



UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA

**ÁCIDOS ORGÁNICOS Y SUS EFECTOS ANTAGÓNICOS FRENTE A
ENDOPARÁSITOS DE *Litopenaeus vannamei*, MEDIANTE APLICACIÓN DE
DOS TRATAMIENTOS COMERCIALES EN CULTIVOS DE ISLA
MATORILLO, GUAYAQUIL.**

TRABAJO DE TITULACIÓN.

**Previo a la obtención del título de
BIÓLOGO MARINO**

AUTOR:

Cortez Iperty Carlos Alberto.

TUTOR:

Ac. Sonnya Patricia Mendoza Lombana. Ph.D.

LA LIBERTAD, ECUADOR.

2021

UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA

**ÁCIDOS ORGÁNICOS Y SUS EFECTOS ANTAGÓNICOS FRENTE A
ENDOPARÁSITOS DE *Litopenaeus vannamei*, MEDIANTE APLICACIÓN DE
DOS TRATAMIENTOS COMERCIALES EN CULTIVOS DE ISLA
MATORILLO, GUAYAQUIL.**

TRABAJO DE TITULACIÓN.

Previo a la obtención del título de

BIÓLOGO MARINO

AUTOR:

Cortez Iperty Carlos Alberto.

TUTOR:

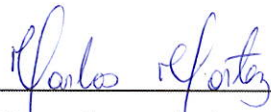
Ac. Sonnya Patricia Mendoza Lombana. Ph.D.

LA LIBERTAD, ECUADOR.

2021.

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad por las ideas, hechos, investigación y resultados expuestos en este trabajo de titulación, pertenecen exclusivamente al autor, el patrimonio intelectual de la misma, a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.



Cortez Iperty Carlos Alberto.

C.I. 0929020469

DEDICATORIA

Este trabajo va dedicado hacia aquellas personas, familiares y amigos que estuvieron conmigo en el camino y que hicieron notar su apoyo en todas las circunstancias y necesidades de mi vida universitaria, también a mi persona por haber culminado unas de mis metas más añoradas.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Sra. Rosa Iperty y al Sr. Carlos Cortez por haberme brindado su apoyo incondicional en esta etapa crucial de mi vida profesional. Por cada consejo, cada esfuerzo físico y económico que me ayudaron en su momento. También le doy las gracias a mis amigos Christopher, Danny y Gino por estar siempre en los momentos que necesite de su apoyo. Finalmente agradezco a mi Tutora por haberme ayudado en este trabajo, por la paciencia, comprensión y amabilidad que siempre fue notoria.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN



Firmado electrónicamente por:
**MAYRA MAGALI
CUENCA ZAMBRANO**



Firmado electrónicamente por:
**JIMMY AGUSTIN
VILLON MORENO**

Blga. Mayra Cuenca Zambrano, Mgt.

Decana (e)

Facultad de Ciencias del Mar

Ing. Jimmy Villón Moreno, MSc.

Directora (e)

Carrera de Biología

Acua. Sonnya Mendoza Lombana Ph.D.

Docente Tutor

Blga. Yadira Solano Vera, MSc.

Docente de Área

Abg. Víctor Coronel Ortiz, Mtgs
Secretario General

INDICE.

1. INTRODUCCIÓN	1
2. JUSTIFICACIÓN	5
3. OBJETIVOS.....	7
3.1. Objetivo general	7
3.2. Objetivos específicos.....	7
4. HIPÓTESIS.....	8
4.1. Hipótesis De Trabajo.....	8
4.2. Hipótesis Alternativa.....	8
5. MARCO TEÓRICO	9
5.1. Acuicultura de camarón <i>L. vannamei</i> en Ecuador.	9
5.1. Patologías asociadas al cultivo de <i>L. vannamei</i>	11
5.1.2. Enfermedades víricas en <i>L. vannamei</i>	12
5.1.3. Enfermedades bacterianas en <i>L. vannamei</i>	12
5.1.3.1. <i>Septicemia bacteriana</i>	13
5.1.3.2. <i>Vibriosis</i>	13
5.1.3.3. <i>Enfermedad bacteriana filamentosa</i>	14
5.1.4. Patologías por gregarinas en <i>L. vannamei</i>	14
5.2. Tratamientos orgánicos aplicados para contrarrestar patologías en <i>L. vannamei</i>	19
5.2.2. Principales ácidos orgánicos utilizadas en el cultivo de camarón. 22	
5.2.3. Tratamientos con extractos orgánicos.....	23

2. MARCO METODOLÓGICO	24
2.1. Área de estudio.	24
2.2. Diseño experimental	26
2.2.1. Parámetros físico-químicos del experimento.	27
2.2.2. Prevalencia de las poblaciones de patógenos.	29
2.2.2.1. Análisis de presencia de gregarinas.	29
2.2.2.2. Presencia de parásitos branquiales.	30
2.2.2.3. Carga bacteriana.	31
2.2.3. Biometría.	31
2.2.3.1. Porcentaje de Supervivencia.	31
2.2.3.2. Factor de Conversión Alimenticia (FCA).	31
2.2.3.3. Crecimiento semanal.	32
2.2.4. Análisis de concentración lipídica.	32
2.2.5. Análisis estadísticos	33
3. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	34
3.1. Prevalencia de las poblaciones de patógenos	34
3.1.1. Presencia de gregarinas.	34
3.1.2. Parásitos branquiales.	36
3.1.3. Carga bacteriana.	37
3.2. Biometría	38
3.2.1. Supervivencia	39
3.2.2. Factor de Conversión Alimenticia.	40
3.2.3. Crecimiento semanal.	42
3.3. Concentración lipídica	43

4. CONCLUSIONES	45
5. RECOMENDACIONES	46
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	47
7. ANEXOS.....	60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Observación de gregarinas en microscopio bajo objetivo 10X.....	15
Figura 2: Observación de necrosis en hepatopáncreas por ataques bacterianos.....	16
Figura 3: Observación de gregarinas, TR: trofozoito en forma de espora vegetativa, Esp: esporozoito que es el resultado de la división de la espora.....	17
Figura 4: Observación de gregarinas enquistada en la ampolla rectal de camarón, zi: zigoto.....	18
Figura 5: Observación de concentración de lípidos en hepatopáncreas de camarones con tratamientos de ácidos orgánicos en objetivo 10X.....	20
Figura 6: Ubicación geográfica del área de estudio.....	25
Figura 7: Extensión planimétrica de la camaronera FOODMARIN S.A.	26

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Composición de los Tratamientos de ácidos orgánicos	21
Tabla 2: Utilización de ácidos orgánicos en el cultivo de <i>L. vannamei</i>	22
Tabla 3: Índice de prevalencia de patógenos en un hospedero.	30
Tabla 4: Índice de contenido lipídico.....	33

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1: Formula para determinación de pesos.....	29
Ecuación 2: Formula para cálculo de supervivencia por Ha mediante uso de atarraya.	29
Ecuación 3: Formula para el cálculo de factor de conversión alimenticia.....	32

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Análisis ANOVA realizado a la presencia de gregarinas en los dos tratamientos y el grupo control.	35
Cuadro 2: Prueba de Tukey realizado a la presencia de gregarinas en los dos tratamientos y el grupo control.	35
Cuadro 3: Análisis ANOVA realizado con la presencia de parásitos branquiales en los dos tratamientos y el grupo control.	37
Cuadro 4: Análisis ANOVA realizado para la carga bacteriana en los dos tratamientos y el grupo control.	38
Cuadro 5: Prueba Tukey realizado a la carga bacteriana en los dos tratamientos y el grupo control.	38
Cuadro 6: Análisis ANOVA realizado con los porcentajes de sobrevivencia en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	40
Cuadro 7: Prueba Tukey realizado con los porcentajes de sobrevivencia en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	40
Cuadro 8: Análisis ANOVA realizado con los promedios de FCA en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	41
Cuadro 9: Prueba Tukey realizado con los promedios de FCA en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	42
Cuadro 10: Análisis ANOVA realizado con los promedios de crecimiento semanal en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	43
Cuadro 11: Prueba Tukey realizado con los promedios de crecimiento semanal en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.	43
Cuadro 12: Análisis ANOVA realizado con la concentración lipídica en los dos tratamientos y el grupo control.	44
Cuadro 13: Prueba Tukey realizado a la concentración lipídica en los dos tratamientos y el grupo control.	44

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Promedios de la prevalencia de patógenos evaluados en los muestreos realizados. T-A; TB; Cn.: Control.....	60
Anexo 2: Promedios de los parámetros biométricos medidos en los muestreos realizados. T-A; T-B; Cn.: Control.	61
Anexo 3: Promedios de la concentración lipídica medida en los muestreos realizados.	62
Anexo 4: Toma de muestra y muestreo de población con atarraya.	63
Anexo 5: Branquias de camarón blanco.	63
Anexo 6: Presencia de zigotos de gregarinas en ampolla rectal.	64
Anexo 7: Ampolla rectal sin parásitos.	64
Anexo 8: Intestino de camarón con presencia de gregarinas sin presencia de alimento.	65
Anexo 9: Intestino de camarón con presencia de alimento natural y sin presencia de parásitos.....	65

GLOSARIO.

Ácidos orgánicos	Grupo de biomoléculas que generalmente no se disuelven en agua, sino en cloroformo, éter o benceno. Inhiben el crecimiento de determinados microorganismos digestivos patógenos, ya que reducen el pH del tracto digestivo y además tienen actividad bactericida y bacteriostática.
Acuicultura	Conjunto de métodos, técnicas, protocolos de producción y actividades cuyo objetivo es el cultivo en cautiverio de organismos acuáticos (peces, moluscos, crustáceos, reptiles o algas). Es el control de crecimiento y producción de especies susceptibles a ser cultivadas en un medio acuático.
Calidad de agua	Son las características físicas, químicas y biológicas del agua, así como factores bióticos y abióticos, que influyen en un cuerpo de agua en función al desempeño de las especies
Patología	Estudio de las causas y efectos de una enfermedad o lesión. Estudio de la enfermedades, incorporando una amplia gama de campos de investigación en biología y prácticas médicas.
Patógeno	Organismo que causa una enfermedad. También puede denominarse agente infeccioso o simplemente germen .
Síndrome	Un síndrome es un conjunto de signos y síntomas médicos que se correlacionan entre sí y, a menudo, se asocian con una enfermedad o trastorno en particular .
Sintomatología	Signos observados o detectables y los síntomas experimentados de una enfermedad, lesión o afección. Un signo, por ejemplo, puede ser una temperatura más alta o más baja de lo normal, una presión arterial alta o baja o una anomalía que se muestra en un análisis minucioso.
Supervivencia	Cantidad de organismos que resisten diferentes fases en su ciclo de vida como cambios climáticos, patologías, etc. durante el tiempo de cultivo en medio acuático.

ABREVIATURAS.

ATP	Adenosín Trifosfato.
BMNV	Virus de la Necrosis de la Glándula del Intestino Medio por Baculovirus .
CNA	Camara Nacional de Acuicultura.
EDTA	Ácido Etilendiaminotetraacético.
EMS	Síndrome de Mortalidad Temprana.
FCA	Factor de conversión Alimenticia.
g	Gramo.
Ha	Hectarea.
HSD	Diferencia Honestamente Significativa (Honestly significant difference).
IHHNV	Virus de la Necrosis Infecciosa Hipodérmica y Hematopoyética.
Kg	Kilogramo.
pH	Potencial Hidrogeno.
TA	Tratamiento A.
TB	Tratamiento B.
TSV	Virus del Síndrome de Taura.
WFS	Síndrome de las Heces Blancas.
WSSV	Virus del Síndrome de la Mancha Blanca.
YHV	Virus de la Enfermedad de la Cabeza Amarilla.

RESUMEN

Los estudios de la eficacia de los suplementos basados en ácidos orgánicos están acogiendo una atención nacional cada vez mayor como precursores del crecimiento óptimo en el cultivo de *Litopenaeus vannamei*, debido a su acción profiláctica e inmunoestimulantes. Es por ello que, se llevó a cabo dos experimentos en el camarón blanco, *L. vannamei*, más un grupo control.

Se probaron dos tipos de tratamientos con ácidos orgánicos comerciales, donde se probó la eficiencia de los dos productos en base a la prevalencia de patógenos, sobrevivencia, FCA y crecimiento. Los resultados obtenidos se evaluaron estadísticamente aplicando ANOVA de un factor y prueba de Tukey.

Se obtuvieron diferencias significativas entre el grupo control en relación a los dos tratamientos respecto a las poblaciones de gregarinas, comprobando que la aplicación de los ácidos orgánicos, tanto el T-A como el T-B presentaron efectos favorables ante la prevalencia de gregarinas y las consecuencias que conlleva esta patología. (Tukey: HSD=0,52; T-A vs T-B= 0,04; T-A vs Control = 0,53; T-B vs Control = 0,53) y carga bacteriana (Tukey: HSD=0,29; T-A vs T-B = 0,11; T-A vs Control = 0,42; T-B vs Control = 0,32); no obstante, no se observaron diferencias entre los tres ensayos, en cuanto a los parásitos branquiales (ANOVA: $F=0,44$, y Valor crítico de $F=3,15$). Así también, los niveles de supervivencia (Tukey: HSD=4,28; T-A vs T-B = 1,34; T-A vs Control = 6,70; T-B vs Control = 5,37), FCA (Tukey: HSD=0,17; T-A vs T-B = 0,01; T-A vs Control = 0,18; T-B vs Control = 0,19) y crecimiento semanal (Tukey:

HSD=0,12; T-A vs T-B = 0,01; T-A vs Control = 0,31; T-B vs Control = 0,3) mostraron diferencias significativas de los dos tratamientos respecto al grupo. De este modo confirma el cumplimiento de la hipótesis de trabajo planteada, donde los tratamientos comerciales de ácidos orgánicos inhiben el crecimiento de gregarinas (*Gregarinasina*), contribuyendo a una supervivencia alta en la producción del camarón blanco (*L. Vannamei*).

Palabras clave: Patología, Síndrome, Sintomatología, Supervivencia.

ABSTRACT.

Studies of the efficacy of organic acid-based supplements are receiving increasing national attention as precursors of optimal growth in the culture of *Litopenaeus vannamei*, due to their prophylactic and immunostimulating action. That is why two experiments were carried out on white shrimp, *L. vannamei*, plus a control group.

Two types of commercial organic acid treatments were tested. The prevalence of pathogens, survival, FCA and growth were evaluated. The results obtained were statistically evaluated by applying one-way ANOVA and Tukey's test.

Significant differences were obtained between the control group in relation to the two treatments with respect to the gregarine populations (Tukey: HSD = 0.52; T-A vs T-B = 0.04; T-A vs Control = 0.53; T-B vs Control = 0, 53) and bacterial load (Tukey: HSD = 0.29; T-A vs T-B = 0.11; T-A vs Control = 0.42; T-B vs Control = 0.32); however, no differences were observed between the three trials for gill parasites (ANOVA: F = 0.44, and Critical value of F = 3.15). Also, the survival levels (Tukey: HSD = 4.28; T-A vs T-B = 1.34; T-A vs Control = 6.70; T-B vs Control = 5.37), FCA (Tukey: HSD = 0.17; T-A vs T-B = 0.01; T-A vs Control = 0.18; T-V vs Control = 0.19) and weekly growth (Tukey: HSD = 0.12; T-A vs T-B = 0.01; T-A vs Control = 0.31; T-V vs Control = 0.3) showed significant differences of the two treatments with respect to the group. In this way, it confirms the fulfillment of the proposed working hypothesis, where commercial organic acid treatments inhibit the growth of gregarines

(*Gregarinasina*), contributing to a high survival in the production of white shrimp (*L. vannamei*).

Key words: Pathology, Syndrome, Symptoms, Survival.

1. INTRODUCCIÓN

Una de las principales especies cultivables de interés mundial es el camarón *L. vannamei* (Reyes, 2018), esta especie ha tenido un rápido e intensivo aumento en su producción, lo cual ha llevado a limitaciones en la industria camaronera debido a problemas de estrés que limitan el crecimiento, potencializan enfermedades patológicas y no patológicas; aumentando en gran medida los recursos económicos invertidos en el proceso de producción (Dawood, M., & Koshio, 2016; Dawood, *et al.*, 2014; Dawood, *et al.*, 2018). En algunos casos las enfermedades han sido generadas debido a las altas densidades de animales en los estanques de cultivo que conllevan a una mala calidad de agua y/o suelos que hacen propicio el desarrollo de patógenos oportunistas.

Los síndromes y patologías son, en gran medida, la problemática que provoca las pérdidas más sustanciales dentro del cultivo del camarón blanco, debido a las altas mortalidades. Estas enfermedades son provocadas por bacterias, hongos y virus que producen patogénesis en los especímenes de cultivo, limitando el rendimiento de la industria del *L. vannamei* (He *et al.*, 2017; Rivera & Rodriguez, 2016).

Los patógenos con mayor prevalencia, son las bacterias en sistemas de larvicultura; su incidencia en peneidos es alta en las primeras etapas de cultivo provocando mortalidades significativas a las 36 horas posteriores a su aparición (Chuchird *et al.*,

2015; Heenatigala & Fernando, 2016). En sistemas de engorde los grupos patógenos de mayor ocurrencia son bacterias, virus y protozoos que invaden a organismos debilitados (Li et al., 2016).

Para contrarrestar estas patologías y sus sintomatologías, anteriormente se utilizaban antibióticos (Dawood *et al.*, 2018) tales como ampicilina, tetraciclina, cloranfenicol, quinolona, oxytetraciclina y florfenicol (Letchumanan *et al.*, 2015); sin embargo, las nuevas políticas gubernamentales e internacionales sobre el uso terapéutico de antibióticos en alimentos acuícolas, prohíben el uso de estos en la acuicultura, por provocar resistencia a antibióticos, transferirse residuos de los mismos a las personas que consumen a estos organismos tratados, además de provocar efectos adversos sobre los ecosistemas adyacentes a los cultivos (Dawood *et al.*, 2015; Elmahdi *et al.*, 2016; He *et al.*, 2016; Ng & Koh, 2017). En Ecuador, el uso de antibiótico en acuicultura está prohibido desde 2006 (Rivera & Rodriguez, 2016).

A partir de la limitación por el uso de antibióticos, nace el interés de encontrar y producir sustitutos y suplementos inmunoestimulantes, que mejoran la resistencia a patologías en los organismos acuáticos ya que optimizan los mecanismos de inmunodefensa innatos (Fuchs *et al.*, 2015).

Entre estos, los de mayor auge y uso son las bacterias probióticas. Estas reducen la población de patógenos (Navarrete & Tovar, 2014; Newajl *et al.*, 2014), además de

exhibir efectos sobre el crecimiento de los organismos, la respuesta inmune y la tolerancia contra diferentes estresores (Akhter *et al.*, 2015; Daniels & Hoseinifar, 2014; Dawood & Koshio, 2016). Otros sustitutos prometedores son los ácidos orgánicos utilizados como promotores de crecimiento (Dawood *et al.*, 2018) al tener propiedades bacteriostáticas, antifúngicas y antioxidantes (González & Montgomery, 2014; Bai *et al.*, 2015).

Algunos ácidos orgánicos pueden ser ácidos grasos de cadena corta, volátiles o ácidos carboxílicos débiles (Bai *et al.*, 2015; Elala & Ragaa, 2015; Ng & Koh, 2017) utilizados durante décadas como conservantes en alimentos para ganado, además de mejorar el crecimiento, la utilización de nutrientes y la resistencia a las enfermedades (Ng & Koh, 2017; Romano *et al.*, 2015). En el tracto intestinal, los ácidos orgánicos inhiben el crecimiento de bacterias Gram negativas al penetrar a través de la pared celular y liberar protones en el citoplasma (Bai *et al.*, 2015). Por lo tanto, las bacterias consumen una gran cantidad de Adenosina Tri-Fosfato (ATP) para excretar protones al tratar de mantener el equilibrio del pH intracelular, agotando así la energía celular y posteriormente conduciendo a la muerte (Dawood *et al.*, 2018). Los ácidos orgánicos más utilizados en el ámbito acuícola son ácidos acético, cítrico, fumárico, fórmico, valérico y propiónico que por lo general son incluidos en la dieta alimentaria de los organismos (He *et al.*, 2017).

No obstante, y a pesar de que los ácidos orgánicos se reportan como inhibidores de microorganismos patógenos, la acuicultura nacional cuenta con pocos registros y nulas bases de datos sobre los usos y concentraciones adecuadas de estos productos antimicrobianos a incluirse en la alimentación, e incluso la escasa información existente se encuentra desactualizada (Rivera. & Rodríguez, 2016). Por tanto, el estudio actual tiene como objetivo evaluar dos diferentes concentraciones de ácidos orgánicos en el cultivo de *P. vannamei* y su acción frente a gregarinas. Se utilizará en conjunto ácido fórmico y ácido propiónico.

2. JUSTIFICACIÓN

Actualmente existen diversos productos de uso acuícola disponibles como ácidos orgánicos, utilizados en medios de cultivo para el tratamiento contra los patógenos y patologías más comunes en los estanques de cultivo de camarón. No obstante, a nivel de Ecuador, la información sobre el uso de estos es escasa y en su mayoría manejada por las empresas de producción de insumos acuícolas, siendo desconocidas por las empresas productoras de camarón. Por lo cual se desconoce la dinámica de acción que tienen estos compuestos orgánicos sobre las poblaciones de patógenos y como contribuyen a la sobrevivencia en los cultivos de *L. vannamei*.

Los resultados que en este experimento se obtengan, coadyuvaran a dar un mayor y mejor entendimiento del comportamiento de estos patógenos frente a su exposición a ácidos orgánicos. A la vez que, al conseguirse la reducción de las poblaciones de patógenos, consecuentemente, se conlleva a reducir la probabilidad de que los camarones desarrollen diversas patologías como el Síndrome de las Heces Blancas (WFS), patología que aumenta del 20 al 30% la mortalidad en estanques de engorde, lo cual implica pérdidas económicas graves. Se reduce también la incidencia de necrosis y melanosis de las branquias asociadas a estos protozoos, mismo que pueden tener una incidencia del 5 al 20% de afección.

Así también, esta investigación contribuirá, al sector acuícola nacional, con información específica sobre el accionar y la eficiencia de los tratamientos orgánicos sobre las poblaciones de patógenos presentes en *L. vannamei*. A la vez que propicia la disminución de pérdidas económicas por mortalidades causadas por patologías.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Determinar los efectos, sobre los endopatógenos y biometría del camarón blanco del Pacífico (*Litopenaeus vannamei*), al adicionarse dos tratamientos comerciales de ácidos orgánicos.

3.2. Objetivos específicos

- Analizar la acción de dos tratamientos de ácidos orgánicos sobre la prevalencia de las poblaciones de patógenos (*Gregarinasina*, parásitos branquiales y carga bacteriana) en cultivos de *L. vannamei*, determinando el índice de prevalencia de cada grupo y contrastándolos estadísticamente.
- Comparar los niveles de sobrevivencia, Factor de Conversión Alimenticias y crecimiento en *L. vannamei*, mediante muestreos semanales, para una posterior aplicación de pruebas estadísticas.
- Evaluar los niveles de lípidos existentes en la hepatopáncreas, en cultivos de *L. vannamei*, al aplicarse dos tratamientos de ácidos orgánicos para su análisis y comparación estadística.

4. HIPÓTESIS

4.1. Hipótesis De Trabajo

Los tratamientos comerciales de ácidos orgánicos inhiben el crecimiento de gregarinas (*Gregarinasina*), contribuyendo a una sobrevivencia alta en la producción del camarón blanco (*L. vannamei*).

4.2. Hipótesis Alternativa

Los tratamientos comerciales de ácidos orgánicos no inhiben el crecimiento de gregarinas (*Gregarinasina*), contribuyendo a una sobrevivencia baja en la producción del camarón blanco (*L. vannamei*).

5. MARCO TEÓRICO

5.1. Acuicultura de camarón *L. vannamei* en Ecuador.

En 1962 accidentalmente en Ecuador se inició el cultivo de camarón. Según lo descrito por Hirono (1983), un agricultor había plantado cocoteros en el extremo sur del Golfo de Guayaquil; la berma del perímetro alrededor de su plantación fue parcialmente destruida por una marea alta inesperada. Meses después, observó a muchas aves comiendo camarones grandes en un charco de agua y nació la idea de cultivar camarones. No obstante, el primer estanque comercial de camarones se construyó en 1969. Para 1977, el entusiasmo por el cultivo de camarón aumentó casi 11 veces en menos de cinco años. A partir de allí, la producción de camarón aumentó en un 40% anual. Para 1982, Ecuador se había convertido en el mayor productor de camarón cultivado en estanques en el mundo con una producción de 527.229,8 Toneladas métricas en el año actual con un incremento del 19% respecto al 2020 donde tuvo 444.821,411 libras (CNA, 2021).

En 1989, las granjas camaroneras ecuatorianas experimentaron el "síndrome de la gaviota". Los rendimientos cayeron repentinamente; no obstante, la colaboración de un grupo internacional de investigadores y científicos aisló el problema como una bacteria del género *Vibrio*, que fue controlada con antibióticos introducidos con las raciones de alimento (Tobey et al., 1998). Para 1991, Ecuador tenía 132000 ha de espejo de agua destinadas al cultivo de *L. vannamei*. En 1994, Ecuador se convirtió en

el tercer país productor de acuicultura de camarón detrás de Tailandia e Indonesia, que sumado a la producción de Filipinas, India, China, Vietnam, Bangladesh y México, suministran aproximadamente el 93% del camarón cultivado importado por los dos mercados más grandes en ese entonces: Japón y Estados Unidos (Ocampo-Thomason, 2006).

Para 1998, *L. vannamei* se convirtió en el segundo producto de exportación más importante de Ecuador, representando el 15,6% de todas las exportaciones y el 3,12% por ciento del Producto Interno Bruto (PIB) (Tobey et al., 1998).

En febrero de 1999, Ecuador reportó el primer caso diagnosticado de WSSV, causando mortandades masivas en granjas camaroneras (Calderón, 2001). Este hecho afectó negativamente la producción, impacto a la economía y redujo las plazas de trabajo. La caída de la producción tuvo repercusiones en los años siguientes, ejemplo de ello es la producción en 2005, que llegó a 71 000 toneladas; 27000 menos que una década atrás (Rosenberry, 2005).

Paulatinamente la producción de camarón en Ecuador fue ascendiendo hasta alcanzar niveles incluso mayores que en los años previos a la aparición del WSSV. Así, para el año 2011 se exportó un total de 392.465 toneladas con un ingreso total de USD 993'365.391. El crecimiento posterior fue exponencial y para el año 2018, con una producción de 1'115.224 toneladas y un ingreso anual de USD 3.198'715.523, el

camarón se convirtió en el primer producto de exportación no petrolero del país, por encima de la exportación del banano (CNA, 2021).

En ese mismo año, 2018, en Ecuador, fue reportado por primera vez el síndrome de la mortalidad temprana o EMS (Saavedra-Olivos et al., 2018). Las mortalidades causadas por EMS se vieron reflejadas en los últimos meses de 2018 e inicios de 2019, denotándose una disminución de las exportaciones. No obstante, la epidemia pudo ser frenada, y aunque con rebrotes, las exportaciones siguieron en aumento. Para 2019, la producción total de Ecuador fue de 1'397.490 toneladas, generando USD 3.652'684.081 de ingreso (CNA, 2021). En el año 2020, la producción de camarón fue de 1.491'132.214, superando la producción del año anterior. Sin embargo, y a causa de la pandemia CoViD-19, el precio del camarón se vio afectado por lo que los ingresos totales generados fueron USD 3.611'870.630, que fue menos a los ingresos de 2019.

5.1. Patologías asociadas al cultivo de *L. vannamei*

Las enfermedades son una limitación significativa para la producción de organismos marinos. En el caso de *L. vannamei*, es una especie propensa a contraer diversas patologías de origen bacteriano, micótico, protozoico y viral (Dawood & Koshio, 2016; Dawood *et al.*, 2015), por lo que constituye uno de los aspectos de mayor relevancia en el cultivo de camarón (Cuéllar-Anjel et al., 2010). Los virus, bacterias

y protozoarios son los agentes biológicos más comunes que infectan a camarones (Chakraborti & Bandyopadhyay, 2010; Chandrakala & Priya, 2017; Ganjoor, 2015).

5.1.2. Enfermedades víricas en *L. vannamei*.

Los principales virus de preocupación en el cultivo de *L. vannamei* son (Ganjoor, 2015):

1. Virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV).
2. Virus de la cabeza amarilla (YHV).
3. Virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV).
4. Virus del síndrome de Taura (TSV).
5. Virus de la necrosis de la glándula del intestino medio por baculovirus (BMNV).

5.1.3. Enfermedades bacterianas en *L. vannamei*.

En el caso de las enfermedades bacterianas, las más comunes son (Chandrakala & Priya, 2017):

1. Septicemia bacteriana
2. Vibriosis
3. Enfermedad bacteriana filamentosa

5.1.3.1. *Septicemia bacteriana*

Esta es una de las enfermedades sistémicas graves causadas por bacterias. Los camarones afectados están letárgicos y muestran un comportamiento de natación anormal, los periópodos y pleópodos pueden aparecer rojizos debido a la expansión de los cromatóforos y los camarones pueden mostrar una ligera flexión de la musculatura abdominal. En los camarones gravemente afectados desarrollan necrosis de apéndices en las puntas de los pleópodos, los periópodos y los urópodos, que se tornan de color negro pardusco, las setas, las antenas y los apéndices pueden estar rotos y melanizados, las cubiertas branquiales aparecen ensanchadas y erosionadas. En casos más graves, se pueden observar ampollas negras muy melanizadas en el caparazón y el abdomen. La enfermedad es causada por *Vibrio alginolyticus*, *V. anguillarum* o *V. parahaemolyticus*, *Pseudomonas* spp, *Aeromonas* spp y *Flavobacterium* spp (Paredes Mendieta, 2017).

5.1.3.2. *Vibriosis*

Las larvas de camarón infectadas con vibriosis muestran necrosis de apéndices, cromatóforos expandidos, intestino vacío, ausencia de hebras fecales. La mortalidad acumulada puede ser muy alta y llegar hasta el 80% en pocos días causada por *V. alginolyticus* y *V. parahaemolyticus*. El diagnóstico se realiza mediante el análisis microscópica de bacterias móviles en la cavidad corporal de larvas de camarón

moribundas, y el aislamiento e identificación confirmados de bacterias patógenas por métodos microbiológicos estándar (García Rodas, 2017). La enfermedad se puede prevenir manteniendo una buena calidad del agua y reduciendo la carga orgánica en el agua mediante un mayor intercambio de agua y los brotes pueden controlarse con 10-15 ppm de ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) en el agua de cría (Chandrakala & Priya, 2017).

5.1.3.3. Enfermedad bacteriana filamentosa.

La enfermedad se caracterizó por la melanización de branquias, setas, apéndices y superficie corporal por las larvas de camarón afectadas. La muda se ve afectada y las larvas de camarón pueden morir debido a la hipoxia. Es causada por bacterias filamentosas como *Leucothrix mucor*. Se diagnostica al demostrar microscópicamente la necrosis causada por bacterias filamentosas de la superficie del cuerpo y los apéndices de las larvas de camarón. Se evita manteniendo una buena calidad del agua con condiciones físico-químicas óptimas controladas por un tratamiento de baño de sulfato de cobre de 0,25 a 1 ppm durante 4-6 horas (Chandrakala & Priya, 2017).

5.1.4. Patologías por gregarinas en *L. vannamei*.

Las gregarinas son, probablemente, los parásitos apicomplexos más diversos y ubicuos taxonómicamente. Infechan a una amplia gama de huéspedes no vertebrados (Fajer-

Ávila et al., 2005). Son las más comúnmente en ser reportadas dentro de las granjas camaroneras de cultivo de *L. vannamei*, como agentes causales de patologías en la mayoría de países productores (Chakraborti & Bandyopadhyay, 2010; Mokhayer, 2017; Sil et al., 2017).

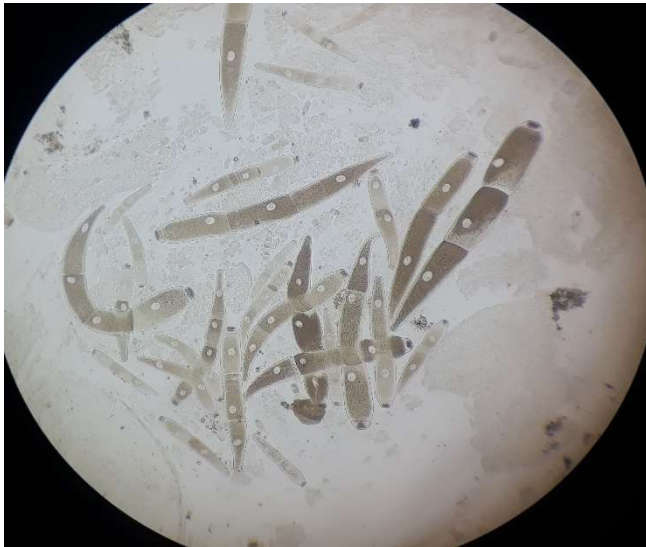


Figura 1: Observación de gregarinas en microscopio bajo objetivo 10X.

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Las gregarinas infectan la mucosa de los intestinos medio y posterior, la hepatopáncreas y el ciego hepático de camarones, donde se encuentran con una prevalencia del 10 al 90%. Los camarones levemente infectados pueden no mostrar ningún signo

clínico (Couch, 1978), pero los

camarones gravemente

infectados pueden tener tasas de crecimiento reducidas y decoloración amarilla del intestino medio, debido a que causan la destrucción del epitelio intestinal, con perforación e hiperplasia del epitelio del intestino medio; asimismo, afectan la absorción del alimento aumentando los factores de conversión alimenticia (Tang et al., 2016). Además, en infecciones severas causan el taponamiento mecánico del lumen intestinal, reducción del grosor de la mucosa del intestino medio y perforaciones de la mucosa intestinal. De esta manera, la parasitosis por gregarinas en camarón se asocia

con la disminución en la producción y el bajo peso, la posible predisposición a infecciones virales o bacterianas y un aumento en la mortalidad de los camarones en cultivos (Sil et al., 2017).

Las gregarinas se dividen en tipos septados y aseptados, según la presencia o ausencia de "septos" que dividen sus cuerpos en diferentes compartimentos conocidos como epimerito, protomerito y deutomerito (Poulpanich & Withyachumnarnkul, 2009). El grupo más común de gregarinas parasitadas lo comprenden los septados (Lightner, 1993). En particular, los géneros *Cephalobus* (Kruse, 1959) y *Nematopsis* (Schneider, 1982) tienen una distribución mundial en peneidos cultivados; aunque también es común observar a los géneros *Cephaloidophaidae* y *Paraophioidina* (Couch, 1978).



Figura 2: Observación de necrosis en hepatopáncreas por ataques bacterianos.

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Las especies de *Nematopsis* , principalmente *N. penaeus*, *N. vannamei* y *N. marinus*, causan infección en asociación con bajas concentraciones de lípidos con mortalidad y lesiones (Jimenez et al., 2002; Lightner, 1996).

Estos parásitos se dividen en tres grupos morfológicos de trofozoito. El primero son las gregarinas cefalinas, que se caracteriza por presentar 3 segmentos, el segundo son

acefalinas que presenta solo dos segmentos y las paraophioidinan que no presenta segmentos y además presenta un núcleo (Tenecota Paucar, 2016), la transmisión de estos protozoarios puede ser mediante vectores como los moluscos o poliquetos siendo estos hospederos intermediarios capaz de transmitir esporas del parasito cuando las ingiere por el molusco o mediante la alimentación del camarón en el detritus, esto coincide con el crecimiento natural de mejillones en el sistema de cultivo (Cuellar Anjel, 2013).

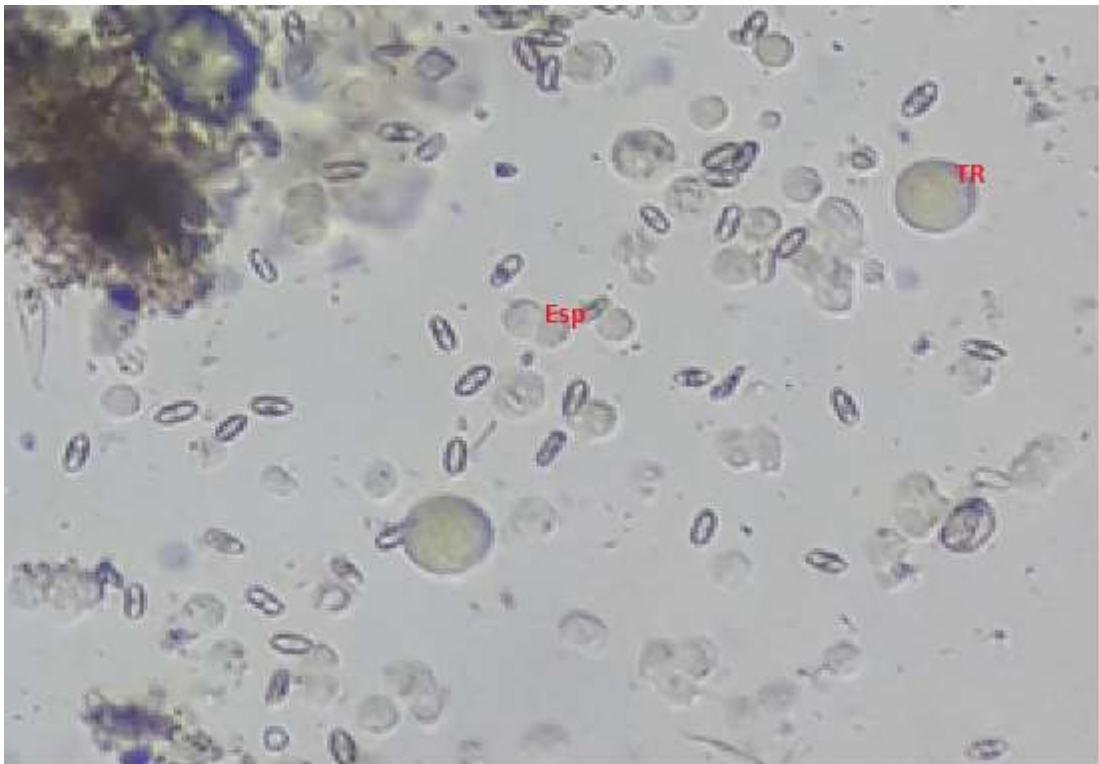


Figura 3: Observación de gregarinas, TR: trofozoito en forma de espora vegetativa, Esp: esporozoito que es el resultado de la división de la espora.

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Estas esporas se dividen dando como resultado esporozoitos cada uno de los cuales entra en la célula epitelial intestino (Agüero Alarcón, 2016). El esporozoito mediante la alimentación de la célula del hospedero se convierte trofozoito y sale de la célula para alojarse en el tracto intestinal. Los trofozoitos se pasan a intestino posterior donde se acumulan, donde la célula se desarrolla en gametocito con algunas células formando gametocitos donde se asocian y forman zigotos que se enquistan en el recto (Reyes Villanueva, 2004). Estos gametocitos salen al medio externo o se convierten en espora para formar esporozoitos que cada uno de los cuales podrá provocar nuevas infestaciones a hospederos susceptibles. (Hernandez Jaime, 2020).



Figura 4: Observación de gregarinas enquistada en la ampolla rectal de camarón, zi: zigoto.

Fuente: Carlos Cortez, 2020

5.2. Tratamientos orgánicos aplicados para contrarrestar patologías en *L. vannamei*.

Las enfermedades se encuentran entre los principales problemas en el desarrollo de la carcinicultura provocando una alta mortalidad en cultivos y consecuentemente grandes pérdidas económicas (da Silva et al., 2014).

Además, el uso inadecuado de antibióticos en la acuicultura, la selección de cepas patógenas más resistentes y las restricciones y prohibiciones de su uso en la producción de animales han incrementado la búsqueda de aditivos alimentarios; estos aditivos se conocen como promotores del crecimiento no antibióticos que mejoran la salud y la nutrición de los organismos acuáticos (Defoirdt et al., 2011). En este contexto, los estudios sobre ácidos orgánicos y sus sales han llamado la atención por sus resultados (Romano et al., 2015)

Los ácidos orgánicos son compuestos seguros, utilizados como antimicrobianos en la industria de alimentos para el cultivo de organismos (Defoirdt et al., 2009). Los ácidos orgánicos pueden mejorar el rendimiento de los cultivos, aumentando la eficiencia de la utilización de nutrientes y modificando la microbiota intestinal (da Silva et al., 2014).

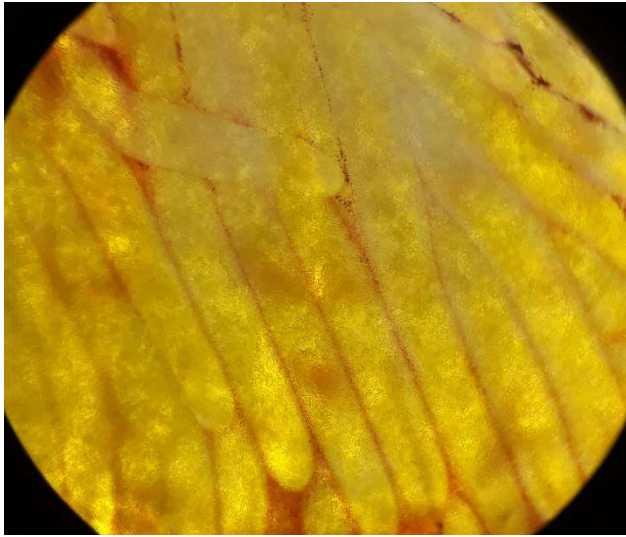


Figura 5: Observación de concentración de lípidos en hepatopáncreas de camarones con tratamientos de ácidos orgánicos en objetivo 10X.

Fuente: Carlos Cortez, 2020

La acción antimicrobiana primaria de los ácidos orgánicos altera el pH celular de las bacterias, inhibiéndolas, reduciendo así las bacterias dañinas dentro del tracto gastrointestinal del animal huésped, con lo cual frenan la colonización por posibles patógenos y sus compuestos metabólicos virulentos (Kumar *et*

al., 2016). Además, en la dieta actúan como conservantes, disminuyendo una posible ingesta de organismos patógenos (da Silva *et al.*, 2014). En el metabolismo animal, los ácidos orgánicos también pueden afectar la acción de las enzimas digestivas; Los ácidos orgánicos pueden servir como fuente de energía a través del ciclo del ácido cítrico o del ciclo del ácido carboxílico (Lückstädt, 2008). Además, los ácidos orgánicos pueden alterar la disponibilidad y absorción de ciertos nutrientes, como fósforo, lípidos y aminoácidos (Morken *et al.*, 2011).

Tabla 1: Composición de los Tratamientos de ácidos orgánicos

Composición del Tratamiento B		
Ácidos Orgánicos	Mejorar el valor nutricional de los alimentos, además es funcional en la mejora de la supervivencia del camarón, mediante respuesta inmune y la resistencia bacteriana.	(Chávez Alcívar , Llanos Fernández, & Tirapé Bajaña , 2015)
Sales orgánicas	Funcionan como promotores del crecimiento, además presenta actividad inhibitoria contra el vibrios patogénico.	(Reyes Leon, 2017)
Vitaminas	Las vitaminas hidrosolubles incluyen al complejo B, la colina, el inositol y la vitamina C. Debido a su solubilidad en agua y la deficiencia las mismas están relacionadas a presencia de branquia negra, anormalidades en el exoesqueleto y muda; crecimiento de epibiontes principalmente bacterias filamentosas y protozoos ciliados.	(Lino Fenucci & Fernández Gimenez, 2019)
Betaglucano	estimulan el sistema inmunológico no específico de los crustáceos en general ante ataques virales y bacterianos, permite amortiguar problemas de estrés, sirve también como capturado de toxinas y acelera el metabolismo animal permitiendo un mayor crecimiento.	(Rueda Escobar, 2018)
Nucleótidos	proveen energía para el normal proceso celular y son esenciales para el crecimiento y el desarrollo, mejorando el crecimiento y disminuyendo la mortalidad.	(Rueda Escobar, 2018)
Extractos de plantas	Presenta algunos componente extraídos de plantas como la alicina que es un compuesto comprobado con cualidades bacterianas	(Kasornchandra <i>et al.</i> 2005)
Composición del Tratamiento B		
Enzima proteolíticas	La actividad enzimática proteolítica como la catepcina D responsable de los procesos apoptoticos durante la metamorfosi en invertebrados comprobando su importante participación en el desarrollo	(Romero Hernández, 2020)

Extractos Botánicos (Chenopodaceas)	Extracto botánico como propiedad Antiparasitaria	(Castellanos <i>et al.</i> 2019)
Extractos Botánico (<i>Alium sativum</i>)	contiene compuestos tales como la alicina, ajoeno, alistatina, aliinasa de comprobada acción antibacteriana y antifúngicas.	(Jacha Ayala & Celestino Laberiano, 2017)
Saponina Amarantaceas	Las saponinas presentan algunas cualidades biológicas tales como; antiinflamatoria, antioxidante, antimicrobiana, hemolíticas y anticancerígenas.	(Quillay Davila et al. 2018)

Fuente: Carlos Cortez, 2020

5.2.2. Principales ácidos orgánicos utilizadas en el cultivo de camarón.

Las evidencias de estudios de camarones marinos alimentados con ácidos orgánicos datan desde el 2008, con dos estudios, que no fueron publicados en revistas científicas (da Silva et al., 2013). A partir de entonces, se han desarrollado nuevos estudios que refuerza el preponderante rol de los ácidos orgánicos en la inmunoestimulación de camarones en cultivo (Tabla 1).

Tabla 2: Utilización de ácidos orgánicos en el cultivo de *L. vannamei*.

Especie	Ácidos orgánicos utilizados	Resultados del estudio.	Autor(es)
<i>Marsurpenaeus japonicus</i>	Citrato de sodio al 0,5%	Mayor crecimiento	(Lückstädt, 2008)
<i>Penaeus monodon</i>	Formato de calcio al 0,25%	Mejora de la supervivencia	
<i>Litopenaeus vannamei</i>	Sulfato de calcio al 0.4-2%	Aumento en la respuesta inmune y un cambio en la microbiota intestinal	(Anuta et al., 2011)

<i>Penaeus monodon</i>	Butirato de sodio al 1%	Mejora la digestibilidad de la materia seca, la proteína cruda y la energía	(Nuez-Ortin, 2011)
<i>Litopenaeus vannamei</i>	Diformiato de potasio al 0.5%	Aumento del 19% en la productividad	(Kühlmann et al., 2011)

Fuente: Carlos Cortez, 2020

5.2.3. Tratamientos con extractos orgánicos.

Se ha utilizado extractos como la pasta de ajo fresco (*Allium sativum*) para reducir el número de patógenos intestinales de camarones peneidos, ya que *A. sativum* posee alicina, biomolécula farmacéutica con propiedades antimicrobianas y con efectos inmunomoduladores (Kasornchandra et al., 2005). Kasornchandra et al. (2005) recomiendan utilizar 10 gramos de pasta de ajo fresco con 1 kg de alimento comercial, recubierto con 20 mililitros de quitosano. Otro extracto orgánico utilizado en el tratamiento de enfermedades en camarones ha sido el extracto de orégano, cuyos componentes como timol y carvacol, tienen un efecto antagónico efectivo. Estos dañan la estructura de las membranas de los microorganismos inhibiendo su crecimiento (Gracia-Valenzuela et al., 2014). El extracto de nim (*Azadirachta indica*), ha ayudado a obtener sobrevivencias de hasta un 76% de *L. vannamei* cuando esta especie ha sido expuesta a patógenos (Morales-Covarrubias et al., 2016).

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1. Área de estudio.

Los ensayos se realizarán en la Empresa FOODMARIN S.A., ubicada en el canal de Naranjal, en el cantón del mismo nombre, en la provincia del Guayas (Fig. 1.). Se encuentra ubicado entre los puntos 9724317.65N-637748.93E y 9723929.90N-635165.49E. Cuenta con una extensión total de 258,5 Has, con 209,55 Has de espejo de agua (Fig. 2).

La zona de estudio posee un clima cálido con temperaturas que oscilan entre los 25°C y 35°C dependiendo de la estación del año.

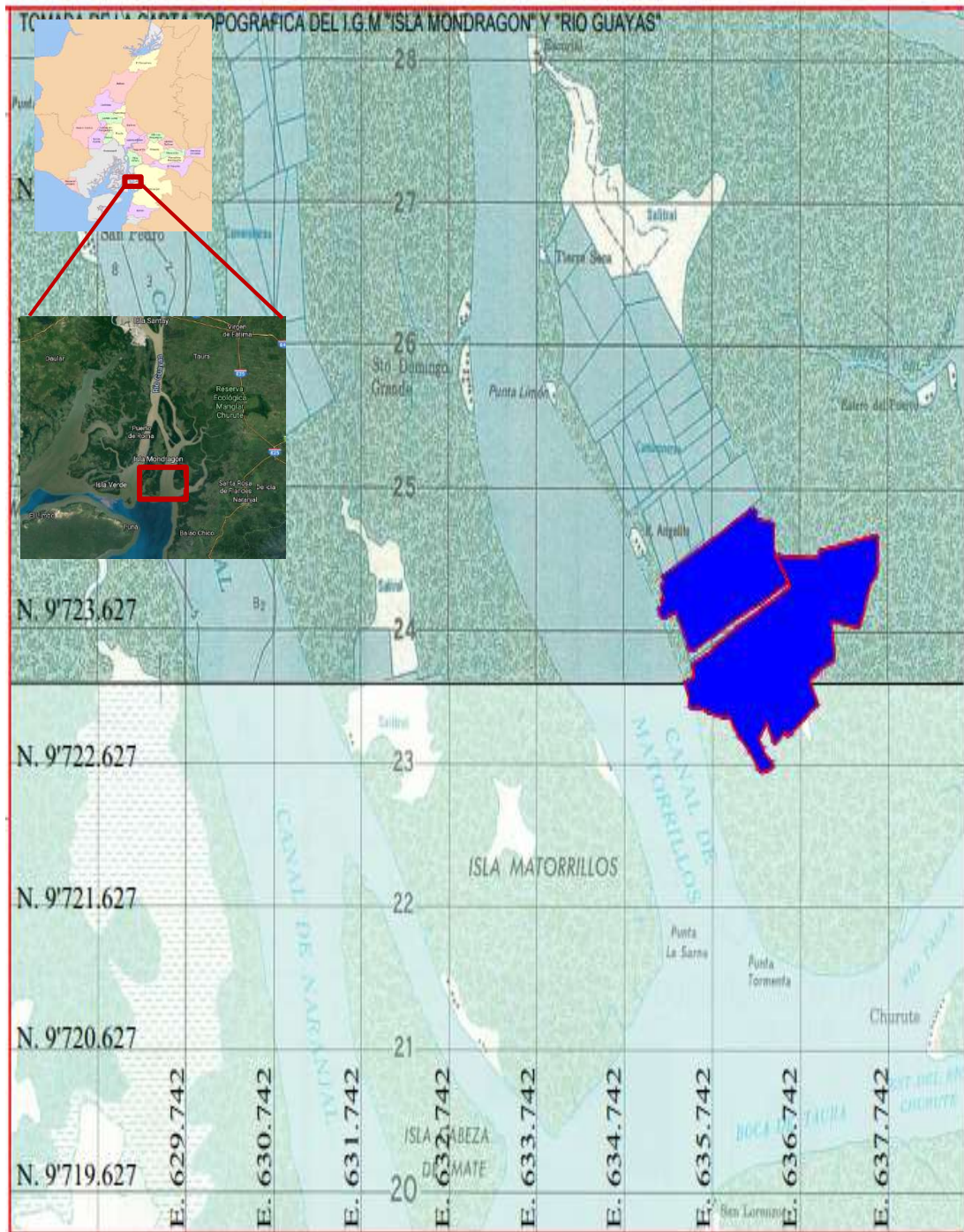


Figura 6: Ubicación geográfica del área de estudio.

Fuente: Carlos Perdomo, 2020

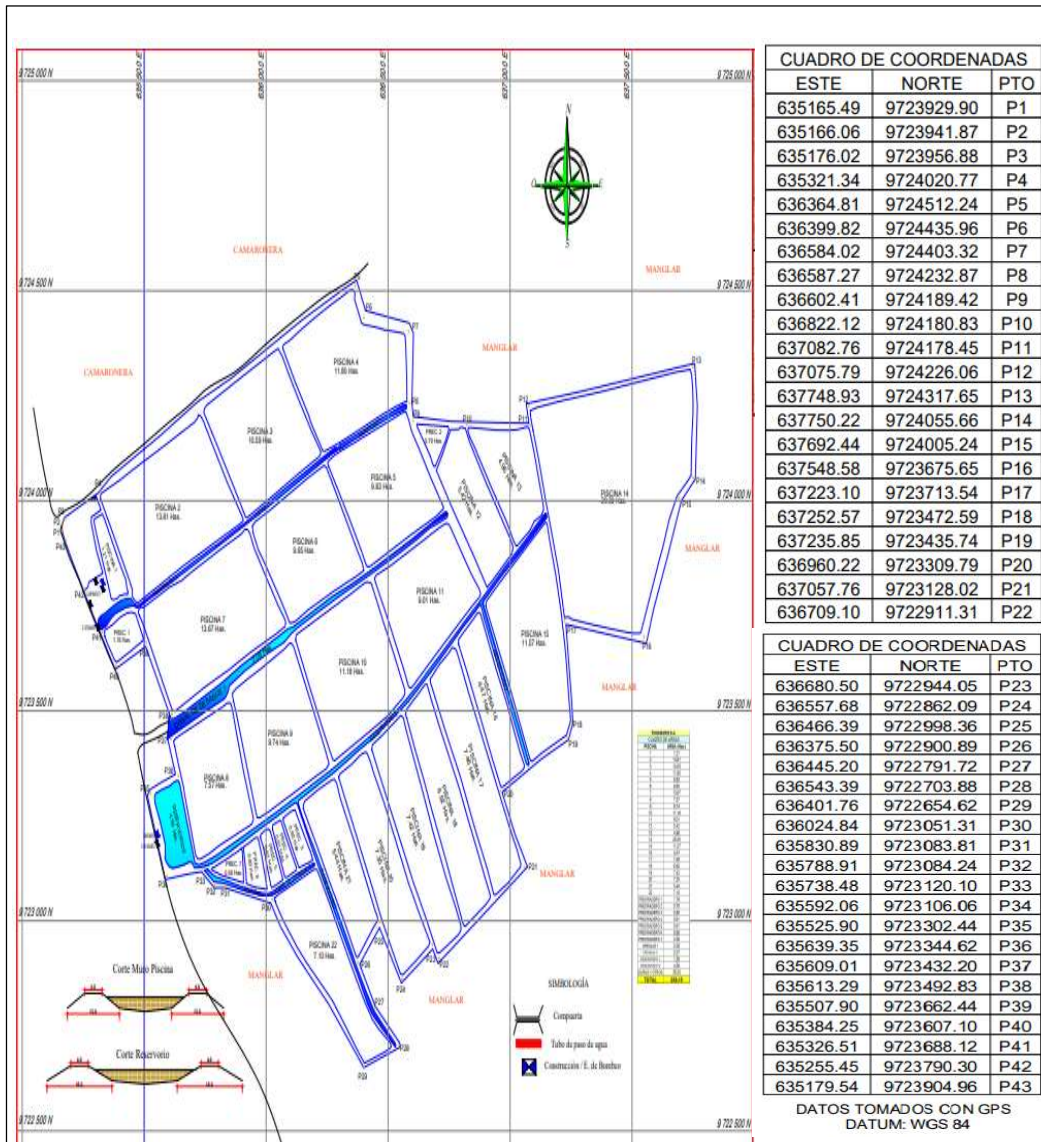


Figura 7: Extensión planimétrica de la camaronera FOODMARIN S.A.

Fuente: Carlos Perdomo, 2020

2.2. Diseño experimental

Para el diseño, es necesario utilizar 6 piscinas de la granja en fase de engorde; las mismas serán sembradas a una densidad de 130000 organismos/Ha, sembrándose larvas con el mismo promedio de talla (150 lv/g), igual tasa de alimentación

(preestablecida por la empresa FOODMARIN), tasa de recambio de agua (10% del volumen total diario) y número de dietas al día (4 dietas al día). Una vez que este parámetro sean estandarizado, dos piscinas se mantendrán bajo la logística rutinaria de la granja a cargo del Técnico en producción, mientras que las otras cuatro además de la logística rutinaria de producción también serán sometido a la adición de los dos tratamientos comerciales (dos piscinas por tratamiento).

Luego que se haya sembrado las piscinas, tanto de control (T0) como de los tratamientos aplicados (T1 y T2), se realizará la toma de datos de los parámetros físicos, químico y biológico semanalmente durante 2 meses.

Los estanques de cultivo fueron alimentados mediante la tabla de alimentación, en relación a la biomasa, dada por la camaronera FOODMARIN. A este alimento se le agregará 0% (dos piscinas como grupo control) y 1% del mix de ácidos orgánico (Pourmozaffar *et al.*, 2017) tratamiento A (para dos piscinas) y tratamiento B (para las dos piscinas restantes).

Para los análisis realizados dentro de esta investigación se ejecutaron dos muestreos cada mes, en base al cronograma planteado por FOODMARIN S.A.,

2.2.1. Parámetros físico-químicos del experimento.

Parámetros físicos (Temperatura, salinidad): la temperatura se controlará antes y después de la siembra, con seguimientos diarios de las fluctuaciones en los valores de temperatura y sal del nuevo entorno de los organismos con el fin de no causar estrés o mitigar el mismo, ambos datos se lo tomarán con YSI, sin embargo, el dato de la sal además de YSI también se corroboró con un refractómetro para una mayor seguridad de los parámetros y tener una exitosa adaptación de los camarones (Murcia Mena & Paz Quevedo, 2020).

Parámetros químicos (oxígeno disuelto y pH): los niveles de oxígeno serán medidos diariamente a las 5 pm de la tarde y en horas de la madrugada las cuales se ajustan a las horas optimas de toma de datos para todo el espejo de agua, las cuales son a las 0 horas y 6 am mediante YSI a 40 cm de profundidad. El pH será medido mediante pHmetro de manera diaria día y noche a las 6:00h, como recomienda Freire Castro, 2021.

Parámetros biológicos como dinámica bacteriana, observación de gregarinas en camarones, crecimiento semanal de los camarones y sobrevivencias se realizó de manera semanal por medio de una atarraya (Alonso Castillo & Hernandez Fernandez, 2011), los muestreos para determinar tallas se realizaron con una balanza gramera donde se escogen al menos 250 camarones por piscina en lotes de 50 y calculando los pesos promedio (ver ecuación 1), Por otra parte, la estimación de población del camarón se realizó mediante el uso de atarrayas a razón de 4 lances por Ha y luego

estimando mediante una ecuación donde nos indica el porcentaje de supervivencia respecto al número total de siembra (ver ecuación 2), seguido de la tomas a azar de 5 ejemplares vivos por piscinas en su respectiva funda debidamente rotulada para evitar problemas de identificación para de la observación *ex-situ* de gregarinas en el intestino.

Ecuación 1: Formula para determinación de pesos.

$$PT/NT = \text{PESO PROMEDIO}$$

Fuente: FOODMARIN, 2020

Análisis de ecuación 1: Formula de determinación de pesos donde PT se refiere al peso total de todos los organismo y NT se refiere al número total de organismos.

Ecuación 2: Formula para cálculo de supervivencia por Ha mediante uso de atarraya.

$$\frac{((NT/NTL)/At)(10000)(100)}{PO} = \% \text{ SUPERVIVENCIA}$$

Fuente: FOODMARIN, 2020

Análisis de ecuación 2: Formula para el cálculo de supervivencia donde NT se refiere al número total de organismo, NTL número total de lances, AT área de atarraya y PO se refiere a la población inicial sembrada

2.2.2. Prevalencia de las poblaciones de patógenos.

2.2.2.1. Análisis de presencia de gregarinas.

El análisis de gregarinas se realizara siguiendo las pautas de (Kasornchandra et al., 2005), realizando cortes histológicos de músculos y de intestino para ser observados al microscopio. Los cálculos de prevalencia de gregarinas se realizarán en base al protocolo establecido por la empresa FOODMARIN, para evaluación de patógenos en un hospedero que guarda similitud al trabajo realizado por Peña Navarro & Varela Mejías, 2016 donde utilizo los grados de infestacion por campo para determinar la prevalencia de parasitos y epicomensales. (Tabla 1).

Tabla 3: Índice de prevalencia de patógenos en un hospedero.

IG 0:	De 1 a 5 patógenos por campo de visión.
IG 1:	De 6 a 10 individuos por campo de visión.
IG 2:	De 11 a 15 individuos por campo de visión.
IG 3:	De 16 a 20 individuos por campo de visión
IG 4:	Más de 20 individuos por campo de visión

Fuente: FOODMARIN, 2020

2.2.2.2.Presencia de parásitos branquiales.

El análisis de parásitos branquiales se realizará mediante la extracción de las lamelas branquiales para ser observados al microscopio. Los cálculos de prevalencia de patógenos se realizarán en base al protocolo establecido por la empresa FOODMARIN, para evaluación de patógenos en un hospedero (Tabla 1).

2.2.2.3.Carga bacteriana.

La carga bacteriana dentro del hepatopáncreas se evaluó también basado en el protocolo establecido por la empresa FOODMARIN, para evaluación de patógenos en un hospedero donde se contabilizo como objeto el número de túbulos afectados ya sea por deformidad y melanización (Tabla 1).

2.2.3. Biometría.

2.2.3.1.Porcentaje de Supervivencia.

Los porcentajes de supervivencia y peso promedio de *P. vannamei* se determinarán a partir de evaluación *in-situ* semanal de las poblaciones, siguiendo las recomendaciones de (Rungrassamee *et al.*, 2016).

2.2.3.2.Factor de Conversión Alimenticia (FCA).

El Factor de Conversión Alimenticia o FCA fue evaluado mediante la relación del alimento suministrado sobre la producción de peso neto ganado por los organismos de cultivo (peso final menos peso inicial) (Gomez Mulluni, 2017).

Ecuación 3: Formula para el cálculo de factor de conversión alimenticia.

$$\text{FCA} = \frac{\text{Alimento Suministrado}}{\text{Incremento de peso}}$$

Fuente: Gomez Mulluni, 2017

Análisis de ecuación 3: El cálculo de factor de conversión alimenticia se da dividiendo la masa del alimento suministrado para la masa incrementada en el mismo periodo de tiempo, es decir que si se alimentó durante una semana solo se debe considerar la masa incrementada en esa semana.

2.2.3.3. Crecimiento semanal.

El crecimiento semanal fue evaluado mediante muestreos poblacionales de cada piscina, obteniéndose el peso promedio semanal, y mediante diferencia respecto al peso semanal anterior se obtendrá los gramos que cada semana aumenta.

2.2.4. Análisis de concentración lipídica

Acorde a Gucic et al., (2013), el contenido lipídico dentro del hepatopáncreas de *L. vannamei* se observan como vacuolas de grasas. Por tanto, se procedió a evaluar el porcentaje de contenido lipídico mediante observación directa al microscopio en tamaño 100X. Para esto se utilizó el índice de Marcillo (2010) (Tabla 2) para la cuantificación de vacuolas lipídicas en el hepatopáncreas, modificado por la empresa FOODMARIN.

Tabla 4: Índice de contenido lipídico.

IG 0:	Hepatopáncreas completamente vacío o casi vacío.
IG 1:	Hepatopáncreas con un 1 a 50% de sus túbulos llenos de lípidos
IG 2:	Hepatopáncreas con un 51 a 70% de sus túbulos llenos de lípidos
IG 3:	Hepatopáncreas con un 71 a 90% de sus túbulos llenos de lípidos
IG 4:	Hepatopáncreas con un 91 a 100% de sus túbulos llenos de lípidos

Fuente: FOODMARIN, 2020

2.2.5. Análisis estadísticos

Todas las variables analizadas serán comparadas entre sí mediante un análisis de varianza ANOVA de un factor, para evaluar la existencia de diferencias entre los promedios de los 2 experimentos y el grupo control. Se utilizó un intervalo de confianza de 95% y un valor de $p < 0,05$. El análisis fue efectuado en el software Minitab 19.2.0.

Para aquellos casos en donde hubo diferencias significativas se sometió a los tratamientos a un análisis de Tukey para comparaciones múltiples. Este análisis es utilizado posterior a ANOVA para crear intervalos de confianza para todas las diferencias en parejas entre las medias de los niveles de los factores mientras controlando la tasa de error por población en un nivel especificado.

3. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

3.1. Prevalencia de las poblaciones de patógenos

La presencia de gregarinas y carga bacteriana evidenciaron diferencias entre los resultados obtenidos con los ácidos orgánicos utilizados versus el grupo control. Sin embargo, la carga de parásitos branquiales no muestra diferencias entre los grupos experimentales y el grupo control.

3.1.1. Presencia de gregarinas.

El promedio de gregarinas para el tratamiento T-A fue 1.51, mientras que para T-B fue 1.47, ambos promedios muestran ser menores que el promedio del grupo control (2.04). La evaluación mediante análisis ANOVA indicó que existe diferencia significativa en al menos uno de los tratamientos (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 1), Sin embargo mediante la prueba de Tukey los valores de diferencia de T-A con el grupo control fue de 0.53 y el valor de diferencia de T-B con el grupo control es de 0.57; ambos mayores al valor HSD 0.52 lo cual denota diferencia de los tratamientos de ácidos orgánicos con el grupo control, respecto el valor de diferencia entre T-A y T-B fue apenas de 0.04 los cuales no presentan diferencia significativas (Cuadro 2). Esto indica que los tratamientos de ácidos orgánicos fueron más eficientes para controlar la prevalencia a diferencias al grupo control el cual fue tratado con

Hidróxido de Calcio y antibióticos, esto puede ser atribuido a la composición de los ácidos orgánicos que presentaban desparasitario a base de extractos de plantas del género Chenopodiaceae como lo señala Castellanos *et al.* 2019, por otra parte, las gregarinas tienen un amplio rango de resistencia a variaciones de pH, pero no toleran fluctuaciones de salinidad, según Saavedra *et al.* 2008 los camarones en su estudio presentaron menor prevalencia cuando hubo cambios de salinidad. El Golfo de Guayaquil por incidencia de mareas, lluvias y evaporación tiene fluctuaciones de salinidad, sin embargo estos parámetros no fueron considerados en el trabajo.

Cuadro 1: Análisis ANOVA realizado a la presencia de gregarinas en los dos tratamientos y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		1.51
T-B		1.47
Control		2.04
Análisis ANOVA	Valor F	4.29
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 2: Prueba de Tukey realizado a la presencia de gregarinas en los dos tratamientos y el grupo control.

HSD = 0.52	Diferencias entre Promedios de gregarinas		
	T-A	T-B	Control
T-A		0.04	0.53
T-B			0.57

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.1.2. Parásitos branquiales.

El promedio de la presencia de parásitos branquiales para T-A fue 0.798, mientras que T-B presento una media de 0.851; ambos promedios muestran ser ligeramente menores que el grupo control (0.935); no obstante, el análisis ANOVA no mostró diferencia significativa entre los tres grupos experimentales (Valor F menor que valor crítico de F) (Cuadro 3), esto indica que los ácidos orgánicos no fueron eficientes a la desparasitación de epicomensales, ya que los ácidos orgánico fueron suministrados en la dieta alimenticia, sin embargo existen ácidos orgánicos como el ácido fórmico que está asociado a reparación de agua y suelos relacionados a exceso de materia orgánica y descomposición de suelos, los mismos que hacen ideal el desarrollo de bacterias y parásitos oportunos (Ponce Palafox *et al.* 2005). Según Adams & Boopathy, 2013 los roles que desempeña algunos ácidos orgánicos es mejorar la calidad del medio y a su vez desencadenar algunos beneficios como reducir flora bacteriana patógenas y favorece el desarrollo de bacterias probióticas lo que contribuye directamente a la reducción de parásitos asociados a suelos reducidos anaeróbicos.

Cuadro 3: Análisis ANOVA realizado con la presencia de parásitos branquiales en los dos tratamientos y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		0.798
T-B		0.851
Control		0.935
Análisis ANOVA	Valor F	0.44
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.1.3. Carga bacteriana.

La carga bacteriana presentada por T- A fue 0.54 y 0.64 para T-B; mientras que el grupo control, con 0.96 denotó un incremento mayor que los dos grupos experimentales. El análisis ANOVA develó que existen diferencia significativa en al menos uno de los tratamientos (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 4); por lo que se procedió a realizar una prueba de Tukey, donde los resultados de esta prueba evidenciaron que existen diferencias significativas entre el grupo control con relación a los dos tratamientos realizados, mientras que no existe diferencia significativa entre estos dos experimentos diferencia ante la presencia fenotípica de ataques bacterianos demostraron diferencias significativas entre el T-A con un valor de 0.42 y 0.32 para el T-B, siendo mayores al valor HSD de 0.29 (Cuadro 5) en comparación con el grupo control, esto guarda similitud con el trabajo de (Chávez Alcívar *et al* , 2015) donde indica la eficacia de los ácidos orgánicos en prueba de inhibición antes bacterias gram

negativas las cuales mostraron eficacia mediante un análisis de varianza con valor $P=0,02$.

Cuadro 4: Análisis ANOVA realizado para la carga bacteriana en los dos tratamientos y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		0.54
T-B		0.64
Control		0.96
Análisis ANOVA	Valor F	6.60
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 5: Prueba Tukey realizado a la carga bacteriana en los dos tratamientos y el grupo control.

HSD = 0.29	Diferencias entre Promedios de carga bacteriana		
	T-A	T-B	Control
T-A		0.11	0.42
T-B			0.32

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.2. Biometría

Las variables biométricas evaluadas (sobrevivencia, FCA y crecimiento semanal) mostraron diferencias significativas entre los resultados de los dos experimentos comparadas con los datos del grupo control. Mas, no se observó diferencias comparando los dos tratamientos entre sí.

3.2.1. Supervivencia

Las sobrevivencias promedio para los tratamientos T-A, T-B y Control fueron 77.66 %, 76.32 % y 70.95 % respectivamente, mostrando la misma tendencia que las variables analizadas anteriormente, existiendo una diferencia leve entre los dos tratamientos aplicados, mientras que el grupo control muestra una diferencia más marcada. Para tal efecto se realizó una prueba ANOVA, la cual reveló que, en efecto, existen diferencias significativas en al menos uno una de las pruebas (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 6). Acorde a la prueba Tukey, no existen diferencias significativas entre los dos tratamientos analizados, sin embargo, si existe diferencia significativas de supervivencia en los TA y TB respecto al grupo control donde los valores fueron de 6.70 y 5.37 respectivamente, siendo mayor el valor HSD: 4.28 (Cuadro 7), según Correa *et al*, 2013 los acidos organicos logran la inhibición de bacterias patógenas y la exitosa colonización de bacterias benéficas que reduce los impactos negativos, a su vez mejorando la digestibilidad de los alimentos y brindando mayor asimilación de proteínas. Un punto importante a considerar es la metodología utilizada mediante atarraya, donde se menciona factores puntuales como; número de lances por Ha (6 lances por Ha), ojo de maya y peso de atarraya (no menor a 6 Kg), columna de agua (batimetría), periodo de muda, alimentación, talla de camarón (Delgado Díaz *et al*. 2020)(Urey Salinas., 2009). Por otra parte algunos autores

recomiendan usar nuevos métodos de cálculo de biomasa en base al consumo de alimentos (Manjarrez Fuentes & Tomalá Miranda, 2019).

Cuadro 6: Análisis ANOVA realizado con los porcentajes de sobrevivencia en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		77.66 %
T-B		76.32 %
Control		70.95 %
Análisis ANOVA	Valor F	7.95
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 7: Prueba Tukey realizado con los porcentajes de sobrevivencia en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

HSD = 4.28	Diferencias entre Promedios de Sobrevivencia		
	T-A	T-B	Control
T-A		1.34	6.70
T-B			5.37

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.2.2. Factor de Conversión Alimenticia.

El FCA con T-A fue 1.78; por su parte, T-B mostró un FCA de 1.77. El grupo control obtuvo un FCA de 1.96. Acorde a la prueba ANOVA, realizada a los promedios de

conversión alimenticia, existen diferencia significativa en al menos uno de los tratamientos (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 8). Subsecuentemente, se realizar una prueba Tukey. El test de Tukey mostró que hay diferencias significativas del grupo control respecto con los dos tratamientos aplicados, a la vez que no se observó diferencia significativa entre los experimentos T-A y T-B (Cuadro 9). Según González 2014, en su estudio el ácido butírico presenta beneficios que brindan inhibición de bacterias en el tracto intestinal y que sirve como promotor de crecimiento que se representa de manera clara en el FCA debido a que los valores del mismo fueron menores en los tratamientos con ácidos orgánicos, similar a los valores que presenta la prueba de Tukey que demostró diferencia significativa positivas con el TA con 0.18 y TB con 0.19 mayor al valor HSD de 0.17

Cuadro 8: Análisis ANOVA realizado con los promedios de FCA en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		1.78
T-B		1.77
Control		1.96
Análisis ANOVA	Valor F	4.56
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 9: Prueba Tukey realizado con los promedios de FCA en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

HSD = 0.17	Diferencias entre Promedios de FCA		
	T-A	T-B	Control
T-A		0.01	0.18
T-B			0.19

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.2.3. Crecimiento semanal.

El tratamiento A mostró un crecimiento semanal de 1.81 g/semana, mientras que el tratamiento B evidenció un crecimiento bastante similar (1.80 g/semana). Por su parte el grupo control obtuvo un crecimiento promedio de 1.50 g/semana. La prueba ANOVA realizado al crecimiento semanal reveló diferencia significativa en al menos uno de los tratamientos (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 10); en base a esto, se procedió a realizar una prueba Tukey. Los resultados de esta prueba demostraron que existen diferencias significativas del grupo control comparado con los dos tratamientos aplicados, mientras que no se evidenció diferencia significativa entre los experimentos T-A y T-B que tuvieron valores de 0.31 y 0.30 respectivamente, los cuales fueron mayores al valor HSD: 0.12, esto guarda relación con el trabajo de González 2014, donde el tratamiento con ácidos orgánicos fue mayor de forma

numérica con 0,38 g en los crecimientos semanales respecto al grupo control (Cuadro 11).

Cuadro 10: Análisis ANOVA realizado con los promedios de crecimiento semanal en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		1.81 g/Semana
T-B		1.80 g/Semana
Control		1.50 g/Semana
Análisis ANOVA	Valor F	22.93
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 11: Prueba Tukey realizado con los promedios de crecimiento semanal en los dos tratamientos aplicados y el grupo control.

HSD = 0.12	Diferencias entre Promedios de Crecimiento Semanal-		
	T-A	T-B	Control
T-A		0.01	0.31
T-B			0.30

Fuente: Carlos Cortez, 2020

3.3. Concentración lipídica

La concentración lipídica promedio para T-A fue 3.53, mientras que T-B presento una media de 3.60; ambos promedios muestran ser mayores que el grupo control (3.24). El

análisis ANOVA mostró diferencia significativa en al menos uno de los tratamientos (Valor F mayor que valor crítico de F) (Cuadro 12). Para determinar qué grupo presentaba diferencias, los promedios de los tratamientos fueron evaluados en una prueba de Tukey; misma que indicó que existen diferencias significativas en el T-A con valor de 0.31 y 0.35 para el T-B los cuales fueron mayor al valor HSD: 0.20 (Cuadro 13), según Aguilar Medina 2009, los niveles de lípidos de reserva son utilizados como indicadores de nutrición lo que demuestra similitud con los valores estadísticos de crecimientos semanales, supervivencia y FCA.

Cuadro 12: Análisis ANOVA realizado con la concentración lipídica en los dos tratamientos y el grupo control.

Grupo experimental		Promedio
T-A		3.56
T-B		3.60
Control		3.24
Análisis ANOVA	Valor F	10.81
	Valor Crítico de F	3.15

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Cuadro 13: Prueba Tukey realizado a la concentración lipídica en los dos tratamientos y el grupo control.

HSD = 0.20	Diferencias entre Promedios de concentración lipídica		
	T-A	T-B	Control
T-A		0.04	0.31
T-B			0.35

Fuente: Carlos Cortez, 2020

4. CONCLUSIONES

La prevalencia de las poblaciones de patógenos mostró que estas tuvieron una reducción notable ante la adicción de las mezclas T-A y T-B, exceptuando los parásitos branquiales, puesto que el grupo control tuvo valores más elevados de concentración de patógenos, mostrando una correlación inversamente proporcional entre el uso de ácidos orgánicos y el control de patógenos.

Los parámetros biométricos de los camarones cultivados tuvieron, también, resultados positivos, ya que la sobrevivencia, FCA y crecimiento semanal en los ensayos T-A y T-B fueron superiores que el grupo control, expresando, adicionalmente, un efecto benéfico de los ácidos orgánicos en el desarrollo de camarones de cultivo.

La concentración de lípidos fue mayor en los tratamientos T-A y T-B, superando al grupo control por 0,29 y 0.36 puntos, del índice de Marcillo (2010), respectivamente; evidenciando así un incremento en la concentración de vacuolas lipídicas en el hepatopáncreas provocado por el uso de ácidos orgánicos.

5. RECOMENDACIONES

Los análisis realizados fueron basados en el muestreo de dos piscinas por tratamiento, por lo cual, se recomienda realizar nuevos experimentos con más muestras para reducir el error de estimación que conllevan los análisis estadísticos, que se reduce al utilizar datos más robustos.

La aplicación de T-A y T-B mostraron resultados positivos, por lo que para estudios futuros se puede incluir nuevas mezclas de ácidos orgánicos comerciales para constatar su efecto, positivo o negativo, sobre el desarrollo y evolución del cultivo del camarón blanco.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- Akhter, N., Wu, B., Memon, A., & Mohsin, M. (2015). Probiotics and prebiotics associated with aquaculture: a review. *Fish & Shellfish Immunology*, 45(2), 733–741.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1050464815300206>
- Anuta, J. D., Buentello, A., Patnaik, S., Lawrence, A. L., Mustafa, A., Hume, M. E., Gatlin, D. M., & Kemp, M. C. (2011). Effect of Dietary Supplementation of Acidic Calcium Sulfate (Vitoxa
- Agüero Alarcón, S. E. (2016). DETECCIÓN DE *Cryptosporidium* spp. EN EQUINOS (*Equus caballus*) DE UN CENTRO ECUESTRE MILITAR DE LA REGIÓN METROPOLITANA. *Revista Bionatura*, 146-153.
- Alonso Castillo, L. A., & Hernandez Fernandez, A. J. (11 de octubre de 2011). *Repositorio digital de titulacion de la Universidad Nacional Autonoma de Nicaragua*. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/4308/1/228568.pdf>
- Cuellar Anjel, J. (2013). Enfermedades parasitarias en camaron. *The center for Food Security and Public Health*.
- Delgado Díaz, L. M., Paz Quevedo, N. E., Molina Velásquez, N. E., & Navarrete Soriano, A. (2020). Incorporation of native lactic acid bacteria as probiotics in the white shrimp culture *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) in Las Ánimas shrimp farm, El Salvador. *Revista Minerva*, 3(1), 81-97. Obtenido de <https://minerva.sic.ues.edu.sv/index.php/Minerva/article/view/66/61>
- Freire Castro. (17 de septiembre de 2021). *repositorio de trabajos de titulacion de la universidad estatal de Guayaquil*. Obtenido de repositorio de trabajos de

titulación de la universidad estatal de Guayaquil:

<http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/44968>

Gomez Mulluni, Y. D. (20 de julio de 2017). *Universidad Nacional del Altiplano*.

Obtenido de Repositorio digital de trabajos de titulación:

http://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/7155/Gomez_Mulluni_Yohe_Darwin.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Hernandez Jaime, R. J. (2020). *Descripción de la infestación intestinal por gregarinas de camarón blanco Litopenaeus vannamei cultivado en San Blas*. Nayarit.

Manjarrez Fuentes, N., & Tomalá Miranda, V. F. (2019). *Los costos de producción y su efecto en la rentabilidad del cultivo de camarón en la compañía Gambalit S.A. de la provincia del Guayas, periodo 2017-2018*. Quevedo: Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Obtenido de

<https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstream/43000/6058/1/T-UTEQ-0109.pdf>

Murcia Mena, & Paz Quevedo. (2020). Rendimiento productivo de tres densidades de siembra de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en la estación de Maricultura, Los Cóbano, Sonsonate, El Salvador. *Revista científica de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador*, 6-14.

Peña Navarro, N., & Varela Mejías, A. (diciembre de 2016). Prevalencia de las principales enfermedades infecciosas en el camarón blanco *Penaeus vannamei* cultivado en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 51(3), 553-564. doi:DOI 10.4067/S0718-19572016000300007

Reyes Villanueva, F. (2004). Generalidades y potencialidad en biocontrol de las gregarinas entomoparásitas. *Ciencia Uanl*, 7(3).

Tenecota Paucar, R. E. (2016). *Repositorio institucional de la universidad de Guayaquil*. Obtenido de

<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/15089/1/Impacto%20por%20el%20uso%20de%20hidr%C3%B3xido%20de%20calcio-.pdf>

Urey Salinas., E. E. (2009). *Evaluación del crecimiento y rendimiento productivo de los camarones Litopenaeus vannamei en los estanques manejados con sistema intensivo de la Granja Camaronera Salinitas, Poneloya, en el periodo de abril a septiembre del año 2008*. León: UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/4769/1/212060.pdf>

l) on Growth, Survival, Immune Response and Gut Microbiota of the Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42(6), 834–844. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2011.00519.x>

Bai, S., Katya, K., & Yun, H. (2015). Additives in aquafeed: an overview. *Feed and Feeding Practices in Aquaculture*, 171–202. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780081005064000076>

Calderón, J. (2001). Análisis De Una Traumática Experiencia : *VI Congreso Ecuatoriano de Acuicultura*, 8(1), 20–24. <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/8738/1/6.pdf>

Chakraborti, J., & Bandyopadhyay, P. (2010). First record of a parasitic septate gregarines (Ap

Agüero Alarcón, S. E. (2016). DETECCIÓN DE *Cryptosporidium* spp. EN EQUINOS (*Equus caballus*) DE UN CENTRO ECUESTRE MILITAR DE LA REGIÓN METROPOLITANA. *Revista Bionatura*, 146-153.

Alonso Castillo, L. A., & Hernandez Fernandez, A. J. (11 de octubre de 2011). *Repositorio digital de titulación de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua*. Obtenido de

<http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/4308/1/228568.pdf>

Cuellar Anjel, J. (2013). Enfermedades parasitarias en camaron. *The center for Food Security and Public Health*.

Freire Castro. (17 de septiembre de 2021). *repositorio de trabajos de titulacion de la universidad estatal de Guayaquil*. Obtenido de repositorio de trabajos de titulacion de la universidad estatal de Guayaquil:
<http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/44968>

Gomez Mulluni, Y. D. (20 de julio de 2017). *Universidad Nacional del Altiplano*. Obtenido de Repositorio digital de trabajos de titulacion:
http://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/7155/Gomez_Mulluni_Yohe_Darwin.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Hernandez Jaime, R. J. (2020). *Descripción de la infestación intestinal por gregarinas de camarón blanco Litopenaeus vannamei cultivado en San Blas*. Nayarit.

Murcia Mena, & Paz Quevedo. (2020). Rendimiento productivo de tres densidades de siembra de camarón blanco Litopenaeus vannamei en la estación de Maricultura, Los Cóbano, Sonsonate, El Salvador. *Revista científica de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador*, 6-14.

Peña Navarro, N., & Varela Mejías, A. (diciembre de 2016). Prevalencia de las principales enfermedades infecciosas en el camarón blanco Penaeus vannamei cultivado en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 51(3), 553-564. doi:DOI 10.4067/S0718-19572016000300007

Reyes Villanueva, F. (2004). Generalidades y potencialidad en biocontrol de las gregarinas entomoparásitas. *Ciencia Uanl*, 7(3).

- Tenecota Paucar, R. E. (2016). *Repositorio institucional de la universidad de Guayaquil*. Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/15089/1/Impacto%20por%20el%20uso%20de%20hidr%C3%B3xido%20de%20calcio-.pdf>
- icomplexa : Sporozoea) in the shrimp *Peneaus monodon* in Sundarbans of West Bengal Length of Protomerite Width of Protomerite. *Journal of Parasitic Diseases*, 34(Jun), 40–43. <https://doi.org/10.1007/s12639-010-0002-7>
- Chandrakala, N., & Priya, S. (2017). Vibriosis in shrimp aquaculture A review. *International Journal of Scientific Research in Science, Engineering and Technology*, 3(2), 27–33.
- Chuchird, N., Rorkwiree, P., & Rairat, T. (2015). Effect of dietary formic acid and astaxanthin on the survival and growth of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and their resistance to *Vibrio parahaemolyticus*. *SpringerPlus*, 4(1), 440. <https://link.springer.com/article/10.1186/s40064-015-1234-x>
- CNA. (2021). *Camarón – Reporte de Exportaciones Ecuatorianas Totales*. Cámara Nacional de Acuicultura. <https://www.cna-ecuador.com/estadisticas/>
- Couch, J. (1978). Diseases, parasites, and toxic responses of commercial penaeid shrimps of the Gulf of Mexico and South Atlantic coasts of North America. *Fishery Bulletin*, 76(1), 1–44. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19780847147>
- Cuéllar-Anjel, J., Lara, C., Morales, V., De García, A., & García-Suarez, O. (2010). *Manual de buenas practicas de manejo para el cultivo de camaron blanco*. <http://www.labamorex.com/images/Bioaumentacion-Foster-and-Whiteman-PhD.pdf>
- da Silva, B. C., Vieira, F. do N., Mouriño, J. L. P., Bolivar, N., & Seiffert, W. Q.

- (2014). Butyrate and propionate improve the growth performance of *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Research*, 1(2), 612–623.
<https://doi.org/10.1111/are.12520>
- da Silva, B. C., Vieira, F. do N., Mouriño, J. L. P., Ferreira, G. S., & Seiffert, W. Q. (2013). Salts of organic acids selection by multiple characteristics for marine shrimp nutrition. *Aquaculture*, 384–387, 104–110.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.12.017>
- Daniels, C., & Hoseinifar, S. (2014). *Prebiotic applications in shellfish*.
- Dawood, M., El-Dakar, A., Mohsen, M., Abdelraouf, E., Koshio, S., Ishikawa, M., & Yokoyama, S. (2014). Effects of using exogenous digestive enzymes or natural enhancer mixture on growth, feed utilization, and body composition of Rabbitfish, *Siganus rivulatus*. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 4(3), 4311–4330.
https://www.researchgate.net/profile/Zachariah_Makondo/publication/263071014_Nontuberculous_Mycobacteria_Infections_in_Katavi_Rukwa_Ecosystems/links/57319afd08ae100ae5581dcd/Nontuberculous-Mycobacteria-Infections-in-Katavi-Rukwa-Ecosystems.pdf#page=21
- Dawood, M., & Koshio, S. (2016). Recent advances in the role of probiotics and prebiotics in carp aquaculture: a review. *Aquaculture*, 454, 243–251.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848615303033>
- Dawood, M., Koshio, S., & Esteban, M. (2018). Beneficial roles of feed additives as immunostimulants in aquaculture: a review. *Aquaculture*, 10(4), 950–974.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/raq.12209>
- Dawood, M., Koshio, S., Ishikawa, M., & Yokoyama, S. (2015). Effects of heat killed *Lactobacillus plantarum* (LP20) supplemental diets on growth performance, stress resistance and immune response of red sea bream, *Pagrus*

major. *Aquaculture*, 442, 29–36.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848615000642>

Defoirdt, T., Boon, N., Sorgeloos, P., Verstraete, W., & Bossier, P. (2009). Short-chain fatty acids and poly- β -hydroxyalkanoates: (New) Biocontrol agents for a sustainable animal production. *Biotechnology Advances*, 27(6), 680–685.

<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2009.04.026>

Defoirdt, T., Sorgeloos, P., & Bossier, P. (2011). Alternatives to antibiotics for the control of bacterial disease in aquaculture. *Current Opinion in Microbiology*, 14(3), 251–258.

<https://doi.org/10.1016/j.mib.2011.03.004>

Elala, N., & Ragaa, N. (2015). Eubiotic effect of a dietary acidifier (potassium diformate) on the health status of cultured *Oreochromis niloticus*. *Journal of Advanced Research*, 6(4), 621–629.

Elmahdi, S., DaSilva, L., & Parveen, S. (2016). Antibiotic resistance of *Vibrio parahaemolyticus* and *Vibrio vulnificus* in various countries: a review. *Food Microbiology*, 57, 128–134.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0740002016000228>

Fajer-Ávila, E. J., Morales Covarrubias, M. S., Abad-Rosales, S., Roque, A., Meza-Bojórquez, P., & Hernández-González, C. (2005). Effectiveness of oral ElancobanTM and Avimix-STTM against Nematopsis (Apicomplexa: Porosporidae) gametocytes infecting the shrimp *Litopenaeus vannamei*.

Aquaculture, 244(1–4), 11–18.

<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.11.005>

Fuchs, V., Schmidt, J., Slater, M., Zentek, J., Buck, B., & Steinhagen, D. (2015). The effect of supplementation with polysaccharides, nucleotides, acidifiers and *Bacillus* strains in fish meal and soy bean based diets on growth performance in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 437, 243–251.

- Ganjoor, M. (2015). A Short Review on Infectious Viruses in Cultural Shrimps (Penaeidae Family). *Fisheries and Aquaculture Journal*, 06(03).
<https://doi.org/10.4172/2150-3508.1000136>
- González, G., & Montgomery, Y. (2014). *Efecto de la adición de ácidos orgánicos y probióticos sobre el crecimiento del camarón Litopenaeus vannamei*. Universidad Técnica de Machala.
- Gracia-Valenzuela, Vergara-Jiménez, M. J., Baez-Flores, M. E., & Cabrera-Chavez, F. (2014). Antimicrobial effect of dietary oregano essential oil against *Vibrio* bacteria in shrimps. *Archives of Biological Sciences*, 66(4), 1367–1370.
<https://doi.org/10.2298/ABS1404367G>
- Gucic, M., Cortés-Jacinto, E., Civera-Cerecedo, R., Ricque-Marie, D., & Martínez-Córdova, L. R. (2013). Apparent carbohydrate and lipid digestibility of feeds for whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae), cultivated at different salinities. *Revista de Biología Tropical*, 61(3), 1201–1213.
<https://doi.org/10.15517/rbt.v61i3.11935>
- He, W., Rahimnejad, S., Wang, L., Song, K., Lu, K., & 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>
- He, Y., Jin, L., Sun, F., Hu, Q., & Chen, L. (2016). Antibiotic and heavy-metal resistance of *Vibrio parahaemolyticus* isolated from fresh shrimps in Shanghai fish markets, China. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(15), 15033–15040. <https://link.springer.com/article/10.1007/s11356-016-6614-4>
- Heenatigala, P., & Fernando, M. (2016). Occurrence of bacteria species responsible for vibriosis in shrimp pond culture systems in Sri Lanka and assessment of the

suitable control measures. *Sri Lanka Journal of Aquatic Sciences.*, 21(1).
https://www.researchgate.net/profile/Prajani_Heenatigala/publication/295850724_Occurrence_of_bacteria_species_responsible_for_vibriosis_in_shrimp_pond_culture_systems_in_Sri_Lanka_and_assessment_of_the_suitable_control_measures/links/56ef723308aed17d09f87

Hirono, Y. (1983). Preliminary Report on Shrimp Culture Activities in Ecuador. *Journal of the World Mariculture Society*, 14(1–4), 451–457.
<https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1983.tb00097.x>

Jimenez, R., de Barniol, L., & Machuca, M. (2002). *Nematopsis marinus* n. sp., a new septate gregarine from cultured penaeoid shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone), in Ecuador. *Aquaculture Research*, 33(4), 231–240.
<https://doi.org/doi:10.1046/j.1355-557x>

Kasornchandra, J., Chutchawanchaipan, W., Thavornyutikarn, M., & Puangkaew, J. (2005). Application of Garlic (*Allium sativum*) as an Alternate Therapeutic for Marine Shrimp. In *Proceeding of the JSPS-NRCT International Symposium: Productivity techniques and effective utilization of aquatic animal resources into the new century*. (Issue December).
[http://myphubio.com.vn/file_upload/myphubio.com.vn/files/Application_of_Garlic\(Alliumsativum\)_as_an_Alternate_Therapeutic_in_shrimp.pdf](http://myphubio.com.vn/file_upload/myphubio.com.vn/files/Application_of_Garlic(Alliumsativum)_as_an_Alternate_Therapeutic_in_shrimp.pdf)

Kühlmann, K. J., Jintasataporn, O., & Lückstädt, C. (2011). Dietary potassium-difformate (KDF) improves growth performance of white-leg shrimp *Litopenaeus vannamei* under controlled conditions. *International Aquafeed*, 7(2), 19–22. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20113114226>

Kumar, V., Roy, S., Meena, D., & Sarkar, U. (2016). Application of probiotics in shrimp aquaculture: importance, mechanisms of action, and methods of administration. *Fisheries Science & Aquaculture*, 24(4), 342–368.
<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/23308249.2016.1193841>

- Letchumanan, V., Yin, W., Lee, L., & Chan, K. (2015). Prevalence and antimicrobial susceptibility of *Vibrio parahaemolyticus* isolated from retail shrimps in Malaysia. *Frontiers in Microbiology*, 6, 33.
<https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fmicb.2015.00033>
- Li, K., Liu, L., Clausen, J. H., Lu, M., & Dalsgaard, A. (2016). Management measures to control diseases reported by tilapia (*Oreochromis* spp.) and whiteleg shrimp (*Litopenaeus vannamei*) farmers in Guangdong, China. *Aquaculture*, 457, 91–99. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.02.008>
- Lightner, D. V. (1996). *Handbook of Shrimp Pathology and Diagnostic Procedures for Diseases of Cultured Penaeid Shrimp*. World Aquac. Soc.
- Lightner, D. V. (1993). *Diseases of cultured penaeid shrimp*. (2.da Ed.). CRC Press, Boca Raton.
- Lückstädt, C. (2008). The use of acidifiers in fish nutrition. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*, 3(044). <https://doi.org/10.1079/PAVSNNR20083044>
- Marcillo, F. (2010). *Cuantificación de vacuolas de grasa en hepatopáncreas de *Penaeus vannamei* y relación de las mismas con crecimiento en tanques y en piscinas de cultivo comercial semi-intensivo* (Issue May) [Escuela Superior Politecnica del Litoral].
https://www.researchgate.net/publication/41211217_Cuantificacion_de_vacuolas_de_grasa_en_hepatopancreas_de_Penaeus_vannamei_y_relacion_de_las_mismas_con_crecimiento_en_tanques_y_en_piscinas_de_cultivo_comercial_semi-intensivo
- Mokhayer, Z. (2017). Determination of the frequency of infestation of (*Penaeus indicus* and *Litopenaeus vannamei*) within internal protozoan Gregarine in Bandar Abbas, southern Iran. *Iranian Scientific Fisheries Journal*, 25(5), 165–

170. <http://aquaticcommons.org/id/eprint/22182>

- Morales-Covarrubias, M. S., García-Aguilar, M., Bolan-Mejía, C., M., & Puello-Cruz, A. C. (2016). Evaluation of medicinal plants and colloidal silver efficiency against *Vibrio parahaemolyticus* infection in *Litopenaeus vannamei* cultured at low salinity». *Diseases of Aquatic Organisms*, 122, 57–65.
<https://www.int-res.com/abstracts/dao/v122/n1/p57-65/>
- Morken, T., Kraugerud, O. F., Barrows, F. T., Sørensen, M., Storebakken, T., & Øverland, M. (2011). Sodium diformate and extrusion temperature affect nutrient digestibility and physical quality of diets with fish meal and barley protein concentrate for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 317(1–4), 138–145. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.04.020>
- Navarrete, P., & Tovar, D. (2014). Use of yeasts as probiotics in fish aquaculture. In *Sustainable aquaculture techniques* (p. 135).
<https://www.intechopen.com/download/pdf/46122>
- Newajl, A., Al, A., & Austin, B. (2014). Developments in the use of probiotics for disease control in aquaculture. *Aquaculture*, 431, 1–11.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848613004249>
- Ng, W., & Koh, C. (2017). The utilization and mode of action of organic acids in the feeds of cultured aquatic animals. *Aquaculture*, 9(4), 342–368.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/raq.12141>
- Nuez-Ortin, W. G. (2011). Gustor-Aqua: An effective solution to optimize health status and nutrient utilization. *International Aquafeed*, May-June, 18.20.
<https://www.slideshare.net/IntAquafeed/an-effective-solution-to-optimise-health-status-and-nutrient-utilisation-gustor-aqua>
- Ocampo-Thomason, P. (2006). Mangroves, People and Cockles: Impacts of the

Shrimp-farming Industry on Mangrove Communities in Esmeraldas Province, Ecuador. In *Environment and Livelihoods in Tropical Coastal Zones: Managing Agriculture-Fishery-Aquaculture Conflicts* (pp. 1–309).
<https://doi.org/10.1079/9781845931070.0000>

Poulpanich, N., & Withyachumnarnkul, B. (2009). Fine structure of a septate gregarine trophozoite in the black tiger shrimp *Penaeus monodon*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 86(1), 57–63. <https://doi.org/10.3354/dao02094>

Pourmozaffar, S., Hajimoradloo, A., & Miandare, H. (2017). Dietary effect of apple cider vinegar and propionic acid on immune related transcriptional responses and growth performance in white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Fish & Shellfish Immunology*, 60, 65–71.

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

Rivera, G., & Rodriguez, I. (2016). *Uso de ácidos orgánicos en Ecuador*.
https://www.researchgate.net/profile/Gabriel_Rivera15/publication/312056484_Uso_de_acidos_organicos_en_cultivo_de_camaron_en_Ecuador/links/586d35b408aebf17d3a72219/Use-de-acidos-organicos-en-cultivo-de-camaron-en-Ecuador.

Romano, N., Koh, C., & Ng, W. (2015). Dietary microencapsulated organic acids blend enhances growth, phosphorus utilization, immune response, hepatopancreatic integrity and resistance against *Vibrio harveyi* in white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 435, 228–236.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0044848614004864>

- Rosenberry, R. (2005). *World Shrimp Farming 2005*.
- Rungrassamee, W., Klanchui, A., Maibunkaew, S., & Karoonuthaisiri, N. (2016). Bacterial dynamics in intestines of the black tiger shrimp and the Pacific white shrimp during *Vibrio harveyi* exposure. *Journal of Invertebrate Pathology*, *133*, 12–19.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S002220111530033>
- Saavedra-Olivos, K. Y., Peralta-Ortiz, T., Ordinola-Zapata, A., Sandoval-Ramayoni, J. E., Vieyra-Peña, E. G., Zapata-Cruz, M. A., Hidalgo-Mogollón, A., Morán-Ávila, B., Mendoza-Neyra, O., Mendoza-Dioses, M., & Campoverde-Peña, S. (2018). Detección de una Proteína Asociada a la Enfermedad de la Necrosis Hepatopancreática Aguda (AHPND) en *Litopenaeus vannamei* bajo Cultivo semi-intensivo en Ecuador. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, *29*(1), 328. <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v29n1/a32v29n1.pdf>
- Sil, A., Mondal, S., & Kumar, B. (2017). Ultra Structural Studies of the Septate Gregarine *Phleobum elliptica* Modak et al ., 2011. *Proceedings of the Zoological Society*. <https://doi.org/10.1007/s12595-017-0230-2>
- Tang, K. F. J., Han, J. E., Aranguren, L. F., White-Noble, B., Schmidt, M. M., Piamsomboon, P., Risdiana, E., & Hanggono, B. (2016). Dense populations of the microsporidian *Enterocytozoon hepatopenaei* (EHP) in feces of *Penaeus vannamei* exhibiting white feces syndrome and pathways of their transmission to healthy shrimp. *Journal of Invertebrate Pathology*, *140*, 1–7.
<https://doi.org/10.1016/j.jip.2016.08.004>
- Tobey, J., Clay, J., & Vergne, P. (1998). *The Economic, Environmental and Social Impacts of Shrimp Farming in Latin America*.
https://www.crc.uri.edu/download/MAN_0032.pdf

7. ANEXOS

Anexo 1: Promedios de la prevalencia de patógenos evaluados en los muestreos realizados.
T-A; TB; Cn.: Control.

Muestreo	Gregarina			Parásitos branquiales			Carga bacteriana		
	T-A	T-B	Cn	T-A	T-B	Cn	T-A	T-B	Cn
1	1.63	1.75	3	0.63	0.63	0.63	0.75	0.5	1
2	1.25	1.75	2.5	0.63	1.25	0.75	0.5	0.75	0.75
3	1.75	1.25	2.5	1.5	1.5	1.5	0.75	0.25	1.75
4	2.25	2	2.25	1.63	1.25	1.25	0.75	0.75	1
5	2	2	2.75	0.5	0.5	0.5	0.75	0.5	1.25
6	0	0	1	0.75	0.5	1.75	0.88	0.88	0.88
7	2.88	1.75	3	1.63	1.38	1	1	0.75	1
8	1.75	1.75	2.5	0.75	0.75	0.75	1	0.75	1.75
9	1	1.25	1.13	1.38	1.375	1.63	0	0.75	0.5
10	1.63	2	2	0.38	1.125	0.25	0	0.5	0.25
11	1	1.25	1.5	0	0	0.5	0.5	0.75	0.75
12	1.25	1.25	1.75	0.25	0.25	0.75	0.5	0.5	0.75
13	0.75	0.75	1	0.25	0.25	0.5	0	0.25	0.25
14	0	0	0.75	0.88	1.625	1.38	0.5	0.75	1.25
15	1.75	1.38	2	0.88	0.875	0.88	0.5	0.5	1
16	1.75	1.75	1.75	0.25	0.25	0.25	0.5	0.5	0.5
17	3	2.25	3	0.63	0.63	0.63	1	1.25	1.75
18	1.5	1.75	1.75	1.38	1.38	1.5	0.63	0.75	2
19	1.75	2	2.5	1	1	1.75	0	0.5	0
20	2.38	1.75	2.5	0.75	0.75	0.75	0.25	0.25	0.75
21	0.5	1.25	1.75	0.75	0.63	0.75	0.5	1.13	1

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 2: Promedios de los parámetros biométricos medidos en los muestreos realizados. T-A; T-B; Cn.: Control.

Muestreo	Sobrevivencia (%).			FCA.			Crecimiento semanal.		
	T-A	T-B	Cn	T-A	T-B	Cn	T-A	T-B	Cn
1	76.83	81.58	67.42	2.00	1.88	2.00	1.88	1.75	1.50
2	71.21	72.19	62.50	1.89	2.05	2.45	1.44	1.56	1.38
3	71.67	67.63	67.00	1.88	1.75	1.88	1.75	1.75	1.50
4	78.54	79.38	65.00	1.68	1.63	2.13	1.69	1.88	1.63
5	79.38	79.38	71.71	1.68	1.63	2.05	1.94	1.88	1.63
6	82.50	78.46	75.83	1.63	1.63	1.88	2.00	1.88	1.50
7	80.83	83.25	66.88	1.75	1.50	2.10	1.94	2.00	1.50
8	72.00	79.38	74.25	1.78	1.63	1.90	1.88	1.88	0.94
9	84.75	77.96	75.92	1.50	1.63	2.00	1.86	1.88	1.63
10	80.83	59.75	63.00	1.63	2.00	2.25	1.50	1.63	1.50
11	81.08	81.67	85.75	1.63	1.63	1.88	1.88	1.88	1.75
12	75.83	83.50	73.50	1.75	2.63	2.13	1.88	1.63	1.38
13	85.08	82.08	82.50	1.50	1.50	1.50	2.00	2.00	2.00
14	78.13	79.38	70.42	1.73	1.63	1.86	1.81	1.88	1.56
15	79.33	68.79	70.42	1.75	1.88	1.88	1.75	1.63	1.63
16	83.96	75.17	74.58	1.55	1.88	1.75	1.94	1.75	1.50
17	77.08	74.08	70.00	1.75	1.75	1.93	1.66	1.75	1.56
18	69.79	71.44	65.00	2.05	1.80	2.00	1.74	1.69	1.50
19	78.58	81.83	61.25	1.73	1.50	2.13	1.69	2.00	1.50
20	70.25	74.08	74.42	2.63	1.88	1.75	1.81	1.75	1.75
21	73.13	71.79	72.67	1.85	1.75	1.75	1.90	1.75	1.56

Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 3: Promedios de la concentración lipídica medida en los muestreos realizados.

Muestreo	Concentración lipídica.		
	T-A	T-B	Control
1	3.50	3.50	3.25
2	3.19	3.13	2.50
3	3.25	3.50	3.25
4	3.63	3.75	3.00
5	3.63	3.75	3.13
6	3.75	3.75	3.50
7	3.50	4.00	3.13
8	3.50	3.75	3.25
9	4.00	3.75	3.25
10	3.75	3.25	3.00
11	3.75	3.75	3.50
12	3.50	3.25	3.00
13	4.00	4.00	4.00
14	3.50	3.75	3.25
15	3.50	3.25	3.25
16	3.88	3.50	3.50
17	3.50	3.50	3.38
18	3.13	3.38	3.00
19	3.63	4.00	3.00
20	3.25	3.50	3.50
21	3.38	3.50	3.50

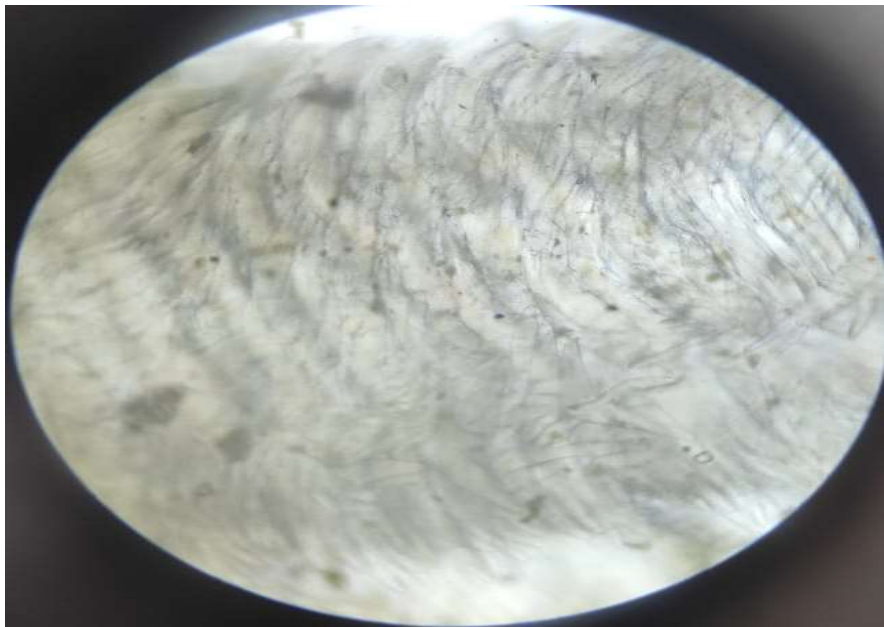
Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 4: Toma de muestra y muestreo de población con atarraya.



Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 5: Branquias de camarón blanco.



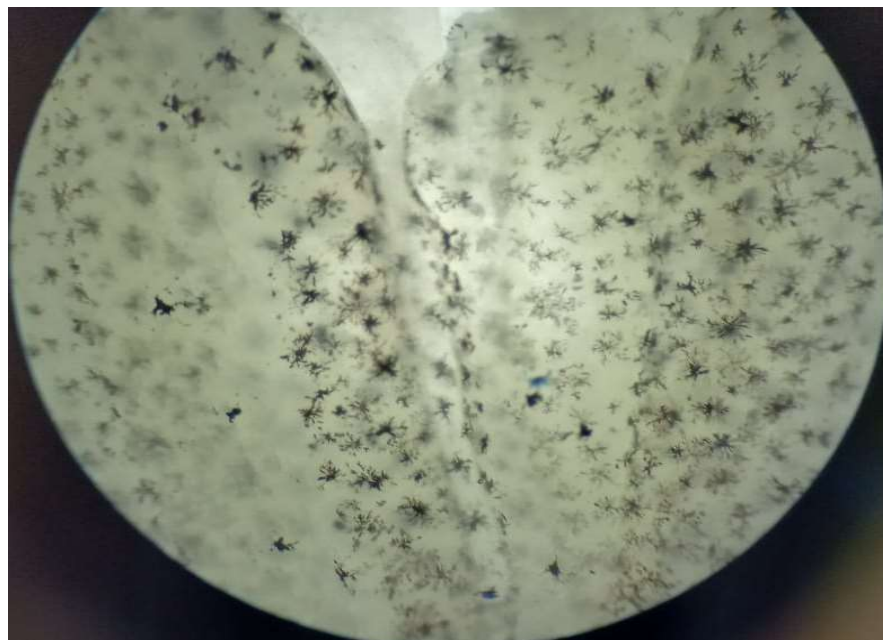
Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 6: Presencia de zigotos de gregarinas en ampolla rectal.



Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 7: Ampolla rectal sin parásitos.



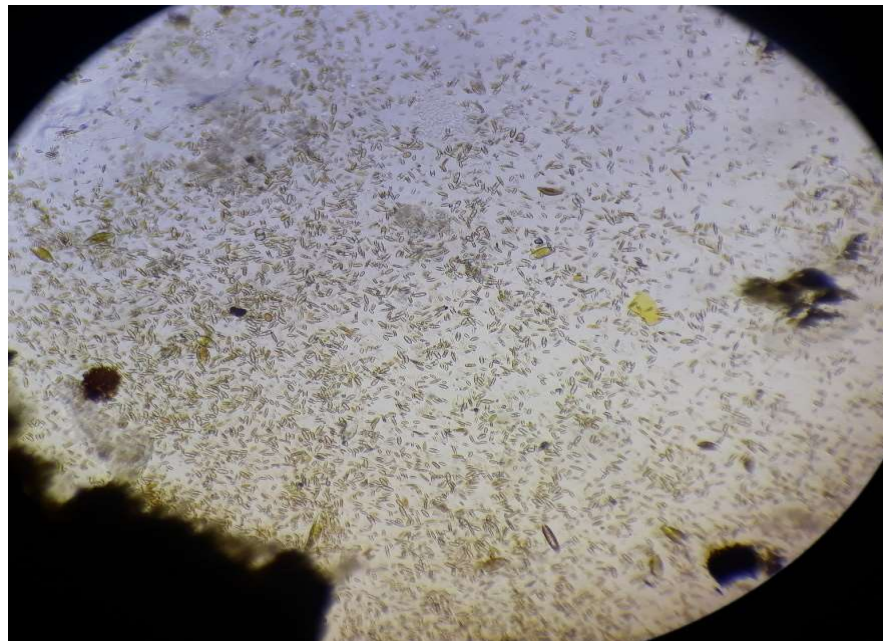
Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 8: Intestino de camarón con presencia de gregarinas sin presencia de alimento.



Fuente: Carlos Cortez, 2020

Anexo 9: Intestino de camarón con presencia de alimento natural y sin presencia de parásitos.



Fuente: Carlos Cortez, 2020