



**UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA
DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
INSTITUTO DE POSTGRADO**

TÍTULO DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

COMPARACIÓN DE CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA DE LARVAS
(*LITOPENAEUS VANNAMEI*) CON REGÍMENES ALIMENTICIOS
MICROEXTRUIDOS Y MICROENCAPSULADOS.

AUTORA

BLGA. BRAVO ASENCIO SANYURI ANNELLISE

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previo a la obtención del grado académico en:
MAGÍSTER EN ACUICULTURA

TUTOR

Q.F. MERY RAMÍREZ MUÑOZ, Ph.D.

SANTA ELENA, ECUADOR

Año 2025

DEDICATORIA

A Dios, a mi familia, a mis amigos y a mis compañeros de la maestría, que estuvieron presente en la culminación de este proceso.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Estatal Península de Santa Elena, por liderar el proceso de formación profesional.

A los docentes que fueron parte del aprendizaje.

A los laboratorios de producción de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, por ser partícipes en la ejecución de la investigación.

En particular a mi tutora de tesis, Q.F. Mery Ramírez, Ph.D., quién con su valioso aporte científico orientó la elaboración del presente.

APROBACIÓN DEL TUTOR

Certifico que luego de haber dirigido científica y técnicamente el desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por el cual apruebo en todas sus partes el presente trabajo de titulación que fue realizado en su totalidad por **“Comparación de crecimiento y la supervivencia de larvas (*Litopenaeus vannamei*) con regímenes alimenticios microextruidos y microencapsulados”**, como requerimiento para la obtención del título de Magíster en Acuicultura.

TUTORA

Q.F. Mery Ramírez Muñoz, PhD

Santa Elena, a los 15 días del mes de julio del año 2025.

TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN

Econ. Roxana Álvarez Acosta, PhD.

**COORDINADORA DEL
PROGRAMA**

Q.F. Mery Ramírez Muñoz, Ph.D.

TUTOR

Ing. Jimmy Villon Moreno, MSc.

DOCENTE ESPECIALISTA 1

Blga. Denisse Tomalá, MSc.

DOCENTE ESPECIALISTA 2

Abg. María Rivera González, Mgt.

SECRETARIA GENERAL

AUTORIZACIÓN DERECHOS DE AUTOR

Yo, Bravo Asencio Sanyuri Annellise

Autorizo a la Universidad Estatal Península de Santa Elena, para que haga de este trabajo de titulación o parte de él, un documento disponible para su lectura consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los derechos en línea patrimoniales de artículo profesional de alto nivel con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este artículo académico dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autor.

Santa Elena, a los 15 días del mes de julio del año 2025.

EL AUTOR

Blga. Bravo Asencio Sanyuri Annellise

DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD

Yo, Blga. Bravo Asencio Sanyuri Anellise

DECLARO QUE:

El trabajo de Titulación, “Comparación de crecimiento y la supervivencia de larvas (*Litopenaeus vannamei*) con regímenes alimenticios microextruidos y microencapsulados”, previo a la obtención del título en Magíster en Acuicultura, ha sido desarrollado respetando derechos intelectuales de terceros conforme las citas que constan en el documento, cuyas fuentes se incorporan en las referencias o bibliografías. Consecuentemente este trabajo es de mi total autoría.

En virtud de esta declaración, me responsabilizo del contenido, veracidad y alcance del Trabajo de Titulación referido.

Santa Elena, a los 15 días del mes de julio del año 2025.

EL AUTOR

Blga. Bravo Asencio Sanyuri Anellise

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN.....	13
ABSTRAC	14
1. INTRODUCCIÓN	15
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	17
3. JUSTIFICACIÓN.....	19
4. OBJETIVOS	20
4.1 Objetivo General.....	20
4.2 Objetivos Específicos	20
5. HIPÓTESIS.....	20
6. MARCO TEÓRICO	21
6.1 Generalidades del camarón blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>).....	21
6.2 Escala taxonómica del camarón blanco, <i>Litopenaeus vannamei</i> (Boone, 1931)	22
6.3 Ámbito Biológico	22
6.4 Características morfológicas del camarón blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>).....	23
6.5 Anatomía interna del camarón.....	24
6.6 Etapas larvarias del camarón blanco, <i>Litopenaeus vannamei</i>	25
6.6.1 Nauplio	26
6.6.2 Zoea	26
6.6.3 Mysis	27
6.6.4 Postlarvas.....	27
6.7 Producción de larvas de camarón	28
6.8 Cultivo de camarón.....	30
6.9 Calidad de agua.....	32
6.9.1 Temperatura.....	32
6.9.2 Oxígeno	32
6.9.3 Salinidad.....	33
6.9.4 Potencial de Hidrogeno (pH).....	33
6.10 Historia sobre los alimentos y la nutrición de los camarones	34
6.11 Importancia de la nutrición en la producción de camarones.....	34
6.12 Aspectos fisiológicos del camarón blanco <i>L. vannamei</i> en respuesta a regímenes alimenticios	34
6.13 El tracto digestivo de camarones peneidos	35
6.14 Alimentación de larvas de camarón.....	36

6.15	Alimentos microencapsulados	37
6.16	Dieta microencapsulada en la producción de larvas de camarón.....	38
6.17	Alimentos microextruidos.....	38
6.18	Dieta microextruida en la producción de larvas de camarón	39
7.	MARCO METODOLÓGICO	40
7.1	Ubicación del Área de Estudio	40
7.2	Áreas de Prueba	40
7.2.1	Laboratorio LEPABI	40
7.2.2	Laboratorio ULTRAMAR.....	41
7.3	Diseño Experimental.....	42
7.4	Evaluación del régimen alimenticio en las larvas de camarón blanco <i>L. vannamei</i> ..	44
7.4.1	Microalgas:	44
7.4.2	Balanceados:.....	44
7.4.3	Artemias y Embriones	45
7.5	Observación de los tanques de pruebas	46
7.6	Crecimiento, talla y peso de las larvas de camarón	46
7.6.1	LARVIA	47
7.7	Análisis de parámetros.....	47
7.8	Tasa de supervivencia en relación de los datos de la población inicial y final de larvas	47
7.9	Análisis Estadístico.....	48
8.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	50
8.1	Tasa de Crecimiento	50
8.1.1	Peso promedio	53
8.1.2	Longitud promedio	55
8.1.3	Porcentaje de Uniformidad.....	58
8.1.4	Pigmentación.....	60
8.2	Control de parámetros del cultivo de larvas	63
8.3	Supervivencia.....	66
8.4	DISCUSIÓN	69
9.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	72
9.1	CONCLUSIONES	72
9.2	RECOMENDACIONES.....	73
10.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:.....	74
11.	ANEXOS.....	88

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos importantes para la producción de larvas de camarón.	30
Tabla 2. Requerimientos generales de los parámetros fisicoquímicos de los camarones. .	33
Tabla 3: Alimentos para dieta seca.....	36
Tabla 4. Datos de la prueba del laboratorio LEPABI (Base 1)	42
Tabla 5. Datos de la primera prueba del laboratorio ULTRAMAR (Base 2).....	43
Tabla 6. Descripción del diseño experimental del cultivo de larvas <i>Liptopennaeus vannamei</i>	43
Tabla 7: Tabla de alimentación de Base 1	45
Tabla 8: Tabla de alimentación de Base 2.....	46
Tabla 9. Tasa de crecimiento (PL/gr) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha=0,05$, por Anova.....	52
Tabla 10. Peso promedio (mg) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.....	55
Tabla 11. Longitud promedio (mm) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.....	57
Tabla 12. Uniformidad en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.	60
Tabla 13. Pigmentación (%) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.	62
Tabla 14. Promedio de la recolección de los datos de parámetros, temperatura y oxígeno por tratamientos.	63
Tabla 15. Promedio de la recolección de datos de los parámetros de Salinidad (‰) y pH en relación con los tratamientos	66
Tabla 16: Tasa de supervivencia específica en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores en porcentajes de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.	66

Tabla 17. Porcentaje de la tasa de supervivencia en relación a los tres regímenes alimenticios en la base 1	67
Tabla 18. Porcentaje de la tasa de supervivencia en relación a los tres regímenes alimenticios en la base 2	67
Tabla 19. Datos de costo de producción de los tanques durante la investigación.....	68
Tabla 20. Costo de producción en relación con los tratamientos de alimentación.....	68

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1: Camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	22
Figura 2: Morfología externa del camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	24
Figura 3. Anatomía interna del camarón blanco	25
Figura 4. Etapas larvarias del camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	25
Figura 5: Estadio de nauplios.	26
Figura 6. Estadio Zoeas	27
Figura 7. Estadio Mysis.....	27
Figura 8. Estadio Postlarva.....	28
Figura 9: Diagrama de flujo de laboratorio y cultivo de camarón	29
Figura 10. Ciclo de producción del camarón.....	31
Figura 11. Segmentos del tracto digestivo y porcentaje enzimático del camarón blanco..	36
Figura 12. Microcápsulas originadas por el secado por aspersión.	37
Figura 13. Áreas de estudio, Laboratorios: 1) LEPABI, Santa Elena - Ballenita, y 2) Ultramar, Salinas - Mar Bravo	40
Figura 14. Área de estudio LABORATORIO LEPABI.....	41
Figura 15. Área de estudio LABORATORIO ULTRAMAR	41

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Cantidad de larvas por gramo en los estadios de PL5 a PL9 con relación a cada tratamiento.....	50
Gráfico 2. Crecimientos (PL/gr) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9.....	51
Gráfico 3. Peso promedio (mg) de las larvas con relación a los tratamientos alimenticios	53
Gráfico 4. Peso promedio (mg) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9.....	54
Gráfico 5. Longitud promedio (mm) de las larvas alimentadas con diferentes tratamientos	56
Gráfico 6. Longitud promedio (mm) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9.....	56
Gráfico 7. Porcentaje de uniformidad de las larvas alimentadas con distintos tratamientos	58
Gráfico 8. Porcentaje de uniformidad (%) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9.....	59
Gráfico 9. Porcentaje de pigmentación (%) de las larvas de camarón tratadas con diferentes tratamientos.	61
Gráfico 10. Pigmentación (%) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9.....	62
Gráfico 11: a) Temperatura (°C) y b) oxígeno (mg/L) en los sistemas de cultivos de los tanques en diferentes tratamientos.....	64
Gráfico 12: Salinidad (a) y pH (b) en el agua del cultivo larval de camarón en diferentes tratamientos nutricionales.....	65
Gráfico 13. Supervivencia (%) de las larvas de camarón en diferentes tratamientos nutricionales.	67

RESUMEN

El crecimiento de la acuicultura ha estado acompañado por avances en la formulación de dietas nutricionales especializadas para las diferentes etapas de vida de los camarones, los alimentos microextruidos y microencapsulados son estrategias clave en la fase larval. Este estudio se ejecutó con el objeto de evaluar la tasa de crecimiento y supervivencia en relación con su alimentación, en dos laboratorios de producción de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, Lepabi (Base 1) y Ultramar (Base 2). Se utilizaron tanques de 45 toneladas sembrados con 220 N5/L en la primera base y se usaron tanques de 40 toneladas sembrados con 180 N5/L en la segunda base. Implementando el Tratamiento1 (microencapsulados), el tratamiento2 (microextruidos) y el tratamiento3 (Control, como protocolo nutritivo de las bases), empleando dos tanques y dos replicas durante dos ciclos de producción consecutivas. Se realizó el seguimiento del desarrollo larvario a través de observaciones microscópicas. El registro de los parámetros físicos químicos del agua como oxígeno (4,0 a 6,5 mg/L), temperatura (31,0 a 33,5°C), salinidad (23,0 a 33,0 ppm) y pH (7.5 a 7.9) fueron óptimos para el desarrollo larval. Los datos de LARVIA en estadio PL9 demostraron que, el crecimiento de las larvas fue mayor en el tratamiento1 con un promedio de 290 PL/gr, el peso promedio de 3.529 mg y la longitud promedio de 8.063 mm fueron superior en el control, el porcentaje de uniformidad del 77.25% y la pigmentación del 58,0 % fueron considerables en el Tratamiento2. El Sofward SPSS statistics 26 analizó los datos Anova de la tasa de crecimiento con la Media+/-Desviación en el Tratamiento1 con intervalo de confianza del 95% ($P>0,05$) en ambos. La supervivencia de larvas de *Litopenaeus vannamei* en estadio PL10 se evaluó bajo los tratamientos, con tasas promedio de 63,71%, 65,58% y 63,98%. El análisis estadístico ANOVA mostró que no existen diferencias significativas entre los tratamientos, y la prueba de homogeneidad confirmó varianzas comparables (significancia 0.05).

Palabras claves: alimentos, microextruidos, microencapsulados, larvas de camarón, *Litopenaeus vannamei*, crecimiento, supervivencia, parámetros.

ABSTRAC

The growth of aquaculture has been accompanied by advances in the formulation of specialized nutritional diets for the different life stages of shrimp, microextruded and microencapsulated feeds are key strategies in the larval stage. This study was carried out to evaluate the growth and survival rate in relation to their feeding in two laboratories for the production of *Litopenaeus vannamei* shrimp larvae, Lepabi (Base 1) and Ultramar (Base 2). Forty-five ton tanks seeded with 220 N5/L were used in the first base and 40 ton tanks seeded with 180 N5/L were used in the second base. Treatment 1 (microencapsulated), treatment 2 (microextruded) and treatment 3 (Control, as nutritional protocol of the bases) were implemented, using two tanks and two replicates during two consecutive production cycles. Larval development was monitored through microscopic observations. The recording of physical and chemical water parameters such as oxygen (4.0 to 6.5 mg/L), temperature (31.0 to 33.5°C), salinity (23.0 to 33.0 ppm) and pH (7.5 to 7.9) were optimal for larval development. The LARVIA data at PL9 stage showed that larval growth was higher in the treatment1 with an average of 290 PL/gr, the average weight of 3,529 mg and the average length of 8,063 mm were higher in the control, the percentage of uniformity of 77.25% and pigmentation of 58.0% were higher in the treatment2, the percentage of uniformity of 77.25% and pigmentation of 58.0% were higher in the control. Sofward SPSS statistics 26 analyzed the Anova data of growth rate with Mean+/-Deviation, with 95% confidence interval ($P>0.05$) in both. Survival of PL10 stage *Litopenaeus vannamei* larvae was evaluated under the treatments, with average rates of 63,71%, 65,58% and 63,98%. ANOVA statistical analysis showed that there were no significant differences between treatments, and the homogeneity test confirmed comparable variances (significance 0.05).

Key words: feeding, microextruded, microencapsulated, shrimp larvae, *Litopenaeus vannamei*, growth, survival, parameters.

Tema

“Comparación de crecimiento y la supervivencia de larvas (*Litopenaeus vannamei*) con regímenes alimenticios microextruidos y microencapsulados”

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura ha experimentado una expansión global desde la década de 1970, con un crecimiento constante en la producción de especies acuáticas tanto en agua dulce como en agua salada. De la camaronicultura se ha consolidado como una de las actividades más rentables, impulsada principalmente por la creciente demanda de los países del norte. Entre 1980 y 1990, el crecimiento de la producción de camarones fue particularmente destacado en América Latina, el Caribe y Asia, impulsando el desarrollo de tecnologías acuícolas avanzadas (FAO., 2020)

Ecuador, líder en la industria camaronera, inició su actividad en la década de 1960 con la captura de camarones silvestres como *Litopenaeus vannamei* y *Penaeus monodon*. Posteriormente, la expansión del cultivo intensivo se consolidó en 1974 con el establecimiento de 600 hectáreas de estanques en las provincias de Guayas y El Oro (Ochoa & Mina, 2023; Banchón, 2022)

El crecimiento global de la acuicultura ha estado acompañado por avances en la formulación de dietas nutricionales especializadas para las diferentes etapas del ciclo de vida de los camarones, desde la fase larval hasta la fase de engorde. Las dietas de los camarones están compuestas por ingredientes de origen vegetal y microbiano, por lo tanto, ha disminuido la necesidad de usar harina y aceite de pescado. Los alimentos microextruidos y microencapsulados son dos de las principales estrategias nutricionales en la etapa larval de los camarones, cada alimento presenta sus propias ventajas, para mejorar la producción y la sostenibilidad (Molina & Villarrea, 2008; Sørensen, 2012)

Los beneficios de los alimentos microextruidos proporcionan una mejor conversión alimenticia y un crecimiento mayor y homogéneo (Cruz, y otros, 2006). Los alimentos microencapsulados permiten una liberación controlada de nutrientes, mejorando la resistencia de las larvas a enfermedades y optimizando la supervivencia. Además, ambas

dietas impactan de manera diferente en los parámetros fisicoquímicos del agua, lo que afecta tanto la calidad del ambiente de cultivo como la salud de los animales. (Molina, San Andres, & Espinoza, 2021; Parra, 2010; Garcia, 2020)

El presente estudio de la comparación del crecimiento y supervivencia en larvas de camarón (*Litopenaeus vannamei*) tiene como objeto evaluar los impactos de los regímenes nutritivo en alimentos microextruidos y microencapsulados, midiendo la tasa de crecimiento de los organismos en relación con el peso y la talla. Además de controlar los parámetros diarios durante el cultivo evitando interferencias con las dietas experimentales, determinando la supervivencia de las larvas relacionando la población inicial y población final proporcionando información para mejorar las prácticas del cultivo de larvas de camarones.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La producción de larvas de alta calidad continúa siendo un desafío para la industria de la acuicultura de camarones (*Litopenaeus vannamei*), cuya rentabilidad y sostenibilidad dependen en gran medida del éxito en la fase larval (Cruz, y otros, 2006). Durante esta etapa, la alimentación es uno de los factores más determinantes, ya que las dietas deficientes en nutrientes o con baja absorción pueden afectar negativamente el crecimiento y la supervivencia de las larvas, comprometiendo así la productividad del sistema (Molina & Morales, 2004) Los alimentos comerciales como los microextruidos y microencapsulados, se han desarrollado con el objetivo de proporcionar una nutrición equilibrada; sin embargo, la eficacia en la absorción y utilización de estos nutrientes por parte de las larvas aún es motivo de debate en la comunidad científica (Parra, 2010; Navarro, 2016; García T. , 2019)

Un problema asociado con la alimentación en acuicultura es la lixiviación de nutrientes y el desperdicio del alimento no consumido. La descomposición de estos alimentos se debe a los compuestos nitrogenados que generan amonio, que al estar en contacto en condiciones de pH bajo y temperaturas altas se transforma en amoníaco, presentando un gran riesgo en las etapas larvaria del camarón (Hasan & Halwart, 2009). El proceso del deterioro de la calidad de agua altera el equilibrio ambiental del sistema de cultivo de larvas de camarón, además de afectar la salud del organismo. La lixiviación de nutrientes reduce la eficiencia alimenticia, contribuyendo a la contaminación del medio, disminuyendo la capacidad de carga del sistema y aumentando los costos de producción. (Garcia, 2020)

Las dietas microextruidas y microencapsuladas presentan características tecnológicas que pueden influir de manera diferente en el cultivo. La capacidad de los alimentos microencapsulados supera desafíos relacionados con la pérdida de funcionalidad, la degradación y la baja solubilidad de los compuestos bioactivos durante el proceso y almacenamiento de los alimentos (Granados, y otros, 2019; Garzón, Diaz, & Bohórquez, 2023; Zambrano, Vera, & Vera, 2024). Mientras que, los alimentos microextruidos se relacionan con el nivel tecnológico de procesamiento, por poseer la capacidad de producir alimentos flotantes o de lento hundimiento y por el tamaño uniforme de la partícula que permite el consumo homogéneo de los organismos evitando la pérdida de alimentos (Sanchez, 2020)

El manejo inadecuado de la alimentación no solo conduce a la pérdida de recursos, sino que también incrementa problemas ambientales como la eutrofización de las aguas, resultado del exceso de nutrientes no consumidos (Bostock, y otros, 2010)

Evaluar comparativamente la digestibilidad y la lixiviación de nutrientes en alimentos microextruidos y microencapsulados permitirá identificar la opción más adecuada para maximizar la eficiencia productiva sin comprometer el entorno acuático. Este estudio, por lo tanto, se propone comparar los efectos de estas dos dietas en términos de crecimiento, supervivencia y calidad del agua, con el fin de proporcionar recomendaciones científicas y prácticas que mejoren el manejo de la alimentación en la acuicultura de camarones (*Litopenaeus vannamei*)

3. JUSTIFICACIÓN

En las últimas décadas la producción del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, se fue impulsando a medida que crecía exponencialmente, al ser fuente crucial de proteínas para la alimentación global es considerada como una actividad económica (FAO., 2020) La creciente demanda de productos de alta calidad ha impulsado la necesidad de innovaciones constantes en el manejo de cultivos acuícolas, incluido el desarrollo de dietas específicas para las fases críticas del ciclo de vida, como la etapa larval (Vázquez, y otros, 2022). Es necesario optimizar la nutrición larval del camarón para mejorar la eficacia de la producción, con un mayor crecimiento y la disminución de la tasa de mortalidad de los organismos, obteniendo una mejor conversión alimenticia y la sostenibilidad del sistema de cultivo (Roy & Davis, 2010).

En la presente investigación se evaluó dos dietas de diferente formulas nutritivas y diferente elaboración, en alimentos microextruidos y microencapsulados para larvas de *Liptopennaeus vannamei*, con el objeto de determinar cuál de estos alimentos tiene mejor calidad nutricional en relación con crecimiento y supervivencia.

Los alimentos microextruidos se caracterizan por crear partículas uniformes en cuanto al micraje del alimento y estabilidad física en el medio de cultivo. Los alimentos microencapsulados se caracterizan por estar recubiertos por una membrana de materiales biodegradables que permite la liberación controlada de los nutrientes como vitaminas, ácidos orgánicos esenciales probióticos que se oxidan con facilidad y se degradan con rapidez, este proceso de encapsulación reduce los deshechos manteniendo el medio optimo en un entorno saludable para la post-larva permitiendo que la ingesta de la dieta tenga mejor absorción y una menor lixiviación

Los resultados de esta investigación darán a conocer si las dietas experimentales son adecuadas para la producción de las larvas de camarón. Comprobando si el cultivo de las larvas es óptimo y saludable, con el mayor crecimiento y supervivencia en los organismos, beneficiando la fase de engorde al proveer camarones de mayor peso y talla. Reduciendo los costos y el impacto ambiental asociado a la lixiviación de nutrientes, además de mejorar el factor de conversión alimenticia. Por otro lado, estos resultados optimizaran las prácticas de alimentación impulsando la sostenibilidad ambiental como la eficiencia económica de los sistemas de producción.5

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo General

- Evaluar el impacto de cada régimen alimenticio microextruidos y microencapsuladas en términos de crecimiento, supervivencia, proporcionando información para mejorar las prácticas de cultivo de camarones.

4.2 Objetivos Específicos

- Medir la tasa de crecimiento, de la postlarva de camarón alimentada con dietas microextruidas y microencapsuladas relacionando peso y talla.
- Controlar los parámetros físico-químicos diarios durante el cultivo para evitar su interferencia con las dietas experimentales.
- Determinar la supervivencia de las postlarvas de camarón alimentadas con dos dietas diferentes, relacionando la población inicial (siembra) y población final (cosecha).

5. HIPÓTESIS

- Ho: El crecimiento, supervivencia eficiencia nutricional de las larvas de *Litopenaeus vannamei*, no varía con dietas basadas en microencapsulados y microextruidos.
- H1: El crecimiento, supervivencia eficiencia nutricional de las larvas de *Litopenaeus vannamei*, varía con dietas basadas en microencapsulados y microextruidos.

6. MARCO TEÓRICO

6.1 Generalidades del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*)

Los camarones, como miembros de los crustáceos, son artrópodos mandibulados que poseen apéndices birrameados articulados, dos pares de antenas, caparazón y branquias. Los integrantes del género *Litopenaeus* presentan un sistema reproductivo abierto, sin receptáculo espermático, este grupo incluye varias especies americanas de gran relevancia comercial, como *L. vannamei*, *L. stylirostris* y *L. setiferus* (SAGARPA, 2015).

El camarón blanco, conocido científicamente como *Litopenaeus vannamei*, es una especie no originaria de América, que fue introducida al continente en 1976, desde entonces, esta especie habita en las costas o en sistemas acuáticos como lagunas en zonas ecuatorianas (Castille, et al., 1993; Yagual, 2023). Habita de manera natural en la costa oriental del océano Pacífico, avanzando desde Sonora en México hasta llegar a Tumbes en Perú, en regiones donde la temperatura del agua generalmente se mantiene por encima de los 20 °C durante todo el año (Machado, 2006). En ambientes marinos tropicales, los adultos se reproducen en el mar abierto, mientras que las fases larvales, juvenil y preadulta se desarrollan en estuarios, lagunas costeras y manglares. Los organismos machos alcanzan la madurez sexual de alrededor de los 20 g, mientras que las hembras lo hacen a partir de los 28 g, entre los seis y siete meses de edad. Por otro lado, las hembras reproductoras presentan un peso de 30g a 45g, liberando entre 100,000 a 250,000 huevos de unos 0,22 mm de diámetro (Villarroel, 2024; Cobo & Pérez, 2018). La incubación de los huevos se completa aproximadamente 16 horas después de la fertilización, en su primera etapa, llamada nauplio, que nada de manera discontinua, es atraída por la luz, y se nutren a través de la reserva vitelina (Cobo & Pérez, 2018; Villarroel, 2024)

El camarón *L. vannamei* se caracteriza por su tolerancia a diversas enfermedades y condiciones ambientales que otras especies de camarones no pueden soportar, se ha convertido en la especie más selecta en la acuicultura, ya que permite obtener rendimientos exponenciales en los cultivos (Yagual, 2023). Su capacidad de adaptación y resistencia lo hacen ideal para ambientes controlados, lo que optimiza la producción asegurando una cosecha abundante, por su elevado valor en el mercado global (Machado, 2006)

6.2 Escala taxonómica del camarón blanco, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)

Reino: Animal

Filo: Arthropoda

Subfilo: Crustáceos

Clase: Malacostraca

Orden: Decapoda

Suborden: Dendrobranchiata

Familia: Penaeidae

Género: *Litopenaeus*

Especie: *vannamei*

Nombre científico: *Litopenaeus vannamei*

Nombre común: Camarón blanco, langostino



Figura 1: Camarón blanco *Litopenaeus vannamei*

Fuente: (AQUACULTURA, 2024)

6.3 Ámbito Biológico

El ciclo de vida de los camarones comienza con un cortejo precopulatorio, seguido por el apareamiento este proceso se da después que las hembras concluyen su muda preadulta (Cazali, 2006) . Durante este proceso, se observa dimorfismo y atracción sexual que es facilitada por feromonas. La fertilización de los huevos generalmente ocurre en el momento de la puesta, que puede suceder poco después de la cópula o después de un tiempo, dependiendo de si el receptáculo seminal está presente. Los camarones depositan los huevos

directamente en el agua de mar o los transportan durante períodos breves. Usualmente, los huevos se adhieren a los pleópodos mediante una sustancia secretada por las membranas del huevo (Martínez, 2014).

6.4 Características morfológicas del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*)

La familia *Penaeidae* incluye crustáceos de tamaño moderado que presentan un cuerpo alargado y subcilíndrico, ligeramente comprimido lateralmente. Su abdomen es grande y está compuesto con una nadadera caudal que se forma en la parte del telson, en el último par de apéndices ubicados en el abdomen denominados como urópodos. La parte anterior del cuerpo, llamada cefalotórax, está protegida por un caparazón bien desarrollado que, en su región anteroinferior, exhibe una prominencia plana, alargada y aserrada, cuyo extremo termina en una punta, conocida como rostro (Arancibia & Cáceres, 2018).

El camarón blanco (*L. vannamei*), posee el cefalotórax que se compone de un rostrum con una longitud de entre 7 y 10 dientes dorsales y de 2 a 4 dientes ventrales (FAO, 2009). En el extremo anterior del cuerpo, se encuentran múltiples estructuras y apéndices. Los ojos se ubican en el pedúnculo ocular, en la escama antenal se encuentra las anténulas más cortas. La antena se conforma del exopodio y el endopodio, correspondientes a los dos segmentos de un mismo apéndice. También, presentan tres pares de maxilípedos y cinco pares de pereiópodos, considerando a los tres primeros como pares quelados. El abdomen o pleón, se conforma por seis segmentos, en el cual se ubican apéndices nadadores llamados pleópodos, culminando en la parte del telson. (Arancibia & Cáceres, 2018).

Los machos maduros tienen un petasma simétrico y semiabierto, mientras que los espermatóforos son complejos, formados por una masa de esperma envuelta en una vaina. En las hembras maduras, el télico está abierto. Su desarrollo incluyen los siguientes estadios; nauplios (N1-N2-N3-N4-N5), protozoas (Z1-Z2-Z3) y mysis (M1-M2-M3), hasta llegar a la postlarva. Aunque su color habitual es blanco translúcido, puede variar según el sustrato, la dieta y la turbidez del agua. La longitud máxima es de 23 cm, con una longitud del caparazón que puede llegar a 9 cm, las hembras crecen más rápido y alcanzan mayor tamaño que los machos (FAO, 2009).

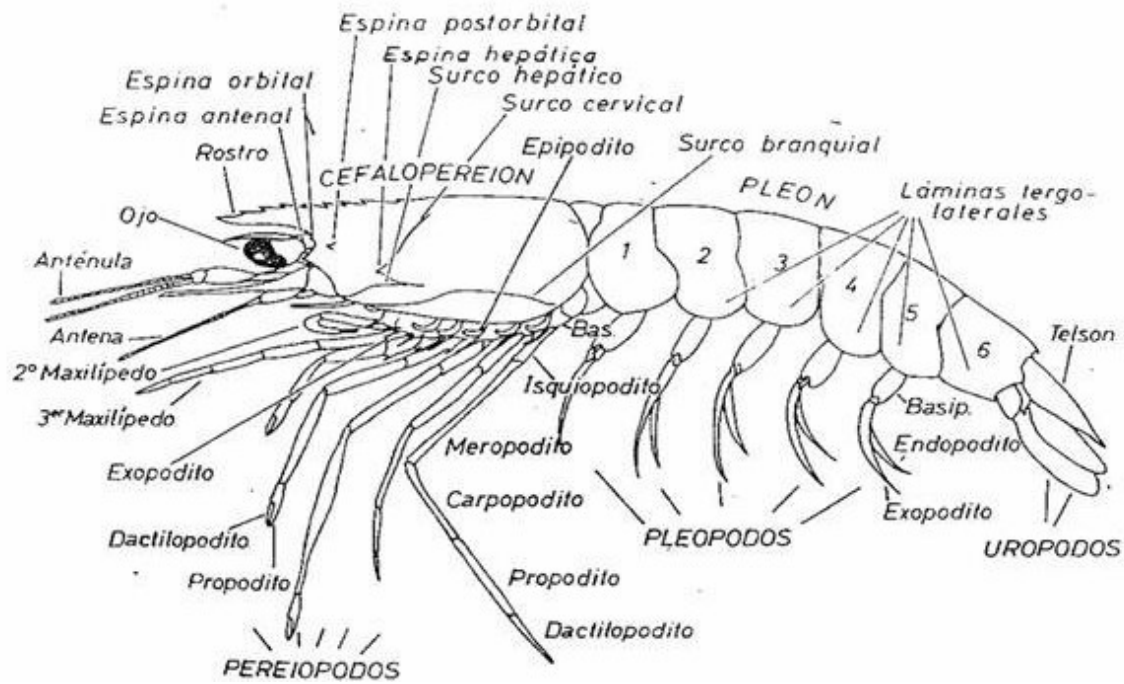


Figura 2: Morfología externa del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*

Fuente: (Lee & Wickins, 1992; Arancibia & Cáceres, 2018)

6.5 Anatomía interna del camarón

Los camarones poseen un corazón muscular ubicado en la región del cefalotórax, y se caracterizan por un sistema circulatorio abierto. En este sistema, la hemolinfa fluye a través de diversas ramificaciones de los vasos sanguíneos y, finalmente, llega a los senos sanguíneos, donde ocurre el intercambio de dióxido de carbono (CO₂) y oxígeno (O₂). Además, cuentan con un órgano linfoide encargado de filtrar la hemolinfa que emerge del corazón, se distribuye en todo el cuerpo y finalizando en el mismo órgano (Yagual, 2023). El cefalotórax está principalmente representado por el hepatopáncreas, un órgano que desempeña diversas funciones al compartir espacios con los divertículos del corazón, estómago e intestino. Entre estas funciones se incluyen la absorción de nutrientes, el almacenamiento de lípidos y la producción de enzimas digestivas. Los hematocitos del camarón se originan en el tejido hematopoyético, el cual está distribuido a lo largo de todo el cefalotórax (Yagual, 2023).

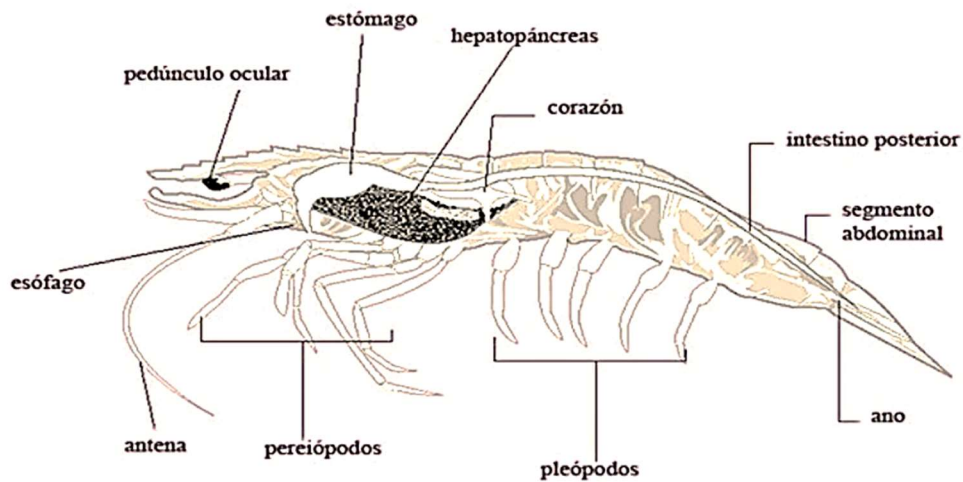


Figura 3. Anatomía interna del camarón blanco

Fuente: (Navarro, 2016)

6.6 Etapas larvarias del camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*

Los huevos de camarón son demersales y tienen un diámetro de 0.26 mm al momento de la eclosión, que ocurre entre 14 y 18 horas después del desove. Luego de la eclosión los organismos pasan por once estadios larvarios: en la etapa de nauplio son cinco subestadios, en la etapa de protozoa y mysis son tres subestadios de cada una. Estos organismos necesitan aproximadamente de 11 a 15 días para completar la fase larvaria como señala la figura 2 (Martínez, 2014).

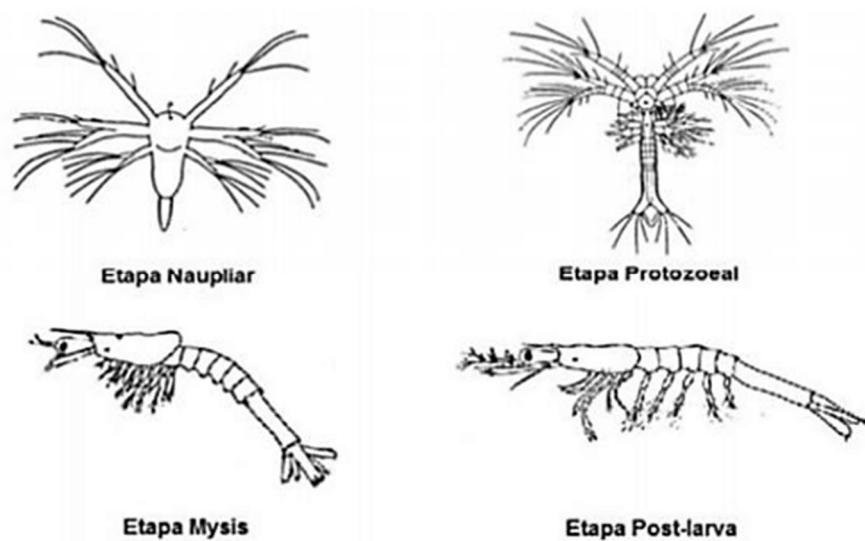


Figura 4. Etapas larvarias del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*.

Fuente: (Thakur, y otros, 2018; Treece & Yates , 1993)

6.6.1 Nauplio

Luego del desove de los huevos, la eclosión ocurre entre las 10 y 14 horas, el siguiente estadio larval se denomina nauplio. Este estadio se divide en cinco subestadios: nauplio I, II, III, IV y V. Estas fases duran aproximadamente de 40 a 50 horas. Los nauplios presentan una longitud de 0,5 mm y un ancho de 0,2 mm, y tienen un único ocelo. En esta etapa, su alimentación se basa en las reservas del vitelo (Alonso & Hernández, 2016; González, 2022).

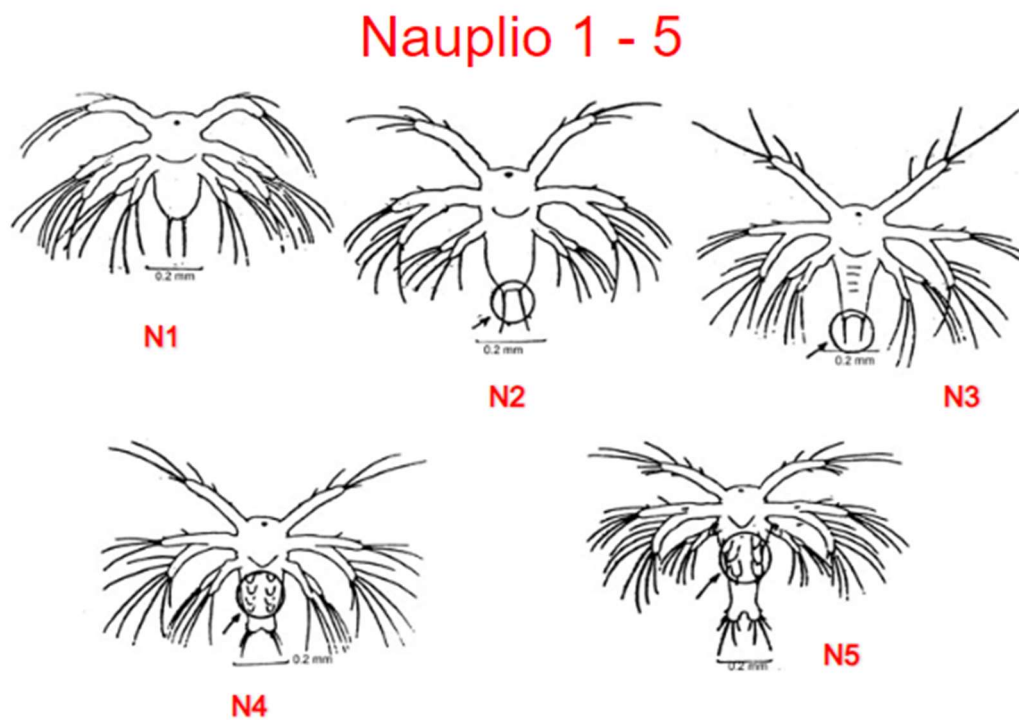


Figura 5: Estadio de nauplios.

Fuente: (Marcillo, 2014)

6.6.2 Zoea

Tras el estadio nauplio 5, comienza el estadio de zoea, el cual se divide en tres subestadios: zoea 1, 2 y 3. Este estadio se distingue por la presencia del cefalotórax. Esta fase tiene una duración de entre 3 y 4 días, aproximadamente un día por cada subestadio. Durante este período, su alimentación se fundamenta principalmente en microalgas que se encuentran en el medio acuoso, ya que carecen de una cavidad bucal desarrollada. (Ramírez, 2014)

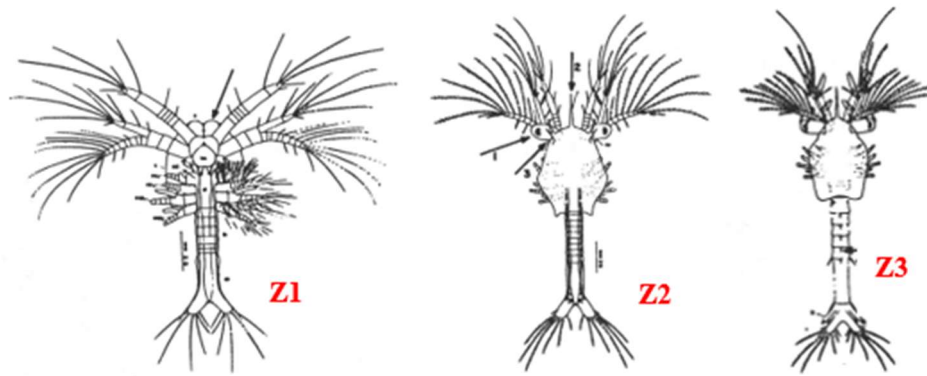


Figura 6. Estadio Zoeas

Fuente: (Marcillo, 2014)

6.6.3 Mysis

Una vez concluido los subestadios de Zoea, las larvas se van a desarrollar en estadio de mysis. En esta fase el cuerpo es encorvado en la parte abdominal, la forma de nadar es contraria a los otros estadios. Esta etapa se compone de tres subestadios durando alrededor de tres días. la dieta se centrará en organismos vivos y alimentos sólidos en la alimentación de los organismos (Valarezo, 2016).

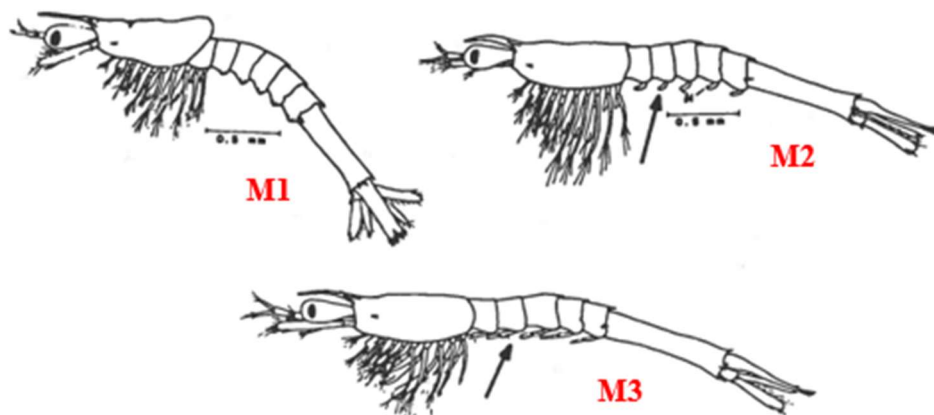


Figura 7. Estadio Mysis

Fuete: (Marcillo, 2014)

6.6.4 Postlarvas

Después del último subestadio de mysis, las larvas entran en el estadio de postlarvas, que tiene una duración de aproximadamente 20 días, hasta que se consideran camarones (del postlarva 1 al 20). Cada subestadio dura alrededor de un día. En esta etapa, las postlarvas son completamente funcionales y se asemejan a camarones en miniatura. Cuentan con

periópodos que les permiten agarrarse y desplazarse, y su dieta se compone de alimentos sólidos y artemia. (Carvajal & Bolaños, 2015)

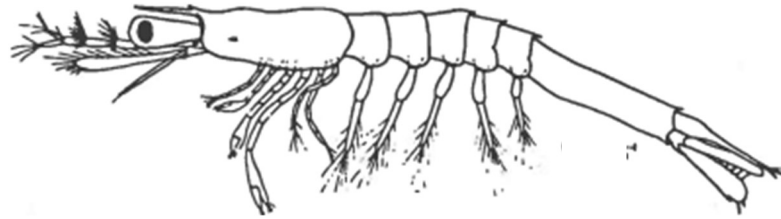


Figura 8. Estadio Postlarva

Fuete: (Marcillo, 2014)

6.7 Producción de larvas de camarón

El proceso de cultivo de camarón comienza con el bombeo de agua salobre, que se filtra y acondiciona térmicamente para su distribución en las áreas de producción. En la fase de maduración, se verifica la calidad de las hembras adquiridas de laboratorios, seleccionando las más adecuadas para la fertilización artificial. Tras la fertilización, las hembras se trasladan a tanques aislados para el desove. Luego, los huevos se recolectan y se incuban en tanques con agua salobre libre de patógenos, donde se desarrollan hasta convertirse en nauplios. Los nauplios son seleccionados y desarrollan a postlarvas en tanques controlados térmicamente, donde se monitorea su desarrollo de manera regular a lo largo de su etapa de cría (Eco Business Fund, 2021).

Posterior a la eclosión, se cuida el desarrollo de las larvas en sus estadios nauplios, zoea, mysis y postlarvas, prestando atención a su alimentación, temperatura y calidad del agua. Durante este período, se realiza la aclimatación de las larvas, que inicialmente están en un ambiente salino de 25 a 30 ppm. Dado que estas especies pueden vivir tanto en agua salada como dulce, en los cultivos de pozos de agua dulce, son aclimatadas en un tiempo determinado (Aguirre, Maridueña, Ching, & Pérez, 2019). La aclimatación del cultivo de postlarvas dependerá de la salinidad de agua de las granjas acuícolas. Para finalizar los organismos se cosechan, ubicándolos en recipientes y/o fundas de polietileno con oxígeno, para ser transportadas a las granjas camaroneras (Eco Business Fund, 2021).

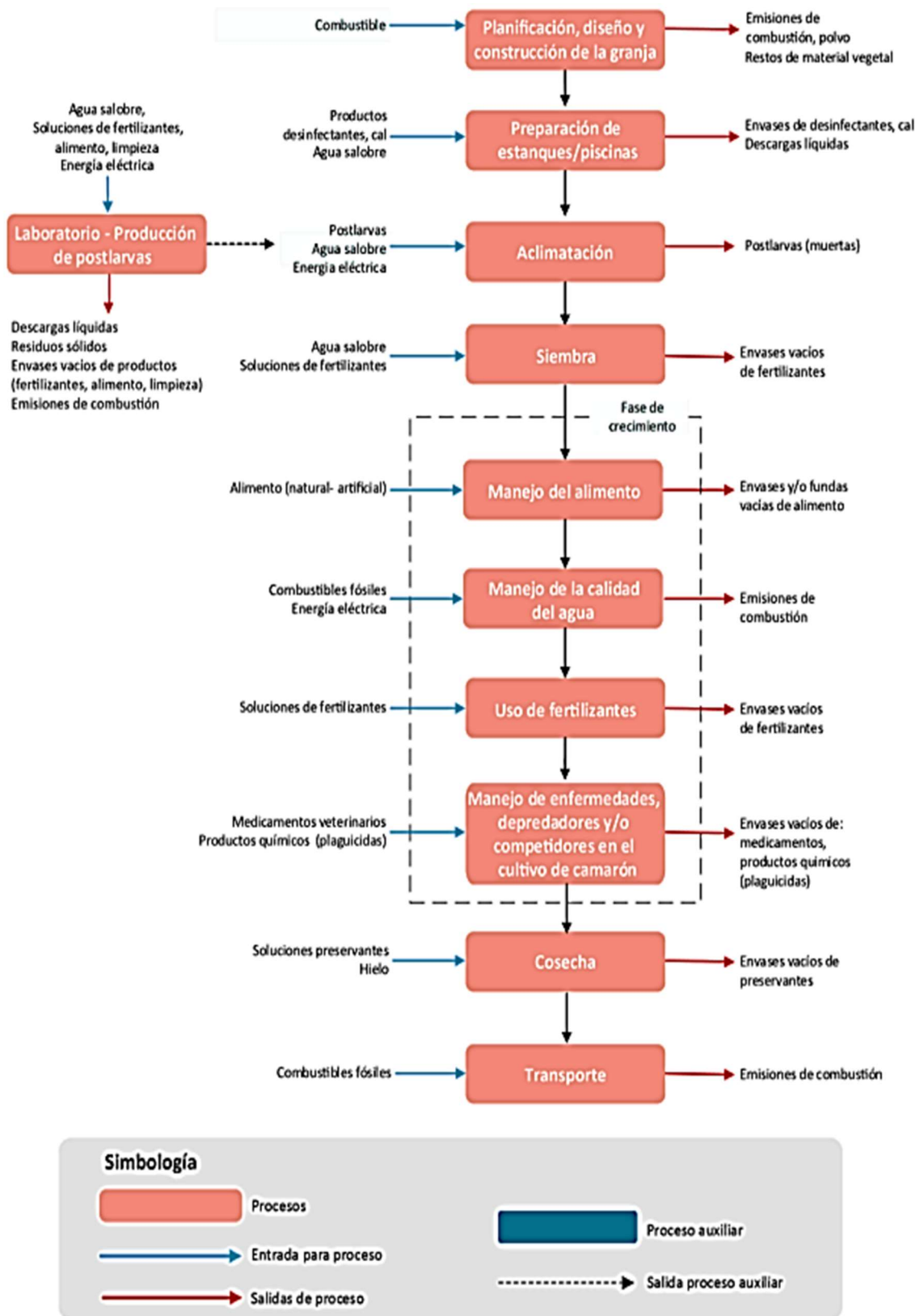


Figura 9: Diagrama de flujo de laboratorio y cultivo de camarón

Fuente: (Eco Business Fund, 2021)

Tabla 1. Datos importantes para la producción de larvas de camarón.

Etapas	Duración	Parámetros	Alimentación principal	Comportamiento	Descripción
Huevo	14 horas	Temperatura: 28,5 °C Salinidad: 30 ppm pH: 7,5 – 7,7		Flota, tendencia a depositarse en el fondo	Se encuentran en un medio lo más limpio posible
Nauplio	48 horas	Temperatura: 31 °C Salinidad: 30 ppm pH: 7,5 – 7,7	Sus propias Reservas (Vitelo)	Locomoción por antenas, Planctónicas	Los nauplios emergen de los huevos con una posición doblada, que de forma rápida se enderezan, próximo a esto se desplazan hacia la fuente de luz, son fototrópicos.
Protozoa	3 - 5 días	Temperatura: 28,5 °C Salinidad: 30 ppm pH: 7,5 – 7,7	Fitoplancton	Planctónica, natación por apéndices cefálicos	En esta etapa estos organismos se van a desplazar con las dos primeras antenas, al ser atraídas por la luz, lo que indicando que son saludable.
Mysis	3 días	Temperatura: 28,5 °C salinidad: 30 ppm pH: 7,5 – 7,7	Zooplancton	Planctónica, natación por apéndices del tórax	Las antenas se van a reducir, presentando una menor tendencia en la búsqueda de fuente de luz.
Post-larva		Temperatura: 28,5 °C Salinidad: 35 ppm pH: 7,5 – 7,7	Zooplancton alimentación omnívora	hábitos bénticos, natación por pleópodos	Las larvas tienen forma de camarón pequeño y son transportados a la camaronera. Los camarones pueden llegar a pesar de entre 18 a 25 gr comercialmente.

Fuente: Manual de Camarones Peneidos, (Garnica, 2016; Lema, 2023)

6.8 Cultivo de camarón

La especie *Litopenaeus vannamei* conocido como el camarón blanco es cultivado en sistemas semiintensivos e intensivos, en precrias de 5 a 10 hectáreas. Una vez cosechadas las larvas de camarón producidas en los laboratorios son trasladadas a estos precriaderos con una densidad de 15 a 45 postlarvas por metro cuadrado, una vez sembrados estos organismos se proporciona alimentos balanceados en un ciclo de 3 a 6 meses. En este periodo los camarones llegan a pesar de entre 12 y 30 gramos. El tipo de sistema de producción del camarón blanco se clasifica dependiendo de la densidad de organismos sembrados. entre los aspectos más importantes se incluye el tipo de alimentos, la proporción del recambio de agua y el uso de aireación para conservar el soporte de la biomasa en el estanque (Juárez, 2008)

Los alimentos de los camarones se deben ser calculado y distribuido uniformemente, según el protocolo nutritivo que se establece en la camaronera, manteniendo optima la calidad de agua de las piscinas de producción. Por lo tanto, los monitoreos de los parámetros físicos y químicos (pH, OD, salinidad y temperatura) se deben efectuar de forma periódica, evitando la proliferación de organismos que causen el desequilibrio del medio (Eco Business Fund, 2021).

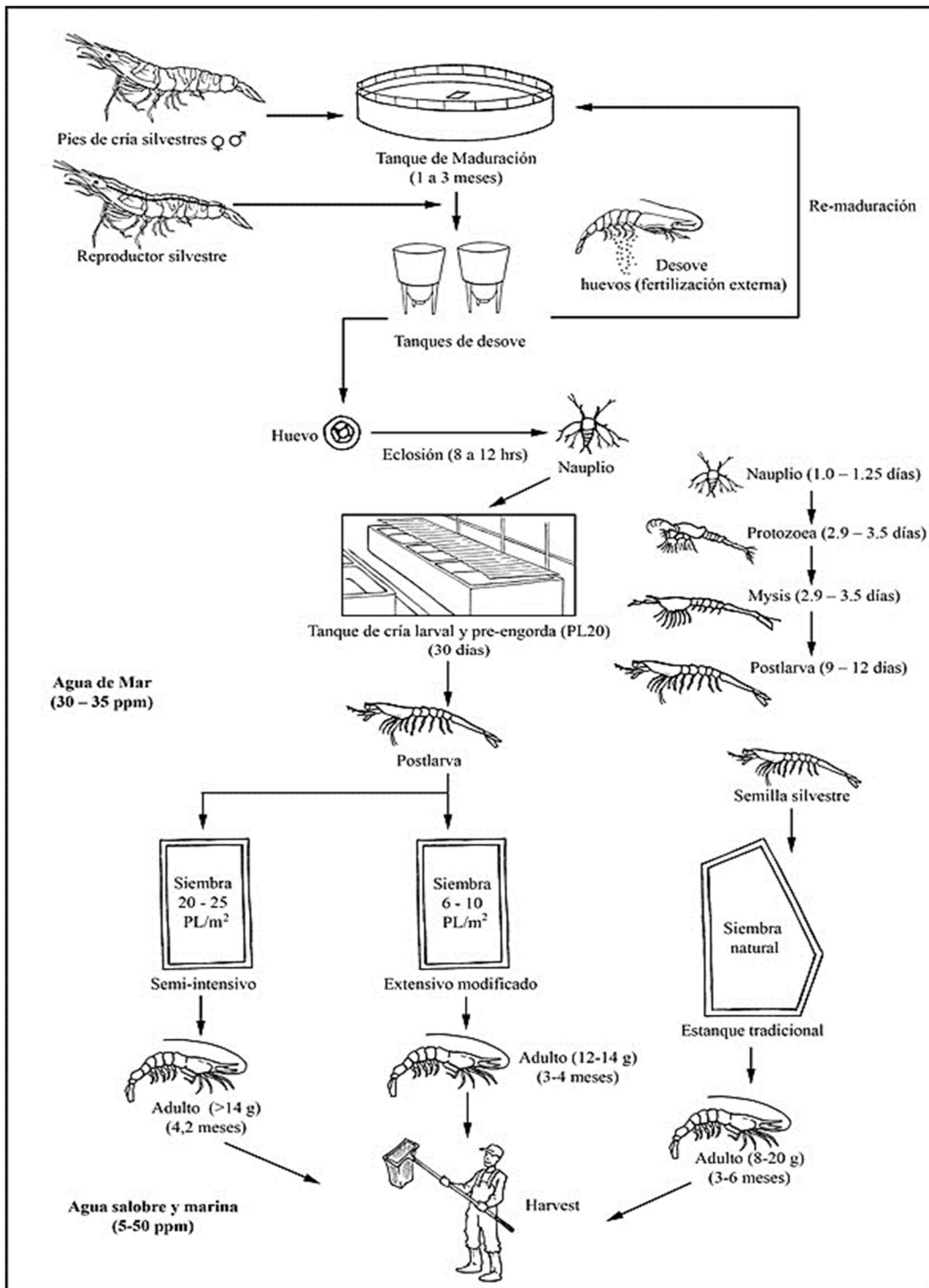


Figura 10. Ciclo de producción del camarón.

6.9 Calidad de agua

En acuicultura, existen diversas variables ambientales que intervienen en el crecimiento, la supervivencia y la productividad de los organismos cultivados. Para el manejo efectivo de un sistema acuícola, no es necesario conocer todas las interacciones complejas del medio. Con un buen entendimiento de las variables clave, un técnico en acuicultura puede gestionar de manera óptima los estanques de cría de camarones, enfocándose en los parámetros más relevantes (Alonso & Hernández, 2016), como la Temperatura, Oxígeno, salinidad y pH.

6.9.1 Temperatura

Uno de los parámetros físico dentro del cultivo es la temperatura, por lo tanto, se debe controlar de forma regular, las variaciones de este parámetro podrían causar el retraso en la morfología de las larvas, alterando el tiempo al cambiar de estadios y ser susceptible a enfermedades. La temperatura optima permitirá que los organismos muden en su horas correctas al pasar cada estadio obteniendo una postlarva con peso y crecimiento en menos tiempo, el rango para la siembra es de 30 °C, durante el ciclo de cultivo debe mantenerse la temperatura en 32-34 °C, desde el día del cultivo hasta la cosecha ,(P18) para luego exponerse a temperatura ambiente (Rodríguez, 2016; Muñoz, 2022; González, 2022).

6.9.2 Oxígeno

En la acuicultura el oxígeno es uno de los parámetros más fundamentales, este es esencial en la regulación del metabolismo de los crustáceos, interviniendo en el crecimiento y la eficacia en la conversión de alimentos cuando se encuentra en el medio, la disminución de este componente podría provocar vulnerabilidad a enfermedades y en su apetito (García, 2020). El descenso del oxígeno en el sistema de cultivo se debe primordialmente a la respiración de los organismos aeróbicos en el estanque. Los niveles de oxígenos óptimos deben mantenerse entre 3 mg/L y 6 mg/L (Palma & Rostrán, 2012; Muñoz, 2022).

6.9.3 Salinidad

La salinidad describe la cantidad total de iones disueltos en el agua de mar y se mide generalmente en partes por mil (ppt). El cloruro de sodio (NaCl) está compuesto por el 80% de sales y el 20% sobrante incluye otros iones en el agua marina (Moraga, Ávila, & Vilaxa, 2015). La mayor parte de las especies de camarones penaeidos se consideran eurihalinas, y *Litopenaeus vannamei* se ha cultivado en salinidades que oscilan entre 3 ppt y más de 50 ppt. La salinidad se compone de sólidos disueltos como bicarbonatos, fosfatos, nitratos, sulfatos, entre otros.

6.9.4 Potencial de Hidrogeno (pH)

El parámetro que revela si los organismos se encuentran en un medio ácido o básico, es el potencial de Hidrogeno (pH), también, determinado como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno (H^+) (Bello, 2014; Thakur, y otros, 2018; Lema, 2023). El pH es un indicador de la alcalinidad o acidez que presenta el agua (Thakur, y otros, 2018; Lema, 2023). En el cultivo de *Litopenaeus vannamei*, el pH tiende a reducir por las mañanas debido a los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton (Lema, 2023). Este valor del pH puede impactar el metabolismo de los camarones. Los niveles inferiores a 4 son mortales para el cultivo, mientras que los valores entre 4 y 5 inhiben la reproducción. El pH de 5 a 6 provoca un crecimiento lento, los valores en pH de 6 a 9 favorece un buen desarrollo. Sin embargo, el crecimiento se ve afectado negativamente con pH entre 9 y 11, y niveles superiores a 11 son letales (García, Juárez, Olivier, Rivas, & Zeferin, 2018).

Tabla 2. Requerimientos generales de los parámetros fisicoquímicos de los camarones.

Parámetro	Óptimo	Datos
Temperatura	31 a 34 °C	<ul style="list-style-type: none">• < 18°C dejan de comer• < 12 °C entran en vida latente• >34°C se da acalambramientos
Oxígeno disuelto	3.5 – 4.5 mg/lt	<ul style="list-style-type: none">• 5 mg/lt causa enfermedad de burbujas de gas
pH	7.0 – 8.5	<ul style="list-style-type: none">• < 5 el agua tendrá ácido sulfúrico y se presenta ligera mortalidad en los estanques.
Salinidad	15 a 25 ppm	<ul style="list-style-type: none">• Sobreviven a 0 ppm hasta 50 ppm con crecimiento lento
Alcalinidad	80 a 100 ppm	<ul style="list-style-type: none">• 40 ppm se presentan problemas en la muda• 200 a 300 ppm con pH > 8.5 tampoco hay muda

Fuente: (Yagual, 2023)

6.10 Historia sobre los alimentos y la nutrición de los camarones

En los inicios de la camaronicultura, la engorda se realizaba en sistemas extensivos, evolucionando hacia sistemas semiextensivos y semiintensivos, y luego a sistemas de mayor intensificación. Con el tiempo, el manejo y tipo de alimentación han cambiado inicialmente, se usaban alimentos formulados en las granjas a partir de subproductos agrícolas, seguidos por dietas simples similares a las de aves y mamíferos, que tenían baja estabilidad y eran poco específicas. El avance del conocimiento sobre los requerimientos nutricionales de las diferentes especies y etapas de desarrollo del camarón ha evolucionado a dietas más específicas que ahora consideran no solo los nutrientes generales, sino también aminoácidos y ácidos grasos específicos según cada especie y situación de cultivo (Molina & Villarrea, 2008).

6.11 Importancia de la nutrición en la producción de camarones

Una gran parte de los organismos acuícolas que se cultivan alrededor del mundo, se caracterizan por poseer alimentación omnívora, esta dieta se basa en origen animal, vegetal, detritos o bacteriano. Los camarones *peneidos* en fase juvenil digiere alimentos vegetales obtenidos de varias fuentes como presas y detritos, las algas son usadas de forma esencial como fuente de carbono orgánico. Estas preferencias nutricionales difieren de cada especie (Molina & Villarrea, 2008).

6.12 Aspectos fisiológicos del camarón blanco *L. vannamei* en respuesta a regímenes alimenticios

La cantidad y calidad del alimento son cruciales para el éxito de la metamorfosis y el crecimiento de los crustáceos cultivados. Una adecuada alimentación ayuda a reducir la alta mortalidad en las primeras fases de desarrollo, que a menudo se debe al canibalismo. Las larvas de crustáceos decápodos son filtradoras y se alimentan de plancton, excepto los nauplios de los peneidos, que son vitelófagos. En etapas posteriores, como postlarvas y juveniles, requieren diferentes tipos de alimento (Scelzo, 1974).

La calidad de la postlarva se refiere al estado fisiológico y de salud de los organismos, y está relacionada con su supervivencia y tasa de crecimiento durante las etapas larvarias y

postlarvarias (Goytortua, Andrade, Cadena, & Civera, 2023). Para producir larvas, es fundamental identificar las etapas de desarrollo, ya que cada muda conlleva cambios morfológicos y fisiológicos. El tipo y tamaño del alimento deben ajustarse a la etapa de desarrollo de los organismos, considerando sus requerimientos nutricionales y hábitos alimenticios (Goytortua, Andrade, Cadena, & Civera, 2023)

Para lograr un buen crecimiento en los camarones, la dieta debe satisfacer los requerimientos nutricionales, para ser adecuadamente ingerido, digerido y absorbido. La biodisponibilidad de nutrientes en los alimentos acuáticos se define principalmente por la digestibilidad, que es la fracción del nutriente ingerido que no se excreta en las heces (Molina & Villarrea, 2008).

6.13 El tracto digestivo de camarones peneidos

Los camarones peneidos pertenecen a la superfamilia Penaeoidea, que incluye cinco familias, entre las que se destaca la familia Penaeidae. Los integrantes de esta familia se caracterizan por tener un exoesqueleto fino y plano, presentando segmentos en el abdomen que puede estar compuesto de dientes, surcos o muescas en la parte dorsal (Fischer, y otros, 1995; Garibay, y otros, 2020).

Los camarones de la familia Penaeidae presentan un tracto digestivo compuesto de: El intestino proximal que es donde se ubica el estómago, produciendo la masticación; la función del intestino medio o hepatopáncreas es de secretar enzimas digestivas, realizando la absorción de nutrientes, el metabolismo de lípidos y carbohidratos; el intestino distal muestra una estructura tubular en la parte dorsal del organismo, finalizando en el ano (Nrc, 2011; Garibay, y otros, 2020).

En el estómago de los camarones ocurren las actividades enzimáticas, procedente del hepatopáncreas o de alguna otras fuentes, induciendo el proceso digestivo antes de que el alimento logre llegar al intestino (Nrc, 2011; Garibay, y otros, 2020). El proceso anterior se relaciona con el tamaño de los organismos, la fuente de proteína de la dieta, y la cantidad proteica a medida que los camarones se van desarrollando, estos organismos son capaces de hidrolizar gran variedad de oligo- y polisacáridos. (Nrc, 2011; Garibay, y otros, 2020)

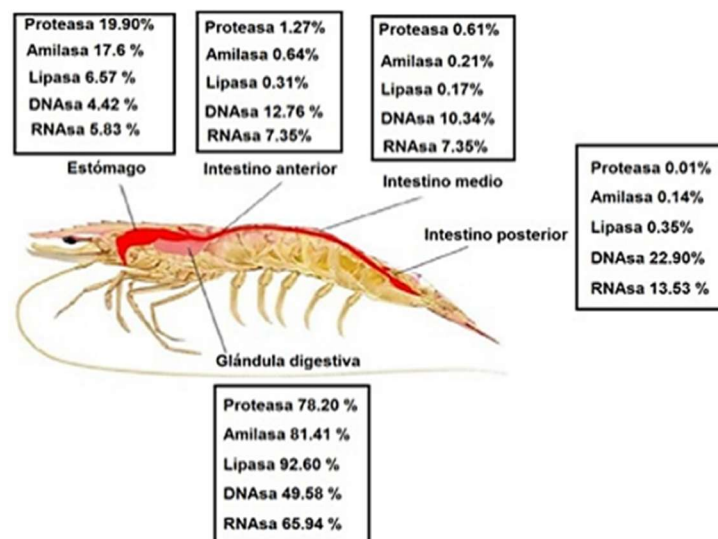


Figura 11. Segmentos del tracto digestivo y porcentaje enzimático del camarón blanco

Fuente: (Álvarez, Nalasco, Mejía, & Civera, 2019)

6.14 Alimentación de larvas de camarón

Un proceso fundamental dentro del sistema de producción es la alimentación, estas dietas son alimento sólido y alimento líquido (Carvajal & Bolaños, 2015; González, 2022). La composición de los alimentos es crucial en la fase de producción, especialmente para determinar la cantidad de aminoácidos y ácidos grasos (González, 2022). A medida que los camarones avanzan a postlarvas, se emplean exclusivamente dietas sólidas, las cuales varían en tamaño (μm) y se incrementan conforme el animal crece y se desarrolla (Carvajal & Bolaños, 2015).

Tabla 3: Alimentos para dieta seca

Componentes	Zeigler 350 μ	Survival 150-250- 350 μ	Inmupro 150-250- 350 μ	Nicovit a 300- 500 μ	Laravam ax 300- 500 μ	Lanzyl- Mpl 100 μ	Mpz 70 μ	Epibal 300 μ	Artemac 180 μ	Flake	ABM 4000 125 μ
Proteína cruda	55%	50%	40%	45%	42%	50%	50%	49%	54%	45%	52%
Grasa cruda	15%	7%	8%	10%	5%	14%	14%	14%	9%	9%	14.50%
Fibra cruda	1.50%	5%	3%	2%	5%	3%	3%	4%	2%	3%	3%
Humedad	-	5%	5%	10%	11%	6%	6%	10%	9%	8%	10%
Cenizas	-	-	11%	13%	12%	6%	6%	12%	16%	10%	12%

Fuente: (Marcillo, 2014) modificado por (Bravo, 2024).

6.15 Alimentos microencapsulados

Una de las técnicas usada en los alimentos acuícolas es la microencapsulación que es implementada para proteger los componentes activos y nutraceuticos (Ribeiro, Shahgol, Estevinho, & Rocha, 2020). Este proceso recubre de forma uniforme los elementos eficientes, como vitaminas y enzimas, con una película polimérica (Dhakal & He, 2020).. En el secado por aspersión, el alimento se atomiza al ingresar a la cámara de secado, aumentando la relación superficie/volumen de las gotas y mejorando la transferencia de masa y calor (Poozesh & Bilgili, 2019). Las diferencias de presión de vapor entre las gotas y el aire caliente permiten que el disolvente se evapore. Una corriente de aire caliente entra en contacto con partículas de 10 - 500 μm de diámetro, facilitando la evaporación de la humedad (Tan , Kha, Parks, Stathopoulos, & Roach, 2015). El principal objetivo del secado por aspersión en la microencapsulación es crear una barrera que proteja el componente encapsulado de reacciones químicas y del contacto con otros ingredientes (Cano, Stringheta, Mota, & José, 2005). Las microcápsulas resultantes pueden tener una o varias capas y contener uno o más núcleos de formas esféricas o irregulares (Salminen, y otros, 2019).

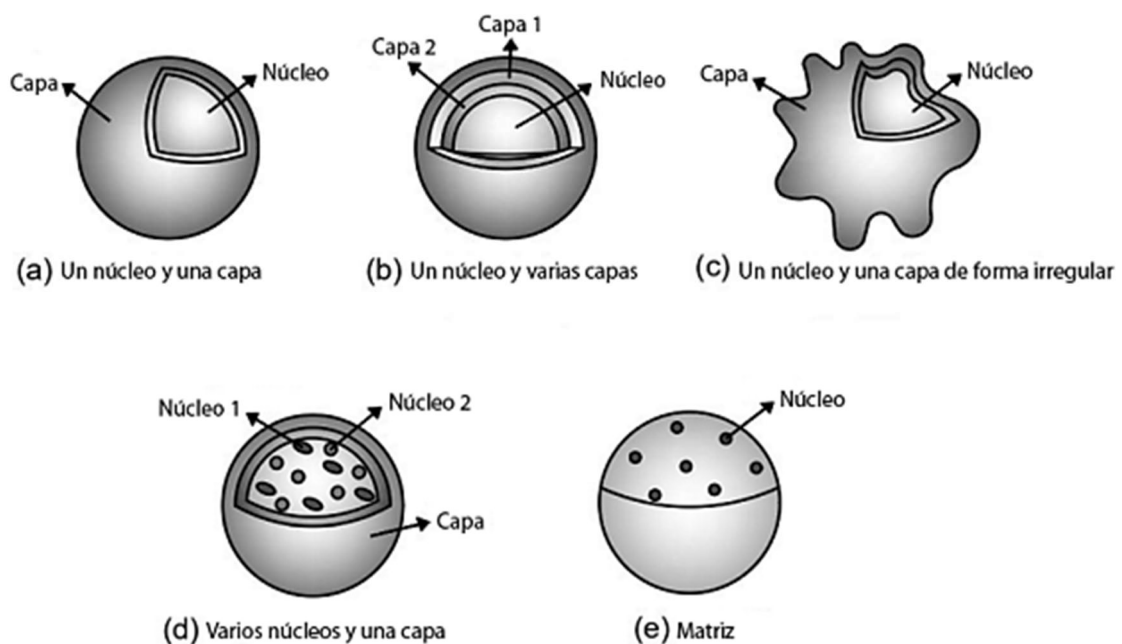


Figura 12. Microcápsulas originadas por el secado por aspersión.

Fuente: (Salminen, y otros, 2019; Cardona , Patiño , & Ormaza, 2021)

6.16 Dieta microencapsulada en la producción de larvas

Una de las tecnologías usadas en la acuicultura es la microencapsulación, esta técnica es implementada en los alimentos que ingieren las larvas de camarón, garantizando una producción masiva de calidad. Las partículas presentan un tamaño predefinido permitiendo un buen manejo y almacenamiento, para la protección necesaria previniendo la oxidación, manteniéndose intacto hasta el consumo (Araos, López, Sarabia, & Ramírez, 2000).

Los laboratorios que producen larvas de camarón usan alimentos microencapsulados, porque están compuestos de minerales, ácidos grasos omega 3, 6 y 9, y proteínas (Chiliquinga, Valarezo, & Castillo, 2024). Crucial para un mejor crecimiento en las larvas. Además, es importante considerar el tamaño de partícula, ya que las larvas seleccionan su alimento según su estadio de desarrollo, por lo tanto, una dieta adecuada debe ser rica en nutrientes (Araos, López, Sarabia, & Ramírez, 2000). Esta combinación de nutrientes mejora las condiciones y contribuye a obtener excelentes resultados en las cosechas de las post-larvas (Chiliquinga, Valarezo, & Castillo, 2024).

6.17 Alimentos microextruidos

La extrusión es un proceso que implica forzar un alimento o material de alimentación a fluir a través de un troquel, utilizando alta temperatura, presión y cizallamiento. En este método, se emplean principalmente almidones y proteínas que se plastifican con agua, lo que permite obtener la textura deseada en los productos finales. Este proceso incluye etapas como la aglomeración de ingredientes, mezcla, expansión, gelatinización, homogeneización, deshidratación, desnaturalización de proteínas, pasteurización, cizallamiento y moldeado (Molina T. , 2021). El extrusor aplica energía a la mezcla de alimentos, sometiéndola a esfuerzos de corte o cizallamiento, entre las ventajas de este procedimiento se destacan la gelatinización de almidones, una mayor hidroestabilidad, la disminución de partículas finas y un corte uniforme que permite a los organismos consumir cantidades similares (Molina, San Andres, & Espinoza, 2021). Este sistema permite que el alimento extruido sea completamente hundible, con densidades de hasta 750 g/L. Gracias a sus capacidades de macro y micro-mezclado, la tecnología de “Doble Tornillo Clextral” asegura una cocción excelente y uniforme del alimento extruido. Esta calidad de cocción incrementa el nivel de gelatinización de los almidones en la fórmula, lo que se relaciona directamente con la

estabilidad del alimento. Los almidones gelatinizados facilitan una lixiviación óptima del extruido, reduciendo así el desperdicio (Acuicola, 2021).

6.18 Dieta microextruida en la producción de larvas de camarón

Los alimentos microextruidos benefician al crecimiento de las postlarvas de precría del camarón, reduciendo la variabilidad en su tamaño. Garantizando que los camarones alcancen la mayor uniformidad de tamaño en la etapa de engorde, presentando una buena nutrición. Las larvas pueden aprovechar eficazmente los beneficios de las dietas microextruidas, (Molina, San Andres, & Espinoza, 2021) y mejorar la conversión alimenticia, bajando de esta manera los costos de producción.

7. MARCO METODOLÓGICO

7.1 Ubicación del Área de Estudio

La provincia de Santa Elena cuenta con una extensión de 3.762,8 km², con Coordenadas de latitud y longitud: 2°13'34.4" S - 80°51.524' O (Santa Elena, 2009). En esta localidad se ejecutó el presente estudio en dos áreas dedicadas a la producción de larvas de camarón. El laboratorio LEPABI se encuentra ubicado en la parroquia Ballenita y El Laboratorio ULTRAMAR está situado en Mar Bravo del cantón Salinas.



Figura 13. Áreas de estudio, Laboratorios: 1) LEPABI, Santa Elena - Ballenita, y 2) Ultramar, Salinas - Mar Bravo

Fuente: (Google Earth, 2024; modificado por Bravo, 2024)

7.2 Áreas de Prueba

7.2.1 Laboratorio LEPABI

La ciudad de Ballenita se localiza a 2 kilómetros de la cabecera cantonal de Santa Elena, y a 146 kilómetros de la ciudad de Guayaquil en la llamada Ruta Spondylus, con coordenadas de latitud 2°12'19"S y Longitud 80°52'3"W. En esta localidad se ubica el laboratorio LEPABI, con una dimensión de 4.05 Ha. Coordenadas latitud 2° 11' 47.86709" y longitud 80° 51' 1. 58723" W. En dirección a Vía a Punta Barandúa, Ruta del Spondylus, Junto Al Club La Herradura, Av. 13 Entre Calle 40 y 43, Vía Santa Elena Punta Capaes (Barahona, 2017)



Figura 14. Área de estudio LABORATORIO LEPABI

Fuente: (Google Earth, 2024; modificado Bravo, 2024)

7.2.2 Laboratorio ULTRAMAR

En el cantón Salinas se encuentra Mar Bravo, una extensa playa de alrededor de 17 Km. de longitud ubicada en la provincia de Santa Elena, a una distancia de 12,2 Km. de Salinas y a 109,9 Km. de la ciudad de Guayaquil. Sus coordenadas son: latitud -2.2166667 y longitud -81.0 y se encuentra limitada al Noroeste por el Aeropuerto de la FAE, al Sur con Punta Carnero, al este con las piscinas de Ecuasal y al Oeste con el Océano Pacífico (Castillo, Martínez, & Villacís, 2007). En esta localidad se encuentra situado el Laboratorio ULTRAMAR, con un perímetro de 301.79 metros y Coordenadas latitud $2^{\circ} 13' 41.486''$ y longitud $80^{\circ} 58' 0.67608''$ W.



Figura 15. Área de estudio LABORATORIO ULTRAMAR

Fuente: (Google Earth, 2024; modificado Bravo, 2024)

7.3 Diseño Experimental

Este estudio se ejecutó en dos instalaciones de producción de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, el laboratorio LEPABI designado como Base 1 y el laboratorio ULTRAMAR destinado como Base 2, con el objeto de evaluar tres tipos de regímenes alimenticios, en un periodo de dos meses. El diseño experimental se conformó de tres tratamientos: el Tratamiento 1 que consistió en suministrar alimentos microencapsulados (MCP), el Tratamiento 2 consto en proporcionar alimentos microextruidos (MXT) y el Tratamiento 3 también denominado control (CTR) empleó el protocolo alimenticio de las bases. En cada base se realizaron dos ciclos de producción, con dos réplicas por ciclo, llevándose a cabo un total de ocho replicas por tratamiento. Las dosis de los alimentos se ajustaron en relación con la etapa larvaria del camarón.

Al iniciar el ciclo de producción se almacenó agua de mar en los reservorios para la siembra. El agua de mar se preparó a 31 ppt, posteriormente se trató con Hipoclorito de Sodio al 10 %, para garantizar su calidad y desinfección, dejando recircular en un tiempo determinado en cada base según su protocolo de desinfección, luego se procedió a colocar ácido ascórbico para eliminar los residuos de cloramina presentes en el medio. Durante el cultivo, se mantuvo aireación permanente y se controló la temperatura del agua de 31 °C a 33 °C. Los ciclos de producción perduro alrededor de 16 días, llevándose a cabo dos ciclos consecutivos. Desde el estadio Mysis 2 se realizaron recambios al 20% que fue aumentando hasta llegar al 50% según la etapa larvaria y calidad de agua, eliminando los residuos de la carga orgánica del medio como las partículas de alimentos y heces.

En la **Base 1**, al inicio de ambos ciclos de producción de larvas de camarón, se utilizaron tanques de 45 toneladas (TN), sembrados con densidad de 220 nauplios/litros. Los tanques se distribuyeron según la dieta implementada: TQ3-TQ4 se suministró el Tratamiento 1, TQ5-TQ6 se empleó el Tratamiento 2 y TQ1 - TQ2 se aplicó el Tratamiento 3 (Control), como se resume en la Tabla 4.

Tabla 4. Datos de la prueba del laboratorio LEPABI (Base 1)

LABORATORIO	FECHA DE SIEMBRA CICLO 1	FECHA DE SIEMBRA CICLO 2	TANQUE DE PRUEBA	TANQUES TONELADA	SIEMBRA N5 /LT	TRATAMIENTO	TIPO DE ALIMENTO
BASE 1	17/06/2024	15/07/2024	TQ3	45	220	1	MCP
BASE 1	7/06/2024	15/07/2024	TQ4	45	220	1	MCP
BASE 1	7/06/2024	15/07/2024	TQ5	45	220	2	MXT
BASE 1	7/06/2024	15/07/2024	TQ6	45	220	2	MXT
BASE 1	7/06/2024	15/07/2024	TQ1	45	220	3 (CONTROL)	CTR
BASE 1	7/06/2024	15/07/2024	TQ2	45	220	3 (CONTROL)	CTR





En la **Base 2**, al inicio de cada ciclo de producción de larvas de camarón se utilizaron tanques de 40 toneladas (TN), sembrando 180 nauplios/litros. La distribución de tanques se ejecutó según la dieta implementada: TQ4-TQ 5 se usó el Tratamiento 1, TQ6-TQ7 se proporcionó el Tratamiento 2 y TQ8–TQ9 se utilizó el tratamiento 3 (Control), como se resume en la Tabla 5.

Tabla 5. Datos de la primera prueba del laboratorio ULTRAMAR (Base 2)

LABORATORIO	FECHA DE SIEMBRA PRUEBA 1	FECHA DE SIEMBRA PRUEBA 2	TANQUE DE PRUEBA	TANQUES TONELADA	SIEMBRA N5/LT	TRATAMIENTOS	TIPO DE ALIMENTO
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ4	40	180	1	MCP
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ5	40	180	1	MCP
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ6	40	180	2	MXT
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ7	40	180	2	MXT
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ8	40	180	3 (CONTROL)	CTR
BASE 2	22/06/2024	20/07/2024	TQ9	40	180	3 (CONTROL)	CTR

Se procedió a seleccionar los nauplios libres de patógenos en estadio N5, procedentes de los laboratorios de maduración localizados en la provincia de Santa Elena. La producción se finalizó con la cosecha de larvas en estadio PL10. Durante el cultivo se procedió a monitorear periódicamente los parámetros fisicoquímicos, incluyendo temperatura, oxígeno disuelto, salinidad y pH, con el objeto de evaluar los tratamientos estudiados en relación con el crecimiento y la supervivencia de los organismos.

Tabla 6. Descripción del diseño experimental del cultivo de larvas *Liptopennaeus vannamei*

TRATAMIENTO	ESTADIO	ALIMENTO EN MICRAS	DESCRIPCIÓN	
1	N5-Z		Las microalgas (Tw) se aplicaron en la siembra, a partir de las 11h00, los tratamientos se administran en 8 dosis cada 3 horas, y los probióticos fueron proporcionados en cada dosis de alimentación.	
2	N5-Z1			
3 (CONTROL)	N5-Z1			
1	Z1-Z3	10um-110um	Desde el estadio Z1-Z2 se colocaron 1,5 Tn de microalgas. Se administraron los tratamientos en 8 dosis por cada 3horas. Los probióticos se aplicaron con la dosis de alimentación. En Z3 se aplicó 6 dosis de tratamiento y 2 dosis de artemia.	
2	Z1-Z3	50um		
3 (CONTROL)	Z1-Z3	10um-110um		
1	M1-M3	100um-250um	Las Algas se colocaron acorde al conteo celular, Los tratamientos se suministraron en 5 dosis cada 3 horas. La Artemia se repartió en 3 dosis y los probiótico se colocaron con cada dosis de alimentación	
2	M1-M3	125um		
3 (CONTROL)	M1-M3	100um-250um		
1		100um-250um	Las algas se aplicaron según el conteo celular, los tratamientos se administraron en 5 dosis cada 3 horas. La Artemia se proporcionó dos dosis por día, y las dosis de probióticos fueron colocadas en cada alimentación.	
2	PL1	(50%)/250um-400um (50%)		
3 (CONTROL)	PL1	125um (50%)/400um (50%)		
	PL1	100um-250um (50%) /250um-400um (50%)		
1		250um-400um	Las algas se aplicaron según el conteo celular, los tratamientos se administraron en 6 dosis cada 3 horas. La Artemia en 2 dosis cada 3 horas. probiótico y las dosis de probióticos se proporcionó por alimentación.	
2	PL2- PL4	<600um		
3 (CONTROL)	PL2- PL4	400um (33%)/<600um		
	PL2- PL4	(33%)/250um-300um (33%)		
1		350um-550um	Los tratamientos se administraron en 10 dosis. Artemia 1 dosis y embriones de artemia 1 dosis hasta PL5, los probióticos con cada dosis de alimentación. De PL6 en adelante se usaron 10 dosis de tratamiento y 2 de embriones de Artemia.	
2	PL5-PL9	600um-850um		
3(CONTROL)	PL5-PL9	300um-500 um (33%)/<600-um-850um (33%)/300um-400um (33%)		

7.4 Evaluación del régimen alimenticio en las larvas de camarón blanco *L. vannamei*

7.4.1 Microalgas:

Los tanques experimentales y de control, fueron suministrados desde el estadio N5 con microalgas *Thalassiosira weissflogii* (Tw). Se verificó mediante el microscopio que las células se encuentren dentro de los parámetros de calidad adecuados para su consumo. Las toneladas de microalgas fueron dosificadas según el conteo realizado en la cámara de Neubauer para mantener la población algal según se establece en la tabla 5 y 6. Con los datos de la concentración celular, se colocaron las toneladas correspondientes a cada tanque, acorde al estadio larval. Se realizaron conteos diarios, tanto dos veces durante el día como dos veces durante la noche, para asegurar que el abastecimiento de microalgas sea adecuado para los tanques. Este procedimiento se mantuvo hasta que los nauplios alcanzaron el estadio Mysis 3 (M3). En estadio de postlarvas se proporcionó una tonelada de microalga por día para mantener el medio con producción primaria de oxígeno.

7.4.2 Balanceados:

En cada replica se colocaron los tres tratamientos, tomando en cuenta al tamaño (micras) correspondiente al estadio del organismo. Para la nutrición de las larvas se consideró la cantidad de individuos sembrados por litros en los tanques, las larvas de camarón fueron alimentadas de acuerdo con la tabla alimenticia de cada Laboratorio (Base) como se indica en la tabla 5 y 6.

En ambas bases se suministró dieta seca, desde el primer día de cultivo a partir de las 16:00 horas, con tres dosis de espirulina y cinco dosis de los tratamientos en forma alternada. En Base 1 las dosis de alimentación se proporcionaron cada tres horas desde el estadio Z1 hasta PL5, y desde el estadio PL 6 hasta el día de la cosecha las raciones fueron colocadas cada dos horas, como se aprecia en la tabla 5. Por otro lado, la Base 2 proporcionó alimentación cada tres horas desde el estadio Z1 hasta la cosecha en PL 10, como señala la tabla 6.

7.4.3 Artemias y Embriones

Dentro de la dieta nutricional de las larvas de camarón se utilizó artemia y cistos como alimento vivo. En la Base 1, las dosificaciones de artemia Instar 1 se proporcionaron de la siguiente forma: una dosis en estadio Z3, tres dosis en estadio M1 y M2, dos dosis desde el estadio M3 hasta PL4, y una dosis en estadio PL5. Los cistos de artemia se administraron en las siguientes proporciones; una dosis en el estadio PL5, dos dosis desde el estadio PL6 hasta PL10 como indica la tabla 5.

Tabla 7: Tabla de alimentación de Base 1

LABORATORIO	ESTADIO	MICROALGA	CONCENTRACION	HORAS DE	BALANCEADO	ALIMENTACION	ARTEMIA	ALIMENTACION	ARTEMIA	ALIMENTACION
			CELULAR	ALIMENTACION	gramo/millón de larva	TOTAL AL DIA	INSTAR 1 gramo/millón de larva	TOTAL AL DIA2	EMBRIONES gramo/millón de larva	TOTAL AL DIA3
BASE 1	N5	Tw	25,000	CADA 3 HORAS	20	8	-	-	-	-
BASE 1	Z1	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	25	8	-	-	-	-
BASE 1	Z2	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	30	8	-	-	-	-
BASE 1	Z3	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	35	6	52	2	-	-
BASE 1	M1	Tw	40,000	CADA 3 HORAS	50	5	97.5	3	-	-
BASE 1	M2	Tw	40,000	CADA 3 HORAS	100	5	130	3	-	-
BASE 1	M3	Tw	40,000	CADA 3 HORAS	150	6	162.5	2	-	-
BASE 1	PL1	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	240	6	210	2	-	-
BASE 1	PL2	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	320	6	227.5	2	-	-
BASE 1	PL3	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	400	6	245	2	-	-
BASE 1	PL4	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	500	6	262.5	2	-	-
BASE 1	PL5	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	600	6	280	1	1200	1
BASE 1	PL6	Tw	-	CADA2 HORAS	720	10	-	-	1440	2
BASE 1	PL7	Tw	-	CADA2 HORAS	820	10	-	-	1640	2
BASE 1	PL8	Tw	-	CADA2 HORAS	900	10	-	-	1800	2
BASE 1	PL9	Tw	-	CADA2 HORAS	1040	10	-	-	2080	2
BASE 1	PL10	Tw	-	CADA2 HORAS	1140	10	-	-	2280	2

En la Base 2, las dosis de artemia Instar 1 se suministraron de la siguiente manera: dos dosis en M1, tres dosis desde el estadio M2 hasta PL1, dos dosis en PL2. Y la última dosis se colocó en el estadio PL3. Los quistes de artemia se pusieron de la siguiente forma: 2 dosis en PL3, 3 dosis desde PL4 hasta PL6, y por último 2 dosis hasta PL7 como indica en la tabla 6.

Tabla 8: Tabla de alimentación de Base 2

LABORATORIO	ESTADIO	MICROALGA	CONCENTRACIÓN CELULAR	HORAS DE ALIMENTACIÓN	BALANCE ADO g/millón de larva	ALIMENTACION TOTAL AL DIA 1	ARTEMIA INSTAR 1 g/millón de larva	ALIMENTACION TOTAL AL DIA 2	ARTEMIA EMBRIONES g/millón de larva	ALIMENTACION TOTAL AL DIA 3
BASE 2	N5	Tw	25,000	CADA 3 HORAS	20	8	-	-	-	-
BASE 2	Z1	Tw	35,000	CADA 3 HORAS	25	8	-	-	-	-
BASE 2	Z2	Tw	35,000	CADA 3 HORAS	40	8	-	-	-	-
BASE 2	Z3	Tw	40,000	CADA 3 HORAS	55	8	-	-	-	-
BASE 2	M1	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	75	6	100	2	-	-
BASE 2	M2	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	100	5	128.5	3	-	-
BASE 2	M3	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	140	5	148.5	3	-	-
BASE 2	PL1	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	200	5	240	3	-	-
BASE 2	PL2	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	280	6	240	2	-	-
BASE 2	PL3	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	360	5	166.4	1	514	2
BASE 2	PL4	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	440	5	-	-	629	3
BASE 2	PL5	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	520	5	-	-	743	3
BASE 2	PL6	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	600	5	-	-	857	3
BASE 2	PL7	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	680	6	-	-	971	2
BASE 2	PL8	Tw	30,000	CADA 3 HORAS	780	8	-	-	-	-
BASE 2	PL9	-	-	CADA 3 HORAS	880	8	-	-	-	-

7.5 Observación de los tanques de pruebas

Las muestras de las larvas de camarón fueron recolectadas en varios puntos de los tanques, utilizando challos de diferentes micras, colocándose en fundas de tamaño 6 X 12 y en contenedores de un litro. Las observaciones del desarrollo de las larvas de camarón se realizaron en cada base con el microscopio binocular marca OMAX, dos veces por día a partir de la siembra de nauplios (N5) hasta la etapa de post-larvas (PL9)

7.6 Crecimiento, talla y peso de las larvas de camarón

Se empleó el método gravimétrico para realizar el conteo diario (PL5) de las larvas de camarón. Usando una malla se recolectaron los organismos en diferentes puntos del tanque. Posteriormente, se escogió una muestra no mayor a un gramo, que se pesó en una balanza de precisión. Una vez obtenido el peso, la muestra se distribuyó uniformemente en una caja Petri, que luego fue colocada sobre una lámpara encendida de 15 watts. Se utilizó

la aplicación LARVIA, para posteriormente analizar el crecimiento, mediante el método volumétrico (Pl/gr), peso promedio, longitud promedio (talla), porcentaje de uniformidad, y pigmentación de las larvas. Este proceso se realizó desde el estadio PL5 hasta PL9 en cada tanque tratado. El valor del Pl/gr de las larvas se obtuvo usando la siguiente fórmula:

$$\text{PL/ gr} = \frac{\text{Conteo de Postlarvas (Pl)}}{\text{Peso (g)}}$$

7.6.1 LARVIA

La aplicación LARVIA, es un servicio innovador que integra la biología de larvas con la inteligencia artificial, ofreciendo soluciones avanzadas para la acuicultura. Este sistema permite realizar el conteo, la estimación del peso individual, la clasificación por peso, la evaluación de la uniformidad (talla), el estado de salud, y la geolocalización de muestras tanto en larvas como en juveniles de camarón en sistemas de tanques o raceway (BID, 2018).

7.7 Análisis físico químico de parámetros

Los parámetros de oxígeno, temperatura y salinidad fueron registrados utilizando el Medidor YSI Pro2030. Estas mediciones se realizaron diariamente en un período de cada dos horas en los tanques. Los datos del pH se obtuvieron dos veces por día, con un medidor de pH específico.

7.8 Tasa de supervivencia en relación de los datos de la población inicial y final de larvas

Para obtener la tasa de supervivencia se utilizó el método volumétrico, usando los datos de la población inicial y la población final, que registró la cantidad de organismos que se cosecharon.

La población de la cantidad de organismos que se encontraba en cada tanque se realizó extrayendo 6 muestras con un volumen de 0,25 L cada una, seleccionadas de forma

aleatorio en alrededor de todo el tanque. Una vez escogidas las muestras se realizó el conteo de los organismos, se dividieron para el número de las muestras obteniendo el promedio total. El promedio se multiplicó por las toneladas del tanque y se dividió por el volumen de las muestras.

$$\text{Población} = \frac{\text{Conteo de larvas}}{\# \text{ Muestras}} = \text{Promedio} \times \text{Toneladas del Tanque} = \text{Larvas} \times \text{Toneladas}$$

$$\text{Población} = \frac{\text{Larvas} \times \text{Toneladas}}{\text{Volumen de la muestra (0.25 L)}}$$

Los valores de la población final se obtuvieron al cosechar los tanques de cultivo, transfiriendo las larvas de cada tanque en tres o cuatro tinas de 1000 L, con el propósito de reducir el estrés de las larvas, además, de proporcionar una buena limpieza en los organismos para su posterior conteo utilizando el método volumétrico.

Para el conteo se tomaron aleatoriamente varias muestras de 250 mL cada una, calculando el promedio de larvas presentes en las tinas. Antes del conteo se ubicaron aireadores en las tinas para homogenizar el medio, mientras que el personal del laboratorio escogió las muestras. Luego se calculó la cantidad de postlarvas presente en cada tina. Finalmente, se sumaron las larvas de todas las tinas y se dividió el total por el número inicial de larvas sembradas, obteniendo así el porcentaje de supervivencia de cada tanque.

$$\% \text{ Supervivencia} = \frac{\text{Cantidad cosechada}}{\text{Cantidad sembrada}} \times 100\%$$

7.9 Análisis Estadístico

Se aplicaron pruebas estadísticas para evaluar los resultados obtenidos, y la comprobación de la hipótesis.

El experimento se realizó con 8 réplicas por tratamiento. Se calculó la media (M), la desviación estándar (SD), con un intervalo de confianza del 95% para cada variable. Posteriormente se aplicó la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk y la prueba de homogeneidad de varianzas de Levene ($\alpha=0,05$). Los datos que cumplieron los criterios se

analizaron con ANOVA de una vía para comparar los regímenes alimenticios. Los resultados se reportan con estadístico F (gl) y el valor de p. Al ser necesario se usó la prueba de post hoc de Turkey ($\alpha=0,05$)

Comparando las medias y la desviación estándar de los diferentes tratamientos en relación con el desarrollo larvario, del crecimiento y la supervivencia. Se utilizó análisis de variancia (ANOVA) y la prueba de Duncan en el software IBM SPSS. Estas herramientas permitieron realizar una comparación cuantitativa detallada y evaluar las diferencias significativas entre los tanques de estudios.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 Tasa de Crecimiento (PL/gr)

Los datos de la Tasa de crecimiento (Peso promedio, Longitud promedio, Uniformidad y Pigmentación) se recolectaron con el software LARVIA en estadio de Postlarva desde PL5 hasta PL9. Los datos se analizaron con el software IBM SPSS Statistics, obteniendo las siguientes interpretaciones de los valores.

El Gráfico 1 presenta los datos obtenidos de larvas por gramos (PL/g) durante los estadios postlarval del 5 al 9. En cada estadio se comparan los tratamientos con el control. La cantidad de las postlarvas por gramo mantiene una relación inversamente proporcional al crecimiento, por lo tanto, a menor PL/g, mayor tamaño. La disminución de PL/g mientras avanza los estadios indica crecimiento de los organismos. Se observa que hay una leve variación en los valores que se demuestra en los estadios de postlarvas mencionando cual de los tratamientos obtuvo el pelegramo rangos superiores e inferiores. A medida que van avanzando el estadio se muestra al tratamiento 1 con un pelegramo mínimo, indicando que su crecimiento es óptimo hasta el estadio PL 9. A pesar de estas pequeñas diferencias, estadísticamente no hay diferencias significativas, indicando que los valores de la media se encuentran muy cercanos. La tabla 9 indica los valores de la media +/- desviación estándar de cada estadio con relación a los tratamientos implementados en el cultivo. Se realizaron comparaciones de las medias del pelegramo entre los diferentes tratamientos utilizando una prueba ANOVA de una vía. Los resultados fueron de $F = 1,110$ y $p = 0,348$, en PL9.

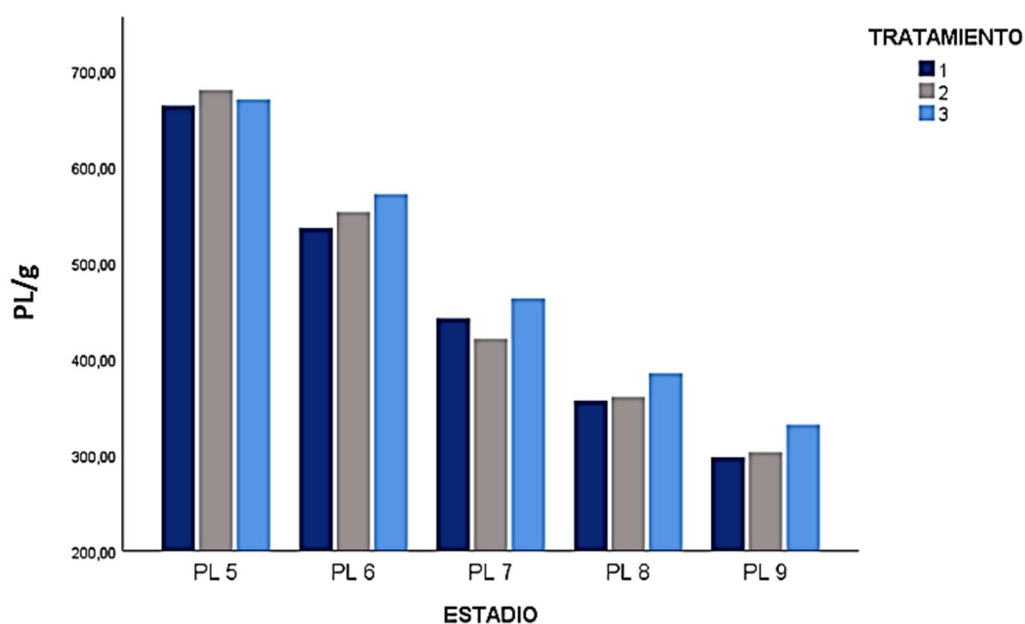


Gráfico 1. Cantidad de larvas por gramo en los estadios de PL5 a PL9 con relación a cada tratamiento.

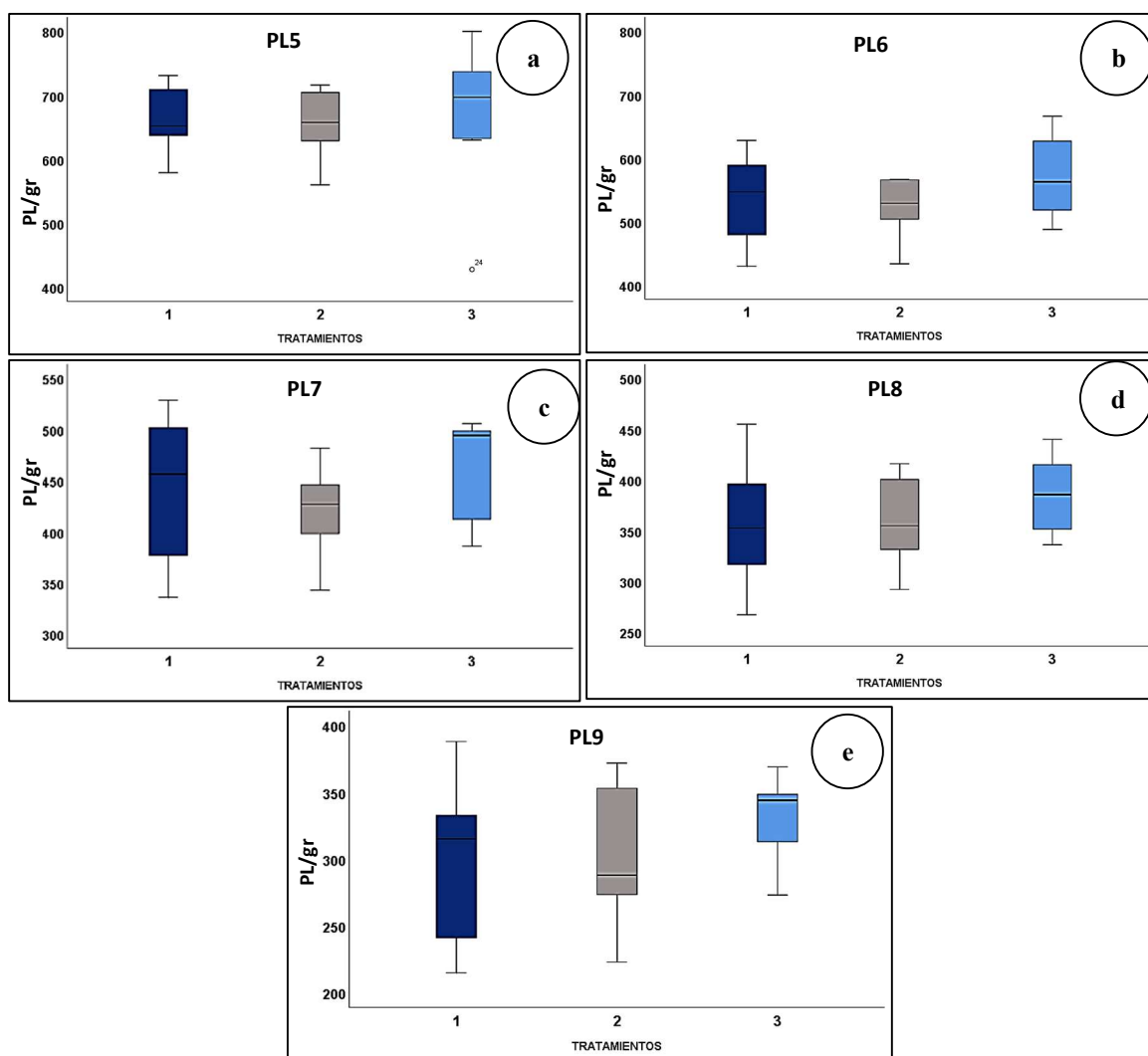


Gráfico 2. Crecimientos (PL/gr) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9

La tabla 7, el gráfico 1 y 2 presenta los valores de la tasa de crecimiento relacionados con los tratamientos de los alimentos estudiados. El análisis estadístico (ANOVA) determinó la variable de crecimiento en las larvas de camarón estadio postlarvas presentando la Media \pm -Desviación de los resultados. Los siguientes valores en estadio PL5 demostraron Media \pm -Desviación en el tratamiento 1 fue de 663,50 \pm -50,38; en el tratamiento 2 fue de 679,62 \pm -99,45 y el tratamiento 3 (Control) fue de 670,12 \pm - 112,79 larvas por gramos. En el estadio PL6 se observa la Media \pm -Desviación en el tratamiento 1 con 536,12 \pm -69,29; en el tratamiento 2 con 552,75 \pm -104,64 y el tratamiento 3 (Control) con 571,37 \pm -64,18 larvas por gramos. En el estadio PL 7 se observa la Media \pm -Desviación en el tratamiento 1 fue de 442,00 \pm -73,12, en el tratamiento 2 fue de 421,00 \pm -41,69 y el tratamiento 3 (Control) fue de 462,87 \pm -50,00 larvas por gramos. El estadio PL8 señala la Media \pm -Desviación en el tratamiento 1 con 356,50 \pm - 62,55; el tratamiento 2 con 360,25 \pm -43,58 y el tratamiento 3 (Control) con 385,00 \pm -37,93 larvas por gramos. El estadio PL9 se aprecia la Media \pm -Desviación en el

tratamiento 1 con 297,62±/-60,27; en el tratamiento 2 con 303,00±/-41,69 y el tratamiento 3 (Control) con 331,62±/-30,34 larvas por gramos. Se demostró que el crecimiento de los organismos fue homogéneo, manteniéndose dentro del rango del estadio en relación con los tratamientos, en un intervalo de confianza del 95% para la media.

Tabla 9. Tasa de crecimiento (PL/gr) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha=0,05$, por Anova.

Crecimiento	TRATAMIENTO	Media+/-Desviación (PL/gr)	Límite inferior (PL/gr)	Límite superior (PL/gr)
PL5	1	(663,50 +/- 50,38) ^a	621,37	705,62
	2	(679,62±/- 99,45) ^a	596,47	762,77
	3 (CONTROL)	(670,12±/- 112,79) ^a	575,82	764,42
PL6	1	(536,12 +/- 69,29) ^a	478,19	478,19
	2	(552,75 +/- 104,64) ^a	465,26	640,23
	3 (CONTROL)	(571,37 +/- 64,18) ^a	517,71	625,03
PL7	1	(442,00 +/- 73,12) ^a	380,86	503,13
	2	(421,00 +/- 41,69) ^a	386,14	455,85
	3 (CONTROL)	(462,87 +/- 50,00) ^a	421,07	504,67
PL8	1	(356,50 +/- 62,55) ^a	304,20	408,79
	2	(360,25 +/- 43,58) ^a	323,80	396,69
	3 (CONTROL)	(385,00 +/- 37,93) ^a	353,28	416,71
PL9	1	(297,62 +/- 60,27) ^a	247,23	348,01
	2	(303,00 +/- 51,68) ^a	259,78	346,21
	3 (CONTROL)	(331,62 +/- 30,34) ^a	306,25	356,99

Se observó que la cantidad de larvas por gramo fue disminuyendo gradualmente, lo que reflejó el crecimiento esperado bajo condiciones controladas. En el estadio PL9, las larvas alimentadas con dieta microencapsulada (Tratamiento 1) presentaron la menor cantidad por gramo (297,62 ± 60,27), lo que indica un mayor tamaño individual, mientras que el tratamiento control tuvo 331,62 ± 30,34 larvas por gramo. Aunque no son significativos estadísticamente, coincide con la idea de que la elección de la dieta puede influir en el desarrollo cuando las condiciones ambientales son estables (Araos, López, Sarabia, & Ramírez, 2000)

8.1.1 Peso promedio (mg)

El peso promedio de las larvas en relación con los tratamientos se encuentra señalado en el gráfico 3. En el estadio PL5 el peso promedio de las larvas fue semejante en el tratamiento 1 y 3 (Control) y tratamiento 2 fue menor. Mientras que, en el estadio PL6 muestra que el tratamiento 1 y 2 fueron los de mayor peso. Por el contrario, el estadio PL7 el peso es mayor en el tratamiento 2, seguido del tratamiento 1. Por otro lado, el estadio PL8 demuestra que el tratamiento 1 presenta mayor peso que el tratamiento 2. Por último, en el estadio 9 el peso es mayor en el tratamiento 1 seguido del tratamiento 2. El rango de menor peso promedio se observa en el tratamiento 3 (Control) desde el estadio PL6 al PL9.

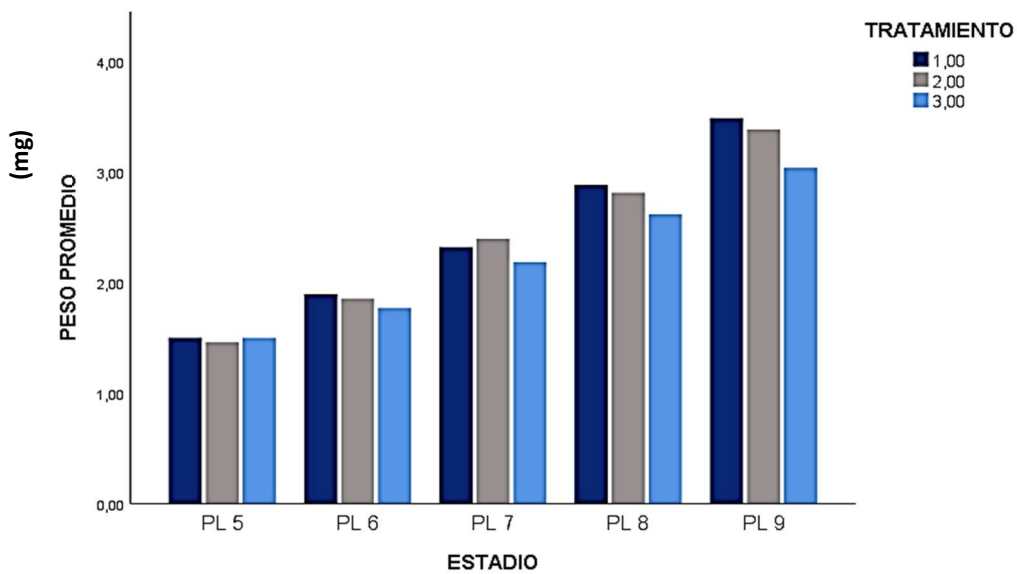
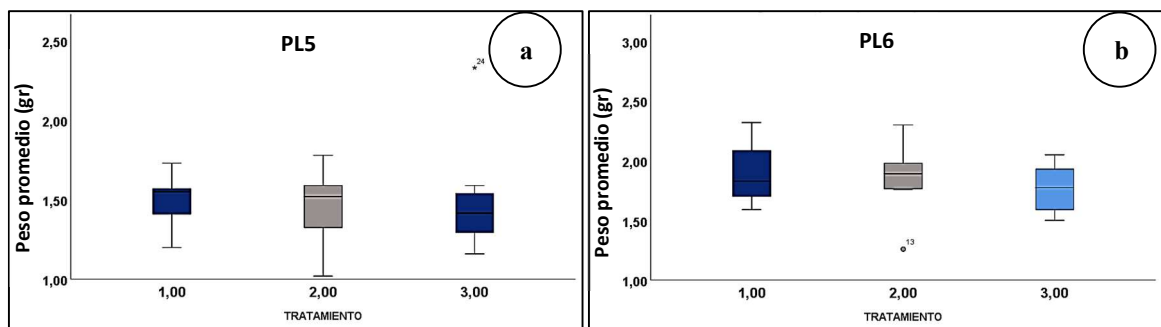


Gráfico 3. Peso promedio (mg) de las larvas con relación a los tratamientos alimenticiosⁱ



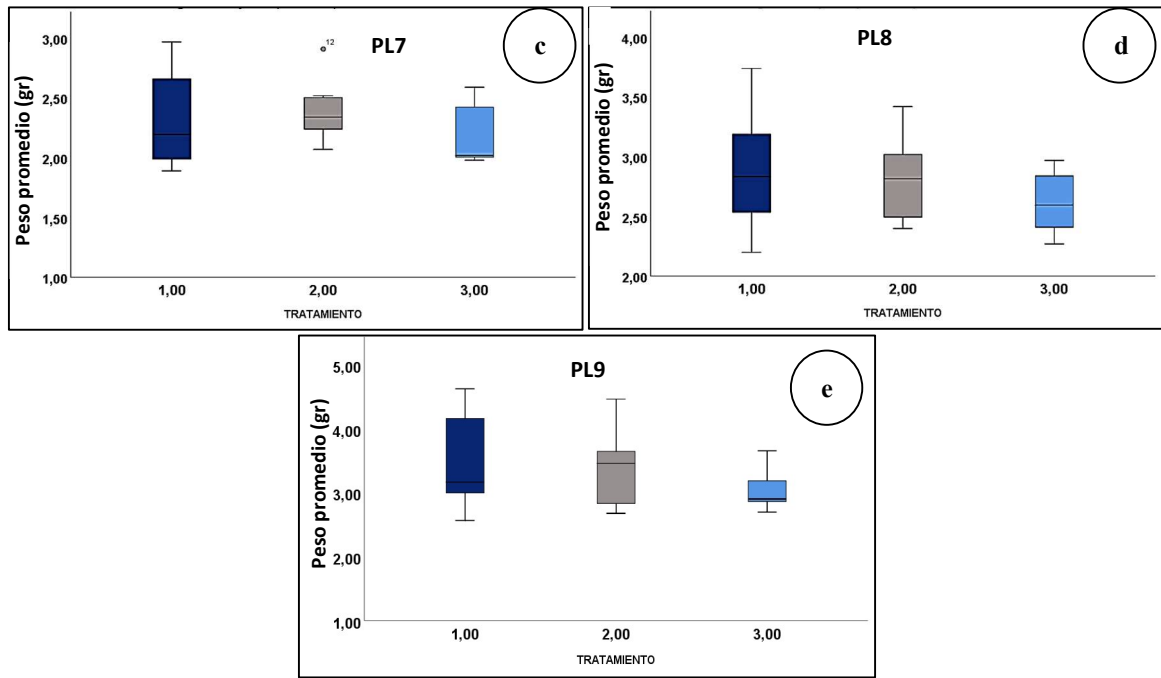


Gráfico 4. Peso promedio (mg) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9

La Tabla 10 presentan los valores del peso promedio asociados a los diferentes tratamientos. A través del análisis estadístico (ANOVA), se evaluó la variable del peso promedio en las larvas de camarón en el estadio postlarval. En el estadio PL5, los resultados mostraron una media \pm -desviación estándar en el tratamiento 1 de 1,49 \pm 0,15 mg, en el tratamiento 2 de 1,45 \pm 0,23 mg y en el tratamiento 3 (Control) de 1,49 \pm 0,36 mg. En el estadio PL6, la media \pm -desviación fue de 1,89 \pm 0,25 mg en el tratamiento 1, los valores de 1,85 \pm 0,29 mg en el tratamiento 2 y 1,76 \pm 0,19 mg en el tratamiento 3 (Control). Para el estadio PL7, los valores fueron 2,31 \pm 0,41 mg en el tratamiento 1, el rango de 2,39 \pm 0,25 mg en el tratamiento 2 y 2,18 \pm 0,25 mg en el tratamiento 3 (Control).

En el estadio PL8, la media \pm -desviación se reportó como 2,88 \pm 0,19 mg en el tratamiento 1, 2,81 \pm 0,35mg en el tratamiento 2 y 2,61 \pm 0,25 mg en el tratamiento 3 (Control). Finalmente, en el estadio PL9, los valores fueron 3,48 \pm 0,75 mg en el tratamiento 1, con 3,38 \pm 0,59 mg en el tratamiento 2 y 3,03 \pm 0,30 mg en el tratamiento 3 (Control). Los resultados sugieren que peso promedio de las larvas fue homogéneo a lo largo de los diferentes estadios, manteniéndose dentro de los rangos esperados para cada estadio en relación con los tratamientos aplicados. Obtenido de un intervalo de confianza del 95% para la media. Las comparaciones de las medias de la de la longitud promedio entre los diferentes tratamientos utilizando una prueba ANOVA de una vía, señalan como resultados ($F = 1,313$

y $p = 0,290$) que no hay diferencias estadísticamente significativas entre los grupos de tratamientos EN PL9.

Tabla 10. Peso promedio (mg) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.

PESO PROMEDIO	TRATAMIENTO	Media+/-Desviación (mg)	Límite inferior (mg)	Límite superior (mg)
PL 5	1	(1,49+/- 0,15) ^a	1,36	1,63
	2	(1,45+/- 0,45) ^a	1,26	1,65
	3 (CONTROL)	(0,36+/-0,12) ^a	1,19	1,80
PL6	1	(1,92+/-0,25) ^a	1,68	2,10
	2	(1,85+/-0,29) ^a	1,60	2,09
	3 (CONTROL)	(1,76+/-0,19) ^a	1,60	1,93
PL7	1	(2,31+/- 0,41) ^a	1,97	2,66
	2	(0,41+/-0,41) ^a	2,18	2,60
	3 (CONTROL)	(2,18+/-0,25) ^a	1,97	2,39
PL8	1	(2,88+/-0,51) ^a	2,44	3,31
	2	(2,81+/-0,35) ^a	2,51	3,10
	3 (CONTROL)	(2,61+/-0,25) ^a	2,40	2,82
PL9	1	(3,48+/-0,75) ^a	2,85	4,11
	2	(3,38+/-0,59) ^a	2,88	3,87
	3 (CONTROL)	(3,03+/-0,58) ^a	2,78	3,28

8.1.2 Longitud promedio (mm)

El gráfico 5 muestra el promedio de la longitud en el estadio postlarval de PL5 a PL9 en relación con los tratamientos alimenticios.

Desde el estadio PL5 se observa que el tratamiento 3 presento una longitud promedio mayor con un límite inferior y superior de 5,87 mm a 6,17 mm, al contrario del tratamiento 2 que fue de menor longitud con límite inferior y superior de 5,58 mm a 6,26 mm. El estadio PL 6 reflejo que el tratamiento 1 alcanzo más longitud con un límite inferior y superior de 6,30 mm a 6,77 mm, por otro lado, el tratamiento 3 (Control) fue menor en este estadio logrando un límite inferior y superior de 6,15 mm a 6,56 mm. En PL7 demuestra que en cambio de los otros tratamientos en este estadio el tratamiento 2 obtuvo una mayor longitud con un límite inferior y superior de 6,64 mm a 7,33 mm; el tratamiento 3 (Control) de igual manera en este estadio presento la longitud más baja con un límite inferior y superior de 6,64 mm a 7,33 mm. Por ultimo los estadios PL8-9 señalan que el tratamiento 1 obtuvo una mayor longitud y el tratamiento 3 fue menor; el estadio PL9 con una con un límite inferior y superior de 7,52 mm a 8,50 mm en el tratamiento 1, y en el tratamiento 3 con un rango de 7,46 mm a 7,88 mm.

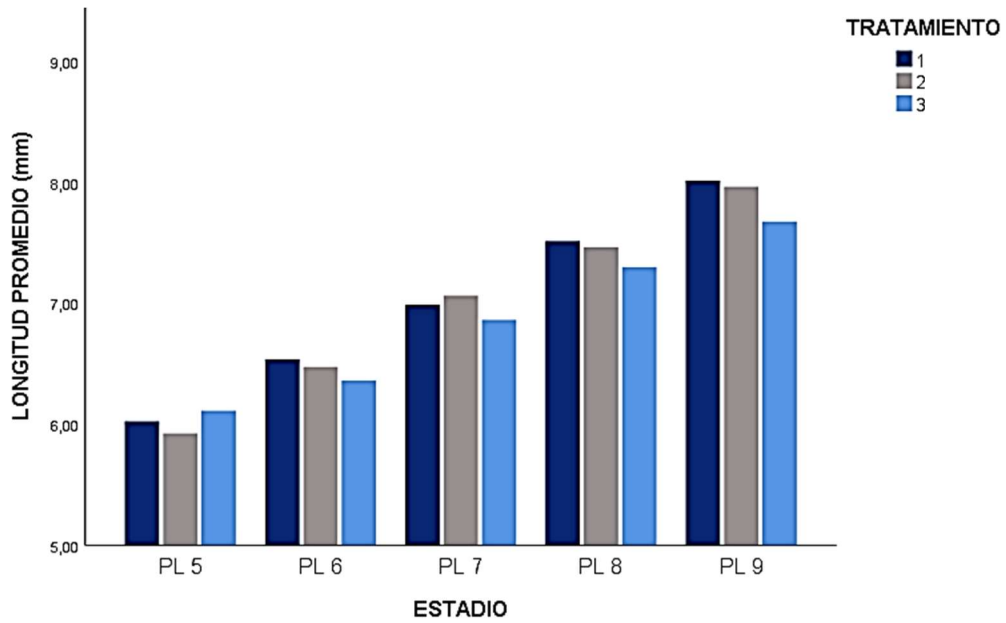


Gráfico 5. Longitud promedio (mm) de las larvas alimentadas con diferentes tratamientos

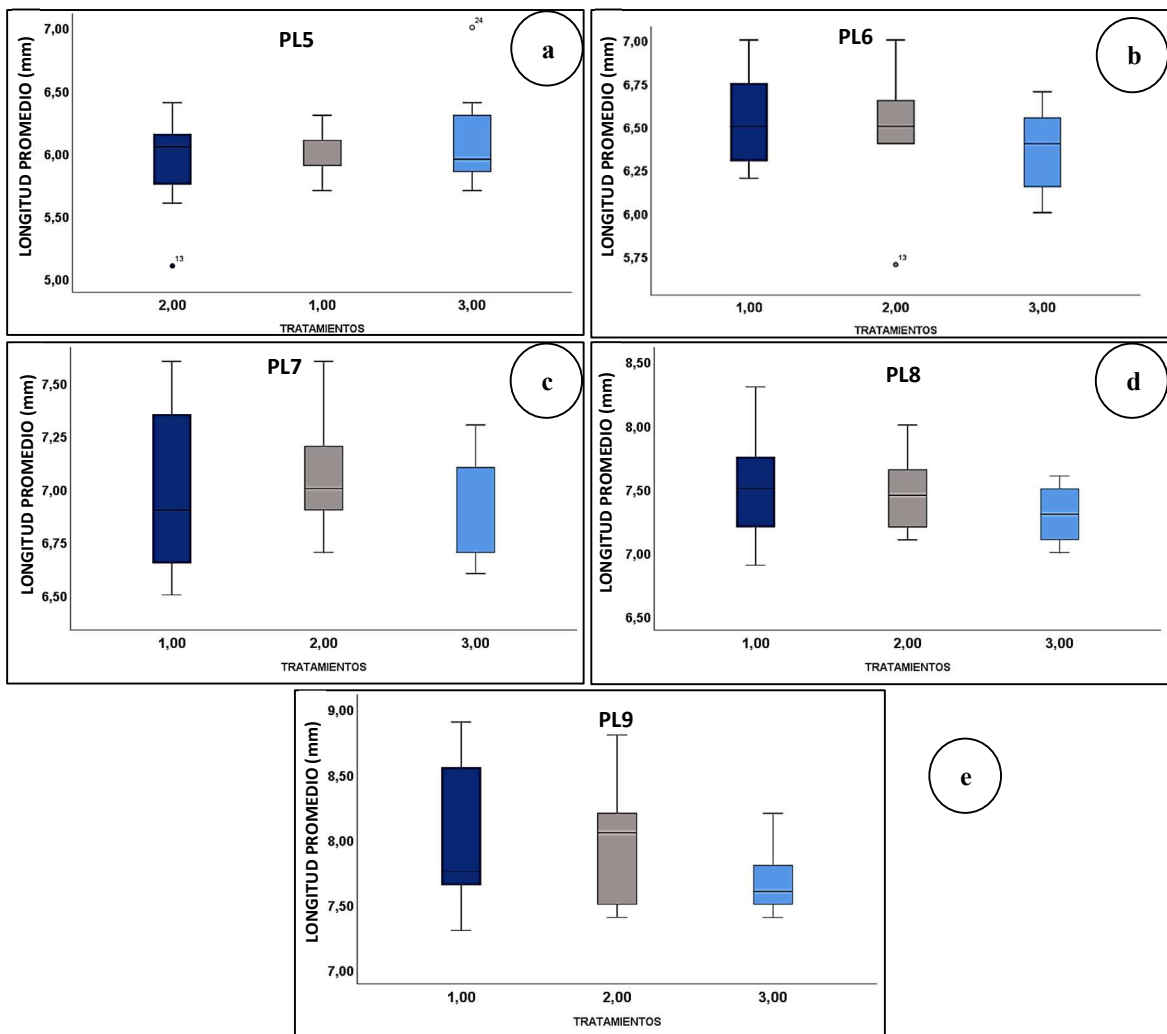


Gráfico 6. Longitud promedio (mm) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9

El gráfico 6 y la Tabla 11 presentan los valores de la longitud promedio de las larvas de camarón asociados a los diferentes tratamientos aplicados. Mediante el análisis estadístico (ANOVA), se evaluó la variable de la longitud promedio en las larvas de camarón en los diferentes estadios postlarval. En el estadio PL5, los resultados mostraron una media +/- desviación estándar en el tratamiento 1 de 6,02+/-0,18, en el tratamiento 2 de 5,92+/-0,40 mm y en el tratamiento 3 (Control) de 6,11+/-0,42 mm. En el estadio PL6, la media +/- desviación fue de 6,53+/-0,28 mm en el tratamiento 1, 6,47+/-0,36 mm en el tratamiento 2 y 6,36+/-0,24 mm en el tratamiento 3 (Control). Para el estadio PL7, los valores fueron 6,98+/-0,41 mm en el tratamiento 1, 7,06+/-0,27 mm en el tratamiento 2 y 6,86+/-0,26 mm en el tratamiento 3 (Control). En el estadio PL8, la media +/- desviación se reportó como 7,51+/-0,46 mm en el tratamiento 1, con 7,46+/-0,30 mm en el tratamiento 2 y 7,30+/-0,23 mm en el tratamiento 3 (Control). Finalmente, en el estadio PL9, los valores fueron de 8,01+/-0,58 mm en el tratamiento 1, con 7,96 +/-0,47 mm en el tratamiento 2 y 7,67+/-0,25 mm en el tratamiento 3 (Control). Estos resultados sugieren que la longitud promedio de las larvas fue homogénea a lo largo de los diferentes estadios, manteniéndose dentro de los rangos esperados para cada estadio, independientemente de los tratamientos aplicados. Además, el análisis incluyó un intervalo de confianza del 95% para la media, lo que respalda la consistencia y fiabilidad de los resultados obtenidos es homogéneo, por lo tanto, se comprueba que no hay diferencia estadísticamente significativa con los resultados de una sola vía de Anova de $F = 1,249$ y $p = 0,307$) entre los regímenes de alimentos en PL9.

Tabla 11. Longitud promedio (mm) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.

LONGITUD PROMEDIO	TRATAMIENTO	Media+/-Desviación (mm)	Límite inferior (mm)	Límite superior (mm)
PL 5	1	(6,02+/-0,18) ^a	5,87	6,17
	2	(5,92+/-0,40) ^a	5,58	6,26
	3 (CONTROL)	(6,11+/-0,42) ^a	5,75	6,46
PL6	1	(6,53+/-0,28) ^a	6,30	6,77
	2	(6,47+/-0,36) ^a	6,16	6,78
	3 (CONTROL)	(6,36+/-0,24) ^a	6,15	6,56
PL7	1	(6,98+/-0,41) ^a	6,64	7,33
	2	(7,06+/-0,27) ^a	6,83	7,29
	3 (CONTROL)	(6,86+/-0,26) ^a	6,64	7,08
PL8	1	(7,51+/-0,46) ^a	7,12	7,90
	2	(7,46+/-0,30) ^a	7,20	7,71
	3 (CONTROL)	(7,30+/-0,23) ^a	7,10	7,49
PL9	1	(8,01+/-0,58) ^a	7,52	8,50
	2	(7,96+/-0,47) ^a	7,56	8,36
	3 (CONTROL)	(7,67+/-0,25) ^a	7,46	7,88

8.1.3 Porcentaje de Uniformidad (%)

El gráfico 7 presenta el porcentaje de uniformidad de los organismos con relación a los tratamientos de alimentación administrados. El estadio PL5 demuestra que, los valores de límite inferior y superior del tratamiento 1 con el 80,29-85,46 % y el tratamiento 2 con el 82,14-87,61% son más dispersos, mientras que el tratamiento 3 (control) con el 83,35-86,15% son estrechos demostrando valores más estables. El estadio PL6 presenta que,

Los tratamientos proporcionaron valores mayores con el 72% hasta el 87%, demostrando homogeneidad entre ellos. Por otro lado, el tratamiento 3 (control) en el estadio PL9 obtuvo los valores más estrechos demostrando estabilidad. A pesar, de observarse una leve variación, no hay diferencia estadísticamente significativa los valores son homogéneos

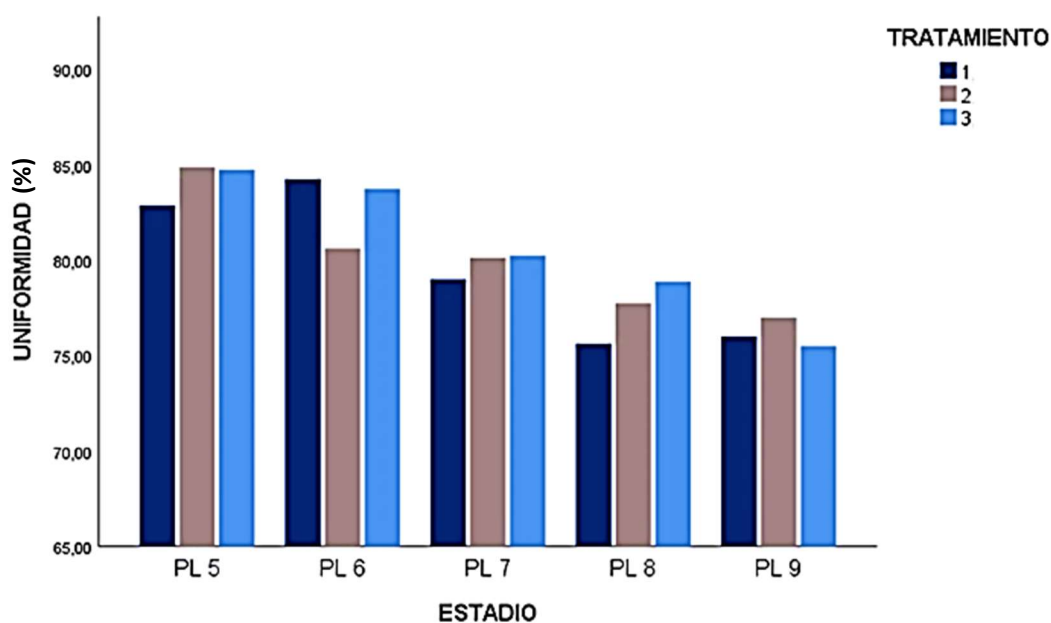


Gráfico 7. Porcentaje de uniformidad de las larvas alimentadas con distintos tratamientos

La tabla 12 presenta los valores de la uniformidad en postlarvas se evaluó en estadios PL5 a PL9 bajo tres tratamientos alimenticios (dos experimentales y un control). Este parámetro, crítico en acuicultura, refleja la homogeneidad en tamaño y desarrollo, influyendo en la eficiencia del cultivo. En PL5, el control mostró la mayor uniformidad (84,75 \pm 1,66), mientras que los tratamientos 1 y 2 presentaron valores similares (82,88 \pm 3,091 y 84,88 \pm 3,271, respectivamente). En PL6, el tratamiento 1 destacó con 84,25 \pm

3,615, seguido del control (83,75+/-1,12), mientras el tratamiento2 tuvo un ligero descenso (80,63+/-2,44). En PL7, la uniformidad disminuyó en todos los grupos, siendo el tratamiento3 control (80,25+/-3,28) y el tratamiento2 (80,13+/-3,60) ligeramente superiores al tratamiento1 (79,00+/-3,207). En PL8, el tratamiento3 (Control) mantuvo la mayor uniformidad (78,88+/-4,83), seguido del tratamiento2 (77,75+/-2,71) y el tratamiento1 (75,63+/-1,68). En PL9, las diferencias fueron mínimas, con valores de 76.00 +/- 4,24 (tratamiento 1), 77,00 +/- 5,099 (tratamiento 2) y 75,50 +/- 1,414. El tratamiento3 (control) mostró mayor estabilidad en la uniformidad, especialmente en estadios avanzados. Aunque los tratamientos experimentales ofrecieron resultados comparables, su optimización podría mejorar la homogeneidad larval en cultivos acuícolas. Se realizaron comparaciones de las medias del porcentaje de uniformidad utilizando una prueba ANOVA de una vía. Los resultados ($F=0,304$ y $p=0,741$) en PL9.

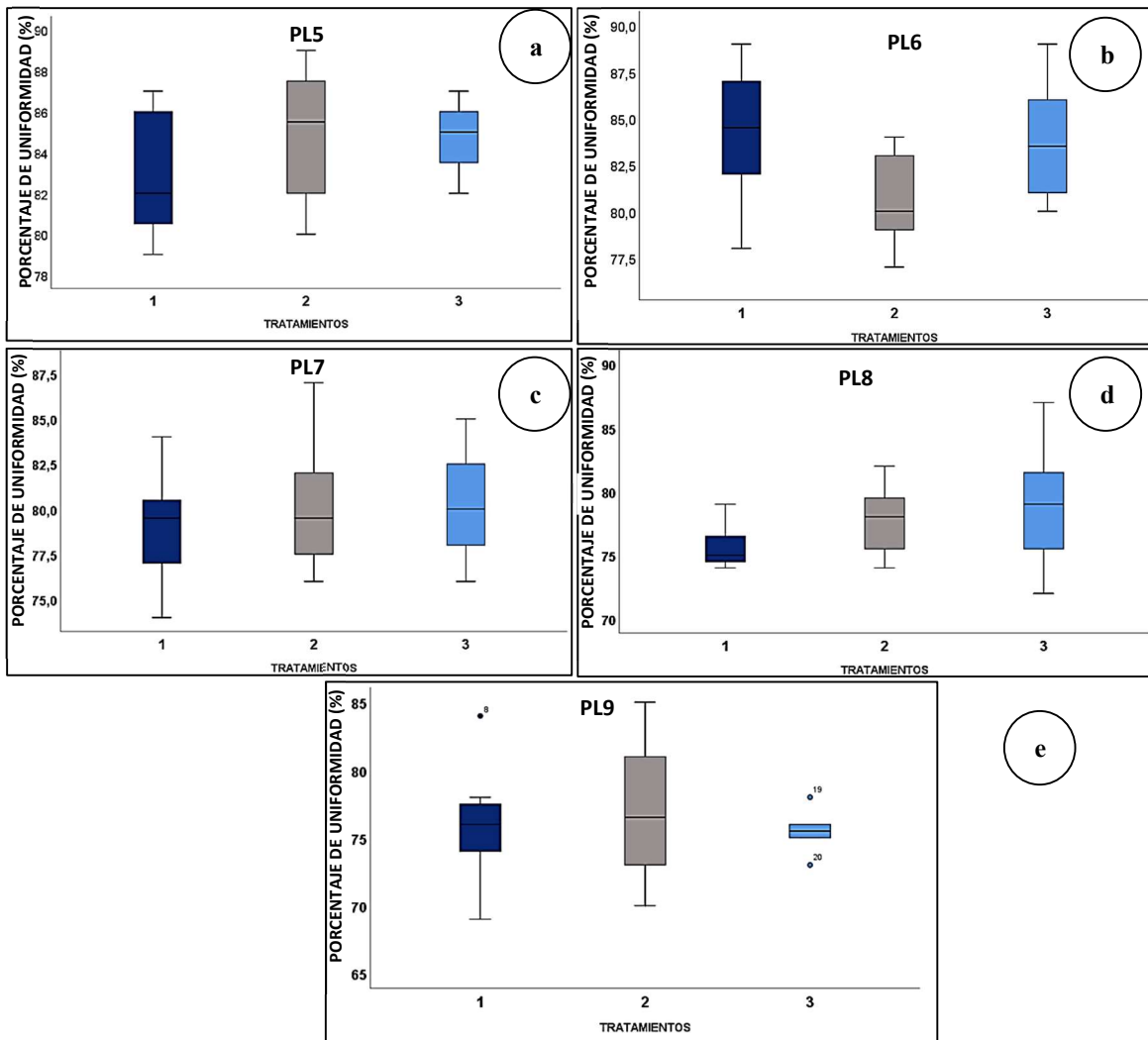


Gráfico 8. Porcentaje de uniformidad (%) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9

Tabla 12. Uniformidad en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.

UNIFORMIDAD	TRATAMIENTO	Media+/-Desviación (%)	Límite inferior (%)	Límite superior (%)
PL 5	1	(82,88+/-3,09) ^a	80,29	85,46
	2	(84,88+/-3,27) ^a	82,14	87,61
	3 (CONTROL)	(84,75 +/1,66) ^a	83,35	86,15
PL6	1	(84,25+/-3,61) ^a	81,23	87,27
	2	(80,63+/-2,44) ^a	78,58	82,67
	3 (CONTROL)	(83,75 +/1,12) ^a	81,08	86,42
PL7	1	(79,00+/-3,20) ^a	76,32	81,68
	2	(80,13+/-3,60) ^a	77,11	83,14
	3 (CONTROL)	(80,25+/-3,28) ^a	77,50	83,00
PL8	1	(75,63+/-1,68) ^a	74,22	77,03
	2	(77,75+/-2,71) ^a	75,48	80,02
	3 (CONTROL)	(78,88+/-4,88) ^a	74,79	82,96
PL9	1	(76,00+/-4,24) ^a	72,45	79,55
	2	(77,00+/-5,09) ^a	72,74	81,26
	3 (CONTROL)	(75,50+/-1,41) ^a	74,32	76,68

8.1.4 Porcentaje de pigmentación (%)

El porcentaje de pigmentación de las postlarvas en relación con los tratamientos usados señalados por el gráfico 9. Al inicio del estadio de PL5 se muestra el rango del porcentaje de pigmentación es de +/-7%, el tratamiento 1 fue del 42%, el tratamiento 2 fue del 41% y el tratamiento 3 (Control) fue del 35% con el menor porcentaje. Se observa que a partir del estadio PL 6 el tratamiento 2 fue de mayor porcentaje de pigmentación, en comparación que el estadio PL10 con valores del tratamiento 1 con 48%, el tratamiento 2 con 57% y el tratamiento 3 (Control) con 51% de pigmentación en las post-larvas.

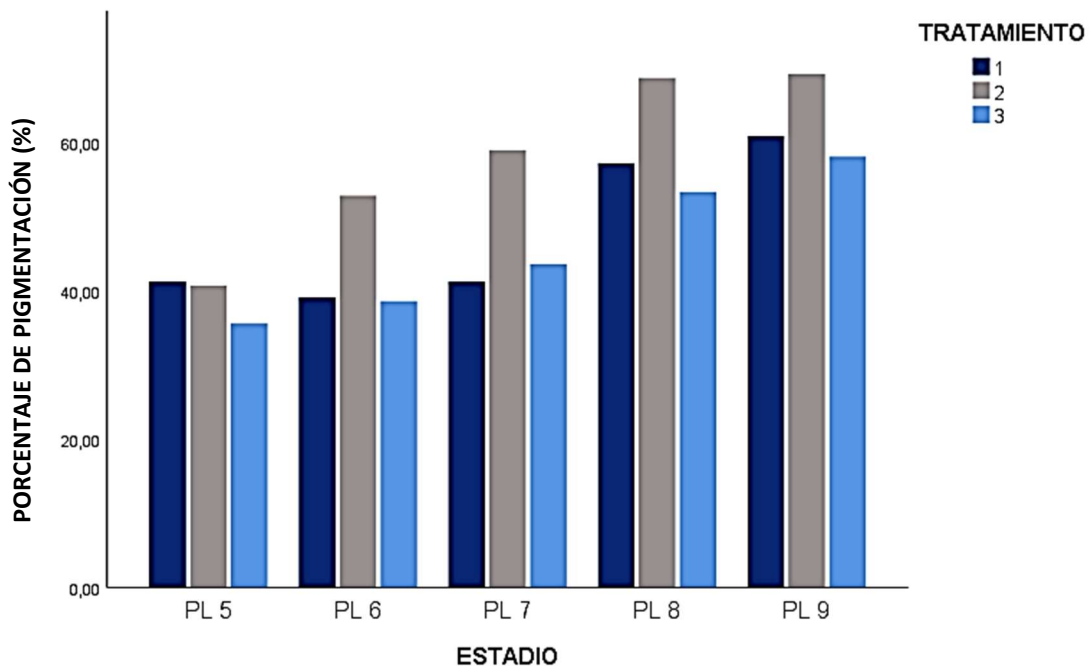


Gráfico 9. Porcentaje de pigmentación (%) de las larvas de camarón tratadas con diferentes tratamientos.

La pigmentación en postlarvas de camarón fue evaluada desde PL5 hasta PL9 bajo tres tratamientos alimenticios, incluyendo un control. Los resultados mostraron diferencias notables entre los tratamientos, con valores expresados como Media \pm Desviación estándar y límites de confianza al 95%. En PL5, la pigmentación fue similar en los tratamientos 1 y 2 ($41,25 \pm 11,985$ y $40,75 \pm 8,746$, respectivamente), siendo menor en el tratamiento 3 Control ($35,63 \pm 6,739$). A partir de PL6, el tratamiento 2 presentó consistentemente los valores más altos, alcanzando $52,88 \pm 13,538$ en PL6, con $59,00 \pm 13,438$ en PL7, $68,75 \pm 13,275$ en PL8 y $69,25 \pm 11,560$ en PL9. Estos valores superaron significativamente a los del tratamiento 1 ($39,13 \pm 10,398$ en PL6; $60,88 \pm 17,016$ en PL9) y al tratamiento 3 control ($38,63 \pm 6,457$ en PL6; $58,13 \pm 11,594$ en PL9). El tratamiento 2 mostró menor variabilidad en estadios avanzados, reflejando consistencia en la pigmentación. El tratamiento 3 (Control), fue inferior en la mayoría de los estadios tal y como se observa en la tabla 13.

Se realizaron comparaciones de las medias del porcentaje de pigmentación utilizando una prueba ANOVA de una vía. Los resultados ($F= 1,445$ y $p= 0,258$) con relación a los tratamientos en PL9.

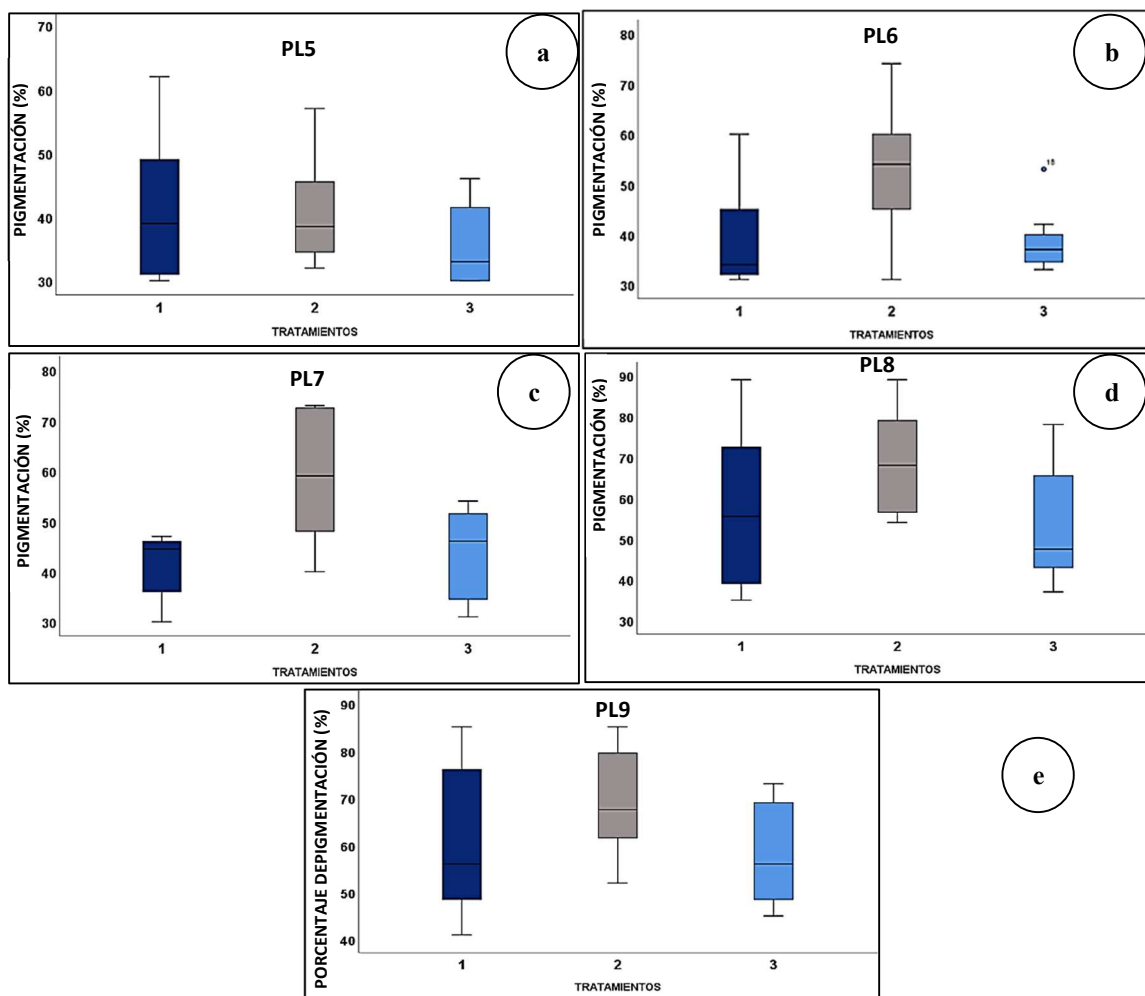


Gráfico 10. Pigmentación (%) de las larvas por estadios en relación con los tratamientos: a) PL5, b) PL6, c) PL7, d) PL8 y e) PL9

Tabla 13. Pigmentación (%) en los estadios de PL5 a PL9 en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.

PIGMENTACIÓN	TRATAMIENTO	Media+/-Desviación (%)	Límite inferior (%)	Límite superior (%)
PL 5	1	(41,25+/-11,98) ^a	31,23	51,27
	2	(40,75+/-8,74) ^a	33,44	48,06
	3 (CONTROL)	(35,63+/-6,73) ^a	29,99	41,26
PL6	1	(39,13+/-10,39) ^a	30,43	47,82
	2	(52,88+/-13,53) ^a	41,56	64,19
	3 (CONTROL)	(38,63+/-6,45) ^a	33,23	44,02
PL7	1	(41,25+/-7,12) ^a	35,29	47,21
	2	(59,00+/-13,43) ^a	47,77	70,23
	3 (CONTROL)	(43,63+/-9,45) ^a	35,72	51,53
PL8	1	(57,25+/-20,06) ^a	40,48	74,02
	2	(68,75+/-13,27) ^a	57,65	79,85
	3 (CONTROL)	(53,38+/-14,56) ^a	41,19	65,56
PL9	1	(60,88+/-17,01) ^a	46,65	75,10
	2	(69,25+/-11,56) ^a	59,59	78,91
	3 (CONTROL)	(58,13+/-11,59) ^a	48,43	67,82

8.2 Control de parámetros del cultivo de larvas

En las dos réplicas realizadas en los cultivos de cada base, los parámetros del agua de mar como temperatura, oxígeno, salinidad y pH, fueron estables debido al riguroso control que se llevó a cabo. El gráfico 11 (a) muestra que los valores de la temperatura y el oxígeno se encuentran dentro de los valores aceptables, para el desarrollo de las larvas de camarón. Se puede apreciar que la temperatura del agua al inicio de la siembra es de 32°C, una vez sembrado los nauplios en los tanques la temperatura empieza a ascender a 33°C al alcanzar el estadio Z1 en todos los tratamientos. Se observa que, en los últimos estadios, la temperatura desciende de 33 a 32,5 ° C, esto se debe a que los organismos están próximos a cosechar en el estadio PL10. El gráfico 11 (b), señala que los valores del oxígeno disuelto en el agua de los tanques de cultivo son óptimos para el desarrollo larvario del camarón. Al inicio del ciclo el oxígeno cambió en una concentración de 6,11 mg/L a 5,52 mg/ L en un rango de +/-0,59 mg/ L. Se observa que el estadio Z2 el rango muestra una variación de +/- 1,08 mg/L, siendo el tratamiento 1 y 2 con mayor cantidad de oxígeno disuelto. A medida que los estadios avanzan se puede apreciar que la concentración de oxígeno disuelto en el agua desciende sucesivamente.

Tabla 14. Promedio de la recolección de los datos de parámetros, temperatura y oxígeno por tratamientos.

ESTADIO	TEMPERATURA			OXIGENO		
	TRATAMIENTO 1 (°C)	TRATAMIENTO 2 (°C)	TRATAMIENTO 3 (°C)	TRATAMIENTO 1 (mg/L)	TRATAMIENTO 2 (mg/L)	TRATAMIENTO 3 (mg/L)
N5	32,05	32,07	32,12	5,51	6,12	5,52
Z1	33,03	33,02	32,99	5,48	5,50	5,49
Z2	33,13	33,13	33,11	6,52	6,58	5,50
Z3	32,99	32,99	32,99	5,36	5,35	5,37
M1	32,72	32,78	33,01	5,35	5,35	5,33
M2	33,16	33,13	33,15	5,21	5,21	5,23
M3	33,15	33,14	33,12	5,15	5,13	5,14
PL1	32,91	32,80	32,97	5,14	5,15	5,16
PL2	33,09	33,11	33,13	5,10	5,09	5,14
PL3	33,04	33,00	33,07	5,09	5,09	5,14
PL4	33,08	33,13	33,13	5,05	5,08	5,04
PL5	32,94	33,00	33,00	4,95	5,00	5,00
PL6	33,10	33,11	33,16	4,96	4,94	4,96
PL7	33,01	33,04	33,02	4,99	4,93	4,98
PL8	32,82	32,83	32,84	4,96	4,91	4,92
PL9	32,88	32,90	32,88	4,97	4,91	4,92
PL10	32,85	32,75	32,73	5,08	4,69	4,59

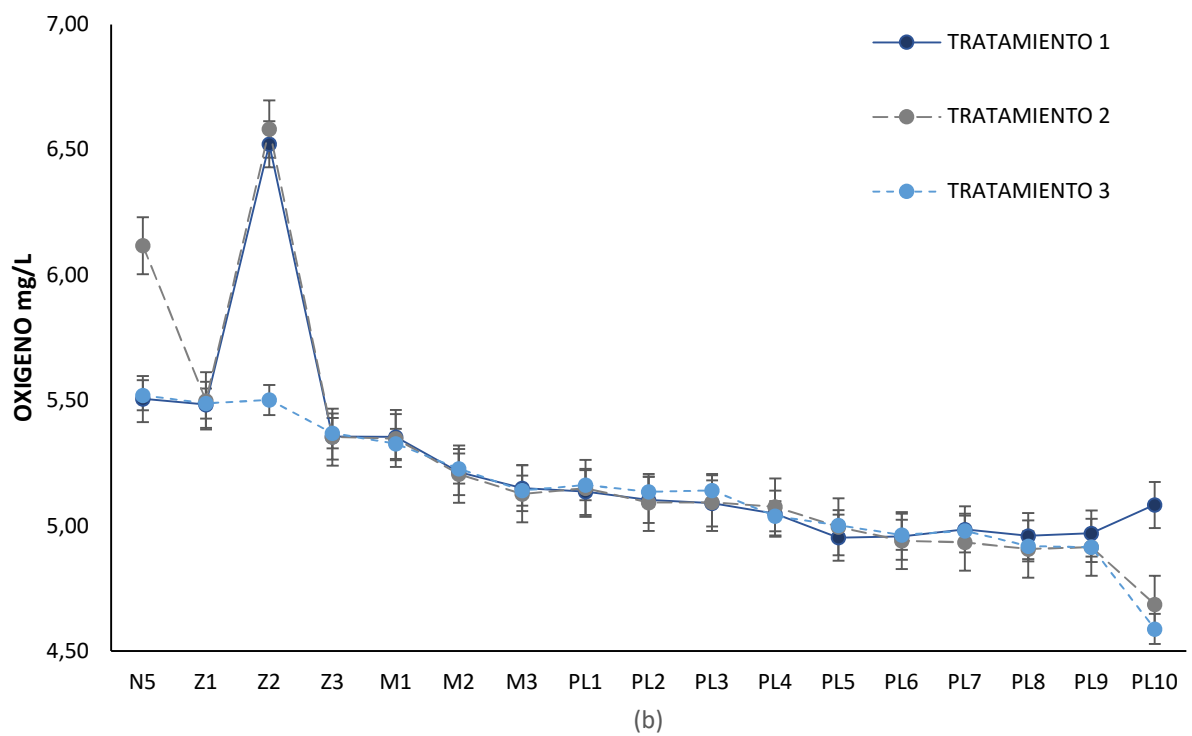
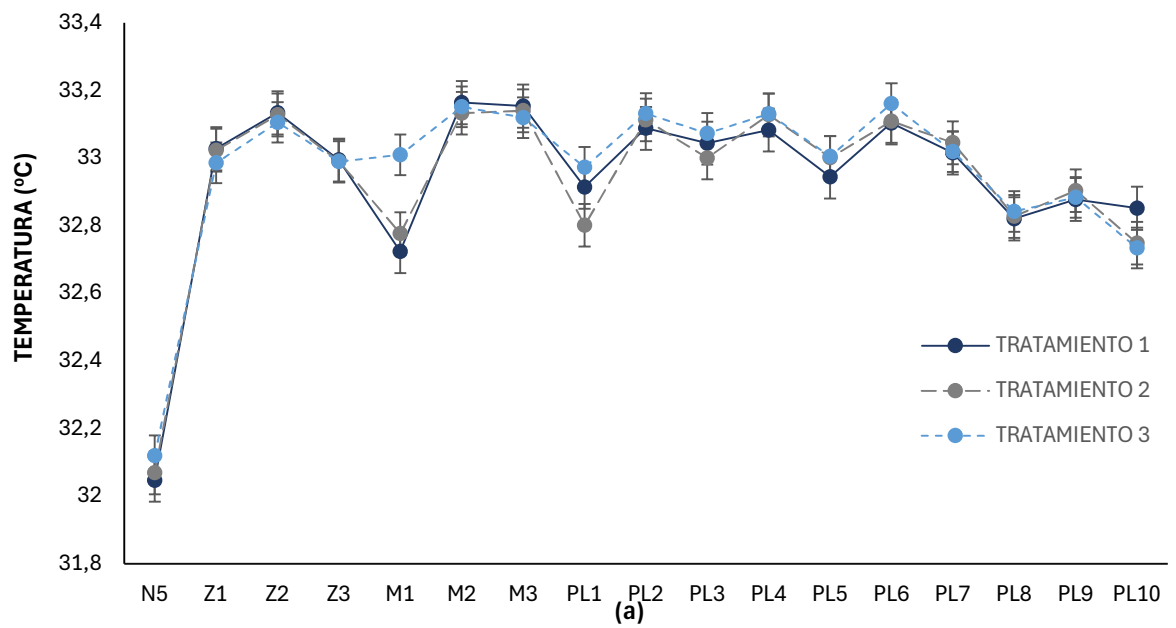


Gráfico 11: a) Temperatura (°C) y b) oxígeno (mg/L) en los sistemas de cultivos de los tanques en diferentes tratamientos

Por otra parte, el gráfico 12 (a) señala que la salinidad del primer día es de un promedio de 31.08 ‰. Desde el estadio Z1 se observó como la salinidad de los tanques bajan al pasar los estadios, manteniéndose en un rango considerable para el metabolismo de los organismos. Se observa que en los estadios mysis2, mysis3, PL1 y PL2 la salinidad cambia,

hasta llegar a la cosecha con 24 ‰. El gráfico 12 (b) indica que al inicio de la siembra el pH en cada tratamiento fueron los siguientes; el tratamiento 1 de 7,93, el tratamiento 2 de 7,9, y el tratamiento 3 de 7,95 en el estadio naupliar. A medida que las larvas se desarrollaban y cambiaban de estadio, el pH presentó variedad. El pH descendió hasta llegar a PL10, el rango que mostró en esta etapa fue de 7,75 en el tratamiento 1, de 7,76 en los tratamientos 1 y 2.

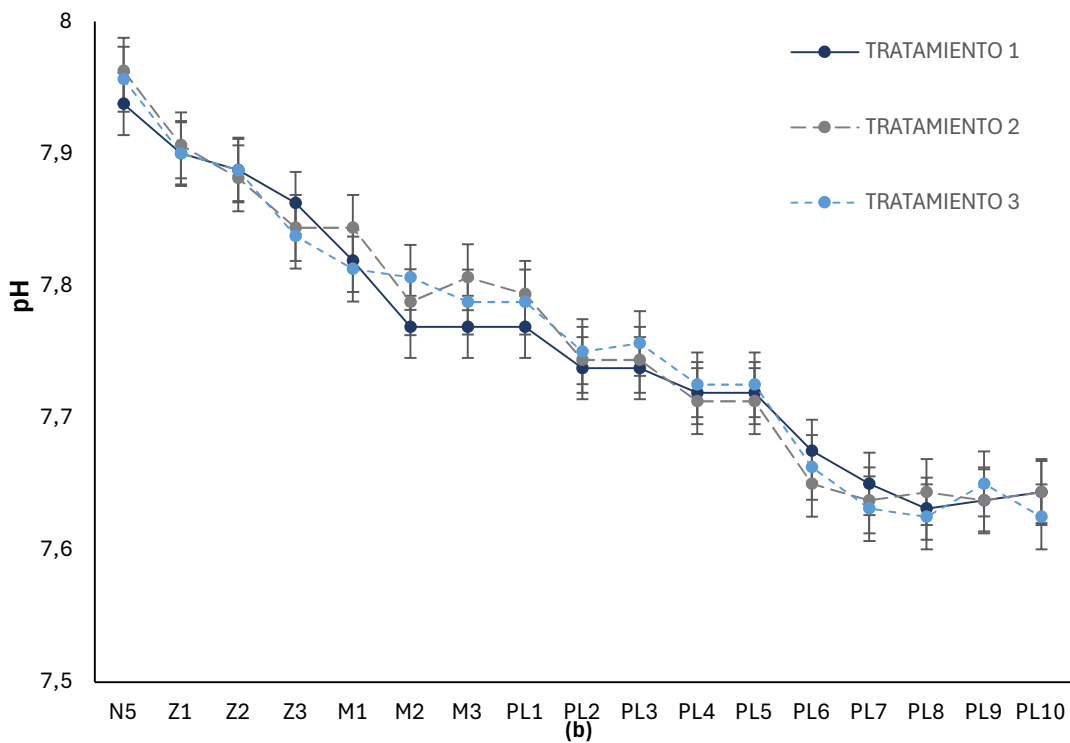
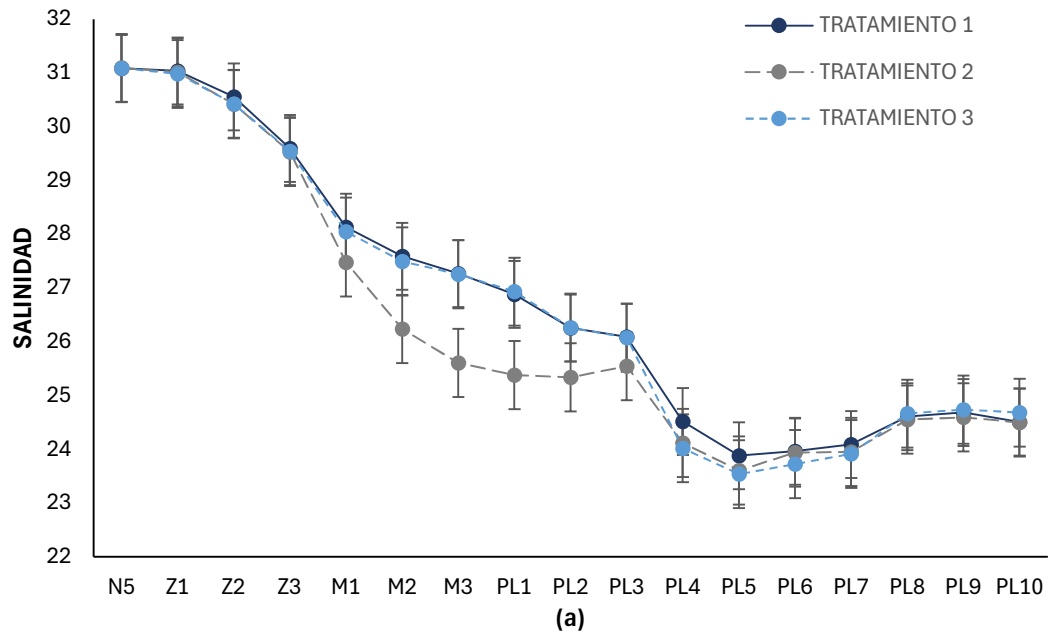


Gráfico 12: Salinidad (a) y pH (b) en el agua del cultivo larval de camarón en diferentes tratamientos nutricionales.

Tabla 15. Promedio de la recolección de datos de los parámetros de Salinidad (‰) y pH en relación con los tratamientos

ESTADIO	SALINIDAD			pH		
	TRATAMIENTO 1	TRATAMIENTO 2	TRATAMIENTO 3	TRATAMIENTO 1	TRATAMIENTO 2	TRATAMIENTO 3
N5	31,09	31,09	31,09	7,96	7,94	7,96
Z1	30,98	31,04	31,01	7,90	7,90	7,91
Z2	30,43	30,56	30,42	7,89	7,89	7,88
Z3	29,54	29,59	29,53	7,84	7,86	7,84
M1	28,05	28,09	27,48	7,81	7,82	7,84
M2	27,49	27,59	26,24	7,81	7,77	7,79
M3	27,26	27,27	25,61	7,79	7,77	7,81
PL1	26,93	26,88	25,38	7,79	7,77	7,79
PL2	26,26	26,26	25,34	7,75	7,74	7,74
PL3	26,08	26,09	25,54	7,76	7,74	7,74
PL4	24,02	24,52	24,12	7,73	7,72	7,71
PL5	23,54	23,88	23,61	7,73	7,72	7,71
PL6	23,73	23,96	23,94	7,66	7,68	7,65
PL7	23,91	24,09	23,95	7,63	7,65	7,64
PL8	24,66	24,61	24,55	7,63	7,63	7,64
PL9	24,74	24,68	24,59	7,65	7,64	7,64
PL10	24,68	24,51	24,50	7,63	7,64	7,64

8.3 Tasa de Supervivencia (%)

Los valores de la supervivencia fueron tomados con la cantidad de la población inicial y la población final de la cosecha de las larvas de camarón. La tabla 14 presenta los valores de la tasa de supervivencia en relación con los tratamientos alimenticios implementados. El análisis estadístico ANOVA evaluó la variable de supervivencia en las larvas de camarón en estadio PL10. En los tratamientos se obtuvo un intervalo de confianza del 95% para la media, demostrando que los resultados fueron homogéneos.

Tabla 16: Tasa de supervivencia específica en tres regímenes de tratamientos alimenticios experimentales, indicando los valores en porcentajes de las medias con relación a la desviación estándar y $\alpha = 0,05$, por Anova.

Supervivencia	# de muestras	Media+/-Desviación	Mínimo	Máximo
Tratamiento 1	8	(63,71 +/- 5,76) ^a	55,50	74,02
Tratamiento 2	8	(65,58 +/- 9,62) ^a	53,27	79,72
Tratamiento 3 (Control)	8	(63,98 +/- 7,82) ^a	52,30	75,52

El gráfico 13, presentó los resultados de la supervivencia de postlarvas con los tratamientos implementado. Se realizaron comparaciones de las medias de la Supervivencia entre los diferentes tratamientos utilizando una prueba ANOVA de una vía. Los resultados ($F= 0,1309$ y $p= 0,8780$) indican que no se rechaza la hipótesis nula, lo que significa que no existen diferencias estadísticamente significativas entre los grupos de tratamiento. El estudio reveló que, al comparar los valores de supervivencia, estos se encuentran muy cercanos entre si, teniendo el mismo rango de variación en la media.

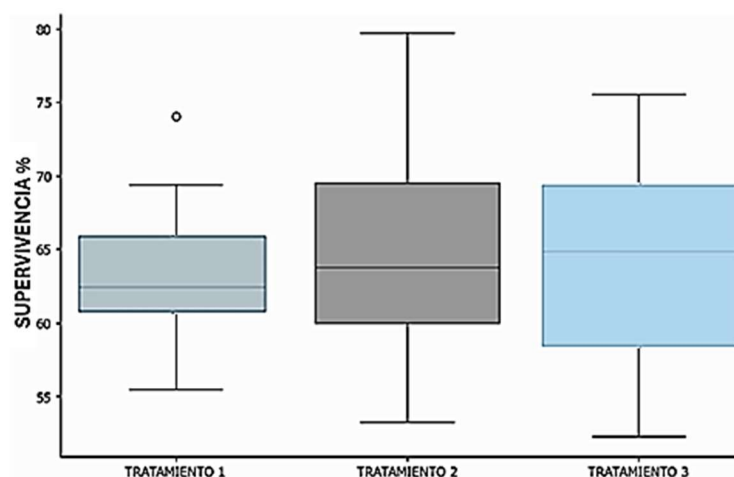


Gráfico 13. Supervivencia (%) de las larvas de camarón en diferentes tratamientos nutricionales.

Tabla 17. Porcentaje de la tasa de supervivencia en relación a los tres regímenes alimenticios en la base 1

Tratamiento	Base	Ton de tanques	Densidad Ind/L sembrados	Cantidad sembrada	Cantidad Cosechada	Tasa de supervivencia (%)
Tratamiento 1	1	45	220	9,900,000.00	6,285,000.00	63.48
Tratamiento 2	1	45	220	9,900,000.00	5,979,000.00	60.40
Tratamiento 3 (Control)	1	45	220	9,900,000.00	5,752,000.00	58.10

Tabla 18. Porcentaje de la tasa de supervivencia en relación a los tres regímenes alimenticios en la base 2

Tratamiento	Base	Ton de tanques	Densidad Ind/L sembrados	Cantidad sembrada	Cantidad Cosechada	Tasa de supervivencia (%)
Tratamiento 1	2	40	180	7,200,000.00	4,604,000.00	63.94
Tratamiento 2	2	40	180	7,200,000.00	5,095,000.00	70.76
Tratamiento 3 (Control)	2	40	180	7,200,000.00	5,030,000.00	69.86

8.4 Datos de Costo de producción

La tabla 17 detalla generalmente los valores de los costos de producción, que se utilizaron en los tanques tratados durante el estudio. La tabla 18, presenta los costos de producción en relación con los tratamientos de alimentación y las cantidades por gramo/ millón de organismos.

Tabla 19. Datos de costo de producción de los tanques durante la investigación.

Categoría Principal	Subcategoría	Descripción	Unidad	Cantidad	Costo Unitario (USD)	Costo (USD)
Materia Prima	Nauplios	Compra de Nauplios en estadio NV	Millar	205,200	\$ 0.25	\$ 51,300.00
Alimentos	Microalgas	Compra de Thalassiosira weissflogii	Ton	204	\$ 15.00	\$ 3,060.00
Alimentos	Artemia	Compra de artemia decapsulada	Kg	735	\$ 33.00	\$ 24,255.00
Alimentos	Balanceados larvarios	10-110 micras - Microencapsulado	Kg	21	\$ 34.00	\$ 697.68
Alimentos	Balanceados larvarios	100-250 micras - Microencapsulado	Kg	41	\$ 32.00	\$ 1,313.28
Alimentos	Balanceados larvarios	250-400 micras - Microencapsulado	Kg	359	\$ 21.00	\$ 7,541.10
Alimentos	Balanceados larvarios	350-550 micras - Microencapsulado	Kg	534	\$ 12.00	\$ 6,402.24
Alimentos	Balanceados larvarios	50 micras - Microextruido	Kg	21	\$ 35.00	\$ 718.20
Alimentos	Balanceados larvarios	125 micras - Microextruido	Kg	41	\$ 20.00	\$ 820.80
Alimentos	Balanceados larvarios	400 micras - Microextruido	Kg	359	\$ 8.00	\$ 2,872.80
Alimentos	Balanceados larvarios	600-850 micras - Microextruido	Kg	534	\$ 8.00	\$ 4,268.16
Insumos de Producción	Probióticos	Bacteria para prevencion de salud	Kg	39	\$ 59.00	\$ 2,286.84
Insumos de Producción	Bioremediador	Bacterias benéficas para agua	Kg	39	\$ 22.00	\$ 858.00
Insumos de Producción	Suplementos nutricionales	Vitaminas C	Kg	40	\$ 6.50	\$ 260.00
Insumos de Producción	Aditivos para agua	Compensador Ionico	Kg	60	\$ 4.70	\$ 282.00
Mano de Obra	Personal eventual	Pago a jornaleros por cosecha	Un	2	\$ 460.00	\$ 920.00
Total						\$ 107,856.10

Tabla 20. Costo de producción en relación con los tratamientos de alimentación.

Balanceado	Micraje de alimento	g/millon	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3	Total de g/millon	Cantidad	Costo Unitario (USD)	Costo (USD)
ENCAPSULADOS	10-110	200	13,680		6,840	20,520	20.52	\$ 34.00	\$ 697.68
	100-250	400	27,360		13,680	41,040	41.04	\$ 32.00	\$ 1,313.28
	250-400	3,500	239,400		119,700	359,100	359.10	\$ 21.00	\$ 7,541.10
	350-550	5,200	355,680		177,840	533,520	533.52	\$ 12.00	\$ 6,402.24
EXTRUIDOS	50	200		13,680	6,840	20,520	20.52	\$ 35.00	\$ 718.20
	125	400		27,360	13,680	41,040	41.04	\$ 20.00	\$ 820.80
	400	3,500		239,400	119,700	359,100	359.10	\$ 8.00	\$ 2,872.80
	600-850	5,200		355,680	177,840	533,520	533.52	\$ 8.00	\$ 4,268.16
Total		18,600				1,908,360	1908.36	\$ 170.00	\$24,634.26

8.5 DISCUSIÓN

La manufactura acuícola de los alimentos balanceados ha contribuido con la sostenibilidad de la producción camaronera, en aspecto como la mejora en la eficiencia alimentaria, reducción de la contaminación del agua, y en la mejora de la salud de los camarones.

Una técnica fundamental para mejorar la estabilidad y eficacia de los simbióticos es la microencapsulación, como se observa en los estudios de (Bodnár, Weinbreck, & Marco, 2010; Rathore, Desai, Liew, Chan, & Heng, 2013). Rathore, y otros (2013) explican que la microencapsulación se basa en un proceso fisicoquímico que envuelve el material activo en partículas muy pequeñas recubiertas por una barrera física. Esta barrera protege a los probióticos y prebióticos de las condiciones ambientales dañinas, como el oxígeno, la humedad o las altas temperaturas, las cuales podrían reducir su eficacia antes de que lleguen al tracto digestivo de los organismos acuícolas (Dwi, Munti, & Widanarni, 2016).

La microencapsulación es crear un microambiente que permita a las bacterias probióticas mantenerse viables hasta su liberación en sitios específicos del tracto digestivo. Este proceso permite que los probióticos superen las condiciones adversas del estómago, como su acidez, y lleguen intactos al intestino, donde pueden ejercer sus efectos beneficiosos (Bodnár, Weinbreck, & Marco, 2010). En este sentido, la microencapsulación no solo garantiza la estabilidad de los probióticos, sino también la eficacia de la liberación controlada de los mismos en el lugar adecuado del sistema digestivo (Anal & Singh, 2007; Ying, y otros, 2013; Dwi, Munti, & Widanarni, 2016).

El proceso de la microextrusión comprende dos etapas, la primera es convertir los productos de la materia prima en pasta a través de un extrusor por lo general en los alimentos acuícolas son extrusor de tornillo simple o doble es decir una matriz en la cual la mezcla de productos toma forma de pasta finas en el caso de la microextrusión, la segunda etapa se pasa a través de un marumerizador equipo de placas giratorias con surcos de diferentes profundidades, las más profundas para masa fuerte y las superficiales para masas suaves (Barrows, Zitzow, & Kindschi, 1993). El proceso de marumerización da forma esférica a las partículas y las densifica en la superficie, mejorando su consistencia y uniformidad. Gracias a la extrusión, el tamaño de las partículas es más uniforme, lo que reduce la necesidad de tamizado (Hardy & Barrows, 2022).

La extrusión cocida es una técnica en la elaboración de alimentos acuícolas que ha ganado popularidad, las altas temperaturas y presiones en una cámara presurizada, característica principal es que son porosos, lo que permite absorber aceites y ajustarse a la flotabilidad, según las necesidades específicas del cultivo. Aunque producir estos pellets puede ser un poco más costoso que los pellets comprimidos tradicionales, sus ventajas son significativas. Por ejemplo, son fáciles de usar en alimentadores automáticos y tienen una excelente capacidad para absorber nutrientes, lo que a menudo justifica el costo adicional en muchas aplicaciones acuícolas (Hardy & Barrows, 2022).

Un estudio realizado por Hernández, (2010) indica que, durante todo el experimento, se evaluaron dos tratamientos con alimentos comerciales, Aquaxel y Zeigler ambos con un 30% de proteína, demostrando resultados de parámetros físicos-químicos como el OD de 2,2 y 3,1 mg/L, la temperatura entre 26,5 y 28,9 °C, salinidad entre 28,3 y 28,5 ppm. El pH se mantuvo entre 7,9 y 7,4. En términos de sobrevivencia, el tratamiento con Aquaxel obtuvo un 52,13%, mientras que el de Zeigler alcanzó un 58,78%. el peso promedio final de los camarones fue de 1,79 g para Aquaxel y 1,80 g para Zeigler (Hernández, 2010). A diferencia de los obtenidos en el presente estudio en el que se establece parámetros físicos químicos diferentes que repercutieron en la obtención de una supervivencia superior al 63%.

Otro estudio evaluó el efecto de dos tipos de alimento microencapsulado comercial (Zeigler y Frippak) sobre el desarrollo larvario del camarón, se tomaron los parámetros de crecimiento, índice de desarrollo y sobrevivencia. Las variables ambientales temperatura, salinidad, concentración de oxígeno disuelto y pH no presentaron cambios bruscos que pudieran haber afectado el desarrollo larvario, observándose que el alimento microencapsulado obtuvo un alto porcentaje de sobrevivencia, del 78%. El estudio con dos tipos de alimentos microencapsulados mostró condiciones fisicoquímicas estables, con variaciones menores en pH y salinidad. (Araos, López, Sarabia, & Ramírez, 2000). En comparación con los resultados del presente estudio que demostró una diferencia de supervivencia menor del balanceado microencapsulado.

En los trabajos anteriores nos indican que el suministro de las dietas adecuadas para el cultivo de la postlarva de *Liptopenaeus vannamei*, es muy importante para garantizar la supervivencia y el crecimiento en los cultivos intensivos. En esta discusión se comparan los alimentos microextruidos y microencapsulados, analizando aspectos como crecimiento y supervivencia, lixiviación, calidad de agua.

Eficiencia en la digestión y absorción de nutrientes. Los alimentos microextruidos son más digeribles por el proceso de cocción térmica, generando la gelatinización en los almidones y la disponibilidad de proteínas. Aunque presentan mayor tasa de lixiviación en el que se pierden los nutrientes esenciales para la postlarva.

9. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

9.1 CONCLUSIONES

Las larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, que se alimentaron con los diferentes tratamientos, mantuvieron un buen desarrollo. El método gravimétrico en el conteo de la PL5 hasta PL9 señaló que, mientras menor sea la cantidad de larvas encontradas en un gramo, mayor será su crecimiento. Los resultados demostraron que el crecimiento fue semejante en los tratamientos, por lo tanto, no existió diferencia significativa.

De los resultados obtenidos podemos determinar que los 3 tratamientos tuvieron un crecimiento homogéneo de las larvas, lo que se observa en el bajo pl/gr según avanza el estadio de la post larva, En el tratamiento 1 se observó que favorece el crecimiento individual en peso y talla, mientras que el tratamiento 2 favorece en la uniformidad

En la uniformidad presentaron niveles de uniformidad aceptables mayor al 75% con el microextruido alcanzando los niveles más altos

El tratamiento 3 (control) se observó mayor densidad de población por gr, lo que se relaciona con menor crecimiento. Los parámetros físicoquímicos resultaron con rangos óptimos para el cultivo, la inestabilidad de parámetros como temperatura oxígeno salinidad pH, amonio son perjudiciales para la postlarva. La homogeneidad observada refleja que los tres tratamientos son adecuados para el desarrollo de las post larvas en condiciones controladas, se debe considerar la eficiencia del factor de conversión para cada tratamiento en términos de costos.

Los parámetros físicos y químicos resultaron en el rango óptimo para el desarrollo larvario. La inestabilidad de parámetros como la temperatura, salinidad y pH puede tener efectos perjudiciales en los organismos. Una temperatura baja ralentiza el crecimiento y aumenta la susceptibilidad a enfermedades, mientras que una temperatura alta puede causar estrés térmico y reducir el oxígeno disuelto, aumentando la mortalidad. La baja salinidad provoca estrés osmótico, y la alta salinidad puede llevar a deshidratación y mortalidad. Un pH inadecuado puede aumentar la toxicidad de metales o afectar la solubilidad de nutrientes, provocando estrés en las postlarvas.

El análisis de la ANOVA realizados para la supervivencia de la post larva *Litopenaeus vannamei* en PL10 en los tres tratamientos alimenticios, siendo sus tasas

promedio tratamiento 1= 63,9%, tratamiento 2=63,6%, y tratamiento 3= 65,5%, Lo que nos sugiere que los tres tratamientos alimenticios son efectivos para la supervivencia

El tratamiento 1 mantuvo un porcentaje de supervivencia mas reducido sugiriendo mayor homogeneidad en la respuesta larval, el tratamiento 2 alcanzó los valores máximos individuales aun con datos un poco más dispersos, la dieta 3 supero ligeramente al tratamiento 1 con un rango moderado eso implica un desempeño intermedio a comparación de los otros tratamientos. demostraron que no existen diferencias significativas

9.2 RECOMENDACIONES

- Se requiere analizar los factores como temperatura, oxígeno, pH y amonio, así como los alimentos que ingresan al medio de cultivo e interactúan durante el ciclo, para optimizar las condiciones ambientales y garantizar una alimentación eficiente y mantener la calidad del agua mejorando así la supervivencia de las postlarvas de camarón.
- Ejecutar un estudio más detallado sobre los beneficios de los alimentos microextruidos y microencapsulados en cultivos de postlarvas, considerando el control de lixiviación y la digestibilidad, haciendo que los nutrientes sean bioaccesibles durante el desarrollo larvario.
- Extender el experimento a fases juveniles, con el fin de confirmar si los efectos observados en la etapa postlarval se mantienen en etapas posteriores del ciclo productivo.
- Se debe analizar el uso de tecnología innovadora en comparación con los métodos tradicionales que se centren en la sostenibilidad del medio ambiente, y evaluar sus costos.

10.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

- Aguirre, D., Maridueña , M., Ching, C., & Pérez , O. (2019). Métodos de producción en el cultivo intensivo de camarón blanco (*litopenaeus vannamei*) en baja salinidad, una opción para familias emprendedoras. *Revista científica Ciencia y Tecnología*, 19(23), 35-40. Obtenido de <https://cienciaytecnologia.uteg.edu.ec/revista/index.php/cienciaytecnologia/article/view/256/384>
- Alonso, L., & Hernández, A. (2016). Crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* cultivado en dos densidades de siembra en estanques de concreto con aeración. Obtenido de <https://repositorio.cnu.edu.ni/Record/RepoUNANL4308>
- Álvarez, A., Nalasco, H., Mejía, H., & Civera, R. (8 de Septiembre de 2019). La digestibilidad del dsRNA-ORF89 específico contra el virus de la mancha blanca en el camarón y su importancia en acuicultura. *PECTI*(170). Obtenido de <https://pcti.mx/wp-content/uploads/2020/10/pcti-170-digestion-de-acidos-nucleicos-camaron.pdf>
- Anal, A., & Singh, H. (May de 2007). Recent advances in microencapsulation of probiotics for industrial applications and targeted delivery. *Tren in food Science &*, 18(5), 240-251.
- AQUACULTURA. (junio de 2024). Desafíos del camarón Ecuatoriano en sus principales mercados. Obtenido de https://issuu.com/revista-cna/docs/edicion_159
- Arancibia, E., & Cáceres, D. (2018). Comparación del ritmo de crecimiento del *Litopenaeus vannamei* y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos, de los estanques 1 y 2 de la granja camaronera Playa Hermosa, en el periodo comprendido de Abril a Junio del 2017. *ResearchGate*. Obtenido de [363126709_Comparacion_del_ritmo_de_crecimiento_del_Litopenaeus_vannamei_](https://www.researchgate.net/publication/363126709_Comparacion_del_ritmo_de_crecimiento_del_Litopenaeus_vannamei)

y las fluctuaciones de los parámetros físicos, químicos y biológicos de los estanques 1 y 2 de la granja camaronera Playa Hermosa en el per

Araos, J., López, N., Sarabia, D., & Ramírez, H. (2000). Alimentación de larvas de camarón rosado del Golfo de México *Farfantepenaeus duorarum* con dos tipos de microencapsulados. *CIENCIA PESQUERA*(14). Obtenido de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/542240/CP14-06_Alimentaci_n_de_larvas_de_camar_n_rosado_Farfantepenaeus_duorarum_con_dos_tipos_de_microencapsulados.pdf

Banchón, J. (2022). *La Evolución de las Exportaciones de Camarón Hacia el Mercado de China en el Período 2017-2021*. Universidad Tecnológica Empresarial de Guayaquil, Guayaquil – Ecuador. Obtenido de <http://biblioteca.uteg.edu.ec:8080/bitstream/handle/123456789/1735/La%20Evoluciónc3%b3n%20de%20las%20Exportaciones%20de%20Camar%c3%b3n%20Hacia%20el%20Mercado%20de%20China.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Barahona, D. (2017). *LABORATORIOS REGISTRADAS Y APROBADAS*. INSTITUTO NACIONAL DE PESCA - I.N.P. Obtenido de <https://www.institutopesca.gob.ec/wp-content/uploads/2014/05/Laboratorios-de-Larvas.pdf>

Barrows, F., Zitzow, R., & Kindschi, G. (1993). Effects of surface water spray, diet, and phase feeding on swim bladder inflation, survival, and cost of production of intensively reared larval walleyes. *Progressive FishCulturist*, 55(4), 224–228.

Bello, R. (2014). *Efecto de la aclimatación prolongada sobre el crecimiento de post-larvas de laboratorio de *Litopenaeus Vannamei*, a salinidad baja (5‰S)*. UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA UNAN-León, Departamento de

Biología, León, Nicaragua. Obtenido de
<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3434/1/225662.pdf>

Bodnár, I., Weinbreck, F., & Marco, M. (1 de January de 2010). Can encapsulation lengthen the shelf-life of probiotic bacteria in dry products? *International Journal of Food Microbiology*, 364-367.

Bostock, J., McAndrew, B., Richards, R., Jauncey, K., Telfer, T., Lorenzen, K., . . . Corner, R. (2010). Aquaculture: global status and trends. *PHILOSOPHICAL TRANSACTIONS OF THE ROYAL SOCIETY*, 2897–2912.

Cano, M., Stringheta, P., Mota, R., & José, C. (Diciembre de 2005). Effect of the carriers on the microstructure of mango powder obtained by spray drying and its functional characterization. *ScienceDirect*, 6(4), 420-428.

Cardona, D., Patiño, L., & Ormaza, A. (enero de 2021). Aspectos tecnológicos de la microencapsulación de compuestos bioactivos en alimentos mediante secado por aspersión. *SciELO*, 22(1).

Carvajal, J., & Bolaños, M. (2015). *Efecto de dos tipos de dietas: comercial y experimental sobre el crecimiento de camarones *litopenaeus vannamei* en etapa de postlarvas*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León.

Castille, F., Samocha, T., Lawrence, A., He, H., Frelier, P., & Jaenike, F. (june de 1993). Variability in growth and survival of early postlarval shrimp (*Penaeus vannamei* Boone 1931). *Aquaculture*, 113(1-2), 65-81.

Castillo, M. A., Martínez, P. M., & Villacís, S. N. (2007). *“PROPUESTA DE DESARROLLO TURÍSTICO Y RECREACION EN LA PLAYA DE MAR BRAVO”*. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar, Guayaquil - Ecuador. Obtenido de <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/24166/1/D-92804.pdf>

- Chiliquinga, D., Valarezo, G., & Castillo, H. (9 de agosto de 2024). Cultivation of *Penaeus vannamei* shrimp larvae at the Muey Educational Unit, Santa Elena. *LATAM Revista Latinoamericana De Ciencias Sociales Y Humanidades*, , *V*(4), p 3184. Obtenido de <https://latam.redilat.org/index.php/lt/article/view/2490>
- Cobo, R., & Pérez, L. (Enero-junio de 2018). Aspectos generales del cultivo y la genética del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). *Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras*, *35*(1), pp. 18-23.
- Cruz, E., Ruiz, P., Cota, E., Nieto, M., Guajardo, C., Villarreal, D., & Ricque, D. (2006). *Revisión sobre Algunas Características Físicas y Control de Calidad de Alimentos Comerciales para Camarón en México*. Universidad Autónoma de Nuevo León. Nuevo León, México: ISBN 970-694-333-5. Obtenido de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/175>
- Dhakal, S., & He, J. (noviembre de 2020). Microencapsulation of vitamins in food applications to prevent losses in processing and storage: A review. *ScienceDirect*, *137*. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0963996920303513?via%3Dihub>
- Dwi, F., Munti, Y., & Widanarni. (2016). Dietary Synbiotic Microcapsule Influence the Immune Responses, Growth Performance and Microbial Populations to White Spot Syndrome Virus in Pacific White Shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Journal of Fisheries and Aquatic Science*, *11*(1), 28-42.
- Eco Business Fund. (junio de 2021). Guía para laboratorio y cultivo de camarón. *Eco Business Fund Development Facility*. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/642857167/Guia-para-laboratorio-y-cultivo-de-camaron-con-resumen-pdf>

- FAO. (2009). *Penaeus vannamei*. In *Cultured aquatic species fact sheets*. Text by Briggs, M. Edited and compiled by Valerio Crespi and Michael New. CD-ROM (multilingual).
Obtenido de https://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/aquaculture/CulturedSpecies/file/es/es_whitelegshrimp.htm#:~:text=El%20camar%C3%B3n%20blanco%20es%20nativo,encuentra%20en%20h%C3%A1bitats%20marinos%20tropicales.
- FAO. (2020). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020*. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations. Obtenido de <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/170b89c1-7946-4f4d-914a-fc56e54769de/content>
- Fischer, W., Krupp, F., Schneider, W., Sommer, C., Carpenter, K., & Niem, V. (1995). *GUIA FAO PARA LA IDENTIFICACION DE ESPECIES PARA LOS FINES DE LA PESCA* (Vol. 1). Roma: Departamento de Pesca de la FAO. Obtenido de <https://decapoda.nhm.org/pdfs/38962/38962.pdf>
- García, A. A. (2020). Impacto Ambiental del alimento en la acuicultura del camarón. *Acuicultura Sostenible*, 15, 45-58.
- García, S., Juárez, A., Olivier, B., Rivas, M., & Zeferin, J. (2018). VARIABLES FISICOQUÍMICAS AMBIENTALES QUE INCIDEN EN EL CULTIVO DE CAMARÓN *Litopenaeus vannamei*, EN COYUCA DE BENÍTEZ, GUERRERO, MÉXICO. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 5(2). Obtenido de <https://revistaremaeitvo.mx/index.php/remae/article/view/169/151>
- García, T. (2019). Nutrición de Larvas de Camarón. *Avances En Nutrición Acuicola*. Obtenido de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/288>
- Garibay, E., Martínez, M., Calderón, K., Gollas, T., Martínez, L., Vargas, F., & Arvayo, M. (3 de agosto de 2020). La microbiota del tracto digestivo de camarones peneidos: una

perspectiva histórica y estado del arte. *Scielo-Biotecnia*, 22(1). Obtenido de https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-14562020000100005

Garnica, F. (2016). *"Rediseño del Sistema Térmico Para la Producción de Nauplios de Camarón"*. GUAYAQUIL - ECUADOR .

Garzón, J., Diaz, L., & Bohórquez, E. (2023). REVISIÓN: SOBRE LA APLICACIÓN DE LA MICROENCAPSULACIÓN EN LA INDUSTRIA ALIMENTARIA. *Ciencia y Tecnología*, 60(31). Obtenido de <https://alimentos hoy.acta.org.co/index.php/hoy/article/view/652>

González, G. (2022). *ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE LARVAS DE CAMARÓN (Litopenaeus vanammei) EN EL LABORATORIO LARVALABSO, MAR BRAVO – ECUADOR*. UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA , FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR - CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA , La Libertad – Ecuador . Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8075/1/UPSE-TBM-2022-0008.pdf>

Goytortua, E., Andrade, K., Cadena, M., & Civera, R. (2023). *MANUAL PARA LA IDENTIFICACIÓN DE ESTADIOS LARVALES DEL CAMARÓN BLANCO DEL PACÍFICO Litopenaeus vannamei*. Laboratorio de Nutrición Acuícola, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C, Departamento de Ingeniería en Pesquerías, Universidad Autónoma de Baja California Sur. México: ISBN: 978-607-7634-34-8.

Granados, C., Torrenegra, M., Leon, G., Arrieta, Y., Jimenez, J., & Carriazo, L. (2019). Deshidratación osmótica método alternativo de conservación de alimentos. *LIMENTECH*, 17(2), 101. Obtenido de <https://ojs.unipamplona.edu.co/index.php/alimen/article/view/323>

- Hardy, R., & Barrows, F. (2022). Diet Formulation and Manufacture. *Fish Nutrition*.
- Hasan, M., & Halwart, M. (2009). *FAO FISHERIES AND AQUACULTURE TECHNICAL PAPER*. ROMA.
- Hernández, C. (2010). *Efecto de dos dietas comerciales de alimento (Zeigler, Aquaxel), sobre el crecimiento de camarones Litopenaeus vannamei en la etapa de postlarvas (PL12 a PL45) en condiciones experimentales (20 de Septiembre al 29 de Octubre del 2010)*. Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua UNAN-León , Departamento de Biología . Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/1510/1/218666.pdf>
- ISSUU. (s. f). *Los 3 secretos del alimento extruido para Camarón*. Obtenido de https://issuu.com/industriaacuicola/docs/revista_industria_17.3_we_/s/12395899
- Juárez, M. A. (2008). Current Status of Shrimp Aquaculture in Mexico. *Panorama Acuicola Magazine*, 13(2), 48-52 pp.
- Lee, D., & Wickins, J. (1992). *Crustacean Farming*. Great Britain: Oxford.
- Lema, J. (2023). *RELACIÓN ENTRE CALIDAD DE AGUA Y AMONIO TÓXICO EN UN PERÍODO DE PRODUCCIÓN DEL CULTIVO DE CAMARÓN LITOPENAEUS VANNAMEI EN SANTA ELENA SANTA ELENA*. UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA, FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR , LA LIBERTAD – ECUADOR . Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10101/1/UPSE-TBI-2023-0057.pdf>
- Machado, R. (2006). *Assessment of genetic variability in two lots of white shrimp, Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) introduced to Cuba*. College of Fishery Science University of Tromsø, Norway, Department of Aquatic Biosciences. Cuba: AquaDocs.

- Marcillo, F. (2014). *Metodología de Cultivo Comercial de Camarón en Ecuador Especies: Panaeus (Litopenaeus) vannamei P. stylirostris*. Obtenido de <https://slideplayer.es/slide/1641546/>
- Martínez, E. (19 de febrero de 2014). ACUERDO POR EL QUE SE DA A CONOCER EL PLAN DE MANEJO PESQUERO DE CAMARN CAF. *México*. Obtenido de https://www.dof.gob.mx/nota_detalle_popup.php?codigo=5336631
- Microencapsulation: industrial appraisal of existing technologies and trends. (2023). *Ciencia y Tecnología*, 31(7-8). Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0924224403002723>
- Molina, C., & Morales, M. (octubre de 2004). Uso de una mezcla de granos fermentados a base de cebada y gluten de trigo como fuente alternativa de proteína en dietas prácticas para *Litopenaeus vannamei* (Boone. *Researchgate*, 35(12). Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/41020159_Use_of_a_mixture_of_barley-based_fermented_grains_and_wheat_gluten_as_an_alternative_protein_source_in_practical_diets_for_Litopenaeus_vannamei_Boone
- Molina, C., & Villarrea, H. (2008). *Estrategias de Alimentación en la Etapa de Engorda del* Editores: Cesar Molina-Poveda Humberto Villarreal-Colmenares *Camarón* (Vol. xiv). La Paz, B.C.S, México: CIBNOR, S.A. , CYTED y PRONACA. Obtenido de <https://www.cibnor.gob.mx/images/stories/biohelis/pdfs/Estrategias-de-alimentacion-en-la-etapa-de-engorda-del-camaron.pdf>
- Molina, C., San Andres, C. C., & Espinoza, M. (2021). *Los alimentos micro-extruidos, micro-peletizados o granulados marcan la diferencia en la alimentación inicial de los camarones*. Skretting Ecuador Servicio Técnico, Investigación y Desarrollo. Obtenido de [Panoramaacuicola.com](https://panoramaacuicola.com): <https://panoramaacuicola.com/2021/11/05/los->

alimentos-micro-extruidos-micro-peletizados-o-granulados-marcan-la-diferencia-en-la-alimentacion-inicial-de-los-camarones/

Molina, T. (2021). *UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL*, Cuautitlán Izcalli, Estado de México. Obtenido de <https://ru.dgb.unam.mx/bitstream/20.500.14330/TES01000820179/3/0820179.pdf>

Moraga, P., Ávila, R., & Vilaxa, A. (2015). Salinidad y temperatura óptimas para reproducción ovípara y desarrollo de *Artemia franciscana*. *Scielo*, 85-92. Obtenido de <https://scielo.conicyt.cl/pdf/idesia/v33n1/art09.pdf#:~:text=Con%20el%20objetivo%20de%20establecer%20las%20variables%20de,%28ANOVA%29%20para%20establecer%20diferencias%20significativas%20entre%20los%20tratamientos.>

Muñoz, M. (2022). *ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE LARVAS DE CAMARÓN (Litopenaeus vanammei) EN EL LABORATORIO LARVALABSO, MAR BRAVO – ECUADOR. UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA, FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR, La Libertad – Ecuador*. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8075/1/UPSE-TBM-2022-0008.pdf>

Navarro, N. (2016). *Slideplayer.es*. Obtenido de Cultivo de Camarones: <https://slideplayer.es/slide/10785575/>

Nrc. (2011). Nutrient requirements of fish and shrimp. *National Research Council*.

Ochoa, P., & Mina, L. (13 de Octubre de 2023). Análisis breve sobre el impacto del precio del camarón en exportaciones del. *South Florida Journal of Development*, 4(7), p. 2800-2812.

Ozkan, G., Franco, P., De Marco, I., Xiao, J., & Capanoglu, E. (30 de January de 2019). A review of microencapsulation methods for food antioxidants: Principles, advantages,

- drawbacks and applications. *ScienceDirect*, 272, 494-506. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0308814618313669?via%3Dihub>
- Palma, G., & Rostrán, K. (2012). *Crecimiento de camarones Litopenaeus Vannamei en etapa de postlarvas cultivados en dos densidades de siembra 100 y 150 pls /m2*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua , Departamento de Biología , UNAN – León . Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/5413>
- Parra, R. (17 de Abril de 2010). Revisión: Microencapsulación de Alimentos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, vol.63(n.2), pp.5669-5684. Obtenido de http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0304-28472010000200020&script=sci_abstract&tlng=es#:~:text=La%20microencapsulaci%C3%B3n%20es%20definida%20como,la%20luz%20y%20el%20ox%C3%ADgeno.
- Poozesh, S., & Bilgili, E. (May de 2019). Scale-up of pharmaceutical spray drying using scale-up rules: A review. *ScienceDirect*, 562(1), 271-292. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0378517319302339?via%3Dihub>
- Ramírez, O. (2014). *Análisis y propuestas de mejoras en la productividad del laboratorio de larvas de camarón “David Moreno”*. Universidad de Guayaquil. Facultad de Ingeniería Industrial. Carrera de Ingeniería Industrial. Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/4147>
- Rathore, S., Desai, P., Liew, C., Chan, L., & Heng, P. (May de 2013). Microencapsulation of microbial cells. *Journal of Food Engineering*, 116(2), 369-381. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0260877412006103>

- Ribeiro, M., Shahgol, M., Estevinho, B., & Rocha, F. (Noviembre de 2020). Microencapsulation of Vitamin A by spray-drying, using binary and ternary blends of gum arabic, starch and maltodextrin. *ScienceDirect*, 108. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0268005X1932805X?via%3Dihub>
- Rodriguez. (2016). *Análisis y mejoramiento del sistema de producción en el Laboratorio Lepabi mediante la aplicación de técnicas de TPM*. UNIVERSIDAD DE GUAYAQUIL, Facultad de Ingeniería Industrial. Obtenido de <https://repositorio.ug.edu.ec/items/725cebef-3b70-441d-bf39-03a08449c37d>
- Roy, L., & Davis, D. (november de 2010). Requirements for the culture of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters: water modification and. (L. Cruz, D. Ricque, M. Tapia, M. Nieto, D. A. Villarreal, & J. Gamboa, Edits.) *Researchgate*, 61-78. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/299484394_Requirements_for_the_culture_of_the_Pacific_white_shrimp_Litopenaeus_vannamei_reared_in_low_salinity_waters_water_modification_and_nutritional_strategies_for_improving_production
- SAGARPA. (2015). *Análisis de las cadenas productivas del sistema producto camarón en el litoral del pacífico mexicano*. Mexico: Secretaría de Agricultura, ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). Obtenido de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/347534/Camaron_Reporte_Ejecutivo.pdf
- Salminen, H., Ankenbrand, J., Zeeb, B., Bönisch, G., Schäfer, C., Kohlus, R., & Weiss, J. (May de 2019). Influence of spray drying on the stability of food-grade solid lipid nanoparticles. *ScienceDirect*, 119, 741-750.

- Sanchez, R. (2020). “*RESPUESTA PRODUCTIVA EN PRIMER ALEVINAJE DE TRUCHA CABEZA DE ACERO (Oncorhynchus mykiss) DE OVAS PREMIUM CON DOS ALIMENTOS EXTRUIDOS*”. UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA, FACULTAD DE ZOOTECNIA, LIMA-PERU’. Obtenido de <http://45.231.83.156/bitstream/handle/20.500.12996/5913/sanchez-ferrer-renato.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Santa Elena. (2009). *Historia*. Obtenido de [Santaelena.gob.ec](http://www.santaelena.gob.ec): <https://www.santaelena.gob.ec/index.php/santa-elena>
- Scelzo, M. A. (1974). TECNICAS PARA LA PRODUCCION Y OBTENCION DE LARVAS, POSTLARVAS, Y JUVENILES EN EL CULTIVO DE CRUSTACEOS EN AMERICA LATINA. *FAO, Informes de Pesca, 2*.
- Sørensen, M. (2012). A review of the effects of ingredient composition and processing conditions on the physical qualities of extruded high-energy fish feed as measured by prevailing methods. *18(3)*. Obtenido de https://www.researchgate.net/journal/Aquaculture-Nutrition-1365-2095?_tp=https://www.researchgate.net/publication/262867524_A_review_of_the_effects_of_ingredient_composition_and_processing_conditions_on_the_physical_qualities_of_extruded_high-energy_fish
- Tan , S., Kha, T., Parks, S., Stathopoulos, C., & Roach, P. (September de 2015). Effects of the spray-drying temperatures on the physiochemical properties of an encapsulated bitter melon aqueous extract powder. *ScienceDirect, 281*, 65-75. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0032591015003599?via%3Dihub>
- Thakur, K., Patanasatienkul, T., Laurin, E., Hammell, L., Vanderstichel, R., & Corsin, F. (junio de 2018). Production characteristics of intensive whiteleg shrimp (*Litopenaeus*

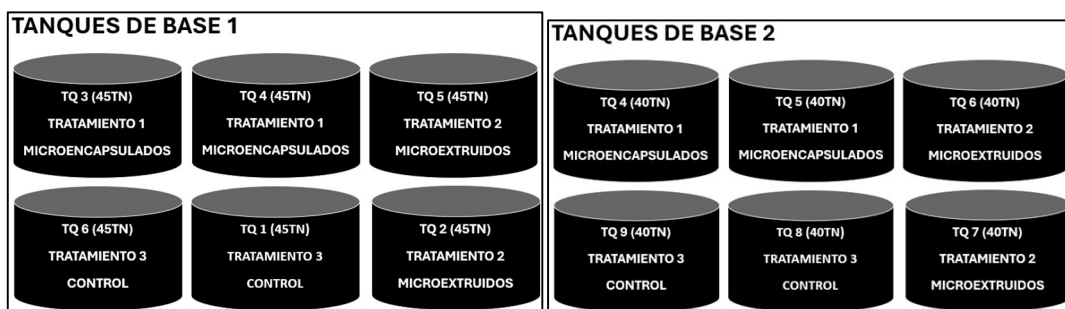
- vannamei) farming in four Vietnam Provinces. *ResearchGate*. Obtenido de <https://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/97065/D-CD88353.pdf>
- Treece, G., & Yates, M. (1993). *Manual De Laboratorio Para El Cultivo De Larvas De Camarón Peneido*. Texas A & M University, Sea Grant College Program,;National Sea Grant Program (U.S.). Obtenido de <https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/12407>
- Valarezo, G. (2016). *Incidencia de las dietas alimenticias en el Crecimiento de Larvas de Camarón (Penaeus vannamei)*. Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/11953>
- Vázquez, L., Chávez, P., Castellanos, B., León, I., Ángel, V., Vázquez, D., & Hernández, A. (2022). *Diagnóstico de la acuicultura en México*. Fondo Mexicano para la Conservación de la Naturaleza, A.C. México. Obtenido de https://fmcn.org/uploads/publication/file/pdf/Libro%20Acuicultura_2022.pdf
- Villarroel, C. (2024). *COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN NATURAL Y COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE CAMARÓN (Litopenaeus vannamei)*. UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA, FACULTAD CIENCIAS DEL MAR, LIBERTAD – ECUADOR. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/11894/1/UPSE-TBI-2024-0089.pdf>
- Yagual, K. (2023). *INCIDENCIA DE VIBRIOS EN CULTIVO LARVAL DE CAMARÓN LITOPENAEUS VANNAMEI EN MAR BRAVO Y PUNTA CARNERO EN LABORATORIO WANBRI*. UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR, FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA, GUAYAQUIL – ECUADOR. Obtenido de

<https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/YAGUAL%20VERGARA%20KEILA%20NELLY.pdf>

Ying, D., Schwander, S., Weerakkody, R., Sanguansri, L., Demarchi, C., & Augustin, M. (January de 2013). Microencapsulated *Lactobacillus rhamnosus* GG in whey protein and resistant starch matrices: Probiotic survival in fruit juice. *Journal of Functional Foods*, 5(1), 98-105.

Zambrano, M., Vera, A., & Vera, T. (Diciembre de 2024). Microencapsulación en la industria alimentaria: avances y tendencias actuales. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 9(2), 51-60.

11. ANEXOS

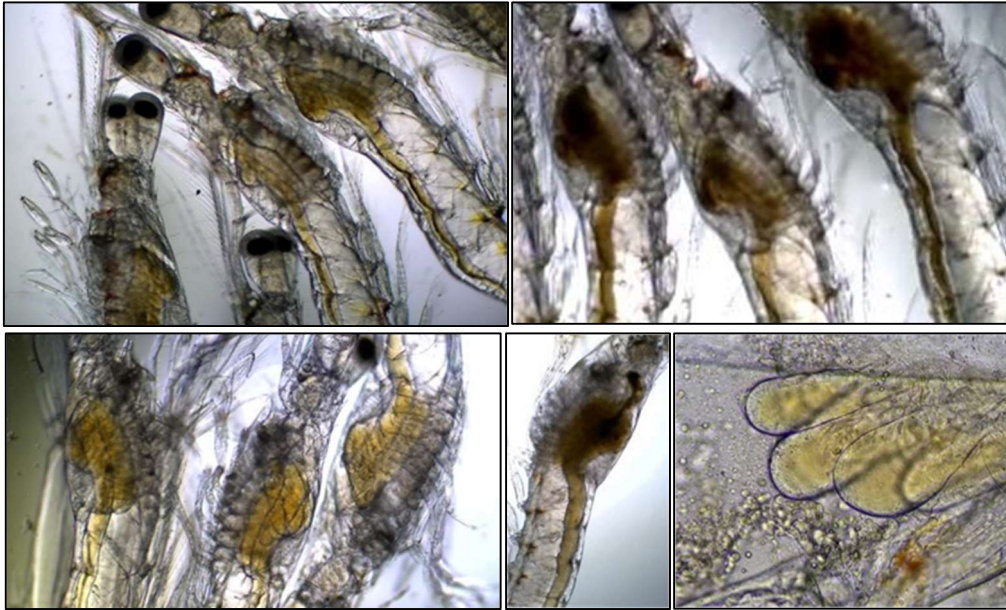


Anexo 1. Materiales para la observación de cada estadio de las larvas de camarón y para la toma de parámetros de Oxígeno, Temperatura, Salinidad, pH y tanques usados en el cultivo.



Anexo 2. Observación de las muestras de larvas de camarón.





Anexo 3. Observación de las larvas de camarón con el microscopio en objetivo 4X y 10X.



Anexo 4. Proceso del pelegramo, conteo de las post-larvas por gramo.

CERTIFICACIÓN DE ANTIPLAGIO

Certifico que después de revisar el documento final del trabajo de titulación denominado “Comparación de crecimiento y la supervivencia de larvas (*Litopenaeus vannamei*) con regímenes alimenticios microextruidos y microencapsulados” presentado por el estudiante, Blga. Bravo Asencio, Sanyuri Anellise, fue enviado al Sistema Anti-plagio COMPILATIO, presentando un porcentaje de similitud correspondiente al 9%, por lo que se aprueba el trabajo para que continúe con el proceso de titulación.



TUTORA

Q.F. Mery Ramírez Muñoz, PhD