



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*).

**RAMIREZ ESCALANTE JOFFRE JOEL
INGENIERO ACUICOLA**

**SANCHEZ SARITAMA GEANELLA LIZBETH
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

**Efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en
precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*).**

**RAMIREZ ESCALANTE JOFFRE JOEL
INGENIERO ACUICOLA**

**SANCHEZ SARITAMA GEANELLA LIZBETH
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA
2023**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

**Efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en
precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*).**

**RAMIREZ ESCALANTE JOFFRE JOEL
INGENIERO ACUICOLA**

**SANCHEZ SARITAMA GEANELLA LIZBETH
INGENIERA ACUICOLA**

GALARZA MORA WILMER GONZALO

**MACHALA
2023**

Doc-Final

INFORME DE ORIGINALIDAD

3%

INDICE DE SIMILITUD

3%

FUENTES DE INTERNET

1%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

ENCONTRAR COINCIDENCIAS CON TODAS LAS FUENTES (SOLO SE IMPRIMIRÁ LA FUENTE SELECCIONADA)

< 1%

★ **prezi.com**

Fuente de Internet

Excluir citas

Apagado

Excluir coincidencias

Apagado

Excluir bibliografía

Apagado

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

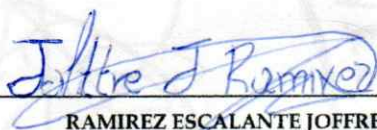
Los que suscriben, RAMIREZ ESCALANTE JOFFRE JOEL y SANCHEZ SARITAMA GEANELLA LIZBETH, en calidad de autores del siguiente trabajo escrito titulado Efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*), otorgan a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tienen potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

Los autores declaran que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

Los autores como garantes de la autoría de la obra y en relación a la misma, declaran que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asumen la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



RAMIREZ ESCALANTE JOFFRE JOEL

0705042489



SANCHEZ SARITAMA GEANELLA LIZBETH

0706981081

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mis agradecimientos a mis padres, Wilmer Ramírez Feijoo y Hermelinda Escalante Correa quienes con su amor incondicional y apoyo constante son mis guías y modelos por seguir. A mis hermanos, Fernando Ramírez Escalante y Roxibelt Ramírez Escalante quienes han invertido tiempo, esfuerzo y amor en mi educación y crecimiento personal. Su dedicación y sacrificio han sido una base sólida de valores que me guiarán a lo largo de la vida. Gracias por ser los pilares de mi existencia.

A mis amigos, quiero agradecerles por estar en mi vida, ustedes han compartido risas y lamentos, triunfos y desafíos a lo largo de nuestra carrera. Su amistad ha sido una luz en los momentos oscuros y una fuente de alegría constante. Gracias por su lealtad, comprensión y por ser la familia que he elegido.

A mi maestro, el Ing. Wilmer Galarza Mora, M.Sc., deseo expresar mi profundo agradecimiento por ser un modelo de conocimiento y sabiduría. Más allá de las aulas, ha sido un mentor que ha influido en mi crecimiento personal y en mis aspiraciones académicas. Gracias por compartir su pasión por el conocimiento, por desafiarme a ser mejor cada día y por inspirarme a alcanzar mi mejor versión. Además, quiero expresar mi gratitud al Ing. Irán Rodríguez Delgado, Ing. Ivanna Tuz Guncay, Dr. Mauro Nirchio Tursellino, Dra. Leonor Rivera Intriago y al Ing. Patricio Quizhpe Cordero, Mg.Sc., que gracias a su indispensable ayuda se logró culminar el trabajo de titulación sin ningún inconveniente.

Finalmente, agradezco a la empresa ECUAHIDROLIZADOS CIA. LTDA., y a su gerente general, el Ing. Cristhian Vargas Farias, Laboratorio “Hermanos Sornoza” y al Ing. Fernando Bustos Carpio e Ing. Maritza Carpio Vivanco por facilitarnos los insumos y herramientas para desarrollar el trabajo de investigación.

Con cariño y gratitud sincera,

Joffre Joel Ramírez Escalante

Quiero empezar agradeciendo primero a Dios, a mis padres Mercy Saritama Chamorro y Anivar Sánchez su amor, apoyo incondicional y sacrificio han sido la base sobre la cual he construido mis sueños. Vuestra confianza en mí me ha dado la fortaleza para enfrentar cada desafío con determinación y gratitud.

A mi adorado abuelo Manfredo Herrera, quien a pesar de no estar físicamente junto a mí ha sido mi fortaleza en mi caminar para culminar mi carrera.

A mis grandes amigos, por vuestras palabras de aliento y apoyo inquebrantable, han sido mi refugio en los momentos de duda y desafío. Gracias por ser mi segunda familia, por estar siempre ahí y por hacer que esta travesía académica sea aún más especial.

A mi director de tesis, Ingeniero Wilmer Gonzalo Galarza Mora, M.Sc., por su orientación, paciencia y dedicación a lo largo de todo el proceso de titulación. Más allá de la educación formal agradezco sus enseñanzas, experiencias y conocimientos que han modelado mi camino hacia la excelencia académica y mi crecimiento personal.

Deseo expresar mi aprecio y agradecimiento a todas las personas que contribuyeron de manera fundamental al éxito de mi trabajo de titulación, entre ellas, el Dr. Mauro Nirchio Tursellino, Ing. Irán Rodríguez Delgado, Mg.Sc., Dr. Iván Ramírez Morales, Ing. Ivanna Tuz Guncay, Ing. Dino Yáñez Morocho, Mg.Sc., Dra. Leonor Rivera Intriago y Ing. Patricio Quizhpe Cordero, Mg.Sc.

Asimismo, quiero manifestar mi reconocimiento a la empresa ECUAHIDROLIZADOS CIA. LTDA., y a su gerente general, el Ing. Cristhian Vargas Farias, al Laboratorio “Hermanos Sornoza” y de manera especial al Ing. Fernando Bustos Carpio e Ing. Maritza Carpio Vivanco, por su generosidad al proporcionarnos los recursos y herramientas necesarias para llevar a cabo nuestra investigación.

Con un profundo sentido de gratitud y cariño,

Geanella Lizbeth Sánchez Saritama

DEDICATORIA

Esta tesis es dedicada al resultado de años de esfuerzo de mis padres y hermanos, es el reflejo del amor, apoyo y sacrificio que ustedes han brindado en cada paso de mi camino personal y académico. A ustedes, que siempre han estado a mi lado, dedico este logro con profunda gratitud. Cada página escrita es un tributo a su dedicación y amor inquebrantable.

Por último, Albert Einstein mencionaba que “somos arquitectos de nuestro propio destino”. Así que tú, quien pasa por momentos de duda e inseguridad no dudes de tu potencial ya que, esa preparación, perseverancia y determinación es la clave para cumplir nuestros sueños, metas y abrir puertas hacia nuevos horizontes sin límites para lo que podemos lograr.

Joffre Joel Ramírez Escalante

Dedico este logro con amor y gratitud a la memoria de mi querido abuelo, Manfredo Herrera, cuyo legado de sabiduría y amor perdura en cada paso de mi camino. A mis adorados padres, Mercy Saritama y Anivar Sánchez, quienes han sido mi apoyo inquebrantable, mi fuente de fuerza y quienes siempre me han inspirado a seguir adelante. En honor a sus enseñanzas y al espíritu de superación que siempre han cultivado en mí, comparto esta cita célebre de Charles Chaplin: "Aprende como si fueras a vivir toda la vida y vive como si fueras a morir mañana". Gracias por creer en mí y por ser mi razón para perseverar.

Geanella Lizbeth Sánchez Saritama

RESUMEN

La intensificación de la acuicultura ha aumentado el deterioro y la posterior eutrofización de aguas empleadas en los cultivos, ante ello surge la necesidad de implementar tecnologías con enfoques ecosistémicos siendo; la acuicultura simbiótica una técnica que permite la sostenibilidad al interactuar con el entorno, mejorando la calidad del agua y organismo, incremento de las tasas de crecimiento e inhibición de bacterias patógenas. El objetivo del presente estudio fue determinar el efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*). El experimento se desarrolló en la estación de Maricultura en la Facultad de Ciencias Agropecuarias, perteneciente a la Universidad Técnica de Machala. Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) donde se manipuló un factor de estudio (Acuicultura Simbiótica) con tres tratamientos: Control, AS sin previa maduración y AS +15 días de maduración y tres repeticiones, conformándose nueve unidades experimentales (Tanques plásticos) distribuidas aleatoriamente. El análisis de la prevalencia bacteriana *Bacillus* y *Vibrio* en agua (UFC/ml) y organismo (UFC/g) se realizó por el método de diluciones seriadas y siembras en placas en agar selectivo (Chromagar Vibrio y Bacillus), las variables de peso (mg) y longitud (cm) se midieron a través de la aplicación móvil LarvIA, mientras que la variable de supervivencia (%) se desarrolló por medio del conteo manual de las postlarvas al final del experimento. La comparación de tratamientos en función de la prevalencia bacteriana en agua y organismo (*Bacillus* y *Vibrio*), peso, talla y supervivencia, se realizó a través de un análisis de varianza de un factor intergrupos previa verificación del cumplimiento de los supuestos de normalidad de datos (verificada con test de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (verificado con test de Levene). En caso de presentarse diferencias estadísticas entre tratamientos objeto de estudio y con la finalidad de conocer dónde se encuentran las diferencias o similitudes se aplicó la prueba de rangos y comparación múltiples de Duncan. En caso de no cumplirse algunos de los supuestos del modelo paramétrico, se utilizó el Anova de Kruskal Wallis. Los resultados obtenidos mostraron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos. AS sin previa maduración y AS +15 días de maduración presentaron reducción significativa en la carga bacteriana patógena (*Vibrio*) en la columna de agua (0,0E+00) y postlarvas de camarón (1,7E+01 y 8,3E+01 respectivamente), la carga bacteriana benéfica (*Bacillus*) presentó un incremento constante en AS sin previa maduración y AS +15 días de maduración (3,0E +10 y 3,0E +11) en el medio de cultivo, por su parte las

concentraciones finales en postlarvas del Control ($6,05E+04$) se redujeron en comparación a AS sin previa maduración y AS +15 días de maduración ($3,0E+05$ y $2,93E+05$) que se mantuvieron similares a las concentraciones bacterianas iniciales. Las variables de crecimiento (peso y longitud) presentaron diferencias significativas, siendo AS +15 días de maduración (39,97; 1,85) el que presentó mejores resultados en comparación a AS sin previa maduración (31,14; 1,73) mientras que el Control (27,22; 1,61) obtuvo las menores tasas de crecimiento. Las mejores tasas de supervivencia se exhibieron en AS sin previa maduración (91,67) y AS +15 días de maduración (93,91) mientras que el Control (55,43) presentó el valor más bajo. En conclusión, el estudio realizado demuestra que la acuicultura simbiótica permite el crecimiento de bacterias benéficas (*Bacillus*) y desplaza bacterias patógenas (*Vibrio*) en el agua y organismo, aumenta las tasas de crecimiento y supervivencia además crea un entorno saludable y nutricionalmente equilibrado.

Palabras claves: Acuicultura simbiótica, *Vibrio*, *Bacillus*, prevalencia bacteriana, crecimiento y supervivencia.

ABSTRACT

The intensification of aquaculture has increased the deterioration and subsequent eutrophication of water used in farming. In response to this, there is a need to implement technologies with ecosystem-based approaches. Symbiotic aquaculture is a technique that promotes sustainability by interacting with the environment, improving water quality and organisms, increasing growth rates, and inhibiting pathogenic bacteria. The objective of this study was to determine the effect of symbiotic aquaculture on bacterial prevalence in shrimp postlarvae (*Litopenaeus vannamei*). The experiment was conducted at the Mariculture Station in the Faculty of Agricultural Sciences, part of the Technical University of Machala. A completely randomized design (CRD) was used, with one experimental factor (Symbiotic Aquaculture) and three treatments: Control, AS without prior maturation, and AS +15 days of maturation, each with three replicates, forming nine experimental units (plastic tanks) distributed randomly. The analysis of bacterial prevalence of *Bacillus* and *Vibrio* in water (CFU/ml) and organisms (CFU/g) was performed using the serial dilution method and plating on selective agar plates (Chromagar *Vibrio* and *Bacillus*). Weight (mg) and length (cm) variables were measured using the LarvIA mobile application, while survival (%) was determined by manually counting postlarvae at the end of the experiment. Treatment comparisons based on bacterial prevalence in water and organisms (*Bacillus* and *Vibrio*), weight, size, and survival were conducted using one-way analysis of variance (ANOVA), following verification of the assumptions of data normality (checked with the Kolmogorov-Smirnov test) and homogeneity of variances (verified with Levene's test). In case of statistical differences between the study treatments, the Duncan's multiple range test was applied to determine where the differences or similarities lie. If some of the parametric model assumptions were not met, the Kruskal-Wallis ANOVA was used. The results showed statistically significant differences between treatments. AS without prior maturation and AS +15 days of maturation demonstrated a significant reduction in pathogenic bacterial load (*Vibrio*) in both water column (0.0E+00) and shrimp postlarvae (1.7E+01 and 8.3E+01, respectively). The beneficial bacterial load (*Bacillus*) consistently increased in AS without prior maturation and AS +15 days of maturation (3.0E+10 and 3.0E+11) in the culture medium. In contrast, the final concentrations in Control postlarvae (6.05E+04) decreased compared to AS without prior maturation and AS +15 days of maturation (3.0E+05 and 2.93E+05), which remained similar to the initial bacterial concentrations. Growth variables (weight and length) exhibited significant differences, with SA +15 days

of maturation (39.97; 1.85) showing the best results compared to AS without prior maturation (31.14; 1.73), while the Control (27.22; 1.61) obtained the AS lowest growth rates. The highest survival rates were observed in AS without prior maturation (91.67) and AS +15 days of maturation (93.91), while the Control (55.43) had the lowest value. In conclusion, this study demonstrates that symbiotic aquaculture promotes the growth of beneficial bacteria (*Bacillus*) while suppressing pathogenic bacteria (*Vibrio*) in both water and organisms. It also enhances growth and survival rates, creating a healthy and nutritionally balanced environment.

Keywords: Symbiotic Aquaculture, *Vibrio*, *Bacillus*, bacterial prevalence, growth, and survival

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	III
RESUMEN	IV
ABSTRACT.....	VI
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
3. JUSTIFICACIÓN.....	4
4. OBJETIVOS.....	5
4.1. Objetivo general	5
4.2. Objetivos específicos:	5
4.3. Hipótesis de investigación.....	5
5. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	6
5.1. Orígenes de la acuicultura	6
5.2. Reseña histórica de la producción camaronera en Ecuador	6
5.3. Generalidades de <i>Litopenaeus vannamei</i>	6
5.3.1. Clasificación taxonómica del Camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	7
5.4. Técnicas de cultivo.....	7
5.4.1. Sistemas extensivos	7
5.4.2. Sistemas semi intensivos	8
5.4.3. Sistemas intensivos.....	8
5.4.4. Sistemas Super-intesivos	8
5.5. Calidad de agua en acuicultura	9
5.5.1. Carga bacteriana del género <i>Vibrio</i> en la zona de El Oro	11
5.6. Ecología microbiana.....	11
5.6.1. Rol de la ecología microbiana en la acuicultura.....	12
5.6.2. Microbiota del tracto digestivo de camarones peneidos.....	15

5.6.3. Exclusión competitiva de bacterias patógenas	18
5.7. Tecnologías simbióticas	20
5.7.1. Biofloc	20
5.7.2. Aquamimicry	21
5.7.3. Acuicultura simbiótica.....	23
5.5.4. Comparación de técnicas simbióticas: BFT, Acuicultura simbiótica y Aquamimicry	27
6. MATERIALES Y MÉTODOS	30
6.2. Ubicación del experimento	30
6.2. Etapa preexperimental.....	30
6.2.1. Activación de hisopos de <i>Vibrio alginolyticus</i> y <i>Vibrio parahaemolyticus</i> ..	30
6.2.2. Preservación de cepas de <i>Vibrio</i> en cuñas.....	31
6.2.3. Replicación y masificación en caldo marino.....	31
6.2.4. Preparación de suspensiones de <i>Vibrio</i>	31
6.2.5. Inoculación de suspensiones de <i>V. alginolyticus</i> y <i>V. parahaemolyticus</i> en tanques de experimentación	31
6.3. Diseño experimental.....	32
6.3.1 Modelo matemático DCA.....	32
6.3.2. Caracterización de los tratamientos.....	32
6.4. Manejo y conducción del experimento	33
6.4.1. Establecimiento	33
6.4.2. Obtención del agua y postlarvas de camarón	33
6.4.3. Preparación de fermentos simbióticos.....	34
6.4.4. Aplicación de los fermentos simbióticos y monitoreo del experimento	34
6.5. Variables a medir	35
6.5.1. Variables dependientes	35
6.5.2. Variables intervinientes aleatorias.....	35
6.6. Metodología para la medición de las variables y recolección de datos	36

6.6.1. Prevalencia bacteriana de <i>Vibrios</i> y <i>Bacillus</i> en el agua de precrías de <i>L. vannamei</i>	36
6.6.2. Prevalencia bacteriana de <i>Vibrios</i> y <i>Bacillus</i> en postlarvas de <i>L. vannamei</i> .	36
6.6.3. Talla y peso de postlarvas de <i>L. vannamei</i>	37
6.6.4. Supervivencia de postlarvas de <i>L. vannamei</i>	37
6.7. Procedimiento estadístico.....	37
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	38
7.1. Comportamiento de variables fisicoquímicas del agua durante el desarrollo del experimento.....	38
7.2. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Vibrios</i> en agua de precría de camarón	42
7.3. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Bacillus</i> en agua de precrías de camarón	44
7.5. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Vibrio</i> en postlarvas de camarón	46
7.6. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Bacillus</i> en postlarvas de camarón	48
7.7. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en el peso de postlarvas de camarón	49
7.8. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la longitud de postlarvas de camarón	51
7.9. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia de postlarvas de camarón	53
8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	55
8.1. Conclusiones	55
8.2. Recomendaciones.....	55
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
ANEXOS	65

Índice de Tablas

Tabla 1 Parámetros óptimos para el cultivo de camarón <i>L. vannamei</i>	10
Tabla 2 Rol específico de microorganismos en un ecosistema acuícola	11
Tabla 3 Bacterias benéficas utilizadas en sistemas acuícolas.....	13
Tabla 4 Características y requerimientos de diferentes tipos de bacterias benéficas	14
Tabla 5 Efecto antagonista de cepas probióticas <i>Bacillus</i> contra <i>Vibrio</i>	17
Tabla 6 Principales metabolitos producidos por bacterias probióticas.....	19
Tabla 7 Comparación entre las técnicas simbióticas aplicadas a cultivos intensivos de camarón (>150/m ²)	27
Tabla 8 Descripción de los tratamientos.....	33
Tabla 9 Métodos de medición de las variables dependientes	35
Tabla 10 Métodos de medición de las variables intervinientes aleatorias	35
Tabla 11 Medias comparativas para verificar el comportamiento de los métodos de acuicultura simbiótica en variables fisicoquímicas durante el desarrollo del experimento	38
Tabla 12 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Vibrio</i> en agua de precrías de camarón	42
Tabla 13 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Bacillus</i> en agua de precría de camarón.	45
Tabla 14 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Vibrio</i> en postlarvas de camarón	46
Tabla 15 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de <i>Bacillus</i> en postlarvas de camarón	48
Tabla 16 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en el peso (mg) de postlarvas de camarón	49
Tabla 17 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en la longitud (cm) de postlarvas de camarón.....	51
Tabla 18 Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia (%) de postlarvas de camarón	53

Índice de Figuras

Figura 1 Comparación entre sistemas de camarones tradicionales y súper intensivos.....	9
Figura 2 Características del género <i>Bacillus</i> en el tracto digestivo del organismo	17
Figura 3 Diagrama esquemático de un sistema de tecnología Biofloc	21
Figura 4 Diseño general del concepto de aquamimicry adoptado en Tailandia	22
Figura 5 Evolución de las tecnologías simbióticas. Granjas comerciales: BFT, Vietnam (1), Aquamimicry, Tailandia (2) y Acuicultura simbiótica, Brasil (3).....	28
Figura 6 Facultad de Ciencias Agropecuarias	30
Figura 7 Diseño espacial del experimento DCA (4x3).....	32
Figura 8 Comportamiento de temperatura del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am	39
Figura 9 Comportamiento de temperatura del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm.....	39
Figura 10 Comportamiento de pH del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am	40
Figura 11 Comportamiento de pH del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm	40
Figura 12 Comportamiento de TDS del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am	41
Figura 13 Comportamiento de TDS del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm	41
Figura 14 Comportamiento de TAN del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am	42
Figura 15 Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de <i>Vibrio</i> (UFC/ml).....	44
Figura 16 Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la carga bacteriana de <i>Bacillus</i> (UFC/ml).....	46
Figura 17 Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de <i>Vibrio</i> (UFC/g) en postlarvas de camarón.	47
Figura 18 Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de <i>Bacillus</i> (UFC/g) en postlarvas de camarón	49
Figura 19 Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en el peso (mg) de postlarvas de camarón.....	51

Figura 20 Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en la longitud (cm) de postlarvas de camarón.....	52
Figura 21 Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia (%) de postlarvas de camarón.....	54

Índice de Anexos

Anexo 1 Activación y preservación de hisopos de cepas de <i>V. parahemolyticus</i> y <i>V. alginolyticus</i>	65
Anexo 2 Replicación y masificación en caldo marino	65
Anexo 3 Preparación e inoculación de suspensiones de <i>Vibrio</i> en tanques de experimentación.....	65
Anexo 4 Establecimiento de unidades experimentales.....	66
Anexo 5 Obtención del agua y postlarvas de camarón.....	66
Anexo 6 Toma de parámetros (TAN, TDS, °C y pH)	66
Anexo 7 Preparación y aplicación de fermentos simbióticos	67
Anexo 8 Siembras microbiológicas de <i>Bacillus</i> y <i>Vibrio</i>	67
Anexo 9 Conteo de placas de <i>Vibrio</i>	68
Anexo 10 Conteo de placas de <i>Bacillus</i>	68
Anexo 11 Links de la aplicación móvil LarvIA con respecto al crecimiento de postlarvas de camarón.....	69

1. INTRODUCCIÓN

Se estima que para el año 2050 la población será de 9,7 mil millones de personas, con lo cual, la acuicultura se desarrollará junto con el continuo crecimiento demográfico. Aunado a esto, la explotación abusiva de los océanos ha generado que los gobiernos e instituciones coloquen a la actividad acuícola como una importante solución a la demanda mundial de proteína, de este modo se puede considerar a la acuicultura como el método más común para el abastecimiento de productos acuáticos destinados al consumo humano (Celdrán Sabater, 2022).

En este contexto, la intensificación de la industria acuícola se ha incrementado, posicionando a la acuicultura como un importante rubro económico a nivel nacional e internacional debido a que gran parte de los alimentos de origen acuático que son consumidos mundialmente provienen de granjas acuícolas (peces, crustáceos, moluscos y algas). Cabe mencionar, que este interés comercial y su creciente demanda para el consumo humano, ha sido generador de fuentes de empleo para los individuos dedicados al cultivo de especies acuáticas, convirtiéndose en la base del modo de vida de dichas personas (Padilla Loredó, 2016).

Por otro lado, la intensificación de la acuicultura ha conllevado al detrimento de las aguas usadas durante el cultivo, este rápido crecimiento incrementa los efluentes que son descargados en el medio ambiente provocando la eutrofización de este. Consecuentemente se convierten en aguas perjudiciales para las especies que lo habitan, a causa de sus altas concentraciones de nutrientes (orgánicos e inorgánicos), heces y alimento no consumido y en ocasiones estas mismas aguas son reingresadas a los sistemas acuícolas pudiendo ser nocivas debido a que ingresan bacterias patógenas y colonizan el medio acarreado enfermedades (González-Hermoso et al., 2018).

Ante ello, el concepto del enfoque ecosistémico de la acuicultura (EEA) es una estrategia para aumentar la eficiencia y desarrollo de la producción acuícola dentro de un cuadro de interacción sinérgica entre las actividades acuícolas y su vinculación con el medio ambiente para impulsar el desarrollo de la acuicultura hacia una mayor ecosostenibilidad (Brugère et al., 2018).

En un intento de minimizar el impacto ambiental, sanitario y económico ocasionado por los procesos de intensificación, la acuicultura simbiótica basada en el reciclamiento de nutrientes, en particular de los compuesto nitrogenados a través del cultivo de biomasa

bacteriana en el mismo medio de cultivo de las especies acuáticas de interés, prometen resultados positivos en la industria acuícola debido a que disminuye el requerimiento hídrico, mayor bioseguridad y mayor facilidad en el control de patógenos que se aprovechan de la mala calidad de agua para parasitar a los organismos cultivados (Marinho-Pereira et al., 2020).

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La acuicultura se presenta como un sector productivo de crecimiento muy notable, debido a que la demanda de los organismos acuáticos es cada vez mayor. Ante el incremento de mercado surge la necesidad de la intensificación de los cultivos acuícolas, sin embargo, la acuicultura intensiva acarrea grandes problemáticas sobre el control de la calidad del agua, bioseguridad, uso de tierras y recursos hídricos, producción libre de enfermedades, rentabilidad, sostenibilidad ambiental y ecológica (Lim et al., 2021). Estos problemas representan amenazas relevantes para los grandes sistemas de producción donde los camarones cultivados son susceptibles a varios agentes patógenos como virus y bacterias (*Vibrio sp.*) lo cual desata grandes episodios de mortandad ocasionando elevadas pérdidas económicas al productor (El-Saadony et al., 2022). Por lo tanto, para contrarrestar la situación anteriormente mencionada se ha planteado estrategias de producción Eco sustentables que mitiguen el efecto adverso de la intensificación acuícola. De esta manera la Acuicultura simbiótica representa una solución para abordar elevados rendimientos productivos con cierto nivel de bioseguridad y mejores prácticas ambientales (Khanjani et al., 2023).

3. JUSTIFICACIÓN

Entre las posibles soluciones a la prevalencia de comunidades bacterianas patógenas en el medio de cultivo (agua) y organismo de postlarvas de *L. vannamei* en precrías tenemos a la acuicultura simbiótica, la cual es llevada a cabo mediante la fermentación o maduración del medio de cultivo con fuentes de carbono y bacterias probióticas que, de acuerdo con Tzuc et al. (2014) desempeñan un papel de gran relevancia en la generación de elementos esenciales para el metabolismo del huésped y la exclusión competitiva de bacterias patógenas en el agua y tracto intestinal del organismo en cultivo. Siendo este último, según Cienfuegos Martínez (2018) llevado a cabo por parte de las bacterias benéficas inoculadas, las cuales secretan exoenzimas y polímeros que generan condiciones hostiles a las bacterias patógenas e impiden su proliferación.

Adicionalmente la aplicación de acuicultura simbiótica en el cultivo de camarón genera grandes beneficios tales como: aumento de la respuesta inmune, mayor asimilación de los nutrientes del alimento, mejoras en la supervivencia y crecimiento de especies cultivadas. Garibay-Valdez et al. (2019) menciona que la colonización de agentes microbianos probióticos en el tracto digesto de *L. vannamei* activa el sistema inmune produciendo efectos benéficos al estado de salud del hospedador.

Por otro lado, Celdrán Sabater (2022) asegura que los microorganismos benéficos introducidos en el estanque de cultivo funcionan como biorremediadores del agua, eliminando concentraciones de compuestos nitrogenados y materia orgánica originaria de heces y alimento no consumido. Por lo tanto, la finalidad de esta investigación es evaluar el efecto de la acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana en el medio de cultivo (agua) y organismo de postlarvas de *L. vannamei* en precrías.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Determinar el efecto de acuicultura simbiótica en la prevalencia bacteriana de precrías de camarón (*Litopenaeus vannamei*).

4.2. Objetivos específicos:

- Comprobar la incidencia de colonias bacterianas en el agua en precrías de *L. vannamei* empleando acuicultura simbiótica.
- Analizar el número de colonias bacterianas presentes en el organismo de postlarvas de *L. vannamei*.
- Evidenciar el peso y talla de *L. vannamei* en precrías aplicando acuicultura simbiótica
- Comprobar el porcentaje de supervivencia de postlarvas de *L. vannamei* en precrías entre tratamientos.

4.3. Hipótesis de investigación

Mediante la aplicación de acuicultura simbiótica se lograría el desplazamiento de conglomerados bacterianos patógenos (*Vibrio sp.*) en el agua y organismo, adicionalmente un incremento de peso, talla y supervivencia de postlarvas de *L. vannamei* en precrías.

5. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

5.1. Orígenes de la acuicultura

La acuicultura presenta sus primeros inicios hace 4 000 años, sin embargo, desde hace 50 años, se ha transformado en una actividad socioeconómica destacable, generando empleo y sustento a millones de familias alrededor del mundo (Espinós, 2020). En Ecuador, la producción de camarón inició a finales de los años 60 en la provincia de El Oro, convirtiéndose en la década de los 70 y 80 en una de las principales actividades de exportación en el país, período en que la industria se asentó en toda el área litoral (Castillo Ochoa & Velásquez López, 2021).

Por otro lado, el cultivo de crustáceos fue el tercer mayor sector productivo entre diferentes actividades acuícolas con una producción anual de 9,4 millones y un valor en ventas de USD 69,3 mil millones en 2018. Entre las principales especies de crustáceos cultivados tenemos al camarón blanco del Pacífico (*Litopenaeus vannamei*), el cual represento un 59,2% de la producción total mientras que para *P. monodon* fue de 8% llegando a un 67% de producción total de crustáceos (Khanjani et al., 2022).

5.2. Reseña histórica de la producción camaronera en Ecuador

La industria camaronera en el Ecuador nace a finales de los 70, en el año 1968 productores locales tomaron la iniciativa de cultivar camarones en deltas, tomando en cuenta los factores climáticos y el potencial productivo para el crecimiento del camarón, dado así, en 1974 aquellos productores ya contaban con aproximadamente 600 hectáreas solo para la producción camaronera (Saltos Castro, 2020).

El cultivo de camarón es una actividad exitosa, por lo que en el año 90 pasó de una actividad artesanal a una industrial, por ejemplo, empezaron a estructurar empresas más elaboradas, incluyeron laboratorios, empacadoras y finalmente añadieron lugares para la venta de insumos. (Scott, 2015, como se citó en Muñoz, 2017).

5.3. Generalidades de *Litopenaeus vannamei*

L. vannamei es considerada como la especie comercialmente más valiosa en la acuicultura de camarones debido a la idoneidad de este organismo para ser cultivado, sus altas tasas de crecimiento, adaptación a variaciones en parámetros fisicoquímicos como la temperatura y salinidad adicionalmente a ello la capacidad de tolerar densidades de siembra elevadas (100-400 camarones/m²) dependientemente de la tecnología de

producción empleada. Cabe acotar que, en el cultivo de *L. vannamei* representa más del 70% de la producción mundial total de la industria acuícola. (Bardera et al., 2021).

5.3.1. Clasificación taxonómica del Camarón blanco *Litopenaeus vannamei*

Reino: *Animalia*

Filo: *Arthropoda*

Clase: *Malacostraca* (Latreille, 1806)

Orden: *Decapoda* (Latreille, 1803)

Familia: *Penaeidae* (Rafinesque, 1815)

Género: *Litopenaeus* (Pérez-Farfante y Kensley, 1997)

Especie: *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)

5.4. Técnicas de cultivo

Las primeras técnicas de cultivo se basaron en la observación del comportamiento de los organismos acuáticos y el uso de sistemas rústicos en lagunas costeras o fluviales, en donde los juveniles de peces y crustáceos ingresaban en estos espacios y permanecían durante meses mientras se engordaban para posteriormente ser cosechados y consumidos (Espinós, 2020).

En cuanto al cultivo de camarón, la intensificación de la producción de los estanques ha incrementado con el paso de los años. Inicialmente, los estanques se estructuraron en las zonas costeras, donde la marea proveía agua y a menudo se realizaban recambios a través de compuertas de agua tamizadas. La producción fue mediante métodos extensivos en donde camarones se alimentaron con microorganismos de origen natural (fitoplancton y zooplancton), posteriormente se introdujeron alimentos complementarios para elevar los rendimientos productivos y finalmente la aireación mecánica, la alimentación y a menudo un intercambio mínimo de agua dio paso a la evolución de producción intensiva de camarón (Boyd et al., 2022).

5.4.1. Sistemas extensivos

En cultivos de camarón los sistemas extensivos son predominantes en zonas de afluencias de mareas, estos sistemas dependen de la productividad natural y tienen un uso limitado o nulo de alimentos artificiales para el cultivo (Davis et al., 2021). La densidad de siembra en el sistema extensivo es aproximadamente de 2 a 5 camarones por metro cuadrado con

una alimentación intermitente y gestión simple que genera rendimientos de 200 a 300 kg por ha (Nguyen et al., 2019).

5.4.2. Sistemas semi intensivos

El sistema de producción semi intensivo almacena aproximadamente de 9 a 15 juveniles por metro cuadrado (Nguyen et al., 2019). Lo característico de estos sistemas es el recambio de agua parcial, alimentación controlada, fertilización del estanque (proliferación de alimento natural) y la adición de alimento complementario en raciones de 2-3 veces al día, asimismo los rendimientos productivos en este sistema fluctúan entre 1 000 y 4 000 lb/ha/cosecha con aproximadamente dos corridas al año (Alvarez Perero, 2022).

5.4.3. Sistemas intensivos

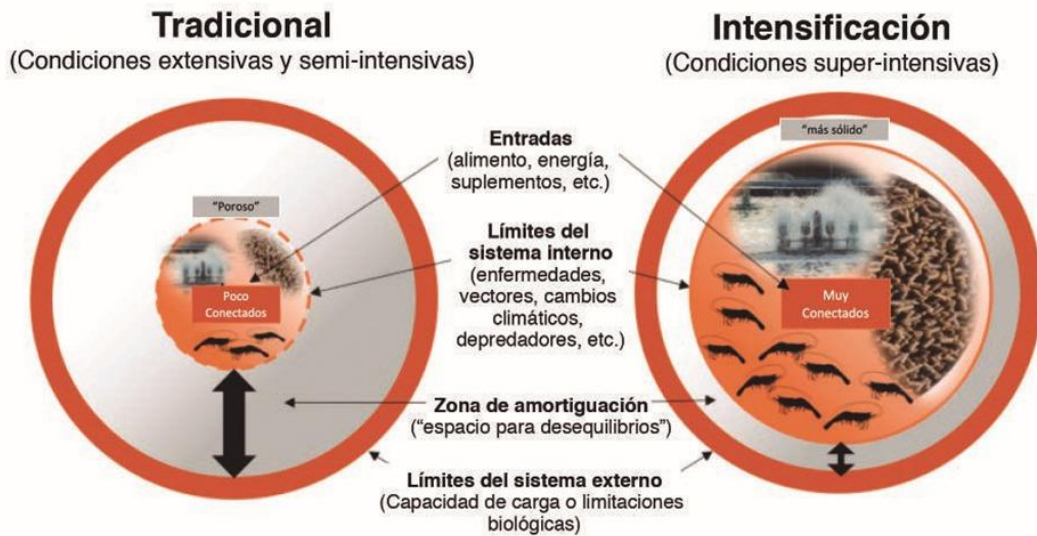
Los sistemas de producción son considerados intensivos, cuando en el cultivo se emplean piensos acuícolas compuestos para la alimentación de los organismos en el estanque además de la implementación de sistemas de aireación. (Davis et al., 2021). La densidad de siembra empleada en estos sistemas de producción varía entre 70 a 150 juveniles por metro cuadrado llegando a producir de 10 a 15 toneladas métricas por ha (Nguyen et al., 2019).

En Ecuador, los sistemas de cultivo semi intensivo e intensivo, demandan de un estricto control y aplicación de métodos adecuados para la producción. Sin embargo, en los últimos años se han propagado sistemas super-intensivos con el uso de invernaderos, donde las producciones ofrecen altos rendimientos con un desarrollo y supervivencia eficiente en tiempo y productividad (Castillo Ochoa & Velásquez López, 2021).

5.4.4. Sistemas Super-intensivos

Los sistemas super-intensivos acogen dos perspectivas principales: (I) sistemas de aguas claras con altos volúmenes de recambio de agua; y (II) sistemas con limitado recambio de agua e inoculación de conglomerados bacterianos. Adicionalmente estos sistemas demandan mayor cantidad de insumos en alimentos, mano de obra, energía y suplementos sin embargo generan grandes beneficios tales como: mayor número de cosechas de más cultivos por un año, aumento de la bioseguridad (mayor previsibilidad y equilibrio) y optimizar el uso de la granja acuícola y la tierra (Emerenciano et al., 2022).

Figura 1. Comparación entre sistemas de camarones tradicionales y súper intensivos



Fuente: Emerenciano et al. (2022)

5.5. Calidad de agua en acuicultura

La calidad del agua en acuicultura desempeña un rol de gran relevancia en el incremento de producción en un estanque. Los factores fisicoquímicos como la temperatura, gases disueltos, nutrientes, salinidad y total de sólidos disueltos influyen directa o indirectamente en la calidad de la misma, ya que esta última instancia rige el desarrollo y supervivencia de los organismos en cultivo, por lo cual, mantener la calidad del agua en el estanque proporcionara un entorno saludable y nutricionalmente equilibrado (Venkateswarlu et al., 2019).

Ortega Mendoza (2020) describe a la calidad de agua como el conjunto de variables químicas disueltas (Potencial de Hidrógeno y Nitrógeno Amoniacal Total) en ella, así como sus condiciones físicas (Temperatura y Sólidos Disueltos Totales), todos estos parámetros unidos forman lo que conoce como calidad de agua; esta varía según la ubicación geográfica de los sistemas de tratamiento de aguas de las granjas acuícolas y que, a su vez está directamente relacionada con la densidad de siembra, alimento del camarón e insumos aplicados para su desarrollo. Para estimar la calidad del agua se hace uso de distintos equipos de laboratorio como: espectrofotómetro, multiparámetro digital y kits colorimétricos, entre otros.

Tabla 1. Parámetros óptimos para el cultivo de camarón *L. vannamei*

Parámetros óptimos en el agua	Rango óptimo	Unidad de medida
Salinidad	12-25	ppt
pH	7.5-8.5	0-14
Alcalinidad	>120	ppm
Dureza total	>1000	ppm
Dureza de calcio	>150	ppm
Dureza de magnesio	>450	ppm
Nitrógeno amoniacal total	<1.0	ppm
Nitrito	<0.5	ppm
Sulfuro de hidrógeno	<0.01	ppm
Oxígeno disuelto	>4	ppm

Fuente: Venkateswarlu et al. (2019)

El detrimento de la calidad del agua por residuos de alimento y excretas son los principales factores que afectan los sistemas de producción acuícola, por lo que diferentes investigaciones resaltan la importancia de mantener la calidad del agua a través del empleo de cepas microbianas capaces de biorremediar, garantizar el bienestar del organismo y por ende del cultivo, participar en la conversión de materia orgánica en CO₂ y disminuir niveles de compuestos nitrogenados (amonio y nitrito) por medio de cepas de bacterias nitrificantes. Entre los géneros que destacan por uso acuícola están: *Bacillus*, *Nitrosomonas*, *Nitrobacter*, *Pseudomonas*, *Cellulomonas* y *Lactobacillus* (Mosquera Rentería et al., 2019).

En este sentido, la mala calidad del agua repercute negativamente en el crecimiento, baja producción, enfermedades y en casos extremos mortalidad, adicionalmente el vertido de estas aguas contaminadas a fuentes externas receptoras representa una degradación medioambiental severa (Venkateswarlu et al., 2019). Cabe destacar que la acuicultura intensiva acarrea grandes problemáticas sobre el control de la calidad del agua,

bioseguridad, uso de tierras y recursos hídricos, producción libre de enfermedades, rentabilidad y sostenibilidad ambiental y ecológica (Lim et al., 2021).

5.5.1. Carga bacteriana del género *Vibrio* en la zona de El Oro

En palabras de Dutan Pineda (2022) la carga bacteriana de *Vibrios* en las entradas de agua a granjas acuícolas de la provincia de El Oro experimenta variaciones estacionales significativas. Durante los meses de invierno, se observa una mayor incidencia de carga bacteriana, alcanzando 1015 UFC/ml, en comparación con los meses de verano, donde la carga desciende a 760 UFC/ml. En cuanto a la composición de especies predominantes en el agua, se destaca la presencia de *Vibrio Alginolyticus*, que representa el 47.4% en invierno y el 75% en verano. De manera similar, *Vibrio parahaemolyticus* se presenta en un 31.6% en invierno y un 25% en verano. Este hallazgo sugiere que en los meses de invierno la distribución de estas bacterias es mayor en el entorno acuático en comparación a la época de verano.

5.6. Ecología microbiana

Los microorganismos cumplen un rol importante en la acuicultura, Bentzon-Tilia et al. (2016) mencionan, que en el medio natural existen microorganismos que cumplen diversas funciones capaces de descomponer materia orgánica, reciclar nutrientes, servir como una fuente de alimento y producir sustancias que protegen a los organismos de patógenos que pueden ocasionar la muerte del animal. Las comunidades microbianas son indicadores de la calidad del agua, sin embargo, es necesario conocer su función específica en el ecosistema acuícola ya que algunos microorganismos pueden representar una amenaza para la salud de los organismos en cultivo.

Tabla 2. Rol específico de microorganismos en un ecosistema acuícola

Microorganismos	Rol específico	Referencia
Fitoplancton	Proporcionan oxígeno en el agua y sirven como fuente de alimento	(Kumar et al., 2020)
Zooplancton	Fuente de alimento para los organismos en etapas de larvas o alevines	(Martha Prieto & Victor Atencio, 2008)
Protozoos	Causan enfermedades en el ambiente acuícola	(FAO, 2011)

Tabla 2. (Continuación)

Bacterias	Participan en descomponían de MO, (C. E. Boyd, nitrificación y solubilizarían del fósforo. 2019); (Eck et Además, existen bacterias patógenas al., 2019)
Hongos	Considerados como patógenos oportunistas (FAO, 2011)

Fuente: Anangono Méndez & Lloacana Bonilla (2022)

Bentzon-Tilia et al. (2016) indica que usar el microbioma acuícola como indicador del estado del sistema solo es valioso si puede actuar como un sistema de alerta temprana y, por lo tanto, es necesario determinar los indicadores de mala calidad del agua. De este modo se podría detectar microorganismos no deseados, como algas productoras de toxinas, bacterias y virus. Con la caracterización del microbioma de la acuicultura surge la posibilidad de seleccionar una comunidad microbiana favorable, o suministrando los sistemas directamente con ensamblajes microbianos definidos. Existen enfoques, ya disponibles, para manipular la microbiota como lo es la Acuicultura simbiótica.

5.6.1. Rol de la ecología microbiana en la acuicultura

En el ambiente natural los consorcios microbianos están formados por microorganismos autótrofos y heterótrofos. Muchos de estos microorganismos son usados en ecosistemas acuícolas contaminados, participando en procesos metabólicos, descomponiendo la materia orgánica rica en nitrógeno y fósforo presente en el agua. Otra aplicación es en el tratamiento de aguas residuales y que, dependiendo del género de bacterias, estos pueden desempeñarse en ambientes tanto aerobios como anaerobios. La ventaja de la microbiota es que resulta de bajo costo, poco consumo de energía y es amigable con el medioambiente (Anangono Méndez & Lloacana Bonilla, 2022).

Entre las técnicas de acuicultura simbiótica empleadas para la producción de camarón, Acuicultura simbiótica emplea estrategias de bioaumentación, a través del uso de bacterias seleccionadas mediante una modulación de variables ambientales que mejoran la calidad del cultivo, muestran influencia sobre la microbiota intestinal de camarones peneidos como *L. vannamei*, ya que esta especie consume la masa microbiana generada en el sistema y en consecuencia ciertas bacterias que conforman el consorcio colonizan el intestino y desplazan a otras, particularmente el género *Vibrio* (Garibay-Valdez et al., 2019).

5.6.1.1. Principales microorganismos usados en acuicultura

Entre los microorganismos utilizados en acuicultura están: Bacterias aerobias (consumen oxígeno), son organismos unicelulares y de vital importancia en la degradación de amonio y nitrito (compuestos nitrogenados). La nitrificación consta de dos etapas, donde las bacterias (*Nitrosomona sp*) degradan el amoníaco (NH_3) y las bacterias (*Nitrobacter sp*) degrada el nitrito (NO_2^-) disuelto en el agua. Bacterias anaerobias, estas bacterias ayudan en la degradación de los compuestos nitrogenados, degradación de materia orgánica y sustancias disueltas en el agua sin la necesidad de consumir oxígeno (Ortega Mendoza, 2020).

Por otro lado, los microorganismos se dividen según el rol que cumple y la fuente de energía (carbono) que necesitan. Entre estos encontramos los heterótrofos y autótrofos, estos últimos presentan la capacidad de transformar y adsorber el nitrógeno y fósforo soluble. Las bacterias oxidantes de amoníaco y bacterias oxidantes de nitrito pertenecen al grupo de bacterias autótrofas (Jasmin et al., 2020). En cambio, las bacterias heterótrofas, funcionan como una alternativa muy poderosa para la conversión de compuesto nitrogenados, como es el nitrógeno inorgánico que es potencialmente toxico, a nitrógeno orgánico que es relativamente estable (Vinothkumar et al., 2021).

En este contexto, Jasmin et al. (2020) mencionan que la diferencia que existe con las bacterias autótrofas, se centra en la participación de los procesos de desnitrificación y nitrificación, ya que las bacterias heterotróficas no contribuyen de manera importante en los procesos anteriormente mencionados, sin embargo, pueden transferir nitrógeno amoniacal a productos no dañinos conocidos como masa microbiana (bioflóculos), que puede ser utilizada como fuente de alimento para los organismos en cultivo.

Tabla 3. Bacterias benéficas utilizadas en sistemas acuícolas

Tipo de bacterias	Rol o función
<i>Bacillus sp.</i>	Mineralización y desnaturalización de proteínas y amonio
<i>Lactobacillus sp.</i>	Inhibición de bacterias patógenas
<i>Nitrosomonas sp.</i>	Oxidación de amonio
<i>Nitrobacter sp.</i>	Oxidación de nitritos

Tabla 3. (Continuación)

<i>Aerobacter sp.</i>	Reducción de materia orgánica
<i>Cellulomonas sp.</i>	Desnaturalización de material vegetal
<i>Thiobacillus sp.</i>	Reduce sulfitos conjuntamente con la desnitrificación
<i>Paracoccus sp.</i>	Degradación de ácido sulfhídrico (H ₂ S) y remueve eficientemente amonio
<i>Rhodobacter sp.</i>	Degradación de materia orgánica, nitrito y ácido sulfhídrico (H ₂ S)

Fuente: Ron et al. (2020)

Ron et al. (2020) nos dicen que, las funciones o roles ecológicos hacen de las bacterias elementos claves en la salud y sostenibilidad de los sistemas de producción acuícolas. De esta forma, al igual que otras áreas de la acuicultura, los microorganismos necesitan de protocolos de monitoreo, control y administración para mantener su equilibrio y homeostasis en el ecosistema acuícola. Cabe mencionar, que los beneficios y subproductos obtenidos por los procesos bioquímicos de las bacterias varían de acuerdo a la especie, cepa, constitución genética y las características del medio en el que se encuentran (variables físico, químicas y biológicas).

Tabla 4. Características y requerimientos de diferentes tipos de bacterias benéficas

Características	Bacteria heterotrófica	Bacteria nitrificante	Bacteria fotosintética	Bacteria oxidante del H₂O
Capacidad de crecimiento	++++	+	++ (Cerca de la superficie de la piscina)	+++
Requieren carbono	Orgánico	Inorgánico (CO ₂)	Inorgánico (CO ₂)	Orgánico

Tabla 4. (Continuación)

Requieren nitrógeno	Orgánico o inorgánico	Inorgánico NH₂	Inorgánico NH₄; N₂	Orgánico o inorgánico
Habilidad fotosintética	No	No	Si	No
Degradación de enzimas	+++	+/-	+	+
Remoción de amonio	Moderado	Muy fuerte	Pobre	No
Remoción de nitrito	Pobre	Muy fuerte	Muy pobre	No
Habilidad de desnitrificación	+	No	+	+++
Oxidante de H ₂ S	Pobre	No	Moderado	Fuerte
Estabilidad del cultivo	Muy estable	Inestable	Muy inestable	Estable

Fuente: Ron et al. (2020)

5.6.2. Microbiota del tracto digestivo de camarones peneidos

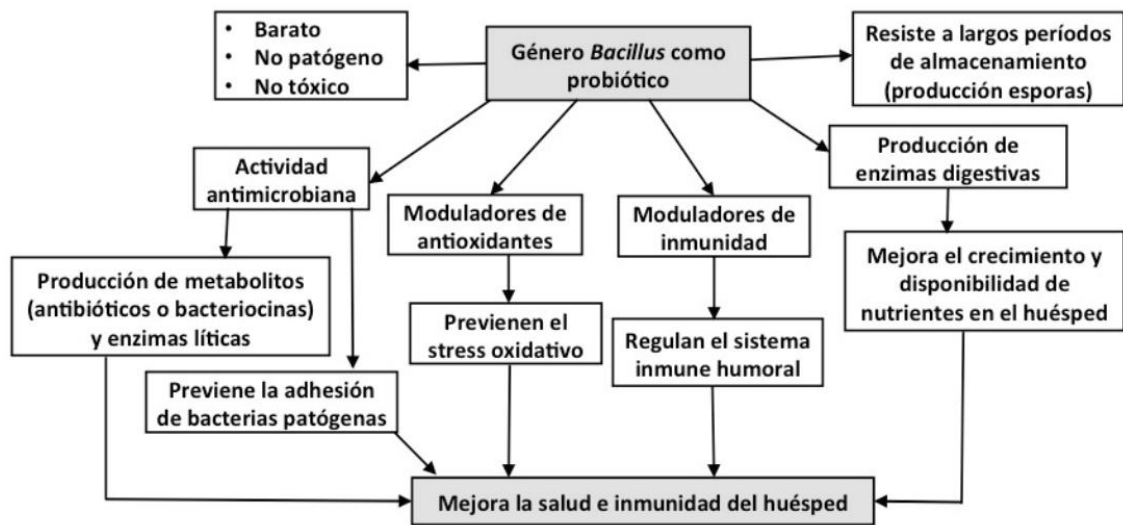
La comunidad de microorganismos que coloniza el tracto intestinal, conocida como "microbiota", desempeña una función esencial y ejerce un impacto directo en la nutrición y el bienestar de los organismos. Por consiguiente, cualquier perturbación en esta comunidad microbiana tiene repercusiones en el estado fisiológico global, abarcando aspectos tales como la respuesta inmunológica, el crecimiento, el desarrollo y, en última instancia, la calidad del producto final. Es importante señalar que la microbiota presente en los animales acuáticos no constituye una entidad estática, sino que su dinámica está intrínsecamente vinculada a la interacción constante entre el ambiente circundante y el hospedero. Esto implica que los microorganismos y la especie que se cultiva comparten y coevolucionan en un mismo ecosistema. (Mosquera Rentería et al., 2019).

La microbiota está constituido por microorganismos vegetales y animales relacionados con el hospedero y son indispensables para su desarrollo (Garibay-Valdez et al., 2019). Estos microorganismos proporcionan funciones tróficas, metabólicas y protectoras que benefician la diferenciación celular y el crecimiento, así como la estimulación del sistema inmune, mejoran procesos digestivos y la absorción de nutrientes, adicionalmente actúan como primera línea de defensa frente a agentes patógenos (Tzuc et al., 2014).

Mosquera Rentería et al. (2019) indica que, la microbiota y la barrera gastrointestinal se desarrolla conforme va creciendo el organismo. Además, la colonización bacteriana se determina por el contacto con el ambiente lindante y se ve influenciada por la ingesta de alimento, secreción hormonal, absorción de nutrientes, la presencia de proteínas y enzimas digestivas.

Según Abasolo Pacheco (2015), destaca que los géneros microbianos más comúnmente empleados para fomentar su proliferación en el tracto digestivo se identifican como *Bacillus* sp. y *Lactobacillus* sp. El primero de estos géneros se caracteriza por su capacidad para mejorar la absorción y la digestibilidad de los nutrientes en el huésped, además de su habilidad para secretar enzimas extracelulares y participar en la degradación de la materia orgánica (MO) del entorno, lo que contribuye a una mejora notable de la calidad del agua en los sistemas acuícolas. Por otro lado, las bacterias ácido lácticas (BAL) presentan la característica distintiva de aumentar la disponibilidad de nutrientes, facilitar la utilización de carbohidratos que de otro modo no serían digeribles y, al mismo tiempo, generar compuestos antimicrobianos que ejercen un efecto inhibitorio sobre las bacterias patógenas. Estas propiedades hacen que las BAL sean propuestas como agentes altamente eficaces para la implementación del control biológico en el ámbito de la acuicultura.

Figura 2. Características del género *Bacillus* en el tracto digestivo del organismo



Fuente: Pérez-Chabela et al. (2020)

Entre las principales especies utilizadas del género *Bacillus* como probióticos en acuicultura destacan: *B. subtilis*, *B. licheniformis*, *B. pumilus* y *B. amyloliquefaciens*. Estas cepas son asiladas y proliferan primordialmente en el suelo, agua del estanque, tracto intestinal del organismo, algas marinas y esponjas de mar (Pérez-Chabela et al., 2020).

Tabla 5. Efecto antagonista de cepas probióticas *Bacillus* contra *Vibrio*

Especie	Aislamiento	Inhibidores (in vitro antagonismo)
<i>B. amyloliquefaciens</i>	Tracto digestivo de <i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>Vibriocampbellii</i> , <i>V. vulnificus</i> , <i>V. parahaemolyticus</i> y <i>V. harveyi</i>
<i>B. aryabhatai</i> TBRC8 450	Sedimento de piscinas	<i>V. harveyi</i> , <i>V. parahaemolyticus</i>
<i>B. cereus</i>	GIT de <i>L. vannamei</i>	<i>V. harveyi</i>
<i>B. endophyticus</i>	Tracto digestivo de <i>L. vannamei</i>	<i>V. parahaemolyticus</i> , <i>V. harveyi</i>

Tabla 5. (Continuación)

<i>B. flexus</i> LD-	Agua y sedimento de piscinas de camarón	<i>V. parahaemolyticus</i> , <i>V. alginolyticus</i>
<i>B. fusiformis</i>	Solución fermentada	<i>Streptococcus iniae</i> , <i>Photobacterium damsela</i> subsp. <i>piscicida</i>
<i>B. licheniformis</i> LS- I	Agua y sedimento de piscinas de camarón	<i>V. harveyi</i> , <i>V. vulnificus</i>
<i>B. sp.</i> P64	Homogenizado de <i>L. vannamei</i>	<i>V. harveyi</i>
<i>B. subtilis</i> (IPA-S.51)	Tracto digestivo de <i>L. vannamei</i>	<i>V. alginolyticus</i>
<i>B. subtilis</i> E20	Fermentado de soya	<i>A. hydrophila</i>
<i>B. subtilis</i> S12	Contenido digestivo de <i>L. vannamei</i>	<i>A. hydrophila</i> , <i>Aeromonas sobria</i> , <i>Aeromonas caviae</i> , <i>Aeromonashydrophila</i> , <i>V. anguillarum</i> , <i>V. vulnificus</i> , <i>V. alginolyticus</i> , <i>V. harveyi</i> , <i>V. parahaemolyticus</i> .
<i>B. subtilis</i> SH23	Intestino de <i>L. vannamei</i>	<i>V. parahaemolyticus</i> , <i>V. vulnificus</i>

Fuente: Knipe et al. (2021)

5.6.3. Exclusión competitiva de bacterias patógenas

La exclusión competitiva incluye la adición de un cultivo de bacterias inocuas de una o varias cepas al agua u organismo. Estas bacterias previenen, reducen o descolonizan al hacer que la competencia durante la ingesta de nutrientes produzca un hábitat adverso a bacterias patógenas (*Vibrios*), facilitando un entorno desafiante en la misma posición que consecuentemente disminuye el número de patógenos lo que se traduce a una menor causa de enfermedades (Hosain & Liangyi, 2020).

De acuerdo con las investigaciones de Kanipe y colaboradores (2021), se puede observar que la exclusión competitiva es un fenómeno en el cual distintas especies bacterianas que coexisten en un mismo nicho ecológico se encuentran inmersas en una lucha por obtener recursos limitados, tales como nutrientes y espacio. Esta competencia se manifiesta a través de dos estrategias competitivas fundamentales: la competencia de explotación y la interferencia. La competencia de explotación se caracteriza por ser un proceso indirecto, en el cual las bacterias compiten con poblaciones previamente establecidas y ocupan nichos previamente desocupados mediante el rápido agotamiento de los recursos disponibles. Esto resulta en la restricción del suministro de recursos a los competidores, lo que a su vez fomenta su propio crecimiento. Por otro lado, la competencia por interferencia es un proceso directo en el cual un organismo afecta negativamente a otro, por ejemplo, a través de la producción activa de compuestos antimicrobianos. Esta forma de competencia involucra interacciones directas entre las especies bacterianas, donde una puede dañar o inhibir la prosperidad de la otra. En resumen, la exclusión competitiva entre especies bacterianas en un nicho ecológico implica una dinámica compleja que abarca tanto estrategias de competencia de explotación, que operan de manera indirecta, como estrategias de competencia por interferencia, que implican interacciones directas y a menudo antagonistas entre las especies competidoras.

Tabla 6. Principales metabolitos producidos por bacterias probióticas

Metabolito	Microorganismo
Bacteriocinas	<i>Lactobacillus sp.</i> , <i>Streptococcus sp.</i> , <i>Enterococcus sp.</i>
Terpenoides. Alcaloides y policétidos	<i>Pseudomonas alteromonas</i>
Antibióticos	<i>Streptomyces</i>

Fuente: Pérez-Chabela et al. (2020)

Al entrar en el ecosistema acuícola las bacterias probióticas son capaces de realizar una exclusión por competitividad por medio de la sintetización y excreción de metabolitos antimicrobianos tales como: antibióticos, ácidos orgánicos (propiónico, fórmico, butírico, acético y láctico), peróxido de hidrógeno, compuestos quelantes (sideróforos de hierro),

enzimas (proteasas, amilasas), enzimas bacteriolíticas (lisozima) y bacteriocinas (Pérez-Chabela et al., 2020).

5.7. Tecnologías simbióticas

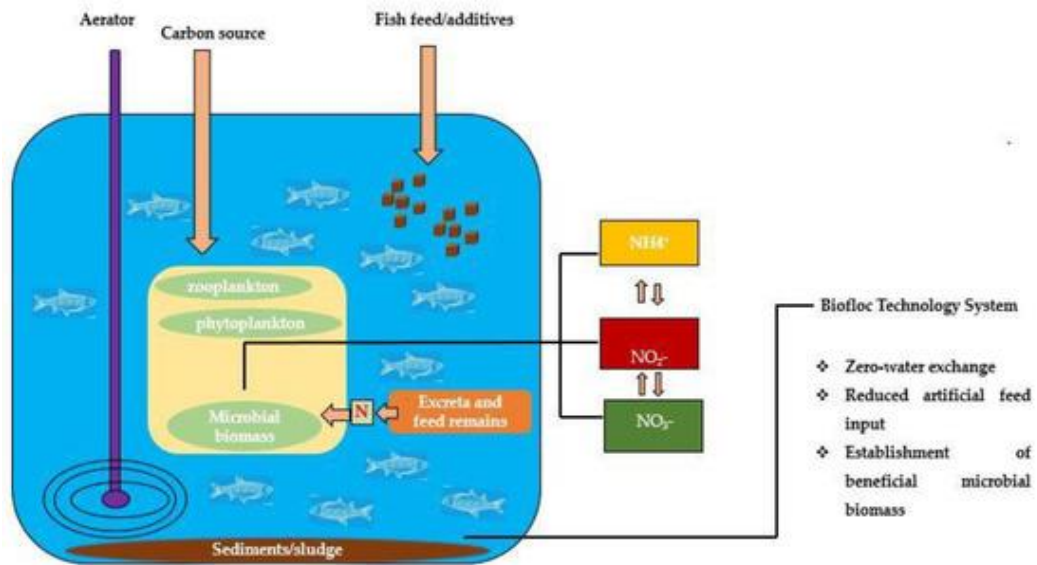
5.7.1. Biofloc

Las tecnologías de Biofloc dieron inicio con el estudio del aproximamiento al papel y dinámica que cumplen los microorganismos (bacterias) dentro de un sistema acuático natural, de esta forma, los microcosmos acuáticos aprovechan el carbono dispuesto en el agua en condiciones ricas en nitrógeno, así las bacterias tienen como fuente de energía al carbono y sintetizan proteínas utilizando el nitrógeno. Estas explicaciones fueron precursoras de investigaciones que trataban de minimizar el incremento de compuestos nitrogenados (amonio y nitrito) en los sistemas de producción acuícolas, naciendo así el concepto de Biofloc (Collazos-Lasso & Arias-Castellanos, 2015).

Según Nguyen et al. (2019) BFT se define como un conjunto de organismos vivos (hongos, cianobacterias, algas y protozoos) e inertes (desechos de alimento y detritus) que forman agregados suspendidos nutricionales y representan una alternativa de alimento para el organismo en cultivo. BFT ofrece una producción rentable de camarones con un intercambio de agua mínimo o cero, reducción de costos de alimentación, mejoramiento de bioseguridad en la granja de producción, además, de disminuir el impacto ambiental y ecológico que la actividad acuícola genera (Lim et al., 2021).

La tecnología Biofloc (BFT) es considerada como una técnica de producción estratégica que permite incrementar densidades de siembra, obteniendo mayor productividad por unidad de área, manteniendo un constante monitoreo de la calidad del agua (Nguyen et al., 2019). BFT combinado con dietas balanceadas, forma una cadena alimentaria equilibrada que incrementa el rendimiento en crecimiento de la especie en cultivo. Además, el reciclaje y reutilización del agua fomenta un sistema alternativo de producción Eco sustentable en acuicultura (Nisar et al., 2022).

Figura 3. Diagrama esquemático de un sistema de tecnología Biofloc



Fuente: Mugwanya et al. (2021)

BFT en acuicultura emplea desechos alimenticios y materia orgánica generada durante el ciclo de cultivo, una fuente externa de carbono y elevadas aireaciones con el fin de obtener resultados rentables junto con la producción de alimentos proteínicos microbiano de valor agregado para los organismos en cultivo (Nisar et al., 2022). Se requiere de un buen sistema de aireación con el fin de proporcionar concentraciones de oxígeno adecuadas para el camarón, mezclar y mantener los bioflucos en suspensión, buen control en la calidad del agua, realizar procesos metabólicos microbianos y mantener de esta manera el ciclo del nitrógeno (Lim et al., 2021).

En el sistema BFT las concentraciones de sólidos suspendidos deben estar por debajo de 1000 mg/L, e incluso, se recomienda valores menores a 500 mg/L. Por otro lado, los sólidos sedimentables se deben mantener en concentraciones de 25 a 50 ml/L en tilapias, mientras que para camarón se recomienda de 5 a 15 ml/L. Concentraciones excesivas obstruyen las branquias de los organismos, disminuyendo su crecimiento y bienestar. Es por ello que la aireación cumple una importante función en la suspensión de las partículas (Ariza & Mujica Rodriguez, 2019).

5.7.2. Aquamimicry

El origen de la técnica de cultivo Aquamimicry data del año 2013, término acuñado por productores de camarón tailandeses. Aquamimicry es un sistema de producción enfocado en mantener un equilibrio y rentabilidad en la producción de organismos de interés acuícola, empleando fuentes de carbono tales como harinas de soja, trigo y arroz y

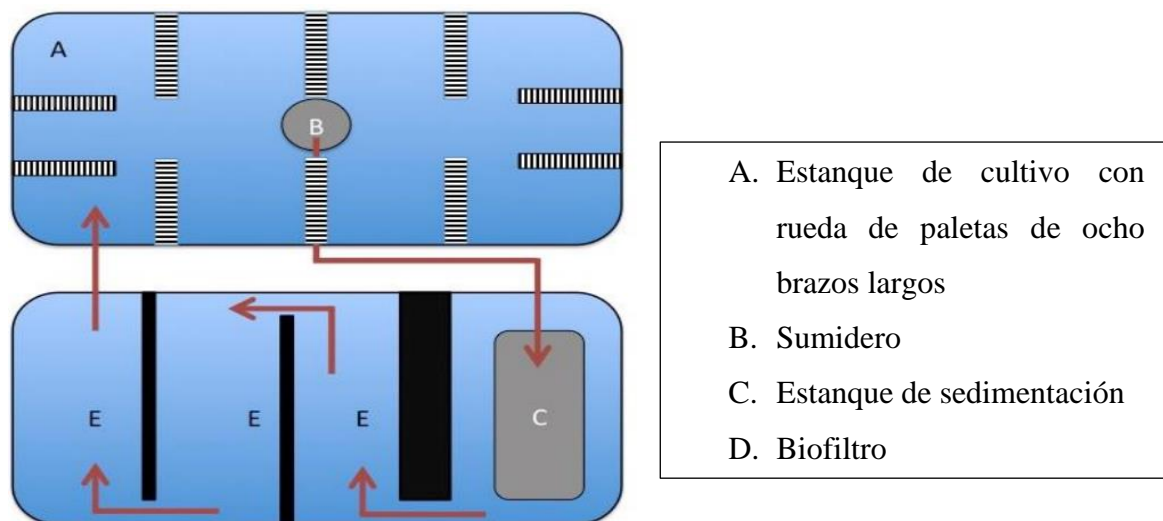
bacterias probióticas con el fin de obtener afloramientos naturales de alimentos vivo (zooplancton), mejorar la calidad de agua y favorecer la aceleración del proceso de degradación de compuestos nitrogenados en el sistema (Khanjani et al., 2022).

La propagación de bacterias productivas y benéficas en el sistema Aquamimicry brinda consistencia al medio de cultivo, de manera que, el desempeño y bienestar de los camarones incrementa en condiciones de cultivo saludables (Cho & Yigit, 2022). Cabe acotar que, la presencia de alimento vivo en el estanque, en especial copépodos, los cuales son ricos en LC-PUFA, oligoelementos, pigmentos, minerales y aminoácidos libres, sirven como complemento alimenticio del organismo en cultivo, mejorando de esta manera la eficiencia del alimento y el fortalecimiento del sistema inmune del camarón (inmunocompetencia) (Khanjani et al., 2022).

Aquamimicry se caracteriza por simular las condiciones naturales del ambiente mediante el desarrollo de Fito y Zooplancton beneficioso, mismo que actúan como una nutrición suplementaria para los camarones cultivados, además de contar con microbios beneficiosos para mantener la calidad del agua. Así, el uso de piensos e intercambio de agua se ven reducidos y las fuentes de carbono sirven como alimento para el crecimiento planctónico que a su vez sirven como alimento para microbios y camarones de cultivo (Panigrahi et al., 2019).

Cabe recalcar que en los sistemas aquamimicry, las fluctuaciones en el pH se minimizan y los sólidos en suspensión se mantienen en bajas concentraciones mediante la aplicación de tratamientos físicos, recambios y circulación de agua (Khanjani et al., 2023).

Figura 4. Diseño general del concepto de aquamimicry adoptado en Tailandia



Fuente: Panigrahi et al. (2019)

5.7.3. Acuicultura simbiótica

La acuicultura simbiótica es una tecnología que busca el incremento del zooplancton y bacterias benéficas que pueden ser agrupadas en bioflóculos, biofilm o coloides. Estos conglomerados de microorganismos son ricos en ácido docosahexaenoico (DHA), de manera que, si el organismo cultivado es alimentado por bioflóculos, la supervivencia y el factor de conversión alimenticia (FCA) se mantienen igual o mayor que con dietas comerciales, este hecho supone la no dependencia de las harinas de pescado (Celdrán Sabater, 2022).

Los cultivos simbióticos consisten en la mezcla de prebióticos y probióticos, que repercuten beneficiosamente al organismo, cero usos de químicos, mejorando la sobrevivencia y el aporte de suplementos microbianos vivos en el tracto gastrointestinal del huésped. De este modo, el crecimiento se incrementa al activar bacterias beneficiosas que previenen infecciones por patógenos, incentiva el sistema inmune y producen nutrientes que mejoran el bienestar del medio de cultivo (Romero-Lenis, 2020). El principio básico de la tecnología simbiótica está basado en la aplicación rutinaria de fuentes de carbono fermentado (salvado de trigo y arroz), nitrógeno, proteínas fermentadas (harina de soya) y conglomerados bacterianos como bacterias ácido lácticas (*Lactobacillus*, *Pediococcus*, *Bifidobacterium* y *Enterococcus*); bacterias grampositivas formadoras de esporas (*Bacillus sp.*); y levaduras (*Saccharomyces cerevisiae*) (Khanjani et al., 2023).

En palabras de Celdrán Sabater (2022) la acuicultura simbiótica puede ser aplicada en sistemas semi-intensivos con densidades de 20-50 camarones/m². Aportando enzimas (celulasas) y ácidos orgánicos que mantendrán controladas las concentraciones de microalgas evitando eventos de descenso de oxígeno y la entrada de agentes patógenos. Por otro lado, si se aplica en sistemas súper intensivos (250-400 PL/m² o 45-60 alevines/m³) las dimensiones de los estanques deben ser menores a 0.5 ha, aireación obligatoria, alimentación artificial y total control de parámetros del agua. Cabe mencionar que, el 30% de la ingesta animal está representada por los bioflóculos.

5.7.3.1. Fermentos simbióticos

Este procedimiento es esencial en la tecnología simbiótica y garantiza un entorno saludable para los organismos acuáticos. La maduración del agua en el estanque implica la aplicación de ciertas sustancias, como fermentos con probióticos, durante un período

de 10 a 15 días antes de la siembra. Las bacterias probióticas colonizarán todo el espacio del medio de cultivo y darán lugar a un fenómeno conocido como "exclusión competitiva" en relación con los agentes patógenos que solo pueden ejercer su acción perjudicial cuando no hay presencia de bacterias beneficiosas Celdrán Sabater (2022).

Los fermentos simbióticos están basados en el beneficio recíproco entre las bacterias probióticas y la especie de cultivo, no obstante, la base de estas son los prebióticos, quienes permiten la colonización y proliferación de microorganismos en la columna del agua y organismo (Prieto Sarango, 2022). Los prebióticos son ingredientes alimentarios no digeribles (como fibras y azúcares) que benefician al huésped al estimular de manera selectiva el crecimiento y activar el metabolismo de ciertas bacterias que promueven la salud en el tracto intestinal del huésped. Una de las principales ventajas de los prebióticos radica en que son ingredientes naturales de los alimentos (piensos), principalmente en carbohidratos, y que se utilizan en los fermentos simbióticos (Okey et al., 2018).

Los fermentos simbióticos tienen propósitos, que incluyen: a) Utilizar microorganismos (probióticos) para facilitar la descomposición de la materia orgánica presente en el prebiótico, volviendo sus componentes más solubles y accesibles para su utilización; b) Permitir que los microorganismos producidos se adhieran a las partículas del prebiótico y se integren en la cadena alimentaria del sistema de cultivo, con el fin de reducir los niveles de amonio y materia orgánica producidos por el alimento no consumido o las heces de las larvas de camarón (Borbor Borbor, 2022). Sin embargo, el sustrato (prebiótico) en el que residen las bacterias también se consume de manera exponencial, lo que lleva a una reducción en la fracción del sustrato que es fácilmente oxidable debido a la actividad microbiana. En consecuencia, la tasa de crecimiento bacteriano disminuirá, y una vez que el sustrato que contiene materiales fácilmente oxidables se agote, la población bacteriana disminuirá drásticamente. En última instancia, esto conduce a que las bacterias entren en una fase descendente en su patrón de crecimiento (Pindo Gavilanes, 2022). Esto ocurre hipotéticamente cuando no se proporciona más sustrato, por lo que, en acuicultura simbiótica la adición de fermentos simbióticos es continua durante las fases de cultivo.

Es conocido que el empleo de fuentes de carbono complejo (salvado de arroz, soya y trigo) puede generar un rendimiento de crecimiento superior en comparación con las fuentes de carbono simples. En este sentido, Coello Ortiz & Román Espinoza (2020) nos dicen que, la inclusión de prebióticos y probióticos en la alimentación de los camarones

tiene un impacto beneficioso en su respuesta inmunológica. Los resultados muestran que cuando se combina 2% de prebióticos y 1% de probióticos (conocido como simbióticos), se observa un incremento en la actividad de la enzima fenoloxidasa. Este aumento en la actividad enzimática conduce a una mejora en la capacidad de los camarones para defenderse contra patógenos, lo que, a su vez, contribuye a fortalecer su sistema inmunológico. Por otro lado, Zhao et al. (2016) llevaron a cabo un estudio sobre el desarrollo y la generación de compuestos bioactivos (bioflóculos), mediante la incorporación de melaza y salvado de trigo en tanques de cultivo sin recambios de agua, y evaluaron sus efectos en los indicadores fisiológicos y el rendimiento de crecimiento de juveniles de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). Utilizaron diferentes combinaciones de melaza y salvado de trigo, llegando a la conclusión de que las distintas fuentes de carbono influyen en el desarrollo y la producción de compuestos bioactivos, lo que a su vez genera un impacto positivo en el estado de salud fisiológica y el crecimiento de los camarones en sistemas de cultivo sin recambio de agua.

5.7.3.2. Efecto de simbióticos en el crecimiento de camarón

Según Butt et al. (2021) simbióticos hace referencia a la relación sinérgica entre los prebióticos y los probióticos, los cuales se consideran como un suplemento alimenticio que favorece el crecimiento y la supervivencia de los probióticos en el tracto gastrointestinal del huésped mediante la modificación de la comunidad bacteriana oportunistas. Nurhayati et al. (2015) nos señalan que, la suplementación de simbióticos en las dietas alimenticias para camarón conduce a mejoras significativas en la tasa de crecimiento diario y a una reducción en el factor de conversión alimenticia. Además, se señala que los probióticos desempeñan un papel crucial en los procesos de digestión de los camarones al producir enzimas exógenas que facilitan la digestión y absorción de nutrientes por parte del huésped lo que resulta en un aumento en el crecimiento y la eficiencia alimenticia. Por otro lado, Liñan Vidriales (2019) señala que los productos resultantes de la fermentación de simbióticos pueden crear un entorno estuarino adecuado para el crecimiento de zooplancton en el sistema de cultivo, lo cual, junto con la biomasa bacteriana, actúa como una fuente adicional de alimento para los organismos en cultivo.

5.7.3.3. Efecto de simbióticos en supervivencia de camarón

Liñan Vidriales (2019) y Butt et al. (2021) indican que los simbióticos desempeñan un papel de gran relevancia en la mejora de la salud de los organismos en cultivo, al impulsar diversos parámetros inmunológicos como la actividad de la lisozima, el incremento en la

producción de hemocitos, estimulación de la actividad respiratoria, la actividad de la fenoloxidasa, la mejora de la actividad del superóxido dismutasa y el aumento de la competitividad contra infecciones bacterianas y virales. En la investigación llevada a cabo por Nurhayati et al. (2015) se observó que la inclusión de un simbiótico en la dieta de postlarvas de camarón tuvo un impacto notable en la reducción de la mortalidad de los camarones infectados con una coinfección de IMNV (Virus de la mionecrosis infecciosa) y *V. harveyi* como efecto de la actividad inmunoestimulante del simbiótico en el organismo, el autor señala que la elevada resistencia de los camarones frente a eventos patógenos se debe a una mayor inmunidad innata.

5.7.3.4. Ventajas de la acuicultura simbiótica

Borbor Borbor (2022) nos dice que, los microorganismos asimilan residuos de alimento, heces de los camarones y compuestos nitrogenados (amonio y nitrito), todas estas sustancias son usadas por las bacterias y levaduras para formar biopartículas capaces de mejorar la calidad de agua del cultivo. Por otro lado, Romero-Lenis (2020) indica que, la acuicultura simbiótica no desperdicia agua, los desechos son transformados por bacterias benéficas, permite el incremento de las densidades de siembra, mayor rentabilidad y aumento de eficiencia de cultivo (4Kg/m² a 6 Kg/m²).

Cabe acotar que microorganismos inoculados al sistema generan grandes beneficios tanto al huésped como al medio de cultivo tales como: control sobre las floraciones de fitoplancton debido a la actividad enzimática que rompe las paredes celulares de las algas, reducción del pH, alterando el equilibrio del microbiota intestinal y suprimiendo los microorganismos patógenos. El producto final actúa en el sistema de cultivo como fertilizante en el agua, pero también funciona como complemento alimenticio para el camarón (Khanjani et al., 2023).

Por lo tanto, la acuicultura simbiótica genera bioflóculos en suspensión (súper intensivo) o perifiton en el fondo (semi-intensivo) que son fuente de proteína, ácidos grasos esenciales (DHA-EPA), vitaminas, minerales y ácidos orgánicos capaces de contrarrestar a patógenos (Celdrán Sabater, 2022).

5.7.3.5. Relación Carbono/Nitrógeno en cultivos simbióticos

En el ambiente natural acuático, la relación carbono/nitrógeno juega un importante papel en la disminución de compuestos inorgánicos tóxicos de nitrógeno (amonio y nitritos) y

posterior conversión en biomasa microbiana útil que sirve como una fuente directa de alimento para las especies acuáticas (Mugwanya et al., 2021).

La correcta relación C/N garantiza un cultivo bacteriano heterotrófico y bajo nivel de productividad primaria, en este sentido, se busca pasar de un ambiente autótrofo a uno heterótrofo, el cual, controla eficientemente las concentraciones de productos nitrogenados generados durante el cultivo, incluso en sistemas super-intensivos. (Hernández Mancipe et al., 2019). La inmovilización del nitrógeno inorgánico se produce con una relación C/N superior a 10 y, por lo tanto, cualquier alteración de esta relación repercutirá directamente dentro del sistema, produciendo cambios en la diversidad microbiana, afectando la calidad del agua (Mugwanya et al., 2021).

En palabras de Hernández Mancipe et al. (2019) el carbono es un limitante en el crecimiento bacteriano heterotrófico y que una relación de 15-20 permite un notorio desarrollo de este tipo de bacterias, así mismo, la fijación del nitrógeno será más eficiente. En contraparte, Mugwanya et al. (2021) indica que relaciones de C/N de 10:1 y 12:1 son óptimas para el cultivo de organismos en tecnologías simbióticas, de forma que se disminuye gastos de producción sin el rendimiento de crecimiento de los organismos y evita el incremento de sólidos suspendidos (TSS).

La discrepancia en los resultados se podría atribuir a la diferencia en las especies cultivadas y la fuente de carbono orgánico.

5.5.4. Comparación de técnicas simbióticas: BFT, Acuicultura simbiótica y Aquamimicry

Según Khanjani et al. (2023) las características representan cierta variabilidad dependientemente de las condiciones de cultivo y las estrategias de manejo de la granja acuícola.

Tabla 7. Comparación entre las técnicas simbióticas aplicadas a cultivos intensivos de camarón (>150/m²)

Principios básicos	BFT	Acuicultura simbiótica	Aquamimicry
Consumo de energía interno o externo elevado	Si	Si	Si

Tabla 7. (Continuación)

Densidades de siembra	Conservador a alto (> 300 camarones/ m2)	Conservador (150 -300 camarones/ m2)	Conservador (150 -300 camarones/ m2)
Recambios de agua	Mínimo	Mínimo	Mínimo
Eliminación de lodos	Sí	Sí	Sí
Gestión de sólidos en suspensión	Sí	Sí	Sí
Fuentes de carbono	Soluble (melaza y subproductos de cereales)	Subproductos de cereales (salvado de trigo, salvado de arroz, harina de soja)	Subproductos de cereales (salvado de arroz)
Relación C/N	Si	Con frecuencia	No
Papel del fitoplancton	Menor	Menor a intermedio	Importante (Absorción de TAN y mantenimiento de floraciones de zooplancton)
Floraciones de zooplancton	No	Menor a intermedio	Si
Alimento natural (flóculos)	Sí	Sí	Sí

Fuente: Khanjani et al. (2023)

Figura 5. Evolución de las tecnologías simbióticas. Granjas comerciales: BFT, Vietnam (1), Aquamimicry, Tailandia (2) y Acuicultura simbiótica, Brasil (3)



Fuente: Khanjani, et al. (2023)

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.2. Ubicación del experimento

La presente investigación se realizó en la Estación de Maricultura y el análisis microbiológico de las muestras de agua y postlarvas de camarón en el Laboratorio de Sanidad Vegetal y Laboratorio de Citogenética, respectivamente. Los cuales se encuentran ubicados en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica de Machala en km 5,5 vía Pasaje-Machala; en las coordenadas geográficas: -3.291656, -79.914164 a una altitud de 5 msnm (Figura 6).

Figura 6. Facultad de Ciencias Agropecuarias



Fuente: Google Earth

6.2. Etapa preexperimental

El proceso fue desarrollado en dos fases, en donde, la primera fase tuvo una duración de quince días y consistió en la previa maduración del agua con los fermentos y el mix bacteriano. La segunda fase tuvo un lapso de siete días, la cual inició con la hidratación y activación de los hisopos (*V. alginoliticus* y *V. parahaemolyticus*) y posteriormente la masificación bacteriana de los *Vibrios* en medios nutritivos para su posterior inoculación en los tanques de experimentación.

6.2.1. Activación de hisopos de *Vibrio alginoliticus* y *Vibrio parahaemolyticus*

El material biológico necesario para el desarrollo de la investigación fue obtenido mediante una importación de hisopos de *V. alginoliticus* y *V. parahaemolyticus* a través de la empresa Medibac. La activación e hidratación de los hisopos se llevó a cabo en

placas Petri con agar marino mediante la técnica de siembra por estrías y por último se incubó durante 24 h a 35 °C.

6.2.2. Preservación de cepas de *Vibrio* en cuñas

Para la preservación de los *Vibrios algynoliticus* y *parahaemolyticus* se elaboraron cuñas con agar marino en tubos de ensayo de 20 ml. Posteriormente se extrajo una colonia de cada cepa de *Vibrio* previamente activada en cajas petri y se inocularon con la ayuda de un asa de platino en las cuñas mediante la siembra por estría, por último, se refrigeraron las cuñas a temperaturas bajas (2-8 °C).

6.2.3. Replicación y masificación en caldo marino

Para la replicación de las cepas de *V. algynoliticus* y *V. parahaemolyticus* se prepararon dos matraces con 300 ml de caldo marino. A partir de las cuñas de *V. Algynoliticus* y *V. Parahaemolyticus* se inoculó una colonia de cada cepa en un matraz diferente y se incubó durante 48 h a 35 °C.

6.2.4. Preparación de suspensiones de *Vibrio*

Para realizar las suspensiones de *V. algynoliticus* y *V. parahaemolyticus* se emplearon tubos Falcon de 15 ml, en donde se colocaron 12 ml del caldo marino. Posteriormente se centrifugó durante 12 minutos a una velocidad de 8500 rpm. Una vez transcurrido el tiempo se procedió a hacer una homogeneización de la muestra con agua estéril al 2% y se volvió a centrifugar durante 12 minutos más. Para realizar la lectura de la turbidez de las suspensiones se realizó una dilución de 1:10.

En cuanto a la preparación del inóculo bacteriano se empleó un patrón de turbidez preparado (Kit estándar de Macfarland No. 0.5, 1, 2, 3 y 4). En donde se procedió a medir la absorbancia y transmitancia del kit y la suspensión diluida de la muestra de *V. algynoliticus* y *V. parahaemolyticus* y de esta manera determinar la concentración bacteriana del inóculo de cada cepa bacteriana.

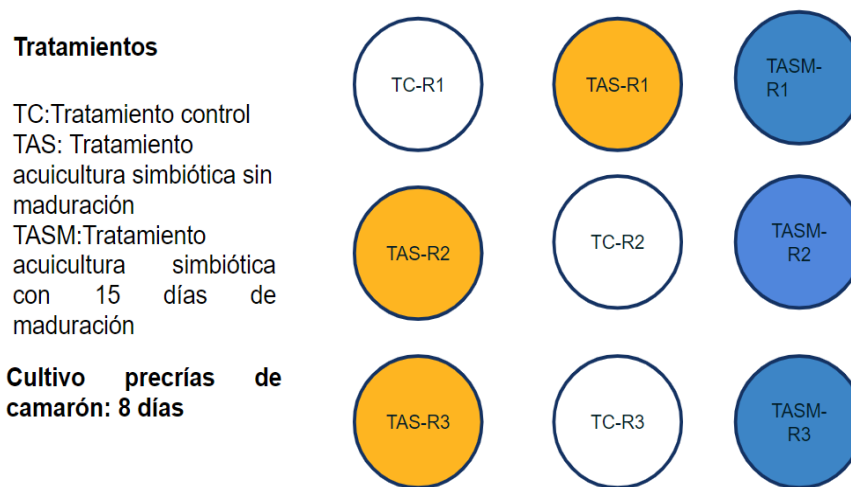
6.2.5. Inoculación de suspensiones de *V. algynoliticus* y *V. parahaemolyticus* en tanques de experimentación

En los tanques de experimentación se empleó una micropipeta de 100 microlitros para inocular una concentración (1,3E+03) de la muestra madre centrifugada de *V. parahaemolyticus* y de *V. algynoliticus*.

6.3. Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) 3x3 donde se manipuló un factor de estudio (Acuicultura simbiótica) con tres tratamientos y tres réplicas, conformándose nueve unidades experimentales (Tanques plásticos con una capacidad de 250 litros). En la figura 7 se muestra que los tratamientos fueron distribuidos de forma completamente al azar en las unidades experimentales a nivel de todo el experimento, ya que se presenta homogeneidad en el material y entorno experimental.

Figura 7. Diseño espacial del experimento DCA (4x3)



Fuente: Los autores

6.3.1 Modelo matemático DCA

Modelo estadístico lineal para un diseño completamente al azar:

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

Donde:

Y_{ij} = Variable respuesta de la ij -ésima unidad experimental

μ = Efecto de la media general

τ_i = Efecto del i -ésimo tratamiento

ϵ_{ij} = Efecto del error experimental asociado a la ij -ésima unidad experimental

6.3.2. Caracterización de los tratamientos

Los agentes microbiológicos para elaboración del fermento empleados en los tratamientos de acuicultura simbiótica fueron ECUBAC DIGEST (*Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*, *Bacillus actinomyces*, *Lactobacillus spp.* y Proteasa (10%)), ECUBAC Alta

concentración (*B. subtilis* y *B. licheniformis*) y ECUBAC Nitrificante (*Nitrosomonas* y *Nitrobacter*) elaborados por la empresa Ecuahidrolizados con sede en Guayaquil. Los productos anteriormente descritos conformaron el mix-bacteriano (MB) que fue empleado durante el periodo de experimentación. En la Tabla 8 se describen los tres tratamientos realizados durante la investigación.

Tabla 8. Descripción de los tratamientos

Tratamiento	Descripción
Control	No se empleó ningún tipo de técnica simbiótica ni el MB en el medio de cultivo
Acuicultura simbiótica sin previa maduración	Se empleó el MB conjuntamente con dos fermentos simbióticos en el medio de cultivo durante la experimentación
Acuicultura simbiótica + 15 días de maduración	Se empleó el MB conjuntamente con dos fermentos simbióticos durante 15 días previos al inicio de la experimentación

6.4. Manejo y conducción del experimento

6.4.1. Establecimiento

Para esta investigación se utilizaron nueve unidades experimentales (tanques plásticos) con capacidad de 250 litros, mismos que se llenaron hasta un volumen de 200 litros de agua de laboratorio, por último, se agregó un sistema de parrillas de manguera microporosa y airlifts caseros con la finalidad de proporcionar aireación constante, recirculación del agua y resuspensión de flóculos bacterianos en los tanques de experimentación.

6.4.2. Obtención del agua y postlarvas de camarón

El agua empleada durante el periodo de experimentación fue provista por el laboratorio de larvas del Ing. Fernando Bustos ubicado en el km 15, vía Balosa, ciudad de Machala, provincia de El Oro. Asimismo, se le realizó la toma de parámetros de pH (7,5), amonio (0 ppm) con una salinidad de 20 ppt. En cuanto al análisis del balance iónico los resultados mostraron las siguientes concentraciones: 102 mg/l de Calcio, 1250 mg/l de Magnesio, 230 mg/l de Potasio y 120 mg/l de Alcalinidad.

Las postlarvas de camarón fueron donadas por el laboratorio “Hermanos Sornoza” ubicada en la parroquia Puerto Bolívar, ciudad de Machala, provincia de El Oro. Se obtuvieron 4000 postlarvas, mismas que fueron transportadas al sitio de experimentación (Estación de Maricultura). La cantidad de organismos seleccionados para la investigación fue de 350 postlarvas con un peso promedio de 8,95 mg, talla promedio de 1,12 cm y una uniformidad del 70% para cada unidad experimental.

6.4.3. Preparación de fermentos simbióticos

Los fermentos simbióticos (A y B) empleados para los tratamientos de acuicultura simbiótica se prepararon de la siguiente forma: En el fermento A se utilizó un recipiente plástico de 1000 ml, en donde se añadieron 900 ml de agua tratada con una salinidad de 20 ppt, 30 gramos de salvado de trigo previamente tamizado y esterilizado, 0,5 gramos del probiótico ECUBAC alta concentración, 1 gramo de tierra de diatomeas, 1 gramo de PROKURA EFINOL-L™ y 30 ml de melaza. Se hizo una mezcla homogénea y se dejó reposar por 48 horas sin aireación. Para el fermento B se empleó un recipiente de 500 ml, en el cual se adicionó 300 ml de agua tratada con una salinidad de 20 ppt, 0,5 gramos del producto ECUBAC DIGEST, 0,5 gramos de ECUBAC nitrificantes y 30 ml de melaza, dejándose fermentar durante 24 h en condiciones anaeróbicas.

6.4.4. Aplicación de los fermentos simbióticos y monitoreo del experimento

La aplicación de los fermentos simbióticos inició con la etapa preexperimental descrita en el punto 6.2, en el cual se inoculó la dosis de 50 ml del fermento A y B en el tratamiento de Acuicultura simbiótica + 15 días de maduración, en las respectivas unidades experimentales, una vez finalizada esa etapa, se inició el experimento que tuvo una duración de ocho días con la aplicación de 50 ml del fermento A cada 24h, en cuanto, al fermento B se aplicó la misma dosis (50 ml) cada 48h, para los tratamientos de Acuicultura simbiótica sin previa maduración y Acuicultura simbiótica + 15 días de maduración. En cuanto a la alimentación de las postlarvas de camarón la ración de alimento proporcionada estuvo relacionada con la biomasa inicial, empleando balanceados microparticulados de 300 y 500 micras con un nivel proteínico de 50% y 45% respectivamente. Asimismo, se midieron y registraron los parámetros de temperatura, pH, TDS y TAN de la columna de agua de las unidades experimentales.

6.5. Variables a medir

6.5.1. Variables dependientes

La medición de las variables dependientes descritas en la Tabla 9, fueron realizadas en el agua y postlarvas de camarón de cada uno de los tanques de experimentación

Tabla 9. Métodos de medición de las variables dependientes

Variable dependiente	Método de medición
Prevalencia bacteriana del medio de cultivo (agua) y postlarvas de <i>L. vannamei</i>	La carga de <i>Vibrio</i> y <i>Bacillus</i> son variables cuantitativas que fueron medidas en el agua (UFC/ml) y en el organismo (UFC/g) a través de siembras microbiológicas en agar selectivo (Agar cromogénico <i>Bacillus</i> TM media y Agar cromogénico <i>Vibrio</i> TM media).
Peso y talla de postlarvas de <i>L. vannamei</i>	El peso y talla de postlarvas son variables numéricas continuas que fueron medidas mediante la aplicación móvil LarvIA.
Supervivencia	La supervivencia de postlarvas es una variable numérica continua que fue medida al finalizar la experimentación realizando un conteo de las postlarvas sobrevivientes

6.5.2. Variables intervinientes aleatorias

La medición de las variables intervinientes descritas en la Tabla 10, fueron realizadas en el agua de cada una de las unidades experimentales.

Tabla 10. Métodos de medición de las variables intervinientes aleatorias

Variables intervinientes aleatorias	Método de medición
Temperatura, potencial de hidrógeno y sólidos disueltos totales del agua	Las variables de tipo cualitativo fueron medidas mediante un multiparámetro digital: Modelo C-600

Tabla 10. (Continuación)

Amonio total del agua	La variable de tipo cualitativo fue medida mediante el kit de amonio API.
-----------------------	---

6.6. Metodología para la medición de las variables y recolección de datos

6.6.1. Prevalencia bacteriana de *Vibrios* y *Bacillus* en el agua de precrías de *L. vannamei*

Las muestras de agua fueron recolectadas de los tanques en tubos de ensayo de 20 ml a razón de 10 ml por cada unidad experimental. Con el objetivo de tener un conteo de colonias aceptables se realizaron diluciones sucesivas con una micropipeta de 1000 μ l a cada una de las muestras de agua para *Vibrio* y *Bacillus*. Las cajas monopetri con el agar selectivo fueron previamente preparadas siguiendo las instrucciones del fabricante. Las siembras de las muestras de agua fueron llevadas a cabo en una cámara de flujo laminar, empleando asas de Digralsky y mecheros de alcohol. Se sembraron 100 μ l haciendo uso de una micropipeta de 100 μ l esto se realizó en cada una de las diluciones para conseguir la mayor cantidad de colonias bacterianas posibles empleando el medio de cultivo selectivo. Posteriormente, una vez sembrado en las cajas mono Petri se dejaron en incubación durante 24 horas a 30 °C para finalmente realizar el conteo de unidades formadoras de colonias por ml (UFC/ml).

6.6.2. Prevalencia bacteriana de *Vibrios* y *Bacillus* en postlarvas de *L. vannamei*

Las muestras de postlarvas fueron recolectadas en bolsas de plástico con agua de los tanques por cada unidad experimental. Las postlarvas se mantuvieron vivas hasta su transporte al laboratorio de Sanidad Vegetal. A las muestras de postlarvas se les realizó un lavado con agua destilada estéril y una solución salina del 2,5% con la ayuda de una jeringa estéril para retirar cualquier residuo biológico externo. Se pesó 0,2 g de postlarvas en tubos Eppendorf de 2 ml PK/500 en una balanza digital y se maceró empleando un pistilo macerador para luego adicionar 1800 μ l de solución salina al 2%. Posteriormente, se realizaron diluciones sucesivas con una micropipeta de 100 μ l a cada una de las muestras de postlarvas para *Vibrio* y *Bacillus*. Para realizar el conteo de unidades formadoras de colonias por g (UFC/g) se siguió la misma metodología de siembra en placas descrita en el punto 6.6.1.

6.6.3. Talla y peso de postlarvas de *L. vannamei*

Estas variables indicaron el peso y talla ganada por cada postlarva (mg y cm) al final de cada muestreo. Para medir esta variable se recolectó una muestra de postlarvas de cada tanque de experimentación, a razón de 1 gramo. Estas muestras fueron pesadas en seco en una balanza gramera y analizadas mediante la aplicación móvil LarvIA mediante la toma de una fotografía por cada muestra pesada.

6.6.4. Supervivencia de postlarvas de *L. vannamei*

Esta variable indicó el porcentaje de animales que sobrevivió del total de animales sembrados. Para medir esta variable se realizó el vaciado total de las unidades experimentales y el conteo manual de cada uno de los organismos sobrevivientes. Posteriormente, se dividieron los animales cosechados entre los animales sembrados y se multiplicó por 100, mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Supervivencia} = (\text{animales cosechados} / \text{animales sembrados}) \times 100$$

6.7. Procedimiento estadístico

Para conocer si existen o no diferencias significativas entre la acuicultura simbiótica en función de la prevalencia bacteriana en agua y organismo (*Bacillus* y *Vibrio*), peso, talla y supervivencia, se realizó un análisis de varianza de un factor intergrupos previa verificación del cumplimiento de los supuestos de normalidad de datos (verificada con test de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (verificado con test de Levene). En caso de presentarse diferencias estadísticas entre tratamientos objeto de estudio y con la finalidad de conocer dónde se encuentran las diferencias o similitudes se aplicó la prueba de rangos y comparación múltiples de Duncan. En caso de no cumplirse algunos de los supuestos del modelo paramétrico, se utilizó el ANOVA de Kruskal Wallis.

El procesamiento estadístico de los datos se realizó mediante un software estadístico SPSS versión 25 de prueba para Windows y con una confiabilidad de estimación del 95% ($\alpha=0,05$).

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Comportamiento de variables fisicoquímicas del agua durante el desarrollo del experimento

Los resultados obtenidos en la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis evidencian que no se presentan diferencias estadísticas significativas entre los diferentes métodos de acuicultura simbiótica (AS sin previa maduración, AS + 15 días de maduración y control) en función de las medias de temperatura y pH del agua, ya que se obtuvo, en ambos casos, un $p\text{-valor} > 0,05$, por lo cual, se acepta la hipótesis nula, atribuido a que las condiciones climáticas se mantuvieron constantes a lo largo del periodo experimental. En relación con los valores promedios de TDS ($p\text{-valor} = 0,000$) y amonio ($p\text{-valor} = 0,004$) del agua, se presentan diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual se rechaza la hipótesis nula, como efecto de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica durante el tiempo de experimentación (Tabla 11).

Tabla 11. Medias comparativas para verificar el comportamiento de los métodos de acuicultura simbiótica en variables fisicoquímicas durante el desarrollo del experimento

Métodos de acuicultura simbiótica	Variables fisicoquímicas en agua			
	Temperatura (°C)	pH	TDS (ppm)	Amonio (mg/l)
AS sin previa maduración	28,2a	7,91a	15,4b	0,0a
AS + 15 días de maduración	28,2a	7,96a	15,5b	0,04ab
Control	28,0a	7,96a	15,1a	0,15b
p-valor	0,393	0,249	0,000	0,004

*Letras diferentes, en cada variable fisicoquímica, indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

Figura 8. Comportamiento de temperatura del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am

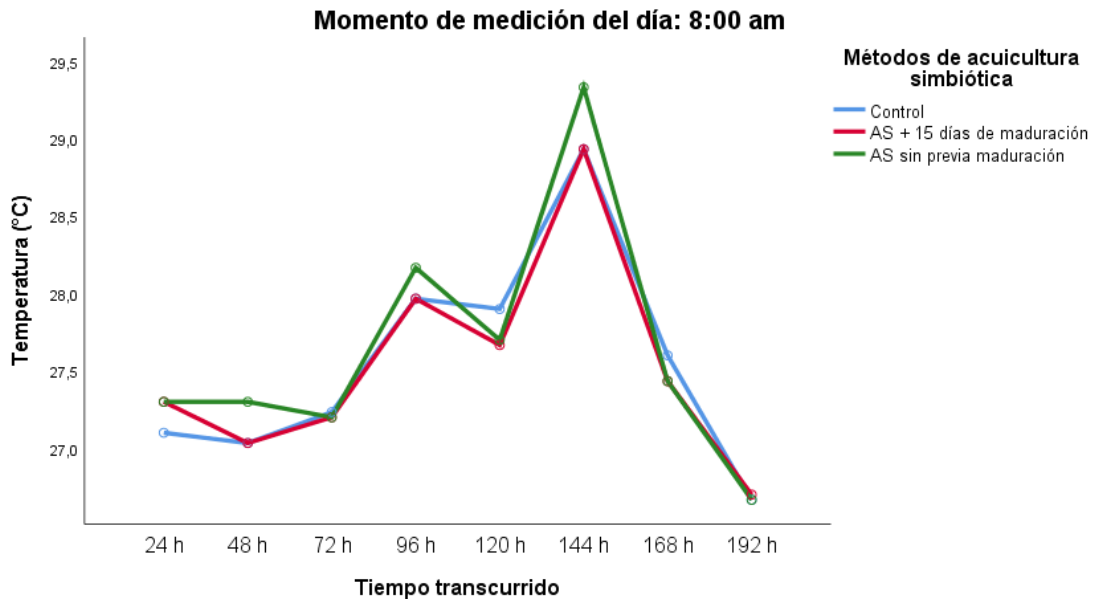


Figura 9. Comportamiento de temperatura del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm

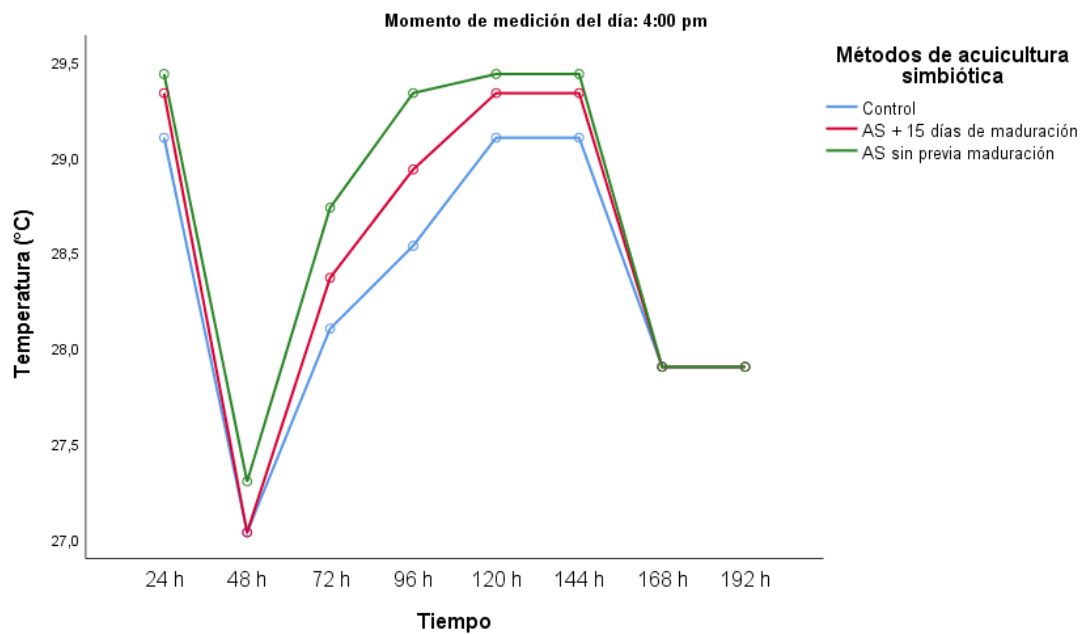


Figura 10. Comportamiento de pH del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am

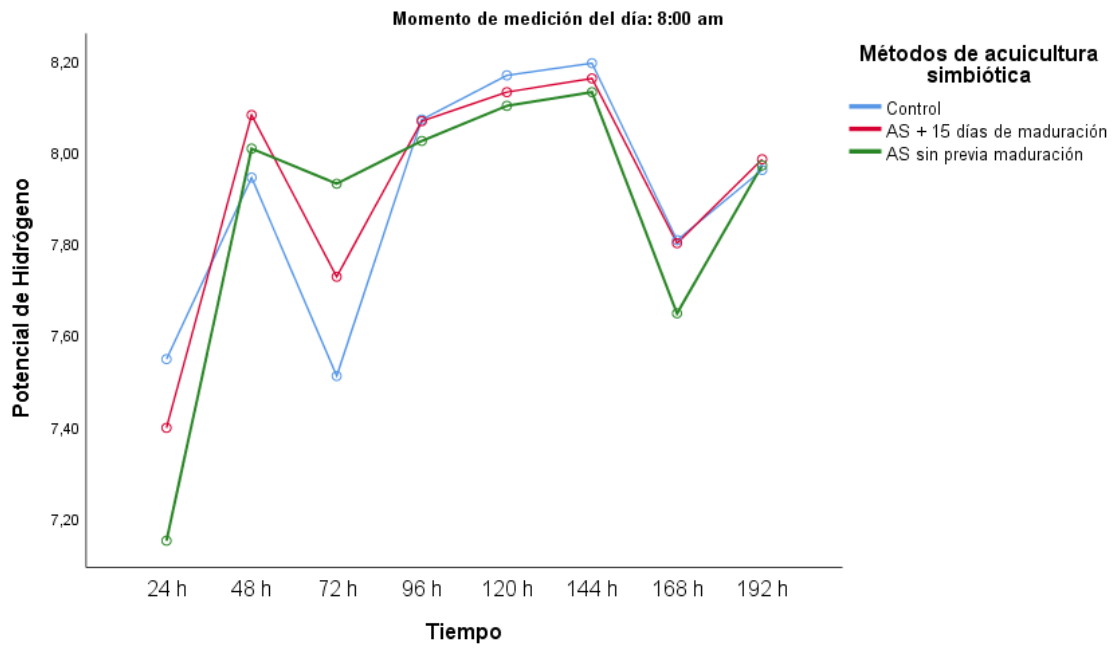


Figura 11. Comportamiento de pH del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm

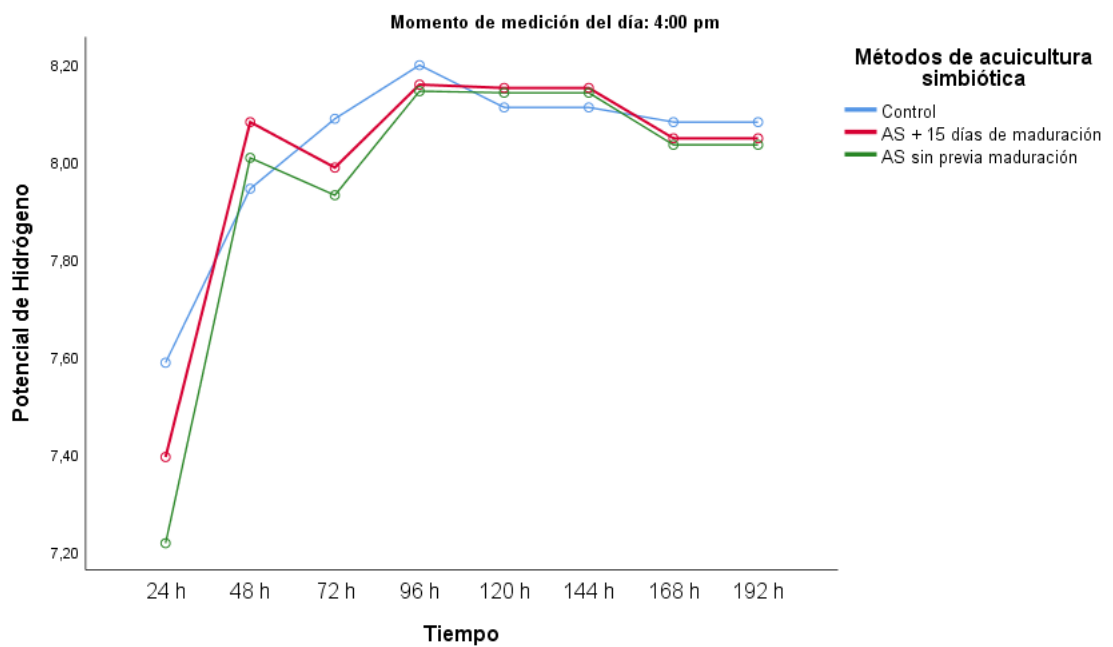


Figura 12. Comportamiento de TDS del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am

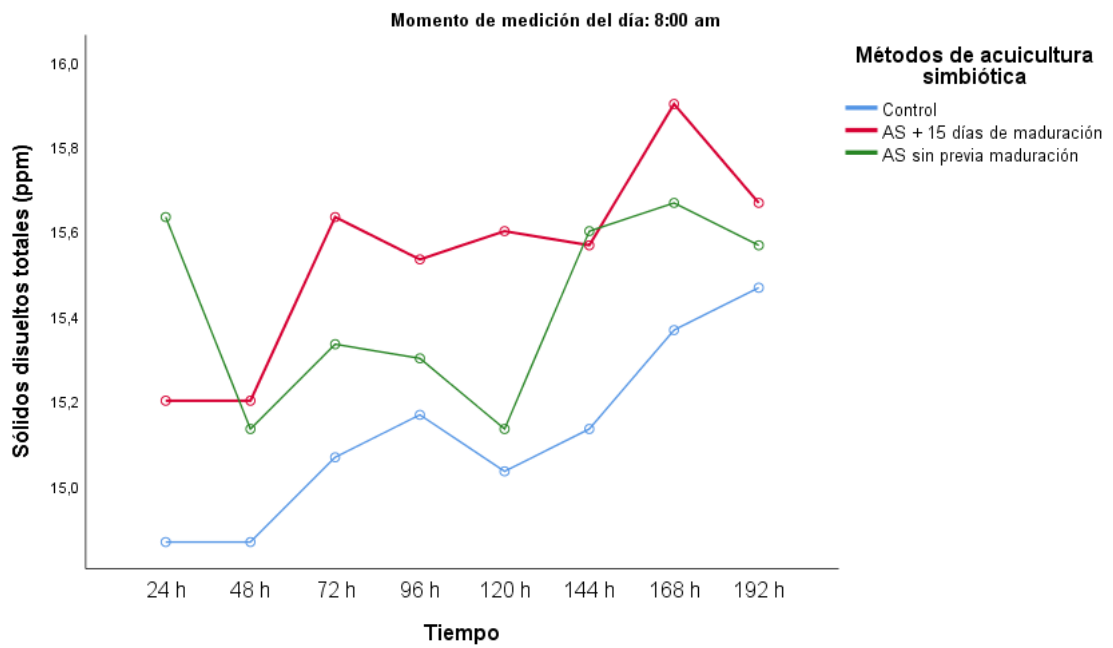


Figura 13. Comportamiento de TDS del agua durante el desarrollo del experimento a las 16:00 pm

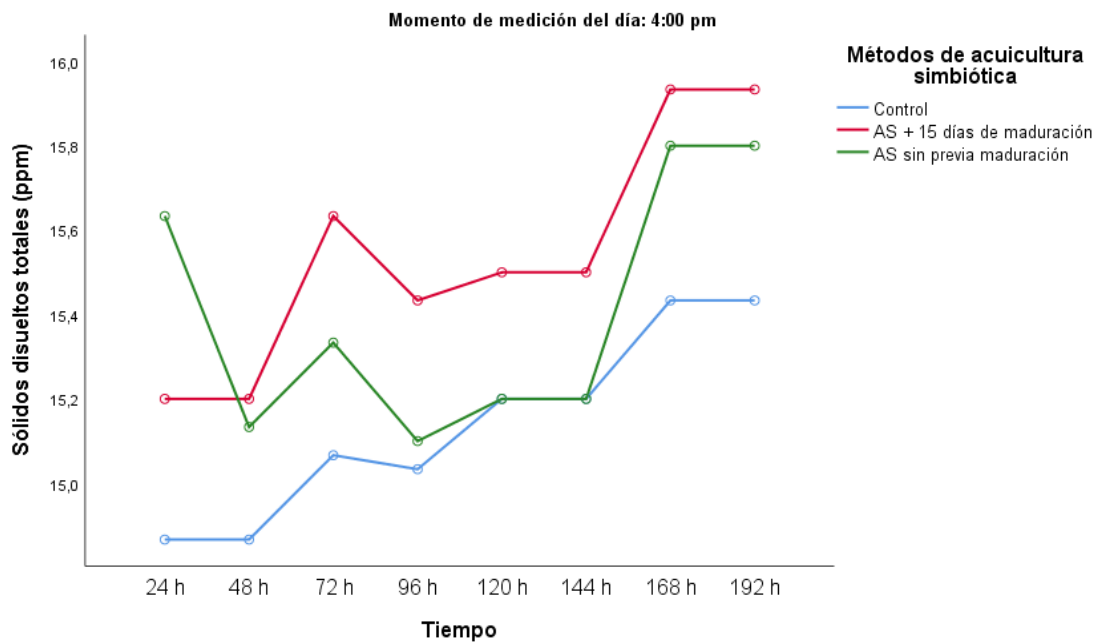
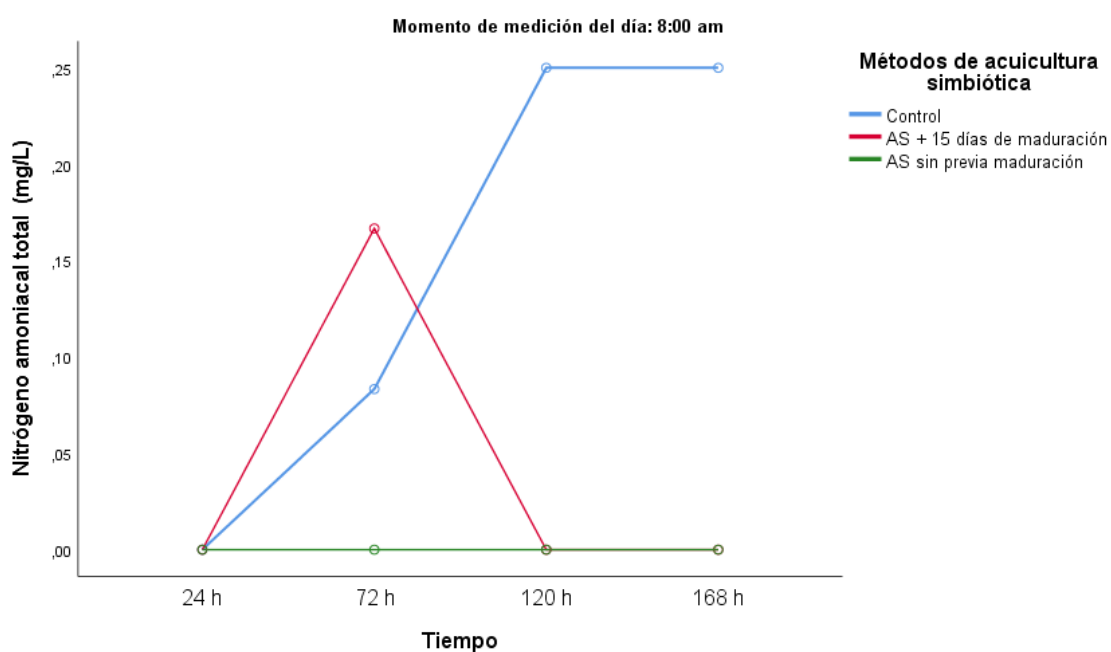


Figura 14. Comportamiento de TAN del agua durante el desarrollo del experimento a las 8:00 am



7.2. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrios* en agua de precría de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica realizada evidencian que en las concentraciones de bacterias *Vibrios* en el agua de precría de camarón se presentaron diferencias estadísticas significativas a las 24 h (p-valor=0,035), 96 h (p-valor=0,046) y 192 h (p-valor=0,021) con un p-valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 12).

Tabla 12. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrio* en agua de precrías de camarón

Métodos de acuicultura simbiótica	Variable microbiológica				
	<i>Vibrio</i> (UFC/ml)				
	24h	48h	72h	96h	192h
AS sin previa maduración	2,7E+03b	6,15E+03a	1,05E+03a	0,0E+00a	0,0E+00a

Tabla 12. (Continuación)

AS + 15 días de maduración	0,0E+00a	3,97E+02a	4,0E+02a	1,06E+03ab	0,0E+00a
Control	1,23E+03ab	2,13E+03a	1,04E+03a	1,83E+03b	2,29E+03b
p-valor	0,035	0,111	0,584	0,046	0,021

* Letras diferentes, en la variable microbiológica *Vibrios* (UFC/ml), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

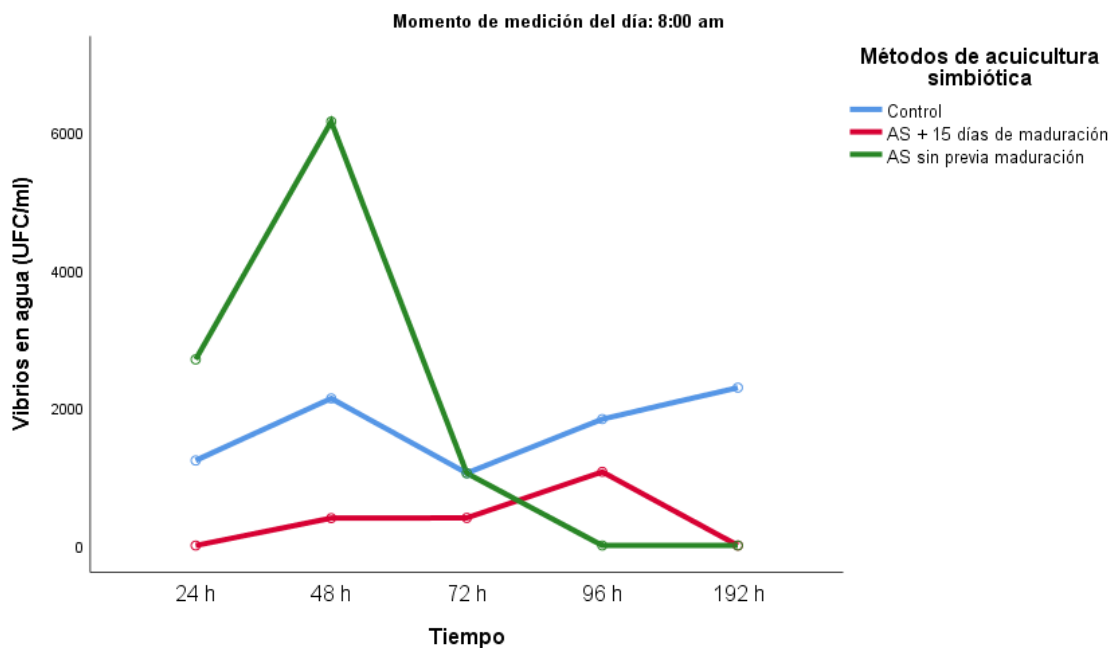
En la Figura 15 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrios* en agua en diferentes momentos. Se puede observar que a las 24 h las cargas de *Vibrios* en el control (1,23E+03) se mantuvieron dentro del rango de inoculación inicial con un leve crecimiento en comparación con AS sin previa maduración (2,7E+03) el cual presentó un incremento en la concentración bacteriana por efecto de la adición de nutrientes y sitios de fijación al adicionar conjuntamente las bacterias patógenas con las probióticas. La concentración bacteriana de AS+15 días de maduración (0,0E+00) limitó el crecimiento de *Vibrios* por la previa colonización de bacterias probióticas durante los 15 días de maduración, lo cual delimitó su fijación y multiplicación en los tanques de precría. En base a estos datos se corrobora lo dicho por Pérez-Chabela et al. (2020) quienes mencionan que el uso de los microorganismos probióticos altera la comunidad microbiana en su entorno además estos microorganismos compiten por recursos como el espacio y las fuentes de carbono, lo que afecta las dinámicas de competencia entre las distintas poblaciones microbianas delimitando la fijación y multiplicación de bacterias patógenas.

A las 96 h se presentó un incremento en la carga bacteriana en el control (1,83E+03), en comparación con AS +15 días de maduración (1,06E+03) que alcanzó un crecimiento de *Vibrios*, sin embargo, se inhibió por la previa maduración, mientras que la concentración bacteriana en AS sin previa maduración (0,0E+00b) fue desplazada en su totalidad por la existente exclusión competitiva bacteriana, lo cual concuerda con lo descrito por Celdrán Sabater (2022) quien concluye que, la maduración del agua de un estanque abarca un periodo de 10 a 15 días antes de la siembra y que la adición de bacterias probióticas

colonizan el medio de cultivo, dando lugar a un fenómeno conocido como "exclusión competitiva".

A las 192 h el control ($2,29E+03$) continuó incrementando su concentración bacteriana patógena, mientras que los tratamientos AS sin previa maduración ($0,0E+00$) y AS+15 días de maduración ($0,0E+00$) tuvieron una reducción en su totalidad, atribuido a que en un mismo nicho ecológico las bacterias compiten por recursos limitados, por lo tanto, está en concordancia con Hosain & Liangyi (2020) y Kanipe et al. (2021), quienes mencionan que las especies bacterianas coexistentes del mismo nicho compiten por la colonización del espacio, por medio del rápido consumo de recursos, restringiendo el suministro a los competidores y generando un ambiente adverso a bacterias patógenas (*Vibrios*).

Figura 15. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de *Vibrio* (UFC/ml)



7.3. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en agua de precrías de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica elaborada evidencian que en las concentraciones de bacterias *Bacillus* en el agua de precrías de camarón se presentaron diferencias estadísticas significativas a las 24 h (p-valor=0,024), 48 h (p-valor=0,024), 72 h (p-valor=0,021), 96 h (p-valor=0,018) y 192 h (p-valor=0,018) con un p-valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 13).

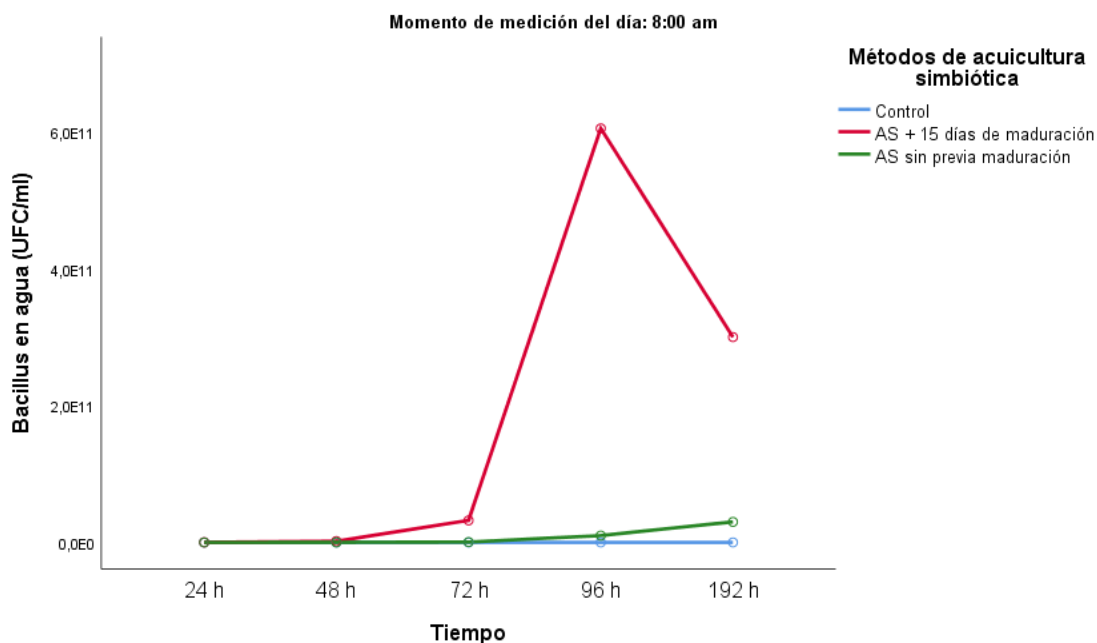
Tabla 13. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en agua de precría de camarón.

Métodos de acuicultura simbiótica	Variable microbiológica				
	<i>Bacillus</i> (UFC/ml)				
	24h	48h	72h	96h	192h
AS sin previa maduración	2,29E+06ab	7,0E+07ab	5,0E+08ab	1,0E+10ab	3,0E+10ab
AS + 15 días de maduración	6,13E+07b	2,0E+09b	3,0E+10b	6,0E+11b	3,0E+11b
Control	0,00E+00a	0,00E+00a	0,00E+00a	0,00E+00a	0,00E+00a
p-valor	0,024	0,024	0,021	0,018	0,018

* Letras diferentes, en la variable microbiológica *Bacillus* (UFC/ml), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 16 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en agua en diferentes momentos. Se puede observar que a las 24h, 48 h, 72 h y 96 h, las cargas de *Bacillus* en AS sin previa maduración (2,29E+06; 7,0E+07; 5,0E+08 y 1,0E+10) y AS+15 días de maduración (6,13E+07; 2,0E+09; 3,0E+10 y 6,0E+10) presentaron una curva de crecimiento constante en los diferentes momentos en comparación con el control (0,00E+00) ya que, a este no se adicionó el fermento suplementado con el mix bacteriano. A las 192 h los tratamientos AS sin previa maduración (3,0E+10) y AS+15 días de maduración (3,0E+11) estabilizaron su curva bacteriana benéfica mientras que el tratamiento control (0,00E+00) se mantuvo con su concentración inicial. En base a estos resultados se corrobora lo dicho por Prieto Sarango (2022) y Khanjani et al. (2023) quienes mencionan que a través de la aplicación rutinaria de fuentes de carbono y conglomerados bacterianos benéficos (principio activo de la tecnología simbiótica) permiten la colonización y proliferación de microorganismos en la columna de agua y organismo de cultivo.

Figura 16. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la carga bacteriana de *Bacillus* (UFC/ml).



7.5. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrio* en postlarvas de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica ejecutada evidencian que en las concentraciones de bacterias *Vibrio* en postlarvas de camarón se presentaron diferencias estadísticas significativas a las 192 h (p -valor=0,030) con un p -valor $<0,05$ en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 14).

Tabla 14. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrio* en postlarvas de camarón

Métodos de acuicultura simbiótica	<i>Vibrio</i> (UFC/g)	
	24h	192h
AS sin previa maduración	1,7E+04a	1,7E+01a
AS + 15 días de maduración	1,7E+04a	8,3E+01ab

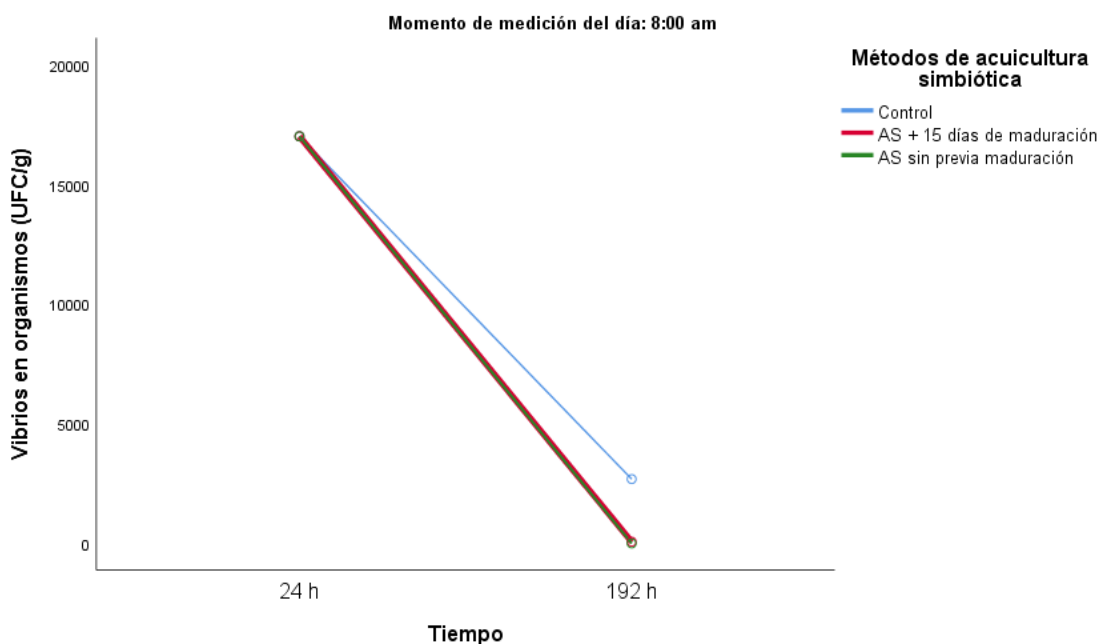
Tabla 14. (Continuación)

Control	1,7E+04a	2,7E+03b
p-valor	1,0	0,030

*Letras diferentes, en la variable microbiológica *Vibrios* (UFC/g), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 17 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Vibrio* en postlarvas de camarón en diferentes momentos. Se puede observar que a las 192 h las cargas de *Vibrio* en el tratamiento control (2,7E+03) evidenció un leve decrecimiento en la concentración inicial en comparación a los tratamientos AS sin previa maduración (1,7E+01) y AS+15 días de maduración (8,3E+01) exhibieron una reducción notable en la concentración bacteriana de *Vibrio*, como efecto de la competencia por interferencia (acción de metabolitos secundarios y bacteriocinas) entre las bacterias probióticas inoculadas en el medio y las patógenas, lo cual, concuerda con Pérez-Chabela et al. (2020) quienes mencionan que las bacterias probióticas tienen la capacidad de sintetizar y excretar metabolitos antimicrobianos como ácidos orgánicos, bacteriocinas y enzimas, capaces de inhibir el crecimiento bacteriano patógeno.

Figura 17. Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de *Vibrio* (UFC/g) en postlarvas de camarón.



7.6. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en postlarvas de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica empleada, evidencian que en las concentraciones de bacterias *Bacillus* en postlarvas de camarón se presentaron diferencias estadísticas significativas a las 192 h (p-valor=0,035) con un p-valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 15).

Tabla 15. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en postlarvas de camarón

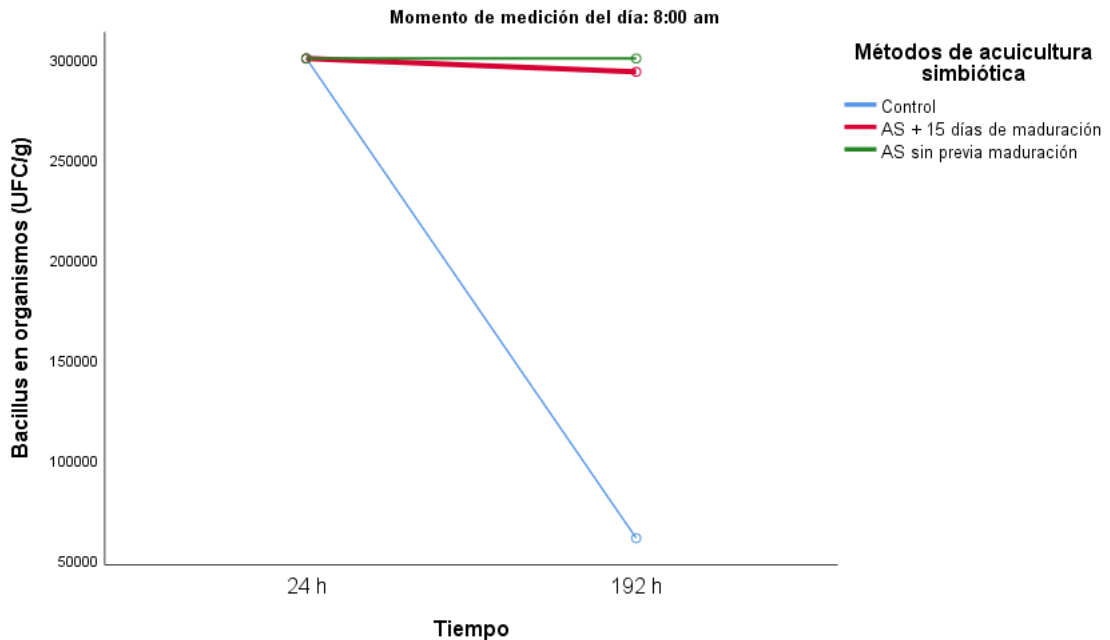
Métodos de acuicultura simbiótica	<i>Bacillus</i> (UFC/g)	
	24h	192h
AS sin previa maduración	3,0E+05a	3,0E+05ab
AS + 15 días de maduración	3,0E+05a	2,93E+05b
Control	3,0E+05a	6,05E+04a
p-valor	1,0	0,035

* Letras diferentes, en la variable microbiológica *Bacillus* (UFC/g), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 18 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica de *Bacillus* en postlarvas de camarón en diferentes momentos. Se puede observar que a las 192 h las colonias de *Bacillus* en los tratamientos AS + 15 días de maduración (2,93E+05) y AS sin previa maduración (3,0E+05) mantuvieron la carga bacteriana durante la experimentación, como efecto de la sinergia entre organismo y la adición del prebiótico con bacterias probióticas del género *Bacillus* en la columna de agua, lo cual está en concordancia por lo descrito en la literatura por Bentzon-Tilia et al. (2016) y Okey et al., (2018) quienes afirman que la manipulación de la microbiota, por comunidades microbianas favorables y prebióticos benefician al huésped, al estimular de manera selectiva el crecimiento y activar el metabolismo de ciertas bacterias que promueven la salud del huésped. Mientras que el tratamiento control (6,05E+04) presentó

un decrecimiento de la concentración inicial, atribuido a que al control no se le inoculó en ninguno de los momentos el fermento con el mix bacteriano.

Figura 18. Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en carga bacteriana de *Bacillus* (UFC/g) en postlarvas de camarón



7.7. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en el peso de postlarvas de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica realizada, evidencian que el peso (mg) en postlarvas de camarón presentaron diferencias estadísticas significativas a las 96 h (p -valor=0,027) y 192 h (p -valor=0,027) con un p -valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 16).

Tabla 16. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en el peso (mg) de postlarvas de camarón

Métodos de acuicultura simbiótica	Peso (mg)		
	24h	96h	192h
AS sin previa maduración	8,95a	26,27b	31,14ab
AS + 15 días de maduración	8,95a	21,79ab	39,97b

Tabla 16. (Continuación)

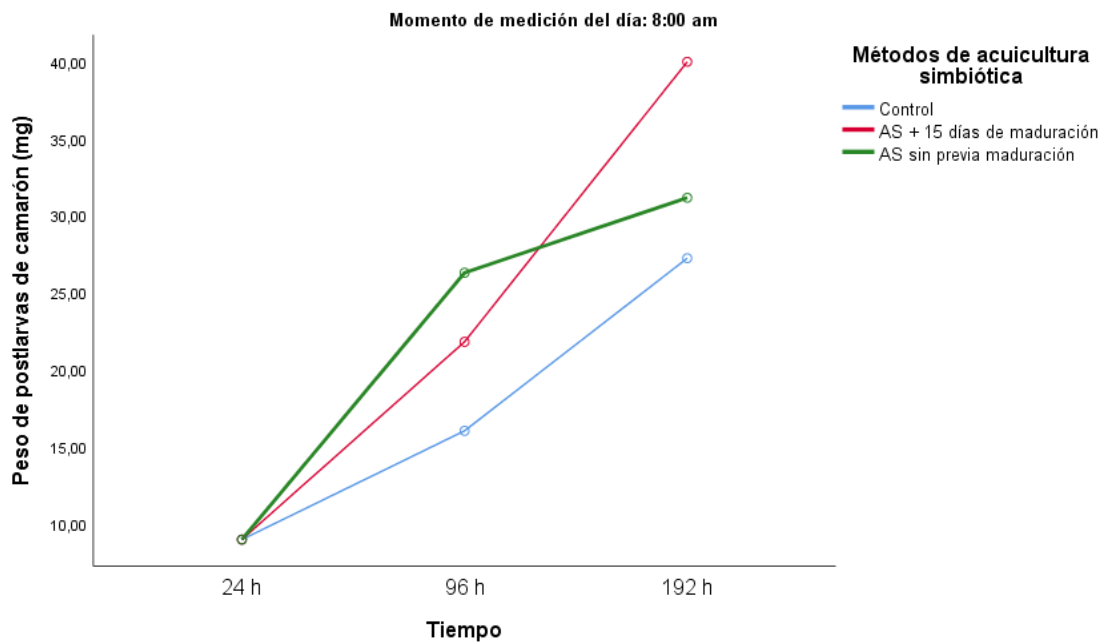
Control	8,95a	16,01a	27,22a
p-valor	1,0	0,027	0,027

* Letras diferentes, de la variable peso (mg), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 19 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en el peso (mg) de postlarvas de camarón en diferentes momentos. Se puede observar que a las 96 h los pesos (mg) en el control (16,01) evidenciaron un leve crecimiento en comparación con AS+15 días de maduración (21,79) y AS sin previa maduración (26,27) que mostraron un aumento significativo en el peso, como efecto de la inclusión de nutrientes y prebiótico bioestimulado con el mix bacteriano probiótico en la columna de agua, concordando con Nurhayati et al. (2015) quienes señalan que al suplementar simbióticos dentro del cultivo se mejoran significativamente las tasas de crecimiento y eficiencia alimenticia, a esto se suma lo concluido por Zhao et al. (2016) quienes mencionan que la adición de fuentes de carbono como melaza y salvado de trigo genera un impacto positivo en la salud fisiológica y crecimiento de los camarones en cultivos sin recambios de agua.

A las 192 h el control (27,22) presentó una ligera ganancia en peso, mientras que los tratamientos AS sin previa maduración (31,14) y AS+15 días de maduración (39,97) obtuvieron un incremento significativo, atribuido a la proliferación de alimento natural y la liberación de enzimas bacterianas extracelulares (procesos metabólicos simbióticos) que facilita los procesos digestivos en el huésped y aumenta la eficacia de la utilización de los alimentos balanceados, por lo tanto, se concuerda con lo descrito por Liñan Vidriales (2019) quien señala que los efectos resultantes de la fermentación de simbióticos facilitan el crecimiento de zooplancton, que, junto con la biomasa bacteriana, actúan como una fuente adicional de alimento para los organismos en cultivo. Así mismo, Celdrán Sabater (2022) menciona que los bioflóculos formados por los fermentos simbióticos, son conglomerados de microorganismos ricos en ácidos grasos esenciales (DHA) y que, al ser consumidos por los organismos en cultivo, las tasas de crecimiento se incrementan.

Figura 19. Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en el peso (mg) de postlarvas de camarón



7.8. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la longitud de postlarvas de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica elaborada evidencian que en la longitud (cm) de postlarvas de camarón se presentaron diferencias estadísticas significativas a las 96 h (p-valor=0,026) y 192 h (p-valor=0,027) con un p-valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 17).

Tabla 17. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en la longitud (cm) de postlarvas de camarón

Métodos de acuicultura simbiótica	Longitud (cm)		
	24h	96h	192h
AS sin previa maduración	1,12a	1,62b	1,73ab
AS + 15 días de maduración	1,12a	1,52ab	1,85b
Control	1,12a	1,37a	1,61a

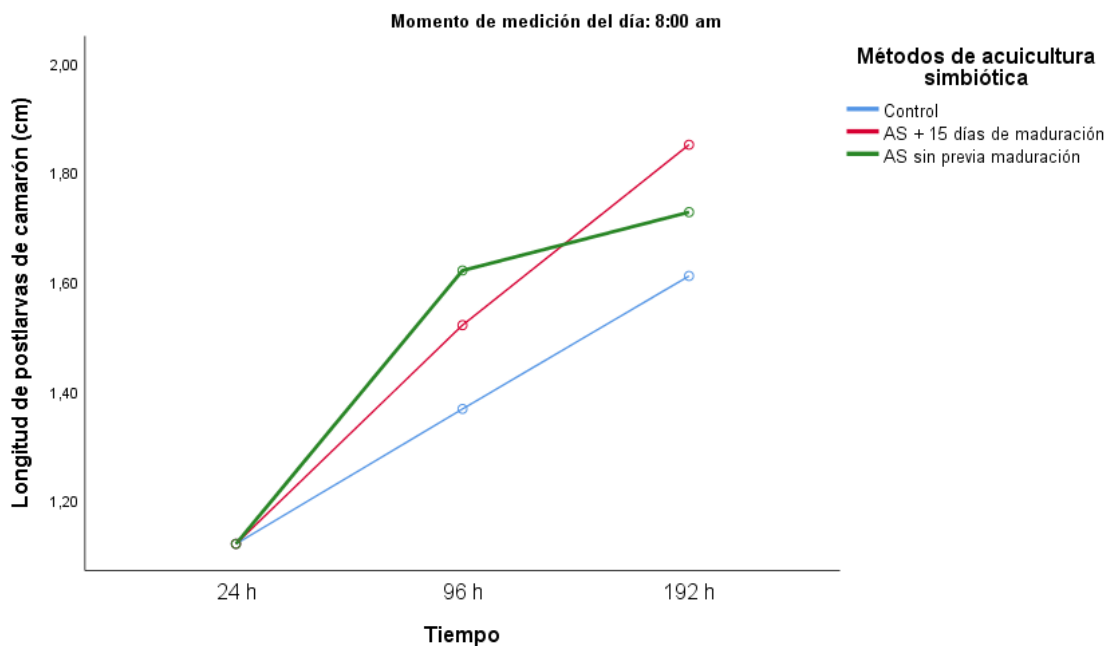
Tabla 17. (Continuación)

p-valor	1,0	0,026	0,027
----------------	------------	--------------	--------------

* Letras diferentes, de la variable Longitud (cm), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 20 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la longitud (cm) de postlarvas de camarón en diferentes momentos. Se puede observar que a las 96 h y 192 h la longitud en el tratamiento control (1,37; 1,61) presentó un leve crecimiento en comparación con los tratamientos AS+15 días de maduración (1,52; 1,85) y AS sin previa maduración (1,62; 1,73) los cuales mostraron un aumento significativo en la longitud, atribuido al efecto que tuvieron los diferentes métodos de acuicultura simbiótica durante el periodo experimental, lo cual está en concordancia con lo que manifiesta Romero-Lenis, (2020) en donde señala que los organismos cultivados en medios simbióticos presentan un incremento en su crecimiento como efecto de la activación de las bacterias benéficas, las cuales previenen infecciones bacterianas, fortalecen el sistema inmune y producen nutrientes para mejorar las condiciones del cultivo.

Figura 20. Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en la longitud (cm) de postlarvas de camarón



7.9. Efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia de postlarvas de camarón

Los resultados de la prueba no paramétrica ejecutada evidencian que la supervivencia (%) de postlarvas de camarón presentaron diferencias estadísticas significativas a las 192 h (p-valor=0,038) con un p-valor <0,05 en las medias de los diferentes métodos de acuicultura simbiótica, por lo cual, se rechaza la hipótesis nula (Tabla 18).

Tabla 18. Medias comparativas para verificar diferencias entre los métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia (%) de postlarvas de camarón

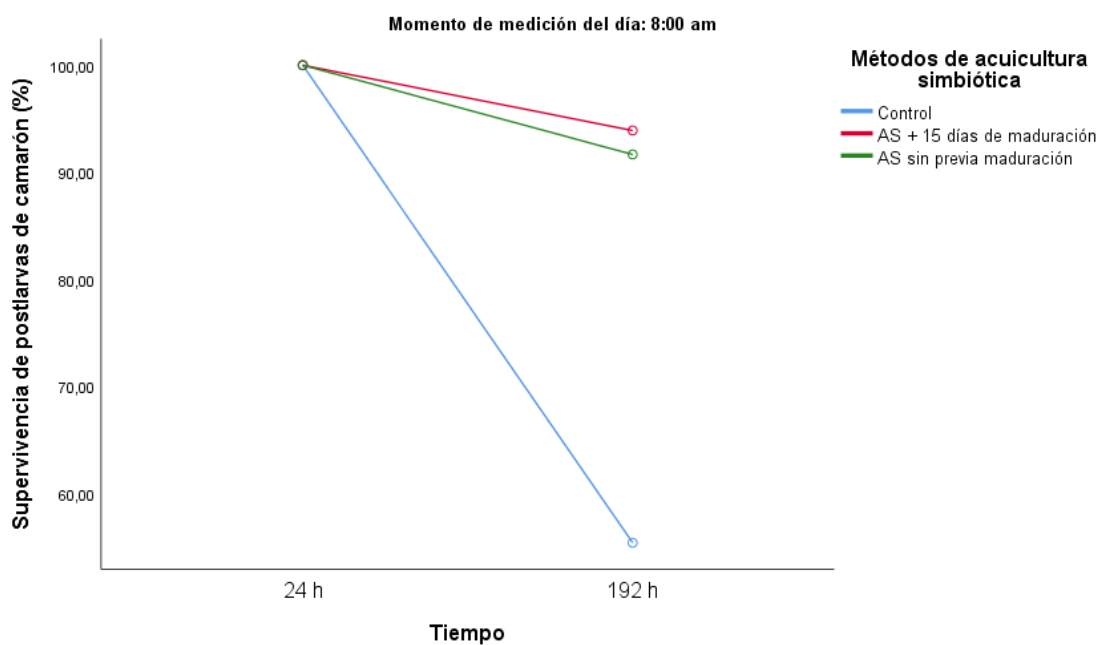
Métodos de acuicultura simbiótica	Supervivencia (%)	
	24h	192h
AS sin previa maduración	100a	91,67ab
AS + 15 días de maduración	100a	93,91b
Control	100a	55,43a
p-valor	1,0	0,038

* Letras diferentes, de la variable supervivencia (%), indican diferencias estadísticas significativas entre los métodos de acuicultura simbiótica (según ANOVA de Kruskal-Wallis).

En la Figura 21 se muestra la representación del efecto de los métodos de acuicultura simbiótica en la tasa de supervivencia (%) de postlarvas de camarón en distintos momentos. Se puede observar que el tratamiento control (55,43) mostró una baja tasa de supervivencia en comparación con AS+15 días de maduración (93,91) y AS sin previa maduración (91,67) los cuales exhibieron una alta tasa de supervivencia, esta diferencia se presenta como efecto de la inclusión de técnicas simbióticas en la columna de agua promoviendo la proliferación de microorganismos benéfico y generando un entorno saludable y nutricionalmente equilibrado, estos resultados presentan una similitud a los obtenidos por Coello Ortiz & Román Espinoza (2020) quienes determinaron diferencias significativas en la supervivencia al aplicar fementos simbioticos a base de probioticos y prebioticos en la columna de agua, obteniendo como resultado una sobrevivencia del

79%. Este efecto se relaciona con lo mencionado por Liñan Vidriales (2019) y Butt et al. (2021) quienes afirman que los simbióticos desempeñan un papel de gran relevancia en la mejora de la salud de los organismos en cultivo, al impulsar diversos parámetros inmunológicos y el aumento de la competitividad contra infecciones bacterianas y virales. Asimismo, Nurhayati et al. (2015) señala que la inclusión de un simbiótico en la dieta de postlarvas de camarón genera un impacto notable en la reducción de la mortalidad como efecto de la actividad inmunoestimulante del simbiótico al organismo en cultivo.

Figura 21. Efecto de métodos de acuicultura simbiótica en la supervivencia (%) de postlarvas de camarón



8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

8.1. Conclusiones

- Los métodos de acuicultura simbiótica (AS+ 15 días de maduración y AS sin previa maduración) manifestaron una reducción significativa en la carga patógena (*Vibrios parahemolyticus* y *V. alginolyticus*) además de un incremento en la concentración bacteriana benéfica (*Bacillus sp.*) en la columna de agua de precrías de camarón.
- La eficiencia de las técnicas de acuicultura simbiótica (AS+ 15 días de maduración y AS sin previa maduración) se vio reflejada en la reducción de carga patógena y el mantenimiento de la concentración de carga benéfica (*Bacillus sp.*) en el organismo de las postlarvas de camarón.
- Los tratamientos empleando acuicultura simbiótica (AS+ 15 días de maduración y AS sin previa maduración) presentan un impacto positivo en el crecimiento de postlarvas de camarón, evidenciando un crecimiento constante y superior durante toda la experimentación en comparación con el tratamiento control.
- La inclusión de técnicas simbióticas en la columna de agua promovió la proliferación de microorganismos beneficiosos creando un entorno saludable y nutricionalmente equilibrado, lo cual se tradujo en una alta tasa de supervivencia.

8.2. Recomendaciones

- Llevar a cabo un estudio de microscopia en fresco y análisis proximales de las postlarvas cultivadas bajo los distintos tratamientos de acuicultura simbiótica con el fin de evaluar tanto el estado de salud como el perfil nutricional de los organismos.
- Ampliar el periodo de investigación con el fin de analizar de manera más precisa el efecto de la acuicultura simbiótica en la ganancia de peso y longitud de las postlarvas de camarón.
- Emplear diferentes fuentes de hidratos de carbono para la elaboración de los fermentos simbióticos.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abasolo Pacheco, F. (2015). *Selección y evaluación de bacterias del tracto digestivo del pectínido mano de león (Nodipecten subnodosus) y de la concha nácar (Pteria sterna) con uso potencial probiótico en la acuicultura de bivalvos marinos*. [Tesis doctoral, Centro de Investigaciones Biológicas del noroeste, S.C.]. Obtenido de http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/469/abasolo_f.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Alvarez Perero, C. D. (2022). *Comparación del rendimiento productivo del cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei entre la alimentación manual tradicional y alimentación automática temporizada en sistemas semi-intensivos*. [Tesis de titulación, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8128>
- Anangono Méndez, A. E., & Lloacana Bonilla, E. X. (2022). *Evaluación de la eficiencia de un biofiltro a base de un consorcio bacteriano para degradar fosfatos y amoníaco en aguas residuales de la acuicultura*. [Tesis de titulación, Universidad Técnica del Norte]. Obtenido de <http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/12978/2/03%20BIO%20042%20TRABAJO%20DE%20GRADO.pdf>
- Ariza, F. G., & Mujica Rodriguez, E. (2019). Tecnología Biofloc (BFT), una alternativa sostenible para el desarrollo de la acuicultura: revisión. *Ingeniería y Región*, 21(1), 2-11. doi:<https://doi.org/10.25054/22161325.1841>
- Bardera, G., Owen, M. A., Façanha, F. N., Alcaraz-Calero, J. M., Alexander, M. E., & Sloman, K. A. (2021). The influence of density and dominance on Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) feeding behaviour. *Aquaculture*, 531, 735949. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735949>
- Bentzon-Tilia, M., Sonnenschein, E. C., & Gram, L. (2016). Monitoring and managing microbes in aquaculture - Towards a sustainable industry. *Microbial Biotechnology*, 9(5), 576-584. Obtenido de <https://doi.org/10.1111/1751-7915.12392>
- Borbor Borbor, A. F. (2022). *Uso del polvillo de arroz como fuente alternativa de carbono en la tecnología simbiótica en cultivo de camarón Penaeus vannamei*

- Ecuador-Santa Elena*. [Tesis de titulación, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8831/1/UPSE-TBI-2022-0032.pdf>
- Boyd, C. E., Davis, R. P., & McNevin, A. A. (2022). Perspectives on the mangrove conundrum, land use, and benefits of yield intensification in farmed shrimp production: A review. *Journal of the World Aquaculture Society*, 53(1), 8-46. Obtenido de <https://doi.org/10.1111/jwas.12841>
- Brugère, C., Aguilar-Manjarrez, J., Beveridge, M. C., & Soto, D. (2018). The ecosystem approach to aquaculture 10 years on-a critical review and consideration of its future role in blue growth. *Reviews in Aquaculture*, 11(3), 493-514. Obtenido de <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/raq.12242>
- Butt, U. D., Lin, N., Akhter, N., Siddiqui, T., Li, S., & Wu, B. (2021). Overview of the latest developments in the role of probiotics, prebiotics and synbiotics in shrimp aquaculture. *Fish & Shellfish Immunology*, 114, 263-281. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1050464821001315>
- Castillo Ochoa, B. d., & Velásquez López, P. C. (2021). Desarrollo y supervivencia del camarón *Litopenaeus vannamei*. El Oro, Ecuador. *Revista Sociedad & Tecnología*, 4(3), 447-461. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/17619/1/TTUACA-2021-IAC-DE00003.pdf>
- Celdrán Sabater, D. (2022). Acuicultura simbiótica como nuevo paradigma productivo: reduciendo impactos y aumentando beneficios. *Avances En Nutrición Acuicola*, 1(1), 28-34. Obtenido de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/353>
- Cho, Y. G., & Yigit, Ü. (2022). Biomass gain, feed efficiency and survival rates in Whitelegshrimp (*Litopenaeus vannamei*) cultured in Aquamimicry concept and conventional methods with water exchange and settling chamber. *Marine Reports*, 1(2), 75-91. Obtenido de <https://doi.org/10.5281/zenodo.7393853>
- Cienfuegos Martínez, K. (2018). *Efecto de dos probióticos sobre la composición de la comunidad bacteriana de un sistema biofloc y su impacto en la supervivencia y*

- crecimiento de tilapia (Oreochromis niloticus)*. [Tesis de maestría, Universidad Autónoma Metropolitana]. Obtenido de <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/bitstream/123456789/2091/1/181657.pdf>
- Coello Ortiz, S. J., & Román Espinoza, J. D. (2020). *Efecto del acuamimetismo en la precría de camarón blanco (Litopenaeus vannamei)*. [Tesis de grado, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano]. Obtenido de <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/564742bc-55db-4af1-9b4e-94a8fff1ab4a/content>
- Collazos-Lasso, L. F., & Arias-Castellanos, J. A. (2015). Fundamentos de la tecnología biofloc (BFT). Una alternativa para la piscicultura en Colombia. Una revisión. *Orinoquia*, 19(1), 77-86. Obtenido de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-37092015000100007
- Davis, R., Abebe, A., Boyd, C., & McNevin, A. (2021). Exploring the relationship between production intensity and land use: A meta-analytic approach with shrimp aquaculture. *Journal of Environmental Management*, 300(15), 113719.
- Deepak, A. P., Vasava, R. J., Elchelwar, V. R., Tandel, D. H., Vadher, K. H., Shrivastava, V., & Prabhakar, P. (2020). Aquamimicry: New an innovative apporoach for sustainable development of aquaculture. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 8(2), 1029-1031. Obtenido de <https://www.entomoljournal.com/archives/2020/vol8issue2/PartQ/8-2-3-251.pdf>
- Dutan Pineda, P. S. (2022). *Evaluación estacional de la presencia de bacterias del género vibrio en las entradas de agua en camaroneras en la zona de El Oro*. [Tesis de grado, Univesidad Técnica de Machala]. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/20141/1/TTUACA-2022-IAC-DE00006>
- El-Saadony, M. T., Swelum, A. A., Abo Ghanima, M. M., Shukry, M., Amira, O., Ayman, T., . . . Mohamed, E. (2022). Shrimp production, the most important diseases that threaten it, and the role of probiotics in confronting these diseases: A review. *Research in Veterinary Science*, 144, 126-140.

- Emerenciano, M., Rombenso, A., Vieira, F., Martins, M., Coman, G., Truong, H., . . . Simon, C. (2022). Intensification of penaeid shrimp culture: An applied review of advances in production systems, nutrition and breeding. *Animals*, *12*(3), 236. Obtenido de <https://doi.org/10.3390/ani12030236>
- Espinós, F. J. (2020). La acuicultura como activo económico y social. *Mediterráneo económico*, *33*, 289-307. Obtenido de <https://publicacionescajamar.es/publicacionescajamar/public/pdf/publicaciones-periodicas/mediterraneo-economico/33/me-33-14-espinos.pdf>
- Garibay-Valdez, E., Martínez-Porchas, M., Calderón, K., Gollas-Galván, T., Martínez-Córdova, L. R., Vargas-Albores, F., & Arvayo, M. A. (2019). La microbiota del tracto digestivo de camarones peneidos: una perspectiva histórica y estado del arte. *Biotechnia*, *22*(1), 5-16. Obtenido de <https://doi.org/10.18633/biotechnia.v22i1.1119>
- González-Hermoso, J. P., Zavala-Leal, O. I., Valdez-González, F. J., Pacheco-Vega, J. M., & Segovia, M. (2018). Remoción de sólidos disueltos y reducción de lodos orgánicos del efluente de un cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en un sistema de recirculación acuícola. *Acta Pesquera*, 23-34. Obtenido de https://www.researchgate.net/profile/Francisco-Valdez-Gonzalez-2/publication/328074965_Remocion_de_solidos_disueltos_y_reduccion_de_lodos_organicos_del_efluente_de_un_cultivo_de_tilapia_Oreochromis_niloticus_en_un_sistema_de_recirculacion_acuicola/links/5
- Hernández Mancipe, L. E., Londoño Velez, J. I., Hernández García, K. A., & Torres Hernández, L. C. (2019). Los sistemas biofloc: una estrategia eficiente en la producción acuícola. *CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, *14*(1), 70-99. Obtenido de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1900-96072019000100070
- Hosain, M. A., & Liangyi, X. (2020). Impacts of probiotics on feeding technology and its application in aquaculture. *Journal of Aquaculture. Fisheries & Fish Science*, *3*(1), 174-185. Obtenido de <https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/61636860/Impacts-of-probiotics-on-feeding-technology-and-its-application-in-aquaculture20191230-88082-7c4jn6->

libre.pdf?1577714262=&response-content-
disposition=inline%3B+filename%3DImpacts_of_probiotics_on_feeding_tec

Jasmin, M. Y., Syukri, F., Kamarudin, M. S., & Karim, M. (2020). Potential of bioremediation in treating aquaculture sludge: Review article. *Aquaculture*, 519, 734905. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734905>

Khanjani, M. H., da Silva, L. O., Fóes, G. K., do Nascimento Vieira, F., Poli, M. A., Santos, M., & Emerenciano, M. G. (2023). Synbiotics and aquamimicry as alternative microbial-based approaches in intensive shrimp farming and biofloc: Novel disruptive techniques or complementary management tools? A scientific-based overview. *Aquaculture*, 567, 739273. doi:<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739273>

Khanjani, M. H., Mozanzadeh, M. T., & Fóes, G. K. (2022). Aquamimicry system: a suitable strategy for shrimp aquaculture - a review. *Annals of Animal Animal Science*, 22(4), 1201-1210. Obtenido de <https://doi.org/10.2478/aoas-2022-0044>

Knipe, H., Temperton, B., Lange, A., Bass, D., & Tyler, C. R. (2021). Probiotics and competitive exclusion of pathogens in shrimp aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 13(1), 324-352. Obtenido de <https://doi.org/10.1111/raq.12477>

Lim, Y. S., Ganesan, P., Varman, M., Hamad, F. A., & Krishnasamy, S. (2021). Effects of microbubble aeration on water quality and growth performance of *Litopenaeus vannamei* in biofloc system. *Aquacultural Engineering*, 93, 102159. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2021.102159>

Liñan Vidriales, M. A. (2019). *Evaluación de un consorcio de Bacillus sp. sobre la fermentación de salvado de arroz y su efecto en el cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei*. [Tesis de maestría, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC]. Obtenido de http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/3006/1709%20li%c3%b1an_m%20TESIS.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Marinho-Pereira, T., Junior, C. H., Rincón, L. M., Britto, E. N., Cavero, B. A., Aride, P. H., & de Oliveira, A. T. (2020). Tecnología biofloc: datos, estudios y experiencias para el desarrollo de la acuicultura latinoamericana. *Brazilian Journal of*

- Development*, 6(2), 7847-7862. Obtenido de <https://ojs.brazilianjournals.com.br/ojs/index.php/BRJD/article/view/6975/6126>
- Mosquera Rentería, L. M., Cardona Bermúdez, L. M., Passaro Carvalho, C., & Rivera Narváez, C. M. (2019). Probióticos y prebióticos en acuicultura. *Encuentro Sennova Del Oriente Antioqueño*, 1(1), 31-57. Obtenido de <https://186.113.6.49/index.php/Encuentro/article/view/2198>
- Mugwanya, M., Dawood, M., Kimera, F., & Sewilam, H. (2021). Biofloc systems for sustainable production of economically important aquatic species: A review. *Sustainability*, 13(13), 7255. doi:<https://doi.org/10.3390/su13137255>
- Nguyen, T. A., Nguyen, K. A., & Jolly, C. (2019). Is super-intensification the solution to shrimp production and export sustainability? *Sustainability*, 11(19), 5277. Obtenido de <https://doi.org/10.3390/su11195277>
- Nisar, U., Peng, D., Mu, Y., & Sun, Y. (2022). A solution for sustainable utilization of aquaculture waste: A comprehensive review of biofloc technology and aquamimicry. *Frontiers in Nutrition*, 8, 1231. Obtenido de <https://doi.org/10.3389/fnut.2021.791738>
- Nurhayati, D., Widanarni, & Yuhana, M. (2015). Dietary synbiotic influence on the growth performances and immune responses to co-infection with infectious myonecrosis virus and *Vibrio harveyi* in *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 10(1), 13-23. Obtenido de <https://scialert.net/abstract/?doi=jfas.2015.13.23>
- Okey, I. B., Gabriel, U. U., & Deekae, S. N. (2018). The use of synbiotics (Prebiotic and probiotic) in aquaculture development. *Sumerianz Journal of Biotechnology*, 1(2), 51-60. Obtenido de https://www.researchgate.net/profile/Irom-Okey-2/publication/330026087_The_Use_of_Synbiotics_Prebiotic_and_Probiotic_in_Aquaculture_Development/links/5c2a7d5c92851c22a3524c31/The-Use-of-Synbiotics-Prebiotic-and-Probiotic-in-Aquaculture-Development.pdf
- Ortega Mendoza, J. L. (2020). *Evaluación de compuestos nitrogenados totales en agua residual mediante enzimas y bacterias nitrificantes comerciales en la camaronera Grancomar S.A.* [Tesis de titulación, Universidad Agraria del Ecuador]. Obtenido de

<https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/ORTEGA%20MENDOZA%20JORGE%20LUIS.pdf>

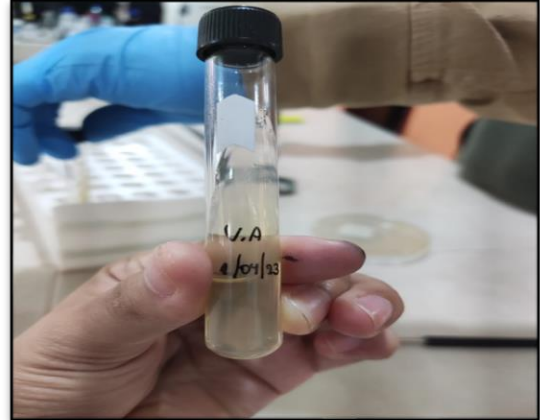
- Padilla Loredo, S. (2016). *La crisis alimentaria y la salud en México*. Castellanos editores, S.A. de C.V. Obtenido de <http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/71032/1.-%20La%20acuacultura%20como%20alternativa%20alimentaria.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Panigrahi, A., Aravind, R., & Biju, I. F. (2019). Aquamimicry: An innovative organic approach. *Biofloc Technology for Nursery and Growout Aquaculture*, 22(32), 132-136. Obtenido de https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/83343120/Biofloc_training_manual-libre.pdf?1649283678=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DRelationship_between_Technical_Skills_Ac.pdf&Expires=1673123030&Signature=ayXODg2mI~VSEyTh-cDYLKdeipTLJDLZT29PLS
- Pérez-Chabela, M. d., Alvarez-Cisneros, Y. M., Soriano-Santos, J., & Pérez-Hernández, M. A. (2020). Los probióticos y sus metabolitos en la acuicultura. Una revisión. *Hidrobiológica*, 30(1), 93-105. Obtenido de <https://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/article/view/1394/1087>
- Pindo Gavilanes, B. A. (2022). *Eficacia de la aplicación de un consorcio bacteriano elaborado a base de Bacillus subtilis y Bacillus licheniformis para la reducción de materia orgánica en sedimentos de piscinas camaroneras*. [Tesis de grado, Universidad Técnica de Machala]. Obtenido de http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/21039/1/Trabajo_Titulacion_1554.pdf
- Prangnell, D., Castro, L., Ali, A., Browdy, C., Zimba, P., Laramore, S., & Samocha, T. (2016). Some limiting factors in superintensive production of juvenile pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in no-water-exchange, biofloc-dominated systems. *Journal of the World Aquaculture Society*, 47(3), 396-413. Obtenido de <https://doi.org/10.1111/jwas.12275>

- Prieto Sarango, J. D. (2022). *Uso de fermentos simbióticos para el control de nitritos en cultivos super-intensivos de Litopenaeus vannamei*. [Examen complejo, Universidad Técnica de Machala].
- Romero-Lenis, M. C. (2020). MR Acuipro. Acuicultura-Investigación-Producción. *Polo del Conocimiento: Revista científico-profesional*, 5(8), 1321-1331. Obtenido de <https://polodelconocimiento.com/ojs/index.php/es>
- Ron, E., Tamayo Nuñez, M. J., & Vera Palma, K. (2020). Técnicas eficientes para el monitoreo y evaluación de biorremediación. *Panorama Acuícola*, 25(3), 88-91. Obtenido de https://issuu.com/designpublications/docs/panorama_acuicola_25-3_marzo_abril_2020_digital/94
- Saltos Castro, J. J. (2020). *El sector camaronero y su incidencia en el crecimiento económico de la provincia del Guayas durante el periodo 2013-2018*. [Tesis de titulación, Universidad Politécnica Salesiana]. Obtenido de <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/19058>
- Samocha, T. M. (2019). *Sustainable biofloc systems for marine shrimp*. India: Academic Press.
- Tzuc, J. T., Escalante, D. R., Rojas Herrera, R., Gaxiola Cortés, G., & Arena Ortiz, M. L. (2014). Microbiota from *Litopenaeus vannamei*: digestive tract microbial community of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *SpringerPlus* 3, 280. Obtenido de <https://doi.org/10.1186/2193-1801-3-280>
- Venkateswarlu, V., Sessaiah, P. V., Arun, P., & Behra, P. C. (2019). A study on water quality parameters in shrimp *L. vannamei* semi-intensive grow out culture farms in coastal districts of Andhra Pradesh, India. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 7(4), 394-399. Obtenido de <https://www.fisheriesjournal.com/archives/2019/vol7issue4/PartF/7-4-64-509.pdf>
- Vinothkumar, R., Dar, J. Y., Bharti, V. S., Singh, A., Vennila, A., Bhat, I. A., & Pandey, P. K. (2021). Heterotrophic nitrifying and aerobic denitrifying bacteria: Characterization and comparison of shrimp pond and effluent discharge channel in aspects of composition and function. *Aquaculture*, 539, 736659. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736659>

Zhao, D., Pan, L., Huang, F., Wang, C., & Xu, W. (2016). Effects of different carbon sources on bioactive compound production of biofloc, immune response, antioxidant level, and growth performance of *Litopenaeus vannamei* in zero-water exchange culture tanks. *Journal of the World Aquaculture Society*, 47(4), 566-576. Obtenido de doi:10.1111/jwas.12292

ANEXOS

Anexo 1. Activación y preservación de hisopos de cepas de *V. parahemolyticus* y *V. alginolyticus*



Anexo 2. Replicación y masificación en caldo marino



Anexo 3. Preparación e inoculación de suspensiones de *Vibrio* en tanques de experimentación



Anexo 4. Establecimiento de unidades experimentales



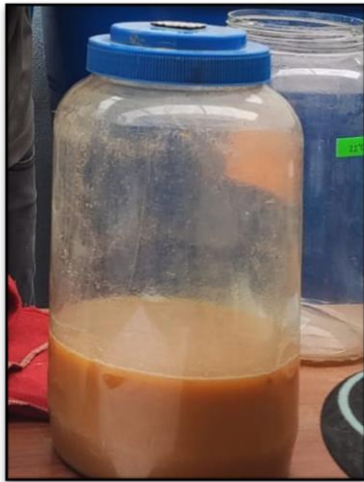
Anexo 5. Obtención del agua y postlarvas de camarón



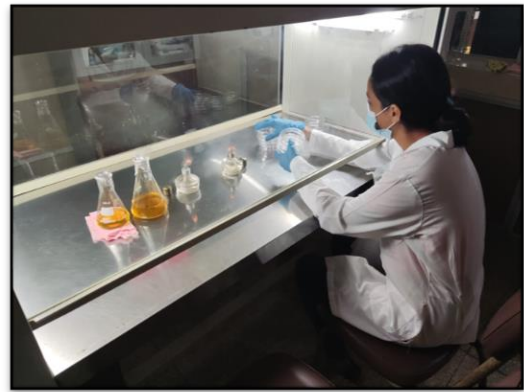
Anexo 6. Toma de parámetros (TAN, TDS, °C y pH)



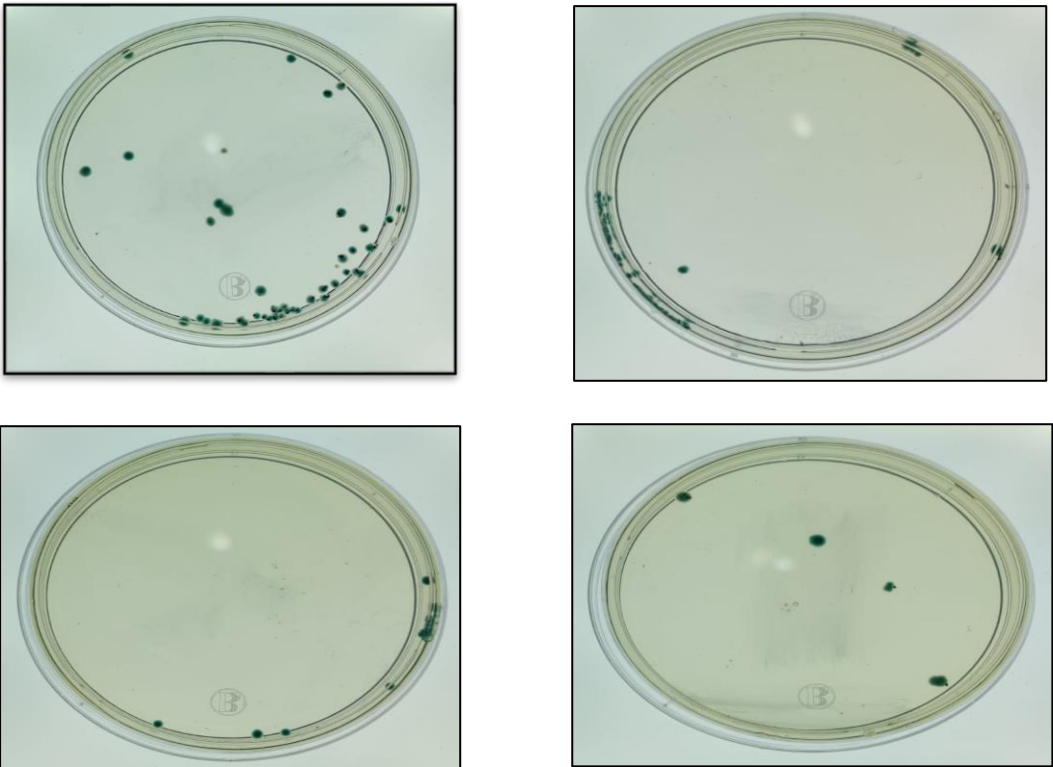
Anexo 7. Preparación y aplicación de fermentos simbióticos



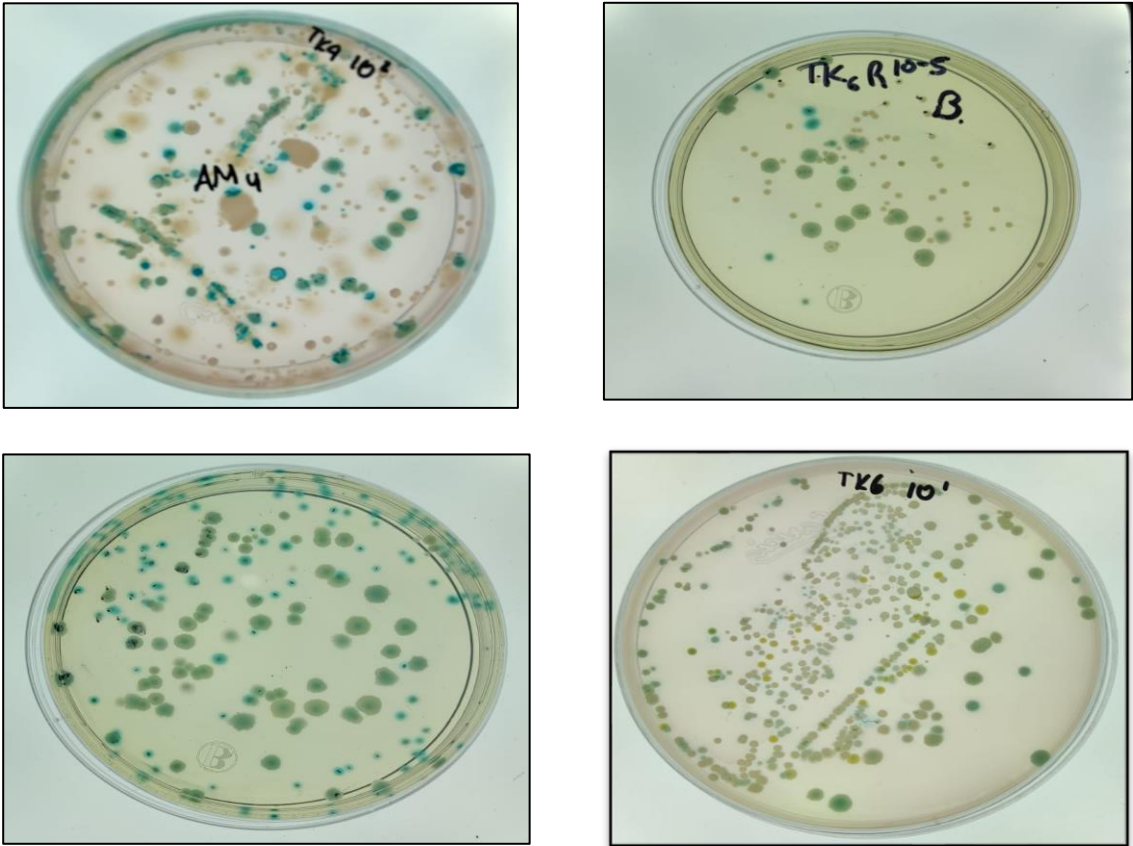
Anexo 8. Siembras microbiológicas de *Bacillus* y *Vibrio*



Anexo 9. Conteo de placas de *Vibrio*



Anexo 10. Conteo de placas de *Bacillus*



Anexo 11. Links de la aplicación móvil LarvIA con respecto al crecimiento de postlarvas de camarón

Tratamientos	Momentos	Links de visualización
Todos los tratamientos	24 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/64779278551b490045a3fb81
Tratamiento control	96 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/647cb06d551b490045aa4c35
Tratamiento AS +15 días de maduración	96 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/647cbce7551b490045aa6d53
Tratamiento AS sin previa maduración	96 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/647cc528551b490045aa76b9
Tratamiento control	192 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/6482996d551b490045b27dba
Tratamiento AS +15 días de maduración	192 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/64829975551b490045b27de1
Tratamiento AS sin previa maduración	192 h	https://app.larvia.ai/production/analysis/64829982551b490045b27e22