



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Valoración del uso de bacterias nitrificantes para el control de nitritos en cultivos intensivos de camarón (Litopenaeus vannamei).

**CORONEL ORDOÑEZ GWEN IBETH
INGENIERA ACUICOLA**

**CAMPOVERDE ROMERO ERICK DAVID
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Valoración del uso de bacterias nitrificantes para el control de nitritos en cultivos intensivos de camarón (Litopenaeus vannamei).

**CORONEL ORDOÑEZ GWEN IBETH
INGENIERA ACUICOLA**

**CAMPOVERDE ROMERO ERICK DAVID
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

Valoración del uso de bacterias nitrificantes para el control de nitritos en cultivos intensivos de camarón (Litopenaeus vannamei).

**CORONEL ORDOÑEZ GWEN IBETH
INGENIERA ACUICOLA**

**CAMPOVERDE ROMERO ERICK DAVID
INGENIERO ACUICOLA**

VALAREZO MACIAS CESAR AUGUSTO

**MACHALA
2024**

COMPILATION- TESIS_CAMPOVERDE_CORONEL

3%
Textos
sospechosos



2% Similitudes
0% similitudes entre
comillas
0% entre las fuentes
mencionadas
2% Idiomas no reconocidos

Nombre del documento: COMPILATION-
TESIS_CAMPOVERDE_CORONEL.docx
ID del documento: f8c6db071915eafe562762757931020d823ae8c9
Tamaño del documento original: 922,66 kB
Autores: []

Depositante: CESAR AUGUSTO VALAREZO MACIAS
Fecha de depósito: 14/2/2025
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 14/2/2025

Número de palabras: 9728
Número de caracteres: 62.504

Ubicación de las similitudes en el documento:



Fuentes principales detectadas

N°	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	TESIS DE CHAMBA-CASTRO.docx TESIS DE CHAMBA-CASTRO #15e1c3 El documento proviene de mi grupo 3 fuentes similares	1%		Palabras idénticas: 1% (111 palabras)
2	Documento de otro usuario #85918f El documento proviene de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (28 palabras)

Fuentes con similitudes fortuitas

N°	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	institutodelagua.es Análisis Físicoquímicos de Aguas Residuales: Un Enfoque Integ... https://institutodelagua.es/aguas-residuales/analisis-fisicoquimicos-de-aguas-residualesaguas-re...	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (13 palabras)
2	repositorio.utmachala.edu.ec https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/22690/1/Trabajo_Titulacion_2911.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)
3	cia.uagraria.edu.ec https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/ORTEGA MENDOZA JORGE LUIS.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)

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

Los que suscriben, CORONEL ORDOÑEZ GWEN IBETH y CAMPOVERDE ROMERO ERICK DAVID, en calidad de autores del siguiente trabajo escrito titulado Valoración del uso de bacterias nitrificantes para el control de nitritos en cultivos intensivos 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.



CORONEL ORDOÑEZ GWEN IBETH

0704684513



CAMPOVERDE ROMERO ERICK DAVID

0706118247

AGRADECIMIENTOS

Expreso mis agradecimientos a mis queridos padres, Rigoberto Campoverde y Floresmila Romero, quienes han sido mis mayores fuentes de motivación y fortaleza a lo largo de este camino. Brindándome su apoyo incondicional y sus bendiciones diarias, que siempre me han otorgado las fuerzas para seguir luchando ante cualquier obstáculo. A mis hermanos, Cristhian y Richard por los consejos que siempre me ofrecieron, guiándome y motivándome a continuar avanzado en todo momento.

A mi querida familia, cuya presencia, amor y apoyo que han sido fundamentales en cada etapa de este recorrido. Gracias por su incondicional respaldo, por sus palabras de aliento que nunca faltaron y me han impulsado a seguir adelante ante cada reto.

A mis amigos y colegas, quienes con el tiempo se convirtieron en una parte esencial de este proceso, compartiendo conmigo alegrías, desafíos y momentos inolvidables durante este trayecto. Su compañía, ánimo inquebrantable y respaldo constante hicieron más llevadero este camino hacia la culminación de este proyecto.

Expreso mi más profunda gratitud por la amistad y el respaldo incondicional de Gwen. Su dedicación y esfuerzo han sido fundamentales en este proyecto. Valoro cada instante en la que ha estado presente, orientándome con sus sabios consejos y extendiéndome su mano en los momentos más difíciles. Su autenticidad y esencia única lo distinguen y hacen de ella una persona verdaderamente excepcional.

Finalmente, agradezco a todas aquellas personas que, de alguna manera, contribuyeron a mi crecimiento académico y personal. A quienes me inculcaron la perseverancia y aquellos que confiaron en mí, motivándome a superarme cada día.

Erick David Campoverde Romero

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por ser mi guía y fortaleza en todo momento, por darme la vida, la salud y la sabiduría para alcanzar esta meta. Sin Su amor y bendiciones, este logro no habría sido posible.

A la Universidad Técnica de Machala, en especial a la Facultad de Ciencias Agropecuarias, por brindarme la oportunidad de formarme académicamente y proporcionarme los conocimientos necesarios para mi desarrollo profesional.

A mis tutores, el Ing. César Valarezo Macías, la Dra. Lita Sorroza Ochoa y el Dr. Patricio Rentería Minuche, quienes con su paciencia y enseñanzas fueron fundamentales en la elaboración de mi tesis. Su orientación y apoyo fueron clave para culminar con éxito esta etapa.

Agradezco al Ing. Acuac. Miguel Ángel Ambuludi Arcentales, por permitirnos ingresar a su camaronera y brindarnos el apoyo necesario para realizar nuestro diseño experimental. Sin su colaboración, esta investigación no hubiera sido posible.

A mis padres, Ernesto Coronel y Sandra Ordoñez, por su amor incondicional, sacrificio y apoyo en cada paso de mi vida. A mi hermano Ayrton y a mis familiares que han estado pendientes de mi crecimiento y bienestar. En especial a mi tía Consuelo, mi tío Ufredo, mi tío Ángel y mi tía María, quienes han sido un soporte invaluable para mi carrera, brindándome apoyo económico y velando siempre por mi bienestar. También, a aquellos seres queridos que me cuidan desde el cielo y que siempre han estado en mi corazón.

A mis amigos, por su amistad, compañía y por compartir conmigo momentos inolvidables durante esta etapa universitaria. Un agradecimiento especial a Rodrigo Saavedra, quien siempre me apoyó y guió desde los primeros semestres hasta el último momento de esta travesía. A Paula Portilla, por su constante apoyo y amistad. A Mateo Íñiguez, por su gran apoyo en la culminación de mi carrera, por sus consejos y por estar presente cuando más lo necesité.

Finalmente, a mi compañero de tesis, Erick, por su participación en la investigación y por haber sido parte del proceso recorrido. Su apoyo y compromiso en esta etapa fueron esenciales para llevar a cabo nuestro trabajo. A pesar de los desafíos, su colaboración hicieron que este camino fuera más llevadero y enriquecedor.

Gwen Ibeth Coronel Ordoñez

DEDICATORIAS

Dedico este logro a mis padres, Rigoberto y Floresmila, cuyo amor, sabiduría y apoyo inquebrantable han sido pilares fundamentales en mi vida. A mis hermanos, cuyos consejos y valiosa orientación han sido clave en este camino.

A mi familia y amigos, quienes con su respaldo y aliento me han acompañado en cada desafío y celebración. Su presencia ha hecho que cada esfuerzo valga la pena.

Este logro refleja el esfuerzo compartido, el compromiso y el apoyo inagotable que me han brindado. Expreso mi más sincero agradecimiento por su constante acompañamiento en este camino.

Erick Campoverde Romero

Este trabajo está dedicado a Dios y a mis padres Ernesto y Sandra, quienes han sido mi mayor inspiración y apoyo incondicional a lo largo de este camino académico. Su amor, esfuerzo y sacrificio han sido la fuerza que me ha impulsado a superar desafíos y alcanzar mis metas.

A mis demás familiares y seres queridos, cuyo apoyo incondicional ha sido esencial en mi carrera universitaria. Su compañía, consejos y palabras de aliento me han dado la motivación para seguir adelante en los momentos más desafiantes.

Gwen Coronel Ordoñez

RESUMEN

El uso de bacterias nitrificantes para el control de nitritos en cultivos intensivos de camarón representa una estrategia sostenible para mejorar la calidad del agua. En este estudio, se evaluó la eficiencia de productos probióticos compuestos por *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* en la reducción de nitritos en sistemas acuícolas intensivos. Se recolectó sedimento y agua de una piscina recién cosechada de la camaronera FRANMAR (Huaquillas) y se diseñó un experimento completamente al azar con tres tratamientos y tres repeticiones. Los tratamientos incluyeron un control sin adición de bacterias (TC), un tratamiento con una concentración de 20 billones de UFC/g (T1) y otro con 1300 billones de UFC/g (T2). Se realizaron mediciones de amoníaco, nitritos, oxígeno disuelto y pH tres veces al día.

Los resultados demostraron que la aplicación de bacterias nitrificantes redujo significativamente los niveles de nitritos, con un mayor impacto en el tratamiento con mayor concentración bacteriana. No se observaron variaciones significativas en el pH, pero los tratamientos con bacterias mantuvieron niveles más altos de oxígeno disuelto en comparación con el control. La reducción de nitritos comenzó en el Día 4 en T2 y en el Día 5 en T1, completándose en el Día 7 y 8, respectivamente. Y en cuanto a la reducción de MO, las bacterias nitrificantes lograron reducir un 61% en todos los tratamientos. Estos hallazgos resaltan la importancia de la concentración bacteriana para optimizar la calidad del agua y mejorar la sostenibilidad de los sistemas acuícolas.

Palabras clave: bacterias nitrificantes; cultivos intensivos; nitritos.

ABSTRACT

The use of nitrifying bacteria for nitrite control in intensive shrimp cultures represents a sustainable strategy to improve water quality. In this study, the efficiency of probiotic products composed of *Nitrosomonas* and *Nitrobacter* in reducing nitrites in intensive aquaculture systems was evaluated. Sediment and water were collected from a freshly harvested pool at the FRANMAR shrimp farm (Huaquillas) and a completely randomized experiment was designed with three treatments and three replications. The treatments included a control without the addition of bacteria (TC), a treatment with a concentration of 20 billion CFU/g (T1) and another with 1300 billion CFU/g (T2). Ammonia, nitrite, dissolved oxygen and pH measurements were made three times a day.

The results showed that the application of nitrifying bacteria significantly reduced nitrite levels, with a greater impact in the treatment with a higher bacterial concentration. No significant variations in pH were observed, but the bacteria treatments maintained higher dissolved oxygen levels compared to the control. Nitrite reduction started on Day 4 in T2 and on Day 5 in T1, being completed on Day 7 and 8, respectively. And regarding OM reduction, nitrifying bacteria managed to reduce it by 61% in all treatments. These findings highlight the importance of bacterial concentration to optimize water quality and improve the sustainability of aquaculture systems.

Keywords: nitrifying bacteria; intensive cultures; nitrites.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	VI
DEDICATORIAS	VIII
RESUMEN	IX
ABSTRACT	X
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Planteamiento de problema	2
1.2. Justificación	2
1.3. Objetivos	3
1.3.1. <i>Objetivo General</i>	3
1.3.2. <i>Objetivo Específicos</i>	3
1.4. Hipótesis.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Camarón blanco del Pacífico (<i>L. vannamei</i>)	4
2.2. Cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> en Ecuador	4
2.3. Tipos de sistemas de cultivo en Ecuador	4
2.3.1. <i>Cultivo Intensivo</i>	4
2.3.2. <i>Cultivo Super-intensivo</i>	6
2.4. Técnicas de manejo en cultivos de camarón	6
2.4.1. <i>Alimentación</i>	6
2.4.2. <i>Calidad del suelo</i>	6
2.4.3. <i>Calidad del agua</i>	7
2.5. Presencia de nitritos en el agua	9
2.5.1. <i>Origen y formación de nitritos en sistemas acuícolas</i>	9
2.5.2. <i>Impacto de los nitritos en la salud del camarón</i>	9
2.6. Tratamientos biológicos para el control de nitritos en cultivos de camarón.....	10
2.7. Procesos microbianos en el cultivo intensivo de camarón.....	12

2.7.1.	<i>Ciclo del nitrógeno</i>	12
2.7.2.	<i>Bacterias nitrificantes</i>	12
2.7.2.1.	<i>Nitrosomonas</i>	12
2.7.2.2.	<i>Nitrobacter</i>	13
2.7.2.3.	<i>Bacterias nitrificantes autótrofas</i>	13
2.7.2.4.	<i>Bacterias nitrificantes heterótrofas</i>	13
III. MATERIALES Y MÉTODOS		15
3.1.	Ubicación del área de estudio	15
3.2.	Equipos y materiales	15
3.2.1.	<i>Equipos</i>	15
3.2.2.	<i>Materiales</i>	15
3.2.3.	<i>Material biológico</i>	16
3.2.4.	<i>Material de oficina</i>	16
3.3.	Diseño Experimental.....	16
3.3.1.	<i>Modelo matemático (DCA)</i>	17
3.3.2.	<i>Caracterización de los tratamientos</i>	17
3.4.	Variables a medir	17
3.4.1.	<i>Variable dependiente</i>	18
3.4.2.	<i>Variables intervinientes aleatorias</i>	18
3.5.	Manejo del experimento.....	18
3.5.1.	<i>Obtención del Agua y Sedimento</i>	18
3.5.2.	<i>Preparación de las unidades experimentales</i>	18
3.5.3.	<i>Aplicación de los tratamientos y monitoreo del experimento</i>	19
3.6.	Metodología para medición de las variables y la recolección de datos	21
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES		22
4.1.	Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en la reducción de amonio no ionizado (NH ₃) en el agua de la camaronera antes, durante y después del experimento.....	22

4.2. Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en la reducción de nitritos (NO ₂) en el agua de la camaronera antes, durante y después del experimento.	24
4.3. Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en el pH del agua antes, durante y después del experimento.	27
4.4. Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en la concentración de oxígeno disuelto del agua antes, durante y después del experimento.....	29
4.5. Tiempo de reducción de los niveles de nitritos en el agua de piscinas camaroneras tras aplicar bacterias nitrificantes.....	32
4.6. Influencia de las bacterias nitrificantes en la reducción de la MO	32
V. CONCLUSIONES.....	34
VI. RECOMENDACIONES	35
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	36
ANEXOS.....	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1 .Ubicación de la residencia donde se realizó el trabajo experimental.....	15
2. Croquis del diseño experimental.....	16
3. Reducción de los niveles de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera durante los días de experimento.	23
4. Reducción de los niveles de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera durante los días de experimento.....	26
5. Valores de pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.....	29
6. Concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.....	31

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Caracterización de los tratamientos.	17
2. Métodos y técnicas de medición de los parámetros en el estudio.....	21
3. ANOVA de un factor inter-grupos de la cantidad de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.....	22
4. ANOVA de un factor inter-grupos de la cantidad de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	24
5. ANOVA de un factor inter-grupos del pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	28
6. ANOVA de un factor inter-grupos de la concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	30
7. Estadístico descriptivo de la cantidad de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	47
8. Estadístico descriptivo de la cantidad de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	47
9. Estadístico descriptivo de la concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	48
10. Estadístico descriptivo del pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.	48

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo	Página
Anexo 1. Recolección de las muestra de Agua.....	42
Anexo 2. Homogenización del sedimento	42
Anexo 3. Colocación del sedimento (6 kg – 5cm de altura) a cada uno de los recipientes	43
Anexo 4. Diseño experimental	43
Anexo 5. a) Preparación de la dosis previa dilución.	44
Anexo 6. Aplicación de las dosis en los tratamientos	44
Anexo 7. Recolección de muestras de agua de los tratamientos para sus respectivos análisis.....	45
Anexo 8. Mediciones de los niveles de Nitrito y Amonio de los tratamientos.	45
Anexo 9. Medición de pH en los tratamientos.	46
Anexo 10. Medición del Oxígeno disuelto en los tratamientos.....	46

I. INTRODUCCIÓN

El uso de bacterias nitrificantes para controlar los niveles de nitrito en las aguas de los cultivos intensivos de camarón representa un enfoque innovador y sostenible para mejorar las condiciones ambientales de las piscinas. En estos sistemas, si bien se logra una mayor producción de camarones, también se genera una acumulación significativa de desechos metabólicos producidos por el animal y el alimento no consumido, lo que afecta la calidad de agua de los cultivos (Lezama-Cervantes *et al.*, 2010).

En las aguas de los cultivos, el nitrito surge como un intermediario en la conversión del amonio a nitrato, un proceso llevado a cabo por bacterias aeróbicas autotróficas. Estas desempeñan un papel importante en la nitrificación y, por ende, en la calidad del agua. Sin embargo, las altas concentraciones de este compuesto tóxico afectan significativamente el metabolismo del camarón. La toxicidad de los compuestos nitrogenados está influenciada principalmente por el pH, la temperatura, la alcalinidad y la salinidad (Godínez-Siordia *et al.*, 2011).

Las bacterias nitrificantes desempeñan un papel fundamental en el ciclo del nitrógeno al transformar los productos de desechos resultantes de los procesos metabólicos en cultivos intensivos de camarón. Entre ellas, *Nitrosomas* y *Nitrobacter* utilizan el nitrógeno inorgánico como fuente para la síntesis de proteínas, facilitando la conversión del amonio en nitritos y, posteriormente, en nitratos. Este proceso contribuye a reducir la toxicidad de los compuestos nitrogenados en el medio acuático (Jiménez & Balcázar, 2003). La actividad de estas bacterias mejora las condiciones ambientales para el camarón, favoreciendo su crecimiento y supervivencia en sistemas de producción intensiva.

Por esta razón, en la presente investigación se propone evaluar la eficiencia del uso de las bacterias nitrificantes, antes, durante y después de cada tratamiento para verificar la fluctuación de los niveles de nitrito mediante la toma de muestras de agua en sistemas intensivos. Se busca valorar esta práctica ecosistémica para mejorar las condiciones ambientales de las piscinas y, como consecuencia, optimiza la salud y el crecimiento de los camarones.

1.1. Planteamiento de problema

Los sistemas intensivos de cultivo de camarón (*Litopenaeus vannamei*) enfrentan un desafío crítico relacionado con las elevadas concentraciones de nitrito en el agua, lo que afecta negativamente tanto el bienestar de los organismos como la calidad general del entorno. Los nitritos, productos intermedios de la oxidación del amoníaco durante el proceso de nitrificación, son compuestos tóxicos que pueden disminuir significativamente la tasa de supervivencia, el crecimiento y la salud de los camarones, haciéndolos más vulnerables a enfermedades.

1.2. Justificación

La problemática mencionada anteriormente resalta la importancia de buscar soluciones innovadoras y sostenibles para mejorar las condiciones ambientales en los cultivos intensivos de camarón, con el fin de disminuir las concentraciones de nitritos presentes en el agua de cultivo. Entre las estrategias disponibles, la biorremediación mediante el uso de bacterias nitrificantes representa una alternativa prometedora, ya que estas bacterias tienen la capacidad de transformar los compuestos tóxicos, como los nitritos, en formas menos perjudiciales. Este enfoque no solo contribuye a mantener condiciones más saludables en los sistemas de cultivo, sino que también fomenta prácticas sostenibles que responden a las demandas ambientales y productivas del sector acuícola.

1.3.Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Evaluar la eficiencia del uso de las bacterias nitrificantes, antes, durante y después de cada tratamiento para verificar la fluctuación de los niveles de nitrito mediante la toma de muestras de agua en sistemas intensivos.

1.3.2. Objetivo Específicos

- Demostrar el efecto de las dosis de bacterias nitrificantes en la reducción de amonio no ionizado (NH_3) y nitritos (NO_2) del agua de camaronera antes, durante y después del experimento.
- Analizar el efecto de las dosis de bacterias nitrificantes en los parámetros físicos (pH y oxígeno disuelto) del agua de camaronera antes, durante y después del experimento.
- Establecer el tiempo de reducción en los niveles de nitritos en el agua de piscinas camaroneras tras la aplicación de bacterias nitrificantes.
- Determinar si las bacterias nitrificantes influyen en la reducción de la MO a través de la transformación del amoníaco en nitritos.

1.4. Hipótesis

La aplicación de las bacterias nitrificantes en cultivos intensivos de camarón (*Litopenaeus vannamei*) genera un impacto positivo al reducir los niveles de nitrito, mejorando así la calidad de agua.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Camarón blanco del Pacífico (*L. vannamei*)

En los últimos años, el camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) ha sido uno de los crustáceos más comercializados a nivel mundial; por ello, estudios realizados demuestran que su consumo alcanza aproximadamente 4500 millones de toneladas. Esta especie es reconocida por su amplia tolerancia a salinidades en aguas salobres (1-2 ppt) y en aguas hipersalinas, llegando hasta 40 ppt, así como por su capacidad para soportar diversos rangos de temperaturas. Son organismos carroñeros omnívoros, considerados menos carnívoros en comparación con *Penaeus monodon*, donde las hembras pueden llegar a pesar hasta 120 g y los machos hasta 80 g (De Silva *et al.*, 2021).

2.2. Cultivo de *Litopenaeus vannamei* en Ecuador

Ecuador es uno de los principales países productores de camarón blanco, habiendo alcanzado una producción de 510000 toneladas métricas en 2018. Entre otros productores, se encuentra China con 1760000 toneladas. En general, en Ecuador se utilizan métodos de cultivo tanto extensivos como semi-intensivos, ya que se consideran más amigables con el medio ambiente. Sin embargo, uno de los factores principales que afecta la producción es la calidad del agua y suelo (Boyd *et al.*, 2021). La calidad de agua en los cultivos de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es uno de los factores más controlados, ya que es donde los organismos se desarrollan desde su fase inicial hasta la cosecha. Si el agua no cumple con los requisitos necesarios para la vida de los organismos, estos se verán directamente afectados, lo que puede generar pérdidas considerables y altos costos de producción en la salud. Los principales parámetros que se deben monitorear para mantener un balance estable son la temperatura, el oxígeno, el pH, así como los nutrientes (potasio, magnesio, calcio, nitrógeno), nitritos y nitratos. Estos deben ser monitoreados de manera diaria, llevando un registro (Lema, 2023).

2.3. Tipos de sistemas de cultivo en Ecuador

2.3.1. Cultivo Intensivo

Los cultivos intensivos se caracterizan por tener un uso eficiente del agua, con un volumen de recambio inferior al 10% diario del volumen total del sistema. Son conocidos por permitir más de una cosecha anual. A medida que el camarón crece, se producen variaciones en su densidad y transiciones entre diferentes etapas. Este sistema facilita un

mayor control sobre los tratamientos de enfermedades, reduce la cantidad de alimento no consumido y minimiza el daño causado por depredadores. En el cultivo intensivo, se fomenta el desarrollo de perifitón y altas densidades de biomasa bentónica para satisfacer los requerimientos nutricionales de los juveniles. Durante las primeras cuatro semanas, el camarón se alimenta de los organismos bentónicos del sistema hasta alcanzar aproximadamente cuatro gramos de peso. A partir de ese punto, requiere dietas balanceadas con un alto contenido de proteínas para continuar su crecimiento. Sin embargo, este proceso también conlleva la acumulación de materia orgánica en el sedimento, lo que puede representar un riesgo para la producción y salud de los organismos (Coello, 2020).

Según Murcia-Mena & Paz-Quevedo (2020) se puede alcanzar una densidad de 30 a 40 PL/m², lo que requiere altas proporciones de oxígeno disuelto. Para mantener una aireación estable, suelen utilizarse seis aireadores por hectárea. Además, es necesario suministrar dietas con altos contenidos de proteínas. Si estos factores se manejan adecuadamente, las cosechas pueden alcanzar hasta tres ciclos anuales. Es importante considerar que se generarán grandes cantidades de desechos orgánicos (alimento no consumido), lo que constituye la principal fuente de materia orgánica en este tipo de sistemas. En cuanto a la forma de los estanques, estos pueden ser cuadradas o redondos y varían en tamaño desde los 0.1 a 1 ha, con una profundidad superior a los 1.5 m. Además, pueden alcanzar conversiones alimenticias de 1.4 a 1.8 de kg de alimento por cada kg de camarón.

En las últimas décadas, el sector acuícola en Ecuador ha experimentado un crecimiento significativo, especialmente en la producción de camarón mediante sistemas intensivos. No obstante, este desarrollo no ha sido acompañado por una regulación y un control adecuados por parte de las autoridades competentes. La falta de normativas efectivas ha propiciado el establecimiento de cultivos intensivos sin una planificación técnica y ambiental adecuada. Como resultado, numerosos proyectos enfrentan dificultades para alcanzar rentabilidad económica y, además, contribuyen al preocupante aumento de las tasas de desempleo en las provincias donde se ubican los cultivos camaroneros (Pesantez *et al.*, 2021).

2.3.2. Cultivo Super-intensivo

Los sistemas super-intensivos en Ecuador se definen como aquellos estanques recubiertos, como los raceways o tanques. Generalmente, estos presentan densidades de 150 camarones por m² y se caracterizan por ser sistemas amigables con el medio ambiente, ya que el consumo de agua es inferior a 250 L/kg de producción. Estos sistemas permiten entre 2 a 3 cosechas anuales, lo que equivale a más de 30 toneladas/ha, mientras que los raceways alcanzan 3 cosechas anuales con densidades 2,5 kg/m³. Al tratarse de sistemas super-intensivos, requieren un control riguroso de diferentes parámetros, como el pH, temperatura, salinidad y, sobre todo, el oxígeno disuelto. Para un manejo adecuado del cultivo, es fundamental mantener niveles superiores a 6mg/L, evitando así afectar la capacidad de carga del sistema. Según el análisis realizado, se demostró que la reducción de 12 horas de aireación puede disminuir hasta el 42% del peso final del camarón (Villareal & Juarez, 2022).

2.4. Técnicas de manejo en cultivos de camarón

2.4.1. Alimentación

En la acuicultura, la alimentación es un aspecto fundamental para el desarrollo de los organismos y representa el principal costo en los distintos sistemas de producción (60%). Por esta razón, se han implementado diversas técnicas de investigación para optimizar la alimentación en la producción de *Litopenaeus vannamei*. Entre los métodos más utilizados se encuentra la lectura de platos muestreadores, que consiste en aplicar un porcentaje de alimento y revisarlo después de cuatro horas para determinar si la cantidad es adecuada o si es necesario ajustar la dosificación. Por otro lado, los arrastres permiten observar el alimento sobrante; si la cantidad de residuo es considerable, se puede reducir la ración de alimento balanceado. En los cultivos intensivos, los métodos de alimentación más comunes incluyen el boleó, el cual emplea entre 3 a 4 platos por hectárea (Alvarez, 2022).

2.4.2. Calidad del suelo

Según Mustafa *et al.* (2021), el suelo es el principal factor de producción en los cultivos de organismos acuáticos, ya que influye directamente en la calidad del agua y en los procesos biológicos. Los factores que inciden en esta relación incluyen el clima, la topografía y los organismos presentes en el estanque. A pesar de los estudios realizados y comprobados, su aplicación en otras granjas camaroneras es limitada debido a diversos factores. Esta falta de implementación ha afectado la producción, interfiriendo con el

crecimiento y la reproducción de los organismos, lo que en muchos casos ha provocado altas tasas de mortalidad e incluso la pérdida total de la cosecha.

2.4.3. Calidad del agua

La calidad del agua en la acuicultura se define como el conjunto de propiedades biológicas, químicas y físicas del medio acuático. Esta variable es de gran importancia, ya que influye directamente en las condiciones de los organismos cultivados. Un adecuado control de la calidad del agua favorece el crecimiento y la reproducción de los organismos, además de reducir el riesgo de enfermedades bacterianas, fúngicas o parasitarias. Para ello, es fundamental mantener un equilibrio en los parámetros del agua como la temperatura, el pH, oxígeno disuelto y la salinidad; así como controlar las concentraciones de nitrógeno en el sistema. Un exceso de este elemento puede generar la acumulación de nitritos, nitratos y amonio, lo que resulta perjudicial para los organismos acuáticos (Muñoz, 2022).

El nitrito (NO_2^-) es un compuesto intermedio en el proceso de nitrificación, en el cual el amonio se convierte en nitrato mediante la acción de bacterias nitrificantes. En los cultivos de camarón blanco (*L. vannamei*), la presencia de nitrito en aguas salinas generalmente no representa un riesgo significativo. No obstante, en aguas con baja salinidad, su acumulación puede aumentar la mortalidad de los crustáceos al afectar la osmolaridad de la hemolinfa. Este desequilibrio provoca una reducción en los niveles de los principales iones presentes en la hemolinfa, como el Cloruro (Cl^-) y el Sodio (Na^+), lo que genera un desajuste osmótico e iónico en los organismos (Escobar & Nieto, 2021).

Uno de los métodos utilizados por Indraswari & Adharini (2022) para la reducción de compuestos nitrogenados en acuicultura es el uso de macroalgas. En este estudio, se empleó *Gelidium corneum* como biofiltro, y los resultados indicaron que esta macroalga es altamente recomendada debido a su capacidad para absorber compuestos nitrogenados (NH_3 , NO_3^- , NO_2^-). El experimento se llevó a cabo mediante un diseño completamente al azar. Al día 15, el tratamiento 1 (1 gL^{-1} de *G.corneum*) redujo la concentración de compuestos nitrogenados en un 8%, mientras que al día 25, el tratamiento 2 (2 gL^{-1} de *G.corneum*) logró una reducción del 32%. Estos resultados sugieren que el uso de *G.corneum* es una estrategia eficiente para mitigar la presencia de compuestos nitrogenados en sistemas acuícolas.

Para mantener una buena calidad de agua en los estanques acuícolas, es fundamental considerar diversos parámetros físico-químicos, (Cedeño & Vera, 2019).

- Oxígeno disuelto (OD) se mide en mg/L, con valores que oscilan entre 3.5 mg/L y 7 mg/L. Este parámetro es crucial para la calidad del agua, ya que una oxigenación deficiente puede causar la mortalidad de los organismos, reducir su apetito y generar estrés. Por ello, es recomendable registrar los niveles al menos 3 veces durante la noche y la madrugada.
- La temperatura es un factor determinante que influye directamente en los organismos cultivados, afectando su proceso de muda, incremento de peso y desarrollo. Las temperaturas óptimas para la producción oscilan alrededor de los 26 °C, aunque en los meses más calientes (julio-noviembre) pueden alcanzar hasta 34 °C.
- El pH es un parámetro fundamental, ya que regula el equilibrio químico del agua. Valores inferiores a 7 indican acidez, mientras que valores superiores a 7 indican alcalinidad, siendo 7 el punto neutro. Un desbalance en el potencial de hidrógeno puede afectar el metabolismo y los procesos fisiológicos de los organismos. Valores elevados pueden interferir en el proceso de muda, limitando su crecimiento.
- Demanda química de oxígeno (DQO) representa la cantidad de oxígeno necesaria para oxidar la materia orgánica presente en el estanque. Está relacionada con la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y también se aplica a las aguas residuales y superficiales.
- Demanda bioquímica de oxígeno en 5 días (DBO5) corresponde al oxígeno disuelto que requieren los microorganismos aeróbicos para descomponer la materia orgánica en un periodo de 5 días a temperatura constante. Este parámetro es clave para evaluar la calidad del agua y determinar si cumple con los parámetros adecuados.
- Sólidos disueltos totales (TDS) provienen de residuos de alimento balanceado no consumido, excreciones y algas, lo que contribuye al incremento en la demanda de oxígeno. Niveles elevados pueden afectar las branquias de los camarones, haciéndolos más susceptibles a enfermedades.
- Nitritos y nitratos se encuentran de forma natural en los estanques, ya que forman parte del ciclo del nitrógeno. Su presencia está relacionada con las excreciones

recientes en el agua. Cuando la oxigenación es adecuada, los niveles de nitrito no superan los 0,1 mg/l.

2.5. Presencia de nitritos en el agua

2.5.1. Origen y formación de nitritos en sistemas acuícolas

Las formaciones de nitritos en los sistemas acuícolas son aquellos que están de manera natural en las granjas acuícolas ya que son parte del ciclo del nitrógeno, esta se da de una forma rápida con un pH de 7 a 8 y con temperaturas de 25-30 °C, este proceso es de cuidado ya que pueden bajar considerablemente los niveles de pH (Rodríguez, 2020). Se originan específicamente en cultivos intensivos debido al uso excesivo de piensos (alimento), el uso de fertilizantes, excreciones de los organismos acuáticos y el gas nitrógeno de la atmósfera, indican que al proporcionar mucha aireación a los cultivos puede elevar los niveles de nitrito ya que esta acción hace que se mezclen los sedimentos del fondo que son bajos en oxígeno. Como primer punto el amonio se oxida y se convierte en nitrito por medio de las bacterias nitrificantes (*Nitrosomonas spp.*) pasa después a ser nitrato (menos tóxico) por medio de la oxidación (*Nitrosomas*). El problema surge porque las bacterias *Nitrosomonas spp.* funcionan a temperaturas de 15-20 °C, por otra parte, las nitrobacterias no funcionan correctamente a esas temperaturas y oscilan a un pH de 7.5-8.6 y por lo menos con 1 mg L⁻¹ de oxígeno disuelto. En otras palabras, se reporta mayor toxicidad por nitritos en condiciones de pH más bajos y con bajas temperaturas (Ciji & Akhtar, 2019).

2.5.2. Impacto de los nitritos en la salud del camarón

El efecto del nitrito elevado puede provocar estrés en organismos acuáticos, enfermedades y altas tasas de mortalidades, otro problema es la falta de crecimiento y del consumo del alimento, generalmente se da por la reasignación de energía hacia el mantenimiento y reparación durante el estrés, usan más energía para desintoxicarse de los nitritos, lo cual también limita su crecimiento. Los niveles altos de NO₂⁻ aumenta la frecuencia de la muda en crustáceos, teniendo como resultado menor incremento de tamaño después de cada muda lo que significa una tasa de crecimiento es lenta, muchos de estos animales llegaron a padecer del “síndrome de la muerte por muda” esto hace que los animales no desprendan su antiguo exoesqueleto completamente y no permite salir uno nuevo (Ciji & Akhtar, 2019).

Entre otras sintomatologías que pueden afectar a los camarones son las actividades de SOD junto con la disminución de catalasa y glutatión peroxidasa, baja resistencia ante patógenos como White Spot Síndrome Virus (WSSV) y bacterias, debido a que las altas exposiciones a este compuesto hacen que su sistema inmunológico como THC y la actividad fenoloxidasa se vean disminuidas (Martin *et al.*, 2022).

La salud del camarón influye directamente en su metabolismo, crecimiento y microbiota intestinal, además de hacerlo más vulnerable a los patógenos. En este estudio, se llevó a cabo un experimento para observar el comportamiento de *L. vannamei* ante diferentes dosis de nitrito por 30 días, usaron 0 mg L⁻¹ para el control, 2, 6.67 y 20 mg L⁻¹, con relación al peso. Los camarones expuestos a 20 mg L⁻¹ presentaron un crecimiento reducido en comparación con el grupo control. Mediante el estudio al microbiota intestinal en los camarones expuestos a 20 mg L⁻¹ encontraron patógenos oportunistas entre ellos *Pseudoalteromonadaceae* y *Vibrionaceae*. Los resultados del estudio demostraron que *L. vannamei* puede tolerar el estrés causado por el nitrito en concentraciones inferiores a 6.6720 mg L⁻¹. Sin embargo, concentraciones mayores a 6.6720 mg L⁻¹ resulta fatal ya que los hace crecer de forma lento, su sistema inmune está expuesto a patógenos y destruye el microbiota intestinal (Huang *et al.*, 2020).

Según Iber & Kasan (2021) menciona en su investigación han llegado a comprobar que la toxicidad con nitrito como producto metabólico en aguas residuales de acuicultura son de 0.2, 2 y 4 mg/L y con un pH ácido totalmente. El nitrito puede afectar directamente la hemocianina en crustáceos, impidiendo el paso del oxígeno hacia sus branquias, entre otros síntomas tenemos una baja fertilidad, lo vuelve susceptible a enfermedades y altas mortalidades en los cultivos. La concentración letal de nitrato es de 3400 mg/L en camarones *Peneidos*.

2.6. Tratamientos biológicos para el control de nitritos en cultivos de camarón

En un estudio realizado por Navarrete *et al.* (2022) indica que en la actualidad se están usando con mucha frecuencia consorcios bacterianos para el mejoramiento de la calidad de agua y a su vez contrarrestar la infestación de patógenos en los organismos acuáticos. Se evaluaron diferentes parámetros físico-químicos entre ellos nitritos, se usaron 4 tratamientos T1: consorcio bacteriano y levadura *Saccharomyces cerevisiae*, el T2: consorcio de hongos, T3: *S. cerevisiae*, *Bacillus subtilis*, *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus acidophilus* y T4: se usó un consorcio combinado de los 3 tratamientos

mencionados anteriormente. De todos los tratamientos el más eficaz fue el T2 ya que tanto para nitrito y nitrato fue eficiente en un 100% sin diferencia significativa, según lo mencionan las pruebas que realizaron los investigadores.

En los estanques de acuicultura las levaduras son muy común utilizarlas debido a su gran eficiencia ante compuestos nitrogenados (amonio, nitrito y nitrato), reducción de materia orgánica y también como alimento (peces, moluscos y crustáceos), son considerados microorganismos unicelulares, tiene una forma oval y su reproducción puede ser por gemacion o fisión (Vivanco & Aponte, 2023).

En la investigación realizada por Fang *et al.* (2021) indica que evaluaron la efectividad de la levadura *Barnettozyma californica* ante el nitrito la cual empezó con una cantidad de 140 mg/L, 70 mg/L y 14 mg/L, este proceso fue evaluado durante 48 horas y como resultado dieron que eliminó el 98,84% de nitrito, a lo que concluye que esta cepa de levadura aportó notablemente ante la reducción de nitrógeno residual.

Los probióticos son usados actualmente en la acuicultura para controlar las enfermedades, ayuda con el crecimiento y al mejoramiento del microbiota intestinal, generando así una mejor salud en su huésped. Para esta investigación Pantjara & Kristanto (2020) evaluaron la eficiencia de probiótico (*Pseudoalteromonas spp.*, *Brevibacillus spp.*, y *Pseudomonas spp.*) en la reducción de nitrito; las concentraciones del mismo para el estanque eran de 0.015 ± 0.0019 mg L⁻¹, para el tratamiento A es de 0.008 ± 0.0073 mg L⁻¹, $0,026 \pm 0,0436$ mg·L⁻¹ y $0,008 \pm 0,0073$ mg·L⁻¹ en A1, A2 y A3, respectivamente, y $0,032 \pm 0,0230$ mg·L⁻¹ en el tratamiento B, menos de 0,25 mg L⁻¹. Al final del estudio los resultados para nitritos fueron menores que al inicio del proyecto lo cual lo hace eficiente.

Uno de los tratamientos más eficaces ante la presencia de nitritos es el uso de sistemas biofloc (SB), es una tecnología que es muy amigable con el medio ambiente llevando a cabo grandes producciones camaroneras, esto es posible mediante el reúso continuo de nutrientes, lo cual permite mantener el balance entre el nitrógeno y carbono, ya que los expulsa en forma de biomasa bacteriana, así controlan bajos niveles de N en el agua, generalmente los que son dañinos y a su vez mantiene los parámetros físico-químicos estables. La fijación de nitrógeno se da por medio del proceso de nitrificación, las bacterias que están presentes en los (SB) mediante su metabolismo hacen que los compuestos nitrogenados (amonio, nitritos, nitratos) se convierten en proteínas de fácil asimilación, según estudios indican que mediante una fuente de carbono puede ayudar a

la fijación de amoníaco y nitritos por unidad de tiempo en un 26% más a diferencia de un sistema tradicional (Hernandez *et al.*, 2019).

2.7. Procesos microbianos en el cultivo intensivo de camarón

2.7.1. Ciclo del nitrógeno

En el ciclo del nitrógeno están intervenidos por amoníaco, nitrito y nitrato, los cuáles se originan por diferentes fuentes tales como el balanceado, fertilizantes, mudas y heces de los organismos; estos desechos se oxidan mediante la acción de bacterias como las *Nitrosomas* que son las responsables de transformar el amonio a nitrito y las *Nitrobacter* por otra parte continúan con la oxidación de nitrito a nitrato. Existen bacterias que pueden ayudar a convertir los nitratos a nitritos, la cual es expulsada del agua como gas disuelto. Para la desnitrificación de nitratos a Nitrógeno (N) intervienen bacterias como *Bacillus*, *Corynebacterium*, *Pseudomonas* y *Achromobacter*. En los estanques de acuicultura siempre van a estar presentes el ion amonio NH_4^+ (no considerado tóxico en bajas cantidades) pero también existe el amoníaco no ionizado (NH_3) el cual si es de alto riesgo y pueden causar problemas (Aguilar & Vera, 2022).

2.7.2. Bacterias nitrificantes

Este tipo de bacterias se caracterizan por ser organismos procariotas y quimiolitautótrofas, las cuales permanecen en la columna de agua, siendo parte del bacterioplancton. La nitrificación se divide en dos grupos Bacterias Oxidantes de Amonio (BOA) las cuales oxidan el amonio (NH_4^+) a nitrito (NO_2^-) y las Bacterias Oxidantes de Nitrito (BON) utilizan el nitrito del proceso anterior para convertirlo en nitrato (NO_3^-). Las bacterias más destacadas para el proceso de nitrificación son *Nitrosomonas*, *Nitrobacter*, *Nitrosococcus* y *Nitrosolobus*. Muchas veces la nitrificación es afectada por varios factores entre ellos esta el oxígeno disuelto, pH, entre otros. El oxígeno requerido para la reducción de nitrógeno va de 0,3 a 0,9mg/L, el pH tiene que ser de 6,5 a 8,5, el mas optimo para que de crecimiento es un $\text{pH} \geq 8,5$ (Másmela-Mendoza *et al.*, 2019).

2.7.2.1. Nitrosomonas

Las bacterias nitrosomonas son Gram negativas, presentan una forma de vara, se pueden reproducir de manera individual, se ocupan de los procesos oxidativos del nitrogeno amoniacal, para tener como resultado nitritos, para así evitar niveles elevados de amonio, estas también pueden ser aerobias y autótrofas (Suárez, 2024). Las *nitrosomonas* oxidan

el amoníaco a hidroxilamina mediante la enzima *amonio monooxigenasa* la cual se encuentra agrupada a las proteínas de membrana, siguiendo el proceso oxidan la hidroxilamina a nitrito por *hidroxilamina oxidoreductasa*, ubicada en el espacio periplasmático, este proceso va a demandar oxígeno junto a una fuente de poder reductor (Paredes, 2018).



2.7.2.2. *Nitrobacter*

Son bacterias quimiolitotróficas aeróbicas facultativas, tienen como fuente de energía a la oxidación de nitrito a nitrato en condiciones aerobias, fijando el dióxido de carbono CO_2 , se encargan de la degradación de materia orgánica en los diferentes ecosistemas, las cuáles necesitan una alta concentración de materia orgánica y niveles muy bajos de oxígeno, por eso son conocidas como el género de bacterias nitro-oxidante más común a nivel mundial (Gajardo, 2021).

2.7.2.3. *Bacterias nitrificantes autótrofas*

Las bacterias nitrificantes autótrofas son aquellas que convierten el carbono inorgánico a orgánico en la masa celular, son encargadas de liberar productos microbianos solubles, generalmente con crecimiento de biomasa y la biomasa en descomposición. Pueden utilizar para la oxidación del amoníaco (AMO) enzimas amoníaco monooxigenasa y (HAO) hidroxilamina deshidrogenasa, y para la oxidación del nitrito (NXR) nitro oxidoreductasa (Borja, 2024).

2.7.2.4. *Bacterias nitrificantes heterótrofas*

Para este proceso su principal fuente van a ser los compuestos orgánicos para su fuente de energía (melaza), este también puede considerarse como metabolismo secundario, lo que se sabe es que para la nitrificación y desnitrificación tienen relación con el metabolismo energético. Hay bacterias heterótrofas que contienen (AMO) y hay otras que pueden oxidar el amoníaco sin (AMO) (Borja, 2024). Este tipo de bacterias abarcan un gran grupo que son las cianobacterias, entre ellas están *Oscillatoria sp*, *Phormidium sp*, *Spirulina sp*, *Chthonoplastera*, *Schizothrix*, entre otras las cuáles se encargan de convertir el amonio en compuestos menos dañinos, al transformar el amoníaco en biomasa microbiana. Las bacterias heterotróficas descomponen los desechos orgánicos (balanceado, materia orgánica, heces, mudas) la cual es su fuente de nutriente ya que termina siendo consumida

por los organismos cultivados, se recomienda una buena oxigenación ya que favorece la producción de las camareras (Sánchez, 2023).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del área de estudio

El presente trabajo de titulación se realizó en la residencia de uno de los integrantes del equipo de tesis, ubicada en la ciudadela “Liliam María”, en la intersección de las calles Guayacanes y 1.^a Avenida, en el cantón Machala, provincia de El Oro, con las siguientes coordenadas geográficas: 3°16'14.0"S, 79°57'18.4"W.

Figura 1. Ubicación de la residencia donde se realizó el trabajo experimental.



Fuente: Google Earth (2024)

3.2. Equipos y materiales

3.2.1. Equipos

- Oxigenometro (YSI 550A-12)
- Multiparámetro profesional 7 en 1 (SISCO-WQT-7L)
- Colorímetro Checker de Nitrito (Hanna HI708)
- Colorímetro Checker de Amoniac (Hanna HI715)
- Balanza analítica (AS 120.R2 PLUS)
- Aireadores de acuario
- Bomba Sumergible 0.3 Hp (DANU Xks-2 Plg50P)

3.2.2. Materiales

- Recipientes plásticos tipo balde 74 L
- Piedras difusoras
- Agua de camaronera

- Sedimento de camaronera
- Mangueras de acuario
- Tanque de 1000 L

3.2.3. *Material biológico*

- Productos con Bacterias Nitrificantes

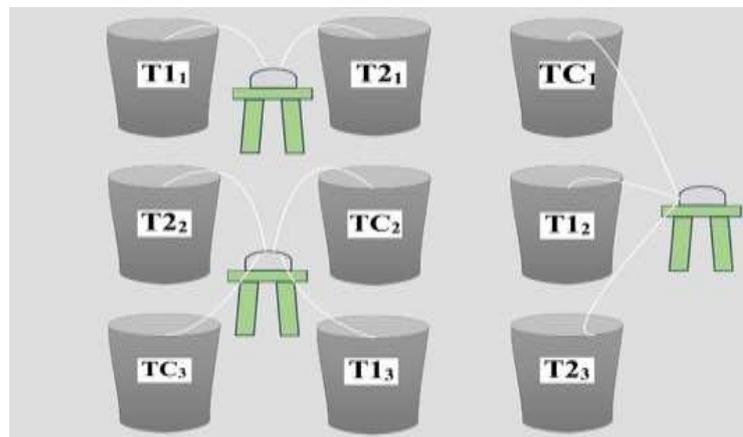
3.2.4. *Material de oficina*

- Libreta de apuntes
- Esferos y lápices
- Etiquetas
- Cámara fotográfica

3.3. Diseño Experimental

Se realizó un diseño completamente al azar (DCA) debido a la homogeneidad de las unidades experimentales. El modelo constó de 3 tratamientos (Tabla 1), con 3 repeticiones cada uno, obteniendo 9 unidades experimentales (recipientes plásticos tipo baldes) con capacidad de 74 litros, donde se adicionó 6 kg de sedimento (5 cm de altura) en el fondo de cada recipiente y 60 litros de agua de camaronera de cultivo intensivo (salinidad de 2 ppt). Por último, se agregó aireación constante para proporcionar condiciones aeróbicas. El factor de estudio son los productos con bacterias nitrificantes que serán implementados en el agua, con el objetivo de reducir los altos niveles de nitrito.

Figura 2. Croquis del diseño experimental



Fuente: Campoverde y Coronel (2024)

3.3.1. *Modelo matemático (DCA)*

Modelo estadístico lineal para un diseño completamente al azar:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + E_{ij}$$

Donde:

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

μ = Efecto de la media general

T_i = Efecto del i-esimo tratamiento

E_{ij} = Efecto del error experimental asociado a la i-esima unidad experimental

3.3.2. *Caracterización de los tratamientos*

Los tratamientos utilizados en el experimento fueron los siguientes: el tratamiento control (TC), al cual no se le adicionó ningún producto; el tratamiento 1 (T1), en el que se utilizó el producto A, compuesto por *Nitrosomonas* y Nitrobacterias con una concentración total de 20 billones de UFC/g; y el tratamiento 2 (T2), donde se empleó el producto B, también compuesto por *Nitrosomonas* y Nitrobacterias, pero con una concentración total de 1300 billones de UFC/g.

Los productos fueron aplicados al inicio del experimento siguiendo las dosis recomendadas por los fabricantes. Estas dosis, detalladas en la Tabla 1, se ajustaron cuidadosamente al volumen de agua de las unidades experimentales para garantizar la precisión en la aplicación de los tratamientos.

Tabla 1 Caracterización de los tratamientos.

Tratamientos	Producto	Dosis (g)	Volumen (L)
T0	Ninguno	0	60
T1	A	0,006	60
T2	B	0,0012	60

3.4. **Variables a medir**

Las variables que se midieron fueron:

3.4.1. Variable dependiente.

- **Concentración de nitritos (NO₂):** Variable cuantitativa y se midió 3 veces al día utilizando un Colorímetro Checker de Nitrito.
- **Concentración de amonio no ionizado (NH₃):** Variable cuantitativa y se midió 3 veces al día utilizando un Colorímetro Checker de Amoniaco.
- **Materia orgánica (%):** Medida por el método de ignición antes y después de experimento.

3.4.2. Variables intervinientes aleatorias.

- **Temperatura y pH del agua:** Variable cuantitativa medida 3 veces al día con un multiparámetro profesional 7 en 1 (SISCO-WQT-7L)
- **Oxígeno disuelto:** Variable cuantitativa medida 3 veces al día con un oxigenometro YSI 550A-12.

3.5. Manejo del experimento

3.5.1. Obtención del Agua y Sedimento

El sedimento utilizado en el estudio se recolectó en una piscina de cultivo intensivo (Camaronera FRANMAR) recién cosechada, ubicada en Huaquillas, en las coordenadas 3°30'43.4"S, 80°10'57.8"W. La extracción de las muestras se realizó en la zona de la compuerta de salida de agua. Para su recolección, se empleó un recipiente plástico de 50 L, con tapa, previamente lavado y desinfectado, obteniéndose un total de 60 kg de sedimento.

El agua fue recolectada antes de la cosecha de la piscina donde se obtuvo el sedimento y presentaba una salinidad baja (2 ppt). Para su recolección, se utilizó un tanque de 1000 L, el cual fue llenado mediante una bomba sumergible que permitió extraer el agua rápidamente desde la piscina.

3.5.2. Preparación de las unidades experimentales

El agua y el sedimento recolectados fueron transportados a la residencia de la familia Coronel. Los 60 kg de sedimento se mezclaron de manera homogénea en un tanque. Posteriormente, se recolectó una muestra para su análisis del porcentaje de MO, antes de ser distribuido en los recipientes plásticos a razón de 6 kg por unidad experimental,

alcanzado una altura de 5 cm. Seguidamente, se adicionaron 60 litros de agua a cada recipiente, donde se midieron los parámetros físicos y químicos descritos en el punto 3.4.

3.5.3. *Aplicación de los tratamientos y monitoreo del experimento*

Para el desarrollo de esta investigación, se adquirieron dos productos comerciales que contienen bacterias nitrificantes en la ciudad de Guayaquil, perteneciente al cantón Guayas. Las dosis a emplear fueron calculadas según las recomendaciones del fabricante y el volumen de agua de las UE. Dado que las dosis recomendadas eran extremadamente pequeñas y difíciles de calcular con precisión, se optó por multiplicar por 100 las cantidades aplicadas en los recipientes.

Cálculo de las dosis

Tratamiento 1 (Producto A): El fabricante recomienda una aplicación de 1000 g por ha o por cada 10.000 m³. Dado que las unidades experimentales (UE) tienen un volumen de 0,06 m³, se realizó el siguiente cálculo:

$$\begin{array}{r} 1000 \text{ g} \text{ _____ } 10\ 000 \text{ m}^3 \\ x \text{ _____ } 0,06 \text{ m}^3 \end{array}$$

$$\text{Dosis a aplicar en el T1: } \frac{1000 \text{ g} \times 0,06 \text{ m}^3}{10\ 000 \text{ m}^3} = 0,006 \text{ g}$$

Tratamiento 2 (Producto B): El fabricante recomienda una aplicación de 200 g/ha o por cada 10.000 m³. Dado que las unidades experimentales (UE) poseen un volumen de 0,06 m³, se realizó el siguiente cálculo:

$$\begin{array}{r} 200 \text{ g} \text{ _____ } 10\ 000 \text{ m}^3 \\ x \text{ _____ } 0,06 \text{ m}^3 \end{array}$$

$$\text{Dosis a aplicar en el T1: } \frac{200 \text{ g} \times 0,06 \text{ m}^3}{10\ 000 \text{ m}^3} = 0,0012 \text{ g}$$

Dosificación de los tratamientos

Para facilitar la dosificación de cada tratamiento y minimizar errores durante su aplicación, la dosis calculada de cada tratamiento se aumentó en un factor de 100, obteniendo así una concentración inicial mayor. Este procedimiento permitió la preparación de dosis más concentradas. Las diluciones necesarias para la aplicación se calcularon utilizando la siguiente fórmula

$$C_1V_1 = C_2V_2$$

Donde:

C₁: Concentración inicial de la dosis incrementada por un factor de 100.

V₁: Volumen requerido para la aplicación en las unidades experimentales.

C₂: Concentración inicial de la dosis calculada de los productos.

V₂: Volumen total de la unidad experimental (ml).

Tratamiento 1 (Producto A):

x: 0,006 g x 100 veces: 0,6 g → La solución será diluida en un recipiente de 10 L.

$$C_1V_1 = C_2V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 \times V_2}{C_1}$$
$$V_1 = \frac{0,006 \text{ gr} \times 60\,000 \text{ ml}}{0,6 \text{ gr}}$$

$$V_1 = 600 \text{ ml} \rightarrow \text{Dosis que se aplicará en el "T1"}$$

Tratamiento 2 (Producto B):

x: 0,0012 g x 100 veces: 0,12 g → La solución será diluida en un recipiente de 10 L.

$$C_1V_1 = C_2V_2 \rightarrow V_1 = \frac{C_2 \times V_2}{C_1}$$
$$V_1 = \frac{0,0012 \text{ gr} \times 60\,000 \text{ ml}}{0,12 \text{ gr}}$$

$$V_1 = 600 \text{ ml} \rightarrow \text{Dosis que se aplicará en el "T1"}$$

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

Las mediciones se realizaron tres veces al día, comenzando el "Día 0" a las 4:00 a. m., seguidas de registros adicionales a las 12:00 p. m. y 8:00 p. m., con intervalos de 8 horas entre cada toma de datos. Este enfoque permitió un monitoreo continuo y detallado de las variables a lo largo del periodo experimental.

Tabla 2 Métodos y técnicas de medición de los parámetros en el estudio

Parámetros	Método/Técnicas
Temperatura	Método electroquímico: Se utilizó un pHmetro digital multifuncional (SISCO-WQT-7L).
pH	Método potenciométrico: Se utilizó un pHmetro digital multifuncional (SISCO-WQT-7L).
Oxígeno disuelto	Método electroquímico: Se utilizó un Oxigenometro portátil YSI 550A-12 previamente calibrado para obtener lecturas exactas en tiempo real.
Nitritos	Método colorimétrico: Se utilizó un colorímetro portátil Checker Hanna HI708 con reactivos específicos.
Amonio	Método colorimétrico: Se utilizó un colorímetro portátil Checker Hanna HI715 con reactivos específicos.
Materia orgánica (%)	Las muestras de sedimento fueron sometidas a combustión en mufla para calcular el porcentaje de materia orgánica. Ignición

Registro y control de datos: Todos los datos recolectados fueron anotados en una hoja de control diseñada para incluir la fecha, el horario de medición, el tratamiento correspondiente (TC, T1, T2) y los valores de cada parámetro. Posteriormente, la información fue digitalizada en una hoja de cálculo para su análisis. La calidad de mediciones se garantizó mediante la calibración diaria de los equipos y la toma de datos en horarios consistentes, con el fin de minimizar las variaciones causadas por factores externos.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en la reducción de amonio no ionizado (NH₃) en el agua de la camaronera antes, durante y después del experimento.

El análisis estadístico ANOVA de un factor inter-grupos (Tabla 3) indicó diferencias significativas en los niveles de amonio no ionizado (NH₃) entre los tratamientos en los tres momentos de medición. Antes del experimento, el p-valor fue 0,006 ($p < 0,05$), evidenciando diferencias iniciales. Durante el experimento, el p-valor fue 0,000, lo que confirmó diferencias significativas en la concentración de NH₃. Posteriormente, el p-valor se mantuvo en 0,000, reafirmando la variabilidad entre los tratamientos. Estos resultados demuestran que los tratamientos aplicados influyeron significativamente en los niveles de amonio no ionizado en el agua de camaronera.

Tabla 3. ANOVA de un factor inter-grupos de la cantidad de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

Momento de medición		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Antes	Entre grupos	4,701	2	2,351	6,419	,006
	Dentro de grupos	8,789	24	,366		
	Total	13,491	26			
Durante	Entre grupos	98,570	2	49,285	9,968	,000
	Dentro de grupos	1186,670	240	4,944		
	Total	1285,240	242			
Después	Entre grupos	5,523	2	2,762	30,422	,000
	Dentro de grupos	9,531	105	,091		
	Total	15,055	107			

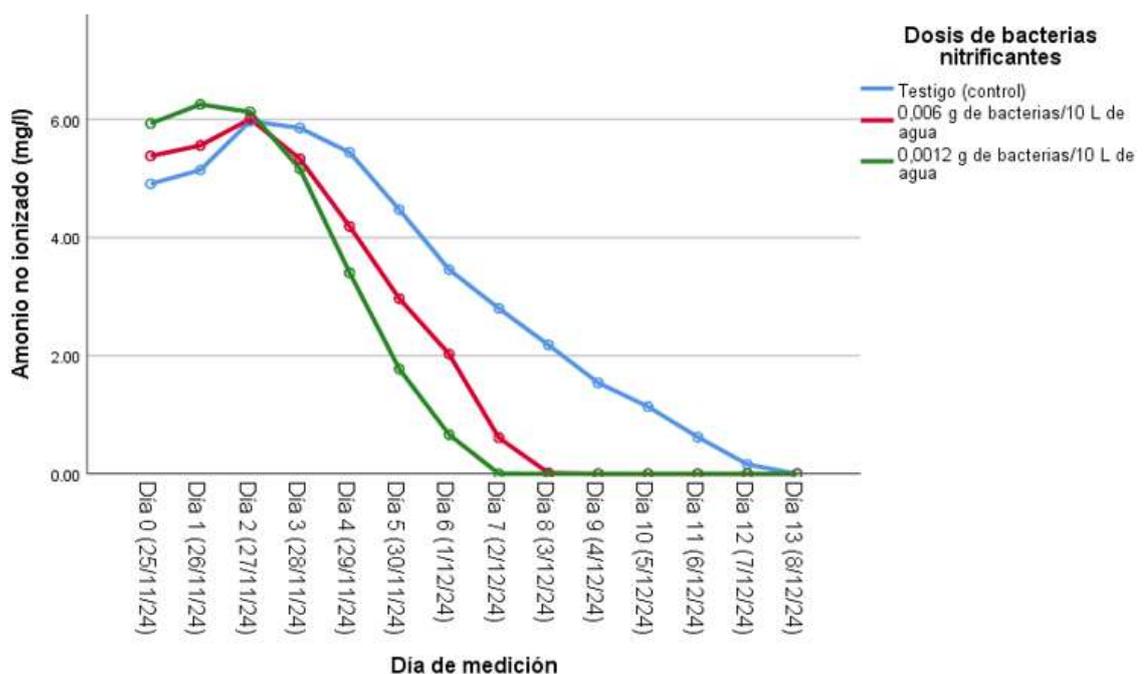
La Figura 3 ilustra la variación en la concentración de amonio no ionizado (NH₃) en el agua, monitoreada antes, durante y después del experimento para evaluar la eficiencia de las bacterias nitrificantes en su eliminación. Antes del inicio del ensayo, los valores promedio de NH₃ fueron similares entre tratamientos: $4,91 \pm 0,13$ mg/l en el grupo control, $5,38 \pm 0,25$ /l en T1, con una aplicación de 0,006 g de bacterias en una dilución

previa, y $5,93 \pm 1,01$ mg/l en T2, con una aplicación de 0,0012 g de bacterias en una previa dilución.

Durante los primeros 2 días, las concentraciones de amonio no ionizado se mantuvieron en los tres grupos. Sin embargo, entre los Días 3 y 7, se observó una reducción progresiva, siendo más pronunciada en T2, seguido por T1. Para el Día 9, la disminución alcanzó el 44% en T1 (\bar{X} : 2,97 mg/l) y 56% en T2 (\bar{X} : 2,6 mg/l), mientras que en el grupo control solo se registró una reducción lenta del 16, 5% (\bar{X} : 4,01 mg/l).

A partir del Día 8, las concentraciones NH_3 en los tratamientos con bacterias nitrificantes llegaron a 0 mg/l, indicando su eliminación total. En contraste, el grupo control presentó una disminución más lenta, alcanzando un promedio de 0,48 mg/l al finalizar el estudio (90 % de reducción), logrando niveles mínimos hasta el Día 13.

Figura 3. Reducción de los niveles de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera durante los días de experimento.



Los resultados evidencian una degradación lenta del amonio no ionizado (NH_3) a partir del Día 3 en los tratamientos que se aplicaron las bacterias. En el tratamiento T2, la reducción ocurrió en un período de 4 días (Día 7), mientras que el tratamiento T1 se observó una reducción en 5 días (Día 8). En comparación, el tratamiento control presentó una degradación más prolongada, extendiéndose hasta el final del experimento (Día 13). De acuerdo con los resultados obtenidos por Patil *et al.* (2021), el consorcio de bacterias

nitrificantes AOB/AOA logró oxidar completamente la concentración de amoníaco en un periodo de 9 días a una salinidad de 2‰. Este tiempo refleja una reducción más lenta en comparación con salinidades mayores, donde el proceso fue más eficiente. En el presente estudio, la salinidad se mantuvo en 2 ppm en todos los tratamientos. Además, estudios previos de Taragusti *et al.* (2020) y Dwiardani *et al.* (2021) sugieren que una mayor dosificación de bacterias nitrificantes favorece una degradación más rápida del amoníaco. Sin embargo, los resultados obtenidos en este estudio están en concordancia con dichas observaciones. En particular, el tratamiento T2 (dosis: 0,0012 g) mostró una mayor reducción de amoníaco en comparación con T1 (dosis: 0,006 g). Esto podría explicarse por la diferencia en la concentración de bacterias activas en los probióticos utilizados (T1: 20 billones UFC/g; T2: 1.300 billones UFC/g), lo que sugiere que la concentración bacteriana en el producto juega un papel determinante en la eficacia de la degradación de NH₃.

4.2.Efecto de las dosis de bacterias nitrificantes en la reducción de nitritos (NO₂) en el agua de la camaronera antes, durante y después del experimento.

El análisis ANOVA de un factor inter-grupos (Tabla 4) mostró diferencias estadísticamente significativas en los niveles de nitrito (NO₂) entre los tratamientos en los tres momentos de medición. Antes del experimento, no se observaron diferencias iniciales entre los grupos. Durante el experimento, el p-valor fue 0,001, evidenciando diferencias significativas en la concentración de NO₂. Al finalizar el experimento, el p-valor también fue 0,000, confirmando variaciones significativas finales entre los tratamientos. Estos resultados indican que los tratamientos aplicados influyeron de manera significativa en los niveles de nitrito en el agua de camaronera del diseño experimental.

Tabla 4. ANOVA de un factor inter-grupos de la cantidad de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

Momento de medición		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Antes	Entre grupos	,000	2	,000		
	Dentro de grupos	,000	24	,000		
	Total	,000	26			
Durante	Entre grupos	838,741	2	419,370	7,108	,001

	Dentro de grupos	14159,333	240	58,997		
	Total	14998,074	242			
	Entre grupos	433,500	2	216,750	32,758	,000
Después	Dentro de grupos	694,750	105	6,617		
	Total	1128,250	107			

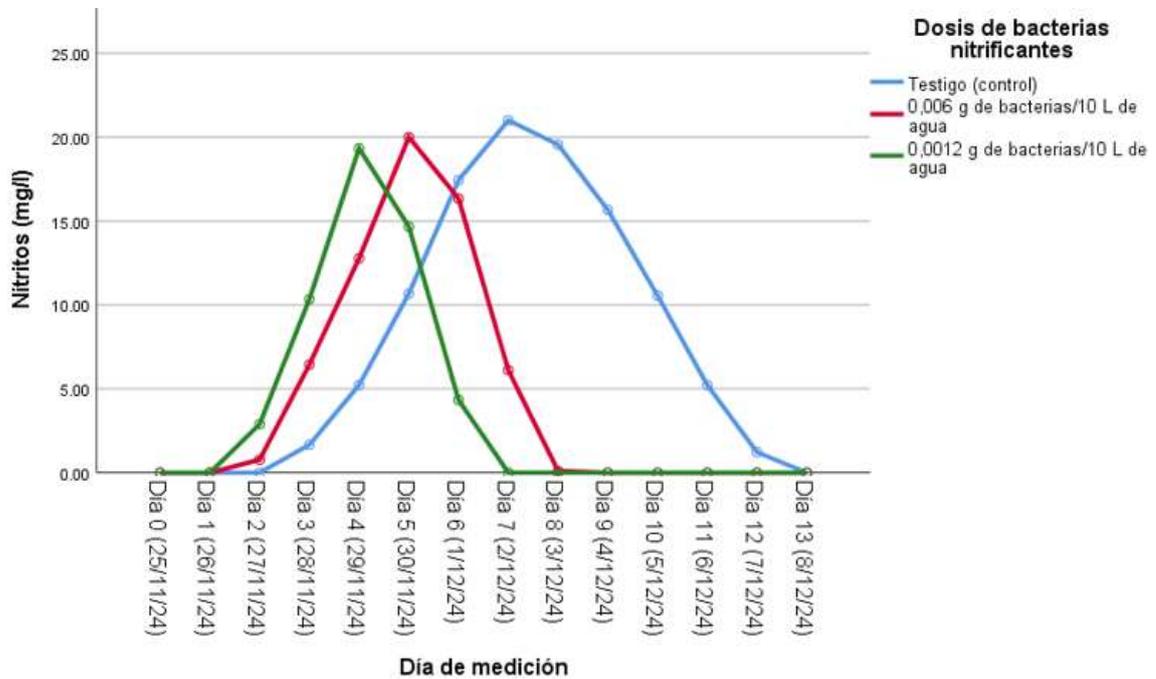
Se evaluó la concentración de nitritos (NO_2) en el agua de camaronera antes, durante y después del experimento, con el objetivo de analizar la eficiencia de las bacterias nitrificantes en su conversión y reducción. Antes del inicio del experimento, las concentraciones en todos los tratamientos (control, T1 y T2) fueron de 0 mg/l, lo que indica una ausencia inicial de acumulación de este compuesto.

Durante la fase experimental, se observó un incremento gradual en los niveles de NO_2 en todos los grupos, reflejando el proceso de oxidación del amonio no ionizado a nitritos, característico de la actividad de las bacterias nitrificantes. La acumulación de nitritos fue más pronunciada en el grupo Control, alcanzado un valor medio de 10,13 mg/l, mientras que en los tratamientos con bacterias se registraron concentraciones menores, con un promedio de 6,95 mg/l en T1 y 5,73 mg/l en T2.

Tal como se muestra en la Figura 4, los nitritos comenzaron a incrementarse a partir del Día 2, alcanzando su concentración máxima en distintos momentos según el tratamiento. En T2, el pico de acumulación se registró en el Día 4, mientras que en T1 ocurrió en el Día 5 y en el grupo control en el Día 7, lo que sugiere una conversión más eficiente de nitritos a nitratos en los tratamientos con la aplicación de los productos comerciales.

La fase de reducción se inició en diferentes momentos para cada grupo. En el tratamiento T2, la disminución comenzó en el Día 5 y se logró la eliminación total de este compuesto nocivo (0 mg/l) en el Día 7. En T1, la reducción se inició en el Día 6, alcanzando valores nulos en el Día 8. En contraste, en el tratamiento control, la disminución de nitritos fue más tardía, iniciándose en el Día 8 y prolongándose hasta el Día 13, cuando finalmente se registraron valores de 0 mg/l.

Figura 4. Reducción de los niveles de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera durante los días de experimento.



Los resultados de este estudio revelan una reducción ligeramente más lenta de los niveles de nitritos en comparación con los niveles de amonio (NH_3). Según Patil *et al.* (2021), el uso de un consorcio de bacterias nitrificantes NOB requirió 13 días para oxidar completamente los nitritos a una salinidad de 2‰, mientras que, a salinidades superiores, el mismo proceso se completó en 11 Días. En el presente estudio, al trabajar con agua y sedimento provenientes de un cultivo de baja salinidad (2ppt) y añadir bacterias nitrificantes en los tratamientos (T1 y T2), se logró reducir los niveles de nitrito en 3 días (72 horas) (T2= Día 4 al Día 7, T1= Día 5 al Día 8); incluso partiendo de niveles altos. En comparación, el grupo control, sin la aplicación de estas bacterias, logró reducir en 6 Días (144 horas) (Día 7 al Día 13). Este comportamiento concuerda con la influencia de una menor salinidad, que ralentiza la tasa de oxidación del nitrito, demostrando cómo este factor afecta la eficiencia metabólica de las bacterias nitrificantes.

Antes de iniciar el experimento, todos los tratamientos registraron niveles de nitritos de 0 mg/L (Día 0), lo que indica que el sistema de cultivo no presentaba acumulación significativa de este compuesto. Sin embargo, durante los primeros días del ensayo, los niveles de nitritos aumentaron: del Día 2 hasta al Día 4 para T2, seguido de T1 hasta el Día 5 y del control hasta el Día 7, debido a la conversión de amonio (NH_3) a nitritos mediada por la actividad de las bacterias nitrificantes. Posteriormente, los niveles de nitritos disminuyeron en los tratamientos durante 3 días (72 horas) en el T2, seguido de

T1 de manera similar, hasta alcanzar valores indetectables, mientras que en el tratamiento de control le tomó 6 días (144 horas) para poder oxidar completamente los nitritos. Este patrón es consistente con los resultados reportados por Kuhn *et al.* (2010), quienes evaluaron un producto nitrificante durante 28 días. En su estudio, la aplicación diaria del probiótico durante la primera semana generó inicialmente niveles bajos de nitritos en los tratamientos (T1: 4 mg/L, T2: 1,1 mg/L y T3: 2,8 mg/L). Sin embargo, en días posteriores, los niveles de nitritos aumentaron considerablemente (T1: 12 mg/L, T2: 10,8 mg/L y T3: 9 mg/L), antes de descender drásticamente, alcanzando valores cercanos a 0 mg/L. Esto sugiere que las bacterias responsables de la degradación de nitritos requieren un periodo de adaptación antes de iniciar eficientemente su actividad degradativa.

Por otro lado, Taragusti *et al.* (2020) reportaron que una concentración de *Nitrobacteria* de 10^8 UFC/mL, combinada con una dosis de 1 ml/L, es óptima para reducir los niveles de nitritos. Sin embargo, los resultados obtenidos en este estudio no concuerdan con esta observación, ya que el autor empleó una mayor cantidad en sus dosis. En cambio, en el presente estudio, en el T2 se utilizó una concentración significativamente mayor ($1,3 \times 10^{12}$ UFC) y una dosis de solo 0,0012 g (multiplicado 100 veces mayor) que luego fue diluida para ajustarse a la dosis recomendada por el fabricante, que resultó ser menor que la utilizada por el autor mencionado, pero con una concentración más alta. Esto resalta que, más allá de la dosis utilizada, la concentración de bacterias en el producto probiótico desempeña un papel determinante en la eficiencia del proceso de reducción de nitritos.

4.3. Efecto de las dosis de bacterias nitrificantes en el pH del agua antes, durante y después del experimento.

La prueba estadística ANOVA de un factor inter-grupos (Tabla 5) no reveló diferencias significativas en los valores de pH del agua entre los tratamientos en los tres momentos de medición. Antes de iniciar el experimento, el p-valor fue 0,327 ($p > 0,05$), lo que indica la ausencia de diferencias iniciales entre los grupos. Durante el transcurso del experimento, el p-valor fue 0,059, lo que sugiere que no se observaron diferencias significativas en los valores de pH del agua. Finalmente, después del experimento, el p-valor fue 0,066, confirmando que no existieron diferencias significativas entre los tratamientos. Estos resultados evidencian que los tratamientos aplicados no tuvieron un impacto significativo en el pH del agua.

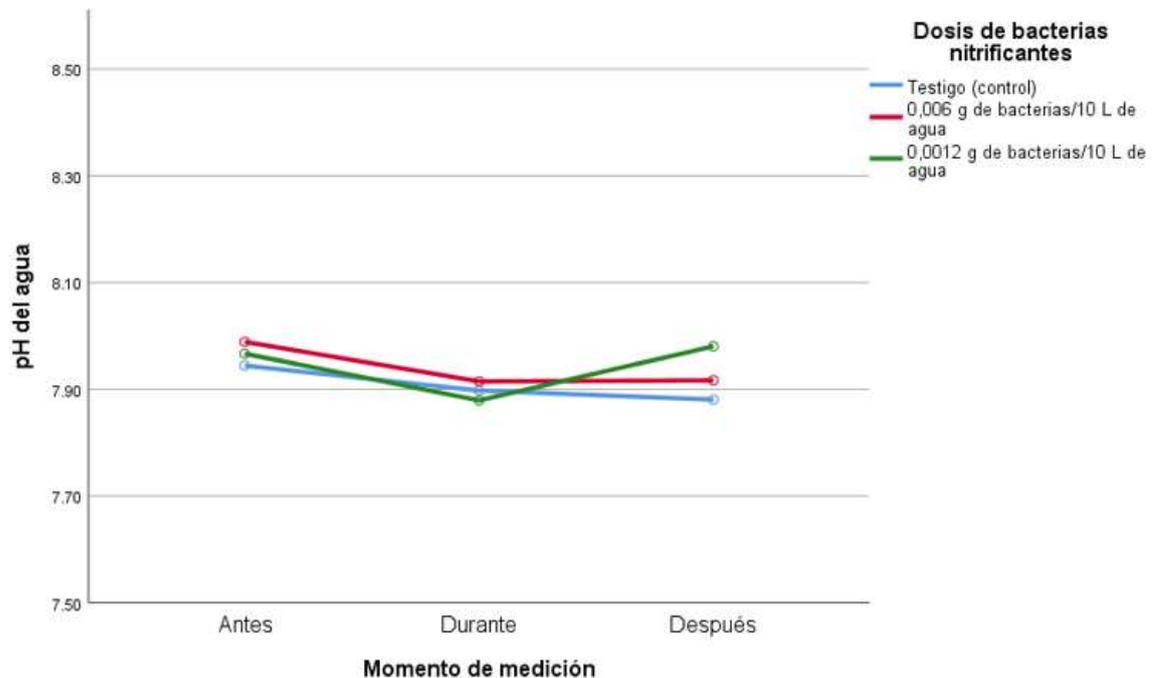
Tabla 5. ANOVA de un factor inter-grupos del pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

Momento de medición		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Antes	Entre grupos	,009	2	,004	1,171	,327
	Dentro de grupos	,091	24	,004		
	Total	,100	26			
Durante	Entre grupos	,052	2	,026	2,864	,059
	Dentro de grupos	2,176	240	,009		
	Total	2,228	242			
Después	Entre grupos	,185	2	,092	13,411	,066
	Dentro de grupos	,723	105	,007		
	Total	,907	107			

La variación del pH en el agua de la camaronera antes, durante y después del experimento se describe a continuación. En la medición inicial, los valores promedio de pH fueron los siguientes: Control: $7,94 \pm 0,05$, T1: $7,99 \pm 0,07$ y T2: $7,97 \pm 0,05$. Durante el transcurso del experimento, los valores de pH se mantuvieron estables entre los tratamientos, con un promedio de 7,89 en tratamiento Control, 7,91 en T1 y 7,87 en T2. Al finalizar el experimento, los valores promedio de pH de 7,88 en el Control, 7,99 en T1 y 7,98 en T2.

La Figura 5 ilustra la variación temporal del pH en los distintos tratamientos a lo largo de las tres etapas del estudio. Los resultados obtenidos indican que el pH se mantuvo constante en todos los grupos experimentales, lo que sugiere que las bacterias nitrificantes no indujeron variaciones significativas en el pH del agua.

Figura 5. Valores de pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento



Los resultados de este estudio indican que la aplicación de bacterias nitrificantes no tuvo un efecto significativo en los valores de pH del agua de la camaronera. Los valores promedio de pH fueron consistentes entre los tratamientos y el grupo control, lo que sugiere que las bacterias nitrificantes no alteraron de manera notable el equilibrio ácido-base del sistema. Estos hallazgos coinciden con los reportado por Kuhn *et al.* (2010), quienes evaluaron un producto con bacterias nitrificantes y observaron que los valores de pH en el grupo control ($8,01 \pm 0,04$) y en los tratamientos ($7,99 \pm 0,04$) se mantuvieron similares durante los 28 días que duró su experimento. En consecuencia, dichos autores concluyeron que la adición de bacterias nitrificantes no influye significativamente en el pH del agua.

4.4. Efecto de las dosis de bacteria nitrificantes en la concentración de oxígeno disuelto del agua antes, durante y después del experimento.

La prueba estadística ANOVA de un factor inter-grupos (Tabla 6) reveló diferencias estadísticamente significativas en la concentración de oxígeno disuelto en el agua entre los tratamientos en los tres momentos de medición. Antes del experimento, el p-valor fue 0,435 ($p > 0,05$), lo que indica la ausencia de diferencias significativas entre los grupos al inicio del estudio. Durante el experimento, el p-valor fue de 0,000 ($p < 0,05$), evidenciando la presencia de diferencias estadísticamente significativas entre los

tratamientos. De manera similar, después del experimento, el p-valor fue nuevamente 0,000 ($p < 0,05$), lo que indica que las diferencias entre los grupos persistieron. Estos resultados demuestran que, si bien los tratamientos no tuvieron un efecto significativo en la concentración de oxígeno disuelto al inicio del experimento, durante y después de su desarrollo se observaron diferencias significativas entre los tratamientos.

Tabla 6. ANOVA de un factor inter-grupos de la concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

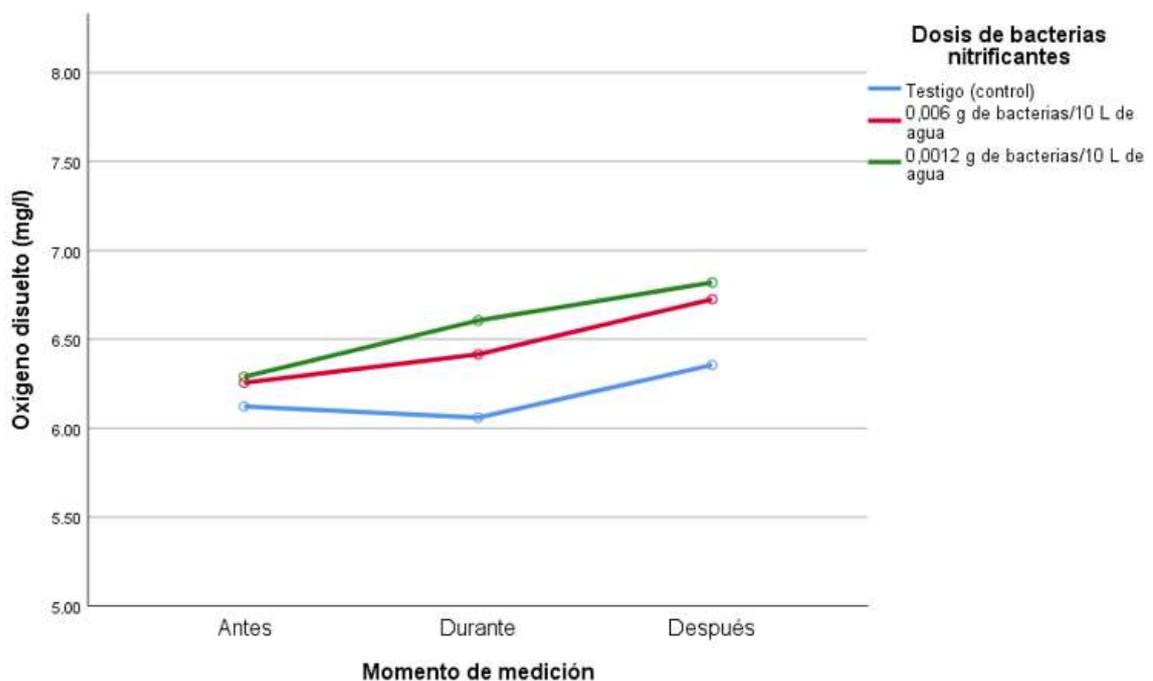
Momento de medición		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Antes	Entre grupos	,140	2	,070	,863	,435
	Dentro de grupos	1,947	24	,081		
	Total	2,087	26			
Durante	Entre grupos	12,446	2	6,223	21,747	,000
	Dentro de grupos	68,677	240	,286		
	Total	81,123	242			
Después	Entre grupos	4,327	2	2,164	25,432	,000
	Dentro de grupos	8,933	105	,085		
	Total	13,260	107			

Las concentraciones de oxígeno disuelto (OD) en el agua de la camaronera fueron monitoreadas antes, durante y después del experimento. Antes del inicio del ensayo, los valores promedio de OD fueron relativamente uniformes entre los tratamientos, registrándose $6,12 \pm 0,27$ mg/L en el grupo Control, $6,25 \pm 0,32$ mg/L en T1 y $6,29 \pm 0,25$ mg/L en T2. Durante el experimento, se observó una ligera variabilidad en las concentraciones de OD, con valores promedio de 6,06 mg/L en el grupo Control, 6,42 mg/L en T1 y 6,61 mg/L en T2. Al finalizar el estudio, las concentraciones promedio fueron de 6,35 mg/L en el grupo Control, 6,73 mg/L en T1 y 6,82 mg/L en T2.

La Figura 6 muestra que, inicialmente, los valores de OD eran similares en todos los tratamientos. Sin embargo, a medida que avanzó el experimento, se evidenciaron diferencias significativas. En el tratamiento Control, la concentración de OD fue consistentemente inferior en comparación con T1 y T2, donde los niveles de oxígeno disuelto se mantuvieron relativamente más altos. Este comportamiento podría atribuirse al consumo de oxígeno por parte de las bacterias nitrificantes. En T1 y T2, la rápida reducción de nitritos por acción de estas bacterias disminuyó temporalmente la demanda

de oxígeno, lo que resultó en concentraciones de OD superiores a las registradas en el grupo Control. En contraste, en este último tratamiento, donde no se aplicó una inoculación adicional de bacterias nitrificantes, la nitrificación ocurrió a un ritmo más lento, lo que prolongó el consumo de oxígeno y provocó valores más bajos de OD a lo largo del experimento. Al finalizar el estudio, los tratamientos con inoculación de bacterias nitrificantes (T1 y T2) presentaron concentraciones de OD más elevadas en comparación con el tratamiento Control, lo que sugiere que la actividad bacteriana nitrificante continuaba siendo más eficiente en dichos tratamientos.

Figura 6. Concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.



En relación con la concentración de oxígeno disuelto (OD), diversos estudios previos, como los de Taragusti *et al.* (2020), Dwiardani *et al.* (2021) y Nurhasanah *et al.* (2023), indican que la aplicación de bacterias nitrificantes puede reducir las concentraciones de OD, dado que estas bacterias requieren oxígeno para llevar a cabo el proceso de nitrificación. Este hallazgo es consistente con los resultados obtenidos en la presente investigación, donde se observó un ligero aumento en la concentración de oxígeno disuelto en los tratamientos (T1 y T2) con sus respectivas dosificaciones hasta el final del experimento. En contraste, el grupo de control presentó una disminución durante todo el proceso de nitrificación y luego tuvo un ligero aumento hasta el último día de estudio, dado que las bacterias presentes en el medio eran de poca concentración sin ninguna adición,

lo que resulto un proceso más lento. Esto sugiere que el proceso de nitrificación había finalizado y las bacterias nitrificantes dejaron de consumir oxígeno, lo que permitió que las concentraciones de OD se elevaran.

4.5. Tiempo de reducción de los niveles de nitritos en el agua de piscinas camaroneras tras aplicar bacterias nitrificantes.

Con base en los resultados observados en la Figura 4, el tiempo de reducción de nitritos varió según la concentración y la dosis de bacterias nitrificantes aplicadas en cada tratamiento. En el tratamiento T2, que utilizó una concentración más alta de bacterias (1,300 billones de UFC/g) y una dosis relativamente baja (0,0012 g), la reducción de nitritos comenzó a observarse a partir del Día 4 (96 horas) y se completó rápidamente en el Día 7 (168 horas). Estos hallazgos sugieren que una mayor concentración bacteriana puede compensar una dosis menor, favoreciendo una actividad nitrificante más eficiente desde las primeras etapas del experimento. En contraste, el tratamiento T1, que empleó una concentración más baja de bacterias (20 billones de UFC/g) y una dosis mayor (0,006 g), presentó un inicio más tardío en la reducción de nitritos, iniciando en el Día 5 (120 horas) y alcanzando la eliminación total en el Día 8 (192 horas).

Estudios previos, como los de Taragusti *et al.* (2020) y Dwiardani *et al.* (2021), han señalado que dosis más altas de bacterias pueden generar beneficios adicionales en la reducción de amoníaco y nitritos. Sin embargo, los resultados obtenidos en este estudio destacan la importancia de considerar también la concentración bacteriana, ya que dosis excesivas podrían no solo incrementar los costos de producción, sino también afectar negativamente a los organismos cultivados. Por lo tanto, es fundamental optimizar tanto la concentración como la dosis de bacterias nitrificantes para lograr una reducción eficiente de los nitritos sin comprometer la viabilidad del cultivo.

4.6. Influencia de las bacterias nitrificantes en la reducción de la MO

Al inicio del experimento, todos los tratamientos presentaron un porcentaje de materia orgánica del 7,61%. Al finalizar, se observó una reducción en los niveles de materia orgánica, registrándose un 3,12% en el grupo Control, 2,97% en el T1 y 2,99% en el T2.

En general, al final del experimento se evidenció una reducción aproximada del 61% en la materia orgánica (MO) tanto en el grupo control como en los tratamientos. De acuerdo con Nurhasanah *et al.* (2023), la aplicación de probióticos que contienen *Nitrosomonas*

puede contribuir a la disminución de la MO al transformar el amoníaco en nitritos durante el proceso de nitrificación. Esto explicaría la reducción observada en los tratamientos que utilizaron estos microorganismos en el presente estudio.

Por otro lado, a pesar de no aplicarse probióticos en el grupo control, también se registró una disminución significativa de la MO. Este hallazgo sugiere la presencia de bacterias autóctonas en el sedimento, capaces de participar activamente en los procesos de degradación de materia orgánica y conversión de amoníaco.

V. CONCLUSIONES

- Las bacterias nitrificantes redujeron eficazmente las concentraciones de amoníaco y nitritos en el agua de camaronera. Sin embargo, la eficiencia del proceso dependió tanto de la dosis aplicada como de la concentración bacteriana en los productos utilizados, lo que resalta la importancia de optimizar ambos factores para mejorar la calidad del agua.
- Las bacterias nitrificantes no afectaron el pH del agua, pero sí influyeron en los niveles de oxígeno disuelto. En los tratamientos con bacterias nitrificantes, la rápida transformación de los compuestos nitrogenados generó un mayor consumo de oxígeno en las primeras etapas. Sin embargo, al completarse este proceso, el consumo disminuyó y los niveles de oxígeno disuelto fueron más altos en comparación con el grupo control, donde la nitrificación más lenta prolongó el consumo de oxígeno durante más tiempo.
- El tiempo requerido para la reducción de nitritos varió en función de la concentración y la dosificación de bacterias nitrificantes. En el tratamiento con mayor concentración y menor dosis, la reducción comenzó en el Día 4 y finalizó en el Día 7, mientras que en el otro tratamiento se inició en el Día 5 y concluyó en el Día 8. Estos resultados evidencian que, además de la dosificación, la concentración bacteriana influye en la rapidez del proceso.
- La aplicación de bacterias nitrificantes favoreció la reducción de la materia orgánica en el sedimento. No obstante, la disminución observada en el grupo Control sugiere que las bacterias autóctonas también desempeñan un papel en este proceso, lo que resalta la contribución conjunta de los microorganismos inoculados y nativos en la mejora del ambiente acuícola.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda optimizar la aplicación de bacterias nitrificantes priorizando su concentración sobre la dosis, con el fin de garantizar una reducción eficiente de nitritos y amoníaco sin incrementar costos ni afectar la calidad del agua.
- Es fundamental monitorear la concentración de oxígeno disuelto durante el proceso de nitrificación, ya que la actividad de las bacterias nitrificantes puede influir en sus niveles. Para mitigar posibles variaciones, la implementación de estrategias como la aireación controlada permitirá mantener condiciones óptimas en los cultivos.
- Se sugiere realizar un monitoreo continuo del pH en estudios futuros, especialmente en sistemas con alta carga orgánica o salinidad variable, evaluando su interacción con otros parámetros.
- Se recomienda el uso de productos con alta densidad bacteriana en sistemas de cultivo intensivo, ya que permiten una reducción óptima de los niveles de nitrito. Además, se considera necesario llevar a cabo estudios complementarios para evaluar la eficiencia de este proceso en distintas condiciones.
- Es recomendable implementar un protocolo de aplicación de bacterias nitrificantes adaptado a las diferentes fases del cultivo para optimizar el control de compuestos nitrogenados. Asimismo, resulta fundamental capacitar a los acuicultores en el monitoreo constante de parámetros como amonio, nitritos y oxígeno disuelto, permitiéndoles tomar decisiones oportunas para el manejo eficiente de los estanques.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguilar, B., & Vera, L. (2022). *Determinación del límite de tolerancia del amoníaco y sus síntomas asociados en el cultivo de juveniles de huayaípe (Seriola rivoliana)*. [Tesis de Pegrado, ESPOL]. Repositorio institucional. <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/52738/1/T-76762%20Aguilar%20Galarza.pdf>
- Alvarez, C. (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 Pregrado, UPSE]. Repositorio institucional. <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8128>
- Borja, J. (2024). *Caracterización molecular de bacterias nitrificantes heterotróficas aisladas de sedimentos de estanques en un cultivo RAS-BIOFLOC de Litopenaeus vannamei a baja salinidad*. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional de Tumbes]. Repositorio institucional. <https://repositorio.untumbes.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12874/65031/TESIS%20-%20BORJA%20CAICEDO.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Boyd, C., Davis, R., Gonzales, A., Marcillo, F., Brian, S., & McNevin, A. (2021). Resource use in whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei* farming in Ecuador. *World Aquaculture Society*, 52(4), 772-788. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/jwas.12818>
- Cedeño, J., & Vera, M. (2019). *Variabilidad fisicoquímica del agua durante el proceso productivo del camarón patiblanco (Litopenaeus vannamei), en una laguna camaronera, sitio el pueblito, Chone*. [Tesis de Pregrado, ESPAM]. Repositorio institucional. <https://repositorio.espam.edu.ec/bitstream/42000/983/1/TTMA29.pdf>
- Ciji, A., & Akhtar, M. (2019). Nitrite implications and its management strategies in aquaculture: a review. *Reviews in Aquaculture*, 12(2), 1-31. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/raq.12354>
- Coello, J. (2020). *Evaluación económica del camarón (Litopenaeus vannamei) en el sistema de transferencia con precría en la parroquia Tenguel, Provincia de*

Guayas.[Tesis de Pregrado, Universidad Técnica de Machala]. Repositorio institucional.

<https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/15510/1/TTUACA-2020-EA-DE00001.pdf>

De Silva, M., Ranjula, M., Thanuja, M., Katuwawala, D., & Sumanapala, A. (2021). Review on impacts of *Litopenaeus vannamei* on Aquaculture. *WILDLANKA*, 9(1), 149-170. <https://pearlprotectors.org/wp-content/uploads/2022/06/Paper-12-REVIEW-De-Silva-1.pdf>

Dwiardani, K., Prayogo, & Rahardja, B. (2021). Utilization of *Nitrosomonas* sp and *Nitrobacter* sp probiotic towards total suspended solid and ammonia level in Nile tilapia culturing using aquaponic system. IOP conference series. *Earth and environment*, 679(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.1088/1755-1315/679/1/012067>

Escobar, D., & Nieto, C. (2021). *Efectos de nitrito en *Penaeus Vannamei* cultivados en aguas de baja salinidad. [Tesis de Pregrado, Escuela Superior Politécnica del Litoral].* Repositorio institucional. <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/51441>

Fang, J., Liao, S., Zhang, S., Li, L., Tan, S., Li, W., Wang, A., & Ye, J. (2021). Characteristics of a novel heterotrophic nitrification-aerobic denitrification yeast, *Barnettozyma californica* K1. *Bioresource Technology*, 339. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.125665>

Gajardo, R. (2021). *Efectos de la exposición a nanopartículas de cobre y plaguicidas sobre la actividad metabólica de *Nitrobacter winogradskyi*. [Tesis de Pregrado, Universidad de Concepción].* Repositorio institucional. <http://repositorio.udec.cl/bitstream/11594/9376/1/Tesis%20Efectos%20de%20la%20exposici%3bn%20a%20nanpart%3adculas%20de%20cobre%20y%20plaguicidas%20.Image.Marked.pdf>

Godínez-Siordia, D., Chávez-Sánchez, M., & Gómez-Jiménez, S. (2011). Acuicultura Epicontinental del camarón blanco del Pacífico, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(1), 55-62. <https://doi.org/1870-0462>

- Hernandez, L., Londoño, J., Hernandez, K., & Torres, L. (2019). The biofloc systems: an efficient strategy in the aquaculture production. *Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 14(1), 70-99. <https://doi.org/https://doi.org/10.21615/cesmvz.14.1.6>
- Huang, M., Xie, J., Yu, Q., Xu, C., Zhou, L., Qin, J., Chen, L., & Li, E. (2020). Toxic effect of chronic nitrite exposure on growth and health in Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 529. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735664>
- Iber, B., & Kasan, N. (2021). Recent advances in Shrimp aquaculture wastewater management. *Heliyon*, 7(11). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08283>
- Indraswari, N., & Adharini, R. (2022). Reducing Nitrate and Phosphate Concentrations in Shrimp Wastewater Aquaculture Using *Gelidium corneum*. *Ecological Engineering & Environmental Technology*, 23(5), 137-144. <https://doi.org/https://doi.org/10.12912/27197050/151880>
- Jiménez, M., & Balcázar, J. (2003). Uso de filtros biológicos en larvicultura del *Litopenaeus vannamei*: Principios generales. *AquaTIC*(18), 11-14. <https://doi.org/1578-4541>
- Kuhn, D., Drahos, D., Marsh, L., & Flick, G. (2010). Evaluation of nitrifying bacteria product to improve nitrification efficacy in recirculating aquaculture systems. *Aquaculture Engineering*, 43(2), 78-82. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2010.07.001>
- Lema, J. (2023). *Relación entre calidad de agua y amonio tóxico en un periodo de producción del cultivo de camarón Litopenaeus vannamei en Santa Elena- Santa Elena. [Tesis de Pregrado, Universidad Estatal Península de Santa Elena].* Repositorio institucional. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10101/1/UPSE-TBI-2023-0057.pdf>
- Lezama-Cervantes, C., Paniagua-Michel, J., & Zamora-Castro, J. (2010). Biorremediación de los efluentes de cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) utilizando tapetes microbianos en un sistema de recirculación.

Latin American Journal of Aquatic Research, 38(1), 129-141.
<https://doi.org/0718-560X>

Martin, L., Corrales, Y., González, M., Carrillo, O., Cabrera, H., & Arenal, A. (2022). Principales factores que modifican el sistema inmune en camarones peneidos estrategias para un cultivo sostenible. *Revista de Producción Animal*, 34(1).
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2224-79202022000100103

Másmela-Mendoza, J., Lizarazo-Forero, L., & Aranguren, N. (2019). Bacterias nitrificantes cultivables de la zona limnética del lago de Tota, Boyacá. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 22(2).
<https://doi.org/https://doi.org/10.31910/rudca.v22.n2.2019.1378>

Muñoz, M. (2022). *Análisis de la calidad de agua en cultivo de larvas de camarón aplicando índice de calidad de agua (ICA)*. [Tesis de pregrado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Repositorio institucional.
<https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8857/1/UPSE-TBI-2022-0046.pdf>

Murcia-Mena, L., & Paz-Quevedo, N. (2020). Rendimiento productivo de tres densidades de siembra de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en la estación de Maricultura, Los Cóbano, Sonsonate, El Salvador. *Agrociencia*, 3(15), 6-14.
<https://doi.org/https://doi.org/10.5281/zenodo.10944601>

Mustafa, A., Kamariah, & Ratnawati, E. (2021). Soil quality and its implication for brackishwater pond soil management option in East Java Province, Indonesia. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 860.
<https://doi.org/10.1088/1755-1315/860/1/012037>

Navarrete, J., Noles, P., Delgado, C., Hernandez, N., & Guerrero-Ríos, R. (2022). Biorremediación de efluentes del cultivo de camarón por medio de consorcios microbianos autóctonos y microalgas nativas en Manabí, Ecuador. *AquaTechnica*, 4(1), 53-65. <https://doi.org/https://doi.org/10.33936/at.v4i1.4635>

Nurhasanah, A., Rahardja, B., & Prayogo. (2023). Nurhasanah, A., Rahardja, B. S., & Prayogo. (2023). Effect of probiotics in recirculating aquaculture system (RAS) on the concentration of ammonia, nitrite, and nitrate in the aquaculture of catfish

- (Clarias sp.). *IOP conference series. Earth and environm*, 1273(1).
<https://doi.org/https://doi.org/10.1088/1755-1315/1273/1/012018>
- Pantjara, B., & Kristanto, A. (2020). Pond bottom management and probiotic application in extensive Tiger prawn (*Penaeus monodon*) culture on acid sulfate soil. *Bioflux*, 13(2). <http://www.bioflux.com.ro/docs/2020.974-983.pdf>
- Paredes, J. (2018). *Aislamiento de bacterias nitrificantes y evaluacion de su capacidad de degradacion de tricloroetileno en un biorreactor de lecho natural empacado. [Tesis de Maestría, Universidad de Sonora]*. Repositorio institucional. <http://www.repositorioinstitucional.uson.mx/bitstream/20.500.12984/6649/1/paradesaguilarjonathanabigailm.pdf>
- Patil, P., Antony, L., Avunje, S., Viswanathan, B., Lalitha, N., Jangam, A., Kumar, D., Solanki, H., Reddy, M., Alavandi, S., & Vijayan, K. (2021). Bioaugmentation with nitrifying and denitrifying microbial consortia for mitigation of nitrogenous metabolites in shrimp ponds. *Aquaculture*, 541. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736819>
- Pesantez, J.-P., Ríos-Villacorta, A., & González-Redrován, J. (2021). Integración de Sistemas Solares Fotovoltaicos en el Sector Camaronero Intensivo y Extensivo del Ecuador: Caso de Estudio en la Provincia de El Oro. *Revista Politécnica*, 47(2), 7-16. <https://doi.org/https://doi.org/10.33333/rp.vol47n2.01>
- Rodríguez, A. (2020). *Consortio microiano autoctono in vitro en remediacion de efluentes en cultivo de camaron (Litopenaeus vannamei) de agua dulce*. <https://repositorio.espam.edu.ec/bitstream/42000/1331/1/TTMA12D.pdf>
- Sánchez, Y. (2023). *Incidencias de la presencia de amonio en el crecimiento de camarón (Litopenaeus vannamei) en piscinas camaroneras. [Tesis de pregrado, Universidad Técnica de Machala]*. Repositorio institucional. https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/21937/1/Trabajo_Titulacion_2207.pdf
- Suárez, S. (2024). *Valoración profiláctica de mezcla de bacterias probióticas y su aplicación en la larvicultura de Litopenaeus vannamei en laboratorio Marcor 1 ubicado en Pacoa – Ecuador. [Tesis de pegrado, UPSE]*. Repositorio

institucional. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10852/1/UPSE-TBI-2024-0017.pdf>

Taragusti, A., Prayogo, P., & Rahardja, B. (2020). The effect of stocking density and the application of Nitrobacter as ammonia decomposer in aquaponics system of *Clarias gariepinus* with water spinach (*Ipomoea aquatica*). *Iraqi Journal of Veterinary Scienc*, 35(2), 217-222. <https://doi.org/https://doi.org/10.33899/ijvs.2019.126116.1243>

Villareal, H., & Juarez, L. (2022). Super-intensive shrimp culture: Analysis and future challenges. *Journal of the World Aquaculture Society*, 53(5), 928-932. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/jwas.12929>

Vivanco, W., & Aponte, N. (2023). *Efecto del uso de levaduras marinas en la reducción de amonio y nitrógeno inorgánico en el agua de piscinas camaroneras. [Tesis de pregrado, Universidad Técnica de Machala]*. Repositorio institucional. https://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/22690/1/Trabajo_Titulacion_2911.pdf

ANEXOS



Anexo 1. Recolección de las muestra de Agua.



Anexo 2. Homogenización del sedimento



Anexo 3. Colocación del sedimento (6 kg – 5cm de altura) a cada uno de los recipientes



Anexo 4. Diseño experimental



Anexo 5. a) Preparación de la dosis previa dilución.



Anexo 6. Aplicación de las dosis en los tratamientos



Anexo 7. Recolección de muestras de agua de los tratamientos para sus respectivos análisis.



Anexo 8. Mediciones de los niveles de Nitrito y Amonio de los tratamientos.



Anexo 9. Medición de pH en los tratamientos.



Anexo 10. Medición del Oxígeno disuelto en los tratamientos.

Tabla 8. Estadístico descriptivo de la cantidad de nitritos (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

		n	\bar{X}	S	ES _x	95% del IC para la media		Mín	Máx
						L. inferior	L. superior		
Antes	Testigo (control)	9	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	9	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	9	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	Total	27	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
Durante	Testigo (control)	81	10,1358	8,26854	,91873	8,3075	11,9641	,00	22,00
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	81	6,9506	7,56951	,84106	5,2769	8,6244	,00	24,00
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	81	5,7284	7,16417	,79602	4,1443	7,3125	,00	23,00
	Total	243	7,6049	7,87245	,50502	6,6101	8,5997	,00	24,00
Después	Testigo (control)	36	4,2500	4,45533	,74256	2,7425	5,7575	,00	13,00
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	36	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	36	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	Total	108	1,4167	3,24721	,31246	,7972	2,0361	,00	13,00

Nota: n= número de observaciones realizadas. \bar{X} = Media aritmética. S= Desviación típica o estándar. ES_x= Error típico o estándar de la media. IC= Intervalo de confianza. Máx= Máximo. Mín= Mínimo.

Tabla 7. Estadístico descriptivo de la cantidad de amonio no ionizado (mg/L) en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

		n	\bar{X}	S	ES _x	95% del IC para la media		Mín	Máx
						L. inferior	L. superior		
Antes	Testigo (control)	9	4,9078	,13321	,04440	4,8054	5,0102	4,71	5,09
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	9	5,3789	,24877	,08292	5,1877	5,5701	4,96	5,70
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	9	5,9289	1,00947	,33649	5,1529	6,7048	4,53	7,19
	Total	27	5,4052	,72033	,13863	5,1202	5,6901	4,53	7,19
Durante	Testigo (control)	81	4,0953	1,60675	,17853	3,7400	4,4506	,88	6,70
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	81	2,9669	2,33518	,25946	2,4506	3,4833	,00	6,32
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	81	2,5981	2,60743	,28971	2,0216	3,1747	,00	7,53
	Total	243	3,2201	2,30454	,14784	2,9289	3,5113	,00	7,53
Después	Testigo (control)	36	,4797	,52185	,08698	,3032	,6563	,00	1,75
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	36	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	36	,0000	,00000	,00000	,0000	,0000	,00	,00
	Total	108	,1599	,37510	,03609	,0884	,2315	,00	1,75

Nota: n= número de observaciones realizadas. \bar{X} = Media aritmética. S= Desviación típica o estándar. ES_x= Error típico o estándar de la media. IC= Intervalo de confianza. Máx= Máximo. Mín= Mínimo.

Tabla 10. Estadístico descriptivo de la concentración de OD en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

		n	\bar{X}	S	ES _x	95% del IC para la media		Min	Máx
						L. inferior	L. superior		
Antes	Testigo (control)	9	6,1222	,27285	,09095	5,9125	6,3319	5,70	6,50
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	9	6,2556	,32447	,10816	6,0061	6,5050	5,70	6,70
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	9	6,2889	,25221	,08407	6,0950	6,4828	5,80	6,60
	Total	27	6,2222	,28330	,05452	6,1102	6,3343	5,70	6,70
Durante	Testigo (control)	81	6,0596	,47099	,05233	5,9555	6,1638	5,05	7,20
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	81	6,4154	,53180	,05909	6,2978	6,5330	5,34	7,30
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	81	6,6057	,59483	,06609	6,4742	6,7372	5,01	7,40
	Total	243	6,3602	,57898	,03714	6,2871	6,4334	5,01	7,40
Después	Testigo (control)	36	6,3556	,40599	,06766	6,2182	6,4929	5,60	7,10
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	36	6,7250	,22087	,03681	6,6503	6,7997	6,30	7,20
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	36	6,8194	,20399	,03400	6,7504	6,8885	6,40	7,20
	Total	108	6,6333	,35203	,03387	6,5662	6,7005	5,60	7,20

Nota: n= número de observaciones realizadas. \bar{X} = Media aritmética. S= Desviación típica o estándar. ES_x= Error típico o estándar de la media. IC= Intervalo de confianza. Máx= Máximo. Mín= Mínimo.

Tabla 9. Estadístico descriptivo del pH en el agua de piscina camaronera antes, durante y después del experimento.

		n	\bar{X}	S	ES _x	95% del IC para la media		Min	Máx
						L. inferior	L. superior		
Antes	Testigo (control)	9	7,9444	,05270	,01757	7,9039	7,9850	7,90	8,00
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	9	7,9889	,07817	,02606	7,9288	8,0490	7,90	8,10
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	9	7,9667	,05000	,01667	7,9282	8,0051	7,90	8,00
	Total	27	7,9667	,06202	,01194	7,9421	7,9912	7,90	8,10
Durante	Testigo (control)	81	7,8975	,07902	,00878	7,8801	7,9150	7,70	8,10
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	81	7,9148	,10014	,01113	7,8927	7,9370	7,70	8,10
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	81	7,8790	,10454	,01162	7,8559	7,9021	7,60	8,10
	Total	243	7,8971	,09595	,00616	7,8850	7,9092	7,60	8,10
Después	Testigo (control)	36	7,8806	,07099	,01183	7,8565	7,9046	7,80	8,00
	0,006 g de bacterias/10 L de agua (T1)	36	7,9167	,09411	,01569	7,8848	7,9485	7,70	8,10
	0,0012 g de bacterias/10 L de agua (T2)	36	7,9806	,08218	,01370	7,9527	8,0084	7,80	8,10
	Total	108	7,9259	,09209	,00886	7,9084	7,9435	7,70	8,10

Nota: n= número de observaciones realizadas. \bar{X} = Media aritmética. S= Desviación típica o estándar. ES_x= Error típico o estándar de la media. IC= Intervalo de confianza. Máx= Máximo. Mín= Mínimo.