

UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA



TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

TEMA:

SIMBIOSIS EN LARVICULTURA DEL *Litopenaeus vannamei* (CAMARÓN BLANCO)
COMO PREVENCIÓN DE AGENTES BACTERIANOS PATÓGENOS DEL GÉNERO *Vibrio*
sp. y *Pseudomonas sp.* CAUSANTES DE ENFERMEDADES.

AUTOR:

SANZ ALVARADO ARIEL ALFREDO

DOCENTE TUTOR:

AC. SONNYA MENDOZA LOMBANA, Ph.D.

LA LIBERTAD – ECUADOR

2024-1

UNIVERSIDAD ESTATAL PENINSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

TEMA:

SIMBIOSIS EN LARVICULTURA DEL *Litopenaeus vannamei* (CAMARÓN BLANCO)
COMO PREVENCIÓN DE AGENTES BACTERIANOS PATÓGENOS DEL GÉNERO *Vibrio*
sp. y *Pseudomonas sp.* CAUSANTES DE ENFERMEDADES.

AUTOR:

SANZ ALVARADO ARIEL ALFREDO

DOCENTE TUTOR:

AC. SONNYA MENDOZA LOMBANA, Ph.D.

LA LIBERTAD – ECUADOR

2024-1

UPSE

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular. “Simbiosis en larvicultura del *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco) como prevención de agentes bacterianos patógenos del género *Vibrio sp.* y *Pseudomonas sp.* causantes de enfermedades.”, elaborado por Sanz Alvarado Ariel Alfredo, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del Docente Especialista.

Atentamente



Ac, Sonny Mendoza Lombana, Ph.D.

DOCENTE DE ÁREA

C.I. 0912802816

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista del Trabajo de Integración Curricular. “Simbiosis en larvicultura del *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco) como prevención de agentes bacterianos patógenos del género *Vibrio sp.* y *Pseudomonas sp.* causantes de enfermedades.”, elaborado por, Sanz Alvarado Ariel Alfredo, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



Ing. Jimmy Villón Moreno, M.Sc.

DOCENTE DE ÁREA

C.I. 0913270153

DEDICATORIA

A Dios, por ser mi guía y fortaleza en cada paso de este camino, brindándome sabiduría y claridad para alcanzar mis metas.

A mi familia, fuente inagotable de amor y apoyo incondicional:

- **A mi madre, María Elizabeth Alvarado Ibarra**, por su amor incondicional, sus sacrificios y por ser mi ejemplo de perseverancia y dedicación.
- **A mi padre, Alfredo Fernando Sanz Mayorga**, por su sabiduría, enseñanzas y por ser siempre mi pilar de fortaleza.
- **A mi hermana, Fernanda Isabel Sanz Alvarado**, por su compañía, cariño y por ser mi confidente y amiga en todo momento.

A mis abuelos:

- **Margarita Mayorga De Sanz y Narcisa Marlene Ibarra**, por su amor, sus historias y por enseñarme el valor de la familia.
- **Melchor Alvarado**, por su sabiduría, ejemplo de vida y por mostrarme la importancia de la integridad y el esfuerzo.

A mis tíos:

- **Margarita Sanz Mayorga, Mario Alejandro Sanz Mayorga y Jorge Daniel Alvarado**, por sus enseñanzas, apoyo constante y por creer siempre en mí.

A mis primos:

- **Byron Cárdenas Sanz, Andrés Cárdenas Sanz, Martha Cárdena Sanz y Jimmy Sanz**, por su aguante, su compañía y por compartir conmigo momentos inolvidables.

A todos ustedes, mi eterna gratitud por su amor y apoyo en cada momento de esta travesía. Esta tesis es un reflejo del esfuerzo conjunto y del valor de la familia que me han inculcado.

Con todo mi cariño,

Ariel Alfredo Sanz Alvarado

AGRADECIMIENTO

En primeras instancias, quiero agradecerle a **Dios** por la vida, pero sobre todo a **mis padres** por toda la motivación y todo el apoyo incondicional desde siempre y para siempre. Del mismo modo, quiero agradecerle a **mi familia** por la constante motivación para mi desarrollo personal y/o profesional.

Quiero agradecerle al **Ing. Jorge Salvatierra** y al **Sr. Elizalde** por la acogida, bienvenida y enseñanzas transmitidas e impartidas durante el tiempo establecido en las instalaciones del laboratorio de larvas de camarón “**JSD**”. No obstante, también quiero agradecer al **Sr. Rubén Apolinario** por proveer Simbiótico Pro.

Por otra parte, quiero agradecerle a mi docente tutora del proyecto de integración curricular, **Ac. Sonnya Mendoza Lombana, Ph.D.** Así como también, quiero agradecerle al **Blgo. Kevin Christopher Nieto Matamoros**. Gracias por la oportunidad, las enseñanzas la asesoría y orientación brindada.

TRIBUNAL DE GRADO

Trabajo de Integración Curricular presentado por **SANZ ALVARADO ARIEL ALFREDO** como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 17 de Julio del 2024



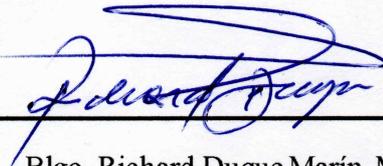
Ing. Jimmy Villón Moreno, M.Sc.
DIRECTOR DE CARRERA
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL



Ing. Jimmy Villón Moreno, M.Sc.
PROFESOR DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Ac. Sonnya Mendoza Lombana, Ph.D.
DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blgo. Richard Duque Marín, Mgt.
DOCENTE GUÍA DE LA UIC II
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Lcdo. Pascual Roca Silvestre Mgr.
SECRETARIO DEL TRIBUNAL

DECLARACIÓN EXPRESA

Declaro que:

El presente trabajo de Integración Curricular denominado “Simbiosis en larvicultura del *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco) como prevención de agentes bacterianos patógenos del género *Vibrio sp.* y *Pseudomonas sp.* causantes de enfermedades.”, fue desarrollado cumpliendo a carta cabal los reglamentos del laboratorio de larvas “JSD”.

La responsabilidad de la investigación exhibida en el presente documento me confiere a mí, y el patrimonio intelectual de la misma le corresponde a la Universidad Estatal Península de Santa Elena y Al laboratorio “JSD”.

Atentamente



Sanz Alvarado Ariel Alfredo

C.I. 0923400378

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	10
ABSTRACT.....	11
ABREVIATURAS.....	12
INTRODUCCIÓN.....	13
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	15
JUSTIFICACIÓN.....	16
OBJETIVOS.....	17
Objetivo general.....	17
4.1 Objetivos específicos.....	17
HIPÓTESIS.....	18
CAPÍTULO I.....	19
MARCO TEÓRICO.....	19
6.1 Antecedentes de la producción larvaria del camarón blanco.....	19
6.2 Características del camarón blanco (<i>L. vannamei</i>).....	20
6.2.1 Biología del camarón blanco (<i>L. vannamei</i>).....	20
6.2.2 Ciclo de vida larvario.....	21
6.2.3 Estadios larvarios.....	21
6.2.4 Hábitat.....	21
6.3 Calidad de agua.....	22
6.3.1 Temperatura y Salinidad.....	22
6.3.2 Oxígeno.....	23
6.3.3 pH.....	24
6.4 Análisis de calidad de agua.....	24
6.5 Principales enfermedades.....	25
6.6 Métodos de control.....	25
6.7 Probióticos.....	26
6.7.1 Mecanismos de acción de los probióticos.....	27
6.7.2 Colonización y adhesión en el tracto gastrointestinal.....	27
6.7.3 Mejoramiento de las funciones inmunes.....	28
6.7.4 Mejora de la calidad de agua.....	28
6.8 Sistemas heterótrofos.....	28
6.8.1 Biofloculos.....	28
6.8.2 Tecnología simbiótica para cultivos larvarios.....	29
6.8.3 Simbiótico Pro.....	29

6.8.4	Probióticos comerciales y competencia por productos químicos o disponibles en la tecnología simbiótica de simbiótica.	30
6.8.5	Ventajas de la tecnología simbiótica	31
6.8.6	Desventajas de la tecnología simbiótica.....	31
6.9	Análisis microbiológicos.....	31
6.9.1	Métodos de cultivos microbiológicos.....	32
6.10	Medios de cultivos microbiológicos.....	33
6.10.1	Agar Thiosulfato Citrato Sales Biliares (TCBS):.....	33
6.10.2	Agar Triptona-Soja (TSA):.....	34
6.10.3	Agar Cetrimide:.....	34
6.11	Supervivencia.....	34
6.12	Recambios de agua	34
CAPÍTULO II.....		36
METODOLOGÍA.....		36
7.1	Tipo de estudio.....	36
7.2	Área de estudio.....	37
7.3	OPERATIVIDAD TÉCNICA EN LARVICULTURA	38
7.3.1	Tratamiento de agua	38
7.3.2	Desinfección de reservorios, tanques, Raceways.....	39
7.3.3	Siembra de Nauplios.....	39
7.3.4	Monitoreos.....	40
7.4	Análisis de calidad del agua en relación a parámetros ambientales, físicos y químicos.....	41
7.4.1	Temperatura, pH & Salinidad.....	41
7.4.2	Nitrógeno amoniacal total (NAT).....	41
7.4.3	Alcalinidad.....	41
7.4.4	NH ₃	42
7.5	Adición de probióticos	42
7.5.1	Aplicación de simbiótico probióticos y de probióticos comerciales.	43
7.6	Análisis microbiológicos.....	44
7.7	Control de supervivencia.....	45
7.8	Desarrollo y crecimiento larvario (Pl/g).....	45
7.9	Análisis estadístico	46
CAPÍTULO III.....		47
RESULTADOS.....		47
8.1	Carga bacteriana.....	47

8.1.1	AGAR TCBS (Raceways tratamiento & control – Ciclo de producción #1).	47
8.1.2	Agar TSA (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).....	48
8.1.3	Cetrimide (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).	49
8.2	Control de parámetros ambientales y físico-químicos (Tratamiento - Control).....	49
8.2.1	Parámetros físicos-químicos, temperatura, pH, NH ₃ , TAN & salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).....	50
8.2.2	Parámetros físicos-químicos, TAN (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclo de producción #2).	51
8.2.3	Parámetros físicos-químicos, Salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclo de producción #3).....	51
8.3	Control de supervivencia (Tratamiento - Control).....	52
8.4	Control del crecimiento larvario (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción)..	53
DISCUSIONES.....		56
CAPÍTULO V.....		58
CONCLUSIONES.....		58
RECOMENDACIONES.....		60
CAPÍTULO VI.....		62
BIBLIOGRAFÍA.....		62
ANEXOS.....		65

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Figura 1: Ciclos de producción 1, 2 & 3 (número de replicas)	36
Figura 2: Laboratorio de larvas de camarón "JSD" ubicado a la altura del sector La Diablica de la parroquia rural de Anconcito del cantón Salinas.	37
Figura 3: Ubicación geográfica del laboratorio de larvas de camarón "JSD". coordenadas 2°18'34.1"S 80°53'55.0"W.	38
Figura 4: Agar TCBS (Raceways tratamiento & control – Ciclo de producción #1)	47
Figura 5: Agar TSA (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción)	48
Figura 6: Agar cetrimide (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción)	49
Figura 7: NH ₃ en relación a Temperatura y pH (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción)	50
Figura 8: TAN (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción)	51
Figura 9: Salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción)	51
Figura 10: Porcentajes de supervivencia (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción)	53
Figura 11: Pl/g (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción)	54

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Parámetros físico-químicos	23
Tabla 2: Probiótico simbiótico empleado - Probióticos comerciales empleados	42
Tabla 3: Aplicación de probiótico simbiótico	43
Tabla 4: Aplicación de probióticos comerciales	44

ABREVIATURAS

ppm: Unidad de medida con la que se mide la concentración por millón en relación al volumen de agua, significa partes por millón.

ppt: Unidad de medida con la que se mide la concentración de salinidad, significa partes por mil.

Rw: Forma coloquial de referirse a nuestro sistema de producción, llámese Raceways.

G: Medida de peso, se denomina gramos

Pl/g: Medida gravimétrica, se denomina Postlarva/gramo

L: Unidad de volumen, se denomina litro.

ml: Unidad de volumen, se denomina mililitros.

Tn: Unidad de volumen, se denomina toneladas.

pH: Coeficiente de potencial de hidrógeno.

TAN: Total de amoniacos nitrogenados.

NH₃: Amoniac.

UFC/ml: Unidades formadoras de colonias/ml

MOS: Manano-Oligosacáridos

TCBS: Agar Tiosulfato-Citrato-Bilis-Sucrosa

TSA: Agar Tripteína Soya Agar

SIMBIOSIS EN LARVICULTURA DEL *Litopenaeus vannamei* (CAMARÓN BLANCO) COMO PREVENCIÓN DE AGENTES BACTERIANOS PATÓGENOS DEL GÉNERO *Vibrio sp.* y *Pseudomonas sp.* CAUSANTES DE ENFERMEDADES.

RESUMEN

A nivel mundial, la industria del camarón blanco ha incrementado considerablemente con proyecciones positivas, especialmente cuando se establecen avances tecnológicos favorables para sus sistemas de cultivos de producción larvaria. Por tanto, el objetivo del presente trabajo de investigación se basó en emplear simbiosis mediante la aplicación de Simbiótico Pro como alternativa potencial en la prevención de enfermedades causadas por agentes bacterianos patógenos del género *Vibrio sp.* y *Pseudomonas sp.* durante el transcurso de tres corridas Raceways tratados. Para tal efecto, el presente trabajo de investigación se realizó durante tres corridas de 22 a 22 días c/u. Se llevó a cabo cada tratamiento en base a simbiosis mediante la aplicación de un probiótico simbiótico (Simbiótico Pro) como principal fuente de Prebióticos y Probióticos capaces de colonizar el tracto digestivo y mejorar la calidad de agua. Los resultados indicaron que, la salud larvaria tuvo correlación con los porcentajes de supervivencia en los Raceways tratados durante el transcurso de las tres corridas mediante el tratamiento con Simbiótico Pro en comparación con los Raceways control en donde se aplicó probióticos comerciales. Finalmente, manifiesto que los resultados expuestos en el presente trabajo de investigación permitieron determinar que, mediante la simbiosis en sistemas de cultivos larvarios, la salud larvaria y los porcentajes de supervivencia fueron óptimos obteniendo de 5 a 10% de aumento en la producción.

Palabras claves: Simbiosis, Sistemas de cultivos, Biofloculos, Simbiótico Pro, Salud larvaria, Calidad de agua.

SYMBIOSIS IN LARVICULTURE OF *Litopenaeus vannamei* (WHITE SHRIMP) AS PREVENTION OF PATHOGENIC BACTERIAL AGENTS OF THE GENUS *Vibrio* sp. and *Pseudomonas* sp. CAUSING DISEASES.

ABSTRACT

Worldwide, the white shrimp industry has increased considerably with positive projections, especially when favorable technological advances are established for its larval production culture systems. Therefore, the objective of this research work was based on using symbiosis through the application of Symbiotic Pro as a potential alternative in the prevention of diseases caused by pathogenic bacterial agents of the genus *Vibrio* sp. and *Pseudomonas* sp. over the course of three runs Raceways treated. For this purpose, this research work was carried out during three runs of 22 to 22 days each. Each treatment was carried out based on symbiosis by applying a symbiotic probiotic (Symbiotic Pro) as the main source of Prebiotics and Probiotics capable of colonizing the digestive tract and improving water quality. The results indicated that larval health was correlated with the survival percentages in the Raceways treated during the course of the three runs by treatment with Symbiotic Pro compared to the control Raceways where commercial probiotics were applied. Finally, I state that the results presented in this research work allowed us to determine that, through symbiosis in larval culture systems, larval health and survival percentages were optimal, obtaining 5 to 10% increase in production.

Keywords: Symbiosis, Crop systems, Biofloc, Symbiotic Pro, Larval health, Water quality.

INTRODUCCIÓN

En las últimas dos décadas, la producción de alimentos provenientes de recursos marinos ha crecido, convirtiendo a la acuicultura en una de las fuentes alimentarias más eficientes a nivel mundial (Pham et al., 2020). Esta actividad es crucial para la economía de Ecuador, aunque también genera significativos problemas ambientales (Huu et al., 2016). Los problemas de calidad del agua en la acuicultura se originan principalmente por la alta carga de materia orgánica y elevados niveles de nutrientes, consecuencia de malas prácticas de manejo, especialmente en la alimentación y fertilización de los cultivos.

Según el Dr. David Kawahigashi, el uso de técnicas de tecnología simbiótica en la producción de larvas de camarón puede reducir los impactos negativos. Esta tecnología incrementa la eficiencia de la producción acuícola al disminuir costos alimenticios, reducir enfermedades, minimizar el recambio de agua y eliminar el uso de productos químicos, lo que reduce el impacto ambiental (Bioaquafloc, 2019).

Esta tecnología mejora la correlación entre carbono y nitrógeno (C y N), favoreciendo el desarrollo de bacterias heterotróficas que combaten bacterias del nitrógeno amoniacal total (NAT) en el agua. El NAT, compuesto por amonio y amoniaco, puede ser controlado por estas bacterias, que también tienen efectos probióticos en los estanques o en el microbioma intestinal de los organismos, desplazando patógenos como *Vibrio* sp. en condiciones de producción intensiva con aireación (Pérez, 2021).

Morales (2006) señala que la tecnología simbiótica se basa en bacterias beneficiosas del género *Bacillus* y *Lactobacillus*, promovidas por fuentes de carbono. En el fermento simbiótico se encuentran bacterias heterótrofas, hongos y algas que oxidan amonio a nitrito y/o nitrato. La

familia Bacillaceae juega un rol crucial en la transformación y asimilación de NH_4 , NO_2 y NO_3 , y produce enzimas que degradan materia orgánica en suelos y agua, utilizando compuestos nitrogenados como fuente principal (Ponce, 2020).

Por tanto, el uso de fermentos probióticos simbióticos es una de las alternativas más viables para mejorar los problemas de calidad del agua en sistemas de cultivo de larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Hinostroza, 2020).

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En el transcurso de los años el cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* se ha visto perjudicado y/o afectado por diversos factores relacionados a la densidad poblacional de siembra entorno a los protocolos de producción. Esto ha repercutido al sector camaronero de tal manera que se ve reflejado en una baja calidad de camarón y a su vez un bajo porcentaje de supervivencia, adicionalmente, incrementa la propagación desenfrenada de enfermedades producidas por agentes bacterianos patógenos del género *Vibrio sp* y *Pseudomonas sp*.

Ante este escenario, la larvicultura del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* optó por desarrollar nuevas alternativas de carbono para la proliferación de bacterias nitrificantes realizando prácticas innovadoras de fertilización orgánica, pasando por un proceso de fermentación con la objetividad de generar microorganismos probióticos. Estos microorganismos (microalgas, rotíferos, *Bacillus* y *Lactobacillus*) poseerán la capacidad facultativa de mejorar la calidad de agua para satisfacer las necesidades nutricionales del camarón.

Estudios realizados por tres semanas en diferentes ensayos, indicaron que el fermento de simbiótica aumenta el porcentaje de supervivencia de producción larvaria al poseer la característica de degradar la carga alta de amonio gracias al microorganismo que se generan creando un mejor ecosistema. Por tal motivo, el presente estudio pretende evaluar la eficiencia de la aplicación del probiótico Simbiótico Pro en sistemas de cultivos larvarios, en las instalaciones del laboratorio “JSD”, ubicado en la provincia de Santa Elena. Con el propósito de controlar la salud larvaria, mejorar la calidad del agua, y los porcentajes de supervivencia.

JUSTIFICACIÓN

En años recientes las enfermedades provocadas por bacterias del género *Vibrio* han tomado impulso en los sistemas de cultivos larvarios de camarón. En su mayoría, los vibrios encontrados en la larvicultura del camarón pertenecen al clado *Vibrio harveyi*, grupo taxonómico caracterizado por poseer especies muy virulentas. Estudios utilizando metagenómica muestran que *V. parahaemolyticus* (perteneciente al clado de *V. harveyi*) modifica el microbiota de los cultivos disminuyendo la diversidad bacteriana en favor de los vibrios.

En efecto los vibrios son muy exitosos creciendo en materia orgánica, abundante en los sistemas de cultivo y en las cutículas, abundantes en los sistemas de cultivo de camarón, en particular en la larvicultura.

Combatir las vibriosis que han afectado a los cultivos de camarón ha conllevado al uso indiscriminado de antibióticos. Sin embargo, al paso de los años la pobre eficacia de los antibióticos y las restricciones a su uso impuestas por el mercado, empujan a la industria acuícola a buscar otras estrategias para el manejo de las vibriosis. Los objetivos de estas estrategias incluyen, la inhibición de microorganismos patógenos, bloqueo de toxinas, aumento de la respuesta inmune, estrategias antivirulentas en base a productos naturales y la modulación del microbiota del tracto digestivo y del ambiente de cultivo, implementando acuicultura simbiótica.

OBJETIVOS

Objetivo general

- Analizar la carga bacteriana patógena del género *Vibrio sp* y *Pseudomonas* en larvas de *Litopenaeus vannamei*, empleando simbiótica mejorando la calidad del agua y la salud de los animales.

4.1 Objetivos específicos

- Determinar la carga bacteriana patógena durante la producción larvaria para prevención de enfermedades.
- Evaluar la salud larvaria y su influencia con parámetros ambientales, físicos y químicos durante los ciclos de cultivo.
- Emplear simbiótica para disminuir la carga bacteriana patógena en beneficio de la calidad del agua empleada en larvicultura del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*.
- Contrastar el porcentaje de supervivencia larvaria sembradas mediante la aplicación de simbiótica para verificación de su importancia.

HIPÓTESIS

- **HI.** La tecnología simbiótica mejora la calidad del agua y/o contrarresta la carga bacteriana patógena del género *Vibrio sp* y *Pseudomonas* en larvas de *Litopenaeus vannamei*.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

6.1 Antecedentes de la producción larvaria del camarón blanco

El sector acuícola en Ecuador ha estado activo durante aproximadamente 30 años, y el país se destaca por ser el único en dedicarse a la cría de este crustáceo durante más de tres décadas consecutivas. Esto ha hecho de Ecuador uno de los principales productores mundiales, con presencia en mercados exigentes como Europa, Asia y Norteamérica (Ormeño, 2013).

Ecuador fue el primer país en producir y exportar camarón a nivel mundial, centrándose en la producción de larvas de calidad de la especie *Litopenaeus vannamei*, destinando alrededor de 210,000 hectáreas para su cultivo en las provincias de Guayas (60%), El Oro (15%), Esmeraldas (9%), Manabí (9%) y Santa Elena (9%) (Piedra, 2022). La aceptación en los mercados europeos y asiáticos ha sido excelente, logrando en 2022 un volumen de exportación de 1,069 toneladas métricas y 7,289 millones de dólares, superando los registros de años anteriores (Cámara Nacional de Acuicultura, 2023).

La calidad de los nauplios se asegura mediante una cuidadosa selección genética de los reproductores, junto con buenas prácticas sanitarias y cuidado animal adecuado. Según la Subsecretaría de Acuicultura, en el país hay 200 laboratorios dedicados a la larvicultura, siendo Santa Elena la provincia con más de 174 de estos laboratorios y en constante crecimiento. Provincias como El Oro y Guayas también destacan en esta actividad, y en 2017 se inauguraron 30 nuevos laboratorios de larvicultura en Esmeraldas (Líderes, 2018).

6.2 Características del camarón blanco (*L. vannamei*)

6.2.1 Biología del camarón blanco (*L. vannamei*)

El camarón blanco es originario de la costa este del Océano Pacífico, abarcando desde Sonora, México, hasta Centro y Sudamérica, llegando a Tumbes en Perú, en aguas donde la temperatura se mantiene normalmente por encima de los 20 °C durante todo el año. *L. vannamei* habita en ambientes marinos tropicales. Los adultos viven y se reproducen en mar abierto, mientras que las postlarvas migran a las costas para pasar las etapas juveniles, adolescente y preadulta en estuarios, lagunas costeras y manglares. Los machos alcanzan la madurez a partir de los 20 g y las hembras a partir de los 28 g, generalmente entre los 6 y 7 meses de edad. Cuando *L. vannamei* pesa entre 30 y 45 g, libera entre 100,000 y 250,000 huevos de aproximadamente 0,22 mm de diámetro. La incubación ocurre alrededor de 16 horas después del desove y la fertilización. En la primera etapa, la larva, conocida como nauplio, nada de manera intermitente y es fototáctica positiva (Cobo Raudel, 2018)

Los nauplios no necesitan alimentación externa ya que se nutren de su reserva embrionaria. Las siguientes etapas larvarias (zoea, mysis y postlarva temprana) continúan siendo planctónicas por un tiempo, alimentándose de fitoplancton y zooplancton, y son llevadas a la costa por las corrientes de marea.

Las postlarvas (P1) cambian su hábito planctónico aproximadamente 5 días después de su metamorfosis a P1, se desplazan a la costa y comienzan a alimentarse de detritos bénticos, gusanos, bivalvos y crustáceos.

6.2.2 Ciclo de vida larvario

El ciclo de vida del camarón comienza desde la fecundación de huevos, luego que estos maduran pasan por distintos estadios que son: nauplios, zoeas, mysis y postlarvas que se asemejan mucho a un camarón adulto (Saúl, 2021)

6.2.3 Estadios larvarios

Después de la etapa de Nauplio 5, que es cuando se trasladan a los tanques de producción en los laboratorios, las larvas avanzan al estadio de zoea, que se divide en tres subestadios (Zoea 1, 2 y 3). Estas etapas se distinguen del estadio anterior por la presencia de cefalotórax, y tienen una duración de 3 a 4 días, aproximadamente un día por subestadio. Durante este tiempo, su alimentación se basa principalmente en microalgas presentes en el agua, ya que no tienen una cavidad bucal completamente desarrollada (Aquino, 2011).

Después del tercer subestadio de zoea, las larvas pasan al estadio de mysis. En esta fase, presentan un cuerpo encorvado en la zona abdominal y nadan mediante contracciones abdominales. Este estadio también se divide en tres subestadios, con una duración total de tres días. Su alimentación se basa en alimento vivo, y en esta etapa ya pueden empezar a consumir alimentos sólidos (Villacres, 2016).

6.2.4 Hábitat

Habitan en sistemas marinos donde la temperatura media anual es de 20 °C y pueden tolerar una salinidad entre 2 y 40 unidades prácticas de salinidad (ppt), siendo el nivel óptimo de 35 ppt. Los adultos viven en ambientes marinos tropicales y subtropicales con fondos arenosos, mientras que las postlarvas pasan las etapas juvenil y preadulta en estuarios y lagunas costeras.

6.3 Calidad de agua

El tratamiento del agua es crucial para garantizar una excelente salud larvaria y mejorar el rendimiento de supervivencia. Una mala calidad del agua puede causar problemas en el cultivo, como bajos niveles de crecimiento y, por ende, un bajo porcentaje de supervivencia, retrasos en la muda larvaria entre subestadios y un aumento de enfermedades causadas por *Vibrio Sp* y *Pseudomonas*. Guevara y Alfaro (2020) señalan que la calidad del agua en los sistemas de cultivos larvarios es un factor clave para la transmisión de agentes bacterianos patógenos en cada estadio y subestadio larvario del camarón blanco *L. vannamei*.

Por lo tanto, una medición eficaz de los parámetros ambientales, físico-químicos y microbiológicos es esencial para evaluar la calidad del agua, permitiendo valorar la salud larvaria y aplicar el tratamiento adecuado.

6.3.1 Temperatura y Salinidad

En general, cada etapa del desarrollo del camarón tiene un rango óptimo de temperatura y salinidad para su correcto crecimiento. Las larvas se desarrollan en temperaturas de entre 25 y 30°C y salinidades de entre 28 y 35 ppt, mientras que las postlarvas tienen una mayor tolerancia a las variaciones en estas variables.

La salinidad es una propiedad crucial tanto en aguas industriales como en cuerpos de agua naturales. En todos los casos, una vez que las postlarvas y/o juveniles llegan a su destino, deben adaptarse a las condiciones de salinidad y temperatura antes de ser colocados en los pre-criaderos (Eldin y Griffith, 1969). (Tabla 1)

Tabla 1:*Parámetros físico-químicos.*

Parámetros físico-químicos		
Parámetro	Mín.	Máx.
Temperatura (°C)	27	33
Salinidad (ppt)	5	33
Oxígeno disuelto (mg/l)	3.0	5.0
pH	7.0	9.0
TAN (mg/l)	0.25	8.0
Alcalinidad (mg/l)	120	140

Nota: Parámetros físico-químicos óptimos y adecuados en ciclos de producción larvaria.

6.3.2 Oxígeno

Este parámetro es uno de los más importantes y se mide dos veces al día, por la mañana y al atardecer. En los estanques, el oxígeno proviene del agua de recambio, la fotosíntesis y, en menor medida, de la disolución desde la atmósfera en la superficie del estanque. Las concentraciones de oxígeno más bajas se observan al amanecer y las más altas al final del día. Los niveles normales de concentración oscilan entre 4 y 9 ppm. Es importante evitar tanto concentraciones bajas como superiores a 10 ppm, ya que esto último indicaría una excesiva cantidad de fitoplancton, lo que podría causar una notable disminución del oxígeno durante la noche. El género *L. vannamei* requiere concentraciones de oxígeno disuelto mayores a 3 mg/L, siendo óptimo alrededor de 5 mg/L. La cantidad de oxígeno disuelto en el agua determina la

densidad de carga del sistema, y el exceso de oxígeno puede ser perjudicial, causando la enfermedad conocida como burbujas de gas (Auró, 2006).

6.3.3 pH

El pH indica la concentración de iones de hidrógeno H^+ , determinando si el agua es ácida o básica. El rango óptimo de pH para los camarones se sitúa entre 7 y 9, aunque valores de pH 5 no han mostrado ser dañinos. Sin embargo, cambios drásticos en los niveles de pH pueden tener efectos letales en el equilibrio ecológico del estanque. Por lo tanto, es necesario medir este parámetro diariamente (Yoong B & Reinoso N, 1982).

6.4 Análisis de calidad de agua

La calidad del agua es crucial en los sistemas de cultivo, y uno de los parámetros más importantes es el nivel de oxígeno disuelto. Este parámetro no solo influye en las características morfológicas del medio, sino que también limita el crecimiento y afecta la salud y la supervivencia de las larvas y otros organismos vivos. Además del oxígeno disuelto, es fundamental monitorear otros parámetros físico-químicos como el pH, la temperatura, el TAN, nitrito, nitrato y salinidad en los sistemas de cultivo larvario (CAWST, 2021).

Históricamente, para mantener la calidad del agua se han empleado altas tasas de recambio, lo cual tiene un impacto negativo en el medio ambiente (Hernández Gurrola, 2020). Anteriormente, los análisis de calidad de agua dependían en su mayoría de laboratorios especializados, pero hoy en día existen numerosas alternativas y kits que ofrecen eficiencia y calidad, permitiendo realizar estos análisis de manera autónoma y efectiva.

6.5 Principales enfermedades

En cualquier actividad agropecuaria, es común enfrentar diversas enfermedades y complicaciones. En el caso específico del cultivo de camarón, se han registrado inicialmente enfermedades causadas por bacterias del género *Vibrio sp.* Estas bacterias son consideradas oportunistas y se encuentran comúnmente en el tracto digestivo, branquias y cutícula de los camarones. La presencia de estas bacterias puede llevar al desarrollo de infecciones conocidas como vibriosis, así como a problemas como el hepatopáncreas edematoso y necrótico, que presentan un alto grado de vacuolización en las células B durante la larvicultura (Fajardo, 2013).

6.6 Métodos de control

Varios autores han ofrecido diversas definiciones de probióticos. Gonzales (2014), basándose en Villamil y Martinez (2009), describe a los probióticos como microorganismos vivos que, cuando se administran como suplemento en la dieta, pueden alterar la microbiota del tracto gastrointestinal del huésped. Estos pueden tener efectos positivos como la reducción en la conversión alimenticia, aumento en la resistencia a enfermedades y mejoría de la calidad del agua.

Por otro lado, Verschuere et al. (1999) los definen como un complemento microbiano vivo que beneficia al huésped al modificar la comunidad microbiana asociada a él mismo o al ambiente. Esto se traduce en una mejor utilización del alimento, aumento en su valor nutricional, fortalecimiento de la respuesta ante enfermedades y mejora de la calidad ambiental.

Merrifield et al. (2010) los describen como células microbianas vivas, muertas o componentes celulares que, al ser administrados por vía alimentaria o en el agua de cultivo, benefician al huésped. Esto puede manifestarse en una mayor resistencia a enfermedades, mejor salud general, crecimiento mejorado, mejor utilización de la dieta, respuesta mejorada al estrés y

vigor general, contribuyendo en parte a mejorar el equilibrio microbiano del huésped o del entorno circundante.

Ngo y Ravi (2010) sugieren que frente al aumento de enfermedades infecciosas y la degradación ambiental en la acuicultura de camarón, una alternativa efectiva al uso de químicos y antibióticos es la administración de probióticos para prevenir estos problemas. Comúnmente se utilizan tres géneros de bacterias, *Bacillus*, *Vibrios* Sp. y *Pseudomonas*, como probióticos en la acuicultura de camarón. Es crucial realizar pruebas de efectividad en laboratorio y en condiciones de campo para determinar la idoneidad de estos probióticos (Gonzales, 2014).

6.7 Probióticos

Varios autores han ofrecido diversas definiciones de probióticos. Gonzales (2014), basándose en Villamil y Martinez (2009), describe a los probióticos como microorganismos vivos que, cuando se administran como suplemento en la dieta, pueden alterar la microbiota del tracto gastrointestinal del huésped. Estos pueden tener efectos positivos como la reducción en la conversión alimenticia, aumento en la resistencia a enfermedades y mejoría de la calidad del agua.

Por otro lado, Verschuere et al. (1999) los definen como un complemento microbiano vivo que beneficia al huésped al modificar la comunidad microbiana asociada a él mismo o al ambiente. Esto se traduce en una mejor utilización del alimento, aumento en su valor nutricional, fortalecimiento de la respuesta ante enfermedades y mejora de la calidad ambiental.

Merrifield et al. (2010) los describen como células microbianas vivas, muertas o componentes celulares que, al ser administrados por vía alimentaria o en el agua de cultivo, benefician al huésped. Esto puede manifestarse en una mayor resistencia a enfermedades, mejor salud general, crecimiento mejorado, mejor utilización de la dieta, respuesta mejorada al estrés y

vigor general, contribuyendo en parte a mejorar el equilibrio microbiano del huésped o del entorno circundante.

Ngo y Ravi (2010) sugieren que frente al aumento de enfermedades infecciosas y la degradación ambiental en la acuicultura de camarón, una alternativa efectiva al uso de químicos y antibióticos es la administración de probióticos para prevenir estos problemas. Comúnmente se utilizan tres géneros de bacterias, *Bacillus*, *Vibrios Sp.* y *Pseudomonas*, como probióticos en la acuicultura de camarón. Es crucial realizar pruebas de efectividad en laboratorio y en condiciones de campo para determinar la idoneidad de estos probióticos (Gonzales, 2014).

6.7.1 Mecanismos de acción de los probióticos

Las investigaciones científicas recientes han contribuido significativamente al conocimiento sobre los mecanismos de acción de los probióticos en el organismo huésped. Estos mecanismos incluyen la competencia por nutrientes, la regulación de la respuesta inmunitaria no específica, la síntesis de sustancias antimicrobianas, la competencia por sitios de adhesión en el tracto gastrointestinal, entre otros aspectos que han sido demostrados tanto en experimentos de laboratorio como en estudios con sujetos vivos (Gonzales, 2014).

6.7.2 Colonización y adhesión en el tracto gastrointestinal

Tanto las bacterias probióticas como las patógenas utilizan su capacidad de adherencia, la cual en las patógenas está asociada con su virulencia y se considera el primer paso hacia una infección (Bengmark, 1998). Investigaciones recientes señalan que las bacterias aisladas de animales criados tienen una mayor capacidad de adherirse al moco gastrointestinal y a los tejidos en comparación con las bacterias foráneas, que suelen ser transitorias. Por lo tanto, es crucial administrar continuamente probióticos, ya sea como suplemento alimenticio o mediante el agua de cultivo. Además, se ha observado que microorganismos aislados de una especie pueden

colonizar otras especies criadas, lo que sugiere una falta de especificidad en la colonización del tracto digestivo (Ringo, 1999).

6.7.3 Mejoramiento de las funciones inmunes

Existe poca evidencia concreta sobre los beneficios de los probióticos en la mejora de las funciones inmunes. Irianto y Austin (2002) informaron de un aumento en ciertos parámetros celulares, como el número de eritrocitos, linfocitos y macrófagos, así como un incremento en la actividad lisozimica al usar bacterias Gram-positivas y Gram-negativas. En el caso del camarón, Balcázar (2003) describió un aumento en la resistencia cuando se alimentó a los animales con un suplemento de *Bacillus* y *Vibrio*, específicamente contra *V. harveyi* y el síndrome de la mancha blanca. Este aumento en la resistencia se asoció con un incremento en la fagocitosis y la actividad antibacteriana de los hemocitos.

6.7.4 Mejora de la calidad de agua

Se ha sugerido que las bacterias del género *Bacillus* seleccionadas como probióticos tienen la capacidad de convertir materia orgánica en CO₂, a diferencia de las bacterias Gram-negativas que tienden a convertirla en biomasa bacteriana o lodo (Dalmin et al., 2001). Los *Bacillus* también pueden reducir las concentraciones de nitritos, nitratos y amonios en el agua. Además, al interactuar con microalgas colocadas en los tanques, los probióticos ayudan a estabilizar los componentes nutricionales del alimento vivo, lo cual a su vez favorece el establecimiento de la microbiota intestinal del huésped (Villamil y Martínez, 2009).

6.8 Sistemas heterótrofos

6.8.1 Biofloculos

Son fuentes ricas en proteínas, ácidos grasos esenciales, vitaminas y minerales. Estas fuentes generan sustancias que combaten patógenos y promueven el zooplancton, que es un

alimento natural para los camarones. Contienen un alto contenido de un ácido graso esencial conocido como DHA (ácido docosahexaenoico), crucial para el crecimiento de los organismos. Por esta razón, los alimentos utilizados comúnmente en la acuicultura suelen incluir harina de pescado debido a este componente. La introducción de los bioflocos ha representado un avance significativo en la acuicultura al reemplazar el uso de harina de pescado. Estos bioflocos se forman a partir de una mezcla de agua con altas concentraciones de amonio, nutrientes, nitritos y nitratos, convirtiéndose en una microfauna microbiana adecuada para el consumo en la acuicultura.

La relación entre el carbono y nitrógeno (C/N) acelera el ciclo del nitrógeno al facilitar la acción de bacterias nitrificantes que degradan el amonio, lo cual promueve el desarrollo de vida microbiana (Ekasari et al., 2010).

6.8.2 Tecnología simbiótica para cultivos larvarios

La acuicultura simbiótica se fundamenta en una relación de simbiosis, donde tanto las especies cultivadas como los peces, camarones, moluscos u otros animales acuáticos, se benefician de los microorganismos presentes en el agua de los estanques. Estos microorganismos procesan las heces de los camarones, los restos de comida y sustancias tóxicas como el amonio y el amoníaco. Estas sustancias son utilizadas por bacterias y hongos para su crecimiento, produciendo productos beneficiosos en el agua de cultivo. Este ciclo permite que las bacterias y hongos se multipliquen y generen productos que mejoran la calidad del agua de cultivo. Los camarones, a su vez, consumen estos microorganismos que se agrupan formando bioflocos (Romero, 2020).

6.8.3 Simbiótico Pro

En la tecnología simbiótica el agua se deja reposar 7 días, se le echan Biofermentos (salvado de trigo, harina de soya), dividiéndose en 2 tipos: 1) para alimento y 2) para el agua, pero lo mejor es la combinación de ambas.

Sin embargo, Simbiótico Pro sirve como alternativa potencial para tratar la salud larvaria y con ello mejorar los parámetros zootécnicos como la calidad del agua, la supervivencia y la conversión alimenticia. Contiene una mezcla de probióticos tales como; *Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*, *Pediococcus*, Ácido láctico, *Nitrosomas* – *Nitrobacter* que a su vez contiene prebióticos como; MOS, levaduras, betaglucanos, complejos enzimáticos y *Clostridium butríco*.

Los beneficios que ofrece en la simbiosis en larvicultura son los siguientes:

- Billones de Probióticos al tracto digestivo.
- Optimización en la conversión alimenticia.
- Modulador del microbiota.
- Combate micotoxinas.
- Excelente fuente de Prebióticos.
- Genera biomasa eficiente.

6.8.4 Probióticos comerciales y competencia por productos químicos o disponibles en la tecnología simbiótica de simbiótica.

La población microbiana en un entorno dado depende de su capacidad para competir por los recursos químicos y energéticos disponibles. Por ejemplo, las bacterias probióticas ácido-lácticas utilizan nutrientes esenciales que son necesarios para el crecimiento de diversos patógenos. Un caso específico es el de los sideróforos, que son moléculas quelantes de hierro de bajo peso molecular capaces de solubilizar o extraer hierro precipitado de complejos de hierro, lo que lo hace disponible para el crecimiento bacteriano (Beltrán, 2020).

6.8.5 Ventajas de la tecnología simbiótica

La simbiosis es un sistema eficiente donde no se desperdicia agua, ya que los residuos son procesados por microorganismos grampositivos que tienen una alta capacidad de producción de biomasa. Estas bacterias también poseen una notable habilidad para descomponer la materia orgánica, mineralizarla y convertirla en alimento, el cual es consumido posteriormente por otros microorganismos y, finalmente, por las larvas de camarón. Esta fuente de carbono adicional favorece la proliferación de bacterias que ayudan a controlar los niveles de amonio en los tanques, lo que a su vez aumenta la rentabilidad para los cultivadores ecuatorianos. (BIOAQUAFLOC, 2020)

6.8.6 Desventajas de la tecnología simbiótica

Según Kawahigashi (2022), en la acuicultura existen desafíos importantes relacionados con la fácil contaminación de los fermentos utilizados, debido al uso de bacterias inoculadas. Además, estos fermentos tienen una ventana de aprovechamiento óptimo de entre 24 a 30 horas; después de este periodo, su efectividad tiende a disminuir. Por lo tanto, no todas las especies pueden beneficiarse de los fermentos simbióticos, sino solo aquellas capaces de tolerar altos niveles de materia orgánica disuelta en el agua.

Debido a estas consideraciones, es crucial que la preparación de los fermentos se realice en condiciones muy asépticas y con una adecuada aeración constante. Esto garantiza que la materia orgánica se mantenga en suspensión y pueda ser aprovechada por los microorganismos presentes en el fermento simbiótico.

6.9 Análisis microbiológicos

El proceso comienza aislando la bacteria a partir del tejido o hemolinfa de camarones que muestran síntomas de posibles infecciones causadas por *Vibrios sp.* Para ello, se preparan medios

como agar TCBS, agar TSA o agar sangre, adicionando 0.5 a 3% de cloruro de sodio o agar marino Zobell. Estos medios permiten identificar cepas dañinas mediante análisis bioquímicos y observación morfológica de las colonias (Soluap, 2019). La confirmación de la colonización por Vibriosis puede realizarse mediante microscopía o histopatología de los tejidos afectados de los organismos. Las muestras pueden ser obtenidas en cualquier etapa larval del camarón si se sospecha la presencia de alguna enfermedad, incluyendo ocasionalmente huevos no eclosionados, los cuales se maceran y se siembran en los medios mencionados anteriormente.

Las colonias de *V. parahaemolyticus*, por ejemplo, se desarrollan en agar TCBS durante 18-24 horas a 30-32°C, mostrando un color verde azulado y un tamaño relativamente pequeño de aproximadamente 1 mm (Soluap, 2019). En contraste, otras especies como *V. alginolyticus*, *V. anguillarum* y *V. alginosus* aparecen como colonias amarillas, con un tamaño superior a los 3 mm. Las cepas de *V. alginolyticus* se caracterizan por colonias grandes, algo brillantes y con ligera mucosidad (Soluap, 2019). Sin embargo, las pruebas bioquímicas son esenciales para confirmar con precisión la especie presente en los medios de cultivo.

6.9.1 Métodos de cultivos microbiológicos

El método clásico descrito por Carrasco (2004) es uno de los más populares debido a su sencillez y facilidad para contar las colonias que se desarrollan. Consiste en cinco etapas:

1. La muestra se diluye para su análisis.
2. Se selecciona el medio de cultivo adecuado para el crecimiento de los microorganismos.
3. Se siembra la muestra en medios específicos para seleccionar grupos particulares.
4. Se procede a la cuantificación de las colonias.

5. Se realiza la identificación taxonómica de las bacterias cultivadas.

El estudio de las cepas se complementa al observar su crecimiento mediante siembras en medios líquidos o sólidos, lo cual permite un análisis detallado de las características de las colonias. Estos medios suelen contener nutrientes variados, algunos con azúcares y otros incluso con sangre o extracto de caldo de carne (Pozo., 2005).

6.10 Medios de cultivos microbiológicos

Las bacterias tienen diversas exigencias nutricionales para su crecimiento y desarrollo en un medio; algunas requieren solo azúcares, mientras que otras necesitan medios más complejos para formar colonias. Factores físicos y químicos como la temperatura, el pH, la presión osmótica, y las fuentes de carbono, nitrógeno y oxígeno son cruciales (Pozo, 2005). A veces se utilizan indicadores de pH que pueden alterar la composición nutricional, induciendo la fermentación para producir catabolitos ácidos. En cultivos cerrados, también se observa cómo las bacterias fermentan y producen gases (Carvana, 2019).

A continuación, se describen varios medios sólidos utilizados para el cultivo de bacterias.

6.10.1 Agar Thiosulfato Citrato Sales Biliares (TCBS):

El medio está diseñado específicamente para la detección de *Vibrios*, con la capacidad de inhibir el crecimiento de otras bacterias que puedan estar presentes en las muestras sembradas, como cepas grampositivas y *Pseudomonas sp.*, gracias a su pH de 8,6 y la presencia de 0,5% de NaCl. Estas condiciones también ayudan a distinguir entre *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus* y *V. vulnificus* mediante la capacidad de fermentación de la sacarosa presente en el agar. (Kobayashi, 2018).

6.10.2 Agar Triptona-Soja (TSA):

Este medio es ampliamente empleado por su capacidad adecuada de cultivo y la facilidad para aislar una amplia gama de microorganismos. La adición de sangre facilita la proliferación tanto de especies aeróbicas como anaeróbicas que tienen requisitos nutricionales específicos. Además, permite la observación de reacciones de hemólisis (Britania, 2021).

6.10.3 Agar Cetrimide:

Es un medio diseñado específicamente para la selección de *Pseudomonas*, centrado en la resistencia de las cepas de *P. aeruginosa* a los compuestos de amonio cuaternario. Se recomienda incubar durante 48 horas a una temperatura de 30-35 °C (Bioser, 2023).

6.11 Supervivencia

La tasa de supervivencia en los cultivos de camarones es un indicador clave de la eficiencia y el éxito en la producción. Este cálculo representa el porcentaje de organismos vivos en un intervalo de tiempo, respecto a la cantidad inicial sembrada. La nutrición no solo afecta el desarrollo y crecimiento del camarón, sino que también está estrechamente relacionada con su tasa de supervivencia. La calidad de la dieta suministrada fortalece los procesos fisiológicos y las respuestas inmunes de las larvas frente a patógenos externos y condiciones ambientales adversas. El valor nutricional no solo es crucial para el desarrollo larval, sino que también es fundamental para la producción de sustancias biológicamente activas como enzimas, anticuerpos y hormonas (Saul, 2022).

6.12 Recambios de agua

Según Arzola, Piña, Nieves y Medina (2013, p. 3619), es crucial realizar cambios regulares de agua para prevenir la acumulación de suciedad y residuos en los tanques, lo cual podría crear un entorno favorable para el desarrollo de bacterias perjudiciales que afectan el crecimiento de los

animales. Además, estos cambios permiten ajustar la salinidad según las necesidades de los clientes. La principal razón para usar agua dulce en los tanques es promover el crecimiento y el aumento de peso de los animales. Junto con la temperatura óptima de 33 °C, esto facilita un crecimiento diario de hasta 100 larvas por gramo por tanque, lo que significa que se alcanza el peso de 1 gramo con 100 larvas menos, acortando así el tiempo necesario para ofrecer larvas en el mercado. Se considera que las larvas son adecuadas para la comercialización cuando alcanzan un peso de 380 larvas por gramo (Arzola, Piña, Nieves, Medina, 2013, p. 3619).

CAPÍTULO II

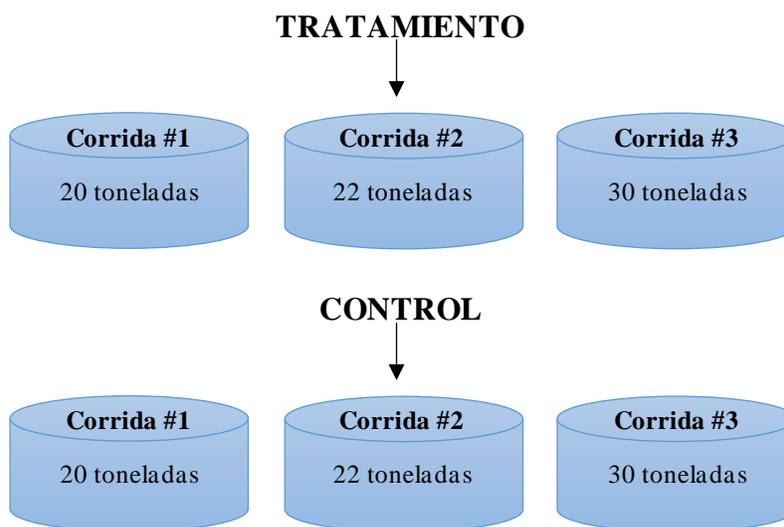
METODOLOGÍA

7.1 Tipo de estudio

El enfoque de este estudio experimental se centró en evaluar la salud larvaria y comparar la tasa de supervivencia al implementar la tecnología simbiótica (Simbiótico Pro) frente al protocolo estándar de producción (Control). Además, se recopilaron y analizaron datos a lo largo de tres ciclos de producción. El estudio se llevó a cabo durante los meses de marzo, abril y mayo, con la recolección final de datos realizada entre mayo, junio y julio (Figura 1).

Figura 1:

Ciclos de producción 1, 2 & 3 (número de replicas).



Nota: Diseño experimental del protocolo de producción **Tratamiento & Control** durante el transcurso de los 3 ciclos de producción larvaria.

7.2 Área de estudio

Este estudio se llevó a cabo en el laboratorio de producción de larvas de camarón "JSD", situado en el sector La Diablica de la parroquia rural Anconcito, cantón Salinas, provincia de Santa Elena, Ecuador. Las coordenadas geográficas son 2°18'34.1"S 80°53'55.0"W.

Figura 2:

Laboratorio de larvas de camarón "JSD" ubicado a la altura del sector La Diablica de la parroquia rural de Anconcito del cantón Salinas.

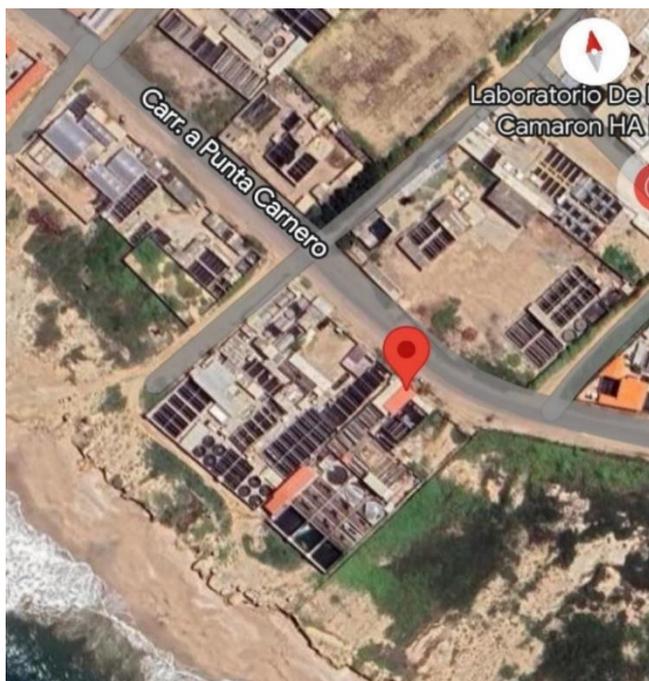


Nota: Laboratorio de larvas de camarón "JSD" ubicado a la altura del sector La Diablica de la parroquia rural de Anconcito del cantón Salinas.

"JSD" es un laboratorio especializado en el cultivo super-intensivo de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, donde se produce este producto acuícola para su comercialización. El laboratorio tiene una alta demanda tanto en el mercado ecuatoriano como en otros países de América, Europa y Asia (Figura 3).

Figura 3:

Ubicación geográfica del laboratorio de larvas de camarón “JSD”. coordenadas 2°18'34.1"S 80°53'55.0"W.



Nota: Ubicación geográfica del laboratorio de larvas de camarón “JSD”, coordenadas 2°18'34.1"S 80°53'55.0"W.

7.3 OPERATIVIDAD TÉCNICA EN LARVICULTURA

7.3.1 Tratamiento de agua

Dos días antes de la siembra, se procedió a llenar los reservorios mediante el bombeo de agua de mar con el objetivo de tratar, recircular y eliminar el cloro del agua. Para el tratamiento del agua salada en nuestros reservorios, se añadió 5 ppm de vitamina C, 2 ppm de tiosulfato y se aplicaron 30 ml/l de cloro. Para la eliminación de sólidos disueltos, se implementó la recirculación del agua utilizando un dispositivo constante de remoción de partículas conocido como "SPLASH".

Respecto a los reservorios de agua dulce, se introdujo cloro a una concentración de 10 ppm durante 24 horas, seguido de un proceso de dechlorinación utilizando 5 ppm de vitamina C y 2 ppm de tiosulfato. (Timmons, 2013)

7.3.2 Desinfección de reservorios, tanques, Raceways.

La desinfección de los tanques es una tarea crucial que debe llevarse a cabo correctamente, ya que un proceso de asepsia deficiente puede afectar negativamente el curso y la eficiencia del proceso de producción. Este procedimiento se realizó tres días antes de la siembra, desinfectando los tanques con una solución de peróxido y luego enjuagándolos con agua a una salinidad de 3 partes por mil (ppt). Posteriormente, los tanques fueron llenados con agua tratada bombeada desde nuestro reservorio. Durante el llenado, se utilizaron filtros de 1 micra para evitar la presencia de cualquier residuo en el agua.

7.3.3 Siembra de Nauplios

Una vez preparados y llenados los tanques con agua previamente tratada, se dio inicio al proceso de siembra. Normalmente, este proceso puede variar en términos de espacio y tiempo, a menudo comenzando por la mañana. Desde temprano, se procedió a mejorar la calidad del agua en nuestro sistema de cultivo larvario mediante la adición de 2 ppm de EDTA y 2 ppm de Simbiótico Pro, para así proporcionar condiciones óptimas y colonizar el medio con bacterias probióticas Gram positivas que promuevan la salud y la nutrición de los animales.

Existen varios métodos para sembrar Nauplios; en este caso, se empleó el método directo, que implica aclimatar previamente los Nauplios introduciendo las fundas directamente desde la maduración en los tanques para evitar estrés innecesario. Las fundas se dejaron reposar durante 30 minutos, y antes de abrirse, se aplicó una solución al 1% de yodo para desinfectar y garantizar la seguridad de los organismos. La temperatura inicial de los tanques fue de 31°C, aumentando

gradualmente hasta alcanzar un máximo de 32°C para aclimatar adecuadamente los organismos. La salinidad comenzó en 33 ppt.

Además, conforme avanzaron las horas después de la siembra, se añadió gradualmente una tonelada de microalgas a los tanques, ya que durante la transición de Nauplios a Zoea 1, estos pierden el saco vitelino y necesitan asimilar una fuente de alimento basada en organismos planctónicos. (S.I., 2013)

7.3.4 Monitoreos

Durante las primeras 12-15 horas después de la siembra, se procedió a monitorear cada tanque con el objetivo de verificar las condiciones morfológicas y evaluar el porcentaje de Nauplios que avanzaron al estadio de Zoea 1 sin contratiempos. Este proceso continuó progresivamente para los estadios restantes durante el desarrollo larvario, con el propósito de asegurar la correcta asimilación de alimentos como lípidos y algas. Además, se llevó a cabo un análisis constante para detectar posibles ataques de *Vibrios Sp* u otras bacterias, permitiendo así su control y erradicación oportuna mediante la aplicación de dosis de probióticos simbióticos (Simbiótico Pro) y probióticos biorremediadores para mejorar la calidad del agua.

Durante esta etapa de muda, conocida como transición de estadios larvarios, se observó que el porcentaje de larvas con retraso o pérdida se mantuvo dentro de los rangos normales generales, que oscilaron entre el 3% y el 5%. Sin embargo, es crucial vigilar cualquier aumento significativo que podría indicar problemas graves si los resultados muestran rangos superiores al 10%.

7.4 Análisis de calidad del agua en relación a parámetros ambientales, físicos y químicos.

Se llevaron a cabo mediciones de parámetros físico-químicos en los tanques de tratamiento y control para evaluar la calidad del medio durante el desarrollo larvario, con monitoreos realizados dos veces al día a lo largo de los 20 a 22 días del proceso. Los parámetros considerados fueron medidos utilizando los siguientes dispositivos y equipos.

7.4.1 Temperatura, pH & Salinidad

Se utilizó un termómetro digital multifunción para medir temperatura, pH y salinidad. Se procedió introduciendo el sensor del termómetro en el medio acuático, esperando a que los valores se estabilizaran antes de registrar los datos obtenidos. (C. M. , 2022)

7.4.2 Nitrógeno amoniacal total (NAT)

Se llevó a cabo la medición mediante colorimetría utilizando una tarjeta de color del kit NAT (API SALTWATER MASTER TEST). Se aplicaron dos soluciones, una de Ammonia (NH₃/NH₄) botella #1 y otra de Ammonia (NH₃/NH₄) botella #2, agregando 8 gotas de cada solución a 5 ml de agua tomada de los Raceways correspondientes. Posteriormente, se esperó durante 5 minutos para que se completara la reacción antes de registrar la lectura de los resultados. (S, 2020)

7.4.3 Alcalinidad

Se realizó la medición de este parámetro utilizando un HANNA Instrument HI-772-26 SEAWATER/MARINE ALKALINITY (DKH). Se llevó a cabo el análisis de la calidad del agua utilizando muestras directamente obtenidas de los Raceways designados. Se emplearon 0.9 ml de muestra de agua y se añadieron 0.1 ml del reactivo correspondiente. Luego, se introdujeron los componentes C1 y C2 según las instrucciones del procedimiento. (HI-772-26 Seawater/Marine Alkalinity (dKH) Checker HC, 2020)

7.4.4 NH3

Se determinó utilizando la correlación de los valores de temperatura y pH obtenidos previamente. Además, se llevó a cabo la evaluación de la calidad del agua utilizando muestras directas.

7.5 Adición de probióticos

Durante el inicio de la siembra, se agregaron productos como Simbiótico Pro y probióticos comerciales diseñados para mejorar la calidad del agua y promover un entorno favorable para el desarrollo larvario. Se aplicaron cuatro veces al día en los Raceways correspondientes como medida preventiva. Sin embargo, ante cualquier eventualidad adicional, como problemas de floraciones algales, caídas de algas o desequilibrios iónicos, se tomarán medidas intervencionistas que podrían incluir el uso de bacterias remediativas para suelos acuícolas, quelantes, ácidos orgánicos, hepatoprotectores, entre otros. (Sanz, PROTOCOLOS DE LARVICULTURA, 2022). (Tabla 2).

Tabla 2:

Probiótico simbiótico empleado. - Probióticos comerciales empelados.

Probiótico Simbiótico

Simbiótico Pro

Calidad de agua - Tracto digestivo

Probióticos Comerciales	
Calidad del agua	Tracto digestivo
WCR	G2
Prestanq	EPICIN NORMAL
TERMINATE	Solución 1

Nota: Protocolos de probióticos para Raceways Tratamiento en base a Simbiótico Pro y para Raceways Control en base a probióticos comerciales.

7.5.1 Aplicación de simbiótico probióticos y de probióticos comerciales.

Se determinaron las cantidades de Simbiótico Pro y de probióticos comerciales utilizados para cada tratamiento y control respectivamente. En el tratamiento con Simbiótico Pro, se aplicó una dosificación gradualmente ajustada a los diferentes estadios larvarios a lo largo de los 3 ciclos de producción (Tabla 3). En contraste, en el control con probióticos comerciales, se mantuvo la dosificación constante a lo largo de los estadios larvarios durante los 3 ciclos de producción (Tabla 4).

Tabla 3:

Aplicación de probiótico simbiótico.

Aplicación de Simbiótico Pro			
Aplicación	Estadio larvario	Tratamiento (ppm)	Control (ppm)
Simbiótico Pro	Zoea	2	-
	Mysis	4	-

Simbiótico Pro	Postlarva	6	-
-----------------------	-----------	---	---

Nota: Dosificación y aplicación del protocolo tratamiento en base a Simbiótico Pro durante el transcurso de los 3 ciclos de producción.

Tabla 4:

Aplicación de probióticos comerciales (tracto digestivo – calidad de agua).

Aplicación de probióticos comerciales (Tracto digestivo)			
Aplicación	Estadio larvario	Tratamiento (ppm)	Control (ppm)
G2	Zoea	-	1.5
	Mysis	-	2
EPICIN NORMAL	Postlarva	-	2
Aplicación de probióticos comerciales (Calidad de agua)			
Aplicación	Estadio larvario	Tratamiento (ppm)	Control (ppm)
WCR	Zoea	-	1.5
	Mysis	-	2
Prestanq	Postlarva	-	2

Nota: Dosificación y aplicación del protocolo control en base a probióticos comerciales (tracto digestivo – calidad de agua) durante el transcurso de los 3 ciclos de producción.

7.6 Análisis microbiológicos

Se empleó el agar selectivo TCBS para la identificación de *Vibrios* sp., como parte del procedimiento para contar las colonias amarillas, permitiendo detectar entre 30 y 300 colonias por placa (Pavone, 2020). Las muestras se sembraron en agar TCBS utilizando la técnica de siembra por esparcimiento, aplicando 100 microlitros de las diluciones seriadas obtenidas del macerado de 1 gramo de larva. Se evaluaron los niveles de contaminación medidos en UFC, detallados en la

tabla 7 (Dayan, 2022). Además, se utilizaron agar TSA para la identificación de bacterias totales y agar Cetrimide para la detección de *Pseudomonas*.

7.7 Control de supervivencia

Cada 3 días durante cada fase larvaria, incluyendo Nauplio, Zoea, Mysis y Postlarva, se llevó a cabo la recopilación de datos de supervivencia utilizando el método de conteo volumétrico (Morla, 2010) para mantener un control preciso de la densidad poblacional. Esta metodología implicó calcular la población al multiplicar la densidad obtenida por el volumen total del tanque, obteniendo así las tasas de supervivencia.

Inicialmente, se determinó la cantidad de larvas en cada estadio mediante el método volumétrico para estimar la densidad en el volumen cúbico del agua. Para ello, se tomaron cuatro muestras de 250 ml cada una de diferentes puntos de los Raceways, totalizando 1 litro de agua. Posteriormente, se contó el número de larvas en cada muestra y se multiplicó por el volumen total de agua (litros) en el tanque. (M., 2010)

$$4 * 250ml = 1L$$

$$S(\%) = \text{Numero de larvas} * \text{Toneladas de agua}$$

7.8 Desarrollo y crecimiento larvario (Pl/g)

Se implementó este método de control para monitorear el crecimiento y la densidad poblacional utilizando el cálculo de conteo gravimétrico (Pl/g), con el propósito de establecer una base de datos desde la postlarva 9 hasta la postlarva 12, para seguir de cerca el índice de crecimiento, la cantidad estimada de postlarvas transferidas por tanque, el índice de mortalidad, entre otros aspectos.

El conteo gravimétrico se basó en dos variables clave: la población y la biomasa. El valor Pl/g se calculó dividiendo la población por la biomasa. Por ejemplo, en Postlarva 9 se estimó una población de 215 postlarvas y una biomasa de 0.5 gramos por cada muestra tomada de los Raceways correspondientes. Con estos datos, se obtuvo un valor Pl/g de 430 g. (Liu, 2016)

$$\frac{Pl}{g} = \frac{\text{Población}}{\text{Biomasa}} = \frac{215}{0.5} = 430 \text{ g}$$

7.9 Análisis estadístico

Se llevó a cabo un monitoreo continuo de la salud de las larvas, la calidad del agua, los parámetros físico-químicos, el control del porcentaje de supervivencia y el peso promedio de las larvas. Los resultados recopilados fueron ingresados en una base de datos en Excel para poder realizar un análisis de intervariabilidad utilizando un modelo de datos mediante el uso de Powerquery y PowerBi.

CAPÍTULO III

RESULTADOS

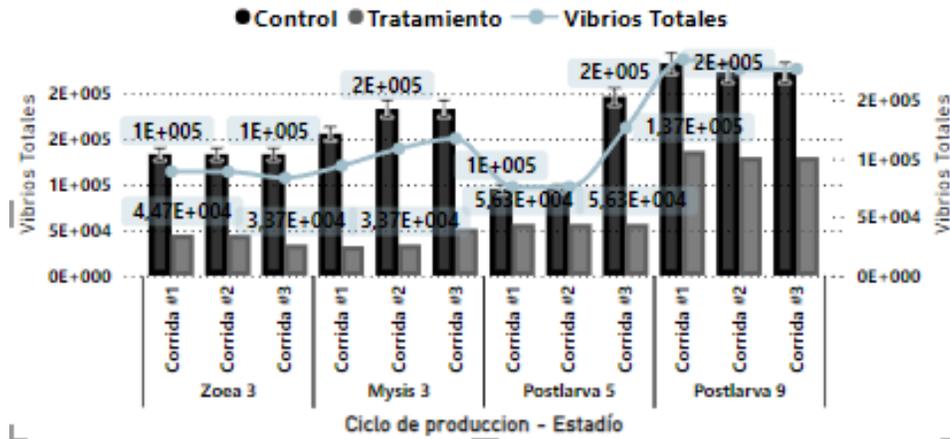
8.1 Carga bacteriana

Basado en los resultados obtenidos, la aplicación de tecnología simbiótica con Simbiótico Pro demostró ser altamente efectiva en los Raceways a lo largo de los tres ciclos de producción larvaria. Esta estrategia no solo logró mitigar la carga bacteriana derivada de la materia orgánica en suspensión y sólidos disueltos, sino que también tuvo un impacto significativo en la salud general de las larvas. La mejora continua en la calidad del agua fue notable desde el inicio del cultivo en la etapa Nauplio 5 hasta la etapa de Postlarva 12, reflejándose en una optimización de parámetros ambientales, físicos y químicos clave. Además, la implementación estratégica de Simbiótico Pro antes y después de realizar análisis detallados como la evaluación de patología en fresco del camarón y la monitorización de parámetros como NH₃, TAN y alcalinidad permitió un diagnóstico más preciso y completo de las condiciones ambientales del sistema de cultivo. Esto subraya la eficacia del Simbiótico Pro no solo como un biorremediador efectivo, sino también como una herramienta integral para mantener condiciones óptimas que favorecen el desarrollo saludable de las larvas a lo largo de los ciclos de producción.

8.1.1 AGAR TCBS (Raceways tratamiento & control – Ciclo de producción #1).

Figura 4:

Agar TCBS (Raceways tratamiento & control – Ciclo de producción #1).

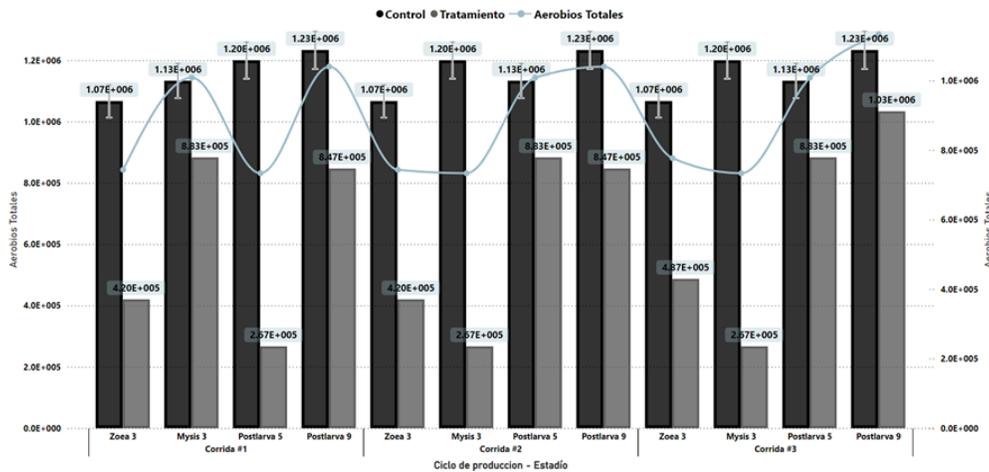


Nota: Compendio de la carga bacteriana mediante agar selectivo TCBS durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.1.2 Agar TSA (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).

Figura 5:

Agar TSA (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).

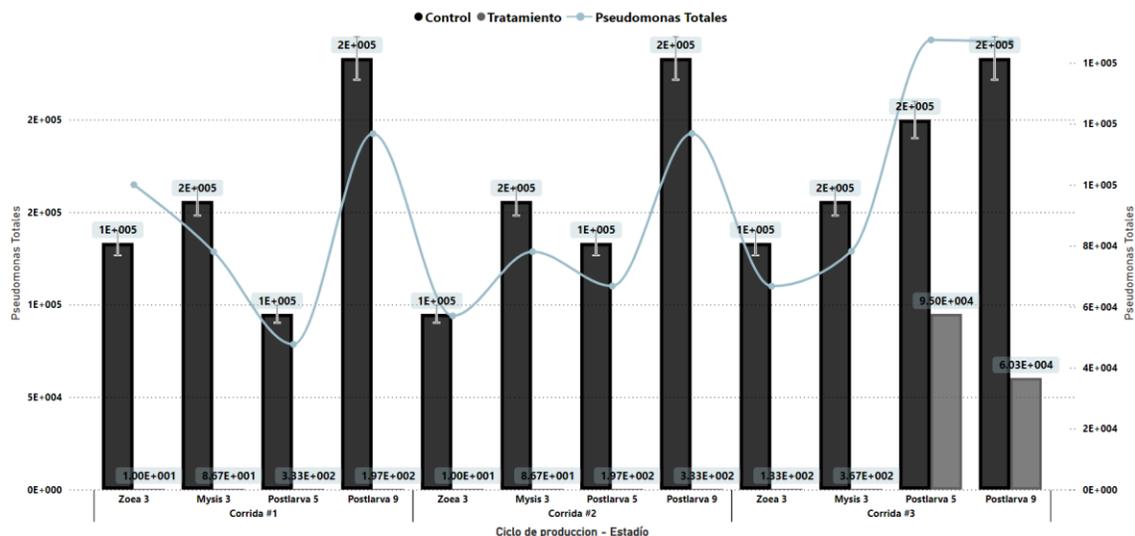


Nota: Compendio de la carga bacteriana mediante agar TCA durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.1.3 Cetrimide (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).

Figura 6:

Agar cetrimide (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción.



Nota: Compendio de la carga bacteriana mediante agar CETRIMIDE durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.2 Control de parámetros ambientales y físico-químicos (Tratamiento - Control).

. Se registraron diariamente los parámetros físico-químicos como temperatura, pH, salinidad, NH₃ y TAN, con un seguimiento realizado dos veces al día a lo largo de los tres ciclos de producción. Durante los primeros estadios larvarios, se mantuvieron niveles óptimos de temperatura alrededor de 33°C ± 0.5 °C y niveles adecuados de salinidad aproximadamente de 33 ± 0.2 ppt para evitar afectar el metabolismo de las larvas.

A partir de la transferencia larvaria, es decir, Mysis 3 hasta Postlarva 12, la temperatura se redujo gradualmente de 32 °C a 31 °C. Entre los estadios larvarios de Postlarva 9 y Postlarva 12, se mantuvo una temperatura dentro del rango de 31.5 ± 0.5 °C, y estas variaciones no causaron alteraciones significativas durante el ciclo de vida.

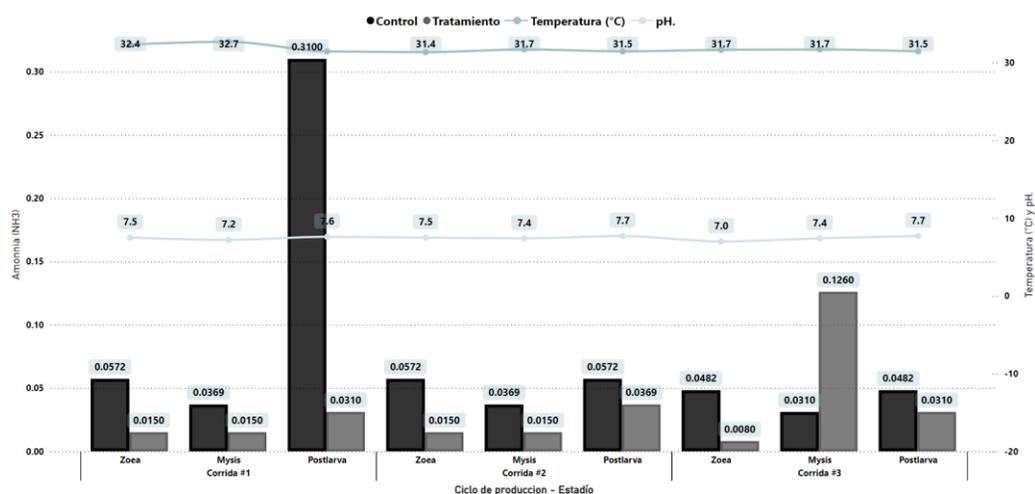
Por otro lado, los niveles de salinidad fueron disminuyendo progresivamente conforme avanzaban los estadios larvarios, comenzando con 33 ± 0.2 ppt al inicio de la corrida y descendiendo a 27 ± 0.2 ppt tras la transferencia de las larvas.

Entre los estadios larvarios de Postlarva 9 y Postlarva 12, se mantuvo una temperatura dentro del rango de 31.5 ± 0.5 °C, y estas variaciones no causaron alteraciones significativas durante el ciclo de vida. Por otro lado, los niveles de salinidad fueron disminuyendo progresivamente conforme avanzaban los estadios larvarios, comenzando con 33 ppt al inicio de la corrida y descendiendo a 27 ppt tras la transferencia de las larvas.

8.2.1 Parámetros físicos-químicos, temperatura, pH, NH₃, TAN & salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).

Figura 7:

NH₃ en relación a Temperatura y pH (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).

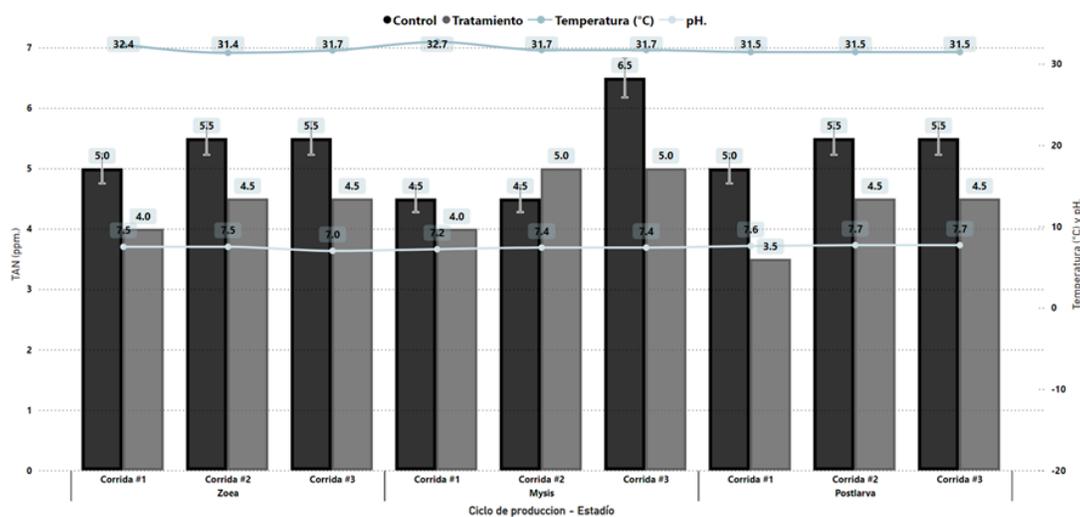


Nota: Compendio de NH₃ en relación a pH & Temp °C durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.2.2 Parámetros físico-químicos, TAN (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclo de producción #2).

Figura 8:

TAN (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).

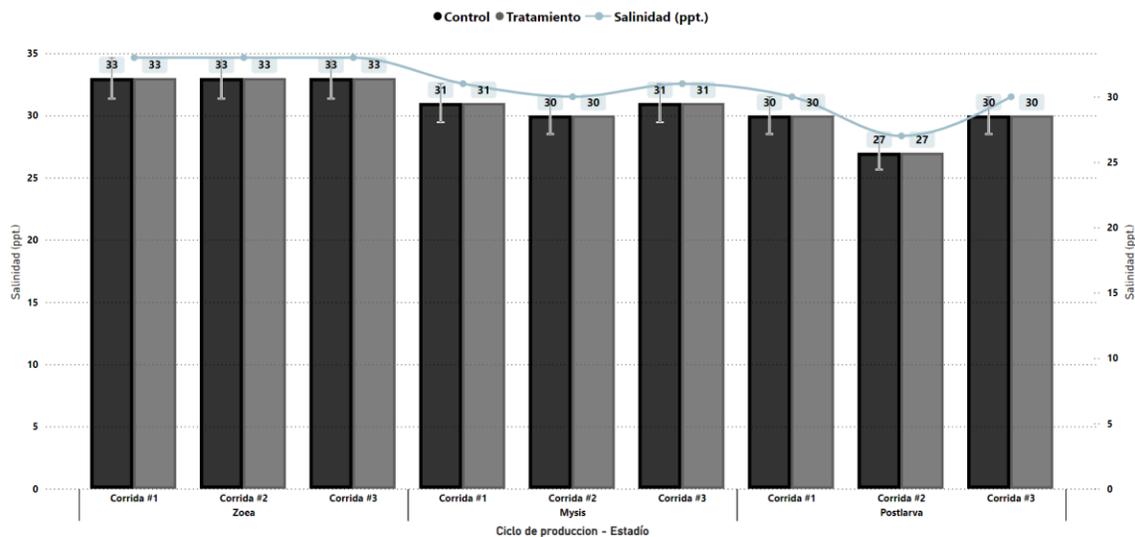


Nota: Compendio del TAN en relación a estadios larvarios durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.2.3 Parámetros físico-químicos, Salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclo de producción #3).

Figura 9:

Salinidad (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).



Nota: Compendio de Salinidad durante los tres ciclos de producción larvaria.

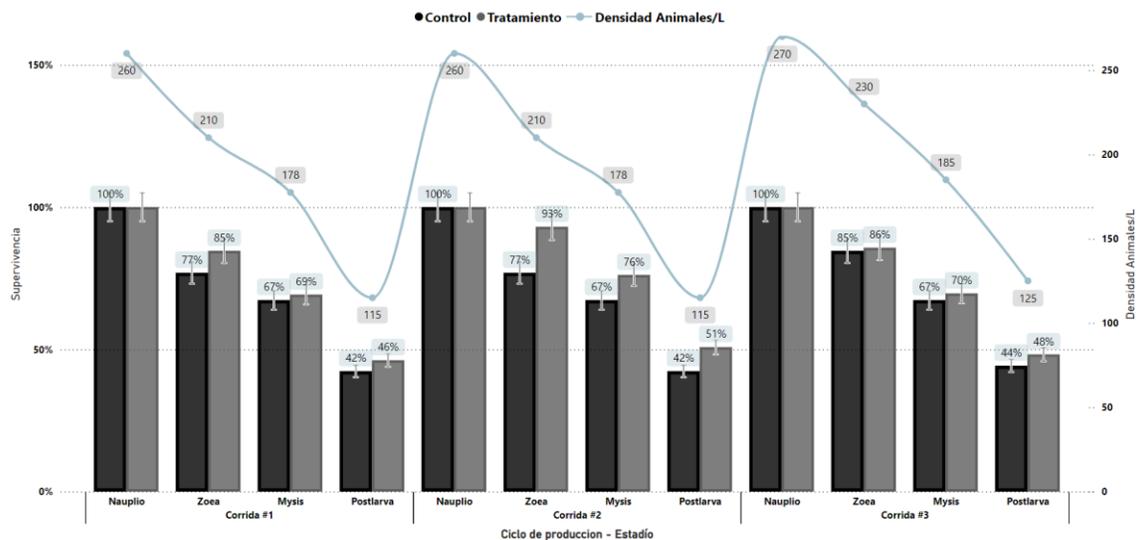
8.3 Control de supervivencia (Tratamiento - Control).

Durante la fase experimental, se evaluó la tasa de supervivencia para cada protocolo de producción (Tratamiento - Control), desde Zoea 3 y Mysis 3 hasta Postlarva 3 a lo largo de los tres ciclos de producción larvaria. En cuanto a la supervivencia de las larvas de camarón *L. vannamei*, se registró una tasa del 70% para el protocolo de producción (Tratamiento) en contraste al 65% para el protocolo (Control).

Este porcentaje se reflejó en la cosecha de 24,000,000 (**Tratamiento**) y 22,000,000 (**Control**) en el primer ciclo de producción, 26,400,000 (**Tratamiento**) y 24,200,000 (**Control**) de Postlarvas en el segundo ciclo y 40,500,000 (**Tratamiento**) y 34,500,000 (**Control**) de Postlarvas en el tercer ciclo, todos manteniendo una supervivencia del 70%.

Figura 10:

Porcentajes de supervivencia (Estadios larvarios tratamiento & control – Ciclos de producción).



Nota: Compendio del porcentaje de supervivencia durante los tres ciclos de producción larvaria.

8.4 Control del crecimiento larvario (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).

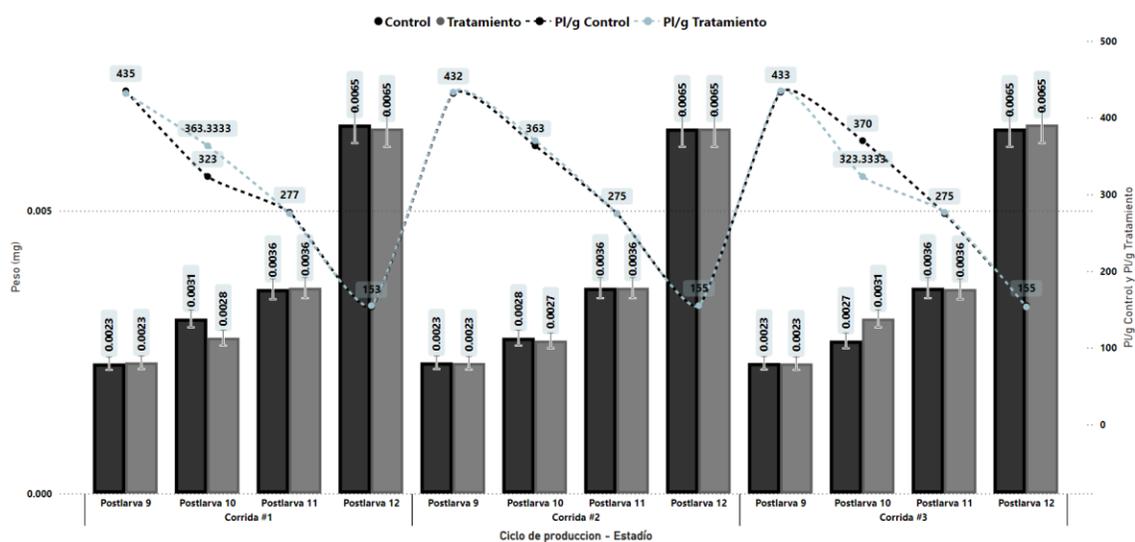
A lo largo de los tres ciclos de producción larvaria, se emplearon meticulosamente métodos volumétricos y gravimétricos para cuantificar con precisión los porcentajes de supervivencia y a su vez calcular el Pl/g, lo cual permitió obtener datos detallados sobre la dinámica poblacional y la biomasa de las larvas en cada etapa del estudio. Este enfoque técnico no solo proporcionó una evaluación exhaustiva del crecimiento y la salud de los organismos, sino que también permitió realizar comparaciones significativas entre los diferentes tratamientos aplicados.

El uso del software Excel (base de datos), mediante la transformación de datos estadísticos en Powerquercy y posteriormente la transformación de los mismos en PowerBi desempeñaron un

papel crucial en la gestión de datos al registrar sistemáticamente los resultados y facilitar la generación de gráficos representativos. Cada Raceway fue tabulado según los protocolos de producción establecidos (Tratamiento - Control), lo que facilitó la visualización y el análisis comparativo de los datos recogidos a lo largo de los tres meses de la fase experimental. Esta herramienta informática no solo optimizó la organización y el manejo de la información, sino que también proporcionó una plataforma para realizar análisis estadísticos detallados y explorar tendencias a lo largo del tiempo.

Figura 11:

PI/g (Raceways tratamiento & control – Ciclos de producción).



Nota: Compendio del PI/g durante los tres ciclos de producción larvaria.

La implementación de estos métodos técnicos aseguró la precisión y la coherencia en la recolección de datos, garantizando así la fiabilidad de los resultados obtenidos. Además, permitió una evaluación rigurosa de la eficacia de Simbiótico Pro en comparación con los tratamientos controlados, destacando claramente las diferencias en términos de supervivencia larvaria y

desarrollo durante el estudio. Este enfoque integral no solo fortaleció la base científica del trabajo de investigación, sino que también proporcionó insights valiosos para futuros estudios en el campo de la larvicultura de camarón.

CAPITULO IV

DISCUSIONES

Durante los tres ciclos de producción larvaria, se implementaron dos tipos de protocolos de producción (Tratamiento y Control) desde Nauplio 5 hasta Postlarva 12 para evaluar Simbiótico Pro como un posible probiótico biorremediador del agua. Se realizaron análisis y pruebas de los datos obtenidos durante la fase experimental para determinar la eficacia de Simbiótico Pro y contrastar el porcentaje de supervivencia larvaria. Los resultados indicaron altos porcentajes de supervivencia larvaria, alcanzando el 100% con el uso de tecnología simbiótica en la larvicultura de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, en comparación con el protocolo de producción (Control).

Los datos recopilados durante los tres ciclos mostraron que en el protocolo de producción (Tratamiento), el NH₃ (%) varió entre 0,008% y 0,0369%, mientras que en el protocolo de producción (Control) fluctuó entre 0,031% y 0,0572%. En cuanto a los niveles de TAN (ppm), los valores más altos se observaron a partir de Postlarva 6, alcanzando de 3.5 ppm a 5 ppm en el protocolo de producción Tratamiento, y de 4 ppm a 6.5 ppm en el protocolo de producción Control. Estos resultados reflejan que los niveles de amonio tienden a aumentar debido a la acumulación de materia orgánica y sólidos disueltos en suspensión. Según Boyd (2021), un rango óptimo de TAN para el cultivo de larvas de camarón es de 0,5 a 2 ppm.

Los parámetros de temperatura y salinidad registrados durante las tres réplicas del protocolo de producción (Tratamiento) fueron consistentes con los requisitos del ciclo de siembra de larvas de camarón blanco *L. vannamei* del laboratorio de larvas "JSD". La temperatura (°C) osciló entre 32,5 °C y 31,7 °C, manteniéndose dentro de los rangos óptimos para el crecimiento

larvario, según las recomendaciones de Wyban et al. (1995), quienes sugieren que una temperatura superior a 30 °C es ideal para un desarrollo óptimo de larvas de camarón. En resumen, se mantuvo un ambiente controlado favorable para el cultivo de larvas durante todo el experimento.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES

La implementación de Simbiótico Pro en la larvicultura del camarón blanco *L. vannamei* no solo demostró impactos positivos en el control de enfermedades, reduciendo efectivamente la carga bacteriana patógena asociada a *Vibrios Sp* y *Pseudomonas* durante cada ciclo de producción larvaria bajo el protocolo de producción (Tratamiento), sino que también ofreció beneficios adicionales significativos en términos de mejora de parámetros clave y supervivencia larvaria.

El uso de Simbiótico Pro como alternativa probiótica simbiótica mostró una tendencia favorable en la reducción de compuestos nitrogenados como el NAT, manteniendo la alcalinidad en rangos óptimos y optimizando el porcentaje de supervivencia en comparación con los tratamientos basados en productos comerciales a lo largo de los tres ciclos de producción larvaria. Esta mejora en los parámetros ambientales, físicos y químicos subraya la efectividad de Simbiótico Pro en la gestión integral de la calidad del agua y el ambiente acuático durante la cría de larvas de camarón.

Además, se estableció una correlación clara entre los parámetros críticos como pH, temperatura, NH₃ y TAN evaluados en los Raceways del Tratamiento, indicando que el control riguroso de estos factores contribuye significativamente a la estabilidad y viabilidad de la fase experimental. Esta observación refuerza la importancia de mantener condiciones ambientales óptimas para el desarrollo saludable de las larvas de camarón.

Por último, los resultados obtenidos revelaron un desarrollo larvario más robusto en los Raceways bajo el protocolo de producción (Tratamiento) mediante la aplicación de Simbiótico

Pro. Durante los tres ciclos de producción larvaria, se observó consistentemente una densidad poblacional entre un 5% y un 10% más alta al final de cada ciclo en comparación con el protocolo de producción (Control) utilizando Probióticos comerciales. Esta diferencia significativa subraya el potencial de Simbiótico Pro para optimizar la producción larvaria y mantener condiciones zootécnicas estables a lo largo del ciclo de cultivo.

En conjunto, los hallazgos respaldan la eficacia y la utilidad de Simbiótico Pro como una herramienta valiosa en la larvicultura de camarón, destacando su capacidad para mejorar la salud ambiental, reducir riesgos microbiológicos y promover un desarrollo larvario saludable y sostenible en sistemas de cultivo intensivo.

RECOMENDACIONES

Realizar análisis microbiológicos para detectar posibles cargas bacterianas generadas por *Vibrios Sp* y *Pseudomonas* es una práctica crucial en la larvicultura del camarón *L. vannamei*. Estas enfermedades representan riesgos significativos que pueden ocasionar mortalidad parcial o total durante cada ciclo de producción. La implementación de análisis microbiológicos detallados permite una detección temprana y precisa de patógenos, facilitando intervenciones rápidas y efectivas para mantener la salud de las larvas.

La meticulosidad en la gestión de los protocolos de producción es fundamental, ya que influye directamente en la salud larvaria, la calidad del agua y el control de parámetros físico-químicos esenciales a lo largo del ciclo de producción. Un monitoreo riguroso y constante de estos parámetros asegura condiciones ambientales óptimas para el crecimiento y desarrollo saludable de las larvas, contribuyendo a alcanzar resultados óptimos en términos de porcentajes de supervivencia y calidad del producto final. Para futuros estudios similares, se recomienda explorar y evaluar más alternativas de tecnología simbiótica, como los Probióticos Simbióticos. Estos enfoques pueden ofrecer beneficios adicionales en la mitigación de enfermedades, mejora de la calidad del agua y optimización de la producción larvaria. La investigación adicional en este campo podría ampliar el conocimiento sobre las interacciones simbióticas en la acuicultura, proporcionando herramientas más efectivas para la gestión integrada de la salud y el rendimiento de las larvas de camarón. En resumen, la combinación de análisis microbiológicos precisos, gestión cuidadosa de los protocolos de producción y exploración continua de tecnologías simbióticas representa un enfoque integral y avanzado para la mejora continua de la larvicultura del camarón *L. vannamei*. Estas recomendaciones buscan fortalecer la resiliencia del sistema de

producción acuícola frente a desafíos sanitarios y ambientales, promoviendo prácticas sostenibles y eficientes en el cultivo de camarón.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFÍA

- A, Y. (2017). *Análisis de la evolución del sector exportador camaronero en el Ecuador y*.
Obtenido de <http://repositorio.ucsg.edu.ec/handle/3317/8936>
- A, B. (2022). “*Uso del polvillo de arroz como fuente alternativa de carbono en la tecnología simbiótica en cultivo de camarón penaeus vannamei Ecuador - Santa Elena*”. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8831/1/UPSE-TBI-2022-0032.pdf>
- A, L. (2020). *Prevención de enfermedades durante el ciclo del camarón blanco Litopenaeus vannamei mediante el uso de microorganismos benéficos*. Obtenido de <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/16106/1/ECUACA-2020-IAC-DE00005.pdf>
- ARANGURE, O. (Diciembre de 2009). *Efecto de prebióticos y microorganismos con potencial probiótico en crecimiento y supervivencia*. Obtenido de <https://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/8262/EFECPREB.pdf?sequence=1>
- ARTEAGA F. (2017). *Influencia de la actividad probiótica de (Lactobacillus plantarum) EN CAMARONES (Litopenaeus vannamei) en estanques artificiales de la espam mfl*.
Calceta: Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí “Manuel Félix.
- BELTRÁN, C. T. (2020). “*Bacteria simbiótica marina Pseudovibrio denitrificans excluye vibrios patógenos y modifica la microbiota en camarón*”. Obtenido de <file:///C:/Users/Usuario/Desktop/TESIS/2020%20CEcilia%20Tomala.pdf>
- BELTRÁN, T. (2020). “*Bacteria simbiótica marina Pseudovibrio denitrificans excluye vibrios patógenos y modifica la microbiota en camarón*” e. Obtenido de <file:///C:/Users/Usuario/Desktop/TESIS/2020%20CEcilia%20Tomala.pdf>
- Bermudes-Lizárraga F., N.-S. M.-H.-P. (2023). *Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de Penaeus vannamei alimentadas*. Obtenido de <https://doi.org/10.21897/rmvz.2682>
- BIOAQUAFLOC. (04 de Abril de 2020). *¿Qué es la acuicultura simbiótica? Algo más que biofloc y aquamimicry*. Obtenido de <https://www.bioaquafloc.com/que-es-la-acuicultura-simbiotica-algo-mas-que-biofloc-y-aquamimicry/>
- Britania. (2021). *Tripteína Soya Agar*. Obtenido de https://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_6054e7678b1e3.pdf
- C, M. (2022). Procedimientos Estándar para la Medición de Parámetros Físico-Químicos en Acuicultura. *Revista de Tecnología Acuícola*, 123-130.

- C, V. J. (2022). *Calidad del agua en cultivo simbiótico de larvas de camarón*. . Obtenido de <https://repositorio.pucese.edu.ec/bitstream/123456789/3128/1/Saud%20Viteri%20Jean%20Carlo.pdf>
- Cámara Nacional de Acuicultura. (2023). *ACUACULTURE*. Obtenido de <https://www.cna-ecuador.com/revista-acuicultura/>
- Cámara Nacional de Acuicultura. (2023). Estadísticas. *Aquacultura*, 154, 65-69.
- Cámara Nacional de Acuicultura. (2023). Patología. *Aquacultura*, 154, 24-36.
- Christian. (Junio de 2023). *Análisis del crecimiento microbiano*. Obtenido de <https://microbiologia.net/microbiologia/analisis-crecimiento-microbiano/>
- CMED. (2022). *¿Qué es la microbiota? ¿Qué funciones tiene? ¿Cómo mantener la*. Obtenido de https://www.cmed.es/actualidad/que-es-la-microbiotaque-funciones-tiene-como-mantener-la-microbiota-sana_840.html
- Cobo Raudel, P. L. (2018). Obtenido de Aspectos generales del cultivo y la genética del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei*: <https://aquadocs.org/bitstream/handle/1834/15129/Raudel.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Dayan, M. (2022). *alidación de estrategias profilácticas en larvicultura del camarón penaeus vannamei en la provincia de santa elena, mar bravo*. Obtenido de <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/TESIS%20DAYAN%20MUN%CC%83OZ%20ACOSTA.pdf>
- Escolar, R. C. (2023). *Microbiología*. Obtenido de https://microbiologia.net/microbiologia/analisis-crecimiento-microbiano/#google_vignette
- Español, A. (2015). *El papel de la biorremediación en el manejo de la calidad del agua*. Obtenido de . <https://aquafeed.co/entrada/el-papel-de-la-biorremediacion-en-el-manejo-de-la-calidad-del-agua20399/#:~:text=En%20la%20acuicultura%2C%20la%20aplicaci%C3%B3n,que%20s>
- F, G. (2022). *Simbiótica en Acuicultura*. Obtenido de <https://www.pisciculturaglobal.com/simbiotica-acuicultura/>
- FAO. (2017). *Manual para la cria de camarones peneidos*. Obtenido de www.fao.org/docrep/field/003/AB466S/AB466S04.htm
- HI-772-26 Seawater/Marine Alkalinity (dKH) Checker HC*. (2020). Obtenido de Hanna Instruments Application Note: <https://www.hannainst.es/>
- INEC . (2023). *Conceptos y definiciones*. Obtenido de <https://www.inec.gob.pa/archivos/P2951conceptos.pdf>

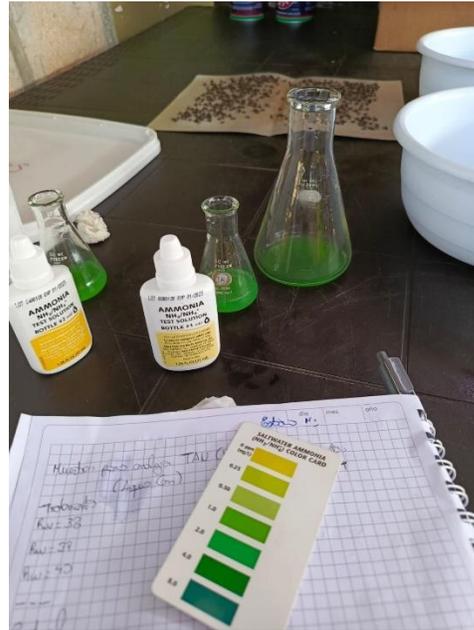
- Liu, Y. e. (2016). Methods for Quantifying Shrimp Larvae Biomass and Population Density. *Journal of Aquaculture Research and Development*, 123-130.
- M, M. (2010). Techniques in Shrimp Larviculture: A Comprehensive Guide. *Aquaculture Research Journal*, 45-58.
- Manuel, O. G. (2018). *Medición de crecimiento y supervivencia de la post-larva de camarón blanco litopenaeus vannamei en pre-criaderos aplicando synbiotics potenciado*.
Obtenido de file:///C:/Users/Usuario/Desktop/TESIS/proyecto%20empresarial.pdf
- Pavone, P. (2020). *Tecnovita*. Obtenido de Contando colonias en placas de agar:
<https://tecnovitaca.com/wp-content/uploads/2021/06/Colonias-agar.pdf>
- S, P. (2020). Métodos de Análisis de Amonio en Acuicultura. *Journal of Aquaculture Research*, 210-215.
- S.I., B. M. (2013). *Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology*. John Wiley & Sons.
- Sanz, A. (1998). *Protocolos de larvicultura*. Guayaquil-Ecuador.
- Sanz, A. (2022). *Protocolos de larvicultura*. Guayaquil-Ecuador.
- Saúl. (Julio de 2021). Obtenido de ¿Cómo es el ciclo de vida de los camarones?:
<https://www.molinoschampion.com/como-es-el-ciclo-de-vida-de-los-camarones/>
- Saul. (2022). *Molinos Champion S.A.S*. Obtenido de
<https://www.molinoschampion.com/influencia-nutricional-en-la-supervivencia-delcamaron/#:~:text=La%20tasa%20de%20supervivencia%20del%20camar%C3%B3n%20es%20uno%20de%20los,contraparte%2C%20la%20tasa%20de%20mortalidad.>
- Timmons, M. &. (2013). *Recirculating Aquaculture*. thaca Publishing Company LLC.

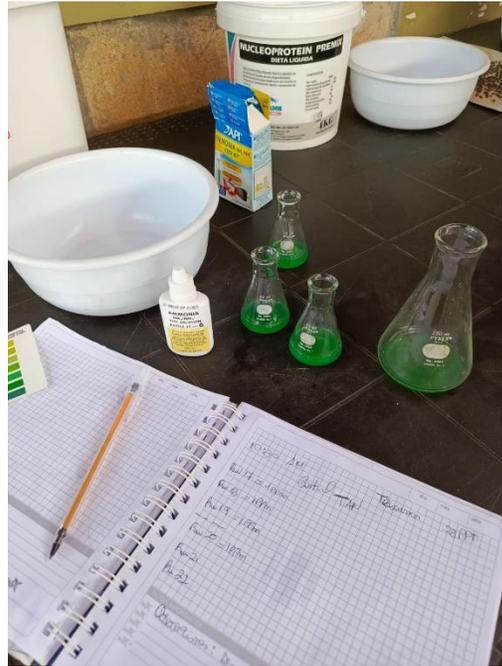
ANEXOS

Anexos 1, 2 & 3: Extracción de muestras larvarias de los Raceways (tratamiento - control) previo a los respectivos análisis microbiológicos.



Anexos: 4, 5 & 6: Analisis de NH₃, TAN & Alcalinidad. Raceways Tratamiento



Anexos: 6, 7 & 8 : Analisis de NH₃, TAN & Alcalinidad. Raceways Control**Anexo 9: Ingredientes Simbiotico Pro**



Anexos 10 & 11: Parámetros físico-químicos Raceways Tratamiento



Anexos 12 & 13: Parámetros físico-químicos Raceways Tratamiento

