



UNIVERSIDAD ESTATAL

PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

**ANÁLISIS DE LA EFICACIA DE DOS ÁCIDOS ORGÁNICOS
COMERCIALES EN LA REDUCCIÓN DE *VIBRIO SPP.* EN TANQUES DE
CULTIVO DE LARVAS "*PENAEUS VANNAMEI*".**

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de

BIÓLOGA

AUTOR:

SORIANO ORRALA MELANYE TAMARA

TUTOR:

BLGO. WILLIAM SANTOS SÁNCHEZ, MSC

LA LIBERTAD-ECUADOR

2025

UNIVERSIDAD ESTATAL

PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

ANÁLISIS DE LA EFICACIA DE DOS ÁCIDOS ORGÁNICOS
COMERCIALES EN LA REDUCCIÓN DE *VIBRIO SPP.* EN TANQUES DE
CULTIVO DE LARVAS "*PENAEUS VANNAMEI*".

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de

BIÓLOGA

AUTOR:

SORIANO ORRALA MELANYE TAMARA

TUTOR:

BLGO. WILLIAM SANTOS SÁNCHEZ, MSC

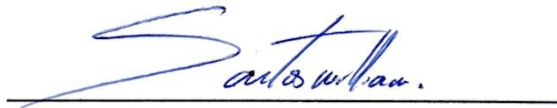
LA LIBERTAD-ECUADOR

2025

DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, “Análisis de la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp*, en tanques de cultivo de larvas *Penaeus vannamei*”, elaborado por Soriano Orrala Melanye Tamara, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del docente especialista.

Atentamente

A handwritten signature in blue ink, appearing to read 'Santos William', is written above a horizontal line.

Blgo. William Santos Sánchez, M.Sc.

DOCENTE TUTOR

C.I. 2400216459

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular “Análisis de la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp*, en tanques de cultivo de larvas *Penaeus vannamei*”, elaborado por Soriano Orrala Melanye Tamara estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente

A handwritten signature in blue ink, reading "Dennis Tomalá Solano", written over a horizontal line.

Blga. Dennis Tomalá Solano, M.Sc.

DOCENTE DE ÁREA

C.I. 0922584982

DEDICATORIA

A Dios quien ha sido mi guía y fortaleza, llenándome de sabiduría, fe y perseverancia para superar cada desafío en este camino académico.

A mi hija Luciana mi mayor inspiración. A mi esposo Rafael mi compañero de vida, por su apoyo incondicional, por estar conmigo en cada paso y animarme en seguir adelante.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Estatal Península de Santa Elena y a todos los docentes de la Carrera de Biología, por la formación académica brindada que ha sido fundamental para alcanzar este logro.

Expreso también mi agradecimiento a mi tutor, al Biólogo William Santos Sánchez, Msc por su asesoría académica, paciencia y por orientarme con profesionalismo en cada paso de este proyecto.

Agradezco profundamente a la empresa MEGALATINA S.A, por brindarme la oportunidad de realizar mi proyecto de tesis en sus instalaciones. Extiendo mi especial gratitud a la Abogada Selene, por facilitarme el acceso a los recursos necesarios.

Al biólogo Luis Peña y Leonardo Talledo, por su constante disposición para aclarar mis dudas, guiarme en los procesos técnicos y acompañarme durante toda la ejecución de mi proyecto.

A mis Padres por su amor incondicional, por inculcarme grandes valores que me han acompañado en todos los aspectos de mi vida.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN

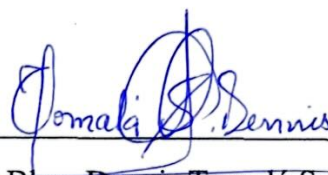
Trabajo de Integración Curricular presentado por **Soriano Orrala Melanye Tamara**
requisito parcial para la obtención del grado de Bióloga de la Carrera de Biología,
Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO:** 08 de Julio del 2025



Ing, Jimmy Villón Moreno, M.Sc.

DIRECTOR DE CARRERA
PRESIDENTE DEL
TRIBUNAL



Blga. Dennis Tomalá Solano, Msc

PROFESOR DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blgo. William Santos Sánchez, Msc

DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blgo. Richard Duque Marín, Mgt.

DOCENTE GUÍA DE LA UIC II
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Lcdo. Pascual Roca Silvestre, Mgtr

SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad de los datos de la investigación, ideas y resultados exhibida en el presente trabajo de Integración Curricular me confiere a mí, y el patrimonio intelectual de la misma le corresponde a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Atentamente



TAMARA SORIANO

Melanye Tamara Soriano Orrala

C.I. 2450409434

RESUMEN

El presente estudio se centró en el análisis de la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp*, en tanques de cultivo de larvas de camarón blanco *Penaeus vannamei*, así como su impacto sobre la tasa de supervivencia larval. Se desarrolló durante 3 ciclos de producción empleando dos tratamientos denominados A-B y un grupo control, con una densidad de siembra de 115 organismos/m³ con dosificaciones progresivas desde Zoea hasta PL11. Se aplicó un diseño experimental DCA con 5 tanques por ciclo y se recolectaron muestras de los estadios Zoea III, Mysis III, PL3, PL6 y PL11. Los conteos bacterianos se realizaron en agar TCBS y la concentración bacteriana se expresó en UFC/mL, mientras que la tasa de supervivencia se determinó mediante la relación entre población final e inicial. Los resultados obtenidos mostraron que ambos tratamientos redujeron significativamente las colonias amarillas y verdes en comparación con el grupo control ($p < 0.05$), diferencias significativas entre ellos ($p > 0.70$). En el primer ciclo, el tratamiento A alcanzó una supervivencia del 91,6 %, mientras que el control registró un 78,8 %. Se observó una correlación negativa moderada entre la abundancia de colonias bacterianas y la supervivencia, con un coeficiente de Spearman de -0.65 para colonias amarillas ($p < 0.10$) y de -0.78 para colonias verdes ($p < 0.05$). En cambio, los parámetros fisicoquímicos mostraron correlaciones débiles con la supervivencia ($r < 0.13$) siendo el valor más alto. Los hallazgos respaldan el uso de ácidos orgánicos como estrategia profiláctica en larvicultura, al reducir cargas bacterianas sin afectar negativamente la salud de las larvas. Se sugiere incluir su aplicación como parte de protocolos sanitarios estandarizados y fomentar el monitoreo microbiológico rutinario para optimizar la producción.

Palabras claves: Ácidos Orgánicos, *Vibrios spp*, Supervivencia, larvicultura, *Penaeus vannamei*.

ABSTRACT

The present study focused on analyzing the efficacy of two commercial organic acids in reducing *Vibrio* spp. in larval rearing tanks of white shrimp *Penaeus vannamei*, as well as their impact on larval survival rate. The study was conducted over three production cycles using two treatments, referred to as A and B, and a control group, with a stocking density of 115 organisms/m³ and progressive dosages from Zoea to PL11. A completely randomized design (CRD) was applied with five tanks per cycle, and samples were collected at Zoea III, Mysis III, PL3, PL6, and PL11 stages. Bacterial counts were performed on TCBS agar, and bacterial concentration was expressed as CFU/mL, while survival rate was determined based on the ratio between the final and initial populations. Results showed that both treatments significantly reduced yellow and green colonies compared to the control group ($p < 0.05$), with no significant differences between them ($p > 0.70$). In the first cycle, treatment A achieved a survival rate of 91.6%, while the control recorded 78.8%. A moderate negative correlation was observed between bacterial colony abundance and survival, with a Spearman coefficient of -0.65 for yellow colonies ($p < 0.10$) and -0.78 for green colonies ($p < 0.05$). In contrast, physicochemical parameters showed weak correlations with survival ($r < 0.13$) as the highest value. The findings support the use of organic acids as a prophylactic strategy in larviculture, as they reduce bacterial loads without negatively affecting larval health. It is suggested that their application be included as part of standardized sanitary protocols and that routine microbiological monitoring be promoted to optimize production.

Keywords: Organic acids, *Vibrio* spp., survival, larviculture, *Penaeus vannamei*.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	9
1. INTRODUCCIÓN	23
2. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN	27
3. JUSTIFICACIÓN	29
4. OBJETIVOS	31
4.1 OBJETIVO GENERAL	31
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	31
5. HIPÓTESIS	32
6. MARCO TEÓRICO	33
6.1. Clasificación taxonómica del Camarón blanco (<i>Penaeus vannamei</i>)	33
6.1.3 Distribución	34
6.1.4. Hábitat	35
6.1.5. Alimentación	35
6.1.6. Reproducción.....	35
6.2. DESARROLLO LARVARIO	36
6.3. Parámetros generales para el cultivo del camarón blanco <i>P. vannamei</i> ...	38
6.4. Particularidades del género <i>Vibrio spp</i>	40
6.4.1. Género <i>Vibrios spp</i>	41
6.5. Patologías bacterianas asociadas al cultivo de <i>Penaeus vannamei</i>	43
6.6. Profilaxis con ácidos orgánicos	43

6.6.1. Efectos de los Ácidos orgánicos en larvicultura	44
6.7. Principales Ácidos Orgánicos empleados	45
6.8. Mecanismo de acción de los ácidos orgánicos sobre las bacterias patógenas.....	47
6.8.1 Valor de pKa.....	49
6.9. Enfermedades bacterianas infecciosas:	49
6.9.1. Vibriosis sistémica.....	49
6.9.2. Síndrome de Zoea II	50
6.9.3. Virus de la Macha Blanca (WSSV).....	50
6.9.4. Enfermedad de luminiscencia.....	50
6.9.5. Enfermedad de la Necrosis Aguda del Hepatopáncreas	51
6.9.6. Necrosis de la hepatopáncreas bacteriana (NHP-B).....	51
6.10. Consecuencias de altas presencias bacterianas en cultivos de camarón..	51
6.11. Medio de Cultivo Sólido	52
6.11.1. MEDIO DE CULTIVO LÍQUIDO	53
6.12. Concentración mínima inhibitoria.....	53
7. MARCO METODOLÓGICO.....	55
7.1 Área de estudio	55
7.2. Enfoque y tipo de investigación.....	56
8. FASE DE CAMPO.....	56
8.2 Dosificación de los ácidos orgánicos.....	58
8.3 Registro de parámetros	59

8.4 Alimentación	59
9. FASE DE LABORATORIO	60
9.1 Muestras para análisis.....	60
9.2 Medios de cultivo	61
9.2.1 Agar TCBS (Tiosulfato Citrato de Sales Biliares)	61
9.2.2 Caldo TSB (Tríptico de Soya).....	61
9.3 Inoculación de muestras	61
9.4 Conteo de colonias y abundancia de carga bacteriana	62
9.5 Concentración mínima inhibitoria.....	62
9.6 Variable productiva	63
9.6.1 Tasa de supervivencia.....	63
9.7 Análisis Estadístico	64
10. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS	65
10.1. Carga Bacteriana de las postlarvas de <i>penaeus vannamei</i>	65
10.1.1. Colonias Amarillas	65
10.1.1. Colonias Verdes.....	70
10.2. Relación de parámetros físicos – químicos con la supervivencia	79
10.2.1. Correlación de las variables	79
10.3. Supervivencia de postlarvas de <i>penaeus vannamei</i> durante los 3 ciclos de producción... ..	82
10.4. Reducción de vibrios colonias amarillas y verdes estimando la supervivencia de <i>penaeus vannamei</i>	84

10.4.1 Colonias amarillas	84
10.4.2 Colonias verdes	85
11. DISCUSIÓN	88
12. CONCLUSIÓN	91
13. RECOMENDACIONES	92
BIBLIOGRAFÍA	93
ANEXOS	103

ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1. Tratamientos experimentales (Composición).....</i>	<i>58</i>
<i>Tabla 2. Dosificación de ácidos orgánicos.....</i>	<i>58</i>
<i>Tabla 3. Valores referenciales de UFC en larvas y Postlarvas de camarón.....</i>	<i>62</i>
<i>Tabla 4. Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Tratamiento A durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>66</i>
<i>Tabla 5. Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Tratamiento B durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>67</i>
<i>Tabla 6. Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Grupo Control durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>69</i>
<i>Tabla 7. Carga bacteriana (colonias verdes) en el Tratamiento A durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 8. Carga bacteriana (colonias verdes) en el Tratamiento B durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 9. Carga bacteriana (colonias verdes) en el Grupo Control durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.</i>	<i>73</i>
<i>Tabla 10. Test U- Mann-Whitney para muestras independientes con respecto a los Vibrios totales Colonias Amarillas.....</i>	<i>76</i>
<i>Tabla 11. Test U- Mann-Whitney para muestras independientes con respecto a los Vibrios totales colonias verdes</i>	<i>77</i>

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1. <i>Penaeus vannamei</i>	33
Figura 2. <i>Nauplio</i>	36
Figura 3. <i>Zoea</i>	37
Figura 4. <i>Mysis</i>	38
Figura 5. <i>Post larva</i>	38
Figura 6. <i>Ubicación geográfica del laboratorio Megalatina y CDI Biotech.</i> 55	
Figura 7. <i>Ilustración de diseño experimental</i>	57
Figura 8. <i>Método de dilución en caldo</i>	63
Figura 9. <i>Presencia de colonias amarillas en el tratamiento A, durante los 3 ciclos de producción</i>	66
Figura 10. <i>Presencia de colonias amarillas en el tratamiento B, durante los 3 ciclos de producción</i>	68
Figura 11. <i>Presencia de colonias amarillas en el grupo control, durante los 3 ciclos de producción</i>	69
Figura 12. <i>Presencia de colonias verde en el tratamiento A, durante los 3 ciclos de producción</i>	71
Figura 13. <i>Presencia de colonias verdes en el tratamiento B, durante los 3 ciclos de producción</i>	72
Figura 14. <i>Presencia de colonias verdes en el grupo control, durante los 3 ciclos de producción</i>	74

Figura 15. Diagrama de caja (boxplot), representa la concentración de colonias amarillas en los tratamientos A, B y el control, durante tres ciclos de cultivo de <i>Penaeus vannamei</i>	76
Figura 16. Diagrama de caja (boxplot), representa la concentración de colonias verdes en los tratamientos A, B y el control, durante tres ciclos de cultivo de <i>Penaeus vannamei</i>	78
Figura 17. Dispersión de porcentaje de Supervivencia vs Parámetros de calidad de agua	80
Figura 18. Correlación de Pearson de datos de Supervivencia vs Temperatura, pH, Oxígeno disuelto y salinidad.	81
Figura 19. Promedio de supervivencia de cada ciclo de producción.....	83
Figura 20. Gráfica de dispersión logarítmica de colonias amarillas vs supervivencia en los 3 ciclos de producción	85
Figura 21. Gráfica de dispersión logarítmica de colonias verdes vs supervivencia en los 3 ciclos de producción.	86

ÍNDICE DE ANEXO

<i>Anexo 2. Sala de preparación de alimentos.....</i>	<i>103</i>
<i>Anexo 1. Tanques de Penaeus vannamei</i>	<i>103</i>
<i>Anexo 3. Conteo de UFC</i>	<i>103</i>
<i>Anexo 4. Preparación de Agar TCBS</i>	<i>103</i>
<i>Anexo 6. Estadío Zoea.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 5. Muestras de larvas</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 8. Estadío Postlarva.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 7. Estadío Mysis</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 10. Peso del Ácido Orgánico B.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 9. Peso del Ácido Orgánico A.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 11. Toma de parámetro pH.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 12. Toma de parámetro Salinidad.....</i>	<i>104</i>
<i>Anexo 13. Observación de muestras de larvas</i>	<i>105</i>
<i>Anexo 14. Toma de parámetro Temperatura y Oxígeno.....</i>	<i>105</i>

GLOSARIO

Ácidos orgánicos: Sustancias o compuestos químicos naturales que se utilizan en larvicultura debido a sus propiedades beneficiosas en la salud y el crecimiento de las larvas.

Acuicultura: Es el proceso de producir especies acuáticas utilizando metodologías y técnicas para obtener un crecimiento y desarrollo óptimo.

Larvicultura: Actividad especializada en la crianza y cuidado de organismos acuáticos enfocada en fomentar su producción y desarrollo óptimo.

Digestibilidad: Eficiencia con la que los alimentos son descompuestos por el aparato digestivo de las larvas, facilitando aprovechar sus nutrientes.

Antimicrobiano: Son compuestos que brindan protección contra microorganismos dañinos en ambiente de cría de organismos acuáticos.

Palatabilidad: Es el grado en que las larvas aceptan y consumen alimentos que contienen estos ácidos orgánicos.

Mecanismo de acción: Proceso mediante el cual una sustancia actúa dentro del organismo generando un impacto biológico o químico. Implicando su interacción a nivel molecular, celular o tisular ocasionando un cambio en el sistema biológico.

Supervivencia: Capacidad que tiene un organismo para mantener su existencia dentro de su entorno natural, enfrentando factores como: la competencia por recursos, presencia de depredadores, enfermedades, y condiciones ambientales adversas.

Carga bacteriana: Es la totalidad de bacterias presentes en una muestra, expresada por unidad de volumen, peso o área.

Muerte celular: Es el proceso mediante el cual una célula cesa su funcionamiento perdiendo su capacidad estructural y funciones normales, que puede resultar en destrucción. Puede ser causada por diferentes factores como lesiones físicas, químicas, biológicas, o cambios internos como apoptosis (muerte celular programada).

Profilaxis: Es una estrategia preventiva para impedir la aparición de enfermedades, infección u otro problema de salud antes de que se manifieste.

Microbiota: Población bacteriana y otros microorganismos que habitan de forma natural en la piel, zona bucal, intestino, etc.

Patógeno: Organismo capaz de desarrollar una enfermedad.

Vibriosis: Es una enfermedad bacteriana, generada por cepas patógenas del género *Vibrio*.

ABREVIATURAS Y SIMBOLOGÍA

AHPND: Enfermedad de la Necrosis Hepatopancreática Aguda

EMS: Síndrome de Mortalidad Temprana

mm: Milímetros

AO-1: Ácido Orgánico 1

AO-2: Ácido Orgánico 2

Sin AO: Sin Ácido Orgánico

ppm: Partes por millón

ppt: Partes por mil

mg/L: Miligramos por litro

µm: Micrómetros

NaCl: Cloruro de sodio

pVA-1: Es la subunidad pirA de la toxina A producida del género *Vibrio* causante de AHPND.

pirA-B: Genes pirA y pirB presentes en *Vibrio parahaemolyticus* asociado con (AHPND) responsables de la codificación de las toxinas que afectan severamente la hepatopáncreas.

pKa: Representa la constante de disociación de un ácido.

CMI: La Concentración Mínima Inhibitoria es la menor concentración de un agente antimicrobiano para impedir el crecimiento bacteriano.

TCBS: Agar Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa, utilizado para el aislamiento e identificación de bacterias del género *Vibrio*.

UFC/mL: Unidades Formadoras de Colonias por mililitro de muestra.

p/v: Peso por volumen

pH: Potencial de Hidrógeno

NHP-B: Necrosis de la hepatopáncreas bacteriana

ATP: Adenosín Trifosfato

TSB: Caldo Trípico de soya

TM: Toneladas métricas

°C: Grados Celsius

(C1-C7): Ácidos grasos de cadena corta o ácidos carboxílicos

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN

La cría del camarón blanco *Penaeus vannamei* tuvo trayectoria como actividad productiva en Ecuador entre los años 1960 y 1972, desde la provincia de El Oro, extendiéndose a Guayas, Manabí, Esmeraldas y Santa Elena (Pereira, 2022). En la actualidad, este sistema de cultivo se ha consolidado como una de las principales fuentes de exportación del país, fomentando el desarrollo de sectores relacionados en la producción de larvas, fabricación de alimento balanceado, plantas empacadoras, empresas dedicadas a la exportación y suministro de insumos (Reyes, 2018).

La acuicultura del camarón ha sido clave para la diversificación económica del país generando miles de empleos directos e indirectos, impulsando innovaciones tecnológicas en las técnicas de cultivo y manejo de enfermedades (Solano, 2024). En la Provincia de Santa Elena, aproximadamente 320 laboratorios están dedicados a la producción y comercialización de larvas de camarón (Suárez, 2024). Es de destacar que, a pesar de los avances y mejoras implementadas en estas empresas durante años, aún enfrentan un reto significativo: la aparición de patógenos oportunistas durante el proceso productivo, la presencia de estos patógenos ha generado significativas pérdidas económicas en el cultivo de *penaeus vannamei*, debido a las altas mortalidades que son registradas (Elgoul, 2016).

Las especies de *Vibrio spp.* al igual que otros géneros bacterianos, actúan como microorganismos oportunistas, que al encontrar condiciones favorables incrementan su tasa de replicación, y compiten por nutrientes, espacio con otros microorganismos, esta dinámica en las poblaciones bacterianas puede influir negativamente sobre los parámetros físico-químicos óptimos del sistema de cultivo, generando problemas por infecciones bacterianas que pueden presentarse, dado que en este momento los camarones se encuentran más susceptibles a estas enfermedades (Elgoul, 2016).

Las enfermedades causadas por bacterias del género *Vibrio spp.* representan uno de los principales problemas en los sistemas larvarios, afectando la salud de los organismos y disminuyendo su tasa de supervivencia. Estas infecciones se agravan bajo condiciones de estrés o desbalances ambientales, comprometiendo la productividad y sostenibilidad del cultivo. Se ha implementado una estrategia que es el monitoreo constante de la presencia y concentración de *Vibrios spp.* en el sistema acuícola, con el fin de reducir pérdidas económicas debido a las altas tasas de mortalidad que estas generan (Reyes, 2018).

Estos microorganismos pueden causar infecciones graves que resultan en pérdidas económicas considerables y en una disminución de la calidad de los cultivos. La gestión efectiva de *Vibrio spp.* es esencial para asegurar la salud y la productividad en los sistemas de cultivo. En respuesta a estos desafíos, los ácidos orgánicos han emergido como una solución potencial debido a sus propiedades antimicrobianas. Estos compuestos se añaden al alimento balanceado para su aplicación directa en los tanques de cultivo, ofreciendo una manera de controlar la proliferación bacteriana de manera más efectiva.

Sin embargo, la eficacia de diferentes ácidos orgánicos puede variar, lo que plantea la necesidad de comparar su rendimiento en la mitigación de *Vibrio spp* (Sanches-Fernandes et al., 2022) Además, estudios recientes como los de Silva et al. (2021) y Muñoz (2022) han demostrado que estos compuestos pueden mejorar la digestibilidad, fortalecer el microbiota intestinal y contribuir al desarrollo saludable de las larvas. A pesar de sus beneficios, su uso en laboratorios de larvicultura en Ecuador aún es escaso y muchas veces se realiza sin un respaldo científico sólido que permita establecer dosis efectivas o protocolos estandarizados (Sulman, 2024).

Los ácidos orgánicos se han consolidado como una alternativa efectiva en la acuicultura, favoreciendo el crecimiento, utilización de nutrientes, accesibilidad de minerales, optimizan el microbiota intestinal de los organismos acuáticos contribuyendo a la prevención de enfermedades, promoviendo una producción más sostenible (Ng & Koh, 2017). A diferencia de otros acidificantes, estos compuestos destacan por su resistencia a la presencia de cloro, permitiendo mejorar la digestibilidad de los alimentos. Resultando en una reducción del tiempo de retención y un aumento en el tracto digestivo de *P. vannamei* (Silva et al., 2021).

Además, los ácidos actúan como agentes bacteriostáticos y bactericidas, incrementando el interés debido a su eficacia contra varios patógenos. El presente estudio tuvo como objetivo analizar la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp.* en tanques de cultivo de larvas *Penaeus vannamei*, evaluando además su impacto sobre la tasa de supervivencia durante tres ciclos de producción. Esta

investigación busca generar evidencia científica que contribuya al desarrollo de estrategias profilácticas más eficientes y sostenibles en la industria acuícola ecuatoriana.

2. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN

La acuicultura, siendo una de las principales industrias productivas a nivel mundial, contribuye a la economía y seguridad alimentaria. En los sistemas de cultivo de larvas de camarón blanco *Penaeus vannamei*, la presencia de *Vibrio spp.* puede afectar la salud y supervivencia de las larvas, estos microorganismos liberan toxinas que interfieren con el sistema inmunológico de los camarones. Estas bacterias en los tanques de cultivo de *Penaeus vannamei* pueden causar la vibriosis, la cual se manifiesta a través de síntomas como la pérdida de apetito, letargo, lesiones, alta mortalidad.

No solo puede generar pérdidas económicas debido a la disminución de la producción, también compromete la estabilidad sanitaria del sistema acuícola y la sostenibilidad del cultivo a largo plazo (Aguirre et al., 2021). Esto puede presentar un problema por eso es necesario encontrar ciertas alternativas que puedan reducir la carga bacteriana sin generar impactos negativos en el ecosistema acuático. En la industria acuícola, las enfermedades infecciosas pueden representar un impacto negativo en los costos de producción, las bacterias son responsables de estas infecciones (Aguirre et al., 2021).

Los ácidos orgánicos comerciales han emergido son una opción en los sistemas de cultivo. Sin embargo, su uso en larvicultura es aún limitado y muchas veces se aplica sin una evaluación científica que valide su eficacia ni se establecen dosis estandarizadas. Por tanto, surge la necesidad de analizar de manera sistemática si los ácidos orgánicos son capaces de disminuir significativamente la carga de *Vibrio spp.* y mejorar la supervivencia larval, aportando una alternativa profiláctica sustentable para la industria

camaronera. Es fundamental la aplicación de tratamientos que sean adecuados para las infecciones bacterianas, pueden causar problemas tanto en la producción de camarones como en el ecosistema. Las bacterias del género *Vibrio spp.* pueden causar una mortalidad alta y pérdidas en la industria acuícola (Jones et al., 2021).

3. JUSTIFICACIÓN

En los últimos años, muchos laboratorios han sido enfrentados por las bacterias del género *Vibrio spp.* esto puede deberse a diversos factores que influyen en el desarrollo larval del camarón blanco *Penaeus vannamei*, que puede generar pérdidas económicas (Global Seafood Alliance, 2018). La aplicación de los ácidos orgánicos comerciales es una estrategia para controlar la proliferación de *Vibrio spp.* en los sistemas de cultivo. Estos compuestos no solo pueden inhibir el crecimiento bacteriano, también pueden ser menos perjudiciales para el medio ambiente en comparación con los antibióticos tradicionales (Harris et al., 2018).

En Ecuador, la aplicación de ácidos orgánicos como aditivos antimicrobianos en la acuicultura es escasa y, en gran medida, está bajo el control de las principales empresas que son productoras de insumos acuícolas. Sin embargo, cuando se incorporan a la dieta, los ácidos orgánicos pueden funcionar como una barrera protectora contra el crecimiento microbiano, mejorando la salud de los camarones. El uso de este método representa una alternativa económicamente viable, porque no solo inhibe el crecimiento bacteriano, sino que respalda cierta variable productiva, como la supervivencia durante las etapas iniciales del cultivo de *Penaeus vannamei* (Rivera y Rodríguez, 2017).

En el sistema digestivo, los ácidos orgánicos fomentan la actividad de la pepsina y reducen el pH estomacal, favoreciendo alteraciones positivas en el microbiota. Metabólicamente, actúan como agentes antimicrobianos, disminuyendo el pH y desnaturalizando proteínas, lo que favorece mejoras en la salud como en el rendimiento

zootécnico de *P. vannamei*. Se ha observado un incremento en la tasa de supervivencia de las larvas de *P. vannamei*, lo que repercute significativamente la producción y rentabilidad del cultivo (Solano, 2024).

Es importante que los productores camaroneros del país, realicen muestreos para llevar a cabo la identificación temprana de *Vibrio spp*, en el agua de los cultivos a través de análisis microbiológicos. No obstante, estos análisis facilitarían un control más eficaz sobre los patógenos oportunistas evitando las infecciones causadas por estas y asegurar el bienestar de los organismos durante el proceso de cultivo. Los resultados de este estudio son fundamentales, proporcionaron información valiosa sobre el control biológico de patógenos en la acuicultura (Rodríguez et al., 2022).

Además, contribuyen a la mejora de las prácticas de cultivo, lo que podría resultar en un aumento en la producción y calidad del camarón (Almeida et al., 2020). La aplicación de ácidos orgánicos debido a su acción antimicrobiana es una alternativa para contrarrestar las bacterias como los *Vibrios spp*. en donde fomentará la reducción de pérdidas económicas.

4. OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Analizar la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp*, mediante el monitoreo de la supervivencia de larvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*), estableciendo su potencial en la acuicultura.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la presencia de colonias bacterianas mediante la inclusión de los tratamientos con ácidos orgánicos comerciales.
- Relacionar los parámetros fisicoquímicos del agua con la supervivencia de las larvas de camarón blanco mediante la correlación de Pearson durante los tres ciclos de producción.
- Comparar la eficacia de dos ácidos orgánicos comerciales en la reducción de *Vibrio spp*, mediante el conteo de las UFC/ml estimando la supervivencia de *Penaeus vannamei*.

5. HIPÓTESIS

H1: El uso de dos ácidos orgánicos comerciales reduce el porcentaje de *Vibrio spp.* y mejora la supervivencia de las larvas de *Penaeus vannamei*.

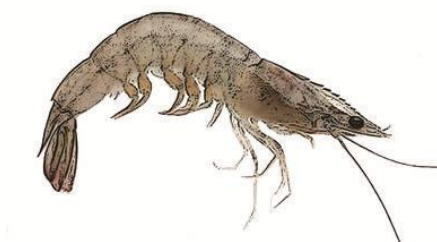
CAPÍTULO II

6. MARCO TEÓRICO

6.1. Clasificación taxonómica del Camarón blanco (*Penaeus vannamei*)

Figura 1.

Camarón blanco Penaeus vannamei



Nota: Extraído de Boone (2021).

Reino: Animalia

Filo: Artrópoda

Subfilo: Crustácea

Clase: Malacostraca

Orden: Decápoda

Familia: Penaeidae

Género: Penaeus

Especie: vannamei

6.1.2 Generalidades

El camarón blanco (*Penaeus vannamei*), es una especie de la orden decápoda, que presenta un cuerpo cilíndrico y comprimido, con un cefalotórax bien definido que cuenta con un rostrum aserrado en su parte delantera. Su anatomía externa se distingue por un tronco formado por 14 segmentos, más el telson. De estos, los primeros ocho forman el tórax, mientras que los últimos seis forman el abdomen. Cada segmento tiene apéndices; los pleópodos, situados en la parte anterior del abdomen se utilizan para nadar, mientras que los periópodos, ubicados en la parte posterior, sirven para caminar en el fondo (Bermúdez et al., 2017).

La boca se encuentra en posición ventral y el sistema digestivo se expande a lo largo del dorso, dando lugar a una gran glándula digestiva conocida como hepatopáncreas, que excretan enzimas digestivas. El cordón nervioso se extiende longitudinalmente a la región ventral del cuerpo. La excreción de desechos se lleva a cabo a través de la glándula antenal, que expulsa sustancias de desecho al exterior. Por otro lado, el sistema circulatorio es de tipo abierto, está compuesto por vasos sanguíneos que transportan hemolinfa, el responsable del transporte de nutrientes y gases. El oxígeno y el dióxido de carbono se intercambian en las branquias (Bermúdez et al., 2017).

6.1.3 Distribución

Esta especie es originaria del océano pacífico oriental, que abarca desde México hasta el noroeste de Perú (FAO, 2002).

6.1.4. Hábitat

El camarón blanco se encuentra en aguas con fondos lodosos o de arena, a profundidades que varían de 5 a 72 metros. Mientras que los adultos se desarrollan en ambientes marinos, las etapas tempranas como larvas y postlarvas pueden desarrollarse en estuarios y lagunas salobres (Bermúdez et al., 2017). Las temperaturas óptimas para su crecimiento oscilan desde los 20° C (FAO, 2002).

6.1.5. Alimentación

El camarón blanco es una especie detritívora, cuya dieta se basa principalmente en restos de animales, desechos y partículas orgánicas. También pueden alimentarse de pequeños invertebrados como gusanos, bivalvos y otros crustáceos de menor tamaño que habitan en el fondo (Kasamechotchung et al., 2025).

6.1.6. Reproducción

Es una especie dioica, y presenta dimorfismo sexual evidenciado por las estructuras externas del sistema genital. El macho presenta dos pares de apéndices abdominales modificados en los primeros dos segmentos del abdomen (petasma y el apéndice masculino), cumplen la función de transportar espermatozoides hacia el receptáculo externo de la hembra (téllico), el cual se encuentra situado entre el cuarto y quinto par de pleópodos. Tanto el petasma como el telicum están localizados en la región ventral; el téllico en las hembras es de tipo cerrado, permitiendo que los espermatozoides sean depositados por el macho en el canal (Gutiérrez-Vera et al., 2025).

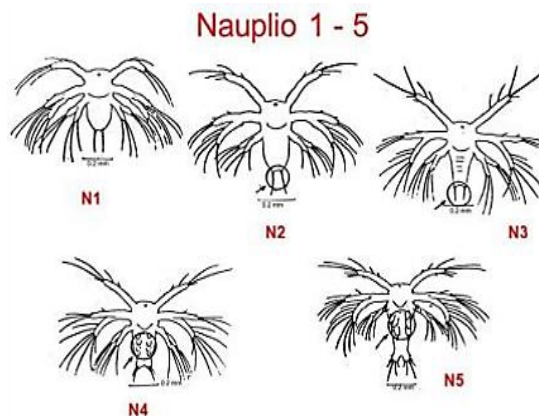
6.2. DESARROLLO LARVARIO

NAUPLIO

Después de que los huevos eclosionen en un período de 10-14 horas, el siguiente estadio larval se lo conoce como nauplio. Esta fase incluye 5 subestadios (nauplio 1, 2, 3, 4, y 5), con una duración aproximada de 40 - 50 horas, los nauplios miden alrededor de 0.5 mm de longitud y 0.2 mm de ancho, y están formados por un solo ocelo. Durante esta etapa su alimentación se basa principalmente en las reservas de vitelo del huevo (Bermudes-Lizárraga et al., 2023).

Figura 2.

Sub-estadios de Nauplio



Nota. Diferencias morfológicas entre los subestadios de Nauplios de camarón. Marcillo (2014).

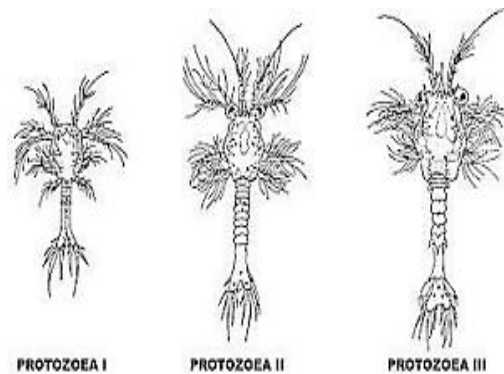
ZOEA

Al finalizar el estadio de nauplio 5, los organismos entran a la fase de zoea, que consta de tres subestadios (zoea 1, 2, 3). Este estadio se diferencia del anterior por la presencia del cefalotórax con una duración de 3-4 días, siendo aproximadamente un día

por subestadio, la alimentación en esta fase se basa en microalgas que están presentes en el agua, ya que poseen una cavidad bucal completamente desarrollada (Donis, 2025).

Figura 3.

Subestadios de Zoea



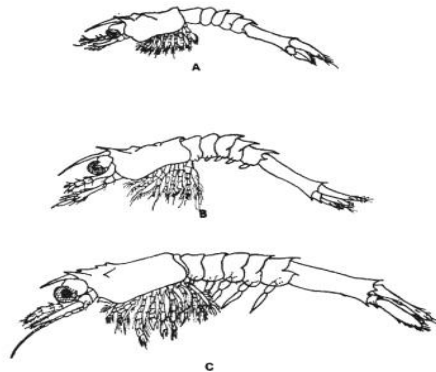
Nota. Diferencias morfológicas entre los subestadios de Zoea. HC4-BIOTEC (2020).

MYSIS

Durante esta etapa, se observa una curvatura en el cuerpo en la región abdominal y el nado se realiza mediante contracciones abdominales. Este estadio también tiene tres subestadios, con una duración de tres días, y su alimentación se basa en organismos vivos, en este punto ya pueden empezar a consumir alimentos sólidos (Bermudes-Lizárraga et al., 2023).

Figura 4.

Subestadios de Mysis



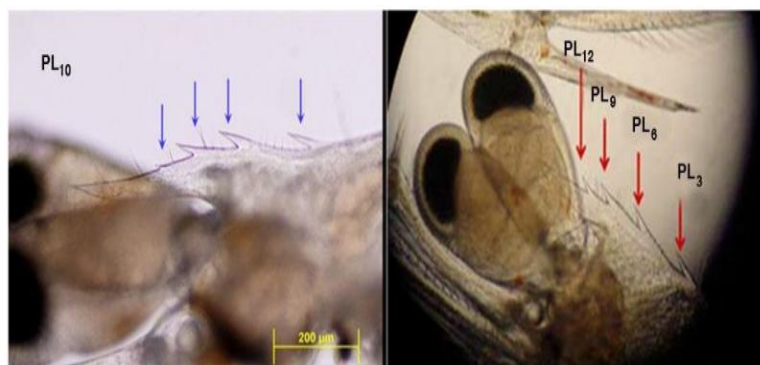
Nota. Diferencias morfológicas entre los subestadios de Mysis. Fenucci (1988).

POST LARVA

El estadio final es el de post larva, que dura aproximadamente 20 días hasta que los organismos son considerados camarones. Cada subestadio tiene una duración de un día, poseen pereiópodos que les permiten agarrarse y desplazarse, y su alimentación consiste en alimento sólido y Artemia (Carvajal y Bolaños, 2018).

Figura 5.

Postlarvas de camarón



Nota. Diferencias morfológicas en la etapa de postlarva. Limsuwan & Ching (2013).

6.3. Parámetros generales para el cultivo del camarón blanco *P. vannamei*

Temperatura del agua

La temperatura del agua influye en procesos químicos y biológicos, cuando esta supera los 10°C, suelen aumentar de dos, tres veces, lo que provoca un mayor consumo de oxígeno de los organismos presentes en el estanque (Flowen, 2019).

Salinidad

La salinidad se refiere a la totalidad de concentración de iones (sales) disueltos en el agua, y esta se mide en partes por mil (*ppt*). Los camarones son capaces de tolerar la salinidad en niveles que varían entre 15-33 ppt (Galaviz et al., 2016; García et al., 2020). Los organismos se enfrentan a grandes fluctuaciones de la concentración de sales disueltos experimentan presión osmótica, lo que puede llevar a ocasionar la difusión de agua a través de las membranas celulares en las branquias, llevando a la muerte celular. En los estanques, la salinidad y la temperatura pueden provocar estratificación del agua, porque la densidad del agua aumenta con la salinidad (Machado et al., 2017).

Oxígeno disuelto

Es expresada en miligramos por litro (mg/L), la concentración de oxígeno disuelto es un factor esencial para la vida acuática, siendo el segundo gas más abundante después del nitrógeno. Cuando los niveles de oxígeno disminuyen de forma considerable, los organismos acuáticos generan estrés y esta aumenta las tasas de mortalidad en los organismos. En el cultivo de *penaeus vannamei*, el rango óptimo de concentración de oxígeno disuelto se encuentra entre 3.0-8.0 mg/L (Hernández y Jiroó, 2023; García et al., 2021).

pH

En el pH, el rango óptimo en un cultivo de camarón es de 7.5-8.5. Cuando no son adecuadas las condiciones, estas pueden inhibir el crecimiento de los organismos benéficos, afectando la disponibilidad de nutrientes, incrementando la toxicidad de ciertos compuestos, disminuyendo la actividad enzimática, alterando el microbiota y lograr causar estrés fisiológico, lo que compromete la salud, el desarrollo de estos organismos (Sandoval, 2023).

6.4. Particularidades del género *Vibrio spp*

El género bacteriano *Vibrio spp* está constituido por bacterias gramnegativas que pueden desarrollarse tanto en condiciones aeróbicas como anaerobias (Silva, 2021). Estas bacterias se distinguen por su forma curvada, y su necesidad de un entorno salino (halodependientes), lo que implica que requieren cloruro sódico en diversas concentraciones para su crecimiento (Prasanga et al., 2022). Estas bacterias pueden encontrarse en hábitats marinos, salobres y estuarinos, y tienden a proliferarse con el aumento de la temperatura del agua, alcanzando su máximo desarrollo entre los 17- 20 °C (Tinoco y Dreyfus, 2017).

En temperaturas más bajas, generalmente permanecen en el sedimento marino, donde sus cantidades son insuficientes para poder provocar infecciones. En climas templados, están presentes en aguas marinas, pero su concentración incrementa notablemente en los meses más cálidos debido a condiciones ecológicas y el aumento del plancton, lo que favorece su acumulación de moluscos filtradores y otros organismos marinos (Hernández y Jiroó, 2023).

6.4.1. Género *Vibrios spp*

Actualidad, se han reconocido aproximadamente 100 especies del género *Vibrio spp*, de las cuales 12 son patógenas para los humanos. Las especies que causan altas tasas de mortalidad en camarones incluye *Vibrio penaeicida*, *Vibrio campbellii*, *Vibrio harveyi*, *Vibrio vulnificus*, *Vibrio parahaemolyticus* y *Vibrio alginolyticus* (Prasanga et al., 2022). Las bacterias de este género se caracterizan por ser bacilos gramnegativos que no presentan formación de esporas, con longitudes entre 1,4- 2,6 μm , que generalmente son positivas a la prueba de oxidasa y pueden presentar formas rectas o curvas, asemejándose una forma de coma. En medios de cultivo, estas bacterias se presentan morfológicamente como bacilos rectos impulsados por un flagelo polar único (monótrico), aunque en medios líquidos pueden desarrollar múltiples flagelos. Son organismos aeróbicos como anaeróbicos facultativos (Eze et al., 2024).

Las especies halófilas del género *Vibrio* dependen del cloruro de sodio (NaCl) para su crecimiento, con rango óptimo entre 10-18 ‰ NaCl, y toleran concentraciones bajas de 2-2.5 ‰ NaCl. Fisiológicamente suelen ser positivas para catalasa y oxidasa, fermentan glucosa sin producción de gas, y pueden reducir nitrato a nitrito. Estas adaptaciones metabólicas y bioquímicas que permiten la adaptación de *Vibrio spp*, a variaciones de temperatura y salinidad, permitiéndoles desarrollarse en ambientes marinos y estuarinos (Droubogianmis y Katharios, 2022; Xu et al., 2017).

Estos microorganismos se distribuyen en ambientes acuáticos, especialmente en marinos y estuarinos, donde tienden a colonizar las branquias, cutículas y tracto digestivo. Bajo un sistema inmunológico debilitado en los camarones, estas bacterias pueden actuar

como patógenos oportunistas, provocando brotes en condiciones ambientales que favorecen su proliferación (Peña y Cuéllar, 2019). De acuerdo con Morales Covarrubias (2011, citado por Triviño de la Cruz y Ortiz, 2020) el género *Vibrio* presenta un alto grado de patogenicidad, siendo responsable de diversas enfermedades en organismos acuáticos como la vibriosis sistémica también conocida como el síndrome de la gaviota, que puede provocar mortalidades de hasta el 90%; la erosión bacteriana del cefalotórax identificada por la presencia de manchas marrones o negras; el síndrome de Zoea II común en larvicultura, caracterizado por la acumulación de bolitas en el intestino y la enfermedad de la luminiscencia (BioAquafloc, 2025).

Además, la AHPND, es responsable de pérdidas significativas en la producción, producida por una cepa de *V. parahaemolyticus* portadora de un plásmido (pVA-1) con genes de las toxinas pirA-B, y se caracteriza por causar atrofia de la hepatopáncreas, descamación extensa de células epiteliales y alta mortalidad en los organismos afectados (Zhang et al., 2022).

Vibrio alginolyticus, también llamado *Vibrio parahaemolyticus* (biotipo II), se caracteriza por su elevada tolerancia a la salinidad, siendo capaz de sobrevivir en niveles de concentraciones de hasta 10% de cloruro de sodio. Aunque este microorganismo puede ocasionar infecciones gastrointestinales en seres humanos, también se ha asociado con infecciones en otros tejidos fuera del tracto gastrointestinal, generalmente presenta baja virulencia (Marine Microbiology Journal, 2023).

Vibrio vulnificus, un bacilo del filo Proteobacteria, es conocido como la especie halófila más virulenta para los humanos, especialmente en personas con enfermedades hepáticas, altos niveles de hierro sérico u otras condiciones (Silva, 2021). Esta bacteria requiere ciertos rangos óptimos de temperatura de 37 °C y niveles de acidez que oscilan entre ligeramente ácidos y alcalinos, con un pH de 7.0-8.0, lo que indica su preferencia por ambientes neutros o ligeramente alcalinos (Teng et al., 2017; Mira Gutiérrez y García Martos, 2016).

Además, algunas especies de *Vibrio* son conocidas como patógenas en la acuicultura. Ejemplos de estas bacterias incluyen *V. parahaemolyticus*, *V. harveyi*, *V. fischeri*. En particular, *Vibrio parahaemolyticus* ha sido identificado como un agente patógeno significativo en cultivos acuícolas, siendo responsable del síndrome de mortalidad temprana (EMS), conocido también como la enfermedad de la Necrosis Hepatopancreática Aguda (AHPND) (Sandoval, 2023; Aguirre Chanta, 2019).

6.5. Patologías bacterianas asociadas al cultivo de *Penaeus vannamei*

El crecimiento de la acuicultura comercial de camarones peneidos se enfrenta a diversas amenazas, siendo una de las más comunes y predecibles la causada por un grupo de bacterias del género *Vibrio*, que origina la Vibriosis en los medios de cultivos (Gómez-Gil et al., s.f.).

6.6. Profilaxis con ácidos orgánicos

Los ácidos orgánicos son compuestos seguros que se utilizan como antimicrobianos en la industria alimentaria para el cultivo de organismos (Rivera y Rodríguez, 2019). Estos compuestos tienen la capacidad de optimizar el rendimiento de los cultivos mejorando la eficiencia en la utilización de nutrientes y generan

modificaciones en el microbiota intestinal, lo que contribuye al control de enfermedades causadas por bacterias intestinales (Revista de Ciencias Agropecuarias, 2020).

La principal acción antimicrobiana de los ácidos orgánicos se basa en que alteran el pH celular de las bacterias, inhibiéndolas y reduciendo la presencia de bacterias dañinas en el tracto gastrointestinal del huésped. Esto evita la colonización por posibles patógenos y sus metabólicos virulentos. Entre los ácidos orgánicos más destacados incluye: el ácido propiónico, ácido butírico, ácido cítrico, y el ácido fumárico, que se han utilizado con éxito en productos comerciales en Ecuador (Rivera y Rodríguez, 2016). En la actualidad, se emplea sustancias naturales con efecto antimicrobiano, como los ácidos lácticos, que ayudan a proteger la salud de los camarones frente a diversas enfermedades de manera natural, sin recurrir a componentes químicos que pueden contaminar la calidad del agua (Sotomayor et al., 2019).

6.6.1. Efectos de los Ácidos orgánicos en larvicultura

El uso de ácidos orgánicos en larvicultura contribuye a mejorar la digestibilidad en la dieta y supervivencia de los organismos al favorecer una absorción de los nutrientes. Estos compuestos poseen propiedades antimicrobianas que ayudan a inhibir patógenos, estabilizan el pH intestinal y promueven un entorno favorable para el desarrollo de estas bacterias beneficiosas, fortaleciendo el sistema inmunológico de *P. vannamei* (Rivera y Rodríguez, 2016).

6.7. Principales Ácidos Orgánicos empleados

Entre los ácidos orgánicos más relevantes en acuicultura se encuentran el ácido fórmico, ácido propiónico, ácido láctico, ácido acético, ácido sórbico y ácido cítrico. Poseen estructura alifática y actúan como fuente de energía para las células. Por otro lado, el ácido benzoico se caracteriza por su estructura de anillo aromático y presenta distintas propiedades metabólicas y de absorción. La incorporación de estos ácidos en la alimentación de camarones ha demostrado mejorar la eficiencia en la conversión alimentaria y disminuir la colonización intestinal por patógenos (Magazine, 2021).

Ácido cítrico

Este ácido orgánico, reconocido por su versatilidad, es un ácido carboxílico ampliamente utilizado en las industrias alimentaria, farmacéutica, cosmética y acuícola, donde actúa como un agente antimicótico, generalmente su presentación es de polvo cristalino blanco y se obtiene mediante síntesis orgánica en laboratorio. Se encuentra en casi todos los tejidos animales incluyendo huesos, músculos y sangre, así como en diversas frutas entre ellas el limón, mandarina, lima, toronja, naranja, piña, ciruela, guisantes y melocotón (Keong, 2018).

Acido fórmico

Este ácido orgánico, es un líquido incoloro y altamente corrosivo utilizado preventivamente para el control microbiano y como promotor del crecimiento. Puede ser extraído de plantas, hongos, levaduras, y su función es prevenir enfermedades, actuando como una alternativa a los antibióticos. El ácido fórmico previene la colonización de bacterias patógenas en el sistema gastrointestinal mediante la disociación de ácidos y la generación de aniones que eliminan las bacterias no deseadas (Adams y Boopathy, 2013).

Acido propiónico

El ácido propiónico es un compuesto volátil de cadena corta, obtenido mediante procesos de síntesis química a partir de materias primas derivadas del petróleo. Caracterizada por su efectiva actividad antimicrobiana y fungicidas, utilizado como biocontrolador de patógenos en acuicultura. Su mecanismo de acción consiste en atravesar la membrana plasmática en su forma no disociada, provocando una acidificación en el citoplasma celular que ocasiona el agotamiento energético y un lento crecimiento bacteriano (Gaggia et al., 2021).

Ácido láctico

Este ácido se obtiene a través de procesos biotecnológicos y es fundamental en la producción de polímeros biodegradable, además de tener una alta tasa de conversión alimentaria en organismos acuáticos (Zainab-L et al., 2022). Su propósito es mejorar la disponibilidad de minerales como calcio y fósforo en los alimentos acuícolas como alternativa a los antibióticos. También presenta beneficios adicionales, como la inhibición del crecimiento de microorganismos patógenos, al reducir el pH, lo que favorece la actividad de la pepsina, especialmente en situaciones donde los niveles de ácido clorhídrico son bajos, al alimentar con dietas de alto contenido proteico o en el caso de organismos jóvenes con altos consumos de alimentos (Vieira et al., 2017).

Ácido Fumárico

Es un ácido orgánico dicarboxílico con diversas propiedades en la industria alimentaria funciona como: agente reductor, mejorador de textura y regulador de pH (Betancur y Sandoval, 2017).

Ácido Málico

Es un ácido dicarboxílico que se encuentra presente de forma natural en frutas y verduras, utilizado en la industria alimentaria como aditivo, intensificador del sabor y acidulante. Una de las formas de producir ácido málico es mediante fermentación antimicrobiana (Mondala, 2015; Tian et al., 2021).

Ácido Lignosulfónico

Este ácido en acuicultura se utiliza para acidificar el agua de cultivo y controlar el pH de los alimentos balanceados. También se usa para mejorar la salud de los organismos y también promover un ambiente favorable (Gutiérrez y Ramírez, 2021).

6.8. Mecanismo de acción de los ácidos orgánicos sobre las bacterias patógenas

Los ácidos orgánicos afectan a las bacterias patógenas de la siguiente manera:

- Pueden servir como un posible sustituto de los antibióticos para controlar bacterias patógenas.
- Mejora en la palatabilidad y fomentan la ingesta de alimentos.
- El metabolismo intermedio también mejora al optimizar el uso de energía.
- Contribuyen a la palatabilidad del alimento, asegurando su consumo.
- En los alimentos balanceados puede proporcionar ciertos minerales incrementando su absorción.
- En el intestino puede inhibir la microflora autóctona Gram negativa.
- Disminuyen el pH, a través de la liberación de iones de hidrógeno activando el pepsinógeno para la formación de pepsina mejorando la digestibilidad de las proteínas.

- Posee una capacidad amortiguadora, así como efectos antibacterianos y antifúngicos en los alimentos

Los ácidos orgánicos regulan la población microbiana en el tracto digestivo al bajar el pH de la ingesta, lo que limita notablemente el crecimiento de microorganismos. Esta acidificación del medio no solo reduce la tasa de supervivencia de los microorganismos, fortalece la barrera intestinal, dificultando la invasión de patógenos y promoviendo un equilibrio saludable del microbiota favoreciendo la digestión (Kavir et al., 2021; Chowdhury et al., 2021). Cuando el pH es inferior a 5 las bacterias tienden a crecer, aunque la acidez no asegura la eliminación total de los microorganismos, dado que algunos microorganismos son capaces de sobrevivir durante largos períodos prolongados. Un pH extracelular distante del valor neutro pH 7 interfiere con el gradiente de protones, que es esencial para el transporte a través de la membrana, la motilidad y la síntesis de ATP (Gao et al., 2023; Silva et al., 2016). Todos los microorganismos poseen un pH óptimo para su crecimiento donde su desarrollo es difícil o imposible; este parámetro hace referencia al entorno extracelular, indicando su importancia en el equilibrio ácido-base en la regulación del crecimiento microbiano y en la eficacia de los agentes antimicrobianos (Ng y Kon, 2017; Reyes, 2017).

De acuerdo la ecuación de Henderson-Hasselbalch, la relación entre la forma disociada (anión) y la forma no disociada (H^+) de los ácidos está determinado por el valor del pH y la constante de disociación (pK_a). Cuando menor es el pK_a , mayor es la fuerza del ácido. En su forma no disociada estos compuestos pueden atravesar la membrana celular, una vez en el interior de la célula se disocian liberando aniones y protones, generando una alteración en el pH del citoplasma (Nurhan-Gümrükçüoğlu, 2022; Taylor

y Doores, 2020). Presentando una dificultad para las bacterias, ya que necesitan mantener un pH estable para el funcionamiento adecuado de sus macromoléculas, deben expulsar protones al exterior. Sin embargo, este proceso requiere energía en forma de ATP, lo que puede provocar agotamiento energético celular (Kavir et al., 2021; Reyes, 2017).

Además de su impacto general del pH extracelular, los ácidos orgánicos poseen la capacidad de atravesar la membrana celular, una vez dentro del microorganismo esta forma celular contribuye a una disminución adicional del pH intracelular afectando el equilibrio ácido-base comprometiendo la viabilidad celular (Zhou et al., 2022; Mine y Boopathy, 2011).

6.8.1 Valor de pKa

El valor de pKa representa la fuerza de un ácido en disolución acuosa, es decir, cuanto más bajo sea el valor de pKa, mayor será la capacidad de liberar iones H⁺, por lo tanto, más bajo será el pH de la disolución. Los ácidos considerados débiles presentan valores de pKa que varían entre $1,80 \times 10^{-16}$ y 55,50. Aquellos ácidos cuyo valor pKa es inferior a -2 se clasifican como fuertes porque se disocian casi completamente al entrar en contacto con el agua (Zhou et al., 2022; Anangón-Lara, 2014).

6.9. Enfermedades bacterianas infecciosas:

6.9.1. Vibriosis sistémica

También conocido como “Síndrome de la Gaviota”; esta enfermedad recibe su nombre por la frecuente presencia de gaviotas en los estanques de cultivo, afectando a todas las especies de camarón cuando se encuentran en condiciones de estrés e involucra afectaciones en la cutícula, hepatopáncreas, órgano linfoide, glándula antenal hemolinfa y músculo. Entre los principales agentes causales de esta enfermedad es el *Vibrio*

parahaemolyticus, *Vibrio vulnificus*, *Vibrio alginolyticus*, *Vibrio campbellii* y *Vibrio harveyi* (Cuéllar-Anjel, 2013).

6.9.2. Síndrome de Zoea II

Afecta a la hepatopáncreas, así como al intestino medio y posterior, caracterizado por provocar altas tasas de mortalidad después de la metamorfosis de Zoea I a Zoea II durante las 36-48 horas, las sintomatologías más destacadas son: letargo (disminución de la actividad normal) con nado errático y la permanencia en el fondo de los tanques de los organismos infectados (Kumar et al., 2017).

6.9.3. Virus de la Mancha Blanca (WSSV)

Este virus es responsable de provocar elevadas tasas de mortalidad, y se manifiesta a través de síntomas como: manchas blancas en el exoesqueleto, letargo, nado errático, y la atrofia de la hepatopáncreas (Cheng et al., 2021). La transmisión del síndrome de la mancha blanca (WSSV) ocurre mediante el contacto directo entre camarones infectados y sanos, así como a través de agua contaminada. La mortalidad puede alcanzar el 100% en los cultivos si no llegan a implementar medidas preventivas. El control de esta enfermedad se basa en el mejoramiento de las condiciones de cultivo, el constante monitoreo y el desarrollo de posibles vacunas (Cheng et al., 2021).

6.9.4. Enfermedad de luminiscencia

La enfermedad de luminiscencia, provocadas por bacterias luminiscentes ha sido responsable de provocar elevadas tasas de mortalidad, alcanzando un (80%), en laboratorios de larvicultura en diversos países de América Latina. Los organismos acuáticos infectados con esta bacteria presentan luminiscencia visible, letargo (disminución de la actividad normal), nado errático, tendencia a permanecer en el fondo del tanque y mortalidades masivas (Food News Latam, 2021).

6.9.5. Enfermedad de la Necrosis Aguda del Hepatopáncreas (AHPND o EMS)

Conocida como síndrome de la mortalidad temprana, es causada por *Vibrio parahaemolyticus*, se manifiesta durante las primeras semanas 4-5 posterior a la siembra en estanques, afecta principalmente a organismos juveniles de menor tamaño, los signos son nado errático, crecimiento lento en comparación a la tasa de crecimiento, presentan coloración blanquecina o pálida en la hepatopáncreas, así como pérdida de consistencia habitual (The Fish Site, 2020).

6.9.6. Necrosis de la hepatopáncreas bacteriana (NHP-B)

Es una enfermedad severa que es causada por bacterias intracelulares similares a las rickettsias. La bacteria rickettsia es el más prevalente y patógena en esta enfermedad es un pequeño cocobacilo Gram-negativo con un diámetro promedio de aproximadamente 0.36 μm , la cual infecta y replica en el citoplasma de las células epiteliales de los túbulos de la hepatopáncreas. Se reproducen por fisión binaria en la célula hospedera (Huang et al., 2013).

6.10. Consecuencias de altas presencias bacterianas en cultivos de camarón

En los sistemas de producción acuícolas del camarón en Ecuador las altas concentraciones de bacterias pueden generar efectos no deseados como: la disminución de tasa de crecimiento, producción y afectación de la calidad final, la alta carga bacteriana puede causar mortalidades significativas generando considerables pérdidas económicas (Panorama Acuícola, 2023).

Mortalidad

Uno de los problemas que enfrenta la industria acuícola se encuentran la elevada concentración de bacterias, causando problemas de salud, disminución de la calidad e impactos económicos negativos. Dentro de las consecuencias más grandes se encuentran las altas tasas de mortalidad en los cultivos debido a enfermedades infecciosas, afectando negativamente las producciones e ingresos del sector (Álvarez, 2021).

Pérdida de calidad

La calidad en los sistemas acuícolas puede ser afectada por múltiples factores como la presencia de patógenos, el uso excesivo de antibióticos y otros compuestos químicos, condiciones de cultivo inadecuadas y la sobrepoblación, provocando enfermedades que causen daños en órganos y tejidos de los organismos, implicando la reducción de la calidad y costos finales de producción (Sánchez y López, 2021).

Problemas económicos

La camaronicultura constituye una industria de gran relevancia en numerosos países, sin embargo, enfrenta desafíos económicos debido a diversos factores entre ellos: la presencia de bacterias en los cultivos, ocasionando pérdidas en las producciones, afectando la calidad del producto, provocar la disminución de la producción y exportación del mismo (Álvarez, 2021).

6.11. Medio de Cultivo Sólido

Ciertas bacterias son capaces de desarrollarse en cualquier medio de cultivo, mientras que otros requieren condiciones específicas. Los factores que influyen en el crecimiento microbiano incluyen parámetros físicos como temperatura, pH, presión osmótica, condiciones químicas del agua, tales como la disponibilidad de carbono, la

concentración de nitrógeno y la presencia de oxígeno (Pozo, 2015). Algunos medios de cultivo contienen azúcares que son utilizados exclusivamente por ciertas bacterias. En determinados medios, se incorporan indicadores de pH que cambian de color al fermentar alguno de los nutrientes, generando así metabolitos ácidos. En otras ocasiones, si las bacterias son capaces de fermentar, producen gases que se pueden observar en un tubo cerrado durante el cultivo (Carvana, 2019).

- **Agar Thiosulfato Citrato Sales Biliares (TCBS)**

Este medio es selectivo y diferencial para el crecimiento de vibrios patógenos mediante su aislamiento. De acuerdo con Kobayashi (2018), inhibe el crecimiento bacteriano para miembros de la familia Enterobacteriaceae, el género *Pseudomona* y algunas bacterias gram positivas debido al pH 8,6 y al 0,5% de NaCl. Facilita la identificación al diferenciar especies que fermentan sacarosa, utilizándose para aislar muestras ambientales y como medio diferencial para *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus* y *V. vulnificus*, que son principalmente fermentadores de sacarosa (Kobayashi, 2018).

6.11.1. MEDIO DE CULTIVO LÍQUIDO

- **Caldo Tríplico de soya (TSB)**

El caldo TSB permite el crecimiento de diferentes especies bacterianas que se encuentran a analizar muestras, este es versátil y eficazmente nutritivo, es recomendado también para usos generales de laboratorio en el área de microbiología (Kobayashi, 2018).

6.12. Concentración mínima inhibitoria

La menor cantidad de un compuesto ya sea un ácido orgánico o un antibiótico, capaz de inhibir el crecimiento de una cepa bacteriana es conocida como la concentración mínima inhibitoria (CMI). Este tipo de análisis se realiza de manera regular con el propósito de determinar las dosis más eficaces de probióticos, ácidos u otros productos

destinados a combatir patógenos en los sistemas acuícolas. Las pruebas se llevan a cabo mediante ensayos en los que se aplican diversas concentraciones del compuesto en el medio de cultivo, con el fin de observar su impacto en el crecimiento bacteriano. Estas medidas son cruciales para evaluar la efectividad de un compuesto frente a una cepa específica (Ji et al., 2023).

CAPÍTULO III

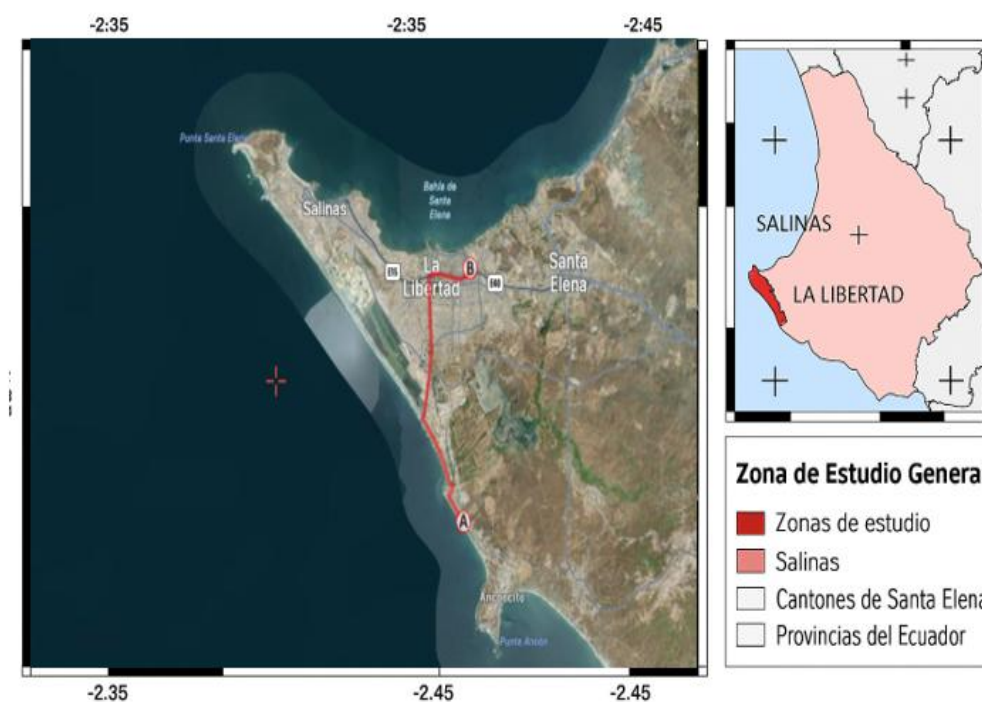
7. MARCO METODOLÓGICO

7.1 Área de estudio

El presente estudio se llevó a cabo dentro de las instalaciones del laboratorio MEGALATINA S.A. Se encuentra ubicado en Punta Carnero, entre 2°30'17" S y 80°90'61" W, y los análisis microbiológicos en el laboratorio CDI Biotech, entre 2°22'52" S y 80°90'24" ubicado en el cantón La libertad, Provincia de Santa Elena (Figura 6).

Figura 6.

Ubicación geográfica del laboratorio Megalatina S.A y CDI Biotech



Nota. La Zona "A" es el laboratorio Megalatina S.a y la Zona "B" el laboratorio CDI Biotech. Extraído de QGIS, 2025.

7.2. Enfoque y tipo de investigación

El diseño metodológico de este estudio se basa en la perspectiva cuantitativa, con un enfoque experimental y descriptivo, que implicó la realización de pruebas microbiológicas in vitro y ensayos de campo en condiciones controladas. Se aplicaron dos tratamientos experimentales: AO-1 (Ácido orgánico “A”) y AO-2 (Ácido orgánico “B”), además de un grupo control sin tratamiento. Cada tratamiento fue evaluado en dos tanques, y el grupo control en un tanque, repitiéndose el mismo diseño durante tres ciclos productivos. La variable independiente fue la aplicación de los ácidos orgánicos en distintas dosis progresivas según el estadio larval, mientras que la variable dependiente fue la carga bacteriana (*Vibrio spp.*), expresada en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL), y supervivencia larva en el medio de cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*.

8. FASE DE CAMPO

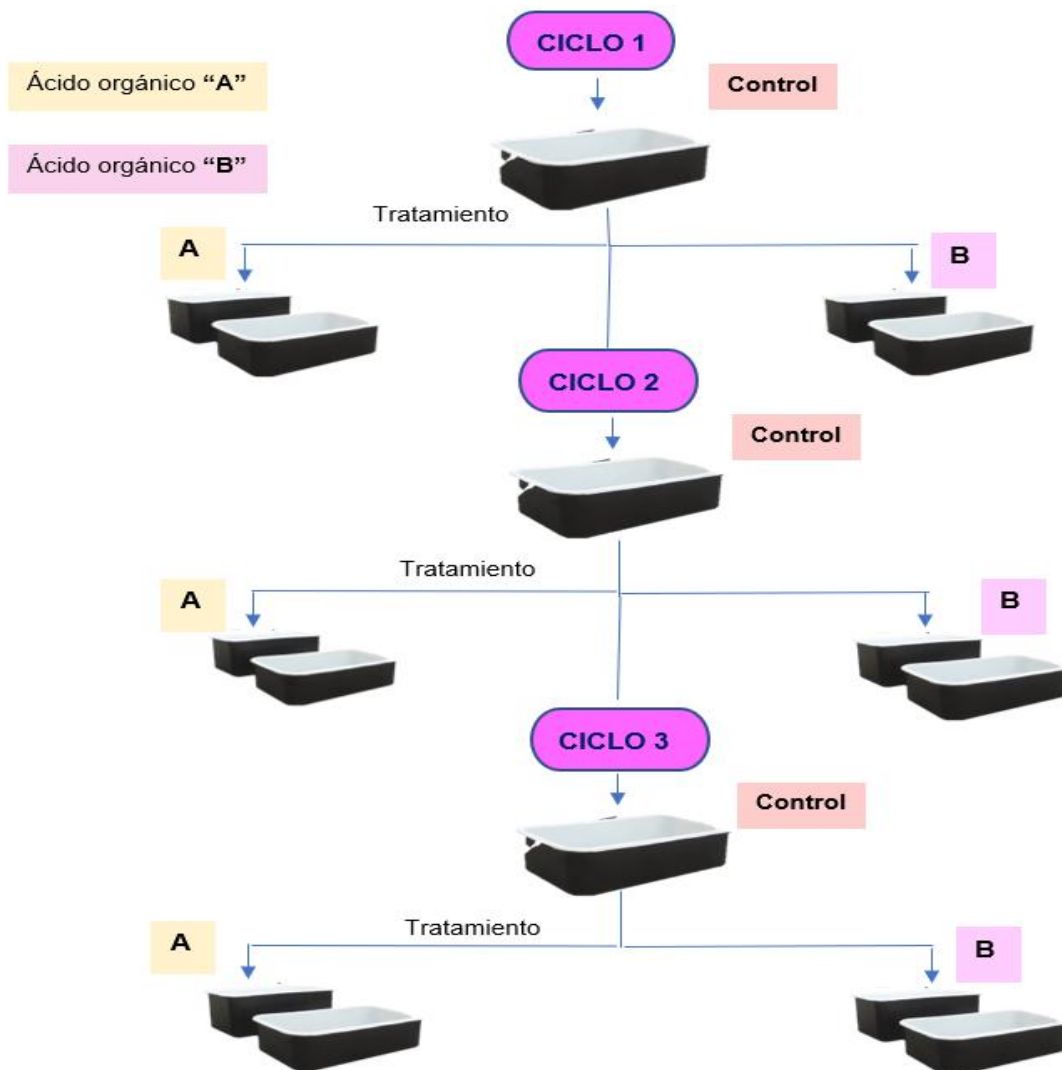
8.1 Diseño experimental

Durante los tres ciclos de cultivo, se documentó 15 tanques rectangulares con profundidades de 1,2 m con una capacidad operativa máxima de 13 toneladas métricas (TM). Se aplicó un diseño completamente al azar (DCA), en el cual cinco tanques de cultivo fueron asignados aleatoriamente a dos tratamientos experimentales y un grupo control. Dos tanques se destinaron al Tratamiento A (ácido orgánico 1 - AO-1), dos al Tratamiento B (ácido orgánico 2 - AO-2) y uno al grupo control (sin ácido). Durante cada ciclo de cultivo, se realizaron muestreos por estadio larval. Se tomó una muestra de cada uno de los tanques correspondientes a los tratamientos A y B, y una muestra del tanque control, para cada estadio. Las dosificaciones de los ácidos orgánicos se aplicaron de

forma progresiva, ajustadas según el estadio larval, siguiendo el protocolo técnico de la empresa MEGALATINA S.A.

Figura 7.

Ilustración de diseño experimental



Nota. La ilustración representa el diseño experimental aplicado en tres ciclos de cultivo de *Penaeus vannamei*. Cada ciclo incluyó cinco tanques: dos asignados al Tratamiento A (AO-1), dos al Tratamiento B (AO-2) y uno al grupo control sin adición de ácido orgánico. La asignación de tratamientos a los tanques se realizó de forma aleatoria. Para cada estadio larval (Zoea III, Mysis II–III, PL3, PL6 y PL12), se tomó una muestra por cada tanque, permitiendo evaluar el efecto de los tratamientos sobre la carga bacteriana (*Vibrio spp.*) y la supervivencia larval.

A continuación, se describe cada tratamiento:

Tabla 1.

Tratamientos experimentales (Composición)

Dieta + AO-1; AO-2	Tratamiento		Composición
	AO-1; Ácido Orgánico A	(T1)	Ácido fumárico 14,05 %, Ácido Málico 11,99 %, Ácido Cítrico 20 %, Ácido Láctico 15%, Aceites Esenciales (Ajo, canela, olivo y aceituna) 5%
	AO-2; Ácido Orgánico B	(T2)	Ácido Fórmico 60 %, Ácido Lignosulfónico 40 %
	Sin AO	Control	-----

Nota. Se aplicó los ácidos orgánicos desde el estadio de Zoea hasta PL-11

8.2 Dosificación de los ácidos orgánicos

La dosificación se basó según las cantidades establecidas en los protocolos técnicos de la empresa Megalatina S.a. Esta dosificación se adaptó según las fases larvarias y se incorporó en la dieta convencional de los organismos.

Tabla 2.

Dosificación de ácidos orgánicos

Ciclo de cultivo	Tratamiento	Dosificación (ppm/ton)		
		Zoea (III)	Mysis (I,II,III)	Postlarvas (PL1-PL11)
1	C-1	-	-	-
	A-B	1-2 ppm	3 ppm	5 ppm (Casos extremos 20 ppm)
2	C-2	-	-	-
	A-B	1-2ppm	3 ppm	5 ppm (Casos extremos 20 ppm)
3	C-3	-	-	-
	A-B	1-2 ppm	3 ppm	5 ppm (Casos extremos 20 ppm)

Nota. Información registrada por la empresa.

8.3 Registro de parámetros

Durante los 3 ciclos de producción se realizó mediciones de los parámetros fisicoquímicos tres veces al día en los tanques de cultivo de larvas *penaeus vannamei*, donde se utilizó los siguientes instrumentos: el medidor de salinidad impermeable HI98319 para determinar la salinidad (ppt), el oxigenómetro YSI Pro 20i para medir la temperatura °C y el oxígeno disuelto (mg/l), el medidor de pH/ORP HI98121 para la medición del pH.

8.4 Alimentación

Para la alimentación, se siguió el protocolo técnico establecido por la empresa, en el que la frecuencia de alimentación fue de cada 3 horas comenzando desde las 9:00am, se consideraron los estadios larvales presentes en cada uno de los tanques para proceder con la cantidad y el tipo de alimento establecidos.

8.5 Protocolo de traslado de muestras

Recolección de la muestra

1. Seleccionar la muestra de manera representativa.
2. Usar guantes estériles.
3. Transferir las postlarvas a un recipiente estéril con una pequeña cantidad de agua de cultivo (o solución salina estéril si se requiere).
4. Cerrar el recipiente herméticamente.
5. Etiquetar correctamente el recipiente con:
 - Código de muestra
 - Fecha y hora de recolección
 - Tratamiento (si aplica)
 - Responsable de muestreo

Condiciones de transporte

1. Colocar la muestra en una caja térmica con gel refrigerante (no hielo directo).
2. Mantener una temperatura entre 4 y 10 °C, sin congelar.
3. Evitar agitación excesiva durante el transporte.
4. Asegurar que el tiempo de traslado no exceda las 6 horas desde la recolección.
5. Adjuntar hoja de cadena de custodia y cualquier información relevante del lote.

Recepción en laboratorio de análisis

1. Registrar la hora de llegada y la temperatura de la muestra.
2. Verificar que la etiqueta esté legible y coincida con la documentación.
3. Transferir de inmediato a refrigeración si no se analiza de forma inmediata (máximo 24 h).
4. Iniciar análisis microbiológico bajo condiciones estériles

9. FASE DE LABORATORIO

9.1 Muestras para análisis

Se tomaron muestras de los diferentes estadios larvales (Zoea III, Mysis III y PL3, PL6, PL11) de los tanques de cultivo. Para las muestras de larvas se siguió el protocolo del laboratorio, se utilizó una bandeja de 1 litro previamente esterilizada, siendo sumergida a una profundidad de 6 cm en el tanque, con la ayuda de un colador se recolectó aproximadamente un gramo de larvas, las muestras fueron colocadas en tubos Eppendorf con 900 µL de solución salina (2,5 %), maceradas y centrifugadas antes del análisis microbiológico.

9.2 Medios de cultivo

9.2.1 Agar TCBS (Tiosulfato Citrato de Sales Biliares)

Se siguieron las indicaciones de Maldonado (2022), para la preparación del medio: Se pesaron 75,65 gramos de Agar TCBS y se añadieron en un matraz Erlenmeyer con 850 mL de agua destilada, ajustando su concentración de NaCl 0.5% (p/v). La mezcla se incorporó en un agitador magnético GUARDIAN 3000 hasta alcanzar el punto de ebullición. El medio se mantuvo hirviendo durante aproximadamente 1 a 2 minutos para garantizar una completa homogenización y evitar la formación de grumos. Posteriormente, se distribuyeron 10 mL del medio en cada placa mono Petri dentro de una cámara de flujo laminar para evitar la contaminación.

9.2.2 Caldo TSB (Tríptico de Soya)

Se pesaron 6 gramos de TSB y se añadieron en un matraz Erlenmeyer con 200 mL de agua destilada. La mezcla se hirvió durante un minuto hasta lograr la disolución completa y se distribuyó en recipientes adecuados. Finalmente, se esterilizó en autoclave a 121°C durante 15 minutos.

9.3 Inoculación de muestras

Para la inoculación de las muestras, se siguió la metodología de Cesasim y Maura (2023). Se recolectaron las muestras de larvas de cada tratamiento, las cuales fueron filtradas y desinfectadas con la respectiva agua destilada. Luego, se colocaron 1 g de la muestra con 900 ul de solución salina esterilizada al 2,5% en tubos Eppendorf realizando un macerado. Posteriormente, se centrifugó la mezcla durante 1 minuto para que los residuos se sedimentaran. Se utilizó una micropipeta inoculando 50 ul de la muestra en la caja Petri con agar TCBS, colocando las placas en la incubadora durante 24 horas a 33°C.

9.4 Conteo de colonias y abundancia de carga bacteriana

La principal característica utilizada para la identificación de colonias bacterianas es su coloración. En el agar TCBS se presentan en colonias verdes y amarillas. Se contabilizaron las colonias de *Vibrio* en las placas, garantizando un número adecuado de colonias. El cálculo de la concentración bacteriana se llevó a cabo multiplicando el total de colonias contadas por el factor de dilución y posteriormente dividiendo por el volumen de la muestra inoculada expresados en (UFC/mL) (Glackin et al., 2024).

$$\frac{UFC}{ml} = \frac{\text{Número de colonias} \times \text{Factor de dilución}}{\text{Volumen de la muestra}}$$

Tabla 3.

Valores referenciales de UFC en larvas y Postlarvas de camarón

Medio de cultivo	Colonias	Rango de valores		
		Normales	Elevado	Severo
TCBS	Tipo 1 (Amarillas)	$\leq 10^2$	$> 10^3$	$> 10^5$
TCBS	Tipo 2 (Verdes)	$\leq 10^2$	$> 10^3$	$> 10^5$

Nota. Tabla clasifica las colonias bacterianas en medio de cultivo TCBS de acuerdo con la coloración (amarillas y verdes). Extraído de Acosta, 2022.

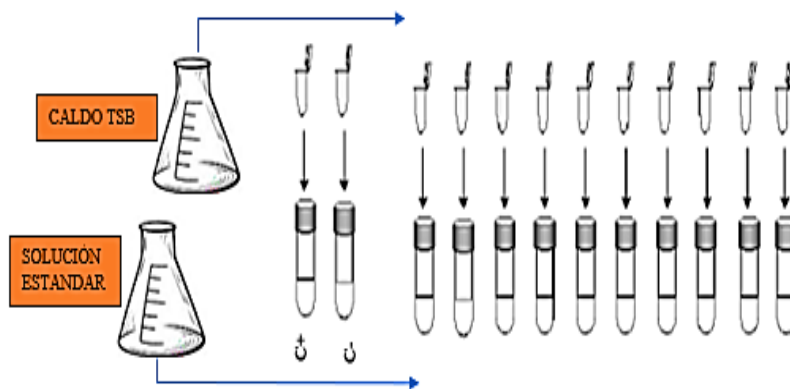
9.5 Concentración mínima inhibitoria

Para determinar la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) se utilizó el método de dilución en caldo descrito por Arellano (2021), evaluando concentraciones de ácido orgánico desde 1 hasta 10 ppm. En tubos Eppendorf de 1,5 mL se adicionó caldo TSB al 2% con NaCl junto con el volumen correspondiente de la solución de tratamiento, ajustando un volumen final de 1.000 μ L. A cada tubo se le inoculó 50 μ L del cultivo bacteriano, y se incubaron a 33 °C durante 24 horas. Se incluyeron controles positivos y

negativos para verificar la esterilidad del medio y la viabilidad bacteriana. La turbidez observada se utilizó como indicador de crecimiento bacteriano, y la concentración más baja en la que no se detectó turbidez fue considerada como la CMI. Para confirmar estos resultados, se sembraron 50 µL de cada tratamiento por estriado en placas de agar TCBS y se incubaron bajo las mismas condiciones para observar la presencia o ausencia de colonias.

Figura 8.

Método de dilución en caldo



Nota. Figura muestra el método de dilución en caldo para determinar la concentración mínima inhibitoria. Empleado por (Arellano, 2021).

9.6 Variable productiva

9.6.1 Tasa de supervivencia

Se utilizó el método propuesto por Saldarriaga y Briones (2021), para calcular la supervivencia de las postlarvas en los grupos de tratamiento. Esta se determinó al final del cultivo como la relación entre la cantidad sembrada final y la cantidad inicial de las larvas.

$$S = \frac{\text{Población final}}{\text{Población inicial}} \times 100$$

9.7 Análisis Estadístico

Se utilizó hojas de cálculo en Excel y el software Statgraphics 19- X64. Para verificar los supuestos de normalidad, se aplicó la prueba de Shapiro-Wilk. Se utilizó la prueba T para muestras independientes no paramétricas, mediante el test de Mann-Whitney, con un nivel de significancia establecido en $p > 0.05$ para los tratamientos experimentales y su control.

Para los parámetros físicos químicos se aplicó ANOVA de una vía. Se utilizó el método de correlación de Pearson para poder determinar la relación entre la supervivencia de las larvas y los parámetros fisicoquímicos del agua. Para analizar la correlación entre la reducción de *Vibrio spp* y la tasa de supervivencia, se aplicó la correlación de Spearman.

10. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

Se llevaron a cabo dos tratamientos que implicaron la incorporación de ácidos orgánicos comerciales en la dieta de postlarvas de *Penaeus vannamei*, durante los tres ciclos de producción.

Se obtuvieron los siguientes resultados:

10.1. Carga Bacteriana de las postlarvas de *Penaeus vannamei*

Para poder determinar los rangos máximos y mínimos de la carga bacteriana por tratamiento se consideraron datos cuantitativos obtenidos del medio de cultivo selectivo TCBS, enfocándose en colonias amarillas y verdes.

10.1.1. Colonias Amarillas

El análisis de la carga bacteriana de *Vibrio spp.* (colonias amarillas) mostró variaciones significativas entre los tratamientos evaluados y el grupo control, tanto en términos de tendencia como de severidad, de acuerdo con los rangos establecidos por Acosta (2022) (Tabla 3). Según esta referencia, se consideran cargas normales aquellas $\leq 10^2$ UFC/mL, elevadas si superan 10^3 y severas si sobrepasan 10^5 UFC/mL.

En el Tratamiento A de colonias amarillas (Tabla 4, Figura 9), el ciclo de producción 1 y 2 presentaron cargas bacterianas dentro del rango normal en los estadios finales (PL VI y PL XI), descendiendo desde $7.26E+03$ UFC/mL en Zoea III hasta $2.38E+02$ y $2.49E+02$ UFC/mL, respectivamente. Esta reducción indica una acción antimicrobiana eficaz del tratamiento desde Mysis III en adelante. En el ciclo de producción 3, los valores iniciales fueron elevados ($1.60E+04$ UFC/mL en Zoea III), pero mostraron una tendencia descendente a lo largo del ciclo, alcanzando $2.48E+02$ UFC/mL

en PL XI, considerado como normal. Aunque la eficacia fue más tardía, el tratamiento logró mitigar progresivamente la carga bacteriana.

Tabla 4.

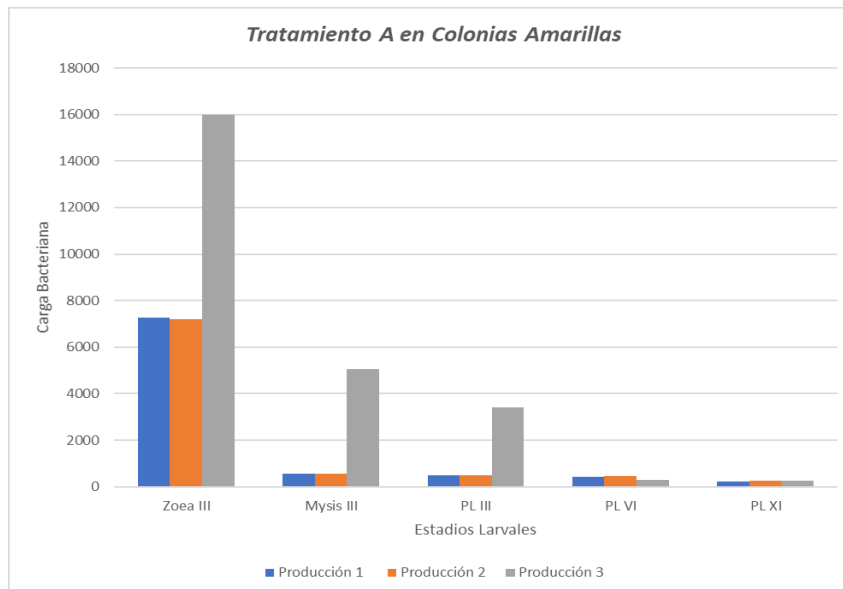
Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Tratamiento A durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.26E+03	7.20E+03	1.60E+04
Mysis III	5.56E+02	5.68E+02	5.06E+03
PL III	5.05E+02	5.12E+02	3.40E+03
PL VI	4.33E+02	4.55E+02	2.93E+02
PL XI	2.38E+02	2.49E+02	2.48E+02

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 9.

Presencia de colonias amarillas en el tratamiento A, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias amarillas) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* bajo el Tratamiento A (TR1), durante tres ciclos de producción.

En el Tratamiento B de colonias amarillas (Tabla 5, Figura 10), los resultados fueron similares. El ciclo de producción 1 y 2 presentaron cargas moderadas en los primeros estadios y descendieron de forma consistente hasta PL XI, donde los valores se mantuvieron dentro del rango normal establecido ($<2.60E+02$ UFC/mL). En el ciclo de producción 3, los valores iniciales fueron severos ($1.48E+04$ UFC/mL en Zoea III y $5.62E+03$ UFC/mL en Mysis III), pero disminuyeron significativamente en los estadios posteriores, hasta $2.50E+02$ UFC/mL en PL XI.

Tabla 5.

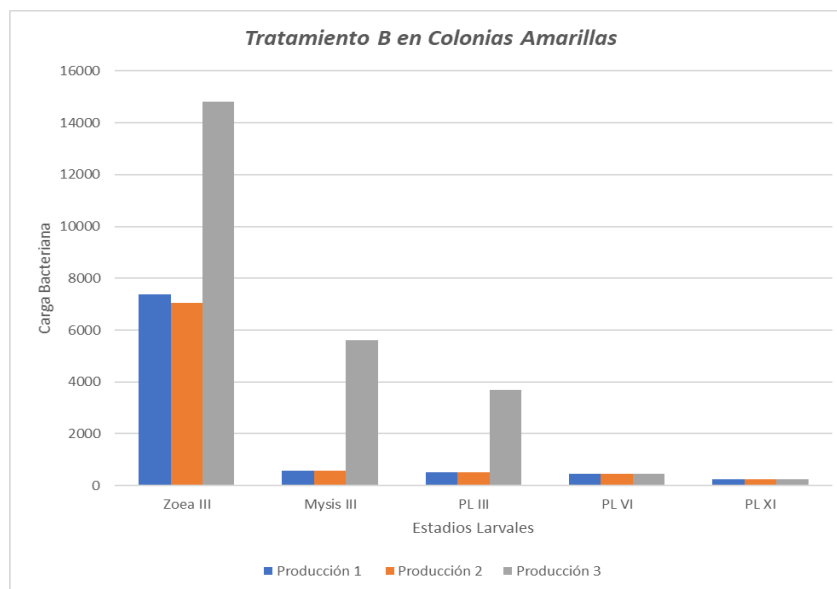
*Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Tratamiento B durante los estadios larvarios de *Penaeus vannamei*, en los tres ciclos de producción.*

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.38E+03	7.04E+03	1.48E+04
Mysis III	5.60E+02	5.74E+02	5.62E+03
PL III	5.10E+02	5.18E+02	3.70E+03
PL VI	4.40E+02	4.59E+02	4.40E+02
PL XI	2.56E+02	2.55E+02	2.50E+02

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 10.

Presencia de colonias amarillas en el tratamiento B, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias amarillas) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* bajo el Tratamiento B (TR2), durante tres ciclos de producción.

El grupo control de colonias amarillas (Tabla 6, Figura 11) mostró valores que se mantuvieron elevados durante todo el ciclo larvario en las producciones 1 y 2, y alcanzaron el nivel severo en el ciclo de producción 3 ($4.21E+04$ UFC/mL en PL XI). No se evidenció ninguna disminución significativa, confirmando que en ausencia de tratamiento existe un incremento sostenido de *Vibrio spp.*

Tabla 6.

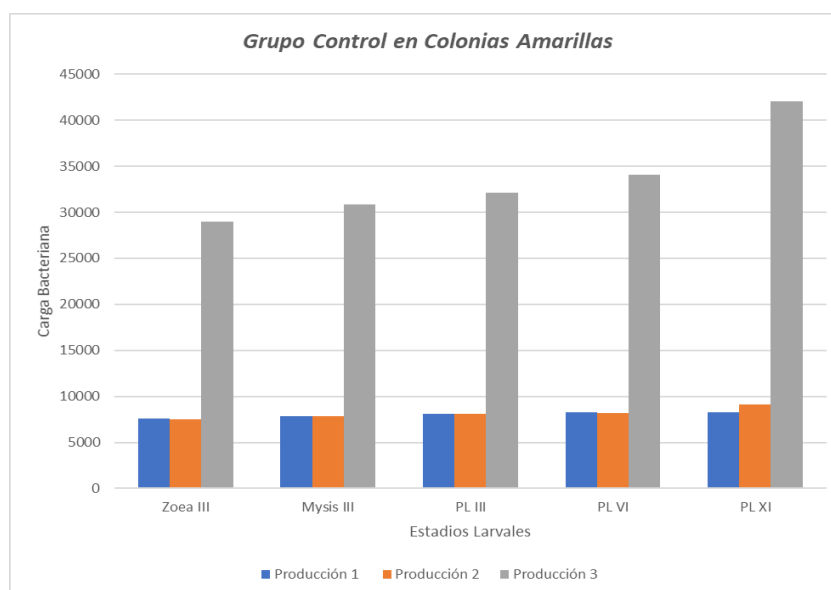
Carga bacteriana (colonias amarillas) en el Grupo Control durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.59E+03	7.55E+03	2.90E+04
Mysis III	7.81E+03	7.82E+03	3.08E+04
PL III	8.10E+03	8.14E+03	3.21E+04
PL VI	8.24E+03	8.23E+03	3.40E+04
PL XI	8.28E+03	9.16E+03	4.21E+04

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 11.

Presencia de colonias amarillas en el grupo control, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias amarillas) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* en el grupo control, durante tres ciclos de producción.

Se observa una tendencia clara de reducción bacteriana en los tratamientos A y B, especialmente en el ciclo de producción 1 y 2, en las que se logró pasar del rango elevado

al normal. El ciclo de producción 3, en ambos tratamientos, inició con cargas más altas, pero igualmente se logró una reducción significativa al final del ciclo.

10.1.2. Colonias Verdes

El análisis de la carga bacteriana de *Vibrio spp.* (colonias verdes) en medio TCBS reveló diferencias notables entre los tratamientos aplicados y el grupo control. Según los rangos establecidos por Acosta (2022) (Tabla 3), los valores $\leq 10^2$ UFC/mL se consideran normales, valores $> 10^3$ son elevados, y aquellos superiores a 10^5 representan una condición severa. En todos los tratamientos, los recuentos bacterianos superaron el rango normal, aunque se observaron reducciones relevantes en los ciclos tratados.

En el Tratamiento A de colonias verdes (Tabla 7, Figura 12) el ciclo de producción 1 y 2, en Zoea III se obtuvieron valores de $7.22E+03$ y $7.04E+03$ UFC/mL, y disminuyeron hasta alcanzar $2.30E+02$ y $2.40E+02$ UFC/mL en PL XI. Esta disminución constante indica una acción antimicrobiana efectiva del tratamiento desde estadios intermedios. En el ciclo de producción 3, los valores iniciales fueron notablemente más altos ($1.01E+04$ UFC/mL en Zoea III y $6.05E+03$ UFC/mL en Mysis III), pero se redujeron progresivamente hasta $1.30E+02$ UFC/mL en PL XI, clasificándose como normal al final del ciclo.

Tabla 7.

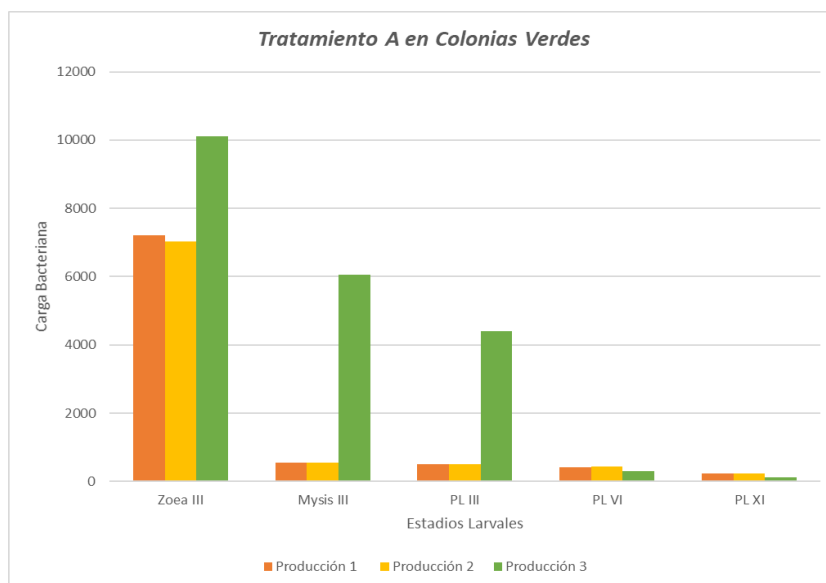
*Carga bacteriana (colonias verdes) en el Tratamiento A durante los estadios larvarios de *Penaeus vannamei*, en los tres ciclos de producción.*

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.22E+03	7.04E+03	1.01E+04
Mysis III	5.48E+02	5.62E+02	6.05E+03
PL III	4.98E+02	5.06E+02	4.40E+03
PL VI	4.22E+02	4.38E+02	2.95E+02
PL XI	2.30E+02	2.40E+02	1.30E+02

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 12.

Presencia de colonias verdes en el tratamiento A, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias verdes) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* bajo el Tratamiento A (TR1), durante tres ciclos de producción.

En el Tratamiento B de colonias verdes (Tabla 8, Figura 13), la tendencia fue similar. El ciclo de producción 1 y 2 comenzaron con cargas moderadas ($7.04E+03$ a $7.31E+03$ UFC/mL) y descendieron de manera progresiva hasta valores de $2.56E+02$ y $2.43E+02$ UFC/mL, considerándose un rango normal. En el ciclo de producción 3, las cargas bacterianas fueron inicialmente altas ($1.20E+04$ UFC/mL en Zoea III y $6.13E+03$ UFC/mL en Mysis III), pero descendieron a $2.10E+02$ UFC/mL en PL XI, también dentro del rango normal.

Tabla 8.

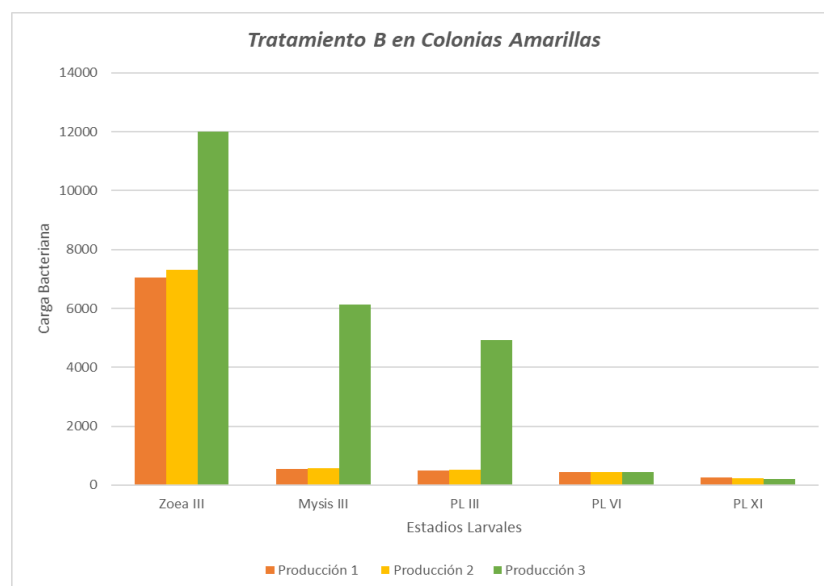
Carga bacteriana (colonias verdes) en el Tratamiento B durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.04E+03	7.31E+03	1.20E+04
Mysis III	5.55E+02	5.70E+02	6.12E+03
PL III	4.89E+02	5.12E+02	4.93E+03
PL VI	4.36E+02	4.43E+02	4.36E+02
PL XI	2.56E+02	2.43E+02	2.10E+02

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 13.

Presencia de colonias verdes en el tratamiento B, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias verdes) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* bajo el Tratamiento B (TR2), durante tres ciclos de producción.

El grupo control de colonias verdes (Tabla 9, Figura 14), demostró valores consistentemente elevados y sin evidencia de reducción significativa. En todas las producciones, los conteos bacterianos en colonias verdes superaron 7.60E+03 UFC/mL desde Zoea III, incrementándose hasta alcanzar 8.70E+03 UFC/mL en PL XI en la producción 2, y hasta 4.13E+04UFC/mL en el ciclo de producción 3. No se evidenció ninguna disminución significativa, confirmando que en ausencia de tratamiento existe un incremento sostenido de *Vibrio spp.*

Tabla 9.

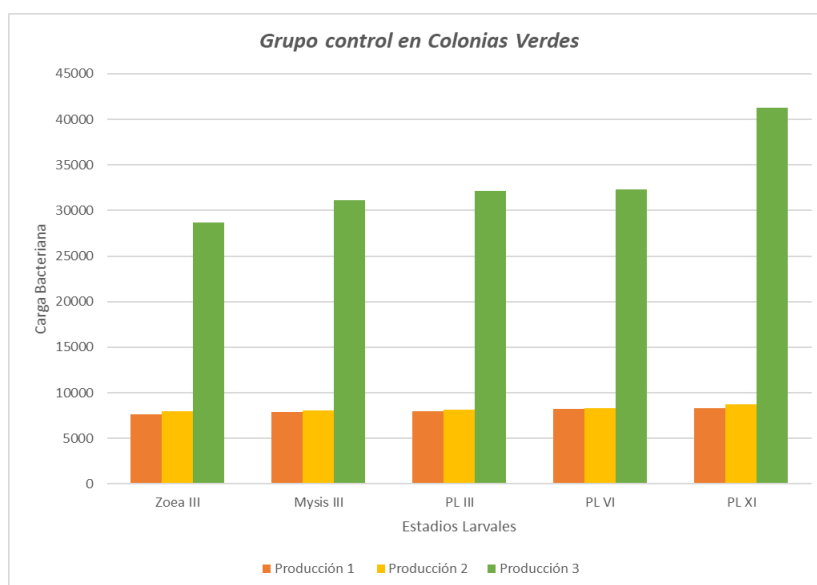
Carga bacteriana (colonias verdes) en el Grupo Control durante los estadios larvarios de Penaeus vannamei, en los tres ciclos de producción.

Estadio	Producción 1	Producción 2	Producción 3
Zoea III	7.60E+03	7.96E+03	2.87E+04
Mysis III	7.91E+03	8.03E+03	3.11E+04
PL III	8.02E+03	8.12E+03	3.21E+04
PL VI	8.24E+03	8.30E+03	3.23E+04
PL XI	8.32E+03	8.70E+03	4.13E+04

Nota. Los datos están expresados en unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL) en notación científica.

Figura 14.

Presencia de colonias verdes en el grupo control, durante los 3 ciclos de producción.



Nota. Representación gráfica de los valores promedio de UFC/mL obtenidos en TCBS (colonias verdes) correspondientes a estadios larvarios tempranos de *Penaeus vannamei* en el grupo control, durante tres ciclos de producción.

Los tratamientos A y B mostraron una tendencia positiva de reducción bacteriana en colonias verdes, especialmente en los estadios finales del ciclo larvario. En todos los casos tratados, los valores finales (PL XI) se situaron dentro o muy cercanos al rango normal, lo que indica una eficacia comprobada en el control de *Vibrio spp.*

10.1.3. Análisis de Colonias Amarillas y Colonias Verdes durante los 3 ciclos de producción.

En el análisis comparativo de la totalidad de Colonias Amarillas y Colonias Verdes a lo largo de los tres ciclos de producción, se aplicó la prueba de Mann-Whitney para muestras independientes, con el fin de identificar diferencias entre el grupo de control y los tratamientos. En la (Figura 15 y 16) muestra que los grupos A y B presentan cajas boxplot compactas y medianas bajas, mientras que el grupo control presenta una mediana superior con mayor dispersión, lo que evidencia una alta concentración de colonias bacterianas en ausencia de tratamiento.

En la (Tabla 10) indican que no existe una diferencia significativa entre los tratamientos A y B ($p= 0.708$) en donde ambos tratamientos son eficaces. Sin embargo, el tratamiento A y B se diferenciaron significativamente del grupo control, con valores de p extremadamente bajos ($2.329E^{-5} = 0,00002329 < 0.05$), ($2.324E^{-5} = 0,00002324 < 0.05$), lo que respalda la hipótesis alternativa en donde los tratamientos son eficaces en la reducción de *vibrios spp* en colonias amarillas.

Tabla 10.

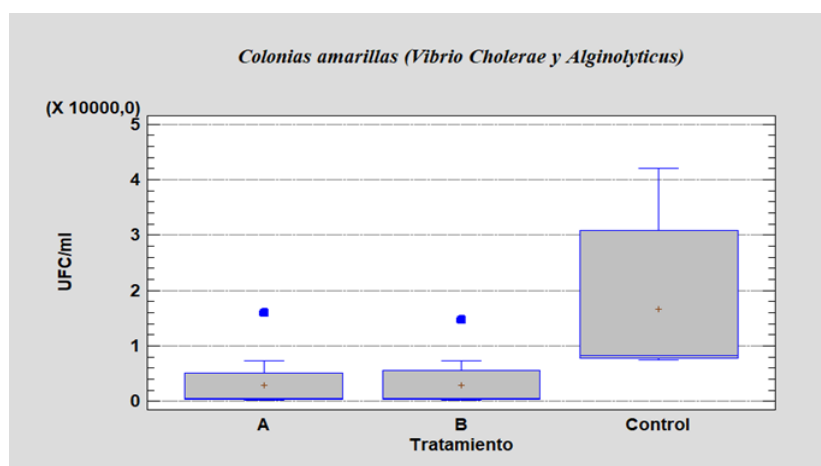
Test U- Mann-Whitney para muestras independientes con respecto a los *Vibrios* totales Colonias Amarillas

Comparación	Estadístico U	Valor p	Significanci a	Interpretación
Tratamiento A y B	103.0	0.7089	Ns	No existe diferencia significativa entre tratamientos.
Tratamiento A y Control	10.0	2.329E-5	***	Diferencia altamente significativa.
Tratamiento B y Control	10.0	2.324 E-5	***	Diferencia altamente significativa.

Nota. Para todos los contrastes, la hipótesis alternativa considera que la carga bacteriana en los tratamientos es menor que en el grupo control. El estadístico U fue calculado mediante la prueba de Mann-Whitney para muestras independientes. Se presentan los respectivos valores de U y los valores de significancia (valor p). *** indica diferencia altamente significativa ($p < 0.001$); ns: diferencia no significativa.

Figura 15.

Diagrama de caja (boxplot), representa la concentración de colonias amarillas en los tratamientos A, B y el control, durante tres ciclos de cultivo de *Penaeus vannamei*.



Nota. La línea central de cada caja representa la mediana; los extremos de la caja indican el rango intercuartílico y los bigotes representan la dispersión de los datos. Los puntos fuera del rango corresponden a valores atípicos. Se observan diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos y el grupo control ($p < 0.001$).

En la (Tabla 11) se observa algo similar: en donde los tratamientos A y B mostraron bajas medianas, y variabilidad, el control con una mediana alta de concentración bacteriana. El valor ($p= 0.7557$) indican que no existe una diferencia significativa. Sin embargo, comparando con el control con valores de p extremadamente bajos ($2.329E^{-5} = 0,00002329 < 0.05$), ($2.324E^{-5} = 0,00002324 < 0.05$), demuestra que ambos tratamientos son eficaces en la reducción de *vibrios spp* en colonias verdes.

Tabla 11.

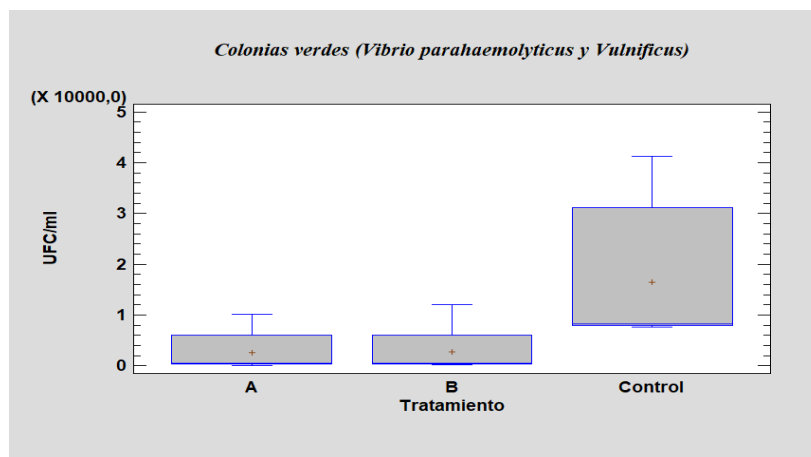
Test U- Mann-Whitney para muestras independientes con respecto a los Vibrios totales colonias verdes

Comparación	Estadístico U	Valor p	Significanci a	Interpretación
Tratamiento A y B	104.5	0.7557	Ns	No existe diferencia significativa entre tratamientos.
Tratamiento A y Control	10.0	2.329E-5	***	Diferencia altamente significativa.
Tratamiento B y Control	10.0	2.324 E-5	***	Diferencia altamente significativa.

Nota. Para todos los contrastes, la hipótesis alternativa considera que la carga bacteriana en los tratamientos es menor que en el grupo control. El estadístico U fue calculado mediante la prueba de Mann–Whitney para muestras independientes. Se presentan los respectivos valores de U y los valores de significancia (valor p). *** indica diferencia altamente significativa ($p < 0.001$); ns: diferencia no significativa.

Figura 16.

Diagrama de caja (boxplot), representa la concentración de colonias verdes en los tratamientos A, B y el control, durante tres ciclos de cultivo de *Penaeus vannamei*.



Nota. La línea central de cada caja representa la mediana; los extremos de la caja indican el rango intercuartílico y los bigotes representan la dispersión de los datos. Los puntos fuera del rango corresponden a valores atípicos. Se observan diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos y el grupo control ($p < 0.001$).

Además, en el análisis comparativo de la cantidad total de *Vibrios* spp, en las diversas fases larvarias. El test U de Mann–Whitney confirmaron que estas reducciones fueron estadísticamente significativas, los valores de p obtenidos en las comparaciones entre los tratamientos A y B frente al grupo control fueron altamente significativos ($p < 0.001$) tanto para colonias amarillas como verdes (Tablas 10 y 11), lo cual permite rechazar la hipótesis nula (H_0) y aceptar la hipótesis alternativa (H_1). Por tanto, los tratamientos aplicados sí tuvieron un efecto significativo en la reducción de la carga bacteriana de *Vibrio* spp. Se valida estadísticamente que el uso de los ácidos orgánicos evaluados contribuyó de manera efectiva en el sistema larvario, cumpliendo con el objetivo planteado en el estudio.

10.2. Relación de parámetros físicos – químicos con la supervivencia

Durante los 3 ciclos de producción los datos fueron registrados para obtener un promedio diario durante los diferentes estadios larvales desde Zoea hasta Postlarva 11.

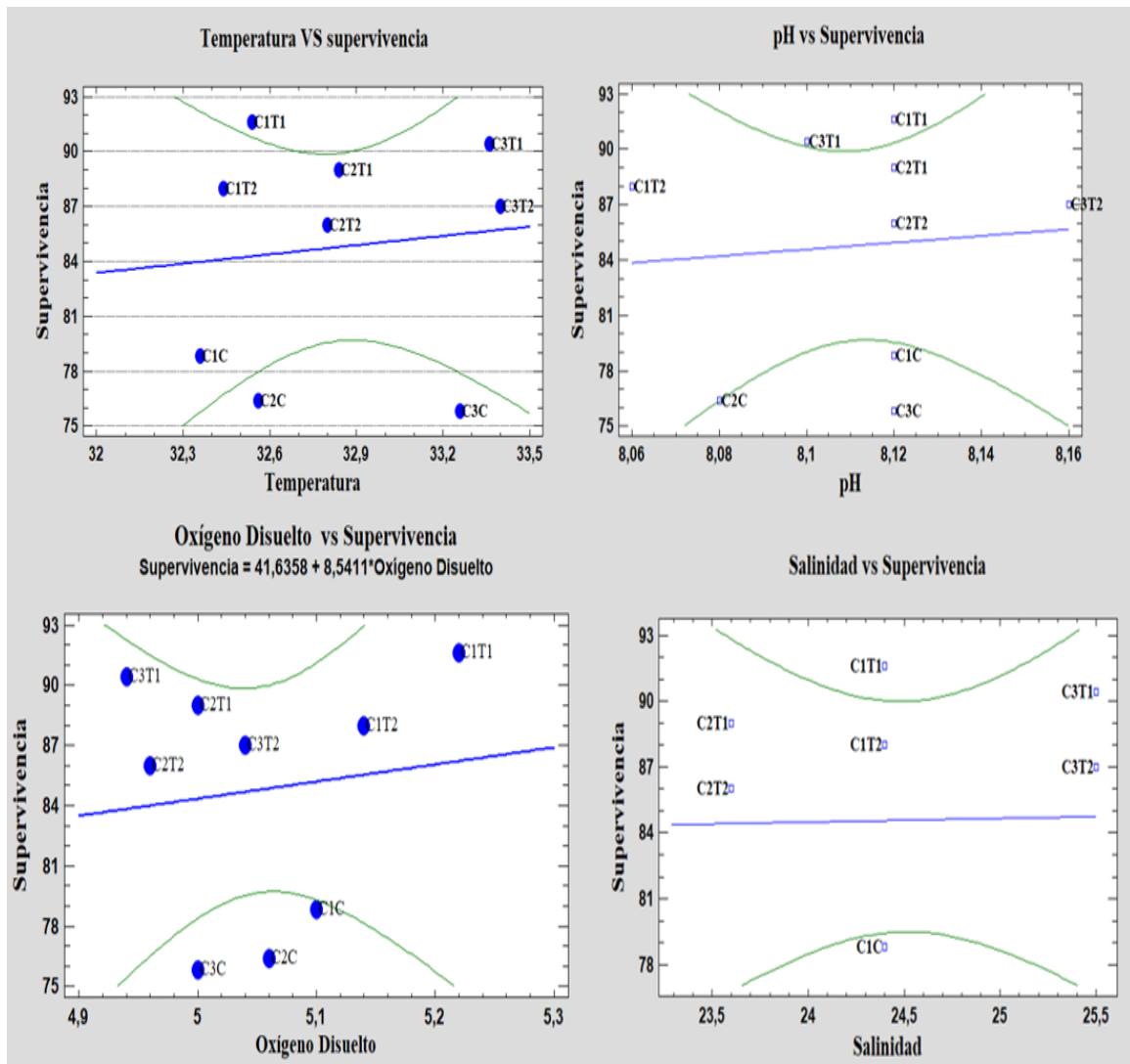
10.2.1. Correlación de las variables

En la Figura 17 se presenta la relación de los parámetros fisicoquímicos del agua de los sistemas de producción durante los tratamientos experimentales, y la tasa de supervivencia de las larvas de *Penaeus vannamei*, presentaron correlaciones muy bajas, tal como se muestra en la Figura 18, mediante el coeficiente de correlación de Pearson. Esto indica que las variaciones ambientales durante los tres ciclos de producción no influyeron de manera significativa sobre la supervivencia larval, se mantuvieron dentro de los rangos adecuados para el cultivo larvario, lo que sugiere que esta variable biológica fue más influenciada por los tratamientos aplicados que por las condiciones del medio.

En el caso de Temperatura vs Supervivencia se presentó una correlación positiva muy baja ($r = 0.112$; $p = 0.744$), lo cual indica que ambas variables tienden a aumentar, de igual forma en el pH vs Supervivencia ($r = 0.084$; $p = 0.828$). El Oxígeno disuelto vs Supervivencia mostró una correlación positiva muy baja ($r = 0.027$; $p = 0.747$) indicando una relación casi nula. En cuanto a la Salinidad vs Supervivencia se observó una correlación positiva baja ($r = 0.125$; $p = 0.953$) (Figura 18).

Figura 17.

Dispersión de porcentaje de Supervivencia vs Parámetros de calidad de agua



Nota. Los puntos representan los porcentajes de supervivencia larval asociados a cada combinación de tratamiento y ciclo: (C1T1) Ciclo 1, Tratamiento A; (C1T2) Ciclo 1, Tratamiento B; (C1C) Ciclo 1, Control; (C2T1) Ciclo 2, Tratamiento A; (C2T2) Ciclo 2, Tratamiento B; (C2C) Ciclo 2, Control; (C3T1) Ciclo 3, Tratamiento A; (C3T2) Ciclo 3, Tratamiento B; (C3C) Ciclo 3, Control. Las líneas azules indican la tendencia lineal entre cada parámetro físico-químico (temperatura, pH, oxígeno disuelto y salinidad) y la tasa de supervivencia de *Penaeus vannamei*, mientras que las líneas verdes representan la banda de confianza del modelo ajustado. Se evidencia una correlación positiva muy baja, sin significancia estadística, lo cual sugiere que las condiciones del agua no influyeron directamente en la supervivencia larval.

Figura 18.

Correlación de Pearson de datos de Supervivencia vs Temperatura, pH, Oxígeno disuelto y salinidad.

<i>Muestra 1</i>	<i>Muestra 2</i>	<i>Correlación</i>
Temperatura (°C)	% Supervivencia	0,112
pH	% Supervivencia	0,084
Oxígeno disuelto (mg/l)	% Supervivencia	0,027
Salinidad (ppt)	% Supervivencia	0,125

Nota. Las correlaciones observadas fueron muy bajas ($r < 0.13$), lo que indica una relación débil entre las variables ambientales y la tasa de supervivencia.

10.2.2. Supervivencia de postlarvas de *Penaeus vannamei* durante los 3 ciclos de producción.

La figura 19 se muestra los datos totales de supervivencia de larvas de camarón blanco *Penaeus vannamei* entre los tratamientos A y B, control durante los tres ciclos de producción.

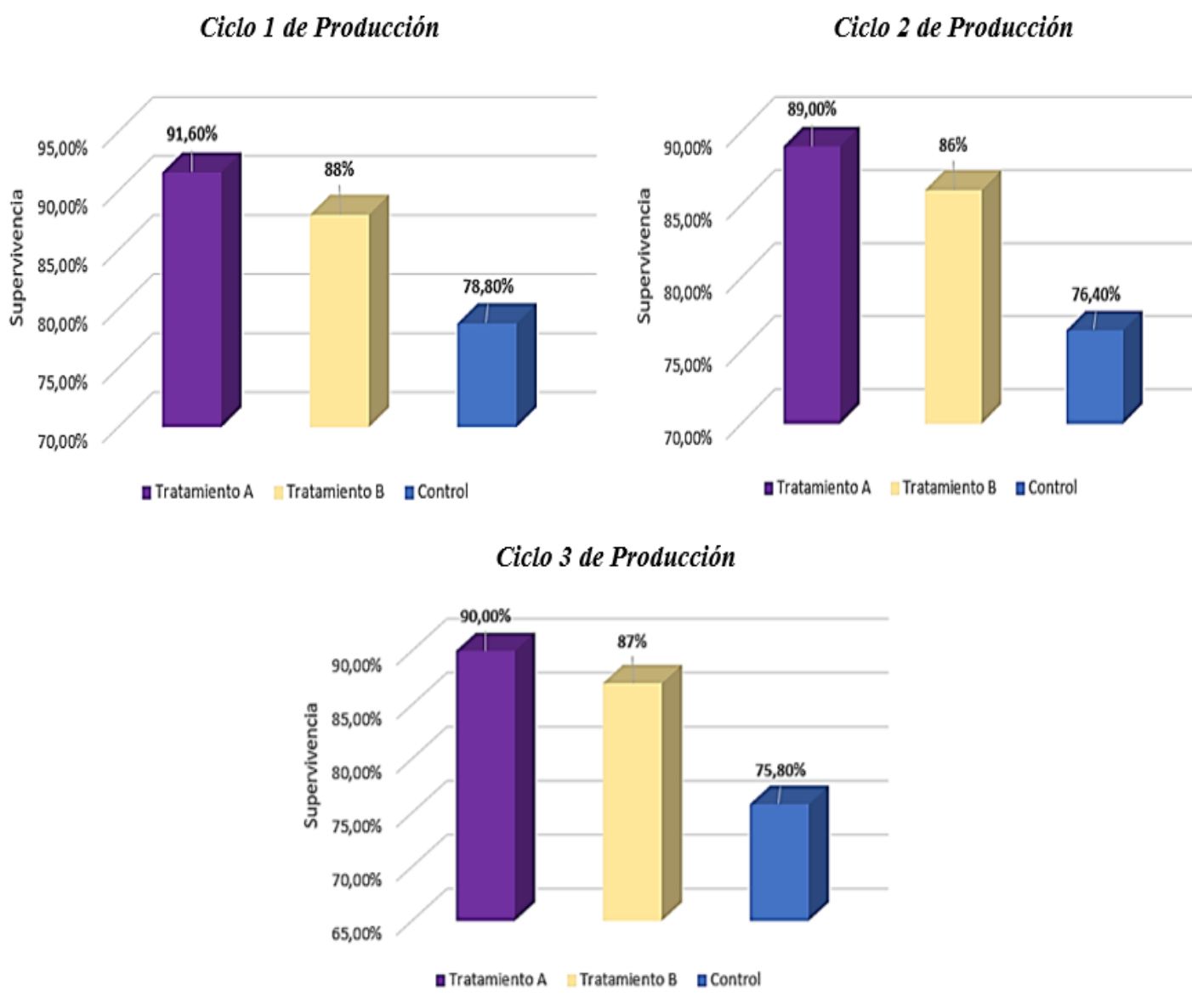
En el primer ciclo de producción, el Tratamiento A presentó un 91.60% de supervivencia mayor, seguido por el Tratamiento B con 88% de supervivencia, el grupo control con 78.80%.

En el segundo ciclo de producción, de nuevo el Tratamiento A obtuvo una supervivencia mayor del 89%, el Tratamiento B con 86%. El grupo control mostró una supervivencia menor de 76.40%.

En el tercer ciclo de producción, una vez más el Tratamiento A obtuvo una supervivencia del 90%, el Tratamiento B 87%. El grupo con 75.80% considerándose la más baja supervivencia durante los 3 ciclos de cultivo.

Figura 19.

Promedio de supervivencia de cada ciclo de producción.



Nota. Porcentaje de supervivencia por tratamiento ciclo 1, ciclo 2 y ciclo 3.

10.3. Reducción de *vibrios spp*, colonias amarillas y verdes estimando la supervivencia de *Penaeus vannamei*.

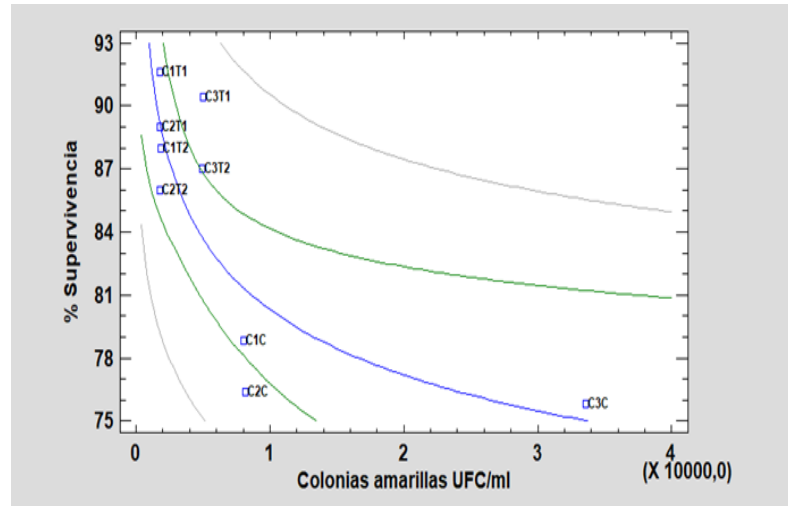
10.3.1 Colonias amarillas

En relación al crecimiento de colonias amarillas, se obtuvo un rango de (2.38×10^2 a 4.21×10^4 UFC/ml), con un valor promedio de 7.44×10^3 UFC/ml. El análisis de correlación de Spearman reveló una correlación negativa moderada entre el crecimiento de estas colonias y la supervivencia de las postlarvas, con coeficiente de correlación de ($r_s = -0.65$). El valor p de 0.085, indica que la correlación no es estadísticamente significativa al nivel de confianza del 95% ($p > 0.05$).

A pesar de no ser estadísticamente significativo al 95%, este valor está por debajo de 0.10, convirtiéndolo en nivel de confianza significativo del 90% ($p < 0.10$). En los tratamientos aplicados el grupo con mayor supervivencia fue el tratamiento A (C1T1), el tuvo un menor crecimiento de colonias amarillas y el grupo control (C3C) mostraron un mayor número de colonias amarillas, correspondiendo a un menor porcentaje de supervivencia (Figura 20).

Figura 20.

Gráfica de dispersión logarítmica de colonias amarillas vs supervivencia en los 3 ciclos de producción.



Nota. La gráfica presenta la relación entre la carga bacteriana de colonias amarillas (UFC/mL, escala logarítmica) y el porcentaje de supervivencia de *Penaeus vannamei* en los tres ciclos de producción. Las curvas representan el ajuste no lineal por tratamiento y grupo, mostrando una tendencia decreciente: a mayor carga bacteriana, menor supervivencia. Las abreviaturas indican el tratamiento y ciclo correspondiente: (C1T1) Ciclo 1, Tratamiento A; (C1T2) Ciclo 1, Tratamiento B; (C1C) Ciclo 1, Control; (C2T1) Ciclo 2, Tratamiento A; (C2T2) Ciclo 2, Tratamiento B; (C2C) Ciclo 2, Control; (C3T1) Ciclo 3, Tratamiento A; (C3T2) Ciclo 3, Tratamiento B; (C3C) Ciclo 3, Control.

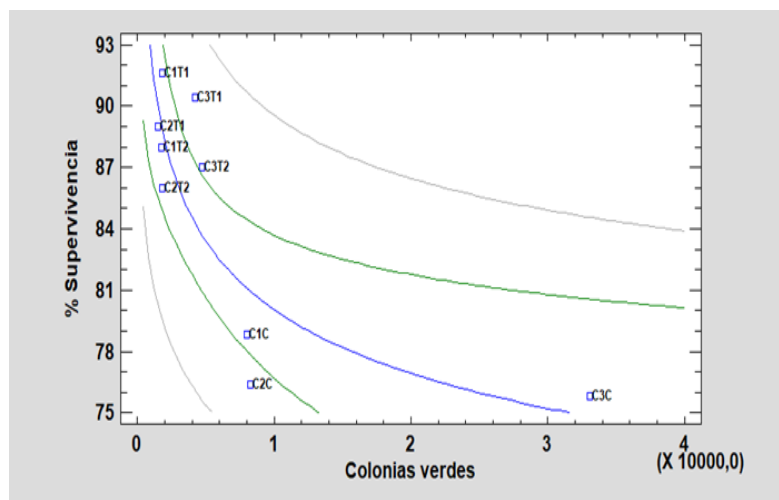
10.3.2 Colonias verdes

En relación al crecimiento de colonias verdes, se obtuvo un rango de $(1.30 \times 10^2$ a 4.13×10^4 UFC/ml), con un valor promedio de 7.26×10^3 UFC/ml. El análisis de correlación de Spearman indicó una fuerte correlación negativa entre las colonias verdes y la supervivencia de las postlarvas, con un coeficiente de correlación de $(rs = -0.783)$. El valor p 0.017 muestra que es estadísticamente significativa al nivel de confianza del 95% ($p > 0.05$), indicando una correlación negativa entre estas variables.

Se observó que el tratamiento A (C1T1) presentó un crecimiento moderado de colonias verdes, mostrando también una alta tasa de supervivencia en comparación con el grupo control (C3C) (Figura 21).

Figura 21.

Gráfica de dispersión logarítmica de colonias verdes vs supervivencia en los 3 ciclos de producción.



Nota. La gráfica presenta la relación entre la carga bacteriana de colonias verdes (UFC/mL, escala logarítmica) y el porcentaje de supervivencia de *Penaeus vannamei* en los tres ciclos de producción. Las curvas representan el ajuste no lineal por tratamiento y grupo, mostrando una tendencia decreciente: a mayor carga bacteriana, menor supervivencia. Las abreviaturas indican el tratamiento y ciclo correspondiente: (C1T1) Ciclo 1, Tratamiento A; (C1T2) Ciclo 1, Tratamiento B; (C1C) Ciclo 1, Control; (C2T1) Ciclo 2, Tratamiento A; (C2T2) Ciclo 2, Tratamiento B; (C2C) Ciclo 2, Control; (C3T1) Ciclo 3, Tratamiento A; (C3T2) Ciclo 3, Tratamiento B; (C3C) Ciclo 3, Control.

Los resultados obtenidos permiten validar la hipótesis alternativa del presente estudio, la cual plantea que la aplicación de ácidos orgánicos comerciales reduce la carga de *Vibrio spp.* y mejora la supervivencia de las larvas de *Penaeus vannamei*. En el caso de las colonias amarillas (tipo I), se observó una correlación negativa moderada con la supervivencia larval ($r_s = -0,65$; $p = 0,085$), significativa al 90 % de confianza, lo que evidencia una tendencia biológicamente relevante: a mayor carga bacteriana, menor supervivencia. Para las colonias verdes (tipo II), se registró una correlación negativa fuerte y estadísticamente significativa ($r_s = -0,783$; $p = 0,017$). En ambos casos, los tratamientos aplicados especialmente el Tratamiento A en el ciclo 1 (C1T1) lograron mantener cargas bacterianas más bajas y mayores porcentajes de supervivencia en comparación con los grupos control, lo cual confirma que los ácidos orgánicos fueron eficaces.

11. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en este estudio evidencian que el uso de ácidos orgánicos comerciales tiene un efecto positivo en la reducción de *Vibrio spp.* y en la supervivencia de larvas de *Penaeus vannamei*. Los análisis estadísticos mostraron diferencias significativas ($p > 0.05$), se observaron tendencias consistentes de reducción bacteriana, especialmente en los tratamientos A y B a partir del segundo ciclo. Estos hallazgos coinciden con estudios como los de Harris et al. (2018) y Glackin et al. (2024), quienes reportaron la efectividad de los ácidos orgánicos en el control de bacterias patógenas en sistemas acuícolas, al actuar como agentes antimicrobianos naturales.

El uso de los ácidos orgánicos como el ácido láctico, fórmico, cítrico, propiónico, y fumárico han sido utilizados debido a sus propiedades antimicrobianas. Según He et al, (2017) demostraron que la combinación de ácidos y aceites esenciales tienen un efecto positivo en reducir *Vibrio parahaemolyticus*. Respaldo los resultados que fueron obtenidos en este estudio, donde la reducción de la carga bacteriana fue significativa en los tratamientos con estos ácidos orgánicos. Sanchez-Fernandez et al, (2022), demostraron también la efectividad de los ácidos orgánicos en la inhibición de *vibrio spp*, destacando que estos compuestos pueden ayudar a reducir el riesgo de vibriosis.

Por otro lado, Gaggía et al, (2021) también demostraron que los ácidos orgánicos no solo reducen el crecimiento bacteriano, también optimizan el rendimiento zootécnico de los camarones, reflejándose en índices mayores de supervivencia. Según Solano (2024) el impacto positivo en la supervivencia puede estar relacionado con la mejora de

la digestibilidad y reducción del pH en el tracto intestinal, creando un ambiente desfavorable para los patógenos.

Al comparar durante los 3 ciclos de producción los tratamientos A y B, los resultados indicaron que ambos fueron eficaces en la reducción de *vibrios spp.*, y en la mejora de la supervivencia de las larvas de *penaeus vannamei*. Sin embargo, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre ambos tratamientos, independientemente de la composición de los ácidos. Rivera y Rodríguez (2017) reportó que la composición de diferentes ácidos orgánicos puede llegar a tener efectos similares. Silva et al, (2021) indica que el ácido láctico puede influir positivamente en la mejora de la tasa de conversión alimenticia y disminución de la mortalidad.

En relación a los parámetros de temperatura, pH, oxígeno disuelto y salinidad y supervivencia de las larvas indicaron una correlación débil, indicando que, a pesar de ser importantes en el sistema de cultivo acuícola, el control de la carga bacteriana influye más en la mejora de la supervivencia. Muñoz (2022), concluyó que la eficacia de los ácidos orgánicos puede superar significativamente la influencia de los parámetros físico-químicos relacionado a la supervivencia de *Penaeus vaannamei*.

Es relevante destacar que la aplicación de ácidos orgánicos no solo mejora los parámetros microbiológicos, sino que también podría desempeñar un papel en la reducción del estrés fisiológico en las larvas. Estudios previos como lo de Harris et al, (2018) han demostrado que la presencia de bacterias patógenas, como *Vibrio spp.*, puede generar un estrés considerable en los camarones, afectando su sistema inmunológico y aumentando su vulnerabilidad a enfermedades. Por lo tanto, el uso de ácidos orgánicos

podría contribuir a la resiliencia de los organismos frente a otros factores de estrés ambiental.

Es importante destacar que la aplicación de ácidos orgánicos no solo se limita a la reducción de patógenos, sino que también puede mejorar la sostenibilidad de los cultivos acuícolas. Al reducir la dependencia de antibióticos y otros productos químicos, se minimiza el impacto ambiental negativo, favoreciendo una producción más ecológica y económicamente viable en la acuicultura de camarones.

12.CONCLUSIÓN

Los resultados demostraron que la aplicación de los ácidos orgánicos A y B logró una reducción significativa en la carga bacteriana de *Vibrio spp*, tanto en colonias amarillas como verdes, a lo largo de los tres ciclos de cultivo. Esta disminución fue evidente en los estadios larvales intermedios y finales, en contraste con el grupo control, donde las concentraciones bacterianas se mantuvieron elevadas o severas. Por tanto, los ácidos orgánicos evaluados mostraron una eficacia comprobada en la mitigación de bacterias patógenas en los tanques de cultivo larvario de *Penaeus vannamei*.

En cuanto a los parámetros fisicoquímicos del agua, su relación con la supervivencia larval fue baja, evidenciándose correlaciones débiles ($r < 0,13$), lo que indica que las variaciones registradas en temperatura, pH, salinidad y oxígeno disuelto no influyeron de forma directa en los niveles de supervivencia obtenidos en este estudio.

Ambos tratamientos con ácidos orgánicos redujeron eficazmente la carga de *Vibrio spp*. y mejoraron la supervivencia de las postlarvas en comparación con el grupo control. Se encontraron diferencias estadísticas significativas entre el tratamiento A y B, el tratamiento A mostró consistentemente una mayor tasa de supervivencia. Los resultados obtenidos en este estudio permiten aceptar la hipótesis alternativa; los ácidos orgánicos utilizados fueron efectivos en reducir la carga bacteriana y mejorar significativamente la supervivencia de las postlarvas, representando una opción viable, sostenible y sin efectos adversos evidentes en el manejo microbiológico de la larvicultura.

13.RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar nuevas pruebas con la incorporación de otros ácidos orgánicos comerciales, siguiendo protocolos estandarizados, con el fin de validar su eficacia en condiciones controladas. Además, es fundamental implementar un sistema de monitoreo microbiológico permanente en laboratorios de larvicultura, que permita detectar oportunamente la presencia de *Vibrio spp.* y establecer medidas preventivas.

Asimismo, se sugiere evaluar diferentes dosis de aplicación en función del estadio larval, así como realizar estudios en otras fases del cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*), incluyendo la fase de desarrollo juvenil y adulto, para determinar la persistencia del efecto bacteriostático y su impacto en el rendimiento productivo. Estas acciones contribuirán al desarrollo de estrategias profilácticas más efectivas y sostenibles en acuicultura.

BIBLIOGRAFÍA

Almeida, J.R., et al. (2020). Impacto de las condiciones ambientales en el crecimiento y supervivencia de las larvas de *Penaeus vannamei*: implicaciones para la acuicultura. *Acuicultura Internacional*, 28 (2), 631–648. <https://doi.org/10.1007/s10499-019-00485-5>

Adams, D., y Boopathy, R. (2013). Uso del ácido fórmico para controlar la vibriosis en la acuicultura de camarones. *Biología*, 68(6), 1017–1021. <https://doi.org/10.2478/s11756-013-0251-x>

Álvarez Sánchez, A. R. (2023). *Impacto de las concentraciones bacterianas en la producción de camarón en la industria acuícola de Ecuador*. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Recuperado de <https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstreams/4ec01926-d0dc-4a6a-b63b-700dd20994d8/download>

Bermúdez, A., Campos, N. H., y Navas S., G. R. (2017). *Litopenaeus vannamei* (camarón blanco): Anatomía externa y adaptaciones funcionales. *Revista de Biología Marina y Acuicultura*, 52(2), 123-135. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/318456789_Litopenaeus_vannamei_camaron_blanco_Anatomia_externa_y_adaptaciones_funcionales

Bermudes-Lizárraga, M. A., López-González, A. M., y García-Rodríguez, F. (2023). Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de *Penaeus vannamei* alimentadas con dietas tradicionales y no tradicionales. *Revista MVZ Córdoba*, 28(1), e2682. <https://doi.org/10.21897/rmvz.2682>

BioAquafloc LLC. (2025). *Vibriosis en Camarón Blanco: Comprendiendo la Enfermedad y su Manejo en la Acuicultura*. Recuperado de

<https://es.linkedin.com/pulse/vibriosis-en-camar%C3%B3n-comprendiendo-la-enfermedad-y-su-f95af>

Carvajal, J., y Bolaños Núñez, A. (2018). *Análisis del crecimiento de larvas de camarón blanco (Litopenaeus vannamei) en condiciones controladas* (Trabajo de titulación). Universidad Estatal Península de Santa Elena. Recuperado de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/8075/1/UPSE-TBM-2022-0008.pdf>

Cuéllar-Anjel, J. (2013). *Vibriosis en la acuicultura del camarón. Vibriosis en la Acuicultura del Camarón.* Recuperado de <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/vibriosis-in-shrimp-es.pdf>

Cheng, T. W., Lin, Y. S., y Chen, S. Y. (2021). *White spot syndrome virus in shrimp aquaculture: Recent advances and future directions. Aquaculture Reports*, 19, 100518. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100518>

Díaz, M., García, R., y López, J. (2020). Impacto de las infecciones bacterianas en la acuicultura de *Penaeus vannamei* en América Latina. *Revista de Acuicultura y Pesca*, 34(2), 145-158.

Elgoul, A. (2016). *Evaluación de probióticos comerciales en el cultivo de larvas de camarón blanco Litopenaeus vannamei en la provincia de Santa Elena, Ecuador* [Tesis de grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Repositorio UPSE. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10132/1/UPSE-TBM-2023-0003.pdf>

Donis, M. (2025). *Ciclo de vida del camarón blanco (Litopenaeus vannamei) en condiciones de laboratorio* (Trabajo de titulación). Universidad de San Carlos de Guatemala. Recuperado de <https://www.repositorio.usac.edu.gt/2594/1/tesis%20final%20MARCO%20DONIS.pdf>

Droubogiannis, S. y Katharios, P. (2022). Enfermedades emergentes causadas por *Vibrio* en la acuicultura: Una revisión. *Aquaculture Research*, 53 (3), 1065–1081. <https://doi.org/10.1111/are.15584>

Eze, O., Anayor, O. E., y Clement, U. D. (2024). Isolation and Identification of *Vibrio* Species from Different Types of Water Sources. *Bacterial Research Journal*, 10(1), 11–15. <https://doi.org/10.1016/j.bbrj.2024.08.020>

FAO. (2002). Cultivo de camarón: *Penaeus vannamei*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). https://www.fao.org/fishery/en/culturedspecies/Penaeus_vannamei

Flowen. (2019). Control de pH y Oxígeno disuelto en la acuicultura. Recuperado de <https://flowen.com.pe/control-de-ph-y-oxigeno-disuelto-en-la-acuicultura/>

Food News Latam. (2021). ¿Cómo detectar la enfermedad de luminiscencia en camarones?. Recuperado de <https://www.foodnewslatam.com/inocuidad/53-control-calidad/3016-%C2%BFc%C3%B3mo-detectar-la-enfermedad-de-luminiscencia-en-camarones.html>

Gaggia, E., Rizzotti, B., Gänzle, J. M., et al. (2021). Antimicrobial power of organic acids and nature-identical compounds in aquaculture. *Frontiers in Microbiology*, 12, 814644. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.814644>

Galaviz, M., García, D., y Martínez, A. (2016). Variaciones de la salinidad en estanques de camarón. *Acuicultura Tropical*, 34 (1), 42–47.

Gómez-Gil, B., Roque, A., y Soto-Rodríguez, S. (s.f.). *Vibriosis en camarones y su diagnóstico*. Recuperado de

https://www.academia.edu/17372217/Vibriosis_en_camarones_y_su_diagn%C3%B3stico_vibriosis_in_shrimp_and_its_diagnosis_

Gutiérrez-Vera, J. A., Ponce-Rivas, E., Braga, A., Paniagua-Chávez, C. G., Alfaro-Montoya, J., y Rosales-Leija, M. (2025). Ontogenetic characterization of the secondary sexual characters of *Penaeus vannamei* and *Penaeus schmitti*. *Aquaculture Research*, 56(5), 1234–1245. <https://doi.org/10.1111/are.15567>

Gutiérrez, M., y Ramírez, L. (2021). Aplicaciones de compuestos orgánicos en la acuicultura moderna. Editorial AquaTech.

He, W., Rahimnejad, S., Wang, L., Song, K., Lu, K., y Zhang, C. (2017). Effects of organic acids and essential oils blend on growth, gut microbiota, immune response and disease resistance of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) against *Vibrio parahaemolyticus*. *Fish & shellfish immunology*, 70, 164-173. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1050464817305181>

Hernández, C., y Jiroó, M. (2023). Factores que afectan la oxigenación en sistemas acuáticos. *Revista Latinoamericana de Acuicultura*, 35 (1), 78–88.

Huang, Y., Su, J., y Xu, Z. (2013). *Candidatus Hepatobacter penaei* and its role in hepatopancreatic necrosis in shrimp. *Aquatic Pathobiology*, 121(1), 35–45. <https://doi.org/10.1016/j.aquapat.2013.04.005>

Ji, Q.-Y., Wang, W., Yan, H., Qu, H., Liu, Y., Qian, Y., y Gu, R. (2023). The effect of different organic acids and their combination on the cell barrier and biofilm of *Escherichia coli*. *Foods*, 12(16), 3011. <https://doi.org/10.3390/foods12163011>

Jones, P., Martínez, R., y Sánchez, V. (2021). *Eficiencia de ácidos orgánicos comerciales para el control de Vibrio spp. en cultivos acuícolas*. *Journal of Aquatic Microbiology*, 12(4), 80-92.

Kasamechotchung, C., Munkongwongsiri, N., Plaietch, P., Lertsiri, K., Thitamadee, S., Vanichviriyakit, R., Khidprasert, S., Sritunyalucksana, K., Façanha, F. N., & Kruangkum, T. (2025). Effect of partial and total replacement of fishmeal by soybean meal in feed on growth and gut performance of *Penaeus vannamei*. *Scientific Reports*, 15, 451. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-83494-1>

Kavir, S., et al. (2021). Efectos de los ácidos orgánicos dietéticos en la producción acuícola. *Aquaculture Research*, 52 (5), 2057–2073. <https://doi.org/10.1111/are.15054>

Keong, CY (2018). Producción y aplicaciones del ácido cítrico. *Avances Biotecnológicos*, 36 (6), 2113–2120. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2018.06.004>

Kumar, V., Rajendran, K. V., y Sahu, N. P. (2017). Zoea-2 syndrome of *Penaeus vannamei* in shrimp hatcheries. *Aquaculture Research*, 48(5), 2599–2609. <https://doi.org/10.1111/are.13096>

Kobayashi, T. (2018). Agar TCBS: aislamiento selectivo de especies de *Vibrio*. *Revista de Métodos Microbiológicos*, 147 , 38–43. <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2018.02.002>

Marine Microbiology Journal. (2023). *Vibrio alginolyticus: Características, patogenicidad y tolerancia a la salinidad*. <https://doi.org/10.1016/j.micromar.2023.02.004>

Mondala, A. (2015). Producción y aplicación de ácido málico mediante fermentación microbiana. *Biotechnology Reports*, 8, 81–90. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2015.10.004>

Ng, W. K., y Koh, C. B. (2017). The utilization and mode of action of organic acids in the feeds of cultured aquatic animals. *Reviews in Aquaculture*, 9(4), 342-368. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/raq.12141>

Nurhan-Gümrukçüoğlu, Z. (2022). Papel de los ácidos orgánicos en el control bacteriano. *Revista Internacional de Microbiología*, 25 (2), 134–142. <https://doi.org/10.1007/s10123-021-00176-1>

Prasanga, H., et al. (2022). Aspectos ambientales y biológicos de *Vibrio* spp. *Boletín de Contaminación Marina*, 177, 113528. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2022.113528>

Panorama Acuícola. (2023). *Producción de camarones: Enfermedades más importantes que la amenazan y papel de los probióticos para enfrentar estas enfermedades: Una revisión*. Panorama Acuícola. <https://panoramaacuicola.com/2023/01/25/produccion-de-camarones-enfermedades-mas-importantes-que-la-amenazan-y-papel-de-los-probioticos-para-enfrentar-estas-enfermedades-una-revision/>

Pereira, J. S. (2022). Análisis del sector camaronero de la provincia de El Oro, Ecuador (Bachelor's thesis, Guayaquil: ULVR). <http://repositorio.ulvr.edu.ec/bitstream/44000/5911/1/T-ULVR-4838.pdf>

Peña, J., y Cuéllar, J. (2019). Rol de *Vibrio* spp. en acuicultura intensiva. *Ciencia Acuícola*, 36 (1), 55–62.

Reyes, J. K. (2018). Sensibilidad bacteriana a agentes terapéuticos utilizados para controlar problemas bacterianos en larvicultura de *Penaeus Litopenaeus vannamei*. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/4432/1/UPSE-TBM-2018-0009.pdf>

Reyes, G. (2018). *Evaluación de la eficacia de probióticos en el control de Vibrio spp. en sistemas de cultivo de camarón blanco (Litopenaeus vannamei) en el estado de Sonora, México* [Tesis de maestría, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.]. Repositorio CIBNOR. https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1001/2096/1/reyes_g%20TESIS.pdf

Revista de Ciencias Agropecuarias. (2020). Uso de probióticos y ácidos orgánicos como estimulantes del crecimiento en acuicultura. *Revista de Ciencias Agropecuarias*, 7(2), 45-52. Recuperado de https://www.scielo.org.bo/scielo.php?pid=S2311-25812020000200008&script=sci_arttext

Rivera, G., y Rodríguez, I. (2016). Uso de ácidos orgánicos en cultivo de camarón en Ecuador. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/312056484_Uso_de_acidos_organicos_en_cultivo_de_camaron_en_Ecuador

Rivera L., G., y Rodríguez C., I. (2017). Uso de ácidos orgánicos en cultivo de camarón en Ecuador. *ResearchGate*. Recuperado de https://www.researchgate.net/profile/Gabriel_Rivera15/publication/312056484_Uso_de_acidos_organicos_en_cultivo_de_camaron_en_Ecuador/links/586d35b408aebf17d3a72219/Uso-de-acidos-organicos-en-cultivo-de-camaron-en-Ecuador

Rivera, G., y Rodríguez, I. (2019). Uso de ácidos orgánicos en acuicultura. Recuperado de

https://www.academia.edu/20019227/Usode_%C3%A1cidos_org%C3%A1nicos_en_aquicultura

Rodríguez, L. A., Pérez, S. M., Gómez, V. S., y Herrera, A. L. (2022). *Vibrios potencialmente patógenos en camarón de comercio minorista en mercados del cantón Manta, Manabí, Ecuador. Revista de Ciencias del Mar y Acuicultura "YAKU"*, 14(1), 23-38. Recuperado de

https://www.researchgate.net/publication/387325578_Vibrios_potencialmente_patogenos_en_camaron_de_comercio_minorista_en_mercados_del_canton_Manta_Manabi_Ecuador

Sanches-Fernandes, G. M. M., Sá-Correia, I., y Costa, R. (2022). Vibriosis Outbreaks in Aquaculture: Addressing Environmental and Public Health Concerns and Preventive Therapies Using Gilthead Seabream Farming as a Model System. *Frontiers in Microbiology*, 13, 904815. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.904815>

Sánchez, A. R., y López, J. M. (2021). *Impacto de las concentraciones bacterianas y el uso de antibióticos en la calidad de la acuicultura de camarón*. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Recuperado de <https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstreams/4ec01926-d0dc-4a6a-b63b-700dd20994d8/download>

Sandoval, D. (2023). *Patologías bacterianas en la acuicultura camaronera*. Editorial BioAcuicultura.

Silva, J., Jiménez, I., Vivas, J., Mayer, L., y Figueredo, A. (2021). Algunas experiencias usando ácidos orgánicos para optimizar el desempeño de una larvicultura comercial de camarón blanco, *Penaeus vannamei*.

Silva, BC (2021). *Vibrio spp.* como patógenos acuáticos. *Salud de los animales acuáticos*, 23 (3), 215–227.
<https://doi.org/10.1111/jfd.12943>

Solano, S. S. (2024). *Uso de ácidos orgánicos en la alimentación de larvas de Litopenaeus vannamei para el control de Vibrio spp. y mejora del rendimiento zootécnico* (Trabajo de titulación). Universidad Estatal Península de Santa Elena. Recuperado de <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/11680/1/UPSE-TBI-2024-0056.pdf>

Sotomayor, M. A., Reyes, J. K., Restrepo, L., Domínguez-Borbor, C., Maldonado, M., y Bayot, B. (2019). Eficacia de productos naturales y antibióticos en larvicultura de camarones. *Responsible Seafood Advocate*. Recuperado de <https://www.globalseafood.org/advocate/efficacy-natural-products-antibiotics-shrimp-hatcheries/>

Suárez, S. A. (2024). *Valoración profiláctica de mezcla de bacterias probióticas y su aplicación en la larvicultura de Litopenaeus vannamei en laboratorio Marcor 1 ubicado en Pacoa – Ecuador* [Tesis de grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. Repositorio UPSE.
<https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10852/1/UPSE-TBI-2024-0017.pdf>

Teng, Y., et al. (2017). Mecanismos patogénicos de la infección por *Vibrio vulnificus*. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 7, 202.
<https://doi.org/10.3389/fcimb.2017.00202>

The Fish Site. (2020). *Everything you need to know about EMS (Early Mortality Syndrome) in shrimp farming*. Recuperado de <https://thefishsite.com/articles/everything-you-need-to-know-about-ems-early-mortality-syndrome-in-shrimp-farming>

Tinoco, R. y Dreyfus, G. (2017). Especies patógenas de *Vibrio* en acuicultura. *Revista de Acuicultura*, 9 (1), 15–23. <https://doi.org/10.1111/jfd.12630>

Triviño de la Cruz, R., y Ortiz, M. (2020). Control bacteriano en larvicultura camaronera. *Investigación y gestión acuática*, 12 (1), 65–74.

Vieira, F., Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M. G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J., López Acuña, L. M., y Galaviz-Espinoza, M. (Eds.). (2017). *Aditivos alimentarios para camarones marinos: salud y nutrición*. Universidad Autónoma de Nuevo León. Recuperado de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/download/4/4/6>

Zainab-L, I., Ng, W.-K., y Sudesh, K. (2022). Potential of mealworms used in polyhydroxyalkanoate/bioplastic recovery as red hybrid tilapia (*Oreochromis sp.*) feed ingredient. *Scientific Reports*, 12(1), 9598. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-13429-1>

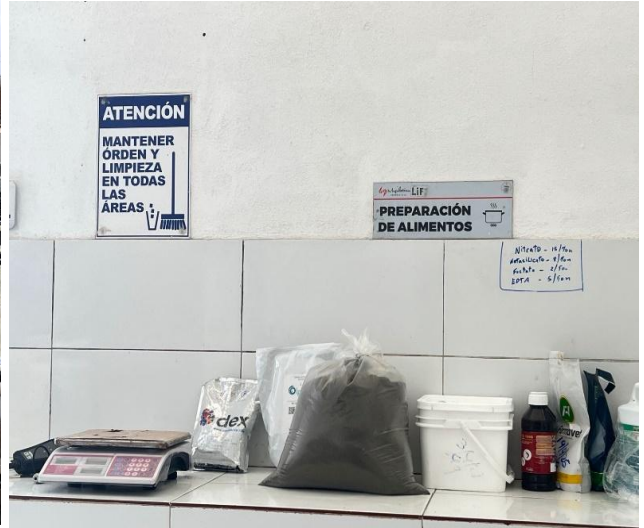
Zhang, L., Zhang, Y., y Zhang, X. (2022). Nuevas perspectivas sobre el mecanismo de acción de las toxinas PirAB de *Vibrio parahaemolyticus*. *Toxins*, 14(4), 243. <https://doi.org/10.3390/toxins14040243>

Zhou, L., et al. (2022). Rol del pH en la acción antimicrobiana de los ácidos orgánicos. *Patogénesis Microbiana*, 165, 105429. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2022.105429>

ANEXOS



Anexo 1. Tanques de *Penaeus vannamei*.



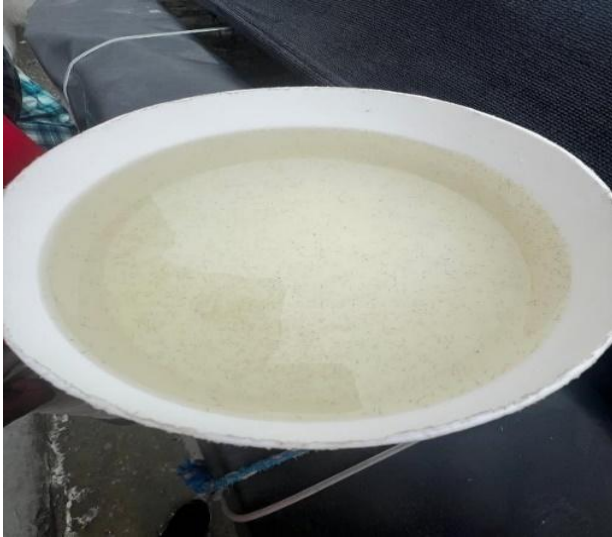
Anexo 2. Sala de preparación de alimentos.



Anexo 3. Conteo de UFC



Anexo 4. Preparación de Agar TCBS



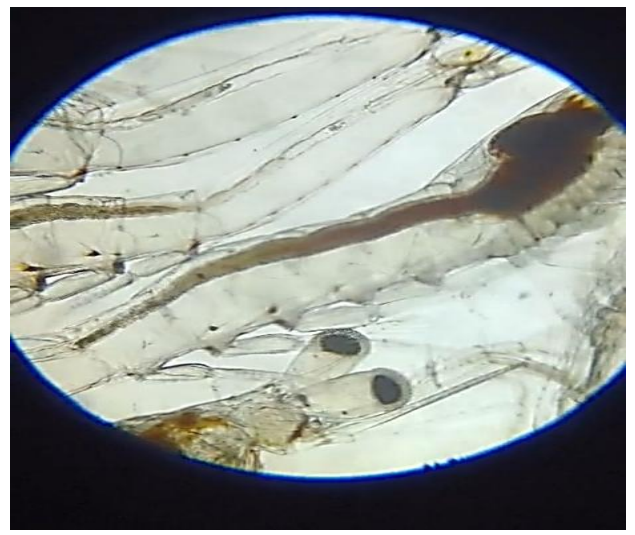
Anexo 5. Muestras de larvas



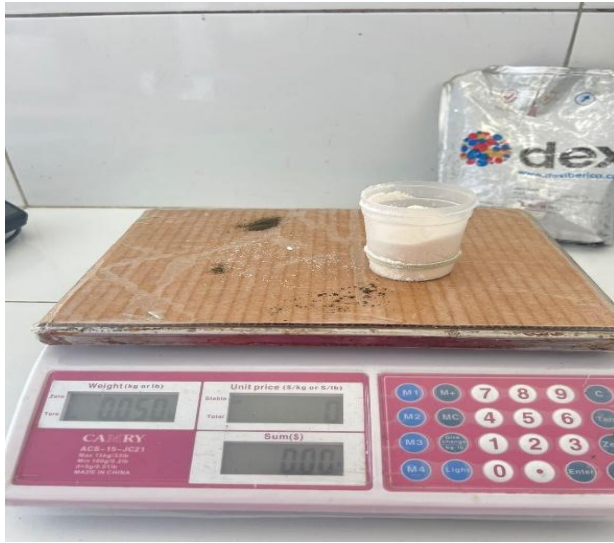
Anexo 6. Estadío Zoea



Anexo 7. Estadío Mysis



Anexo 8. Estadío Postlarva



Anexo 9. Peso del Ácido Orgánico A



Anexo 10. Peso del Ácido Orgánico B



Anexo 11. Toma de parámetro pH



Anexo 12. Toma de parámetro Salinidad



Anexo 13. Observación de muestras de larvas



Anexo 14. Toma de parámetro Temperatura y Oxígeno

Soriano Melanye sin graficos (1)

4%
Textos
sospechosos



4% Similitudes
0% similitudes entre comillas
0% entre las fuentes mencionadas
1% Idiomas no reconocidos (ignorado)
5% Textos potencialmente generados por la IA (ignorado)

Nombre del documento: Soriano Melanye sin graficos (1).docx
ID del documento: 1c6d9025e81ac28b4b0c68c2de7b5e63c1423a2b
Tamaño del documento original: 89,05 kB





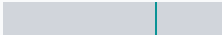
Depositante: WILLIAM JAMIL SANTOS SANCHEZ
Fecha de depósito: 13/6/2025
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 13/6/2025

Número de palabras: 7617
Número de caracteres: 50.767

Ubicación de las similitudes en el documento:



Fuentes principales detectadas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	 ACCIÓN PROFILÁCTICA DE ÁCIDOS ORGÁNICOS COMERCIALES FRENTE... #ac2e56 El documento proviene de mi grupo	2%		Palabras idénticas: 2% (185 palabras)
2	 repositorio.upse.edu.ec https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/11680/1/UPSE-TBI-2024-0056.pdf	2%		Palabras idénticas: 2% (156 palabras)
3	 repositorio.upse.edu.ec https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/11672/1/UPSE-TBI-2024-0049.pdf 1 fuente similar	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (46 palabras)
4	 REYES ALEJANDRO EDGAR.docx REYES ALEJANDRO EDGAR.docx #e6d1a2 El documento proviene de mi grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (27 palabras)

Fuentes con similitudes fortuitas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	 Informe Pasantias de Produccion Gilson Miranda 19032025 para Com... #a4bf5 El documento proviene de mi grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)
2	 repositorio.upse.edu.ec https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/10132/1/UPSE-TBM-2023-0003.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)
3	 repositorio.upse.edu.ec https://repositorio.upse.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/46000/8112/UPSE-TBM-2022-0003.p...	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)
4	 repositorio.upse.edu.ec https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/9670/4/UPSE-TBI-2023-0028.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)