



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

**TÍTULO DEL TRABAJO DE INVESTIACIÓN**

Evaluación del impacto de la  
administración de bacterias probióticas comerciales en el cultivo de camarón  
blanco (*Penaeus vannamei*): reducción de patógenos y mejora del  
rendimiento.

**AUTORA**

BLGA. KIURA MADELANE ESCALANTE PIN

TRABAJO DE TITULACIÓN  
**Previo a la obtención del grado académico en  
MAGÍSTER EN ACUICULTURA**

**TUTOR**

PHD. EDGAR ZAPATA VIVENES

**Santa Elena, Ecuador**

**Año 2025**



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

**TRIBUNAL DE GRADO**

Los suscritos calificadores, aprueban el presente trabajo de titulación, el mismo que ha sido elaborado de conformidad con las disposiciones emitidas por el Instituto de Postgrado de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

---

Econ. Roxana Álvarez Acosta, PhD.  
**COORDINADORA DEL  
PROGRAMA**

---

PhD. Edgar Zapata Vivenes  
**TUTOR**

---

PhD. Jorge García Regalado  
**DOCENTE ESPECIALISTA 1**

---

PhD. César Molina Poveda  
**DOCENTE ESPECIALISTA 2**

---

Abg. María Rivera González, Mgs.  
**SECRETARIA GENERAL**



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

**CERTIFICACIÓN**

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 Kiura Madelane Escalante Pin, como requerimiento para la obtención del título de Magíster en Acuicultura.

Atentamente,

.

---

PhD. Edgar Zapata Vivenes  
**TUTOR**



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

**DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD**

**Yo, Kiura Madelane Escalante Pin**

**DECLARO QUE:**

El trabajo de Titulación, Evaluación del impacto de la administración de bacterias probióticas comerciales en el cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*): reducción de patógenos y mejora del rendimiento, 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 02 días del mes de diciembre del año 2025

---

Blga. Kiura Madelane Escalante Pin  
**AUTOR**



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

**AUTORIZACIÓN**

**Yo, Kiura Madelane Escalante Pin**

**DERECHOS DE AUTOR**

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 02 días del mes de diciembre del año 2025

---

Blga. Kiura Madelane Escalante Pin  
**AUTOR**



UPSE

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

**CERTIFICACIÓN DE ANTIPLAGIO**

Certifico que después de revisar el documento final del trabajo de titulación denominado Evaluación del impacto de la administración de bacterias probióticas comerciales en el cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*): reducción de patógenos y mejora del rendimiento, presentado por el estudiante, Kiura Madelane Escalante Pin, fue enviado al Sistema Antiplagio COMPILATIO, presentando un porcentaje de similitud correspondiente al 5%, por lo que se aprueba el trabajo para que continúe con el proceso de titulación.



Ph.D. Edgar Zapata Vivanes  
**TUTOR**

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco en primer lugar a Dios, por haberme concedido la salud, la fortaleza y la claridad mental necesarias para culminar esta exigente etapa de mi formación académica.

A mis padres, por su amor incondicional, sus valiosas enseñanzas y por ser un ejemplo constante de esfuerzo, integridad y dedicación.

A mi tutor, por su orientación, paciencia y compromiso a lo largo de todo el proceso. Gracias por compartir generosamente sus conocimientos y por exigirme siempre lo mejor de mí.

Y finalmente, a todas las personas que, de una u otra forma, hicieron posible este trabajo. Cada palabra, gesto o ayuda silenciosa dejó una huella significativa en este camino.

Kiura Escalante Pin

## **DEDICATORIA**

A mi hijo, por ser la razón que impulsa cada uno de mis pasos, mi mayor inspiración y la fuerza que me motiva a seguir adelante incluso en los momentos más difíciles.

A mis padres, por su amor sin límites, sus innumerables sacrificios y por enseñarme el valor del esfuerzo y la educación. Este logro también les pertenece.

Kiura Escalante Pin

## ÍNDICE

CERTIFICACIÓN.....	III
DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD .....	IV
AUTORIZACIÓN.....	V
CERTIFICACIÓN DE ANTIPLAGIO .....	VI
AGRADECIMIENTO .....	VII
DEDICATORIA.....	VIII
ÍNDICE.....	1
ÍNDICE DE FIGURAS .....	3
ÍNDICE DE FIGURAS .....	3
ÍNDICE DE ANEXOS .....	4
RESUMEN.....	5
ABSTRACT .....	6
1. INTRODUCCIÓN .....	7
2. PROBLEMÁTICA.....	11
3. JUSTIFICACIÓN.....	13
4. OBJETIVOS.....	15
Objetivo General.....	15
Objetivos Específicos .....	15
5. HIPÓTESIS.....	16
6. MARCO TEÓRICO.....	17
6.1. Antecedentes.....	17
6.2. Clasificación taxonómica de <i>Penaeus vannamei</i> .....	20
6.3. Generalidades .....	20
6.5. Alimentación .....	22
6.7. Ciclo de Vida.....	22
6.8. Fases de desarrollo .....	23
•Nauplio .....	23
•Zoea .....	23
•Mysis .....	23
6.9. Tipos de cultivo .....	24
6.10. Parámetros preferenciales en los sistemas de cultivo intensivo .....	25
6.11. Enfermedades que afectan los cultivos intensivos de camarón.....	28
6.11.1.Enfermedades de origen viral.....	28
6.11.1.1. Infección por el Virus de la Necrosis Hipodérmica y Hematopoyética Infecciosa (IHHNV) .....	28
6.11.1.2. Parvovirus Hepatopancreático (HPV) .....	28
6.11.1.3. Virus del Síndrome de la Mancha Blanca (WSSV).....	29
6.11.1.4. Virus del Síndrome de Taura (TSV).....	29
6.11.2.Enfermedades de origen Bacteriano .....	30

6.11.2.1. Hepatopancreatitis necrotizante .....	30
6.11.2.2. Vibriosis (síndrome de la gaviota).....	30
6.11.3. Vibrios .....	31
6.11.4. Técnicas de diagnóstico para la detección de bacterias.....	31
6.11.5. Estrategias terapéuticas contra los vibrios.....	33
6.11.6. Probióticos en el cultivo de camarón.....	34
7. MATERIALES Y MÉTODOS .....	37
7.1. Enfoque del Estudio .....	37
7.2. Área de estudio .....	37
7.3. Diseño Experimental.....	38
7.3.1. Unidades de Estudio .....	39
7.3.2. Composición del Tratamiento .....	39
7.3.3. Composición del Control.....	39
7.4. Parámetros Analizados .....	40
7.4.1. Análisis de Agua.....	40
7.4.1.1. Parámetros Físico-Químicos .....	41
7.4.1.2. Microbiológicos.....	42
7.4.1.3. Conteo de Fitoplancton.....	42
7.4.2. Análisis de Suelo .....	43
7.4.2.1. Materia orgánica .....	43
7.4.2.2. Microbiología .....	43
7.4.3. Salud Animal .....	44
7.4.3.1. Microbiología .....	44
7.4.4. Índices Productivos .....	45
7.4.4.1. Crecimiento .....	45
7.4.4.2. Supervivencia .....	45
7.4.4.3. Factor de Conversión Alimenticia.....	45
7.5. Procesamiento y Análisis de la información.....	46
8. RESULTADOS.....	47
8.1. AGUA .....	47
8.2. SUELO.....	51
8.3. SALUD ANIMAL .....	53
8.4. INDICES PRODUCTIVOS.....	54
8.5. ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES .....	58
9. DISCUSIÓN.....	62
10. CONCLUSIONES .....	69
11. RECOMENDACIONES .....	70
12. BIBLIOGRAFÍA.....	71
13. ANEXOS.....	86

## ÍNDICE DE FIGURAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica <i>Penaeus vannamei</i> (NCBI).....	20
Tabla 2. Rangos óptimos de parámetros fisicoquímicos para el cultivo de <i>Penaeus vannamei</i> .....	25
Tabla 3. Parámetros óptimos del suelo para el cultivo de camarones ( <i>Penaeus vannamei</i> )	27
Tabla 4. Efectos de cepas probióticas en especies de camarón cultivadas.....	34
Tabla 5. Sustancias antimicrobianas producidas por probióticos y su actividad inhibitoria frente a patógenos acuícolas.....	35
Tabla 6. Parámetros fisicoquímicos analizados.....	41
Tabla 7. Parámetros productivos en tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba. se presentan los valores de peso inicial, densidad de siembra (u/m <sup>2</sup> ), días de cultivo, supervivencia (%), peso final (g), factor de conversión alimenticia (FCA) y rendimiento (Lb/Ha).....	58

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Penaeus vannamei</i> . Fuente: Ictioterm,2025 .....	21
Figura 2. Fases de desarrollo del camaron blanco <i>Penaeus vannamei</i> . .....	24
Figura 3. Identificación de especies de vibrios. Fuente: Chromagar (2021).....	33
Figura 4. Ubicación geográfica de la camaronera. ....	38
Figura 5. Parámetros fisicoquímicos del agua (temperatura, pH, relación N:P, NH <sub>3</sub> y CaCO <sub>3</sub> entre el grupo control y el grupo de prueba en 3 unidades de producción.. las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05).....	48
Figura 6. Concentración de vibrio sp. (UFC/ml) en el agua de las camaroneras (A, B y B) bajo condiciones control y prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05).....	49
Figura 7. Concentración total de fitoplancton (Cél/ml) por camaronera (A, B, C) bajo condiciones de control y prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05).....	50
Figura 8. Abundancia de grupos de microalgas (Cel/ml) en tres camaroneras (A, B Y C) bajo condiciones de control y prueba.....	51
Figura 9. Valores de materia orgánica (%) en sedimentos de 3 camaroneras (A, B, C) bajo dos tratamientos: grupo control y grupo de prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05) .....	52
Figura 10. Densidad microbiana del suelo (UFC/mL) en tres camaroneras (A,B,C) bajo dos tratamientos: grupo control y grupo de prueba). las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05) .....	53
Figura 11. Carga microbiana en hepatopáncreas (UFC/mL) en tres camaroneras (A, B, C) bajo condiciones de control y prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05) .....	54
Figura 12. Peso final (g) de <i>Penaeus vannamei</i> cultivado en tres camaroneras (A, B Y C), comparando dos tratamientos: grupo control y grupo prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa (P<0.05).....	55
Figura 13. Producción total (Lb) de <i>Penaeus vannamei</i> en tres camaroneras bajo dos tratamientos (control y prueba). las letras diferentes marcan diferencia significativa (p<0.05).....	56

Figura 14. Porcentaje de sobrevivencia de <i>Penaeus vannamei</i> en tres camaroneras (A, B Y C) bajo dos tratamientos experimentales: control y probiótico. las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) .....	57
Figura 15. Factor de conversión alimenticia (FCA) en tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba. las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) .....	58
Figura 16. Análisis de componentes principales que muestra la relación entre variables fisicoquímicas (pH, Temperatura, $\text{NH}_3$ , relación N:P, $\text{CaCO}_3$ ) y parámetros biológicos (microbiología de agua, suelo y hepatopáncreas). .....	59
Figura 17. Análisis de componentes principales (ACP) que muestra la distribución de variables fisicoquímicas y microbiológicas en condiciones de prueba y control. ....	60
Figura 18. Análisis de componentes principales (ACP) que muestra la relación entre los índices productivos (peso de siembra, peso final y libras totales) y los factores fisicoquímicos (temperatura, ph, $\text{CaCO}_3$ , $\text{NH}_3$ y relación n:p) en condiciones de prueba y control). .....	61

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Pesaje de hepatopáncreas para análisis .....	86
Anexo 2. Selección de organismos.....	86
Anexo 3. Preparación de material para análisis.....	86
Anexo 4. Diluciones seriadas para realizar el análisis de microbiología. ....	86
Anexo 5. Análisis químico de muestra. ....	86
Anexo 6. Siembra en medios de cultivo .....	86
Anexo 7. Conteo de fitoplancton.....	87
Anexo 8. Coeficientes de correlación entre variables microbiológicas en control y prueba .....	87
Anexo 9. Coeficientes de correlación entre variables físico-químicas y datos productivos obtenidos mediante análisis de componentes principales (ACP).....	88
Anexo 10. Análisis de componentes entre variables físico-químicos y microbiológicas entre control y prueba.....	88

## RESUMEN

La producción de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en Ecuador es una actividad clave para el desarrollo económico, pero enfrenta desafíos sanitarios debido a la proliferación de bacterias patógenas del género *Vibrio*. Estas afectan la salud de los organismos y disminuyen la eficiencia de los sistemas de cultivo. Como alternativa al uso de antibióticos, se ha explorado el empleo de bacterias probióticas, las cuales pueden mejorar la calidad del agua, fortalecer el sistema inmunológico de los camarones y reducir la carga patógena. El diseño experimental incluyó 18 estanques distribuidos en tres granjas, con dos tratamientos: control y prueba (con probiótico). Se analizaron variables microbiológicas (*Vibrio spp.* en agua, sedimento y hepatopáncreas), parámetros fisicoquímicos (pH, amoníaco, alcalinidad, relación N:P) y composición fitoplanctónica, además de índices productivos (peso final, supervivencia y factor de conversión alimenticia). Los análisis estadísticos (ANOVA,  $p > 0,05$ ) no mostraron diferencias significativas entre tratamientos; sin embargo, en el grupo prueba se observaron tendencias favorables: reducción de *Vibrio spp.* en hepatopáncreas, mayor estabilidad en pH y alcalinidad, y ligeras mejoras en el peso final y en el factor de conversión alimenticia (FCA), sin impacto relevante en supervivencia. Estos resultados sugieren que, bajo condiciones de buena calidad de agua y baja presión sanitaria, el efecto de los probióticos es limitado, aunque potencialmente beneficioso para la estabilidad del ecosistema. Se recomienda ampliar la duración del ensayo, incorporar análisis moleculares de microbiota intestinal y evaluar la aplicación simultánea en agua y dieta, especialmente en escenarios con alta carga orgánica o presencia de brotes patógenos, donde su acción podría ser más efectiva.

**Palabras clave:** *Penaeus vannamei*, probióticos, calidad del agua, *Vibrio*, rendimiento productivo.

## ABSTRACT

White shrimp farming (*Penaeus vannamei*) in Ecuador is a key activity for economic driver but faces health challenges due to the proliferation of pathogenic *Vibrio* bacteria. These bacteria affect the health of the organisms and reduce the efficiency of farming systems. As an alternative to antibiotics, the use of probiotic bacteria has been explored. These can improve water quality, strengthen the shrimp's immune system, and reduce the pathogenic load. Experimental design included eighteen ponds distributed across three farms, with two treatments: control and test (with probiotic). Microbiological variables (*Vibrio* spp. in water, sediment, and hepatopancreas), physicochemical parameters (pH, ammonia, alkalinity, N:P ratio), and phytoplankton composition were analyzed, along with productive indices (final weight, survival, and feed conversion ratio). Statistical analyses (ANOVA,  $p > 0.05$ ) revealed no significant differences between treatments; however, favorable trends were observed in the probiotic group, including a reduction of *Vibrio* spp. in hepatopancreas, greater stability in pH and alkalinity, and slight improvements in final weight and feed conversion ratio (FCR), without relevant impact on survival. These findings suggest that under conditions of good water quality and low sanitary pressure, the effect of probiotics is limited, although potentially beneficial for ecosystem stability. Further research is recommended to extend trial duration, incorporate molecular analyses of intestinal microbiota, and evaluate simultaneous application in water and feed, particularly in scenarios with high organic load or pathogen outbreaks, where their action could be more effective.

**Keywords:** *Penaeus vannamei*, probiotics, water quality, *Vibrio*., productive performance.

## 1. INTRODUCCIÓN

En los últimos años, el sector primario de la pesca y la acuicultura empleó aproximadamente 61,8 millones de personas, cifra ligeramente inferior a los 62,8 millones reportados en 2020. Del total, el 54 % se dedicó a la pesca, el 36 % a la acuicultura y el 10 % restante no especificó su subsector (FAO, 2024). En cuanto a producción, la acuicultura mundial alcanzó 130,9 millones de toneladas, con un valor estimado de 312.800 millones de dólares estadounidenses, representando el 59 % de la producción total pesquera y acuícola. La acuicultura continental aportó el 62,6 % de los animales acuáticos cultivados, mientras que la acuicultura marina y costera contribuyó con el 37,4 %. Por primera vez, la acuicultura superó a la pesca de captura en la producción de animales acuáticos, alcanzando 94,4 millones de toneladas, equivalentes al 51 % del total mundial, y estableciendo un récord del 57 % de la producción destinada al consumo humano. A nivel de especies, el camarón blanco (*Penaeus vannamei*) se posicionó como la más producida en 2022, con 6,8 millones de toneladas. Cabe destacar que la acuicultura fue la principal fuente de producción de las cinco especies más importantes y de ocho de las diez principales especies de animales acuáticos (FAO, 2024).

En Ecuador, el cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) se ha consolidado como el principal producto de exportación no petrolero, aportando significativamente a la economía nacional y a la generación de empleo. Estudios recientes indican que el país se mantiene como líder mundial en exportación de esta especie, con volúmenes que superan el millón de toneladas anuales y una participación destacada en mercados como China, Estados Unidos y la Unión Europea (Salazar-Quevedo et al., 2025; Alvarado-Barrera et al., 2024). Este crecimiento ha convertido al sector camaronero en un pilar económico, responsable de más del 25 % de las divisas no petroleras y de miles de empleos directos e indirectos en la cadena productiva (Mantilla-Muñoz & Loor-Carvajal, 2024). Sin embargo, investigaciones

advierten que, aunque las exportaciones han aumentado, la rentabilidad empresarial enfrenta desafíos por altos costos operativos y volatilidad del mercado, lo que resalta la necesidad de fortalecer la tecnificación y la sostenibilidad del sector (Salazar-Quevedo et al., 2025).

Esta evolución ha tenido que atravesar un sin número de retos sanitarios importantes, como la proliferación de patógenos bacterianos que afectan la salud y el rendimiento de los organismos cultivados (Liu et al., 2018), la presencia de enfermedades infecciosas debido al manejo inadecuado en los sistemas de producción, el aumento de densidades de siembra y a la falta de estrategias de control de patógenos ha llevado a pérdidas económicas y baja productividad durante el ciclo de cultivo (Bandrés-Goldraz et al., 2021). Las pérdidas nacionales en los países productores de camarón a nivel mundial se estimaron en 48.717 toneladas métricas de camarón, valoradas en 1.022,1 millones de dólares y un empleo de 2,15 millones de días por hombre en el año 2022, debido a las enfermedades bacterianas y virales que afectan los cultivos de este organismo (Selvero y Valencia, 2024).

Entre las enfermedades más conocidas se encuentra la vibriosis, causada por bacterias gram-negativas del género *Vibrio*; se han identificado al menos 14 especies perjudiciales para la acuicultura, que a su vez afectan directamente los cultivos de camarón, entre las cuales están *V. harveyi*, *V. parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. nigripulchritudo*, *V. campbellii* (Rao, 2015).

Los vibrios afectan la salud y el rendimiento de los camarones (Kumar et al., 2021), generando innumerables pérdidas económicas en la industria acuícola (Maura, 2023; Newaj-Fyzul et al., 2014; Calero, 1998), por lo cual, para hacer frente a estas problemáticas. En los últimos años se han realizado varias investigaciones con el enfoque en el desarrollo de técnicas preventivas y terapéuticas con el objetivo de reducir la repercusión de eventos patógenos en los cultivos, implementando el uso de probióticos como una estrategia

biotecnológica prometedora, convirtiéndose en una alternativa fiable al uso de antibióticos (Sotomayor & Balcázar, 2003), siendo capaces de mejorar la calidad del agua, modular la microbiota intestinal y reforzar la respuesta inmunológica del camarón (Martínez et al., 2012).

Los probióticos comerciales comúnmente utilizados en la acuicultura, pertenecen a los géneros *Vibrio*, *Pseudomonas*, *Roseobacter*, *Aeromonas*, *Alteromonas* y *Flavobacterium*, así como también algas unicelulares y levaduras (Sorroza, 2012; Pérez-Chabela et al., 2020). Los cuales han demostrado un alto potencial en la reducción de enfermedades causadas por patógenos, y en el mejoramiento del crecimiento y la supervivencia de los camarones (Hai, 2015). Su modalidad de acción consiste reemplazar o suprimir los patógenos mediante el desarrollo de una flora microbiana beneficiosa en la pared intestinal del organismo, lo que reduce la incidencia de la enfermedad, mejora la salud y el crecimiento del huésped (Knipe et al., 2021).

Los probióticos se definen como microorganismos vivos que, al administrarse al hospedador, contribuyen a su beneficio principalmente mediante la modulación de la microbiota asociada (Fuller, 1991). Posteriormente, el concepto se refinó para enfatizar que dichos efectos benéficos dependen de la cantidad adecuada administrada (Reid et al., 2003; Verschuere et al., 2000).

Es así como el uso de probióticos como una herramienta en los cultivos de camarón ha ido en aumento, así como la necesidad de fomentar prácticas acuícolas amigables con el medio ambiente, donde las especies utilizadas con mayor éxito incluyen *Bacillus*, bacterias ácido – lácticas, levaduras, *Pseudomonas* y *Vibrio* (Shen et al., 2010; Balcázar et al., 2006; Alavandi et al., 2004).

De esta manera, se establece que este estudio tiene como objetivo evaluar el impacto del uso de bacterias probióticas comerciales en el cultivo de *P. vannamei*, centrándose en su capacidad para reducir patógenos, específicamente *Vibrio*, y mejorar parámetros productivos, como el crecimiento, la supervivencia y la conversión alimenticia.

## 2. PROBLEMÁTICA

En Ecuador, el cultivo de camarón representa una importante actividad económica, sin embargo, esta industria se ha visto afectada por diversos factores ambientales, además de malas prácticas de manejo, las que han desencadenado en la aparición de enfermedades ocasionadas por diversos patógenos de origen viral y bacteriano, entre las cuales las más comunes y peligrosas son Virus del síndrome de la Mancha Blanca (WSSV), Necrosis Infecciosa Hipodérmica y Hematopoyética (IHHNV), Infección por *Enterocytozoon hepatopanaei* (EHP), Enfermedad de la Necrosis Hepatopancreática Aguda (AHPND), Virus del Síndrome de Taura (TSV), reportadas a nivel mundial y enlistadas dentro de la OIE (Organización Mundial de Salud Animal) (OIE, 2019), quienes a su vez señalan que la proliferación de patógenos bacterianos lo cual afecta la salud de los camarones y reducen la eficiencia de producción en los sistemas de cultivo.

En este ámbito, la administración de antibióticos ha sido uno de los métodos más utilizados desde los inicios de la acuicultura para controlar enfermedades infectocontagiosas (Cabello, 2004). Sin embargo, el uso prolongado e incontrolado de estos productos contribuyeron al desarrollo de resistencia microbiana, generando preocupaciones ambientales y de salud pública (García, 2022; FAO, 2002), debido a la acumulación de residuos de antibióticos en los tejidos de camarón que pueden alterar la flora intestinal y provocar problemas de intoxicación o alergias en el consumidor (Santiago et al., 2009; Ma et al., 2006), en vista a esto se han planteado fuertes regulaciones tanto nacionales como internacionales que controlan y prohíben su uso en cultivos de camarón.

En este contexto, las bacterias probióticas han emergido como un método alternativo para mejorar la salud intestinal de los camarones, fortalecer su sistema inmunológico y reducir la carga patógena en los sistemas de cultivo (Toledo et al., 2019; Martín et al., 2022),

además, se conoce que no solo tienen capacidad antibacteriana, también se ha descrito actividad antiviral de algunos aislados como *Pseudomonas sp.*, *Vibrio sp.* y *Aeromonas sp.* (Kamei et al., 1988 citado en Villamil Díaz y Martínez-Silva, 2009)

Los probióticos comerciales para el cultivo de camarón han sido severamente cuestionados y criticados, ya que estos productos han generado expectativas poco realistas por parte de los consumidores, relativamente pocos estudios han abordado los mecanismos de acción de las cepas probióticas seleccionadas bajo condiciones generalizadas. (Villamil y Martínez-Silva 2009); sin embargo, son utilizados con mayor frecuencia por los productores debido a que pueden encontrarse con mayor disponibilidad en el mercado.

### 3. JUSTIFICACIÓN

Estudios recientes han demostrado que ciertas cepas probióticas pueden inhibir el crecimiento de patógenos mediante mecanismos como la competencia por nutrientes y espacio, la producción de sustancias antimicrobianas, y la estimulación del sistema inmunológico del hospedador (Kesarcodi-Watson et al., 2008; Knipe et al., 2021). Los probióticos, tanto en cultivos individuales como en poblaciones microbianas mixtas, tienen la capacidad de promover el desarrollo y la salud del camarón cuando se administran en cantidades adecuadas (Hill et al., 2014).

Varias investigaciones se han enfocado en evaluar el uso de probióticos comerciales en el cultivo de *P. vannamei*, con el objetivo de determinar su eficacia en la salud y la productividad de los camarones. Por ejemplo, Maura (2023) observó que la aplicación de probiótico comercial basado en *Bacillus sp.* redujo significativamente la abundancia de *Vibrio sp.* en los cultivos de camarón blanco, aunque no se registraron diferencias notables en los parámetros productivos entre los tratamientos evaluados.

Asimismo, Loza Báez (2024) evaluó tres probióticos comerciales en tanques de larvas de camarón blanco (*P. vannamei*), los resultados indicaron que todos los tratamientos presentaron diferencias significativas, sobre todo en cuanto a la capacidad de inhibición de patógenos, siendo el tratamiento con probiótico el que obtuvo un mayor rango de protección.

En otra investigación Carranza (2024) evaluó dos probióticos acuícolas comerciales en cultivos de *P. vannamei* y concluyó que ambos demostraron un rendimiento similar en términos de producción y tolerancia a enfermedades, sugiriendo su viabilidad como alternativas sostenibles en la camaronicultura.

En general, la aplicación de probióticos en el cultivo de camarón presenta un panorama favorable en la producción, ya que es respaldado por varios estudios, sin embargo, los

probióticos comerciales pueden ofrecer beneficios en términos de control de patógenos y mejora del rendimiento. A pesar de los impactos positivos potenciales, se han reportado efectos nulos o negativos de los probióticos en algunos casos (Melgar Valdes et al., 2013) y los resultados pueden variar según la cepa utilizada, la dosis aplicada y las condiciones específicas del cultivo. Además, la falta de estandarización en los protocolos de aplicación y la limitada información sobre su efectividad en condiciones locales enfatizan la necesidad de continuar con investigaciones adicionales.

Por lo tanto, es fundamental seguir evaluando la efectividad del uso de bacterias probióticas comerciales bajo condiciones controladas y reales en el cultivo de *P. vannamei*, para establecer prácticas generalizadas de manejo más sostenibles y eficaces en la producción dentro de los cultivos de camarón.

## 4. OBJETIVOS

### **Objetivo General**

Evaluar la efectividad de bacterias probióticas comerciales en el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei* para reducir la patogenicidad, mejorar la calidad de agua y rendimiento productivo.

### **Objetivos Específicos**

- Comparar el efecto de la administración de bacterias probióticas comerciales sobre la carga bacteriana.
- Determinar las condiciones de calidad de agua y suelo, a partir de los principales componentes fisicoquímicos.
- Estimar el rendimiento productivo mediante análisis de índices de crecimiento para determinar la eficiencia del uso de probióticos.

## 5. HIPÓTESIS

**Hipótesis Nula (H0):** Las bacterias probióticas comerciales aplicadas no influyen significativamente en la calidad del agua de las granjas de cultivo de *P. vannamei*

**Hipótesis Alternativa (H1):** Las bacterias probióticas comerciales aplicadas influyen significativamente en la calidad del agua de las granjas de cultivo de *P. vannamei*

## 6. MARCO TEÓRICO

### 6.1. Antecedentes

La producción de *P. vannamei* constituye una de las principales actividades acuícolas del mundo. En Ecuador, la producción de camarón presenta grandes desafíos en cuanto a la salud de los organismos y la gestión ambiental dentro de las piscinas de cultivo por la susceptibilidad de estas a la rápida proliferación de bacterias perjudiciales para los organismos (Ochoa-Pereira y Velásquez-López, 2023).

En regiones costeras, la provincia de Santa Elena (Ecuador) es considerada pionera en el cultivo de camarón, debido a su continuo desarrollo, fomentando e implementando técnicas que ayuden a incrementar la producción, así como, la calidad del producto cultivado (Medrano, 2024).

Sin embargo, como en todo el mundo, la acuicultura del camarón enfrenta constantes amenazas en el ámbito sanitario, siendo las infecciones bacterianas por vibrios las principales causas de altas mortalidades en las etapas tempranas del cultivo (Jamal et al., 2019).

El uso de probióticos en cultivos de camarón ha sido ampliamente estudiado en los últimos años debido a los beneficios que ofrecen para la salud de los animales, el control de enfermedades y la mejora de la eficiencia en los sistemas de acuicultura obteniendo un óptimo resultado en cuanto al factor de conversión alimenticia de los individuos, así como también, regulaciones en lo que respecta a los parámetros de calidad de agua (Toledo et al., 2019; Pérez-Sánchez et al., 2018).

Debido a esto se han incorporado técnicas de tratamiento y prevención de enfermedades tanto de origen viral como bacteriano. A partir de la década de 1990, varios estudios comenzaron a investigar los efectos de los probióticos en los cultivos de camarón,

específicamente en especies como *Penaeus vannamei* y *Penaeus monodon* (Villamil Díaz y Martínez-Silva, 2009). Los primeros resultados mostraron que el uso de probióticos ayudaba a mejorar el crecimiento y la supervivencia de los camarones, además de reducir la incidencia de enfermedades causadas por bacterias como *Vibrio* sp., comunes en la acuicultura (Madhana et al., 2021).

Zhou et al., (2009), demostraron que la administración de probióticos mejora las respuestas inmunológicas en los camarones ya que pueden aumentar la actividad de las enzimas relacionadas con la defensa, como las lisozimas, y mejorar la producción de hemocitos, refiriéndose a estas como las células inmunológicas del camarón. Además, algunos estudios sugieren que los probióticos pueden inducir una respuesta inmune más rápida y efectiva frente a patógenos como el virus de la mancha blanca (WSSV) y bacterias como *V. harveyi*.

Diversos estudios también se han enfocado en la comparación de la efectividad bacteriana de especies como *B. velezensis* y *B. subtilis*, en los que se ha demostrado que, al administrar bacterias del género *Bacillus* a los sistemas de cultivo, se aumentan las propiedades antimicrobianas, se producen reacciones inmunoestimulantes y son promotoras del crecimiento dentro de los individuos. Chen et al., 2021 reportaron que al suplementar la dieta alimenticia con *B. velezensis* mejoró de manera exponencial la ganancia de peso, el índice de conversión alimenticia (FCR) e incrementó la expresión de genes SOD y CAT quienes están relacionados con la respuesta inmune de los camarones al ser infectados con *V. parahaemolyticus*.

De esta manera ha surgido la técnica de microencapsulación de probióticos como mecanismo para optimizar la supervivencia bacteriana en el tracto digestivo de los organismos y minimizar la sensibilidad durante el proceso de digestión. Cheng et al., (2023) en su investigación utilizó un probiótico encapsulado (*B. subtilis* E20), con la finalidad de evaluar la eficacia que este proporciona en mejorar el microbioma intestinal del camarón. Al

finalizar el experimento, la secuenciación genética determinó que los organismos alimentados con los microencapsulados generaron lecturas de amplicones mas amplias, asi mismo la microbiota localizada en su tracto digestivo fue mas diversa y abundante en comparacion con los organismos control, por lo que sus resultados sugieren que la administracion de *B. subtilis* E20 puede ser beneficioso para la salud de los camarones.

En Ecuador, se han desarrollado investigaciones que profundicen el conocimiento acerca de los efectos que brindan los probióticos aplicados sobre los organismos en etapas larvales y postlarvales y el cultivo mismo, asi se puede mencionar a Maura (2023) demostró que la adición de probióticos a base de *Bacillus* en el cultivo actuó en la reduccion de la carga bacteriana, mejoró la supervivencia y optimizó los parametros físicoquímicos del agua.

Aunque la información recopilada de estudios realizados evidencia una sólida base sobre los beneficios que otorga el uso de probióticos en el cultivo de camarón *P. vannamei* de manera preventiva ya que se ha visto que ayuda a mejorar la digestión, permiten una absorción adecuada de nutrientes, lo que lleva a una mayor tasa de crecimiento y mejor aprovechamiento de los alimentos suministrados, además de cumplir su función de manera correctiva al ayudar a los organismos con el fortalecimiento de su sistema inmune y como resultado hacerlos menos propensos a contraer las diversas enfermedades que afectan estos cultivos, aún existen vacíos en cuanto a estandarización de dosis, eficacia en amplias densidades y duración de la aplicación de tratamiento.

Por lo tanto, el presente trabajo busca aportar conocimientos y evidencia de los efectos que provoca la administración de estas bacterias probióticas comerciales en un cultivo semi intensivo, bajo condiciones controladas.

## 6.2. Clasificación taxonómica de *Penaeus vannamei*

**Tabla 1.** Clasificación taxonómica *Penaeus vannamei* (NCBI)

<b>Categoría Taxonómica</b>	<b>Clasificación</b>
<b>Reino</b>	Metazoa
<b>Filo</b>	Arthropoda
<b>Clase</b>	Malacostraca
<b>Orden</b>	Decapoda
<b>Familia</b>	Penaeidae
<b>Género</b>	<b>Penaeus</b>
<b>Especie</b>	<i>P. vannamei</i>

## 6.3. Generalidades

El camarón blanco *Penaeus vannamei* es nativo del Pacífico oriental (México–Perú), tolera temperaturas  $>20\text{ }^{\circ}\text{C}$  y amplios rangos de salinidad. Presenta rostrum serrado y segmentación típica de decápodos; las hembras suelen crecer más que los machos. Su desarrollo larvario comprende nauplio, zoea, mysis y postlarva (FAO, 2009).

Presenta un cuerpo cilíndrico ligeramente comprimido lateralmente, tiene un cefalotórax definido y porta un rostrum aserrado con forma de quilla moderadamente largo con 7–10 dientes dorsales y 2–4 dientes ventrales., su anatomía externa se caracteriza por un tronco compuesto de 14 segmentos más el telson de los cuales los ocho primeros forman el tórax y los últimos seis el abdomen; todos los segmentos portan apéndices, los que se encuentran en

el abdomen anterior son llamados pleópodos y son usados para nadar y los posteriores son llamados periópodos que son usados para caminar en el fondo (Pérez Farfante, 1971).

Los machos maduros presentan petasma simétrico y semi abierto, espermatóforos complejos, consistentes de masa espermática encapsulada por una vaina. Las hembras maduras tienen el téllico abierto. Presentan 3 estadios de desarrollo larvario: seis nauplios, tres protozoas, y tres etapas de mysis. Su coloración suele ser blanca translúcida, pero puede variar según el sustrato, la alimentación y la turbidez del agua. Su talla máxima 23 cm, con CL máxima de 9 cm. Comúnmente las hembras crecen más rápidamente y adquieren mayor talla que los machos (FAO, 2009).



**Figura 1.** *Penaeus vannamei*. **Fuente:** ICTIOTERM,2025

#### **6.4. Hábitat**

*Penaeus vannamei* se encuentra en hábitats marinos tropicales. Los adultos viven y se reproducen en el mar abierto, mientras que la postlarva migra a las costas a pasar la etapa juvenil, la etapa adolescente y la pre-adulta en estuarios, lagunas costeras y manglares (FAO, 2009). Es una especie característica de las aguas con fondos lodosos entre los 5 y 72 m de profundidad (Bermúdez et al., 2002).

### **6.5. Alimentación**

Es una especie netamente detritívora, se alimenta de restos de animales, desechos y partículas orgánicas, así como también puede comer gusanos, bivalvos y otros pequeños crustáceos del fondo (Dugassa y Gaetan, 2018).

### **6.6. Reproducción**

Son organismos dióicos. Los machos maduran a partir de los 20 g y las hembras a partir de los 28 g en una edad de entre 6 y 7 meses. El proceso de reproducción por fertilización ocurre en ambientes externos, en aguas alejadas de la costa, donde el macho deposita en la hembra un paquete de espermatozoides que fertiliza los huevos a medida que son puestos (Dugassa y Gaetan, 2018). Las hembras grávidas se reconocen fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del caparazón (Orellana de Granados y Miranda, 2016). La incubación ocurre aproximadamente 16 horas después del desove y la fertilización (FAO, 2009).

### **6.7. Ciclo de Vida**

En la primera etapa, la larva, denominada nauplio, nada intermitentemente y es fototáctica positiva; los nauplios no requieren alimentación, ya que se nutren de su reserva embrionaria. Las siguientes etapas larvarias (protozoa, mysis y postlarva temprana respectivamente) continúan siendo planctónicas por algún tiempo, se alimentan del fitoplancton y del zooplancton, y son transportados a la costa por las corrientes mareales. Las postlarvas (PL) cambian sus hábitos planctónicos unos 5 días después de su metamorfosis a PL, se trasladan a la costa y empiezan a alimentarse de detritos bénticos, gusanos, bivalvos y crustáceos (FAO, 2009).

## **6.8. Fases de desarrollo**

- ***Nauplio***

La primera fase de metamorfosis por la que atraviesa este organismo posterior a la eclosión se denomina nauplio, posee cinco estadios naupliares y todo este estadio dura aproximadamente de 40 a 50 horas, los organismos tienen una longitud promedio de 0.5 mm y un ancho de 0.2 mm, dependiendo de la temperatura y la calidad del nauplio (Gómez y Arellano, 1990), poseen un sólo ocelo, y el cuerpo está indiferenciado. En esta etapa se alimentan de las reservas de vitelo (Morales, 1990).

- ***Zoea***

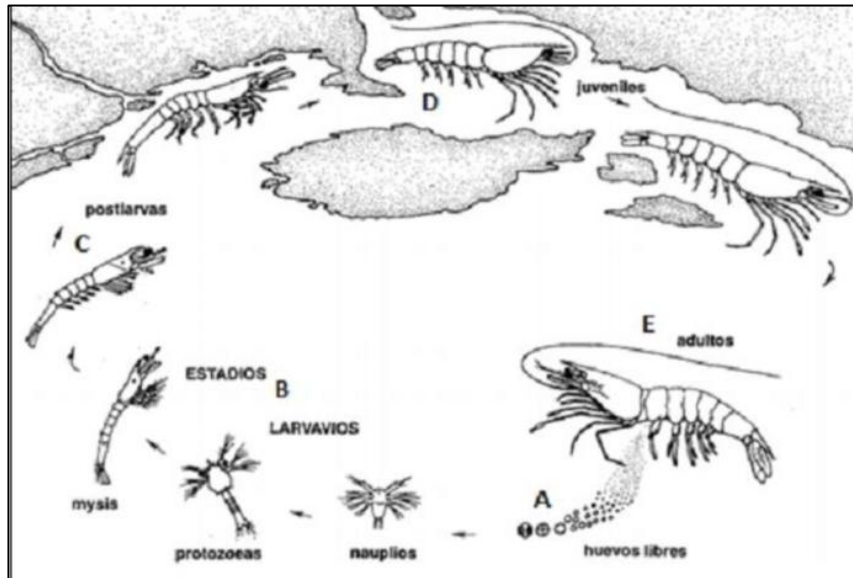
El estadio de zoea aparece luego de la quinta conversión de nauplio. La muda se caracteriza por la diferenciación del cefalotórax con el abdomen y el nado hacia adelante (Edemar et al., 1996). Este estadio consta de tres subestadios y tiene una duración de 4 a 6 días, dependiendo del manejo y la calidad de la larva. A partir de la primera zoea la larva comienza a adquirir alimento del agua, que generalmente consiste en microalgas fitoplanctónicas (Gómez y Arellano, 1990).

- ***Mysis***

Posterior al tercer estadio zoea, las larvas mudan pasando al estadio de mysis, en el cual se puede observar el cuerpo encorvado en la región abdominal y nado mediante contracciones abdominales (Edemar et al., 1996), asimismo, esta etapa consta de tres subestadios con una duración total de 3 días. Las larvas pueden ser alimentadas con artemia, rotíferos y nemátodos (Gómez y Arellano, 1990), en los siguientes tres estadios se desarrollarán poco a poco los pleópodos.

- **Postlarva**

Estadío donde los individuos son totalmente funcionales, en esta etapa la postlarva se asemeja a un camarón en miniatura, además usan los periópodos para agarrarse y arrastrarse (Edemar et al., 1996), es en esta etapa donde los camarones se movilizan del medio marino a un medio estuarino para completar su desarrollo hasta llegar a la adultez (Hendrickx, 1995).



*Figura 2. Fases de desarrollo del camarón blanco Penaeus vannamei.*

## 6.9. Tipos de cultivo

En el país, la actividad acuícola es desarrollada por productores de diversas escalas, desde pequeños emprendimientos hasta grandes empresas, operando bajo distintas densidades de cultivo. Los niveles de rendimiento varían considerablemente entre camaroneras e incluso entre ciclos productivos, influenciados por factores como el método de cultivo empleado (FAO, 2020).

El cultivo de camarón se lleva a cabo preferentemente en zonas cercanas a la costa, donde existe una disponibilidad abundante de recursos hídricos, como estuarios, lagunas y bahías.

Esta ubicación estratégica permite mantener las condiciones necesarias para el desarrollo del cultivo.

En cuanto a los sistemas de producción, se distinguen tres categorías principales:

- **Extensivo**, con densidades de 4 a 10 camarones por metro cuadrado,
- **Semi-intensivo**, con densidades entre 10 y 30 postlarvas por metro cuadrado, e
- **Intensivo**, que alcanza entre 75 y 100 camarones por metro cuadrado.

Dependiendo de las condiciones ambientales, especialmente las climáticas, es posible realizar hasta 3 ciclos de producción al año. Sin embargo, lo más frecuente es desarrollar dos ciclos al año (Romero, 2003).

#### 6.10. Parámetros preferenciales en los sistemas de cultivo intensivo

En el sistema de cultivo intensivo de camarón *Penaeus vannamei*, el control riguroso de los parámetros físicoquímicos del agua y suelo es fundamental para maximizar el crecimiento, supervivencia y productividad.

**Tabla 2.** Rangos Óptimos de Parámetros Físicoquímicos para el Cultivo de *Penaeus vannamei*

Parámetro	Rango Óptimo	Observaciones
Temperatura	28 – 32 °C	Afecta el metabolismo y la tasa de crecimiento del camarón.
Oxígeno disuelto	> 5 mg/L	Ideal mantenerlo > 5 mg/L; niveles < 3 mg/L son peligrosos.

Parámetro	Rango Óptimo	Observaciones
pH	7.5 – 8.5	Los cambios bruscos de pH afectan la salud del camarón.
Salinidad	10 – 35 ppt (g/L)	<i>L. vannamei</i> tolera rangos amplios, pero idealmente se debe mantener constante.
Amonio total (TAN)	< 0.1 mg/L	Los niveles altos son tóxicos; la forma no ionizada (NH <sub>3</sub> ) es la más peligrosa.
Nitrito (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> )	< 0.5 mg/L	Tóxico incluso en bajas concentraciones.
Nitrato (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	< 50 mg/L	Menos tóxico que el amonio y nitrito, pero debe mantenerse bajo.
Alcalinidad	100 – 200 mg CaCO <sub>3</sub> /L	Mejora la estabilidad del pH.
Dureza	100 – 300 mg CaCO <sub>3</sub> /L	Asegura la disponibilidad de minerales para la muda del camarón.
Sólidos suspendidos totales (TSS)	< 100 mg/L	El exceso de TSS reduce la calidad del agua y afecta las branquias.
Transparencia (Secchi)	30 – 45 cm	Indicador de carga orgánica y actividad fitoplanctónica.

**Fuente:** Boyd y Tucker, 2012; FAO, 2009; del Cisne Castillo-Ochoa y Velásquez-López, 2021; Toro et al., 2020

**Tabla 3.** *Parámetros Óptimos del Suelo para el Cultivo de Camarones (Penaeus vannamei)*

<b>Parámetro</b>	<b>Rango Óptimo</b>	<b>Observaciones</b>
Textura del suelo	Arcillosa o franco arcillosa	Retiene bien los nutrientes y el agua; evita filtraciones.
pH del suelo (en agua 1:2.5)	6.5 - 8.0	Suelos ácidos (<6) deben encalarse para evitar liberación de metales tóxicos.
Materia orgánica	1 - 2%	Valores altos (>5%) pueden provocar acumulación de gases tóxicos.
Capacidad de intercambio catiónico (CIC)	> 15 meq/100g	Alta CIC mejora retención de nutrientes.
Contenido de sulfuro reducido (ácido sulfhídrico/H <sub>2</sub> S)	< 0.5 ppm	Los suelos con alto contenido de sulfuros son tóxicos para los camarones.
Contenido de hierro soluble (Fe <sup>2+</sup> )	< 0.5 ppm	Hierro ferroso puede volverse tóxico en suelos anaeróbicos.
Carbonatos (CaCO <sub>3</sub> )	Moderado (> 1%)	Mejora la capacidad de amortiguación de pH en el suelo y estabiliza el pH.
Relación C: N en sedimentos	10:1 - 15:1	Indica un equilibrio adecuado entre carbono y nitrógeno para la descomposición.
Profundidad de sedimento blando	< 5 cm acumulado	El exceso indica mala calidad y acumulación de materia orgánica.

**Fuente:** Boyd y Tucker, 2012; FAO, 2009; del Cisne Castillo-Ochoa y Velásquez-López, 2021

## **6.11. Enfermedades que afectan los cultivos intensivos de camarón**

Las enfermedades en los cultivos de acuicultura representan un desafío significativo para el éxito de la acuicultura. Las condiciones ambientales adversas afectan negativamente al sistema inmunológico del camarón, generando inicialmente estrés a nivel bioquímico y molecular. Esto desencadena diversas respuestas estructurales y funcionales, incluyendo alteraciones en la regulación hormonal, el metabolismo, la osmorregulación y la respuesta inmunológica frente a infecciones causadas por virus o bacterias presentes de forma natural en el entorno de cultivo. Aunque los camarones puedan parecer saludables al inicio, un episodio de estrés puede derivar en una alta mortalidad (Asche et al., 2021).

### ***6.11.1. Enfermedades de origen viral***

#### **6.11.1.1. Infección por el Virus de la Necrosis Hipodérmica y Hematopoyética Infecciosa (IHHNV)**

En la especie *L. vannamei*, IHHNV suele cursar de forma crónica y puede causar enanismo y deformidades. WSSV se manifiesta con letargia, disminución del consumo y lesiones blanquecinas en cutícula, con altas mortalidades en pocos días. Todo. El TSV afecta sobre todo las etapas tempranas del engorde y puede provocar necrosis epitelial y fallas de muda (Lightner y Pantoja, 2003).

#### **6.11.1.2. Parvovirus Hepatopancreático (HPV)**

En casos en los que la infección es severa es posible observar atrofia y decoloración del hepatopáncreas, reducción en la tasa de crecimiento, anorexia, reducción en la actividad de limpieza dando como resultado un incremento en el ensuciamiento de branquias y apéndices

ocasionado por la colonización con organismos epicomensales, opacidad ocasional de los músculos abdominales e infecciones secundarias por patógenos (Lightner y Pantoja, 2003).

#### **6.11.1.3. Virus del Síndrome de la Mancha Blanca (WSSV)**

Se ha reportado que, durante la fase aguda de la enfermedad, los camarones tienden a mostrar una reducción en el consumo de alimento, se vuelven letárgicos, la cutícula se desprende fácilmente y presenta manchas blancas (de ahí el nombre dado a la enfermedad) de aproximadamente 0.5 a 2.0 mm de diámetro, las cuales son más conspicuas en la parte interna del caparazón. Es posible que las manchas blancas representen depósitos anormales de sales de calcio en el epitelio cuticular.

Las poblaciones de camarón que presentan estos síntomas clínicos tienden a exhibir altas tasas de mortandad acumulada, alcanzando hasta 100% de 3 a 10 días después de que se observan los primeros síntomas (Lightner y Pantoja, 2003).

#### **6.11.1.4. Virus del Síndrome de Taura (TSV)**

Es una enfermedad característica por presentarse durante la fase de crianza de *P. vannamei* generalmente ocurre entre los 4 y 40 días posteriores a la siembra de postlarvas. Los síntomas varían según las fases de infección, en la fase aguda, se observa expansión de cromatóforos rojos y necrosis multifocal de epitelio y cutícula suave. En esta fase, los organismos infectados generalmente mueren durante el proceso de ecdisis, mientras que en la fase crónica o de recuperación se observan algunos organismos con lesiones multifocales melanizadas. Así como pueden presentar cutícula blanda y expansión de cromatóforos rojos, estos camarones son los sobrevivientes a la fase aguda los cuales atravesaron a muda exitosamente sin embargo mantienen ciertas secuelas en vía de recuperación (Lightner y Pantoja, 2003).

## **6.11.2. Enfermedades de origen Bacteriano**

### **6.11.2.1. Hepatopancreatitis necrotizante**

Es una enfermedad bacteriana que afecta al hepatopáncreas de los organismos, produciendo disminución en el crecimiento del camarón, pudiendo llegar hasta un 90% de mortalidad en etapas juveniles y adultas (OIE, 2019). Los síntomas externos que se pueden observar en los camarones enfermos pueden incluir combinaciones de los siguientes

- Consumo reducido de alimento, anorexia, e intestinos vacíos.
- Factores de conversión alimenticia muy elevados.
- Marcada reducción del crecimiento.
- Proporción longitud: peso muy elevado (“colas delgadas”).
- Cutícula blanda y cuerpos flácidos.
- Branquias oscuras o negras.
- Expansión de cromatóforos en las orillas o puntas de los pleópodos o urópodos dándoles una apariencia oscura.
- Colonización severa de las superficies por organismos epicomensales.
- Letargia.
- Marcada atrofia del hepatopáncreas

### **6.11.2.2. Vibriosis (síndrome de la gaviota)**

Esta enfermedad causada por un conjunto de bacterias gramnegativas de la familia *Vibrionaceae* (Pavlidis y Mylonas, 2010). Las bacterias del género *Vibrio*, en particular, pueden afectar al camarón en distintas etapas de su desarrollo, según el área del organismo

que se vea comprometida (Morales y Cuéllar-Anjel, 2008). Los síntomas que presentan los organismos infectados pueden ser:

- Mortandades elevadas, especialmente en postlarvas y juveniles tempranos.
- Los camarones moribundos se muestran hipóxicos y con frecuencia se acercan a la superficie y a las orillas de los estanques.
- Se puede observar aves marinas alimentándose de los camarones que se acercan a la superficie.
- Camarones luminiscentes en los tanques o estanques.

### **6.11.3. *Vibrios***

Diversas especies de *Vibrio* han sido identificadas con actividad patogénica en camarones cultivados, incluyendo *V. harveyi*, *V. splendidus*, *V. parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. owensis*, *V. vulnificus*, *V. campbellii* y *V. orientalis* (Gopal et al., 2005; Phuoc et al., 2009; Sotomayor et al., 2019). En años recientes, se ha reportado que cepas específicas de *Vibrio* son responsables de la aparición del síndrome de necrosis hepatopancreática aguda (AHPND) en especies de camarones peneidos (Liu et al., 2017; Restrepo et al., 2018). A pesar de la amplia evidencia que respalda el papel etiológico de los *Vibrio* spp. en enfermedades del camarón, también se ha documentado el uso de ciertas cepas no patógenas de este género como probióticos, con aplicaciones beneficiosas en sistemas de cultivo intensivo de *P. vannamei* (Rodríguez et al., 2007).

### **6.11.4. *Técnicas de diagnóstico para la detección de bacterias***

Actualmente, las tecnologías usadas para el diagnóstico de bacterias marinas relacionadas con enfermedades de cultivos larvarios de camarón son:

1. Examinación microscópica directa, técnicas histológicas
2. Cantidad de bacterias con capacidad de crecer en el medio de cultivo selectivo

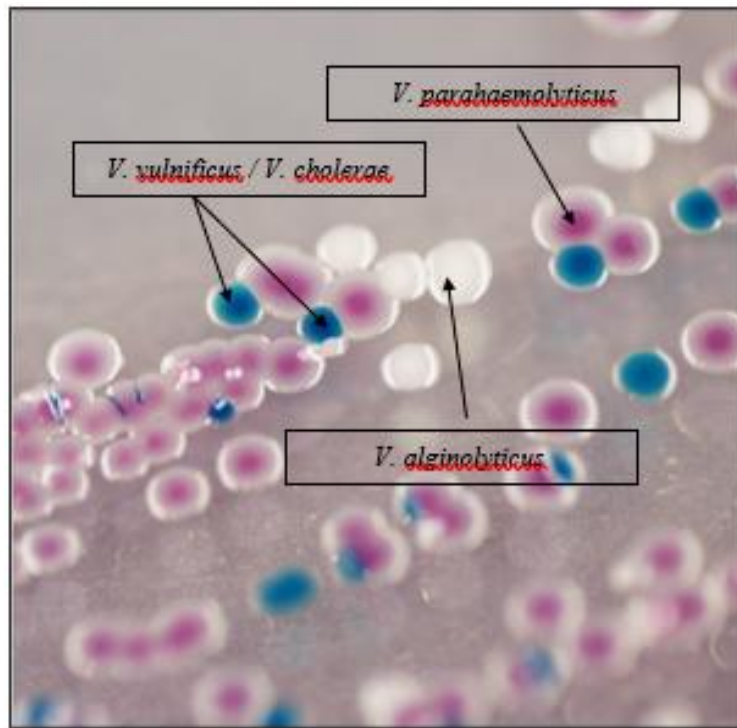
Tiosulfato-Citrato Sal Biliar-Sacarosa (TCBS) y CHROMagar (López-Torres et al., 2000),

3. Polimorfismo de fragmentos amplificados (AFLP) (Vandenberghe et al., 1999)
4. PCR de DNA polimórfico amplificado azarosamente (RAPD-PCR) (Sudheesh et al., 2002).

De las técnicas antes mencionadas, una de la más utilizada para la identificación de vibrios en los cultivos es el conteo de UFC en medios de agar selectivos como CHROMagar. Este es un medio cromogénico altamente eficaz para el aislamiento y la detección temprana de *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus* y *V. vulnificus*.

La clasificación realiza en base a la coloración que adquieren las colonias bacterianas en el medio, de la siguiente manera:

- *V. alginolyticus* permanece incolora o con una ligera tonalidad crema en CHROMagar™ Vibrio, evitando cualquier interferencia con la detección de otras especies.
- *V. parahaemolyticus* presenta un color malva o morado pálido
- *V. vulnificus* / *V. cholerae* manifestarán un color azul verdoso o azul turquesa



**Figura 3.** Identificación de especies de vibrios.

**FUENTE:** CHROMagar (2021)

#### **6.11.5. Estrategias terapéuticas contra los vibrios**

Los métodos empleados para combatir y controlar los vibrios patógenos en el cultivo son varios como inmunoestimulantes betaglucanos (Mohan et al., 2019; Rodríguez et al., 2007), productos naturales basados en extractos de plantas (Chaudhari et al., 2014), productos antimicrobianos como ácidos orgánicos (He et al., 2017; Mroz, 2005), aceites esenciales (Pezzani et al., 2017), y antibióticos (Albuquerque Costa et al., 2015; Henriksson et al., 2018). En los últimos años, se ha observado un incremento significativo en la aparición de cepas bacterianas de resistentes a los antibióticos convencionales en los sistemas de cultivo de camarón (Kitiyodom et al., 2010; Sotomayor et al., 2019). Esta situación ha impulsado la investigación orientada hacia el desarrollo de compuestos alternativos con eficacia antimicrobiana con el objetivo de controlar eficazmente a los vibrios patógenos y que puedan sustituir el uso de antibióticos sin comprometer la salud humana como en el caso de los probióticos.

### 6.11.6. Probióticos en el cultivo de camarón

El empleo de probióticos en los cultivos de camarón se ha consolidado como una de las alternativas naturales al uso de antibióticos, ya que no generan efectos colaterales. Los probióticos pueden suplantar a los promotores de crecimiento en cantidades adecuadas, reducen la mortalidad y aumentan la conversión alimenticia (Gutiérrez y Montoya, 2013). La base de su aplicación radica en incorporar bacterias benéficas y no patógenas al sistema de cultivo, creando un ecosistema microbiano que compite con posibles patógenos por los nichos ecológicos disponibles. Algunas de estas bacterias, como las nitrificantes, también mejoran la calidad del agua al reducir compuestos tóxicos como el amoníaco y los nitritos (Paladines y Landívar, 2015).

La incorporación de probióticos se ha popularizado no solo por su capacidad para mejorar la nutrición y la digestión de los camarones, sino también por su papel en la prevención de enfermedades. A medida que crece la demanda de prácticas acuícolas sostenibles y ambientalmente responsables, también aumenta el uso de probióticos en los sistemas de cultivo de camarón.

**Tabla 4.** Efectos de Cepas Probióticas en Especies de Camarón Cultivadas

Cepa Probiótica	Especie Aplicada	Efecto del Probiótico	Referencia
<i>Bacillus S11</i>	<i>Penaeus monodon</i>	Protección contra <i>Vibrio harveyi</i> mediante estimulación de defensas inmunes celulares y humorales	Rengpipat et al., 1998

<b>Cepa Probiótica</b>	<b>Especie Aplicada</b>	<b>Efecto del Probiótico</b>	<b>Referencia</b>
<i>Bacillus subtilis</i> UTM 126	<i>Penaeus vannamei</i>	Control de vibriosis mediante producción de antibióticos y exclusión competitiva	Balcázar y Rojas-Luna, 2007
<i>Streptomyces</i>	<i>Penaeus monodon</i>	Mejora de parámetros de calidad del agua, aumento de longitud y peso del animal	Das et al., 2006
<i>Bacillus subtilis</i> E20	<i>Penaeus monodon</i>	Mejora de la respuesta inmune humoral	Liu et al., 2010

**Fuente:** Kumar et al., 2016

**Tabla 5.** Sustancias Antimicrobianas Producidas por Probióticos y su Actividad Inhibitoria Frente a Patógenos Acuícolas.

<b>N.º</b>	<b>Nombre del Probiótico</b>	<b>Sustancia Producida</b>	<b>Cepa Inhibida</b>	<b>Referencia</b>
<b>1</b>	<i>Pseudomonas</i> isolate MSB1	Sideróforos	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	Strom-Bestor y Wiklund, 2011
<b>2</b>	<i>Lactobacillus</i> , <i>Lactococcus</i> , <i>Leuconostoc</i>	Ácido láctico	<i>Lactococcus garviae</i>	Perez-Sanchez et al., 2011
<b>3</b>	<i>Pseudomonas</i> M174	Sideróforos	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	Korkea-aho et al., 2011

N.º	Nombre del Probiótico	Sustancia Producida	Cepa Inhibida	Referencia
4	<i>Pseudomonas</i> M162	Sideróforos	<i>Flavobacterium psychrophilum</i> (in vitro)	Korkea-aho et al., 2011
5	Bacterias ácido-lácticas	Clase I/II/Antibióticos	—	Oppegard et al., 2007 ; Martin-Visscher et al., 2009
6	<i>Vibrio anguillarum</i> AVP10	Vibriocina AVP10	<i>Escherichia coli</i> , <i>V. anguillarum</i> AVS91	Zai et al., 2009
7	<i>Vibrio mediterranei</i>	BLIS	<i>V. parahaemolyticus</i> , <i>V. mediterranei</i>	Carraturo et al., 2006
8	<i>Vibrio harveyi</i> VIB571	BLIS	<i>V. harveyi</i> , <i>V. fischeri</i> , <i>V. gazogenes</i> , <i>V. parahaemolyticus</i>	Prasad et al., 2005a, b
9	Cepas de <i>Pseudomonas</i>	Sideróforos	<i>V. anguillarum</i>	Gram et al., 1999
10	<i>Aeromonas media</i>	BLIS (sustancia bacteriocina-like)	<i>Aeromonas</i> y <i>Vibrio</i>	Gibson et al., 1998
11	Bacterias ácido-lácticas	Peróxido de hidrógeno y CO <sub>2</sub>	—	Naidu et al., 2002

Fuente: Kumar et al., 2016

## **7. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **7.1. Enfoque del Estudio**

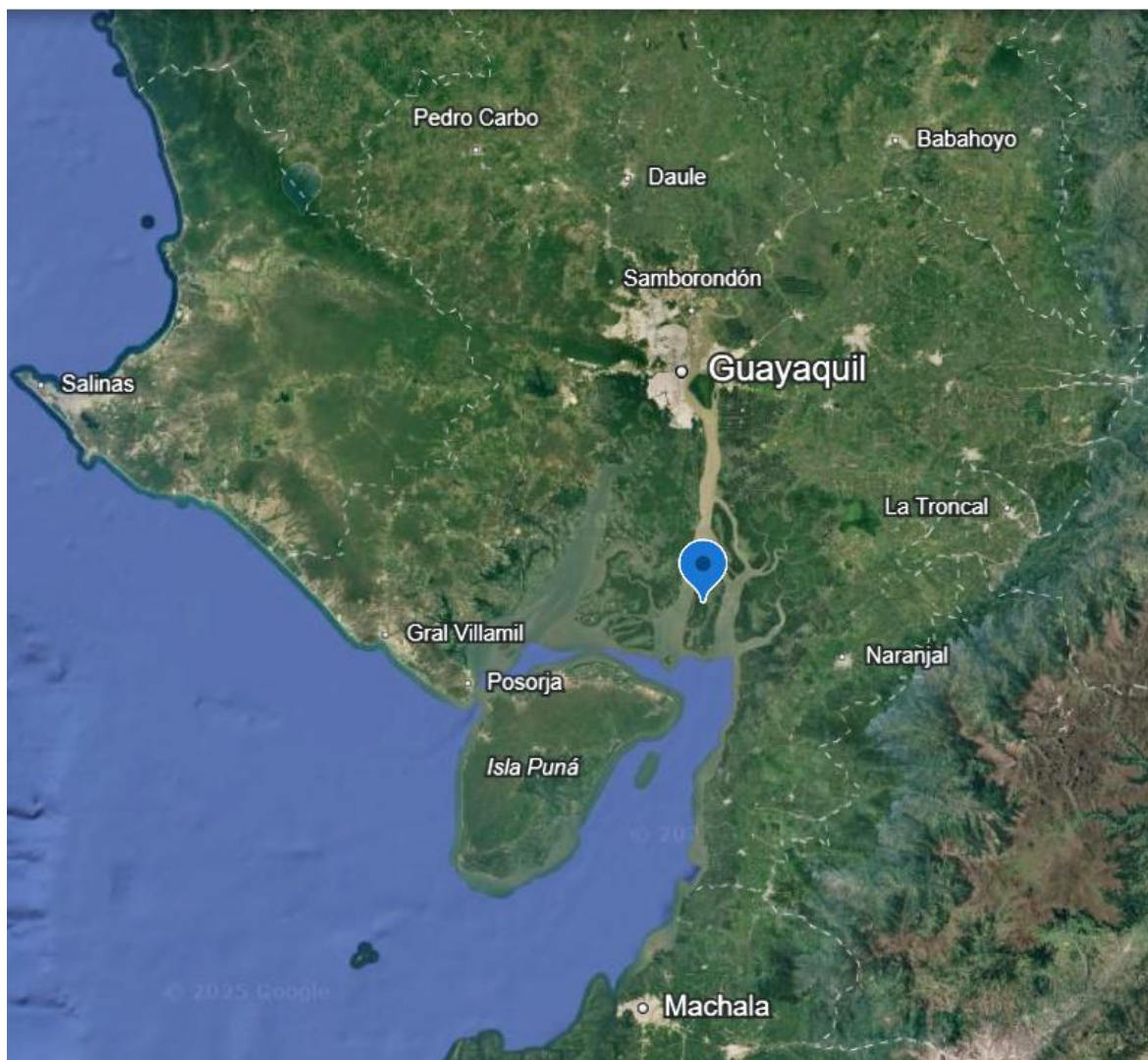
El presente estudio se enmarca en un enfoque cuantitativo de tipo experimental, orientado a la obtención de datos objetivos medibles y replicables que permitan evaluar el impacto de la aplicación de cepas comerciales de bacterias probióticas sobre la salud y el desempeño productivo del camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en condiciones de cultivo controladas.

La metodología se basa en la manipulación de variables independientes (tipos y concentraciones de probióticos) y la observación sistemática de su efecto sobre variables dependientes, tales como: tasa de crecimiento específico, FCR, tasa de supervivencia; la concentración de bacterias patógenas (principalmente *Vibrio spp.*) mediante análisis microbiológicos; variables fisicoquímicas del agua, materia orgánica y microbiología del suelo.

Este enfoque permite establecer relaciones causales entre la administración de probióticos y los efectos observados en el cultivo, aportando evidencia empírica para el desarrollo de estrategias de manejo basadas en la biotecnología microbiana aplicada a la acuicultura.

### **7.2. Área de estudio**

El estudio se realizó tres granjas dedicadas al cultivo intensivo de camarón blanco (*P. vannamei*) ubicada en el golfo de Guayaquil, provincia del Guayas, Ecuador.



*Figura 4. Ubicación geográfica de la camaronera.*

### **7.3. Diseño Experimental**

Se implementó un diseño experimental aleatorio con un enfoque de muestreo estratificado. Este diseño garantizó que cada piscina fuera asignada al azar a un tratamiento o al control dentro de cada granja, lo cual minimizó el sesgo y aseguró que cualquier diferencia en los resultados se debiera a la aplicación del probiótico. La estratificación por granja permitió evaluar la efectividad del tratamiento bajo las condiciones particulares de manejo y ambientales de cada ubicación.

### 7.3.1. Unidades de Estudio

El estudio se llevó a cabo en tres granjas camaroneras, cada una con un total de 6 piscinas, lo que sumó 18 piscinas para el experimento.

Se analizaron dos factores principales:

- **Tratamiento:** La aplicación de un cóctel de bacterias probióticas (T1)
- **Control:** Un grupo sin la adición del cóctel de prueba y manejado con el protocolo estándar.

Dentro de cada granja, las piscinas se distribuyeron de la siguiente manera:

- Tres piscinas recibieron el de bacterias probióticas (T1)
- Tres piscinas se mantuvieron como control con el tratamiento estándar.

### 7.3.2. Composición del Tratamiento

El cóctel bacteriano estuvo compuesto por las siguientes cepas y concentraciones:

- *Bacillus subtilis*:  $5.0 \times 10^9$  UFC/g.
- *Bacillus licheniformis*:  $5.0 \times 10^9$  UFC/g.
- *Bacillus sp*\*.:  $11.0 \times 10^9$  UFC/g.
- *Paracoccus pantotrophus*:  $2.0 \times 10^9$  UFC/g.
- Bacterias ácido-lácticas\*\*.:  $2.0 \times 10^9$  UFC/g.

Nota: \*(*Bacillus pumilus*, *B. amyloliquefaciens*, *B. megatherium*); \*\*(*Lactobacillus acidophilus*, *Pediococcus acidilactici*)

### 7.3.3. Composición del Control

Las piscinas que se mantuvieron como control contienen el siguiente tratamiento estándar:

- *Bacillus licheniformis*:  $7 \times 10^{11}$  UFC.
- *Bacillus pumilus*:  $2 \times 10^{11}$  UFC.
- *Bacillus subtilis*:  $11 \times 10^{11}$  UFC.

El producto fue diluido previa aplicación en la piscina, a razón de 1 kg/ha una vez a la semana principalmente en las zonas de los alimentadores en las primeras horas de la mañana, el uso del producto consistió desde la preparación de la piscina (antes de la siembra) hasta la cosecha.

Para asegurar la confiabilidad de los resultados, todas las piscinas de cada granja se mantuvieron bajo las mismas condiciones de manejo y con una densidad de siembra uniforme. Durante el periodo experimental, se evaluó el efecto del probiótico sobre la calidad del agua y del suelo, así como sobre la productividad del camarón, comparando los resultados del grupo tratado con los del grupo de control.

#### **7.4. Parámetros Analizados**

##### **7.4.1. Análisis de Agua**

Las muestras para el análisis físicoquímicos, microbiológicos y de fitoplancton fueron colectadas entre las 6:00 y 7:00hr aplicando una versión modificada (Cuellar, 2010) donde se especifica que la toma de muestra de agua debe ser *In situ* evitando contaminación. Se empleó un tubo colector con capacidad de 500 ml debidamente rotulado, este fue sumergido dentro de cada piscina en la compuerta cercana a la salida, la muestra fue tomada a una distancia de 20 cm del suelo hacia la superficie (Boyd, 2015). Para las muestras de análisis de fitoplancton, la colecta se realizó a las 12:00 h en la columna de agua mediante un tubo de muestreo de 250 mL.

#### 7.4.1.1. Parámetros Físico-Químicos

Los parámetros tales como amoníaco (NH<sub>3</sub>), alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) y fósforo (P) fueron monitoreados mediante espectrofotómetro YSI 9300. Los parámetros físicos como temperatura y pH se midieron mediante el dispositivo Econse YSI, mientras que la salinidad fue registrada mediante el salinómetro Hanna HI 95928. Los registros se realizaron dos veces por semana durante el periodo de cultivo, aplicando la metodología descrita en los manuales YSI (YSI, 2017).

**Tabla 6.** *Parámetros físicoquímicos analizados*

<b>Parámetro</b>	<b>Procedimiento</b>
<b>Amonio y Amoníaco (TAN)</b>	Se colocaron 10 mL de la muestra en un tubo. Se agregaron las pastillas Ammonia No1 y Ammonia No2, se disolvieron por completo y se esperaron 10 minutos para la lectura.
<b>Fósforo y Fosfato</b>	Se vertieron 10 mL de la muestra en un tubo. Se añadieron las pastillas Phosphate No1 y Phosphate No2, se disolvieron y se esperaron diez minutos para la lectura.
<b>Alcalinidad</b>	En un tubo con 10 mL de la muestra, se agregó y disolvió una pastilla de Alkaphot. Se esperó un minuto para realizar la lectura.

**Fuente:** YSI (2017)

#### 7.4.1.2. Microbiológicos

Las muestras de agua fueron sembradas directamente en el medio de cultivo CHROMagar Vibrio, para lo cual se preparó un agar disuelto a partir de 74,7 g de agar en 1 L de agua. Se calentó y se homogeneizó hasta el punto de ebullición (CHROMagar, 2021). Se inoculó 100 µL de la muestra mediante el método de barrido (Morales y Cuéllar-Anjel, 2008). El conteo de unidades formadoras de colonias (UFC) se realizó manualmente. Los protocolos fueron tomados de Barrero (2016) y Tortora et al., (2007), registrando los diferentes tipos de vibrios identificados mediante el uso de los medios de cultivos.

Para la determinación total de la concentración de colonias se consideró la siguiente fórmula:

$$\frac{UFC}{mL} = \frac{Número\ de\ colonias\ x\ factor\ de\ dilución}{Mililitros\ de\ muestra\ sembrada}$$

#### 7.4.1.3. Conteo de Fitoplancton

Este proceso se realizó mediante técnica de conteo celular por cámara de Neubauer, se aplicó la metodología descrita por Oscanoa et al., (2018), para lo que se consideraron únicamente los 4 cuadrantes externos de la cámara. Para la obtención de células por mililitro se aplicó la siguiente fórmula.

$$Concentración\ celular = \frac{Total\ de\ células\ contadas}{Número\ de\ cuadrantes\ contados} \times 10000 = \frac{cél}{ml}$$

Se registró el conteo total de los principales grupos de fitoplancton tales como: diatomeas, cianobacterias, clorofitas, dinoflagelados, euglenofitas y rafidofitas.

#### **7.4.2. Análisis de Suelo**

Se llevaron a cabo análisis de materia orgánica (M.O.) y microbiología, para esto se recolectaron muestras al iniciar y finalizar cada ciclo mediante el uso de un tubo PVC, a una profundidad de 10 cm de la superficie del sustrato hacia el fondo de la piscina. Se obtuvieron 4 submuestras tomadas en el área de préstamo y mesa de cada estanque. Posteriormente, se realizó una mezcla homogénea de las mismas, obteniendo una muestra final por estanque con un peso de 1 kg (Boyd & Tucker, 2012). La muestra final fue almacenada, rotulada y enviada al laboratorio de análisis. Para los análisis se realizaron en base a las siguientes metodologías:

##### **7.4.2.1. Materia orgánica**

La determinación de materia orgánica por pérdida por ignición consistió en secar la muestra a 105 °C para eliminar la humedad, y luego calcinarla a 550 °C durante 4 horas en una mufla. La pérdida de peso resultante corresponde a la materia orgánica volatilizada y se calcula como porcentaje del peso seco inicial (DIN 18128, 2002; AOAC International, 2005).

##### **7.4.2.2. Microbiología**

Se realizó el procedimiento modificado de Peñaranda, et al (2020). Se tomaron 10 g de sedimento del fondo del estanque, se homogeneizaron en 90 mL de agua destilada

estéril en un frasco estéril y se agitaron vigorosamente durante 1–2 minutos para liberar las bacterias del sedimento. Se tomaron 100 uL del homogenizado y se sembró por técnica de barrido en CHROMagar Vibrio. El conteo de unidades formadoras de colonias (UFC) se realizó manualmente. Los protocolos fueron tomados de Barrero (2016) y Tortora et al., (2007), registrando los diferentes tipos de Vibrios identificados mediante el uso de los medios de cultivos.

Para la determinación total de la concentración de colonias se consideró la siguiente fórmula:

$$\frac{UFC}{mL} = \frac{\text{Número de colonias} \times \text{factor de dilución}}{\text{Mililitros de muestra sembrada}}$$

### **7.4.3. Salud Animal**

#### **7.4.3.1. Microbiología**

El muestreo biológico para análisis de hepatopáncreas de *P. vannamei* fue de tipo aleatorio donde se seleccionaron 10 organismos frescos de cada piscina y se procedió a trasladarlos al laboratorio donde mediante disección se obtuvo la muestra de hepatopáncreas para la que se considera únicamente una pequeña fracción del órgano de cada individuo y se almacenó en un tubo de 1.5 mL. Se realizó la inoculación de 100uL de la muestra en un medio de cultivo selectivo para Vibrios mediante la técnica de barrido y considerando una dilución de 1:10 en solución salina al 10% (Morales y Cuéllar-Anjel, 2008; Rubio, et al., 2020).

Para la determinación total de la concentración de colonias se consideró la siguiente fórmula:

$$\frac{UFC}{mL} = \frac{\text{Número de colonias} \times \text{factor de dilución}}{\text{Mililitros de muestra sembrada}}$$

#### 7.4.4. Índices Productivos

##### 7.4.4.1. Crecimiento

Se evaluó el incremento lineal de los organismos en cada piscina de manera semanal, el cálculo de este parámetro se realizó a través del procesamiento de datos siguiendo lo reportado por Hadi et al., (2009) mediante la siguiente formula.

$$\text{Incremento lineal} = \frac{\text{Peso final} - \text{Peso de siembra}}{\text{Tiempo en días}}$$

##### 7.4.4.2. Supervivencia

La supervivencia en las piscinas se evaluó mediante el registro de la mortalidad ocurrida durante el período de prueba, bajo la siguiente formula (Hadi et al. 2009):

$$\text{Supervivencia} = \frac{\text{Densidad final}}{\text{Densidad inicial}} \times 100$$

##### 7.4.4.3. Factor de Conversión Alimenticia

Para medir la eficiencia de conversión de alimento en biomasa corporal del animal se realizó el cálculo a partir del registro de alimentación suministrado y la biomasa final ganada.

$$FCA = \frac{\text{Alimento suministrado}}{\text{Biomasa ganada}}$$

## **7.5. Procesamiento y Análisis de la información**

El análisis de datos se realizó mediante el programa Minitab 19.0. Primero se evaluó la normalidad de los datos usando una prueba de Anderson - Darling, y posteriormente, se verificó la homogeneidad de datos usando una prueba de homocedasticidad de Levene. Finalmente, se realizó un ANOVA de una vía con una prueba posterior de Tukey a un valor de significancia  $p < 0,05$ . Luego, se determinó la correlación de las diversas variables estudiadas en los distintos tratamientos a través de un análisis de componentes principales (PCA).

## 8. RESULTADOS

### 8.1. AGUA

En la Figura 5 se presenta la comparación de parámetros fisicoquímicos entre tres camaroneras (A, B y C) bajo dos tratamientos: control y prueba. En temperatura, el valor máximo se registró en la camaronera C del grupo control (32,0 °C) y el mínimo en la camaronera B del mismo grupo (22,1 °C), lo que indica variabilidad térmica entre sectores. Para el pH, el valor más alto se observó en la camaronera A del control (9,2), y el más bajo fue 7,4 en la prueba, manteniéndose dentro de rangos alcalinos.

La relación N:P mostró el valor más alto en la camaronera C del grupo de prueba (21,3) y el más bajo en la camaronera B de la prueba (9,3), lo que refleja diferencias en la disponibilidad relativa de nutrientes. En cuanto al NH<sub>3</sub>, el máximo se presentó en la camaronera B del grupo de prueba (0,093 mg/L) y el mínimo en la camaronera A del mismo grupo (0,014 mg/L), sin embargo, todos los valores se mantuvieron por debajo de niveles críticos.

Para CaCO<sub>3</sub>, el mayor valor fue en la camaronera B del grupo prueba (118,5 mg/L) y el menor en la camaronera A del control (98,4 mg/L), evidenciando variaciones en la alcalinidad del agua. Las letras indicativas (A) confirman que no se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ni entre camaroneras ( $p > 0,05$ ), lo que sugiere homogeneidad experimental y ausencia de efectos atribuibles al tratamiento.

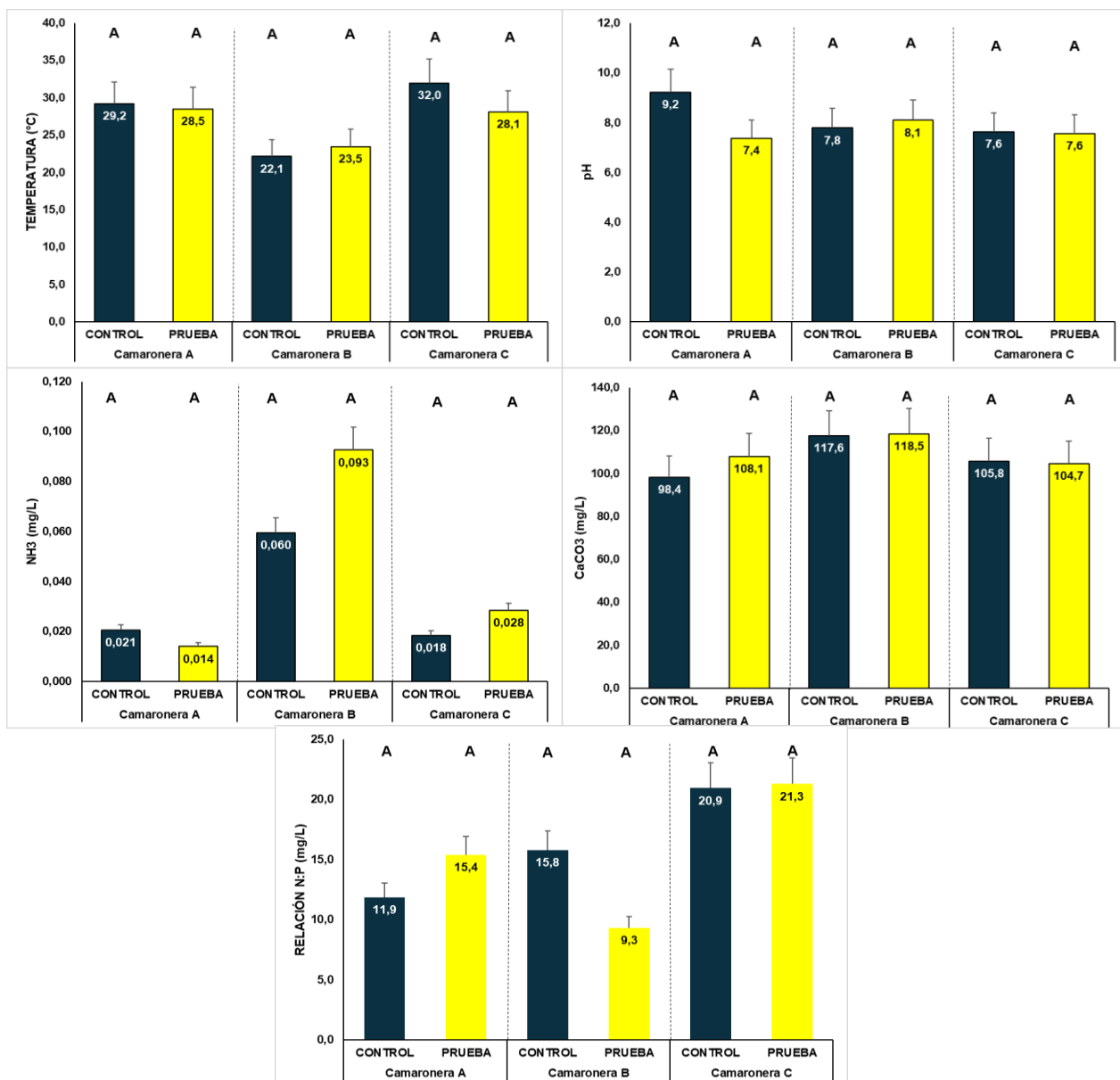
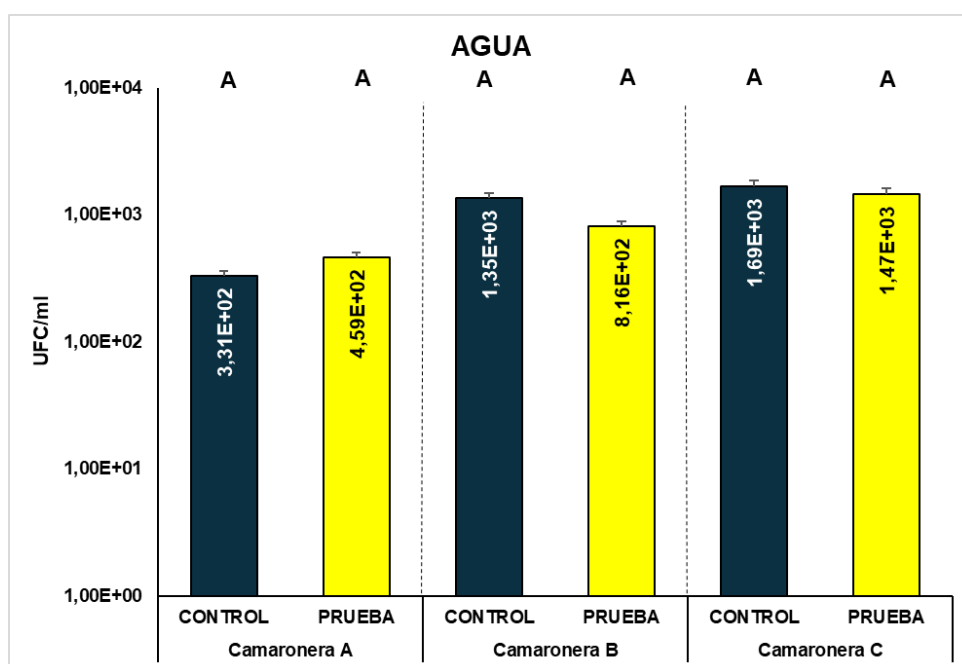


Figura 5. Parámetros fisicoquímicos del Agua (Temperatura, pH, relación N:P, NH<sub>3</sub> y CaCO<sub>3</sub> entre el grupo Control y el grupo de Prueba en 3 Unidades de Producción. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

En relación con la densidad microbiana en las muestras de agua, expresada en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL), se evaluaron tres camaroneras (A, B y C) bajo dos condiciones experimentales: grupo control y grupo prueba. El valor mínimo se registró en la camaronera A del grupo control con  $3,31 \times 10^2$  UFC/mL, mientras que el máximo correspondió a la camaronera C del mismo grupo con  $1,69 \times 10^3$  UFC/mL, seguido por la camaronera B con  $1,35 \times 10^3$  UFC/mL. En el grupo prueba, los valores fluctuaron

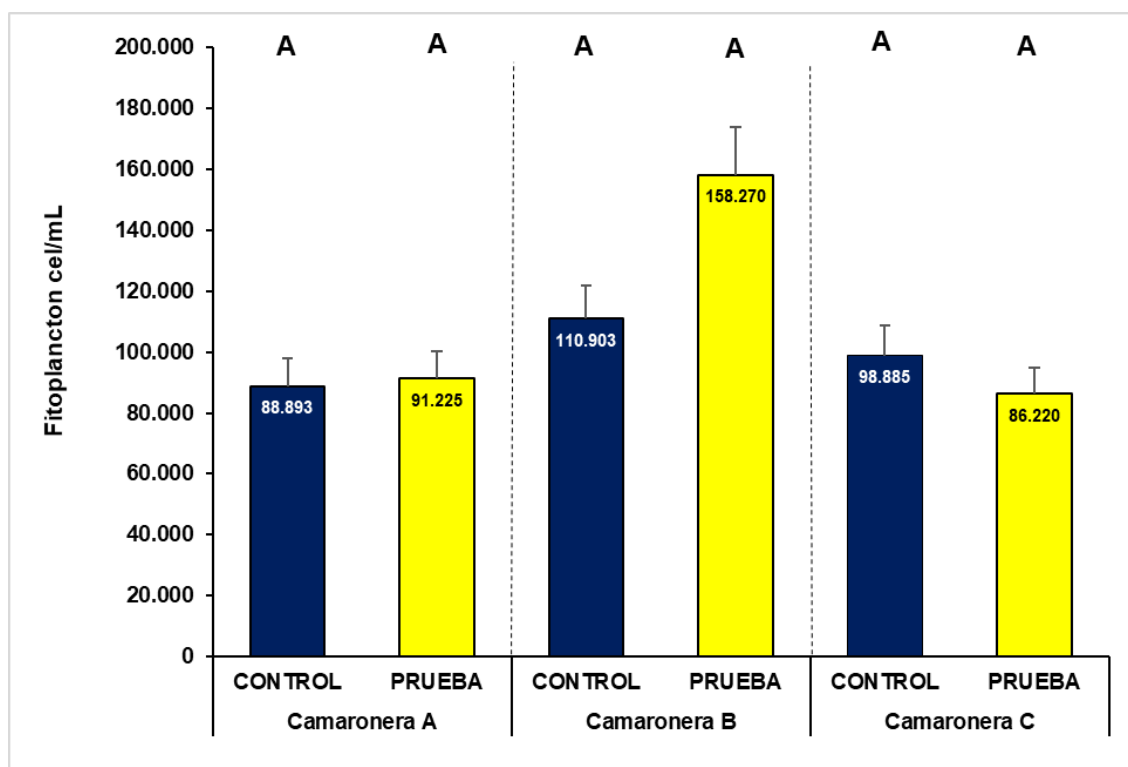
entre  $4,59 \times 10^2$  UFC/mL en la camaronera A y  $1,47 \times 10^3$  UFC/mL en la camaronera C, siendo este último el más elevado para dicho tratamiento. Las letras indicativas (A) sobre las barras confirman la ausencia de diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ( $p > 0,05$ ). (Figura 6).



**Figura 6.** Concentración de *Vibrio* sp. (UFC/mL) en el agua de las camaroneras (A, B y C) bajo condiciones Control y Prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0,05$ )

Figura 7 analiza la biomasa fitoplanctónica en agua (cél/mL), en tres camaroneras (A, B y C) bajo dos condiciones experimentales: grupo control (barras azules) y grupo prueba (barras amarillas). El valor mínimo se registró en la camaronera C del grupo prueba con 86.220 cél/mL, mientras que el máximo correspondió a la camaronera B del grupo prueba con 158.270 cél/mL, evidenciando una marcada variabilidad entre sectores. En el grupo control, los valores fluctuaron entre 88.893 cél/mL en la camaronera A y 110.903 cél/mL en la camaronera C, mostrando una distribución más uniforme. Por su parte, el grupo prueba presentó mayor dispersión, con un incremento notable en la camaronera B respecto a las

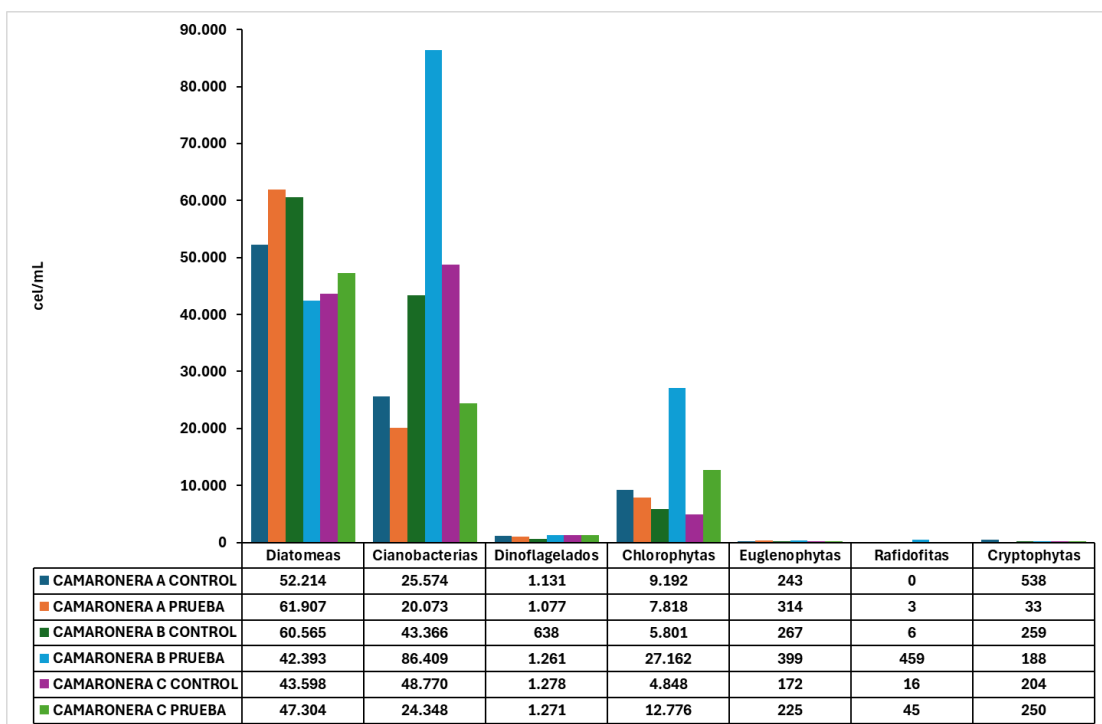
demás. Las letras indicativas (A) sobre las barras confirman la ausencia de diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ( $p > 0,05$ ).



**Figura 7.** Concentración total de fitoplancton (cél/mL) por camaronera (A, B, C) bajo condiciones de Control y Prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ ).

El análisis de la composición de microalgas en las tres camaroneras evaluadas mostró variaciones entre los tratamientos (Control y Prueba). En el grupo de diatomeas, la mayor densidad se registró en la Camaronera A (Prueba) con 61,907 cel/mL, mientras que el valor más bajo correspondió a la Camaronera B (Prueba) con 42,393 cel/mL. Las cianobacterias presentaron el valor más alto en la Camaronera B (Prueba) (86,400 cel/mL), superando ampliamente a los demás tratamientos, mientras que la Camaronera A (Prueba) mostró la menor densidad (20,073 cel/mL), lo que evidencia un efecto diferencial del tratamiento sobre este grupo. Los dinoflagelados mantuvieron valores bajos en todos los tratamientos (entre 1,077 y 1,278 cel/mL). En el caso de las chlorophytas, se observó un incremento notable en la Camaronera C (Prueba) (12,776 cel/mL) frente a su control (4,848 cel/mL), mientras que

en las demás camaroneras los valores fueron menores. Las euglenophytas mostraron aumentos moderados en las pruebas, destacando la Camaronera B Prueba con 399 cel/mL. Las rafidofitas aparecieron únicamente en los tratamientos, con valores máximos en la Camaronera B Prueba (459 cel/mL), mientras que las cryptophytas presentaron una tendencia a disminuir en las pruebas, siendo el valor más alto en la Camaronera A Control (538 cel/mL) (Figura 8).

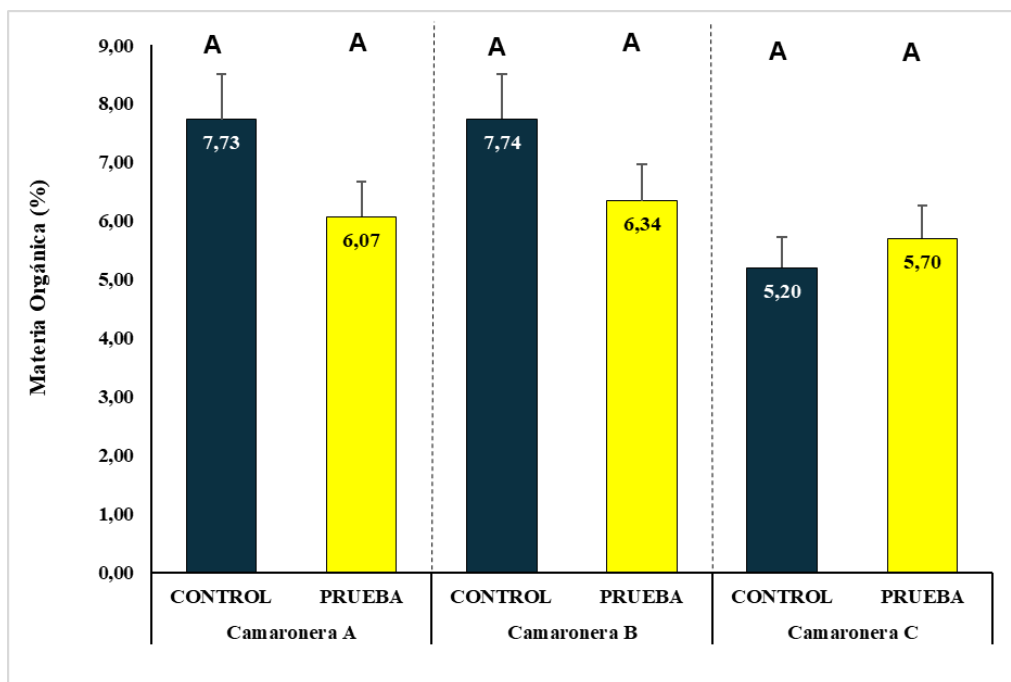


**Figura 8.** Abundancia de grupos de microalgas (cel/mL) en tres camaroneras (A, B y C) bajo condiciones de control y prueba.

## 8.2. SUELO

El análisis se centra en el contenido porcentual de materia orgánica de los sedimentos de tres camaroneras (A, B y C), evaluadas en dos condiciones experimentales: grupo control y grupo prueba. En el grupo control, el valor más elevado se registró en la camaronera B con 7,74 %, seguido muy de cerca por la camaronera A con 7,73 %, mientras que el mínimo correspondió a la camaronera C con 5,20 %. En el grupo prueba, los valores fluctuaron entre

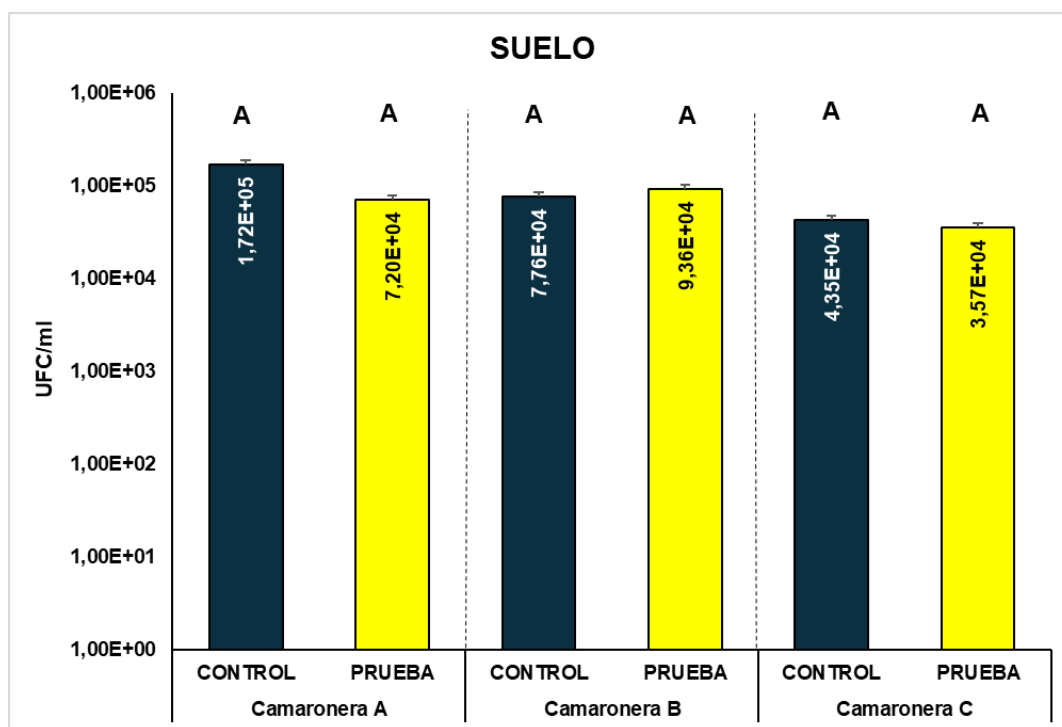
6,34 % en la camaronera B y 5,70 % en la camaronera C, siendo el menor en la camaronera A con 6,07 %. Además, no se observaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos y camaroneras ( $p > 0,05$ ), lo que sugiere que las variaciones observadas responden a características propias del sistema y no al efecto del tratamiento (Figura 9).



**Figura 9.** Valores de Materia Orgánica (%) en sedimentos de 3 camaroneras (A, B, C) bajo dos tratamientos: grupo control y grupo de prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

La Figura 10 analiza la concentración microbiana en suelo, expresada en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL), en tres camaroneras (A, B y C) sometidas a dos condiciones experimentales: tratamiento control y tratamiento de prueba. El valor más alto se registró en la camaronera A del grupo control, con  $1,72 \times 10^5$  UFC/mL, mientras que el más bajo correspondió a la camaronera C del grupo prueba, con  $3,57 \times 10^4$  UFC/mL. En el grupo control, los valores oscilaron entre  $7,76 \times 10^4$  UFC/mL en la camaronera B y  $4,35 \times 10^4$  UFC/mL en la camaronera C, mostrando una disminución hacia esta última. Por su parte, el grupo prueba presentó valores intermedios, con un máximo en la camaronera B ( $9,36 \times 10^4$  UFC/mL) y un mínimo en la camaronera C ( $3,57 \times 10^4$  UFC/mL). Las letras

indicativas (A) sobre las barras reflejan que el análisis estadístico no evidenció diferencias significativas entre los tratamientos ni entre las camaroneras evaluadas ( $p > 0,05$ ).

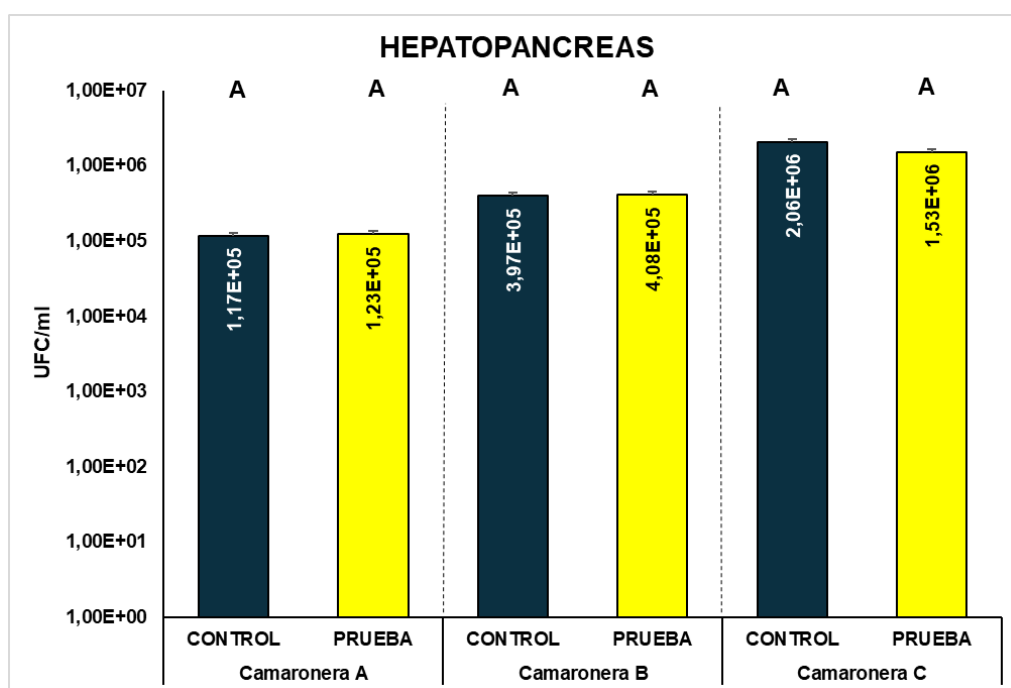


**Figura 10.** Densidad microbiana del suelo (UFC/mL) en tres camaroneras (A, B, C) bajo dos tratamientos: grupo control y grupo de prueba). Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0,05$ )

### 8.3. SALUD ANIMAL

La Figura 12 se centra en la cuantificación de la carga microbiana en el hepatopáncreas, expresada en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL), en especímenes procedentes de tres instalaciones camaroneras (A, B y C), distribuidos en un grupo experimental de control (azul) y en un grupo de prueba (amarillo). En el grupo control, el valor más alto se registró en la camaronera C, con  $2,06 \times 10^6$  UFC/mL, mientras que el más bajo correspondió a la camaronera A, con  $1,17 \times 10^5$  UFC/mL. En el grupo prueba, los valores oscilaron entre  $1,53 \times 10^6$  UFC/mL en la camaronera C y  $1,23 \times 10^5$  UFC/mL en la camaronera A, mostrando una tendencia similar a la observada en el control. La camaronera B presentó valores intermedios en ambos tratamientos,  $3,97 \times 10^5$  UFC/mL en el control y  $4,08 \times 10^5$  UFC/mL en la prueba. No se detectaron diferencias estadísticamente

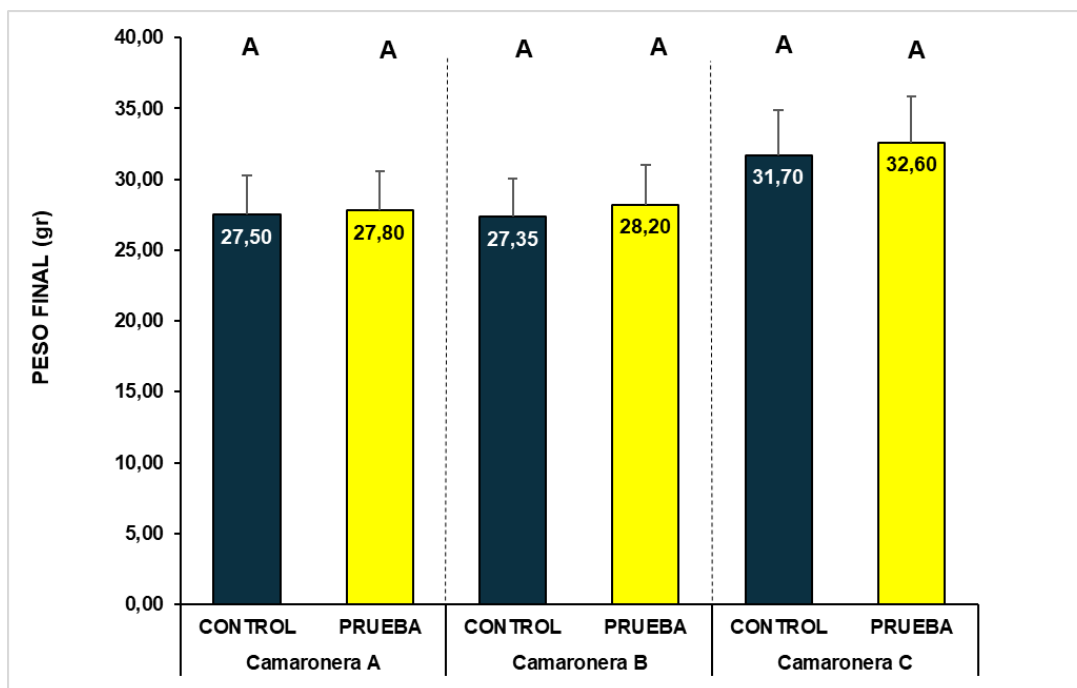
significativas ni entre los grupos de tratamiento (control vs. prueba) ni entre las camaroneras (A, B, C) ( $p > 0,05$ ) (Figura 12).



**Figura 11.** Carga microbiana en hepatopáncreas (UFC/mL) en tres camaroneras (A, B, C) bajo condiciones de Control y Prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0,05$ )

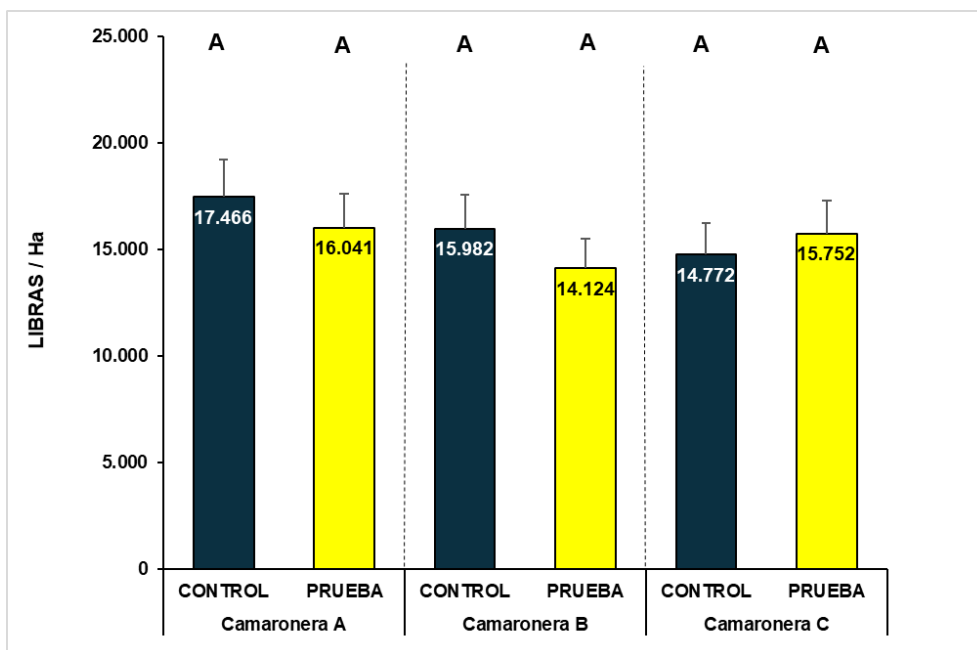
#### 8.4. INDICES PRODUCTIVOS

La comparación del peso final (g) en tres camaroneras (A, B y C) bajo un tratamiento control y otro con probiótico mostraron que en la camaronera A, los valores fueron 27,50 g (control) y 27,80 g (prueba); en B, 27,35 g y 28,20 g; y en C, 31,70 g y 32,60 g, respectivamente. Aunque las diferencias fueron pequeñas en A y B, en la Camaronera C se observó el mayor incremento (0,90 g), alcanzando los valores más altos registrados. No hubo diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ( $p > 0,05$ ), lo que evidencia que el probiótico no tuvo un efecto determinante en el peso final dentro del periodo de estudio. Finalmente, la superioridad productiva de la Camaronera C sugiere condiciones ambientales o de manejo más favorables en comparación con las otras dos unidades evaluadas (Figura 13) (Tabla 7).



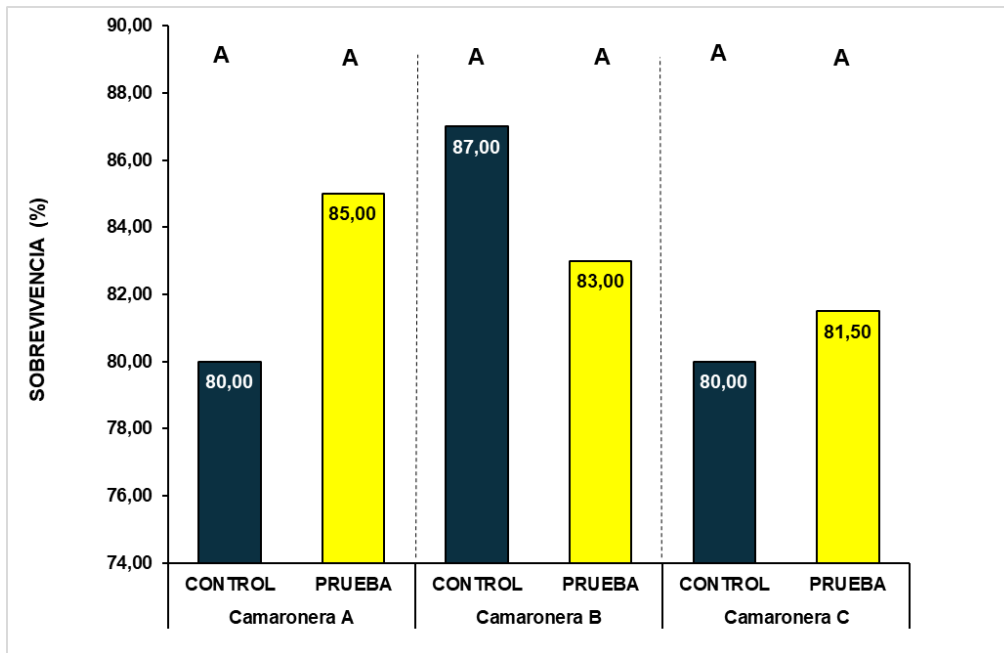
**Figura 12.** Peso final (g) de *Penaeus vannamei* cultivado en tres camaroneras (A, B y C), comparando dos tratamientos: grupo control y grupo prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

El rendimiento por hectárea (lb/ha) en las tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba presentó variaciones entre tratamientos. En la Camaronera A, el control alcanzó 17.466 lb/ha, mientras que la prueba registró 16.041 lb/ha, mostrando una ligera disminución. En la Camaronera B, los valores fueron 15.982 lb/ha en el control y 14.124 lb/ha en la prueba, evidenciando una reducción más marcada. Por el contrario, en la Camaronera C se observó un incremento, pasando de 14.772 lb/ha en el control a 15.752 lb/ha en la prueba. A pesar de estas diferencias numéricas, las letras iguales (A) sobre las barras indican que no se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p > 0,05$ ) entre los tratamientos en ninguna de las camaroneras evaluadas (Figura 14) (Tabla 7).



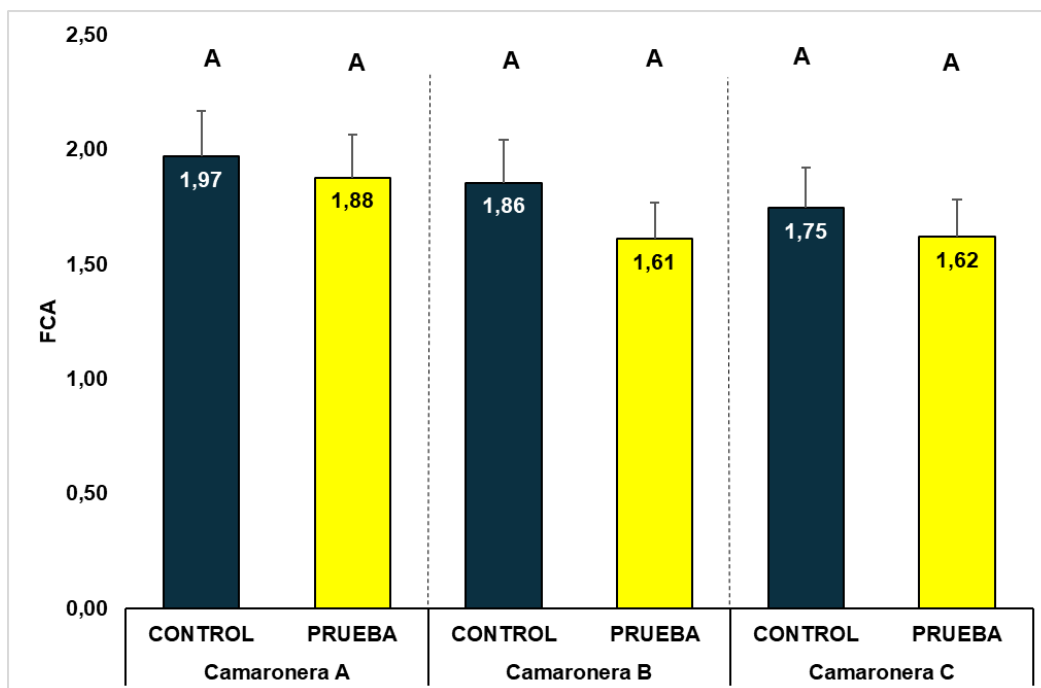
**Figura 13.** Producción total (lb) de *Penaeus vannamei* en tres camaronerías bajo dos tratamientos (control y prueba). Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

La figura 15 presenta el porcentaje de sobrevivencia de *Penaeus vannamei* en tres camaronerías identificadas como A, B y C, bajo dos tratamientos: grupo control y grupo prueba. En la Camaronera A, el grupo control muestra un valor de 80,00 %, mientras que el grupo prueba alcanza 85,00 %. En la Camaronera B, el control registra 87,00 % y la prueba 83,00 %. En la Camaronera C, los valores son 80,00 % para el control y 81,50 % para la prueba. El valor más alto corresponde al grupo control en la Camaronera B (87,00 %), seguido por el grupo prueba en la Camaronera A (85,00 %), mientras que los valores más bajos se observan en el grupo control de las Camaroneras A y C (80,00 %). Las letras sobre las barras indican que no existen diferencias estadísticas significativas ( $p > 0,05$ ) entre tratamientos dentro de cada camaronería (Tabla 7).



**Figura 14.** Porcentaje de sobrevivencia de *Penaeus vannamei* en tres camaroneras (A, B y C) bajo dos tratamientos experimentales: control y probiótico. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

El Factor de Conversión Alimenticia (FCA) en las tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba mostró valores entre 1.61 y 1.97. En la Camaronera A, el FCA fue de 1.97 en el control y 1.88 en la prueba; en la Camaronera B, los valores fueron 1.86 en el control y 1.61 en la prueba; mientras que en la Camaronera C se registraron 1.75 en el control y 1.62 en la prueba. Aunque se observa una tendencia a la disminución del FCA en las pruebas, lo que sugiere una mejora en la eficiencia alimenticia, las letras iguales (A) sobre las barras indican que no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos en ninguna de las camaroneras evaluadas (Figura 16) (Tabla 7).



**Figura 15.** Factor de Conversión Alimenticia (FCA) en tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba. Las letras diferentes marcan diferencia significativa ( $p < 0.05$ )

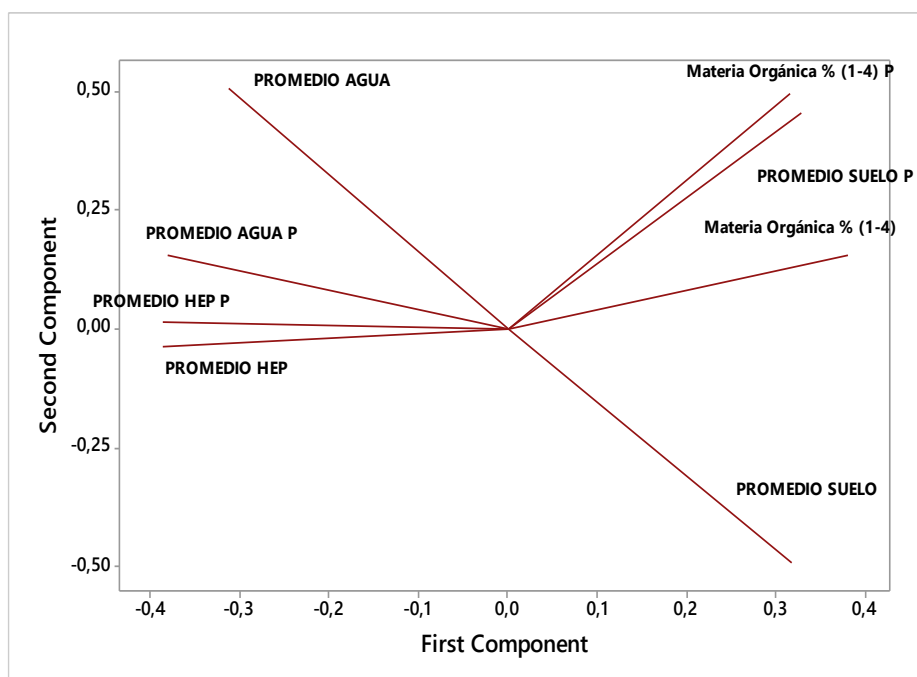
**Tabla 7.** Parámetros productivos en tres camaroneras bajo condiciones de control y prueba. Se presentan los valores de peso inicial, densidad de siembra ( $u/m^2$ ), días de cultivo, supervivencia (%), peso final (g), factor de conversión alimenticia (FCA) y rendimiento (lb/ha).

CAMARONERA	TRATAMIENTO	Ha	Peso Siembra (gr)	Densidad ( $u/m^2$ )	Días de Cultivo	SUPERVIVENCIA	PESO FINAL	FCA	Lb / Ha
CAMARONERA A	CONTROL	9,87	0,49	26	97	80	27,5	1,97	17.466
CAMARONERA A	PRUEBA	9,67	0,50	26	98	85	27,8	1,88	16.041
CAMARONERA B	CONTROL	8,4	0,32	28	103	87	27,35	1,86	15.982
CAMARONERA B	PRUEBA	9,04	0,21	28	112	83	28,2	1,61	14.124
CAMARONERA C	CONTROL	10,28	0,45	27	101	80	31,7	1,75	14.772
CAMARONERA C	PRUEBA	9,43	0,55	27	96	81,5	32,6	1,62	15.752

## 8.5. ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES

El análisis de componentes principales y la matriz de correlaciones entre las variables microbiológicas (agua, suelo y hepatopáncreas) y la M.O., revelan una fuerte interdependencia entre la M.O. (Control) y la carga de *Vibrios* en el agua (Control) además de una correlación con Suelo y Hepatopáncreas (Control) bajo las condiciones experimentales ( $p=0,697$ ,  $p=0,342$  y  $p=0,496$ ), lo cual sugiere una asociación positiva significativa que podría implicar que la carga de M.O. tiene una fuerte influencia sobre la

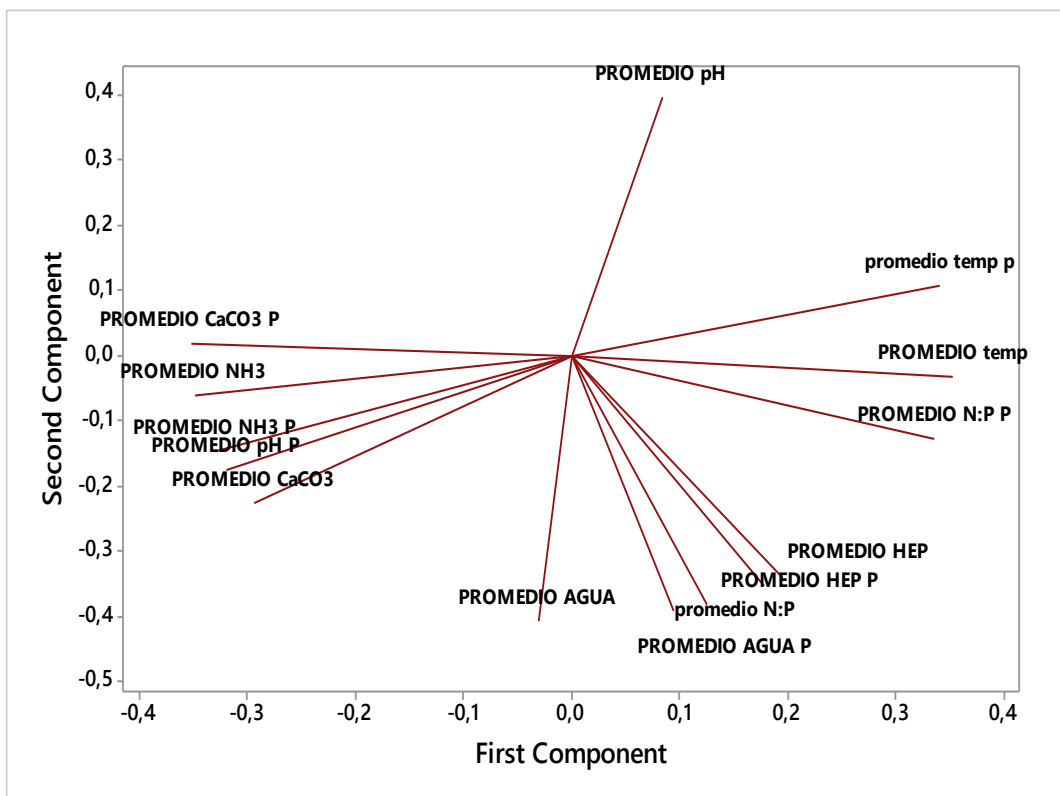
presencia de vibrios en el agua y el suelo favoreciendo el crecimiento de esta población bacteriana en la columna de agua del grupo control. Asimismo, la M.O. (Prueba) presenta una correlación media con el promedio microbiológico de vibrios en el agua (Prueba) ( $p=0,497$ ), sugiriendo una posible proporcionalidad entre estos parámetros (Figura 16).



**Figura 16.** Análisis de componentes principales que muestra la relación entre variables de suelo y parámetros biológicos (microbiología de agua, suelo y hepatopáncreas).

Se identificaron correlaciones relevantes entre parámetros fisicoquímicos y microbiológicos. Una de ellas corresponde a la relación entre la presencia de *Vibrio* en hepatopáncreas (Prueba) y la temperatura (Prueba) ( $p = 0,678$ ), lo que sugiere que, aun aplicando tratamientos contra *Vibrio* spp., la temperatura continúa siendo un factor determinante para la proliferación bacteriana en el hepatopáncreas, órgano clave en la acumulación de microorganismos. Asimismo, se observó una correlación significativa entre la alcalinidad ( $\text{CaCO}_3$ ) y la microbiología del hepatopáncreas, tanto en la condición de prueba ( $p = 0,793$ ) como en el control ( $p = 0,412$ ). Esto indica que, independientemente del tratamiento, la presencia de este compuesto está estrechamente vinculada con la afectación del órgano,

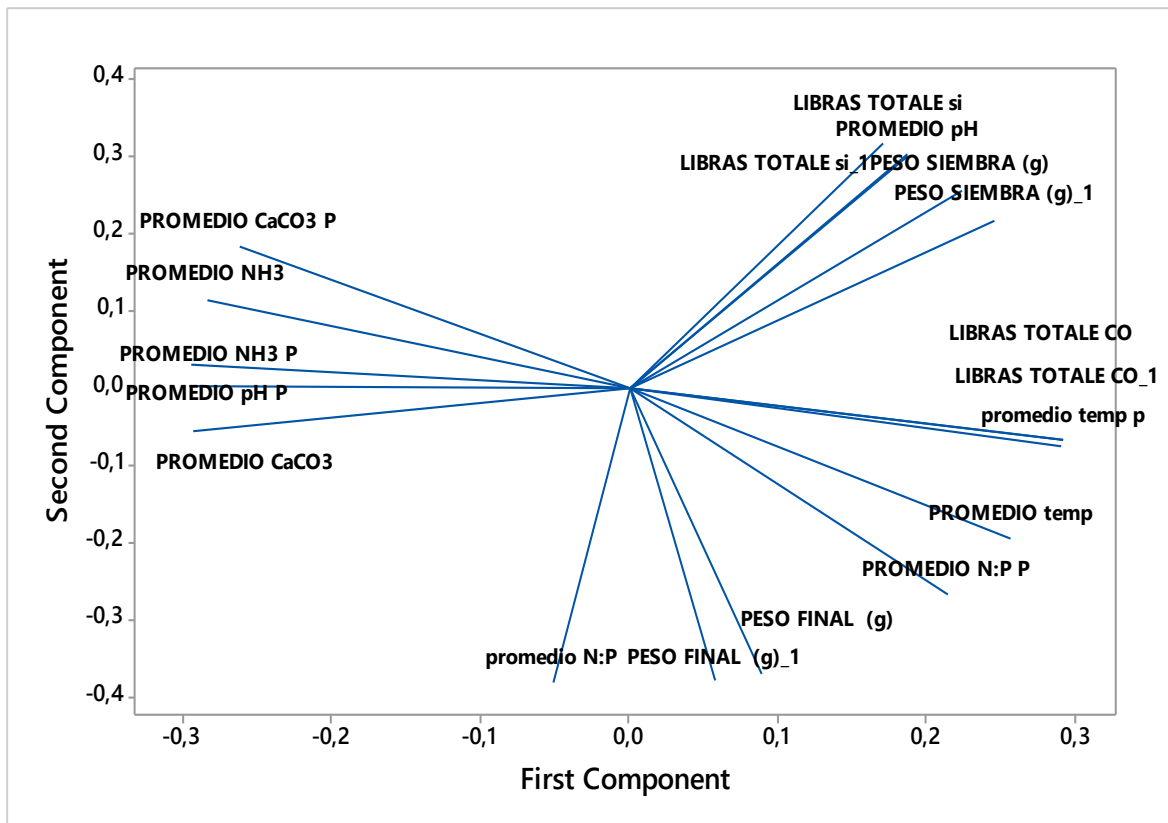
posiblemente por su influencia en la regulación del pH y la creación de condiciones favorables para el desarrollo de *Vibrio* spp. Por otro lado, las variables Amoniaco (NH<sub>3</sub>) y Alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) en la condición de prueba también presentan una correlación alta ( $p = 0,503$ ), lo que podría reflejar una interacción entre la acumulación de compuestos nitrogenados y la capacidad amortiguadora del sistema, afectando indirectamente la dinámica microbiana (Figura 17).



**Figura 17.** Análisis de componentes principales (ACP) que muestra la distribución de variables fisicoquímicas y microbiológicas en condiciones de prueba y control.

El análisis de componentes principales muestra que el Primer Componente está dominado por factores productivos siendo los principales en cuanto a la variabilidad del rendimiento. Por otro lado, el Segundo Componente agrupa variables químicas como pH, relación N:P y amoníaco (NH<sub>3</sub>) asociadas a las condiciones del agua, sugiriendo que estos influyen principalmente en la calidad del medio. Se observó una correlación moderada entre libras

sembradas (Prueba) y relación N:P (Prueba) ( $p = 0.510$ ), lo que indica que la proporción de nutrientes influye en la siembra; también. Existe una correlación fuerte entre libras cosechadas (Prueba) y peso final (Prueba) ( $r = 0.512$ ), confirmando que el peso individual está estrechamente ligado al rendimiento total y, por último, en el grupo Control, la presencia de Amoniacó mostró correlación con la Relación N:P ( $p = 0.668$ ). En conjunto, estos resultados indican que la productividad depende principalmente de factores físicos, mientras que las condiciones químicas, aunque menos influyentes en el rendimiento directo, pueden afectar la estabilidad del sistema y la relación de nutrientes, resaltando la importancia de monitorear ambos tipos de parámetros para optimizar el manejo (Figura 18).



**Figura 18.** Análisis de componentes principales (ACP) que muestra la relación entre los índices productivos (peso de siembra, peso final y libras totales) y los factores fisicoquímicos (temperatura, pH, CaCO<sub>3</sub>, NH<sub>3</sub> y relación N:P) en condiciones de prueba y control).

## 9. DISCUSIÓN

La presente investigación evaluó el efecto de la aplicación de bacterias probióticas comerciales en el cultivo del camarón blanco (*Penaeus vannamei*), con el objetivo de determinar su influencia en la reducción de patógenos y en la mejora del rendimiento productivo. Los resultados obtenidos, aunque no mostraron diferencias estadísticamente significativas en todas las variables, revelaron tendencias favorables en los tratamientos con probióticos, especialmente en la estabilidad de los parámetros de calidad del agua, la supervivencia y la reducción de la carga bacteriana de *Vibrio spp.*

La industria comercial ha creado productos a base de microorganismos benéficos como levaduras, bacterias acidolácticas y acidificantes, en conjunto con cepas de *Bacillus sp.* Actualmente, los probióticos han sido utilizados en la acuicultura por las características favorecedoras que brindan a los sistemas de cultivo, generando resultados positivos en el crecimiento, sobrevivencia, asimilación de alimento, resistencia a infecciones, respuesta inmune, mejora de calidad de agua y rentabilidad de los cultivos de larvas de camarón, además, actuando principalmente como agente de reemplazo a los antibióticos, que pueden resultar perjudiciales para el consumidor (González y Montgomery, 2014; Suárez-Medina, 2024; Villamil-Díaz y Martínez-Silva, 2009).

Los probióticos son implementados en los sistemas de cultivo de la industria camaronera a nivel mundial como sustitutivo al uso de los antibióticos, debido a su adaptabilidad y compatibilidad tanto con el hospedero como con el medio en el que se aplica y su efectividad en el control y prevención de enfermedades provocadas por bacterias patógenas (Ramon-Espinoza, 2020). Estos hallazgos coinciden con estudios previos que destacan la capacidad de *Bacillus* y *Lactobacillus* para mejorar la calidad del agua y estimular el sistema inmunológico de los camarones (Vieira et al., 2022; Pérez-Chabela et al., 2021). El uso de probióticos contribuye al equilibrio microbiano del cultivo, compitiendo con bacterias

patógenas, lo cual lleva a una menor incidencia de enfermedades y una mayor estabilidad del crecimiento poblacional (Zhou et al., 2020).

En este estudio, las tendencias observadas en el crecimiento y la supervivencia sugieren que los probióticos ejercieron un efecto positivo, posiblemente al mejorar la digestibilidad del alimento y al modular la microbiota intestinal.

Estudios recientes han demostrado que la suplementación con *B. subtilis* y *B. licheniformis* incrementa la actividad de las enzimas digestivas, favoreciendo la conversión alimenticia y la ganancia de peso en *P. vannamei* (Hernández-Ramírez et al., 2023). Sin embargo, la ausencia de diferencias significativas podría deberse a la duración limitada del experimento o a la adaptación de las cepas probióticas al sistema de cultivo.

En este trabajo se compararon parámetros físicoquímicos, microbiológicos y productivos en tres camaroneras (A, B y C) bajo dos tratamientos: control y tratamiento. Los resultados de este estudio mostraron que la temperatura osciló entre 22,1 °C y 32,0 °C, el pH se mantuvo en rangos alcalinos (7,6–9,2), la relación N:P varió entre 11,9 y 21,3, y la concentración de NH<sub>3</sub> fue baja (0,014–0,093 mg/L), mientras que la alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) fluctuó entre 98,4 y 118,5 mg/L. No se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ( $p > 0,05$ ), lo que indica homogeneidad experimental y ausencia de efectos atribuibles al probiótico. La biomasa fitoplanctónica presentó variabilidad espacial, con valores entre 76.640 y 157.684 cél/mL, pero sin diferencias significativas entre tratamientos. Por otro lado, en la composición fitoplanctónica muestran que el tratamiento con probióticos no generó un patrón uniforme en la abundancia de microalgas, aunque se identifican tendencias que sugieren una influencia en la calidad del agua. En la Camaronera A, la prueba presentó un incremento en diatomeas y una reducción en cianobacterias respecto al control, lo que puede interpretarse como un efecto positivo del probiótico al favorecer grupos benéficos y

disminuir organismos asociados a condiciones eutróficas. Otros grupos como dinoflagelados, euglenophytas y cryptophytas mostraron variaciones mínimas, las tendencias sugieren que el tratamiento con probióticos pudo contribuir a la estabilidad del ecosistema acuático, reduciendo cianobacterias en algunos casos y favoreciendo grupos benéficos.

El contenido de materia orgánica en suelo fue similar entre grupos, las cargas microbianas en suelo y hepatopáncreas mostraron gradientes entre camaroneras, sin efecto del probiótico. En desempeño productivo, el peso final fue ligeramente mayor en la camaronera C bajo prueba (+0,90 g), pero la producción total favoreció al control en todas las unidades, y la sobrevivencia se mantuvo alta (80–87 %) sin diferencias estadísticas.

Los resultados obtenidos coinciden con estudios recientes que señalan que los probióticos basados en *Bacillus* pueden mejorar la calidad del agua, reducir amonio y nitritos, y estabilizar el pH en sistemas intensivos o con mínima recirculación (Hassan et al., 2022; Hu et al., 2023). Sin embargo, cuando los parámetros iniciales son óptimos, los efectos suelen ser marginales (Hu et al., 2023). La literatura también indica que la eficacia depende de la viabilidad real del producto, la frecuencia de aplicación y la persistencia en el sistema, factores que pueden limitar su impacto en condiciones comerciales (Hu et al., 2023; Amiin et al., 2023).

Por otro lado, en el fitoplancton, se ha documentado que los probióticos pueden modular la comunidad indirectamente, pero los cambios significativos son poco frecuentes y dependen del estado trófico del estanque (Kurniawati et al., 2021; Zhang et al., 2022). En sedimentos, *Bacillus* puede mineralizar materia orgánica y reducir lodos, aunque los efectos son más evidentes en periodos prolongados o con coadyuvantes como biofloc (Monier et al., 2023). En microbiología, se ha demostrado que *Bacillus* reduce *Vibrio* spp. y mejora la inmunidad,

especialmente bajo desafío patógeno (Proespraiwong et al., 2023; Surawut et al., 2023), pero en ausencia de brotes las diferencias en UFC son mínimas.

En desempeño productivo, los beneficios en crecimiento y supervivencia son más claros cuando se combina aplicación en agua y dieta, y bajo condiciones de estrés o enfermedad (Lee et al., 2021; Vega-Carranza et al., 2024). Por tanto, la ausencia de efectos significativos en este estudio puede atribuirse a la buena calidad del agua, la baja presión sanitaria y al periodo limitado de evaluación, lo que reduce el margen para que el probiótico exprese ventajas medibles. El uso de probióticos *Bacillus* en sistemas con parámetros estables y un manejo adecuado no garantiza mejoras significativas en los indicadores productivos, aunque la evidencia respalda su utilidad en escenarios de alta carga orgánica, de mínima renovación de agua o de riesgo sanitario (Hassan et al., 2022; Monier et al., 2023; Proespraiwong et al., 2023).

El análisis de componentes principales (ACP) y la matriz de correlaciones obtenidos en este estudio revelan una clara diferenciación entre los tratamientos (control y prueba), lo que permite evaluar de manera integral la efectividad del uso de bacterias probióticas comerciales a base de *Bacillus* en el cultivo de *P. vannamei*. En el grupo control, se observó una fuerte correlación positiva entre la materia orgánica y la carga de *Vibrio* spp. en el agua ( $p = 0,697$ ), lo que sugiere que la acumulación de materia orgánica favorece el crecimiento de bacterias potencialmente patógenas. Este hallazgo coincide con lo reportado por Zhang et al., (2021), quienes demostraron que altos niveles de materia orgánica en sistemas acuícolas promueven la proliferación de bacterias heterótrofas, incluyendo géneros patógenos como *Vibrio*.

En contraste, en el tratamiento con probióticos, la correlación entre la materia orgánica y la carga de *Vibrio* spp. fue moderada ( $p = 0,497$ ), lo que sugiere una posible regulación de la microbiota acuática por los probióticos. Estudios recientes han confirmado que cepas de

*Bacillus* spp. poseen mecanismos de exclusión competitiva, producción de bacteriocinas y modulación del microbioma acuático, lo que reduce significativamente la abundancia de patógenos como *Vibrio harveyi* y *V. parahaemolyticus* (Wang et al., 2022; Li et al., 2023).

Otro aspecto relevante fue la reducción observada en las concentraciones de *Vibrio* spp. en el agua y en los tejidos de los camarones. Diversas investigaciones sostienen que los probióticos actúan mediante la producción de compuestos antimicrobianos, la competencia por receptores de adhesión y la estimulación de la inmunidad innata (Wang et al., 2021). En el presente estudio, la reducción de *Vibrio* indica un posible efecto bacteriostático de las cepas aplicadas, aunque sería necesario un análisis molecular para confirmar la interacción específica entre los probióticos y los patógenos.

Asimismo, el mantenimiento de parámetros fisicoquímicos estables, especialmente en oxígeno disuelto y pH, sugiere que los probióticos contribuyeron al equilibrio del ambiente acuático. Este efecto es consistente con los resultados de Morales et al. (2022), quienes reportaron que la aplicación continua de *Bacillus* spp. favorece la mineralización de materia orgánica, reduciendo la acumulación de amonio y nitritos en estanques de cultivo intensivo.

Los resultados obtenidos refuerzan la idea de que el uso de probióticos debe concebirse no solo como una herramienta sanitaria, sino también como una estrategia integral de manejo del cultivo. La selección adecuada de cepas, la dosis y la frecuencia de aplicación son factores determinantes para lograr resultados consistentes y reproducibles (De Schryver & Vadstein, 2020). Además, la correlación moderada entre la materia orgánica y la carga de *Vibrio* en el suelo del tratamiento ( $p = 0,342$ ) podría reflejar una interacción indirecta entre las condiciones iniciales del sistema y la actividad microbiana inducida por los probióticos. Según Chen et al., (2020), los probióticos no solo actúan en la columna de agua, sino que también influyen en la biogeoquímica del sedimento, mejorando la mineralización de la materia orgánica y reduciendo la carga bacteriana total.

En cuanto a los índices productivos, el ACP reveló una correlación moderada entre Libras Sembradas (Prueba) y Relación N:P (Prueba) ( $p = 0.510$ ), variables que fueron importantes del rendimiento del tratamiento con probióticos; también se observó una relación entre Libras Cosechadas (Prueba) y Peso Final (Prueba) ( $r = 0.957$ ); estos resultados sugieren que el ambiente fisicoquímico, en combinación con la acción de los probióticos, optimiza la fisiología del camarón mejorando su crecimiento. Investigaciones recientes han demostrado que la relación entre condiciones térmicas óptimas y la suplementación con *Bacillus* spp. Mejora diferentes factores como la eficiencia digestiva, la inmunocompetencia y el crecimiento en *P. vannamei* (Kumar et al., 2021).

Por el contrario, el grupo control mostró una menor asociación entre los factores fisicoquímicos y el rendimiento, lo que refuerza la hipótesis de que la aplicación de probióticos mejora la resiliencia del sistema frente a variaciones ambientales. La relación N:P y el Amoníaco, aunque con correlaciones moderadas ( $p = 0,668$ ), también contribuyeron a la diferenciación de los tratamientos, indicando su papel en la disponibilidad de nutrientes y la estabilidad del ecosistema acuático (Zhou et al., 2020).

La ausencia de diferencias significativas en los parámetros evaluados podría explicarse debido a los parámetros fisicoquímicos del agua que se mantuvieron dentro de rangos óptimos durante todo el ensayo, lo que reduce el margen para que los probióticos expresen ventajas medibles, ya que sus efectos son más evidentes en sistemas con alta carga orgánica, mínima renovación de agua o condiciones de estrés (Álvarez-Narváez, 2023; Vera Carranza, 2024). La baja presión sanitaria y la ausencia de brotes de enfermedades limitaron la posibilidad de observar efectos claros en la reducción de patógenos, dado que los probióticos muestran mayor eficacia bajo desafío patógeno o condiciones adversas (Basurto-Aguirre et al., 2023). Finalmente, las interacciones ecológicas complejas entre microbiota, calidad de agua y sedimento pueden haber amortiguado los efectos esperados, dado que los cambios

significativos en la comunidad microbiana suelen ser indirectos y dependen del estado trófico del estanque (Kurniawati et al., 2021; Aldana-Calderón et al., 2023).

En conjunto, estos factores explican que, a pesar de observar tendencias favorables en supervivencia y reducción de *Vibrio spp.*, no se evidenciaron diferencias estadísticas significativas en los parámetros productivos. Por ello, se recomienda ampliar la duración del ensayo y realizar análisis complementarios sobre la composición microbiana intestinal y la respuesta inmune de los organismos, con el fin de comprender mejor los mecanismos de acción de los probióticos en el cultivo de camarón blanco. Este estudio aporta evidencia sobre los beneficios potenciales del uso de bacterias probióticas comerciales en *P. vannamei* y subraya la importancia de mantener condiciones de cultivo óptimas para maximizar su efecto y contribuir a la sostenibilidad de la camaronicultura.

## 10. CONCLUSIONES

- La aplicación de bacterias probióticas comerciales mostró una tendencia favorable en la reducción de *Vibrio spp.* en agua, suelo y hepatopáncreas, lo cual sugiere un posible efecto regulador de la microbiota acuática.
- Los parámetros físicoquímicos evaluados se mantuvieron dentro de rangos óptimos considerados para la camaronicultura, esto indica que, bajo condiciones estables, los probióticos mejoran la calidad del medio.
- Los índices evaluados (peso final, supervivencia y factor de conversión alimenticia) presentaron ligeras mejoras en el grupo tratado con probióticos, especialmente en la eficiencia alimenticia, sin embargo, estas diferencias no fueron estadísticamente significativas, lo que evidencia que el impacto en productividad es limitado bajo condiciones de baja presión sanitaria y parámetros ambientales adecuados.

## 11. RECOMENDACIONES

- Se recomienda aplicar probióticos en escenarios con alta carga orgánica, mínima renovación de agua o presencia de brotes patógenos, donde su acción puede ser más efectiva en la reducción de *Vibrio spp.* y en la estabilización del ecosistema acuático.
- Se sugiere realizar estudios con mayor duración y complementar con análisis de microbiota intestinal y parámetros inmunológicos, lo que permitirá comprender mejor la interacción entre probióticos, sedimentos y estabilidad del sistema.
- Se aconseja implementar la aplicación simultánea de probióticos en el agua y en la dieta del camarón, junto con protocolos que aseguren la viabilidad del producto, la frecuencia de aplicación y su persistencia en el sistema, especialmente bajo condiciones de estrés o alta densidad de cultivo.

## 12. BIBLIOGRAFÍA

- Abdelsamad, A. E., Said, R. E., Assas, M. G., Hamouda, A. H., y Mahdy, A. (2024). BMC Veterinary Research. *Effects of dietary supplementation with Bacillus velezensis on the growth performance, body composition, antioxidant, immune-related gene expression, and histology of Pacific white shrimp, Penaeus vannamei*, 20(1), 368.
- Alavandi, S. V., Vijayan, K. K., Santiago, T. C., Poornima, M., Jithendran, K. P., y Ali, S. A. (2004). Evaluation of Pseudomonas sp. PM 11 and Vibrio fluvialis PM 17 on immune indices of tiger shrimp, Penaeus monodon. *Fish y Shellfish Immunology*, 17(2), 115-120.
- Albuquerque Costa, R., Araújo, R., Souza, O., y Vieira, R. (2015). Antibiotic-resistant vibrios in farmed shrimp. . *BioMed Research International* 2015.
- Aldana-Calderón, Y., Arenal-Cruz, A., & Naderkhani, G. (2023). *Efectos de Bacillus sp. como bacterias biofloculantes en el cultivo del camarón*. Revista de Producción Animal, 35(3), 93–107.
- Alderman, D. J., y Hastings, T. S. (1998). Antibiotic use in aquaculture: development of antibiotic resistance—potential for consumer health risks. *International Journal of Food Science and Technology*, 33(2), 139-155.
- Alvarado-Barrera, L., Félix-Zambrano, M., Zambrano-Sánchez, R., & Chávez-Naranjo, M. (2024). Exportación del camarón y su impacto a la economía ecuatoriana en el periodo 2019–2023. *593 Digital Publisher CEIT*, 9(5), 190–199. <https://doi.org/10.33386/593dp.2024.5.2581>
- Álvarez-Narváez, D. J. (2023). *El estado del arte de los probióticos en la acuicultura*. Acta Pesquera, 9(18), 1–15. <https://doi.org/10.60113/ap.v9i18.127>

- Amiin, M. K., Lahay, A. F., Putriani, R. B., Reza, M., Putri, S. M. E., Sumon, M. A. A., Jamal, M. T., y Santanumurti, M. B. (2023). The role of probiotics in vannamei shrimp aquaculture performance – A review. *Veterinary World*, 16(3), 638–649.
- Asche, F., Anderson, J. L., Botta, R., Kumar, G., Abrahamsen, E. B., Nguyen, L. T., y Valderrama, D. (2021). The economics of shrimp disease. *Journal of invertebrate pathology*, 186, 107397.
- Balcázar, J. L., De Blas, I., Ruiz-Zarzuola, I., Cunningham, D., y Vendrell, D. y. (2006). The role of probiotics in aquaculture. *Veterinary microbiology*, 114(3-4), 173-186.
- Barrezueta-Unda, S., Cervantes-Alava, A., Ullauri-Espinoza, M., Barrera Leon, J., y Condoy-Gorotiza, A. (2020). Evaluación del método de ignición para determinar materia orgánica en suelos de la provincia el Oro-Ecuador. *Fave. Sección ciencias agrarias*, 19(2), 25-26.
- Basurto-Aguirre, A. J., Bermúdez-Medranda, A. E., & Vélez-Chica, J. C. (2023). *Efecto de dos probióticos en la supervivencia y crecimiento de Penaeus vannamei bajo desbalance iónico*. AGRIS FAO Database.
- Bermúdez, A., Néstor, H. C., y R., N. S. (2002). *Litopenaeus vannamei*. (N. Ardila, G. R. Navas, y J. Reyes, Eds.) *Libro rojo de invertebrados marinos de Colombia*, 110-112.
- Boyd, C. E. (2015). pH, carbon dioxide, and alkalinity. *Water Quality: An Introduction*, 153-178.
- Boyd, C. E., y Tucker, C. S. (2012). Pond aquaculture water quality management. *Springer Science y Business Media*.

- Britto Barrero, D., y Jordan Betancur, J. M. (2017). Evaluación de la calidad microbiológica del agua en producción pecuaria en municipios de Risaralda, Colombia-2017.
- Cabello, F. C. (2004). Antibióticos y acuicultura en Chile: consecuencias para la salud humana y animal. *Revista médica de Chile*, 132(8), 1001-1006.
- Calero, G. (1998). Enriquecimiento de Agar marino y TCBS con caldos de músculo y hepatopáncreas de camarón *Penaeus vannamei*. (*Doctoral dissertation, Tesis profesional. Acuicultura, ESPOL, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar, Guayaquil-Ecuador.*
- Carranza, I. (2024). Evaluación de dos probióticos acuícolas comerciales en cultivos de *Penaeus vannamei* en el cantón Pedernales Manabí (Doctoral dissertation).
- Chaudhari, V., Gosai, H., Raval, S., y Kothari, V. (2014). Effect of certain natural products and 46 organic solvents on quorum sensing in *Chromobacterium violaceum*. . *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine* , 7, S204–S211.
- Chen, Y., Liu, Y., Wang, Y., y Zhang, X. (2020). Effects of *Bacillus* probiotics on sediment microbial communities and nutrient cycling in shrimp ponds. *Aquaculture Reports*, 17, 100361.
- CHROMagar. (2021). Instructions for use. *CHROMagar Vibrio*, 1-5 (11). CHROMagar.com
- Crespín, A., Cevallos, H., Montealegre, V., y Cordero, P. (2021). Análisis de la producción de camarón en el Ecuador para su exportación a la Unión Europea en el período 2015-2020. *Polo del Conocimiento: Revista científico-profesional*, 6(9), 1040-1058.
- Cuéllar-Anjel, J., Lara, C., Morales, V., De Gracia, A., y Suárez, O. G. (2010). MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS.

- del Cisne Castillo-Ochoa, B., y Velásquez-López, P. C. (2021). Manejo estacional de los sistemas de producción de camarón en el Ecuador. *Sociedad y Tecnología*, 4(3), 447-461.
- Dugassa, H., y Gaetan, D. G. (2018). Biology of white leg shrimp, *Penaeus vannamei*: Review. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, 10(2), 5-17.
- Edemar, R., Beltrame, E., y Seiffert, W. (1996). Despesca e Transporte de pós-larvas. *Curso internacional de "Producao de pos-larvas de camarao marinho"*, 153-156.
- FAO. (2002). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura*.
- FAO. (2009). *Penaeus vannamei*. (V. C. New, Ed.) *Cultured aquatic species fact sheets*.
- FAO. (2016). The State of World Fisheries and Aquaculture. Contributing to food security and nutrition for all. .
- FAO. (2020). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. *La sostenibilidad en acción*.
- FAO. 2024. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2024. La transformación azul en acción*. Roma.
- Fuller, R. (1991). Probiotics in human medicine. . *Gut*, 32(4), 439.
- García, R. (2022). Determinación De Residuos De Cloranfenicol En Camarón De Acuicultura (*Litopenaeus Vannamei*) Mediante Técnica Elisa Expendidos En Los Mercados Municipales De La Zona Sureste De La Ciudad De Guayaquil.
- Gómez, L., y Arellano, E. (1990). Guías prácticas preliminares para la maduración y desove en cautiverio del camarón *Penaeus* en el Ecuador. *Escuela Superior Politécnica del Litoral, Guayaquil.*, 45.

- González, Y., y Montgomery, Y. (2014). Efecto de la adición de ácidos orgánicos y probióticos sobre el crecimiento del camarón (*Litopenaeus vannamei*). *Universidad Técnica de Machala*.
- Gopal, S., Otta, S., Kumar, S., Karunasagar, I. N., y Karunasagar. (2005). The occurrence of *Vibrio* species in tropical shrimp culture environments; implications for food safety. *International Journal of Food Microbiology*, 102 151–159.
- Gullian, M., Thompson, F., y Rodriguez, J. (2004). Selection of probiotic bacteria and study of their immunostimulatory effect in *Penaeus vannamei*. . *Aquaculture* , 233, 1–14.
- Gutierrez, R. L., y Montoya, O. (2013). Probióticos una alternativa de producción limpia y de remplazo a los antibióticos promotores de crecimiento en la alimentación animal.
- Hadi, Z., Saad, C., Hassan Mohd Daud, H., Sharr Azni Harmin, S., y Shahram Shakibazadeh, S. (2009). Effect of *Bacillus subtilis* on the growth and survival rate of shrimp (*Litopenaeus vannamei*).
- Hai, N. (2015). Research findings from the use of probiotics in tilapia aquaculture: a review. . *Fish y shellfish immunology*, 45(2), 592-597.
- Hassan, M. A., Fathallah, M. A., Elzoghby, M. A., Salem, M. G., y Helmy, M. S. (2022). Influence of probiotics on water quality intensified *Litopenaeus vannamei* ponds under minimum-water exchange. *AMB Express*, 12, 22.
- He, W., Rahimnejad, S., Wang, L., Song, K., Lu, K., y Zhang, C. (2017). Effects of organic acids and essential oils blend on growth, gut microbiota, immune response and disease resistance of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) against *Vibrio parahaemolyticus*. . *Fish y Shellfish Immunology* , 70, 164–173.

- Hendrickx, M. E. (1995). Camarones. *Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca., 1. Plantas e invertebrados*, 417-537.
- Henriksson, P., Rico, A., Troell, M., Klinger, D., Buschmann, A., Saksida, S., . . . Zhang, W. (2018). Unpacking factors influencing antimicrobial use in global aquaculture and their implication for management: a review from a systems perspective. *Sustainability Science*, 13, 1105–1120.
- Hill, C., Guarner, F., Reid, G., Gibson, G., Merenstein, D., Pot, B., . . . Sanders, M. (2014). Expert consensus document: The International Scientific Association for Probiotics and Prebiotics consensus statement on the scope and appropriate use of the term probiotic. *Nature reviews Gastroenterology y hepatology*, 11, (506-514).
- Hu, X., Xu, Y., Su, H., Xu, W., Wen, G., Xu, C., Yang, K., Zhang, S., y Cao, Y. (2023). Effect of a *Bacillus* probiotic compound on *Penaeus vannamei* survival, water quality, and microbial communities. *Fishes*, 8(7), 362.
- Jamal, M. T., Abdulrahman, I. A., Al Harbi, M., y Chithambaran, S. (2019). Probiotics as alternative control measures in shrimp aquaculture: A review. *Journal of Applied Biology and Biotechnology*, 7(3), 69-77.
- Kesarcodi-Watson, A., Kaspar, H., Lategan, M. J., y Gibson, L. (2008). Probiotics in aquaculture: the need, principles and mechanisms of action and screening processes. *Aquaculture*, 274(1), 1-14.
- Kitiyodom, S., Khemtong, S., Wongtavatchai, J., y Chuanchuen, R. (2010). Characterization of antibiotic resistance in *Vibrio* spp. isolated from farmed marine shrimps (*Penaeus monodon*). *FEMS Microbiology Ecology*, 72, 219–227.
- Knipe, H., Temperton, B., Lange, A., Bass, D., y Tyler, C. R. (2021). Probiotics and competitive exclusion of pathogens in shrimp aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 13(1), 324-352.

- Kumar, V., Roy, S., Meena, D. K., y Sarkar, U. K. (2016). Application of probiotics in shrimp aquaculture: importance, mechanisms of action, and methods of administration. *Reviews in Fisheries Science y Aquaculture*, 24(4), 342-368.
- Kumar, V., Roy, S., y Das, B. K. (2021). Dietary supplementation of *Bacillus subtilis* improves growth, immune response and disease resistance in *Penaeus vannamei*. *Aquaculture Nutrition*, 27(2), 456–465.
- Kurniawati, F. A., Masithah, E. D., y Rahardja, B. S. (2021). The effect of commercial probiotics on phytoplankton diversity associated with biofloc. *World's Veterinary Journal*, 11(4), 725–730.
- Lee, C., Kim, S., Shin, J., Kim, M.-G., Gunathilaka, B. E., Kim, S. H., Kim, J. E., Ji, S.-C., Han, J. E., y Lee, K.-J. (2021). Dietary supplementations of *Bacillus* probiotic improve digestibility, growth performance, innate immunity, and water ammonia level for *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture International*, 29, 2463–2475.
- Li, H., Zhang, J., y Wang, Q. (2023). Application of *Bacillus* probiotics in aquaculture: Mechanisms and recent advances. *Aquaculture Research*, 54(1), 1–12.
- Lightner, D. V., y Pantoja, C. R. (2003). Manual para el diagnóstico de enfermedades del camarón. *Programa de reconstrucción Huracán Mitch, United States Department of Agriculture*.
- Liu, L., Jiang, L., Yu, Y., Xia, X., Pan, Y., Yan, S., y Wang, Y. (2017). Rapid diagnosis of *Vibrio owensii* responsible for shrimp acute hepatopancreatic necrosis disease with isothermal recombinase polymerase amplification assay. *Molecular and Cellular Probes*, 33, 4–7.
- Liu, L., Xiao, J., Zhang, M., Zhu, W., Xia, X., Dai, X., y Wang, Y. (2018). A *Vibrio owensii* strain as the causative agent of AHPND in cultured shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 153, 156-164.

- López-Torres, M. A., Murguía-López, A., y Pérez-Alvídrez, L. A. (2000). Concentración de bacterias crecidas en el medio TCBS durante el cultivo larvario de camarones peneidos. *Biociencia*, 2(1), 19-24.
- Loza Báez, V. (2024). Evaluación de la eficiencia de 3 probióticos comerciales como controladores de bacterias patógenas en tanques de larvas de camarón blanco *Litopenaeus vanammei* en un laboratorio de producción de larvas de camarón en Mar Bravo–Ecuador (Bachelor's thesis).
- Ma, D., Hu, Y., Wang, J., Ye, S., y Li, A. (2006). Effects of antibacterials use in aquaculture on biogeochemical processes in marine sediment. *Science of the Total Environment*, 367 (1):273-277.
- Madhana, S., Kanimozhi, G., y Panneerselvam, A. (2021). Chapter 20 - Probiotics in Shrimp Aquaculture. *Advances in Probiotics, Academic Press*, 309-325.
- Mantilla-Muñoz, S., & Loor-Carvajal, G. (2024). La exportación de camarón y su efecto en las exportaciones tradicionales de Ecuador. *593 Digital Publisher CEIT*, 9(1), 716–733. <https://doi.org/10.33386/593dp.2024.1.2228>
- Martín, L., Corrales, Y., González, M., Carrillo, O., Cabrera, H., y Arenal, A. (2022). Principales factores que modifican el sistema inmune en camarones peneidos estrategias para un cultivo sostenible. *Revista de Producción Animal*, 34(1), 103-126.
- Martínez Cruz, P., Ibáñez, A. L., y Monroy Hermosillo, O. A. (2012). Use of probiotics in aquaculture. *International scholarly research notices*, 2012(1), 916845.
- Maura, G. (2023). Evaluación de probióticos comerciales en el crecimiento, supervivencia y estado sanitario del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* cultivado bajo condiciones de laboratorio.
- Medrano, S. A. (2024, 11 18). Con tecnología de punta planta ecuatoriana procesa 825.000 libras de camarón al día. *Vistazo*.

- Melgar Valdes, C. E., Barba Macías, E., Álvarez-González, C. A., Tovilla Hernández, C., y Sánchez, A. (2013). Efecto de microorganismos con potencial probiótico en la calidad del agua y el crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae) en cultivo intensivo. *Revista de Biología Tropical*, 61(3), 1215-1228.
- Mohan, K., Ravichandran, S., Muralisankar, T., Uthayakumar, V., Chandirasekar, R., Seedevis, P., y Rajan, D. (2019). Potential uses of fungal polysaccharides as immunostimulants in fish and shrimp aquaculture: A review. *Aquaculture*, 500, 250–263.
- Monier, M. N., Kabary, H., Elfeky, A., Saadony, S., Abd El-Hamed, N. N. B., Eissa, M. E. H. E., y Eissa, E.-S. H. (2023). *Bacillus subtilis* y *B. licheniformis* como probiótico de agua: efectos en calidad de agua, inmunidad y resistencia a *Fusarium solani* en *L. vannamei*. *Aquaculture International*, 31, 3437–3455.
- Morales, V. (1990). Levantamiento larvario de camarones peneidos. *Dirección nacional de acuicultura*, 1.
- Morales, V., y Cuéllar-Anjel, J. (2008). Patología e inmunología de camarones peneidos. *Programa Iberoamericano CYTED. Rep. de Panamá*.
- Mroz, Z. (2005). Organic Acids as Potential Alternatives to Antibiotic Growth Promoters for Pigs . 16, 169–182.
- National Center for Biotechnology Information. (s.f.). *Taxonomy browser: Tree for taxon 6689*. National Library of Medicine. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/datasets/taxonomy/tree/?taxon=6689>
- Newaj-Fyzul, A., Al-Harbi, A., y Austin, B. (2014). Developments in the use of probiotics for disease control in aquaculture. *Aquaculture*, 431, 1-11.

- Ochoa-Pereira, P. M., y Velásquez-López, P. C. (2023). Effect of fasting on molting and survival rate in post-larvae of the shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Revista de biología marina y oceanografía*, 58(1), 10-18.
- OIE. (2019). Obtenido de Manual de las Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos.
- Orellana de Granados, C. M., y Castro Miranda, J. D. (2016). Diagnóstico del impacto generado por la mortalidad en el cultivo de camarón marino en granjas del sector el Zompopero San Hilario, municipio de Jiquilisco, departamento de Usulután: en vínculo con cooperativas de San Hilario. *ESCUELA ESPECIALIZADA EN INGENIERÍA ITCA-FEPADE*.
- Oscanoa, A., Tenorio García Blásquez, C., Ynga Huamán, G., Flores Ramos, L., y Aguilar Samanamud, C. (2018). Instructivo para producción de biomasa microalgal de cepas nativas del género *Desmodesmus* colectadas en zonas altoandinas del Perú.
- Paladines, F. D., y Landívar, J. (2015). Uso de Bacterias Nitrificantes para el Control de Amonio y Nitrito en Cultivos Intensivos de Camarón. (*Doctoral dissertation, ESPOL. FIMCM: Acuicultura*).
- Pavlidis, M., y Mylonas, C. (2010). Biology and aquaculture of Gilthead Sea Bream and other species. *Sparidae. Wiley Black well* .
- Perez Farfante, I. (1971). Western Atlantic Shrimps of the Genus *Metapenaeopsis* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) with Descriptions of Three New Species. *Smithsonian Contributions to Zoology* , (79): 1-37.
- Pérez-Chabela, M., Alvarez-Cisneros, Y., y Soriano-Santos, J. y.-H. (2020). Los probióticos y sus metabolitos en la acuicultura. Una Revisión. *Hidrobiológica*, 30(1), 93-105.

- Pérez-Sánchez, T., Mora-Sánchez, B., y Balcázar, J. L. (2018). Biological approaches for disease control in aquaculture: advantages, limitations and challenges. . *Trends in microbiology*, 26(11), 896-903.
- Pezzani, R., Vitalini, S., y Iriti, M. (2017). Bioactivities of *Origanum vulgare* L.: an update. *Phytochemistry Reviews* , 16, 1253–1268.
- Phuoc, L., Defoirdt, T., Sorgeloos, P., y Bossier, P. (2009). Virulence of luminescent and non-luminescent isogenic vibrios towards gnotobiotic *Artemia franciscana* larvae and specific pathogen-free *Litopenaeus vannamei* shrimp. *Journal of Applied Microbiology*, 106, 1388–1396.
- Proespraiwong, P., Mavichak, R., Imaizumi, K., Hirono, I., y Unajak, S. (2023). Evaluation of *Bacillus* spp. as probiotics reducing AHPND mortality and improving performance in *L. vannamei*. *Microorganisms*, 11(9), 2176.
- Ramon-Espinoza, C. (2020). Uso de microorganismos para el control de enfermedades en el cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Universidad Tecnica de Machala*, 1, 24.
- Rao, D. (2015, Octubre). Vibriosis en la Acuicultura del Camarón.
- Reid, G., Jass, J., Sebulsky, M. T., y McCormick, J. K. (2003). Potential uses of probiotics in clinical practice. *Clinical microbiology reviews*, 16(4), 658-672.
- Restrepo, L., Bonny, B., Arciniegas, S., Leandro, B., Irma, B., Panc, F., y Re, A. (2018). PirVP genes causing AHPND identified in a new *Vibrio* species ( *Vibrio punensis* ) within the commensal *Orientalis* clade . *Scientific Reports*(8), 1–14.
- Reyes, E., y Montoya, N. (2009). Residuos de oxitetraciclina en el camarón blanco *Penaeus vannamei* alimentado con dietas medicadas a diferentes concentraciones.

- Reyes, J. (2018). Sensibilidad bacteriana a agentes terapéuticos utilizados para controlar problemas bacterianos en larvicultura de *Litopenaeus vannamei*. *Tesis de pregrado, Universidad Estatal Península de Santa Elena. Repositorio Institucional.*
- Rodríguez, J., Espinosa, Y., Echeverría, F., Cárdenas, G., Román, R., y Stern, S. (2007). Exposure to probiotics and  $\beta$ -1,3/1,6-glucans in larviculture modifies the immune response of *Penaeus vannamei* juveniles and both the survival to White spot syndrome virus challenge and pond culture. *Aquaculture*, 273, 405–415.
- Romero, G. A. (2003). Comparación Económica y Técnica de Sistemas de Manejo Semi-intensivo e Intensivo de Cultivo de Camarón de Mar en Ecuador y Nicaragua . *(Doctoral dissertation, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano).*
- Rubio, M., Silveira, R., Hernández, D. A., Pérez, A., y Pozo, M. (2020). Prevalencia de enfermedades en el camarón de cultivo *L. vannamei* en Cuba.
- Salazar-Quevedo, S., Montesdeoca-Peralta, M., & Chiquiza-Córdova, J. (2025). Impacto de las exportaciones de camarón en la rentabilidad de las empresas camaroneras del Ecuador, período 2021–2024. *Polo del Conocimiento*, 10(7), 376–397. <https://doi.org/10.23857/pc.v10i7.9897>
- Santiago, M., Espinosa, A., y Bermúdez, M. (2009). Uso de antibióticos en la camaronicultura. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 40(3), 22-32.
- Selvero, J., y Valencia, C. (2024). Análisis del impacto económico de las enfermedades que afectan la producción camaronera de las empresas de Guayaquil, año 2023. *Bachelor's thesis*. [dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/28950](https://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/28950)
- Shen, W. Y., Fu, L. L., y Li, W. F. (2010). Effect of dietary supplementation with *Bacillus subtilis* on the growth, performance, immune response and antioxidant activities of the shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Aquaculture Research*, 41(11), 1691-1698.

- Sorroza, L. (2012). Propuesta de nuevas cepas probióticas para su uso en acuicultura (Doctoral dissertation).
- Sotomayor, M. A., y Balcázar, J. L. (2003). Inhibición de vibrios patógenos de camarón por mezclas de cepas probióticas. *AquaTIC*, (19), 9-15.
- Sotomayor, M., Reyes, J., Restrepo, L., Domínguez-Borbor, C., Maldonado, M., y Bayot, B. (2019). Efficacy assessment of commercially available natural products and antibiotics, commonly used for mitigation of pathogenic *Vibrio* outbreaks in Ecuadorian *Penaeus* (*Litopenaeus*) *vannamei* hatcheries. . *PLoS ONE* , 14, 1–19.
- Suárez-Medina, S. A. (2024). Valoración profiláctica de mezcla de bacterias probióticas y su aplicación en la larvicultura de *Litopenaeus vannamei* en laboratorio Marcor 1 ubicado en Pacoa–Ecuador. *Universidad Estatal Península de Santa Elena (Bachelor's thesis, La Libertad)*.
- Sudheesh, P. S., Kong, J., y Huai-Shu, X. (2002). Random amplified polymorphic DNA-PCR typing of *Vibrio parahaemolyticus* and *V. alginolyticus* isolated from cultured shrimps. . *Aquac*, 207: 11- 17.
- Surawut, S., Suntara, K., Puckdee, W., Kunsook, C., Kanjanavas, P., Kompatiparn, A., y Leeruksakiat, P. (2023). Decreased severity of AHPND in *L. vannamei* by mixed culture of *B. subtilis*, *B. licheniformis* y *B. megaterium*. *Tropical Life Sciences Research*, 34(1), 85–98.
- Toledo, A., Frizzo, L., Signorini, M., Bossier, P., y Arenal, A. (2019). Impact of probiotics on growth performance and shrimp survival: A meta-analysis. . *Aquaculture*, 500, 196-205.
- Toro, D., Llanco, L., Lora, M., Tiparra, R., y Serrano-Martínez, E. (2020). Efecto de microorganismos eficaces en los parámetros productivos y calidad de agua en el

- cultivo semi-intensivo de langostino blanco *Litopenaeus vannamei*. *Salud y Tecnología Veterinaria*, 8(2), 45-57.
- Tortora, G. J., Funke, B. R., y Case, C. L. (2007). Introducción a la microbiología. . *Ed. Médica Panamericana*.
  - Vandenberghe, J., Verdonck, L., Robles-Arozarena, R., Rivera, G., Bolland, A., Balladares, M., . . . Swings, J. (1999). Vibrios associated with *Litopenaeus vannamei* larvae, postlarvae, broodstock, and hatchery probionts. *Appl Environ Microbiol.*, 65(6): 2592-7 .
  - Vega-Carranza, A. S., Escamilla-Montes, R., Fierro-Coronado, J. A., Diarte-Plata, G., Guo, X., García-Gutiérrez, C., y Luna-González, A. (2024). Investigating the effect of bacilli and LAB on water quality, growth, survival and intestinal microbiota of *L. vannamei*. *Animals*, 14(18), 2676.
  - Vera Carranza, A. I. (2024). *Evaluación de dos probióticos acuícolas comerciales en cultivos de *Penaeus vannamei**. Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí.
  - Verschuere, L., Rombaut, G., Sorgeloos, P., y Verstraete, W. (2000). Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiology and molecular biology reviews*, 64(4), 655-671.
  - Villamil Díaz, L., y Martínez-Silva, M. A. (2009). Probióticos como herramienta biotecnológica en el cultivo de camarón: reseña. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras-INVEMAR*, 38(2), 165-187.
  - Wang, Y., Zhang, X., y Li, Y. (2022). Probiotic *Bacillus* spp. modulate gut microbiota and enhance disease resistance in *Penaeus vannamei*. *Fish y Shellfish Immunology*, 120, 123–132.

- Zhang, X., Tan, L., Cai, Q., y Ye, L. (2022). Environmental factors indirectly reduce phytoplankton community stability via functional diversity. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 10, 990835.
- Zhang, Y., Chen, L., y Liu, Q. (2021). Organic matter enrichment and its effects on microbial community structure in shrimp aquaculture systems. *Aquaculture Environment Interactions*, 13, 1–12.
- Zhou, J., Wang, Y., y Chen, L. (2020). Influence of water quality parameters on shrimp growth and survival in intensive aquaculture systems. *Aquaculture International*, 28(3), 1123–1135.
- Zhou, X. X., Wang, Y. B., y Li, W. F. (2009). Effect of probiotic on larvae shrimp (*Penaeus vannamei*) based on water quality, survival rate and digestive enzyme activities. . *Aquaculture*, 287(3-4), 349-353.

### 13. ANEXOS



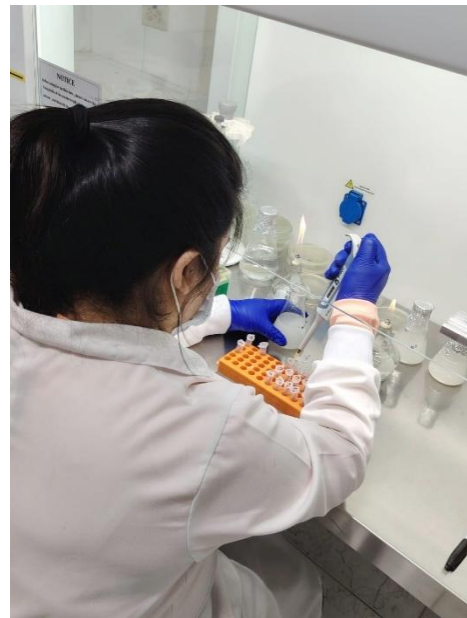
Anexo 2. Selección de organismos



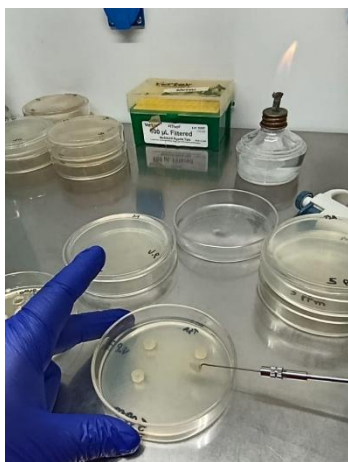
Anexo 1. Pesaje de hepatopáncreas para análisis



Anexo 3. Preparación de material para análisis



Anexo 4. Diluciones seriadas para realizar el análisis de microbiología.



Anexo 6. Siembra en medios de cultivo



Anexo 5. Análisis químico de muestra.



Anexo 7. Conteo de Fitoplancton

Variable	Agua (Control)	Agua (Prueba)	Hepatopáncreas (Control)	Hepatopáncreas (Prueba)	Suelo (Control)	Suelo (Prueba)	Materia Orgánica (Control)	Materia Orgánica (Prueba)
Agua (Control)	-0,314	0,506	0,240	0,099	-0,171	-0,151	<b>0,697</b>	0,2
Agua (Prueba)	-0,382	0,154	-0,081	-0,492	-0,613	-0,224	-0,316	-0,237
Hepatopáncreas (Control)	-0,388	-0,037	-0,115	0,515	-0,223	0,584	0,012	-0,424
Hepatopáncreas (Prueba)	-0,388	0,014	-0,139	0,388	0,380	-0,664	-0,17	-0,256
Suelo (Control)	0,318	-0,493	-0,208	0,274	-0,535	-0,361	<b>0,342</b>	-0,064
Suelo (Prueba)	0,329	0,454	0,192	0,493	-0,324	-0,089	-0,484	0,214
Materia Orgánica (Control)	0,382	0,153	<b>0,496</b>	-0,087	0,064	0,08	0,113	-0,744
Materia Orgánica (Prueba)	0,317	<b>0,497</b>	-0,759	-0,073	0,082	0,033	0,141	-0,208

Anexo 8. Coeficientes de correlación entre variables microbiológicas en Control y Prueba

Variable	Peso Siembra (Control)	Peso Final (Control)	Libras Sembradas (Control)	Libras Cosechadas (Control)	Peso Siembra (Prueba)	Peso Final (Prueba)	Libras Sembradas (Prueba)	Libras Cosechadas (Prueba)	Temperatura (Control)	Temperatura (Prueba)	pH (Control)	pH (Prueba)	Relación N:P (Control)	Relación N:P (Prueba)	Amoniaco-NH3 (Control)	Amoniaco-NH3 (Prueba)	Alcalinidad-CaCO3 (Control)	Alcalinidad-CaCO3 (Prueba)
Peso Siembra (Control)	0,223	0,256	-0,032	0,155	0,269	-0,279	-0,118	0,020	0,096	-0,330	0,262	-0,021	0,074	-0,315	-0,540	-0,175	-0,098	0,183
Peso Final (Control)	0,088	-0,371	0,046	0,103	-0,151	-0,164	0,141	-0,510	0,120	-0,063	-0,171	-0,009	0,146	-0,097	-0,260	0,604	-0,015	0,010
Libras Sembradas (Control)	0,171	0,317	0,239	0,224	-0,494	0,109	0,404	0,267	-0,029	-0,038	-0,137	0,202	0,055	-0,075	-0,140	0,207	0,273	0,257
Libras Cosechadas (Control)	0,291	-0,076	0,129	0,110	0,114	0,217	0,340	0,018	-0,559	-0,208	-0,208	-0,113	0,001	0,345	0,008	-0,231	0,211	0,277
Peso Siembra (Prueba)	0,246	0,217	-0,063	-0,199	-0,261	-0,307	-0,470	0,259	0,208	-0,216	-0,341	-0,115	-0,045	-0,108	0,346	0,260	-0,139	-0,015
Peso Final (Prueba)	0,058	-0,381	0,025	-0,057	0,381	-0,507	0,120	<b>0,512</b>	0,081	-0,016	-0,356	0,406	0,051	0,129	-0,192	0,146	-0,215	0,026
Libras Sembradas (Prueba)	0,186	0,302	-0,164	0,009	-0,153	-0,011	0,139	-0,388	-0,067	-0,049	-0,133	0,417	0,036	0,350	0,002	-0,181	-0,544	-0,050
Libras Cosechadas (Prueba)	0,292	-0,067	0,178	0,097	0,083	0,188	-0,099	-0,184	0,697	-0,112	0,071	0,044	-0,149	0,413	-0,037	0,020	0,284	-0,057
Temperatura (Control)	0,256	-0,195	0,043	0,335	-0,095	-0,493	-0,133	0,062	-0,012	0,554	0,263	0,155	-0,080	0,063	0,150	-0,138	-0,002	0,238
Temperatura (Prueba)	0,292	-0,069	0,045	0,068	0,031	0,326	-0,012	-0,155	0,183	0,378	-0,453	-0,137	0,131	-0,474	-0,082	-0,338	-0,094	-0,008
pH (Control)	0,188	0,301	0,096	-0,429	0,246	-0,357	0,257	-0,104	-0,107	0,315	-0,222	-0,275	-0,182	0,205	-0,234	0,094	0,195	-0,064
pH (Prueba)	-0,296	0,001	-0,104	0,020	-0,087	-0,278	-0,167	-0,144	-0,016	-0,077	-0,305	0,455	-0,081	-0,108	-0,112	-0,329	0,510	-0,250
Relación N:P (Control)	-0,052	-0,383	-0,063	-0,032	-0,509	-0,146	0,140	0,152	0,064	-0,131	-0,063	-0,381	-0,143	0,214	-0,365	-0,337	-0,162	-0,111
Relación N:P (Prueba)	0,214	-0,269	0,099	0,012	0,141	-0,243	<b>0,510</b>	-0,199	-0,023	-0,412	-0,065	-0,038	-0,147	-0,213	0,465	-0,152	0,056	0,085
Amoniaco-NH3 (Control)	-0,283	0,114	-0,056	0,296	0,125	-0,239	0,112	-0,023	0,186	-0,015	-0,241	-0,278	<b>0,668</b>	0,266	0,121	-0,072	0,054	0,143
Amoniaco-NH3 (Prueba)	-0,296	0,030	0,880	-0,127	-0,025	-0,096	-0,136	-0,086	0,026	-0,018	-0,009	0,064	0,012	-0,026	-0,003	-0,132	-0,244	0,047
Alcalinidad-CaCO3 (Control)	-0,293	-0,056	-0,210	-0,294	-0,039	0,053	-0,033	-0,159	0,195	0,028	-0,104	0,054	-0,208	-0,011	-0,041	-0,027	-0,003	0,807
Alcalinidad-CaCO3 (Prueba)	-0,262	0,182	-0,010	0,597	0,173	-0,002	0,000	-0,001	-0,001	0,003	-0,284	-0,187	-0,589	0,011	-0,006	0,137	-0,172	-0,031

Anexo 9. Coeficientes de correlación entre variables fisicoquímicas y datos productivos obtenidos mediante análisis de componentes principales (ACP).

Variable	Agua (Control)	Agua (Prueba)	Heptopáncreas (Control)	Heptopáncreas (Prueba)	Temperatura (Control)	Temperatura (Prueba)	pH (Control)	pH (Prueba)	Relación N:P (Control)	Relación N:P (Prueba)	Amoniaco-NH3 (Control)	Amoniaco-NH3 (Prueba)	Alcalinidad-CaCO3 (Control)	Alcalinidad-CaCO3 (Prueba)
Agua (Control)	-0,031	-0,407	-0,009	0,168	-0,255	0,042	0,296	0,110	-0,290	0,170	-0,262	-0,124	-0,657	0,105
Agua (Prueba)	0,125	-0,382	-0,242	-0,398	-0,198	0,174	-0,250	-0,160	-0,220	0,040	0,181	0,322	-0,030	-0,526
Heptopáncreas (Control)	0,195	-0,340	0,032	-0,127	0,210	-0,415	0,302	-0,226	-0,073	0,500	-0,205	-0,009	<b>0,412</b>	0,053
Heptopáncreas (Prueba)	0,177	-0,353	0,090	0,184	0,343	<b>0,678</b>	0,266	-0,017	-0,057	-0,259	0,113	0,021	0,249	0,090
Temperatura (Control)	0,353	-0,032	0,011	0,213	0,005	-0,355	0,146	-0,302	-0,418	-0,556	0,309	-0,101	-0,011	0,022
Temperatura (Prueba)	0,341	0,108	0,189	-0,090	0,154	0,213	-0,565	0,060	-0,495	0,195	-0,166	-0,227	0,022	0,271
pH (Control)	0,084	0,397	0,078	0,033	-0,568	0,355	0,360	-0,256	-0,212	0,249	0,102	0,064	0,238	0,077
pH (Prueba)	-0,320	-0,175	0,004	0,193	0,144	-0,001	-0,013	0,281	-0,293	0,221	0,590	0,362	0,093	0,328
Relación N:P (Control)	0,095	-0,393	0,007	0,148	-0,601	-0,127	-0,294	0,200	-0,211	-0,194	-0,120	0,010	0,354	0,298
Relación N:P (Prueba)	0,336	-0,128	-0,097	0,161	-0,019	0,097	-0,109	-0,163	0,426	0,334	0,532	-0,418	-0,183	0,022
Amoniaco-NH3 (Control)	-0,350	-0,060	-0,215	-0,036	-0,060	0,023	0,082	0,282	-0,273	-0,019	0,094	-0,682	0,315	-0,298
Amoniaco-NH3 (Prueba)	-0,330	-0,147	0,011	-0,610	-0,014	0,074	0,035	-0,379	0,049	-0,185	0,110	-0,195	-0,084	<b>0,503</b>
Alcalinidad-CaCO3 (Control)	-0,294	-0,227	<b>0,793</b>	0,199	-0,009	0,085	-0,124	-0,281	0,018	-0,003	0,044	-0,074	0,043	-0,285
Alcalinidad-CaCO3 (Prueba)	-0,353	0,017	-0,453	0,458	0,032	0,001	-0,310	-0,551	-0,074	0,098	-0,203	0,022	0,028	0,048

Anexo 10. Análisis de componentes entre variables fisicoquímicas y microbiológicas entre Control y Prueba.