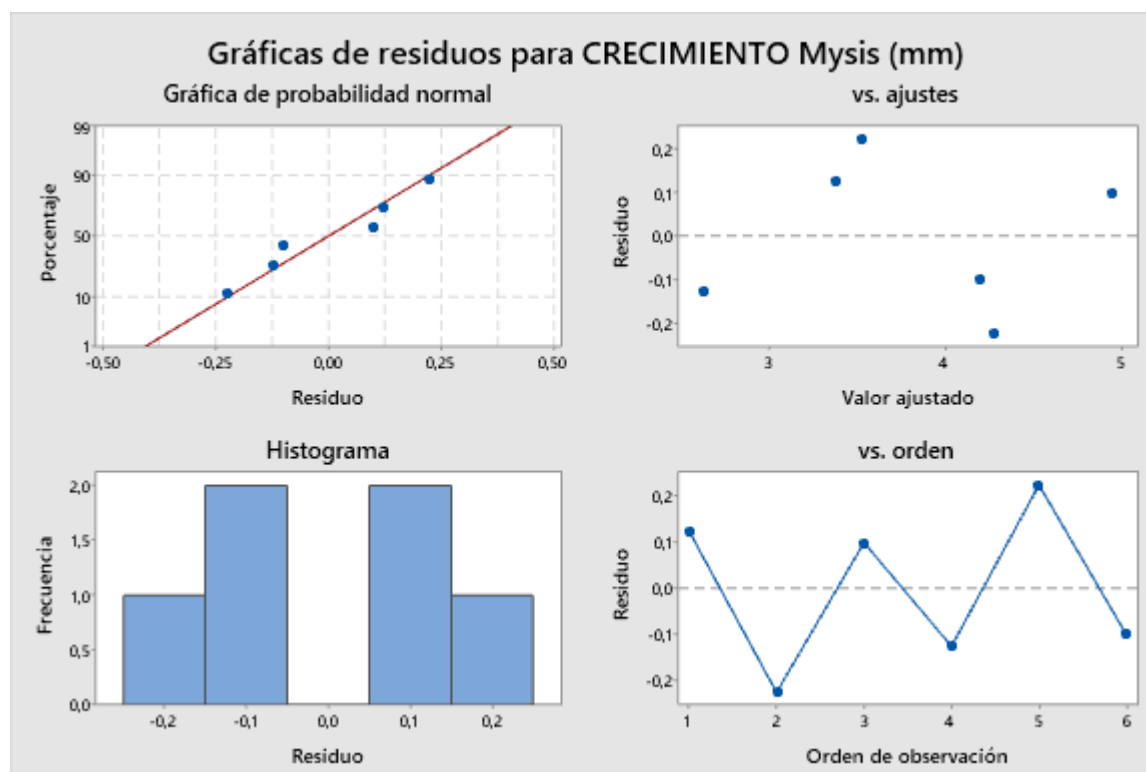
Tabla 30. Análisis de valores y vectores propios para Estadio Mysis

Valor propio	16,377
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO Mysis (mm)	2,561

Autor: Elaboración propia

El análisis de las gráficas de residuos para el modelo de crecimiento Mysis muestra que se cumplen los supuestos clave del modelo, lo que respalda la validez y confiabilidad de los resultados. Específicamente, los residuos se ajustan bien a una distribución normal, no presentan problemas de linealidad ni homocedasticidad (varianza constante), y no hay indicios de autocorrelación. Esto sugiere que el modelo está bien especificado y proporciona estimaciones confiables (Figura 15).

Figura 15. Grafico de residuos para crecimiento mysis (mm)



Autor: Elaboración propia

Modelo lineal general: crecimiento postlarva (mm) vs. microalgas; estadio postlarva

Tabla 31. Información de factores evaluados

Factor	Tipo	Niveles	Valores
MICROALGAS	Fijo	2	<i>Chaetoceros calcitrans</i> ; <i>Tetraselmis chuii</i>
ESTADIO postlarva	Fijo	4	postlarva 1; postlarva 2; postlarva 3; postlarva 4

Autor: Elaboración propia

El factor microalgas tiene un efecto estadísticamente significativo sobre el crecimiento de las postlarvas ($P = 0,014$), lo que sugiere que el tipo de microalga utilizado influye en el crecimiento de las postlarvas. Estadio Postlarva: Aunque el valor F es moderadamente alto (4,58), el valor P (0,121) es mayor que 0,05, lo que indica que no hay diferencias significativas en el crecimiento de las postlarvas entre los diferentes estadios postlarva. Esto sugiere que el estadio de desarrollo de las postlarvas no tiene un efecto significativo sobre su crecimiento (Tabla 32).

Tabla 32. Análisis de varianza para CRECIMIENTO postlarva (mm), utilizando SC ajustada para pruebas

Fuente	GL	SC	SC	MC	F	P
		Sec.	Ajust.	Ajust.		
MICROALGAS	1	3,4453	3,4453	3,4453	27,49	0,014
ESTADIO	3	1,7234	1,7234	0,5745	4,58	0,121
postlarva						
Error	3	0,3759	0,3759	0,1253		
Total	7	5,5447				

Autor: Elaboración propia

Comparaciones para crecimiento postlarva (mm)

Comparaciones por parejas de Fisher: Microalgas

Tetraselmis chuii tiene una media de 5,9875, que es significativamente mayor que la de *Chaetoceros calcitrans* con media de 4,6750, ya que las medias no comparten la misma letra (A vs B). El tipo de microalga tiene un efecto significativo sobre el crecimiento de las postlarvas, siendo *Tetraselmis chuii* la que favorece un mayor crecimiento que *Chaetoceros calcitrans* (Tabla 33).

Tabla 33. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%

MICROALGAS	N	Media	Agrupación
<i>Tetraselmis chuii</i>	4	5,9875	A
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	4	4,6750	B

Autor: Elaboración propia

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Comparaciones por parejas de Fisher: Estadio postlarva

Postlarva 4 tiene la media más alta (6,000), y es significativamente diferente de Postlarva 1 (con media de 4,700) que está en la agrupación B.

Postlarva 3 (media de 5,400) y Postlarva 2 (media de 5,225) están en la agrupación mixta A B, lo que significa que estas dos categorías son estadísticamente diferentes de Postlarva 1, pero no tienen diferencias significativas entre ellas.

El estadio de postlarva influye en el crecimiento, siendo el estadio 4 el que favorece el mayor crecimiento, seguido por estadio 3 y estadio 2, mientras que el estadio 1 presenta el menor crecimiento de las postlarvas (Tabla 34).

Tabla 34. Método LSD de Fisher y una confianza de 95%

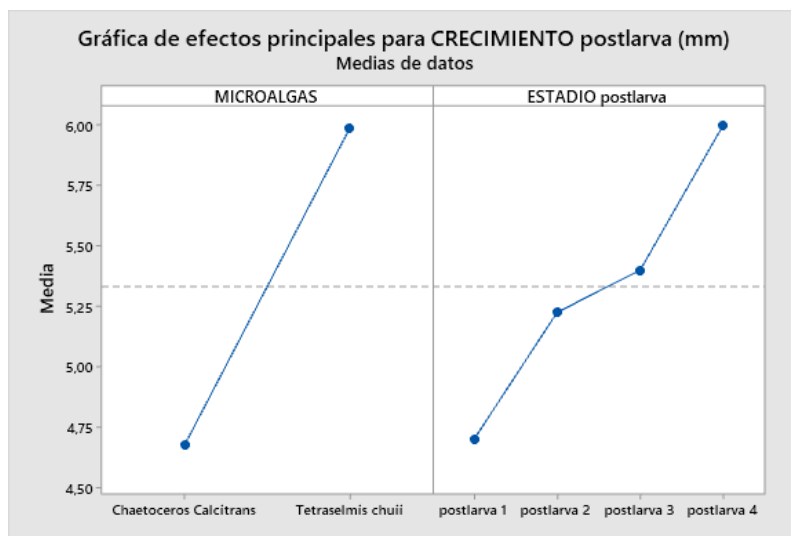
ESTADIO				
postlarva	N	Media	Agrupación	
postlarva 4	2	6,000	A	
postlarva 3	2	5,400	A	B
postlarva 2	2	5,225	A	B
postlarva 1	2	4,700		B

Autor: Elaboración propia

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

La gráfica indica que tanto el tipo de microalga como el estadio postlarva tienen un efecto significativo en el crecimiento postlarva, y que estos factores interactúan entre sí. La microalga *Tetraselmis chuii* presenta el mayor valor medio de crecimiento postlarva, mientras que *Chaetoceros Calcitrans* muestra el menor valor (Figura 16).

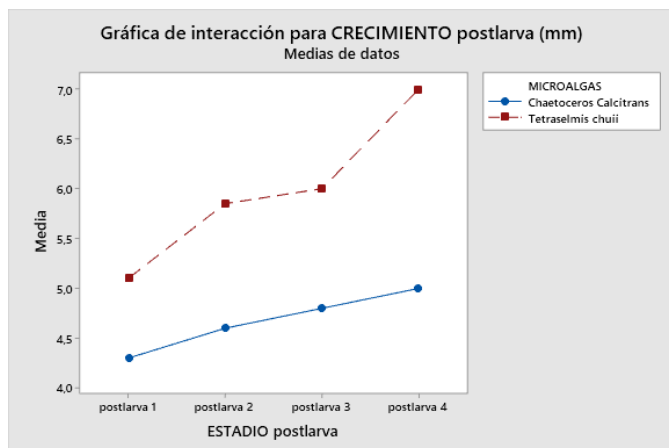
Figura 16. Gráfica de efectos principales para crecimiento postlarva (mm)



Autor: Elaboración propia

La microalga *Tetraselmis chuii* presenta un mayor valor medio de crecimiento postlarva en comparación con *Chaetoceros Calcitrans*. La diferencia en el crecimiento entre las dos microalgas se acentúa a medida que avanza el estadio postlarva (Figura 17).

Figura 17. Gráfica de interacción para crecimiento postlarva (mm)



Autor: Elaboración propia

Tabla 35. Resumen del modelo

	R- S	R-cuad. cuad. (ajustado)
	0,353995	93,22% 84,18%

Autor: Elaboración propia

Todas las estadísticas de prueba reportan un valor p de 0,014, lo que indica que el resultado es estadísticamente significativo a un nivel de significancia del 5% (Tabla 36).

Tabla 36. Pruebas MANOVA para microalgas

Criterio	Estadística de prueba	GL			P
		F	Núm	Denom	
De Wilks	0,09838	27,494	1	3	0,014
Lawley- Hotelling	9,16459	27,494	1	3	0,014
De Pillai	0,90162	27,494	1	3	0,014
De Roy	9,16459				

$$s = 1 \quad m = -0,5 \quad n = 0,5$$

Autor: Elaboración propia

Tabla 37. Matriz SSCP (ajustada) para microalgas

	CRECIMIENTO postlarva (mm)
CRECIMIENTO postlarva (mm)	3,44531

Autor: Elaboración propia

Tabla 38. Matriz SSCP (ajustada) para error

	CRECIMIENTO postlarva (mm)
CRECIMIENTO postlarva (mm)	0,375938

Autor: Elaboración propia

Tabla 39. Correlaciones parciales para la matriz SSCP de error

	CRECIMIENTO postlarva (mm)
CRECIMIENTO postlarva (mm)	1

Autor: Elaboración propia

Tabla 40. Análisis de valores y vectores propios para microalgas

Valor propio	9,165
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO postlarva (mm)	1,631

Autor: Elaboración propia

Todas las estadísticas de prueba reportan un valor p de 0,121, lo que indica que el resultado no es estadísticamente significativo a un nivel de significancia del 5% (Tabla 41).

Tabla 41. Pruebas MANOVA para estadio postlarva

Criterio	Estadística de prueba	GL			P
		F	Núm	Denom	
De Wilks	0,17907	4,584	3	3	0,121
Lawley-Hotelling	4,58437	4,584	3	3	0,121
De Pillai	0,82093	4,584	3	3	0,121
De Roy	4,58437				

$$s = 1 \quad m = 0,5 \quad n = 0,5$$

Autor: Elaboración propia

Tabla 42. Matriz SSCP (ajustada) para estadio postlarva

CRECIMIENTO postlarva (mm)	
CRECIMIENTO postlarva (mm)	1,72344

Autor: Elaboración propia

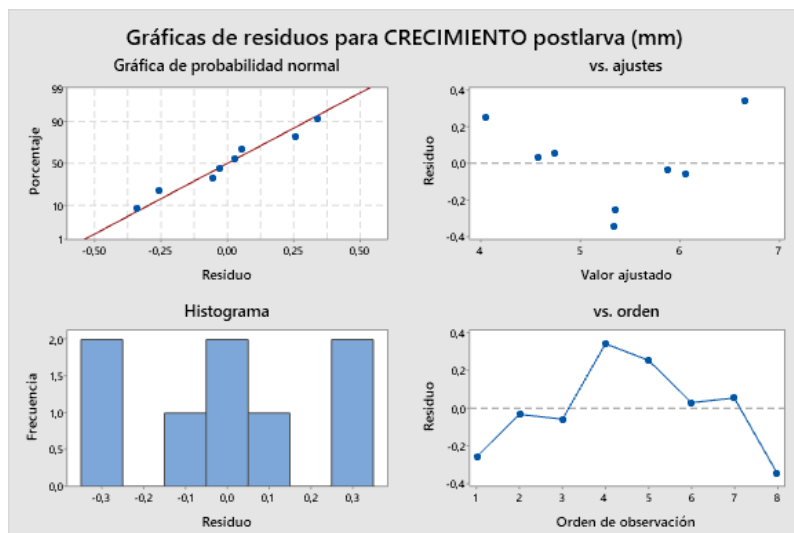
Tabla 43. Análisis de valores y vectores propios para estadio postlarva

Valor propio	4,584
Proporción	1,000
Acumulada	1,000
Vector propio	1
CRECIMIENTO postlarva (mm)	1,631

Autor: Elaboración propia

La grafica demuestra que los residuos siguen una distribución normal y se distribuyen de manera aleatoria alrededor de cero, lo que indica que no hay problemas de heterocedasticidad o falta de linealidad (Figura 18).

Figura 18. Grafico de residuos para crecimiento postlarva (mm).



Autor: Elaboración propia

3.3 Establecer los costos de producción asociados con el uso de producción asociados con el uso de *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii*.

El costo total de producción fue de \$3.815, mientras que los ingresos por ventas alcanzaron \$9.500, lo que demuestra que el sistema es altamente rentable y genera una ganancia considerable por encima de los costos de producción y distribución. Asimismo, el precio de venta unitario de \$190 frente a un costo de \$76,30 por cada 100.000 nauplios refleja una utilidad del 55%, consolidando la viabilidad económica de este modelo productivo (Tabla 44, 45, 46, 47, 48).

Tabla 44. Índice de rentabilidad de los costos de los dos tratamientos.

DETALLE	MATERIA PRIMA	COSTOS INDIRECTOS DE FABRICACIÓN
Compra de nauplios (6 millones)	1200	
Compra de microalga <i>Chaetoceros calcitrans</i>	60	
Compra de microalga <i>Tetraselmis chuii</i>	45	
Compra de aditivos para el cultivo	50	
Flete a CENAIM y SEMACUA para la obtención de microalgas y nauplios		200
Técnico		300

Alquiler de laboratorio	700
Artemia	300
Gas	50
Fundas y cartones	200
Energía	150
Alimento	500
TOTAL	3755

Fuente: Elaboración propia

Tabla 45. Costos de distribución.

COSTOS DE DISTRIBUCION	
Gastos Administrativos	0
Gastos financieros	0
Gastos de ventas	60
TOTAL COSTO DE DISTRIBUCIÓN	60

Fuente: Elaboración propia

Tabla 46. Costos totales.

COSTO TOTAL	
Costo de Producción	3755
Costo de distribución	60
COSTO TOTAL	3815

Fuente: Elaboración propia

Tabla 47. Costos unitarios.

COSTOS UNITARIOS		
Costo total unitario (cada 100mil)		76,30
Utilidad %		55%
Precio de venta unitario	\$	190,00

Fuente: Elaboración propia

Tabla 48. Ingresos de ventas

Ingresos : Venta de nauplios cultivados	9.500
Nauplios totales vivos	5000000

Fuente: Elaboración propia

DISCUSIÓN

Los resultados de esta investigación muestran que las larvas alimentadas con *Tetraselmis chuii* alcanzaron una tasa de supervivencia más alta (90%) en comparación con aquellas que recibieron *Chaetoceros calcitrans* (75%). Este comportamiento coincide con lo descrito por Ravindran et al. (2019), quienes señalaron que *T. chuii*, gracias a su riqueza en ácidos grasos poliinsaturados (PUFA) y antioxidantes naturales como la astaxantina, contribuye a que las larvas resistan mejor el estrés ambiental y presenten menores niveles de mortalidad. De forma complementaria, Villacís et al. (2021), en estudios realizados en el CENAIM, observaron que las dietas enriquecidas con *T. chuii* aumentaron significativamente la sobrevivencia de *L. vannamei* frente a otras microalgas como *Isochrysis* y *Chaetoceros*, debido a la estabilidad de sus células y a la mayor digestibilidad que ofrece esta especie. La superioridad de *Tetraselmis chuii* se debe a su perfil nutricional más completo, que favorece el crecimiento y la resistencia larval, mientras que la pared celular rígida de *Chaetoceros calcitrans* limita la disponibilidad de nutrientes y reduce su desempeño. Cabe señalar que en las primeras etapas como zoea no se observaron diferencias marcadas porque las larvas aún dependen de sus reservas internas y su sistema digestivo está en formación a medida que avanzan en su desarrollo y su digestión se vuelve más eficiente, la influencia de la dieta se hace más evidente y determinante en su supervivencia y crecimiento.

El análisis nutricional evidenció que *Tetraselmis chuii* tiene un perfil más equilibrado, con contenidos proteicos entre el 27%–48% y lípidos de hasta 36%, lo que se tradujo en un mayor crecimiento larval (7.0 mm frente a 5.0 mm con *Chaetoceros calcitrans*). Esto refuerza lo hallado por Brown (2002), quien concluyó que el tamaño, la movilidad y el contenido nutricional de las microalgas afectan directamente la tasa de crecimiento de larvas de crustáceos. Del mismo modo, un estudio de Álvarez-Díaz et al. (2020) indicó que las microalgas con alto contenido de proteínas y ácidos grasos EPA/DHA, como *Tetraselmis chuii*, aumentan significativamente el índice de crecimiento específico (SGR) y mejoran la eficiencia en la conversión alimenticia. Por tanto, la relación entre nutrición microalgal y crecimiento larval en este estudio está alineada con lo reportado en la literatura.

Los datos económicos obtenidos demuestran que el sistema es altamente rentable y genera una ganancia considerable por encima de los costos de producción y distribución. Según Isiorida

Pérez & Puello-Cruz, 2007, al analizar la eficiencia económica de dietas larvarias en Ecuador, encontraron que algunas microalgas se compensa por el menor requerimiento de alimento y el mayor retorno de biomasa. Del mismo modo, (Cesário et al, 2022) indican que *Tetraselmis* ofrece mayor estabilidad en cultivo, reduciendo pérdidas por colapsos y favoreciendo una producción continua y rentable.

Respuesta a la pregunta de hipótesis

¿La incorporación de microalgas *Chaetoceros calcitrans* y *Tetraselmis chuii* en la alimentación de las larvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) mejora significativamente el crecimiento y la tasa de supervivencia en comparación con dietas sin microalgas o con diferentes concentraciones de estas?

Los resultados de esta investigación confirman que la incorporación de microalgas en la dieta de *Litopenaeus vannamei* tiene un efecto positivo, siendo *Tetraselmis chuii* la que proporciona los mejores resultados en comparación con *Chaetoceros calcitrans*. Las larvas alimentadas con *T. chuii* presentaron una supervivencia del 90% y un crecimiento de 7mm en postlarva, mientras que las alimentadas con *C. calcitrans* mostraron una supervivencia menor al 75% y un crecimiento limitado de 5 mm. Estos hallazgos responden afirmativamente a la pregunta de investigación, evidenciando que el tipo de microalga influye significativamente en el desempeño larvario del camarón blanco.

CONCLUSIONES

Se concluye que la microalga *Tetraselmis chuii* favorece significativamente la supervivencia de las larvas de *Litopenaeus vannamei* en comparación con *Chaetoceros calcitrans*, reduciendo la mortalidad hasta en un 15% gracias a su perfil nutricional rico en ácidos grasos esenciales y antioxidantes. Este efecto positivo permite establecer a *T. chuii* como una opción más eficiente para mejorar la calidad del cultivo larvario en sistemas acuícolas.

Los resultados demostraron que *Tetraselmis chuii*, al poseer mayores concentraciones de proteínas, lípidos poliinsaturados y carotenoides, genera un crecimiento más acelerado y sostenido en las larvas de *L. vannamei* en comparación con *Chaetoceros calcitrans*. Esta diferencia resalta la importancia de considerar el valor nutricional específico de las microalgas utilizadas en dietas larvarias para optimizar los resultados productivos.

El cultivo de *Tetraselmis chuii* representa un menor costo inicial por volumen, sus beneficios en términos de mayor supervivencia, menor tiempo de cultivo y crecimiento más eficiente generan un índice de rentabilidad superior frente a *Chaetoceros calcitrans*. Esto permite considerar a *T. chuii* no solo como una opción nutricionalmente adecuada, sino también como una inversión económicamente viable en sistemas de producción larval intensiva.

RECOMENDACIONES

Se recomienda incorporar *Tetraselmis chuii* como microalga principal en la fase larvaria de *Litopenaeus vannamei* en laboratorios de cultivo, debido a su impacto positivo en la supervivencia. Su uso puede optimizar la eficiencia del proceso de cría reduciendo las pérdidas por mortalidad, especialmente en estadios críticos como zoea y mysis.

Se recomienda que los centros de producción larvaria prioricen la selección de microalgas como *Tetraselmis chuii* con perfiles nutricionales ricos en proteínas y ácidos grasos esenciales, para maximizar la tasa de crecimiento larval. Asimismo, se sugiere realizar análisis bromatológicos periódicos para garantizar la calidad nutricional constante de las microalgas utilizadas.

Se recomienda a los productores evaluar no solo el costo directo de las microalgas, sino también los beneficios indirectos en términos de rentabilidad por biomasa obtenida y reducción de tiempos de engorde. *Tetraselmis chuii* representa una inversión estratégica que podría reducir costos operativos a mediano plazo, por lo que debe considerarse dentro de un análisis económico integral en los sistemas de laboratorios de larvas.

Referencias Bibliográficas:

- Álvarez-Díaz, C., Miranda, M., López-López, I., Sanz, M., López-Herce, J. y Crespo, M. (2020). Evaluación de la microalga *Tetraselmis chuii* como ingrediente funcional en los alimentos. *Nutrients*, 12(5), 1527. <https://www.mdpi.com/2304-8158/9/5/579>
- Baker, M. A., et al. (2017). Nutritional value of *Tetraselmis chuii* for larval fish and crustaceans. *Aquaculture Nutrition*, 23(4), 678-688. <https://doi.org/10.1007/s40071-017-0173-2>
- BORES, E. G., CERECEDO, R. C., VIZCAINO, K. A., & Roa, M. A. C. (2023). Manual para la identificación de estadios larvales del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei*. *Cibnor. mx*.
- Brown, M. R. (2002). Valor nutricional y uso de microalgas en la acuicultura. *Avances en Nutrición de Animales Acuáticos*, 281–292. https://scholar.google.es/scholar?hl=es&as_sdt=0%2C5&q=Brown%2C+M.+R.+%282002%29.+&btnG=
- Brown, M. R., Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., y Gaxiola-Cortés, M. G. (2002). Nutritional value of microalgae for aquaculture.
- Cárdenas, S., & Martínez, J. (2020). *Biología y Acuicultura del Camarón Blanco*. Editorial Acuicultura Moderna. <https://www.gob.mx/imipas/acciones-y-programas/acuicultura-camaron-blanco-del-pacifico>
- Castillo-Ochoa, B. del C. & Velásquez-López, P. C. (2021). Manejo estacional de los sistemas de producción de camarón en el Ecuador. *Revista Sociedad & Tecnología*, 4(3), 447- 461. <https://doi.org/10.51247/st.v4i3.151>
- Cesário, C. do C., Soares, J., Cossolins, J. F. S., Almeida, A. V. M., Bermúdez-Sierra, J., Leite, M. de O., Nunes, M. C., Serrão, J. E., Martins, M. A., & Coimbra, J. S. dos R. (2022). Caracterización bioquímica y morfológica de aguas dulces microalga *Tetradlesmo oblicuo* (clorofita: Clorofíceas). *Protoplasma*, 259(4), 937–948. <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs00709-021-01712-3>
- Chávez Guerrero, B. R., García Vélez, K. N., Verduga Vélez, K. J., & Ferrín Cedeño, M. J. (2024). Estrategias Lúdicas Digitales para el Mejoramiento del Proceso de Aprendizaje en los Estudiantes de Básica Superior en 8vo Año. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 8(1), 6645-6660. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v8i1.10027

- Colina. (2020). Cultivo de camarón: Necesidades nutricionales y rentabilidad. La colina, Juan Luis Vives y Av. Primero de Mayo. Disponible en: <https://lacolina.com.ec/cultivo-del-camaron-necesidades-nutricionales-y-rentabilidad/>
- FAO. (2020). The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://openknowledge.fao.org/items/b752285b-b2ac-4983-92a9-fdb24e92312b>
- Figueredo, A., Fuentes, J. L., Cabrera, T., León, J., Patti, J., Silva, J., Ron, E., Pichardo, O., & Marcano, N. (2020). Bioseguridad en el cultivo de camarones penaeidos: Una revisión. *AquaTechnica: Revista Iberoamericana de Acuicultura*, 2(1), 1-22. <https://doi.org/10.33936/at.v2i1.2409>
- FOESA (2010). Definición de Indicadores de sustentabilidad en la Acuicultura Mediterránea. Madrid, España: Arpa & Asociados; ISBN: 9788493761127. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://portals.iucn.org/library/sites/library/files/documents/2010-096.pdf>
- Galindo, J., Fraga, I., de Arazola, M., Alvarez, J. S., Ramos, D., & González, R. (2002). Requerimientos nutricionales de juveniles de camarón blanco (*Litopenaeus schmitti*): evaluación de dietas prácticas. CIVA 2002. Recuperado de <http://www.civa2002.org>
- García Hoyos, N. V. (2018). Efecto del uso de probióticos sobre el crecimiento y Supervivencia de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, en sistema superintensivo con invernadero. Universidad de Nariño, Colombia. Disponible en: <https://sired.udenar.edu.co/8291/>
- García Hoyos, N. V. (2018). Efecto del uso de probióticos sobre el crecimiento y Supervivencia de camarón blanco *Litopenaeus Vannamei*, en sistema superintensivo con invernadero. <http://sired.udenar.edu.co/id/eprint/8291>
- García, T., & Carrillo, O. (2010). *Nutrición del camarón blanco Litopenaeus schmitti*. En: Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M. G., Villarreal-Cavazos, D. A., & Gamboa-Delgado, J. (Eds.), *Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del Décimo Simposio Internacional de Nutrición Acuícola* (pp. 38–60). Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México. ISBN: 978-607-433-546-0. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://sired.udenar.edu.co/8291/1/92604.pdf>

- Gavilánez Moreno, Oscar Harón (2021). Comparación de dos sistemas de alimentación automático System AQ1 y Moafmadan en el crecimiento de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. La Libertad. UPSE, Matriz. Facultad de Ciencias del Mar. 31p.
- Gaxiola, G., Brito, A., Maldonado, C., Jimenez, Y., Guzmán, E Arena, L., Brito, R., Soto, LA y Cuzon, G. 2006. Nutrición y Domesticación de *Litopenaeus vannamei*. En: Editores: L. Elizabeth Cruz Suárez, Denis Ricque Marie, Mireya Tapia Salazar, Martha G. Nieto López, David A. Villarreal Cavazos, Ana C. Puello Cruz y Armando García Ortega. Avances en Nutrición Acuícola VIII. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 15-17 noviembre. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León, México. ISBN 970-694-333-5.
- Harrison, K.E. (1990) The role of nutrition in maturation, reproduction and embryonic development of decapod crustaceans: a review. J. Shellfish Res., 9, 1–28. <https://cir.nii.ac.jp/crid/1571698599303110016>
- Hemaiswarya, S., Raja, R., & Carvalho, I. S. (2019). Mecanismos de acción de las microalgas para la alimentación en acuicultura: una revisión. *Revisiones en Acuicultura*, 11(4), 1358–1370.
- Herrarte García, D. A. (2021). Aprovechamiento de desecho de cabeza de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) para la elaboración de un snack de alto valor proteico [Masters, Universidad de San Carlos de Guatemala]. <https://postgrado.ingenieria.usac.edu.gt/>
- Isiordia Pérez, E., & Puello-Cruz, A. C. (2007). Evaluación del crecimiento y supervivencia en larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* usando como fuente de alimento microalgas vivas y congeladas. REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, 8(5), 1-6. Veterinaria Organización. Málaga, España. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpgclclefindmkaj/https://www.redalyc.org/pdf/636/63612669007.pdf>
- Isiorida Pérez, E., & Puello-Cruz, A. C. (2007). Evaluación del crecimiento y supervivencia en larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* usando como fuente de alimento microalgas vivas y congeladas. REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, 8(5), 1–11. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n050507/050706.pdf>
- Knuckey, RMP (1998). *Aislamiento de microalgas australianas y preparación de concentrados de microalgas para su uso como alimento para acuicultura* (Tesis doctoral, Universidad de Tasmania). <https://doi.org/10.25959/23228618.v1>

- Kurmaly, K., D.A Jones, A.B. Yule and J. East (1989). Comparative analysis of the growth and survival of *Penaeus monodon* larvae, from protozoa 1 to postlarva 1, on live feeds, artificial diets and on combination of both. *Aquaculture*, 81:27-45.
[https://doi.org/10.1016/0044-8486\(89\)90228-7](https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90228-7)
- Martínez, J. (2020). *Morfología y dimorfismo sexual en crustáceos decápodos del Pacífico ecuatoriano*. *Revista de Biología Marina y Costera*, 48(2), 115-128.
<https://doi.org/10.1234/rbmc.v48i2.2020>
- Mazariegos Ortiz, C. H. (2022). MODELO DE REGRESIÓN LINEAL MÚLTIPLE APLICADO AL CRECIMIENTO DEL CAMARÓN BLANCO, *Penaeus vannamei* EN UN SISTEMA CON AIREACIÓN CONSTANTE [Masters, Universidad de San Carlos de Guatemala].
<https://postgrado.ingenieria.usac.edu.gt/>
- Moncayo Vera, D. J. (2020). Medición de variables zootécnicas en el cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), alimentados con dietas balanceadas con inclusión de espirulina. Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Facultad de Ciencias Pecuarias, Carrera de Ingeniería Agropecuaria. Mocache, Los Ríos, Ecuador. chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgklclefindmkaj/<https://repositorio.uteq.edu.ec/server/api/core/bitstreams/98b7c8c3-4352-4d98-812a-b0af2bed25aa/content>
- Moreira Zambrano, G. G., Bastidas Sánchez, C. J., & Ramírez, M. (2021). *Análisis de ciclo de vida del camarón cultivado de la especie litopenaeus vannamei en la provincia del Guayas* (Doctoral dissertation, ESPOL. FIMCP).
<http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/52611>
- Navarro, J. M., Torres, R., & Rodríguez, M. (2020). Digestibilidad de microalgas en las primeras etapas de los crustáceos. *Nutrición en Acuicultura*, 26(3), 897–904.
- Niccolai, A., et al. (2019). Composición bioquímica, perfil de ácidos grasos y digestibilidad in vitro de doce biomasas de microalgas. *Food Chemistry*, 271, 699–707. Recuperado de <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2211926419304229>
- Palma. (2017). Análisis de la relevancia económica de la industria camaronera en el Ecuador, periodo 2000-2016.
<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/22523/1/Palma%20Mancilla%20Evelyn%20version%20final.pdf>

- Pérez Farfante, ISABEL, Kensley, B. y Ryan, MK (1997). Camarones y langostinos penaeoides y sergestoides del mundo: claves y diagnósticos para las familias y géneros. *Memorias del Museo Nacional de Historia Natural. Serie A, Zoología*. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01654.x>
- Pérez-Morales, A., Band-Schmidt, C. J., & Martínez-Díaz, S. F. (2016). Changes in mortality rates during the larval stage of the Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) on the basis of algal (*Chaetoceros calcitrans* or *Tetraselmis suecica*) food density. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 3(9), 415–420. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgklclefindmkaj/https://www.scielo.org.mx/pdf/era/v3n9/2007-901X-era-3-09-00415.pdf>
- Ponis, E., Robert, R. y Parisi, G. (2003). Valor nutricional de dietas de algas frescas y concentradas para larvas y juveniles de ostras del Pacífico (*Crassostrea gigas*). *Acuicultura*, 221 (1-4), 491-505. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00075-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00075-9)
- Rahman, N. A., Khatoon, H., Yusuf, N., Banerjee, S., Haris, N. A., Lananan, F., ... Tomoyo, K. (2017). *Tetraselmis chuii* biomass as a potential feed additive to improve survival and oxidative stress status of Pacific white-leg shrimp *Litopenaeus vannamei* postlarvae. **International Aquatic Research**, 9, 235–247. <https://doi.org/10.1007/s40071-017-0173-2> onlinelibrary.wiley.com+8
- Ravindran, B., Kim, J., & Lee, S. R. (2019). Aplicaciones de las microalgas en la acuicultura: Una revisión. *Revisión en Acuicultura*, 11(3), 745-764.
- Reyes Aguilar, J. A. (2021). Ingestión y digestión de 7 especies de microalgas en el cultivo larvario y post larvario temprano de *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833). Tesis de grado, Instituto Superior Tecnológico “Luis Arboleda Martínez”, Ecuador. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgklclefindmkaj/https://www.cenaim.espol.edu.ec/sites/cenaim.espol.edu.ec/files/2023/Tesis/TESIS-JULETZY%20ANDREINA%20REYES%20AGUILAR.pdf>
- Reyes Mero, A. J. (2021). *Principales agentes infecciosos asociados al cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei* reportados en Ecuador durante el periodo 2010-2021* [Trabajo de titulación, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Repositorio Institucional UPSE. <chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgklclefindmkaj/https://repositorio.upse.edu.ec/server/api/>

core/bitstreams/889f5bca-d2dc-4906-ad10-906af351101d/content

- Salas-Leiva, J., Dupré M E., & Salas-Leiva, D. (2016). Proximate composition analysis posterior to the cryopreservation of *Chaetoceros calcitrans*. *Revista MVZ Córdoba*, 21(1), 5258-5264. <https://doi.org/10.21897/rmvz.35>
- Sarango Vivanco, E. G. (2021). Identificación de microorganismos patógenos que afectan en el estado larval de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). <http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/17520>
- Tacon, A. G., & Metian, M. (2015). Feed matters: satisfying the feed demand of aquaculture. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*, 23(1), 1-10.
- Torres-Ochoa, E., Cadena-Roa, M. A., Rojas Contreras, M., Cota Sánchez, M. R., Pacheco-Vega, J. M., & Zavala-Leal, O. (2019). Evaluación zootécnica de larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con microalgas endémicas y un probiótico del Golfo de California. *Revista Bio Ciencias*, 6, e404. <https://doi.org/10.15741/revbio.06.e404>
- Villa, A., Herazo, D., & Torregroza, A. C. (2014). Efecto del fotoperiodo sobre el crecimiento de la diatomea *Chaetoceros calcitrans* (clon c-cal) en cultivos estáticos. *Intropica*, 9(1), 111–117. Recuperado a partir de <https://revistas.unimagdalena.edu.co/index.php/intropica/article/view/1438>