



UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

**“USO DEL POLVILLO DE ARROZ COMO FUENTE
ALTERNATIVA DE CARBONO EN LA TECNOLOGÍA
SIMBIÓTICA EN CULTIVO DE CAMARÓN *Penaeus
vannamei* ECUADOR - SANTA ELENA”**

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

**PREVIA A LA OBTENCIÓN DE TÍTULO DE:
BIÓLOGO**

AUTOR:

ALEXIS FERNANDO BORBOR BORBOR

TUTOR:

Blgo. XAVIER VICENTE PIGUAVE PRECIADO. M.Sc.

LIBERTAD – ECUADOR

2022

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

**“USO DEL POLVILLO DE ARROZ COMO FUENTE
ALTERNATIVA DE CARBONO EN LA TECNOLOGÍA
SIMBIÓTICA EN CULTIVO DE CAMARÓN *Penaeus
vannamei* ECUADOR - SANTA ELENA”**

**PREVIA A LA OBTENCIÓN DE TÍTULO DE:
BIÓLOGO**

**AUTOR:
ALEXIS FERNANDO BORBOR BORBOR**

**TUTOR:
Blgo. XAVIER VICENTE FIGUAVE PRECIADO. M.Sc.**

LIBERTAD – ECUADOR

2022

DEDICATORIA

A Dios por permitirme alcanzar mi anhelo.

A mis padres que con amor y sacrificio me guiaron por el sendero de la superación y dedicación para la obtención de mis metas que con tanto cariño di lo mejor de mi para hacerles sentir orgulloso.

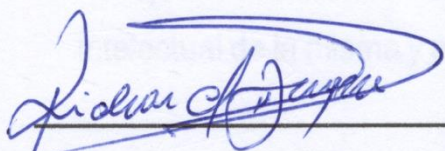
AGRADECIMIENTO

En primera estancia a Dios por brindarme salud y energía para levantarme cada día, a mis padres, Máximo Borbor Escalante y Elena Borbor Quirumbay por el gran e incondicional apoyo que me brindaron para llegar a este objetivo,

También a la empresa Macrobio S.A. ahora Hendrix Genetics por darme la oportunidad de realizar mi trabajo experimental que gracias a las enseñanzas de cada trabajador desde operarios a jefes se pudo culminar con éxito.

De igual manera a mi tutor el Blgo. Xavier Piguave M.Sc. que siempre estuvo para guiarme en la formación de este documento, con mucho cariño mil gracias a cada persona que se convirtió en una inspiración para no desmayar en el proceso incluso hasta las personas que ahora me acompañan desde el cielo gracias por ser esa motivación de ejercer como profesional.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN



Blgo. Duque Marín Richard, M.Sc.

Decano

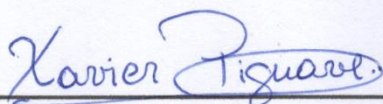
Facultad de Ciencias del Mar



Ing. Villón Moreno Jimmy, M.Sc.

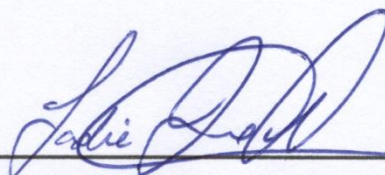
Director

Carrera de Biología



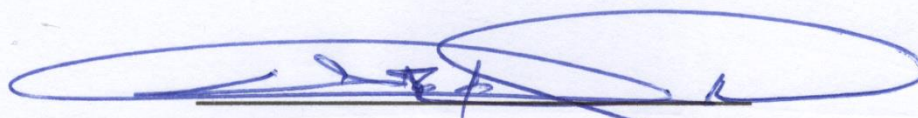
Blgo. Piguave Preciado Xavier, M.Sc.

Docente Tutor



Blga. Darquea Arteaga Jodie, M.Sc.

Docente de Área

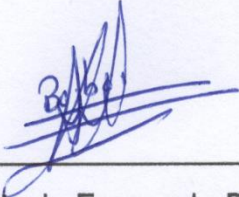


Abg. Coronel Ortiz Victor, M. Sc.

Secretario General

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad por lo datos, ideas y resultados expuestos en este trabajo de titulación, me corresponden exclusivamente, y el patrimonio intelectual de la misma y a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.



Alexis Fernando Borbor Borbor

C.I: 0923338180

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Página
Introducción	1
Planteamiento del problema	4
Justificación	6
Objetivos	7
Hipótesis	7
Marco teórico	8
Avances tecnológicos de los cultivos	9
Sistemas de producción	9
Tecnología Simbiótica	10
Polvillo de arroz	11
Crecimiento de levadura y bacterias	12
Probióticos y competencia por productos químicos o energía disponible en la fermentación de la simbiótica	14
<i>Bacillus</i> spp.	15
Desventajas de la acuicultura simbiótica	16
Lípidos	18
Carbohidratos	18
Marco metodológico	20
Diseño experimental	21
Protocolo de manejo	23
Siembra	21
Determinación de cantidades a emplear	24

Cantidad de bacterias comerciales usadas para cada Tratamiento	26
Seguimiento para el control del conteo experimental	28
Análisis de los parámetros físicos y químicos	29
Análisis estadísticos	30
Resultados comparación de los Tratamientos	31
Parámetros físicos químicos	32
Relación de pH	33
Relación de temperatura	34
Toral del nitrógeno amoniacal	35
Amonio no ionizado	36
Ventajas de la simbiótica	45
Desventajas de la simbiótica	47
Discusión	49
Conclusiones y recomendaciones	51
Bibliografía	53
Anexos	57

ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Página
Tabla 1 Composición nutricional del polvillo de arroz utilizado en la acuicultura	11
Tabla 2 Productos utilizados en la fermentación de la simbiótica en los diferentes Tratamientos	24
Tabla 3 Cantidad de productos tradicionales utilizados en cada tratamiento	27
Tabla 4 Índice de supervivencia de larva <i>Penaeus vannamei</i> sometidos a diferentes Tratamientos	32

Tabla 5 Relación del pH con larvas <i>Penaeus vannamei</i> sometidos a diferentes tratamientos	34
Tabla 6 Relación de la temperatura con larvas <i>Penaeus vannamei</i> sometidos a diferentes Tratamientos	35
Tabla 7 Relación del NAT con larvas <i>Penaeus vannamei</i> sometidos a diferentes tratamientos	36
Tabla 8 Relación del amonio con larvas <i>Penaeus vannamei</i> sometidos a diferentes tratamientos	37
Tabla 9 Cantidad de recambio de agua en los experimentos	38
Tabla 10 Total de larvas vivas	46
Tabla 11 Amonio en cultivos de larva <i>Penaeus vannamei</i>	39
Tabla 12 Equipos requeridos para los Tratamientos experimentales	39

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Contenido	Página
Gráfico 1 Porcentaje de sobrevivencia de larva en <i>Penaeus vannamei</i> , Tratamiento 50%,75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12.	31
Gráfico 2 Relación del pH con larva en <i>Penaeus vannamei</i> , tratamiento 50%, 75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12	33

Gráfico 3 Relación de la temperatura con larva en <i>Penaeus vannamei</i> , tratamiento 50%, 75% y 100%, control y replica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12	34
Gráfico 4 Relación del NAT con larva en <i>Penaeus vannamei</i> , tratamiento 50%, 75% y 100%, control y replica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12	35
Gráfico 5 Relación del amonio con larva en <i>Penaeus vannamei</i> , tratamiento 50%, 75% y 100%, control y replica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12	37

ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Figura
Figura 1 Ubicación del laboratorio Hendrix Genetic	20
Figura 2,3,4 Representación del diseño experimental en tanques de 45 toneladas donde se aplicará la simbiótica	22
Figura 5 Tanques para preparación de fermentación simbiótica	26
Figura 6 Muestreo de tanques con microorganismo	28

GLOSARIO Y SIMBOLOGÍA

Siglas	Palabras
<i>P.v.</i>	<i>Penaeus vannamei</i>
C	Carbono
N	Nitrógeno
Ha	Hectáreas
Lbs	Libras
Kg	Kilogramo
Ppm	Partes por millón
G	Gramo
L	Litro
MI	Mililitro
Ton	Tonelada
pH	Potencial de Hidrógeno
NAT	Nitrógeno amoniacal total
NH3	Amonio no ionizado
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación

USO DEL POLVILLO DE ARROZ COMO FUENTE ALTERNATIVA DE CARBONO EN LA TECNOLOGÍA SIMBIÓTICA EN CULTIVO DE CAMARÓN *Penaeus vannamei* ECUADOR - SANTA ELENA.

Autor: Alexis Fernando Borbor Borbor

Tutor: Blgo. Xavier Piguave Preciado M.Sc.

RESUMEN

Actualmente, la industria del camarón ha crecido considerablemente con una proyección positiva, especialmente cuando se establecen condiciones favorables para su producción. El objetivo de esta investigación se basó en evaluar el uso de polvillo de arroz como fuente de carbono en la tecnología simbiótica a través de Tratamientos en tanques de cultivo de *Penaeus vannamei* para la obtención de una buena supervivencia de larvas en la producción de crustáceos en Ecuador. Durante una corrida de 19 días se llevó a cabo cada Tratamiento a base de simbiótica, como principal ingrediente el polvillo de arroz, en conjunto con *Lactobacillus*, *Bacillus* sp., compuestos químicos como el carbonato de calcio (CaCO_3), levaduras y enzimas. Los resultados indicaron que, la supervivencia se inclinó positivamente en el tratamiento al 100% con fermentación de la simbiótica comparado con el Tratamiento de 50% y 75% y el tanque control. Los resultados en esta investigación permitieron determinar que, mediante la tecnología de la simbiótica la supervivencia del camarón *Penaeus vannamei* mejora en porcentajes aumentando la producción.

Palabras claves: Simbiótica, polvillo de arroz, *Penaeus vannamei*, parámetros físicos-químicos.

1. INTRODUCCIÓN

La producción de Camarón blanco del Pacífico, también conocido como camarón patiblanco o con su nombre científico *Penaeus vannamei*, es de gran importancia en América debido a su demanda en el mercado internacional le ha dado firmeza en el sector productivo de los países productores del mismo. El camarón *Penaeus vannamei*, es nativo de la costa oriental del Océano Pacífico y está distribuido desde aproximadamente el alto Golfo de California hasta Perú (FAO, 2016). Los principales países americanos que se dedican a la producción de esta especie son México, Guatemala, Colombia, Perú y Ecuador.

Sin embargo, la bio-estimulación de subproductos agroindustriales, conocido también como simbiótica, se considera una técnica alternativa para la producción acuícola. Esta se basa en la fermentación de sustratos con alto contenido de carbono con microorganismos para la nutrición animal. Anteriormente la simbiótica se usó en la ganadería como fuente alternativa de alimentos por sus altos beneficios de carbono ricos en almidones, proteínas y grasas, representa un suplemento potencialmente adecuado para estas funciones, según lo demostrado con bovinos que consumían dietas basadas en forraje fresco de este producto (Castro Jonathan, 2016).

Esta tecnología ayuda a la relación de carbono y nitrógeno (C:N) que permite el desarrollo de bacterias heterotróficas que combaten ciertas bacterias del nitrógeno amoniacal total (NAT) en el agua. El NAT, en sus dos versiones; amonio y amoniaco. Además, esta biomasa bacteria que se crea puede tener un efecto probiótico directo en el estanque o en el microbioma intestinal del organismo, es decir, como bacterias benignas tienen el potencial de desplazar patógenos *Vibrio* sp. (anaerobios

facultativos), bajo condiciones de producción intensiva con aireación (Perez, 2021).

Morales (2006) indica que la tecnología simbiótica está controlada por bacterias benéficas del género *Bacillus* y *Lactobacillus* que son promovidas por fuentes de carbono. Dentro del grupo funcional de las bacterias nitrificantes en el fermento de la simbiótica, se han encontrado especies heterótrofas, hongos y algas capaces de oxidar amonio a nitrito y/o a nitrato. Sin embargo, la familia Bacillaceae, son microorganismos que juegan un papel muy importante en la transformación y asimilación de NH_4 , NO_2 y NO_3 , además de producir enzimas que ayudan a la degradación de la materia orgánica que se dan en los suelos y el agua, esto mediante el metabolismo que toman como fuente principal los compuestos nitrogenados (Ponce, 2020).

De esta forma, en la industria acuícola suele utilizar la melaza para la fermentación de la simbiótica como o una fuente de nitrógeno y fosforo, por lo que, este compuesto posee una gran cantidad de azúcares (sacarosa, glucosa, levulosa, maltosa y lactosa), estimula la proliferación de bacterias, pero también puede ocasionar incrementos de microalgas tóxicas y bacterias asociadas a la calidad del agua (Nuñez, 2019).

Es así como existen otras alternativas como el polvillo/salvado de arroz para sustituir a la melaza por poseer casi las mismas características, además de fibra, almidón y sílice que al fermentar se divide en azúcares más simples que mejora su digestibilidad de los organismos en cultivos (Cruz, 2018).

Con los antecedentes alcanzados del polvillo de arroz surgió la simbiótica a la acuicultura como dieta para *Artemia* sp., según Castro (2016), indica

que el producto por sí solo no resulta ser efectivo, pero en combinación con bacterias benignas puede generar un ambiente acuático con alimento nutritivo reduciendo los costos al máximo.

También el fermento de simbiótica permite el crecimiento de microorganismos como: protozoarios, rotíferos y copépodos entre otros. Sin embargo, todos ellos conformarían un caldo de cultivo nutritivo para alimento de las larvas de camarón y aumentar el crecimiento, la supervivencia y el rendimiento reproductivo en los organismos cultivados (González, 2022).

Actualmente los laboratorios buscan mejorar su producción, a través de la tecnología adecuada que ayude a sus cultivos, por lo tanto, esta investigación tiene como finalidad evaluar el uso de polvillo de arroz como fuente de carbono a través de la tecnología simbiótica a base de tratamientos en tanques de cultivo *Penaeus vannamei* para la obtención de una mejor sobrevivencia de larvas en Ecuador.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Desde varios años atrás, el sector camaronero se ha posicionado como el principal producto de exportación no petrolero en Ecuador, principalmente por el aumento de la demanda en el mercado internacional. Esto ha llevado a los productores a implementar nuevos sistemas de producción basándose en el aprovechamiento de la nueva tecnología y el uso de productos accesibles a la economía ecuatoriana (FAO, 2020).

El cultivo de camarón se ha visto afectado por diversos factores, con el aumento de la densidad de siembra y los cambios de los parámetros de producción, ha provocado una baja calidad del camarón, además, de aumentos de enfermedades, afectando directamente a la producción en el país. Según Romano (2018), ante este escenario el sector de la acuicultura se ha visto con la necesidad de desarrollar nuevas alternativas de carbono para la proliferación de bacterias nitrificantes realizando prácticas innovadoras de fertilización orgánica con polvillo de arroz pasando por una fermentación utilizando organismos probióticos y a la vez agregar a los tanques. De este modo generar microorganismo que puedan mejorar la calidad de agua como microalgas, rotíferos, *Bacillus* y *Lactobacillus* para satisfacer las necesidades nutricionales del camarón (Chuyes, 2019).

Estudios realizados por tres semanas en diferentes ensayos y según los resultados de Avnimelech (2009), indica que el fermento de simbiótica aumenta la supervivencia de la producción de larvas por tener la característica de degradar la carga alta de amonio gracias al microorganismo que se generan creando un mejor ecosistema en el agua permitiendo que los organismos en cautiverio se desarrollen con naturalidad. Por tal motivo, el presente estudio pretende evaluar la eficiencia del polvillo de arroz como fuente de carbono en cultivo de larvas de camarón en el laboratorio Hendrix

Genetics S.A., situada en la provincia de Santa Elena. Con el propósito de mejorar la supervivencia, y fortaleciendo los parámetros del cultivo en *Penaeus vannamei*.

3. JUSTIFICACIÓN

La industria acuícola se centra actualmente en la incorporación de fuentes alternativas no tradicionales de proteínas vegetales y animales en la sustitución de productos que puedan dar mejoras a los cultivos de camarones; por lo tanto, los ingredientes clave como las harinas y aceites vegetales se consideran una fuente de proteínas que contribuye al sistema de alimentación (FAO, 2020).

De manera que el polvillo de arroz es uno de los productos recientemente implementado en la larvicultura como fuente de carbono, promoviendo la proliferación de las bacterias gran positivas que gracias a sus componentes como proteína cruda, fibra cruda, almidón y azúcares permiten una fácil digestión y pueden dar un buen aporte a el cultivo de camarón, por otra parte los microorganismo que crece en el medio rico en azúcares, ácidos orgánicos, alcoholes, también se unirán al aprovechamiento de este producto (Auria, 2008).

Por otra parte, Viana (2022) menciona que, ante esto, es necesario implementar nuevas fuentes de carbono para los cultivos, que ayuden al desarrollo de los microorganismos y que puedan dar un mejor aporte a la supervivencia de los cultivos de camarón. La presente investigación evaluará el manejo de un sistema alternativo de fuente de carbono que puedan aprovechar las bacterias gran positivas para incrementar su proliferación y que asimilen al amonio dentro del cultivo, contribuyendo a mejorar la calidad del camarón con la finalidad de que futuras investigaciones tengan una base comparativa en estos resultados.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar el uso del polvillo de arroz como fuente alternativa de carbono en la tecnología simbiótica a través de Tratamientos en cultivo de camarón *Penaeus vannamei* en el laboratorio de producción de larvas Hendrix Genetics, Ayangue - Ecuador - Santa Elena.

4.2. Objetivos específicos

- Comparar la efectividad de los Tratamientos mediante porcentaje de sobrevivencia usando fermentación simbiótica en cultivo de larvas *Penaeus vannamei*.
- Relacionar los parámetros físicos-químicos en los Tratamientos de la fermentación simbiótica usados en el cultivo de larvas *Penaeus vannamei*.
- Determinar las ventajas y desventajas que se puedan efectuar en la fermentación de simbiótica usado en el cultivo.

5. HIPÓTESIS

HI. La sobrevivencia de larvas *Penaeus vannamei* mejora en porcentaje mediante el uso del polvillo de arroz como fuente de carbono.

H0. La sobrevivencia de larvas *Penaeus vannamei* no mejora en porcentaje mediante el uso del polvillo de arroz como fuente de carbono.

6. MARCO TEÓRICO

6.1. Cultivo de Camarón *Penaeus vannamei*

6.1.1. Cultivo en el Ecuador

El cultivo de camarón tiene una gran importancia económica en todo el mundo, por lo que, el interés por la producción de camarones ha aumentado considerablemente, en este sentido la producción actual de camarones está aumentando a nivel mundial debido al crecimiento de la población y a la gran demanda de productos acuícolas (Jory, 2018).

En este contexto, el camarón ecuatoriano pasa actualmente por su mejor momento, consolidado por dos hechos: el aumento sostenido de los precios desde 2010, y por el aumento en la productividad de este crustáceo en el mismo periodo, convirtiéndose en nuestro país en el segundo producto no petrolero más exportado después del plátano (Rivera, 2018). Este aumento de productividad convierte a Ecuador en el tercer productor mundial de camarón, después de China y Vietnam (Valderrama, 2019).

En el país la producción de camarones tiene sólo dos especies, *Penaeus vannamei* y *Penaeus stylirostris*, donde, el *Penaeus vannamei* tiene un gran porcentaje de preferencias de cría en contraste con el camarón *Penaeus stylirostris* (FAO, 2020). Esto se debe a que, el *Penaeus vannamei*, más conocido como camarón blanco tiene un alto valor comercial en el mercado ya que alcanza el tamaño requerido en poco tiempo y es más resistente a las bacterias y los virus que otras especies (FAO, 2020).

6.1.2. Avances tecnológicos de los cultivos

En el país, como en muchas otras partes del mundo, los sistemas agrícolas son diferentes, y la puesta en marcha de cada uno se debe llevar a cabo

una excelente planificación. Para esto se debe tomar en consideración los avances tecnológicos y las nuevas formas de cultivo de camarón, cambiando el manejo de producción, así como la densidad de siembra (larvas/m²) y el alimento a utilizar (Celi, 2017).

6.1.3. Sistemas de producción

En Ecuador, los sistemas de cultivos se pueden clasificar en tres métodos: extensivo, semi-intensivos e intensivo, en este sentido, según Lara et al. (2017), los sistemas de producción se clasifican en:

Intensiva

El cultivo de camarón intensiva se caracteriza por el uso de altas densidades de siembra, muy superiores a 350.000 organismo/Ha. En este sistema de cultivo, se desarrolla generalmente en áreas pequeñas, que permite un mejor control, tanto en la dosificación y gestión de los alimentos, como a los parámetros de calidad del agua (Lara, 2015).

Los estanques de estos sistemas promedian un área de 0,1 a 2 hectáreas, además, permiten un recambio de agua hasta de 100% al día, con una aireación permanente de 24 horas (Yambya & Alvarez, 2017).

Semi-intensivos

EL sistema semi-intensivos se caracteriza por la densidad de la siembra con alrededor de 120.000-350.000 organismos/Ha. Así mismo, otra característica que se puede citar es el uso de una dieta balanceada, es decir, una alimentación complementaria. Los estanques en estos sistemas suelen promediar entre 1 a 20 Ha, obteniendo rendimientos superiores a 2 t/ha/año, mediante siembras de varias especies, con diferentes tipos de alimentación (Yambya & Alvarez, 2017).

Cultivos Extensivos

Los sistemas extensivos se caracterizan por los bajos costos y el uso de bajas densidades de siembra, el alimento utilizado por los animales es natural, es decir, que existe en la masa de agua, conteniendo organismos vivos de origen animal o vegetal. Para Yambya y Alvarez (2017), este sistema se caracteriza por la nula aplicación de insumos acuícolas y la baja rotación del agua, traduciendo a una baja producción por ciclo con aproximadamente de 1.000 a 1.500 organismos.

6.2. Tecnología simbiótica

6.2.1. ¿Qué es la fermentación simbiótica?

La tecnología simbiótica en la acuicultura se basa en el uso de microorganismos, la cual tienen un efecto beneficioso directo o indirecto sobre la salud del camarón y de la calidad del agua de las camaroneras y laboratorios. Se cultivan diferentes tipos de microorganismos, bacterias, protozoos, levaduras, que establecerán una relación simbiótica con el camarón y además servirán de alimento de alta calidad (Tomalá, 2020).

6.2.2. Tecnología simbiótica para cultivos

Como su nombre indica, la acuicultura simbiótica se basa en una simbiosis, donde se relacionan dos organismos que se benefician mutuamente, tanto las especies de cultivo como, peces, camarones, moluscos u otros animales acuáticos, como los microorganismos que se produce en agua de estanques. Los microorganismos asimilan las heces de los camarones, los residuos alimentarios, las sustancias tóxicas como el amonio y el amoníaco. Todas estas sustancias sirven para el crecimiento de bacterias y hongos, generando productos muy útiles en el agua de cultivo. Los

animales acuáticos se alimentan de esta explosión de microorganismos, que se combinan para formar bio-partículas (Romero, 2020).

6.2.3. Polvillo de arroz

El arroz y sus derivados son considerados como fuentes alternativas para la dieta de los camarones, este es el caso del polvillo de arroz, la cual es el resultado de la molienda del grano de arroz hasta reducirlo a un polvo fino que permite ser digerido con mayor facilidad que el grano en sí mismo. El polvillo de arroz promueve una buena digestibilidad por su alto contenido de fibra y sílice lo que determina su bajo nivel nutritivo, sin embargo, su costo es ideal para su inclusión en la formulación (Chachapoya, 2018).

Según FAO (2020), la composición nutricional del polvillo de arroz está basado en la siguiente composición nutricional como lo indica la Tabla 1.

Tabla 1 Composición nutricional del polvillo de arroz utilizado en la acuicultura.

Proximal	Valores
Humedad	10,90 %
Materia Seca	89,10 %
Proteína	9,50 %
Grasa	11,50 %
Fibra	26,80 %
Ceniza	13,80 %
Energía	3345 kcal/kg

Fuente: (FAO, 2020)

Actualmente, uno de los principales fertilizantes orgánicos que se han empleado en el cultivo de camarones es el polvillo de arroz, también llamado afrecho, salvado o pulido, subproducto de la molienda de arroz. El gran número de partículas por gramo de polvillo, su característica de

mantenerse en suspensión y su disponibilidad han contribuido a su uso una práctica innovadora adicional a esta fertilización orgánicas el hacer pasar al polvillo de arroz por una fermentación dentro de la granja por 18-48 horas utilizando organismos probióticos, para después ser incorporado a los estanques de cultivo (Romano et al., 2018).

Esta fermentación tiene varios objetivos como son: a) Los organismos que se producen en esta fermentación sean utilizados para ayudar a degradar la materia orgánica del polvillo de arroz, haciendo aún más solubles sus componentes para el aprovechamiento en el tanque; b) Que los microorganismos generados colonicen las partículas de polvillo de arroz y estos sean incorporados a la cadena trófica del estanque para reducir el amonio y materia orgánica generada por alimento no ingerido o heces de larva de camarón.

6.2.3.1. Crecimiento de levaduras y bacterias

La intensificación de la producción acuícola ha aumentado la necesidad de controlar los patógenos. Los estudios muestran que los derivados de la levadura pueden apoyar las líneas naturales de defensa de las especies tanto de agua dulce como marinas.

Según estudios realizados por Kesarcodi (2008), hay que considerar el efecto de la suplementación con derivados de la levadura en la inmunidad del camarón. Por los ensayos realizados con duración de 4 semanas de suplementación continua, se midió un Recuento Total de Hemocitos (THC; + 28%) numéricamente más alto en la hemolinfa del camarón alimentado con el derivado de la levadura en comparación con el grupo de control sin suplemento.

Tanto las bacterias como las levaduras se producen principalmente en los cultivos iniciadores como los cereales, legumbres, arroz o la soja, donde se genera una eliminación eficaz del amonio del agua, logrando un efecto estimulante sobre el sistema inmunitario, equilibrando la relación C (Carbono): N (Nitrógeno) del agua. Los protozoos y el plancton se multiplican en el estanque con la adición de iniciadores y otras sustancias, como gránulos pulverizados o salvado de cereal crudo, donde cada iniciador tiene un propósito tanto en el agua como en la especie (Romero, 2020).

Los resultados esperados de esta aplicación han sido una mejora en los índices de supervivencia, producto de la exclusión competitiva de bacterias patógenas y de un camarón más sano que puede hacer frente a los retos bacterianos. En la realidad, los resultados han sido principalmente positivos y esto ha impulsado que la técnica sea cada vez más incorporada a operaciones acuícolas.

La mayoría de los fertilizantes orgánicos tienen la ventaja de servir como sustratos físicos para el desarrollo de bacterias, protozoarios y zooplancton, debido a su tamaño de partícula (Castro, 2018). De hecho, estos sirven como alimento directo de zooplancton (rotíferos, cladóceros y copépodos). Debido a la cadena trófica que estos fertilizantes impulsan, generan una mayor diversidad de microorganismos que sirve para excluir competitivamente organismos potencialmente patógenos, como lo son distintos tipos de vibrios (Kawahigashi, Simbiótica en cultivos de camarón *Penaeus vannamei*, 2018).

6.2.4. Probióticos y competencia por productos químicos o energía disponible en la fermentación de simbiótica.

La población microbiana existirá dependiendo a su capacidad de competir por los productos químicos y la energía disponible del microbioma de su entorno. Así tenemos que bacterias probióticas ácido-lácticas, consumen los nutrientes que son esenciales para el crecimiento de una serie de patógenos (Betran, 2020). Por ejemplo, los sideróforos son agentes quelantes de hierro férrico de bajo peso molecular que pueden disolver el hierro precipitado o extraerlo de los complejos de hierro, haciéndolo disponible para el crecimiento bacteriano (Beltran, 2020).

6.2.5. La calidad del agua

Los probióticos son beneficiosos por la facilidad de aumentar la composición de las especies microbianas en el agua y modificar su calidad. Así tenemos a *Bacillus* sp., es una bacteria grampositiva que actúa como biorremediador mejorando la calidad de agua por ejemplo en la desnitrificación (Bermello, 2017). *Bacillus* sp. tienen una capacidad más eficiente para convertir la materia orgánica en dióxido de carbono en comparación con las bacterias Gram negativas, que convierten una mayor proporción de materia orgánica en biomasa bacteriana. La toxicidad por amoníaco y nitrito puede eliminarse mediante la aplicación de cultivos nitrificantes en el ambiente de los peces. El agua de los cultivos larvarios de camarón y gambas mejora, el pH, el oxígeno disuelto, el NH₃ y el H₂S cuando se agregaban los probióticos. Ciertas bacterias probióticas poseen también un efecto algicida significativo, particularmente en varias especies de microalgas (Lara, y otros, 2017)

6.2.6. *Bacillus* sp.

Aporta un amplio perfil de diversidad fisiológica (acidofilia, alcalofilia, psicofilia, termofilia y parasitismo), virtud que es otorgada por la formación de su espora, cualidad que le permite estar en diferentes hábitats tanto acuáticos como terrestre, además, produce fitasas alcalinas, es decir actúan a un pH que va de neutro a básico y a una temperatura de 70°C, lo que le confiere termo-resistencia. La capacidad hidrolítica que posee *B. subtilis* permite la reducción del ácido fítico impidiendo que se presente quelación de los minerales que se encuentran en la biomasa y así se evita que el fósforo y las diferentes trazas de elementos se vuelvan insolubles y se precipiten. En esto radica la importancia de la acción de estas bacterias frente al ciclo del fósforo y su función de beneficio a la biodiversidad de la flora y los suelos (Ramírez, 2017).

6.2.7. Ventajas del fermento de simbiótica.

Entre las principales ventajas del fermento de simbiótica utilizadas según indicaciones realizadas por Tomalá (2020):

La simbiosis es un sistema en el que no se desperdicia el agua por lo tanto los residuos son transformados por microorganismos grampositivos que tiene una gran capacidad de biomasa, asimismo las bacterias tienen una increíble capacidad para descomponer la materia orgánica, mineralizarla y convertirla en alimento, que a su vez será ingerida por los microorganismos para posteriormente ser consumido por las larvas de camarones, además esta fuente de carbono ayuda a la proliferación de las bacterias que ayudan a controlar el amonio que se genera en los tanques por otra parte brinda un mayor margen de rentabilidad para el cultivador ecuatoriano.

6.2.7.1. Desventajas de la acuicultura simbiótica

De acuerdo con Kawahigashi (2022), las desventajas que hay que considerar en la acuicultura se debe a que posee una fácil contaminación del fermento debido a que se utiliza bacterias inoculadas, además que el fermento dura entre 24 a 30 horas en su aprovechamiento máximo luego ya tiende a no ser tan efectiva, por lo tanto, no todas las especies pueden utilizar los fermentos simbióticos, sólo aquellas que pueden soportar altos porcentajes de materia orgánica disuelta en el agua.

Debido a estos acontecimientos la preparación debe ser en un lugar muy aséptico con una aeración constante para que la materia orgánica se mantenga en suspensión y sea aprovechado por los microorganismos presentes en el fermento de simbiótica.

6.3. Requerimientos Nutricionales del camarón *Penaeus vannamei*

La alimentación de los camarones es una cuestión compleja porque sus necesidades cambian durante su ciclo vital, estas fórmulas deben ser específicas para cada ciclo. Los suplementos naturales complementan a los fabricados, y los acuicultores deben gestionar los estanques como un ecosistema y proporcionar insumos que maximicen los beneficios de los suplementos naturales y manufacturados (Bermudez, 2015).

Las fuentes de nutrientes para el camarón son necesarias para los animales en crecimiento, catalogándolos como nutrientes esenciales o indispensables (Chamberlain, 2017). Un nutriente esencial es aquel que no se puede sintetizar en la medida necesaria para el crecimiento y el mantenimiento normales, Aunque las proteínas son necesarias para el crecimiento, no hay proteínas esenciales, sólo aminoácidos esenciales

(Fox y Treece, 2017). Los hidratos de carbono (por ejemplo, la harina de trigo) son fuentes de energía, pero no son hidratos de carbono esenciales porque pueden obtenerse a partir de varios ingredientes, almacenarse y liberarse mediante diversos procesos metabólicos.

Generalmente, la alimentación del camarón es formulada con diferentes tipos de ingredientes, tanto de origen animal, como vegetal, en este sentido, los ingredientes de origen animal son principalmente utilizados para satisfacer requerimientos proteicos, especialmente a las especies carnívoras, sin embargo, estos ingredientes comúnmente son de mayor costo y de menor disponibilidad comparado con los de origen vegetal (Chamberlain, 2017).

6.2.8. Proteína

Las proteínas son compuestos orgánicos nitrogenados, que se encuentran en las células de todos los animales y plantas y son esenciales destinados para el crecimiento y el mantenimiento de la vida en todos los animales (Poveda y Cerdá, 2017). En este sentido, la proteína es el principal componente que ha recibido la mayor atención en los estudios sobre las necesidades nutricionales de *P. vannamei*, ya que la necesidad de proteínas en la dieta de *P. vannamei* es de suma importancia para un crecimiento óptimo (Li et al., 2017).

En el contexto de los requerimientos nutricionales, las postlarvas del camarón *P. vannamei* necesitan un 40% o más de proteína, lo que conduce a un buen crecimiento y supervivencia de las larvas de esta especie que responden adecuadamente a los horarios de alimentación, a la eficiencia proteica y al factor de conversión alimenticia (Tan et al, 2017). Sin embargo, este valor disminuye al 30% a medida que el animal crece, esto fue confirmado en un estudio realizado por Colvin y Brand (2018), donde

encontraron una correlación entre el contenido de proteínas en la dieta y el tamaño de los camarones.

6.2.9. Lípidos

Los lípidos juegan un rol importante en la nutrición de los camarones, no sólo por ser una fuente importante de energía, sino también fuente de ácidos grasos esenciales, esteroides y fosfolípidos. Sin embargo, los lípidos se utilizan generalmente como fuente de energía y como atrayente, donde las fuentes de lípidos purificados (por ejemplo, los aceites de pescado) se incluyen en las dietas comerciales de los camarones para garantizar un contenido mínimo de lípidos y satisfacer las necesidades de ácidos grasos marinos esenciales (Fox y Treece, 2017).

Una gran variedad de lípidos esenciales es necesaria para el desarrollo y el crecimiento normales de los organismos acuáticos. En la dieta de los crustáceos se necesita una gran cantidad de ácidos grasos esenciales para proporcionar energía metabólica. Entre los lípidos, los principales a tener en cuenta en la dieta de los camarones y como fuente de energía son los ácidos grasos libres, los triglicéridos, los fosfolípidos, los aceites y los esteroides (Torres & Duran, 2015).

6.2.10. Carbohidratos

Según la FAO (2020), los carbohidratos son el tercer compuesto orgánico más importante en el cuerpo de una especie, después de las proteínas y las grasas. Los hidratos de carbono se ven favorecidos en la investigación nutricional por su efecto ahorrador de proteínas, existiendo un importante componente energético con una energía relativa inferior a la de las proteínas y las grasas.

Los carbohidratos, permiten que la proteína ingerida sea utilizada principalmente para promover el crecimiento. Las principales fuentes de carbohidratos de bajo costo son los cereales como, la harina de trigo, el maíz, el arroz y el salvado de arroz, entre otros. Las ventajas de estas harinas es que también pueden ser utilizadas como aglutinantes naturales y promueven la hidro-estabilidad de los pellets (Cabrera & Lara, 2014).

Costo-Beneficio

Los resultados de producción con el tratamiento de probióticos se reflejan en el aumento de la supervivencia, mejor crecimiento y peso que se reflejan al final del cultivo, generando mayor rentabilidad por ciclo de o corrida, además, estos macroorganismos (bacterias) Permiten aumentar las densidades de siembra manteniendo una buena población hasta la cosecha (Aurea, 2017). Por otra parte, reduce los tiempos de secado al mantener las condiciones óptimas del tanque al final de cada ciclo de cultivo, logrando sembrar inmediatamente.

De la misma manera, disminuye los costos operativos al eliminar el uso de tratamientos químicos y físicos que con el beneficio que el polvillo de arroz aporta y gracias a su bajo costo permite ser parte de nuevas experimentaciones con fin de incrementar la producción de larvas de camarones con altas densidades reduciendo varios tipos de factores que ocasionan inconvenientes en los cultivos intensivos (Betran, 2020).

7. MARCO METODOLÓGICO

7.1. Área de estudio

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de producción de larvas de camarón Hendrix Genetics ubicado en el sector de Ayangue a unos 2 km la comunidad entre playa Rosada y San Pedro al norte de la provincia de Santa Elena – Ecuador. Representadas en las coordenadas 1°59´49,06” S; 80°45´03,57” W (Figura 1).



Figura 1 Ubicación del laboratorio Hendrix Genetic.

Fuente: Google Earth (2022); **modificado:** Borbor (2022).

Hendrix Genetics es un laboratorio de cultivo super-intensivos de larvas de camarón *Penaeus vannamei* donde se comercializa este producto acuícola, así mismo, tiene buena demanda en el mercado ecuatoriano y en otros países americanos, europeos o asiáticos.

7.2.1. Diseño experimental

Se establecieron 3 Tratamientos, entre el uso de productos tradicionales (PT) y fermentación de la simbiótica, cada uno con dos réplicas y un Control en corrida de 19 días desde nauplio V hasta postlarvas 12.

Tratamiento I, se utilizó el 50% de los productos tradicionales (bacterias) que se aplica en los cultivos de producción de larvas en la empresa y 50% de mezcla de la simbiótica.

Tratamiento II, se usó el 25% de los productos tradicionales (PT) y el 75% de mezcla de la simbiótica.

De igual manera se realizó el Tratamiento III donde se aplicó el 100% de mezcla de la simbiótica que se preparó diariamente durante el cultivo larval.

Para los tanques Control se utilizó el 100% de productos tradicionales, con las especificaciones del protocolo de manejo de la empresa para la producción de larvas (Anexos 2).

La dosificación considerada para este experimento se realizó basada en la tabla de David Kawahigashi (2022), quien llevo a cabo experimentaciones de fermentación simbiótica con polvillo de arroz aplicada a larvas de camarón, en países asiáticos, con duración de 19 días desde nauplio V hasta postlarvas 12 como se muestra en el Anexo 1.

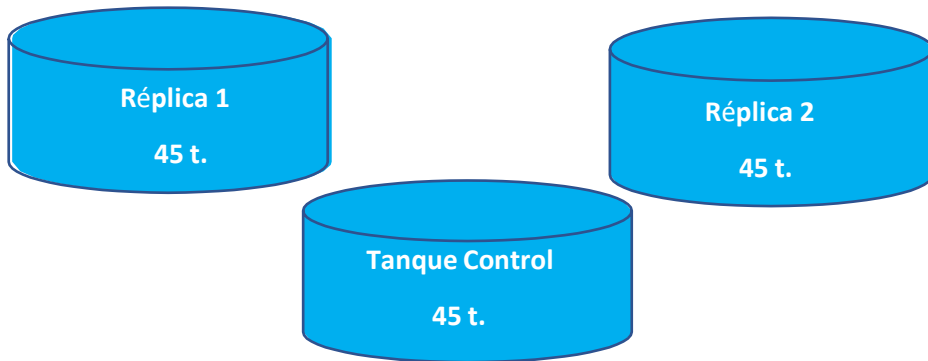


Figura 2 Representación del diseño experimental en tanques de 45 toneladas donde se aplicó el fermento de la simbiótica Tratamiento I (50%).

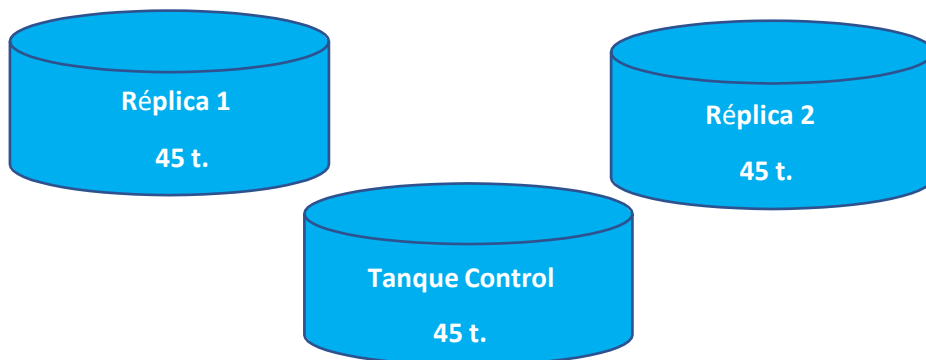


Figura 3 Representación del diseño experimental en tanques de 45 toneladas donde se aplicó el fermento de la simbiótica Tratamiento II (75%).

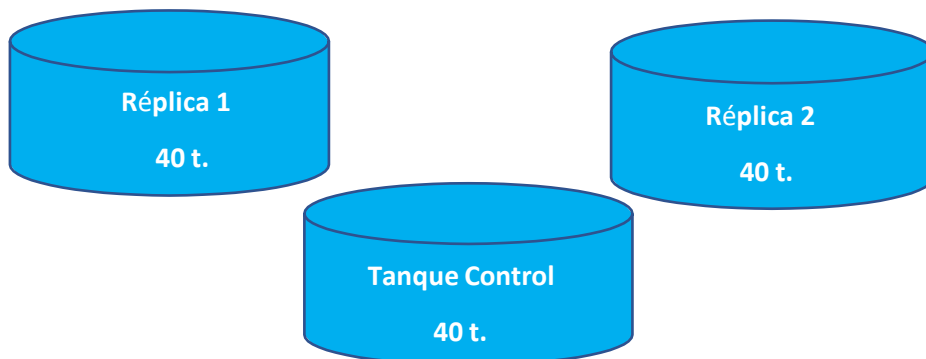


Figura 4 Representación del diseño experimental en tanques de 45 toneladas donde se aplicó el fermento de la simbiótica Tratamiento III (100%).

7.2. Protocolo de manejo

Previo a la experimentación se realizó una desinfección de los tanques de cultivo con un producto limpiador espumantes compuesto de ácido glicólico, sulfamidrico y ácido fosfórico, posterior a esto se enjuago con agua dulce para evitar residuos de los productos empleados. Adicionalmente al lavado y desinfección se aplicó una solución de vitamina C para evitar cargas bacterianas al inicio de la producción.

Siembra

Previo a siembra cada uno de los tanques fueron llenados a un volumen de 25 toneladas de agua de mar ozonificada a una salinidad de 32 ppm, donde se agregó 25 g de vitamina C y 375 g EDTA para reducir los metales pesados, así mismo, se agregó 80 g de potasio, 120 g de magnesio y 80 g calcio que son los iones más importantes para el crecimiento y la supervivencia del camarón. Este proceso se realizó con cada uno de los Tratamientos y el tanque Control, aplicándose según el protocolo y manejo de la empresa. Con el paso de las experimentaciones, el nivel de agua se fue incrementando según las observaciones o desarrollo del cultivo hasta 40 t capacidad operativa con que se manejó a partir de mysis III hasta postlarvas 12.

El experimento se realizó con una densidad de siembra de 320 nauplios por litro de la especie *Penaeus vannamei* con un total de 8'000.000 millones de organismos para cada Tratamiento, en tanques con capacidad de 45 tonelada de agua, se usaron tres tanques para cada Tratamiento, donde dos fueron utilizados para las réplicas y uno para Control como se muestra (Figura 2,3 y 4).

A cada Tratamiento y tanque Control se aplicó los alimentos correspondientes para larva en estadio de nauplio V (microalgas), zoea (balanceado seco, líquido), mysis (alimento seco, vivo) y postlarvas (dieta seca, viva) de acuerdo con la tasa de alimentación de la empresa, así mismo se agregó los aditivos diarios para cada tanque de acuerdo con los horarios establecidos en el protocolo de manejo del técnico.

7.2.2. Determinación de cantidades a emplear

7.2.2.1. Fermentación de la simbiótica

Para llevar a cabo los Tratamientos establecidos, se determinó la cantidad de productos que se utilizó para cada Tratamiento (ver tabla 2) de la mezcla de la simbiótica, siendo estos:

Tabla 2 Productos utilizados para la fermentación de la simbiótica en los diferentes Tratamientos.

Simbiótica	Tratamiento	Tratamiento	Tratamiento
	50%	75%	100%
Polvillo de arroz (Kg/10L)	0,5	0,75	1
Carbonato de calcio (g/1L)	40	60	80
Producto comercial líquido (g/L)	2,5	3,75	5
Levadura (g/L)	2	3	4
Probiótico <i>Bacillus</i> sp. (ml/L)	7,5	11,25	15
<i>Lactobacillus</i> (ml/L)	2,5	3,75	5
Concentraciones iniciales de bacterias	3.8×10^{10}	4.3×10^9	7.6×10^{10}

El polvillo de arroz contiene, aparte de fibra, una gran cantidad de almidón que al fermentar se divide en azúcares más simples. Esto supone una

fuerza de carbono excepcional que permite balancear el equilibrio carbono: nitrógeno (C:N) del agua (Lara, 2016).

Producto comercial líquido, es un complejo bio-activador que mejora la estructura del suelo y la calidad del agua incrementa el rendimiento del cultivo.

Carbonato de calcio, en una saludable conformación del exoesqueleto del camarón. Ayuda a mantener el pH de la piscina en un valor adecuado para el crecimiento del camarón y al mismo tiempo neutraliza la oxidación de las piritas en el suelo.

Levadura, son ricas en proteína altamente digerible y en vitaminas del grupo B, ideales para estadios larvarios y de alevinaje en acuicultura. Asimismo, tienen efectos estimulantes del sistema inmunológico en peces y crustáceos.

Bacillus sp., se presentan como una oportunidad útil y eficiente para mantener la calidad del agua de cultivo en sus niveles de carbono orgánico, sólidos en suspensión, fosfatos y especies nitrogenadas y posee una concentración de 1.2×10^{11} ufc/g.

Lactobacillus, a 1.4×10^{11} ufc/g, son bacterias promotoras de la salud.

Posterior a eso se procedió a tamizar el polvillo de arroz con una malla 600 micras para evitar residuos de granos de arroz y obtener solo el polvillo. Así mismo, se preparó el resto de los ingredientes facilitados por la empresa, como el carbonato de calcio, producto comercial líquido, levadura, *Bacillus* y *Lactobacillus*.

A continuación, en tinas con capacidad de 500 L se añadió un volumen de agua salada ozonificada, según la cantidad y el Tratamiento (I, II, III) de la misma manera se agregó el resto de ingrediente mencionados con anterioridad a la tina con agua, realizando una mezcla homogénea que se dejó fermentando durante 24 horas (Figura 5).

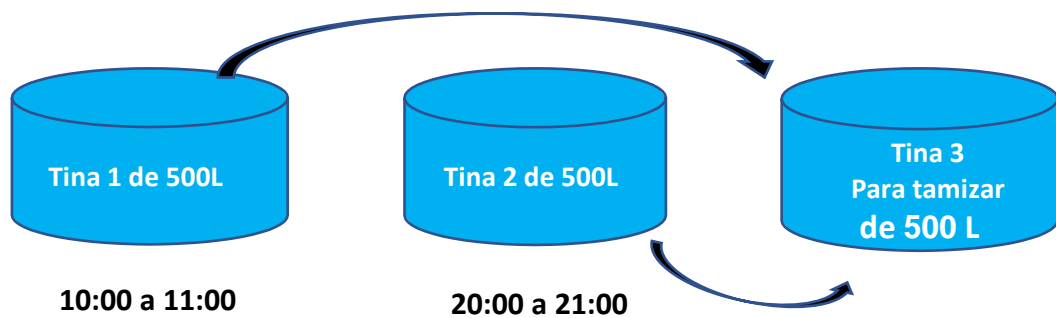


Figura 5 Tinas para preparación de la simbiótica.

Después de las 24 horas se ocupó una tercera tina de 500 l más una malla de 100 micras para tamizar la sedimentación del fermento y obtener solo el líquido y realizar su respectiva aplicación en los tanques de cultivo.

7.2.2.2. Cantidad bacterias comerciales usados para cada tratamiento

De igual manera, se determinó las concentraciones de los de bacterias comerciales a utilizar para los Tratamientos de 50% y 75% y el Control que correspondió al 100%. En el Anexo 2, se detalla a cantidad de bacterias comerciales utilizados en cada uno de los tanques de cultivo según el Tratamiento (I, II, III).

Descripción de bacterias comerciales

Los productos comerciales empleadas en este experimento a base de bacterias como; producto comercial A, producto comercial B, producto comercial C, producto comercial D y producto comercial E, se usaron de

acuerdo con el protocolo de manejo de la empresa y también según observaciones del técnico, cada uno de estos productos se usan dependiendo del estadio larvario (tabla 3).

Tabla 3 Cantidad de productos tradicionales utilizados en cada tratamiento.

Productos tradicionales	Tratamiento 25%	Tratamiento 50%	Control 100%
Producto comercial A (ppm/t)	1,25	2,5	5
Producto comercial B (ppm/t)	0,75	1,5	3
Producto comercial C (ppm/t)	0,25	0,5	1
Producto comercial D (ppm/t)	0,75	1,5	3
Producto comercial E (ppm/t)	0,75	1,5	3

Producto comercial A, elimina los productos de desechos que contaminan el agua, como el amoníaco, los nitritos y sulfuro de hidrógeno, proporcionando un ambiente más saludable. También mejora la salud del organismo y su resistencia a enfermedades al crear un ambiente probiótico a una concentración a 1×10^9 ufc/g.

Producto comercial B, es un ecosistema microbiano natural, con estabilizadores agregados y estimulantes del crecimiento destinado a desintoxicar el agua en laboratorios de acuicultura, a una concentración de 4×10^{10} ufc/g.

Producto comercial C, mejora la salud de los animales y la resistencia a enfermedades creando un ambiente probiótico y tiene una concentración de 2×10^9 ufc/g.

Producto comercial D, es un compuesto de bacterias benéficas naturales tipo *Bacillus* en forma de esporas secas de muy alta concentración de 1×10^{10} ufc/g.

Producto comercial E, de 2×10^9 ufc/g, es un biorremediador de materia orgánica y control de calidad de agua.

7.2.3. Seguimiento para el control del conteo experimental

7.2.3.1. Toma de datos

Para el seguimiento de los Tratamientos, se llevó a cabo un conteo de larva diario de manera volumétrica para el control de organismos vivos. El conteo consistió en muestrear 250 ml de agua en un vaso de precipitación (Figura 6) de cada extremo del tanque (4 extremos), obteniendo el total de 1 litro de muestra. Posteriormente se procedió a contar cada larva de camarón en el recipiente que multiplicando el número de larvas obtenidas por las toneladas de agua en el tanque se obtuvo un valor estimado de la población, este proceso de toma de datos se realizó a diario en cada tanque control y réplica.



Figura 6 Muestreo de tanques con larva *Penaeus vannamei*.

En base a este valor obtenido, se realizó el análisis de sobrevivencia para cada Tratamiento, tanque Control y réplica, este tipo de conteo solo es

recomendable desde zoea II hasta mysis III, por la movilidad del individuo. Una vez que el organismo se encuentra en postlarvas, el método de conteo cambia al método gravimétrico (PI/g) para notar el crecimiento diario, pero en este experimento se realizó solo de manera volumétrica.

7.2.3.2. Análisis de los parámetros físicos y químicos

Se realizó la toma de parámetros fisicoquímicos en todos los Tratamientos de la simbiótica y tanque de Control. Esta toma de datos se realizó una vez al día durante los 19 días que duró cada Tratamiento. Los parámetros que fueron considerados se midieron mediante los siguientes equipos.

La temperatura se midió con un termómetro digital marca YSI modelo PRO1020. El cual mide temperatura y oxígeno disuelto, con una precisión de ± 0.1 a ± 0.2 respectivamente. Para obtener ambos valores, se introduce la sonda del oxigenómetro, se espera hasta que se estabilicen de los valores y se toma la lectura.

El potencial de hidrógeno para medir este parámetro se usó un peachímetro Waterproof HANNA HI98129. El cual mide pH, con una precisión de ± 0.01 . Para tomar el dato se introduce la sonda del peachímetro en la muestra a analizar, luego se espera a la estabilización del valor y se toma la lectura.

El Nitrógeno Amoniacal Total (NAT) se midió por colorimetría con una tarjeta de coloración (NAT) se utilizó el Kit (API* FRESHWATER MASTER TEST) donde, se aplicó dos soluciones Ammonia (NH₃/NH₄) bottle #1 y Ammonia (NH₃/NH₄) bottle #2, colocando 8 gotas de cada solución en 10 ml de agua recolectada de los tratamientos, luego se esperó 5 minutos para el efecto de la reacción y tomar la lectura.

El Amonio, se midió en base a los parámetros de temperatura y pH obtenidos anteriormente y también de los valores del NAT se determinó el NH_3 mediante la aplicación de App Store (Blue agua).

También se tomaron datos de recambio de agua, lo cual consistió en un porcentaje del 20% a 50% diario a partir de mysis III a postlarvas 12.

7.2. Análisis Estadísticos

Los parámetros obtenidos tanto en el conteo como en los análisis de laboratorio, se los registraron en hojas Excel, donde, los datos obtenidos en el desarrollo experimental, se realizó el Análisis de Varianza (ANOVA), con la finalidad de determinar estadísticamente si existen diferencias significativas entre los Tratamientos y controles realizados. Además, se aplicó estadística descriptiva con el propósito de analizar los resultados en los análisis fisicoquímicos de los experimentos.

8. RESULTADOS

Se realizaron 3 diferentes Tratamientos basados en polvillo de arroz y suplementos de bacterias comerciales para larvas de camarón, durante una corrida de 19 días en cada uno de ellos. Los Tratamientos realizados permitieron dar los siguientes resultados:

8.1. Comparación de los tratamientos con fermento de la simbiótica.

En los datos de sobrevivencia de larvas *Penaeus vannamei* al inicio de la experimentación (nauplio V a mysis III) no se encontraron mayores variaciones de sobrevivencia por cada uno de los Tratamientos y el Control, encontrándose diferencias no significativas en el análisis de variancia (ANOVA) (Anexos 5).

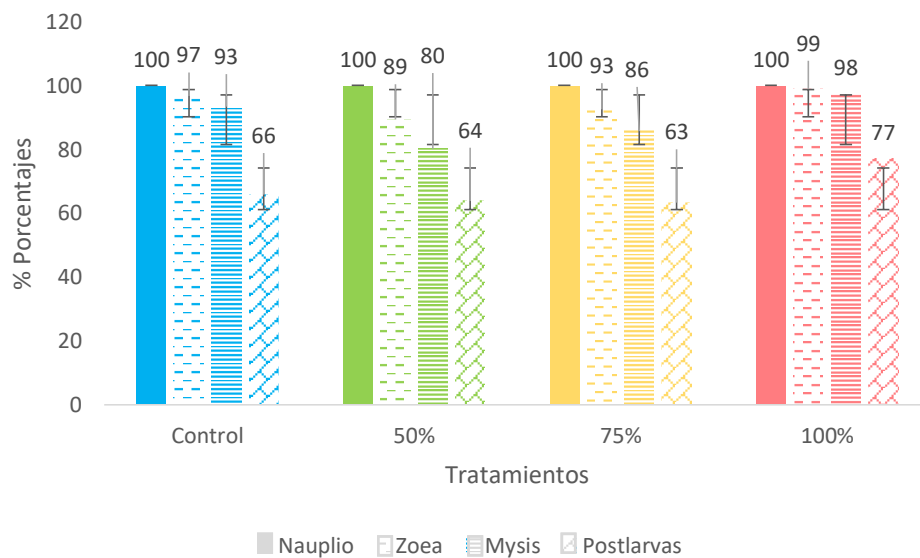


Gráfico 1 Porcentaje de sobrevivencia de larva en *Penaeus vannamei*, Tratamiento 50%, 75% y 100%, Control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12.

Sin embargo, el Tratamiento III presento una mayor supervivencia de larvas con un 77% (6´176.666 ± 111.735 millones), seguido del Tratamiento I con un 64 % de sobrevivencia (5´106.666 ± 68.578 millones), y el Tratamiento II con un promedio final de 5´068.333 ± 129.029 millones de larvas con el 63% (Tabla 4). Aunque, el Control presento menor mortalidad con relación a los Tratamientos I y II, correspondiendo a un total de 5´264.444 ± 182.619 millones, es decir el 66 % de sobrevivencia como se muestra en el gráfico 1, resultando ser más efectivo usar el fermento de la simbiótica al 100 % para obtener una mayor cantidad de organismos al final de la producción.

Tabla 4 Índice de supervivencia de larva *Penaeus vannamei* sometidos a diferentes Tratamientos (50%, 75%, 100%) de fuente de carbono para una mejor producción, valores medios y desviación estándar (media ± DS).

	Control	50%	75%	100%
Estadios	PROMEDIOS	PROMEDIOS	PROMEDIOS	PROMEDIOS
Nauplio	8´000.000	8´000.000	8´000.000	8´000.000
Zoea	7´730.889 ± 27.707	7´151.333 ± 32.135	7´405.000 ± 77.884	7´912.000 ± 78.841
Mysis	7´463.333 ± 176.162	6´414.000 ± 29.709	6´857.667 ± 184.262	7´809.000 ± 54.924
Postlarvas	5´264.444 ± 82.619	5´106.667 ± 68.578	5´068.333 ± 129.029	6´176.667 ± 111.735

8.1.1. Parámetros físicos-químicos

Como parte de la metodología establecida, se realizó los análisis fisicoquímicos correspondientes a los tres experimentos. Para llevar a cabo este análisis, se recolectó los valores conforme pasaban los estadios de los diferentes Tratamientos, en el Anexo 4 se detalla los valores obtenidos de la temperatura, pH, NAT y NH₃ del trabajo de experimentación.

8.1.1.1. Resultados obtenidos del pH de los tratamientos (I, II, III).

En los datos de pH en el cultivo de larvas *Penaeus vannamei* al inicio del experimento (nauplios V) los valores correspondieron a $8,47 \pm 0,06$ en el Control, para el Tratamiento I fue de $8,45 \pm 0,07$, Tratamiento II $8,47 \pm 0,07$ y $8,50 \pm 0,00$ en el Tratamiento III. No presentaron grandes variaciones de este parámetro entre Tratamientos manteniéndose entre los rangos permisibles. En este aspecto, la FAO (2017) manifiesta que, el rango ideal de pH de un cultivo de camarón debe estar entre 7,5 y 8,7.

Se observa en el gráfico 2 que a partir de mysis el pH disminuye, llegando a valores promedio de $8,11 \pm 0,07$ en el Control, Tratamiento I con $8,13 \pm 0,05$, Tratamiento II con $8,18 \pm 0,02$ y $8,07 \pm 0,05$ en el Tratamiento III. Estas variaciones del pH en el agua ocurren por los días que lleva la corrida, de tal manera que, la proliferación de los microorganismos biorremediadores que cumplen la función de degradar las sustancias nocivas y materia orgánica en el tanque por lo tanto, se mantuvo controlado el sistema de cultivo llegando a valores finales de $7,94 \pm 0,12$ en el Control, $7,98 \pm 0,03$ Tratamiento I, $7,93 \pm 0,08$ Tratamiento II y un pH promedio de $7,92 \pm 0,03$ en el Tratamiento III, a pesar de los resultados obtenidos, el experimento se mantuvo en el rango permisible según la FAO (2017), evitando estrés y mortalidad de los organismos.

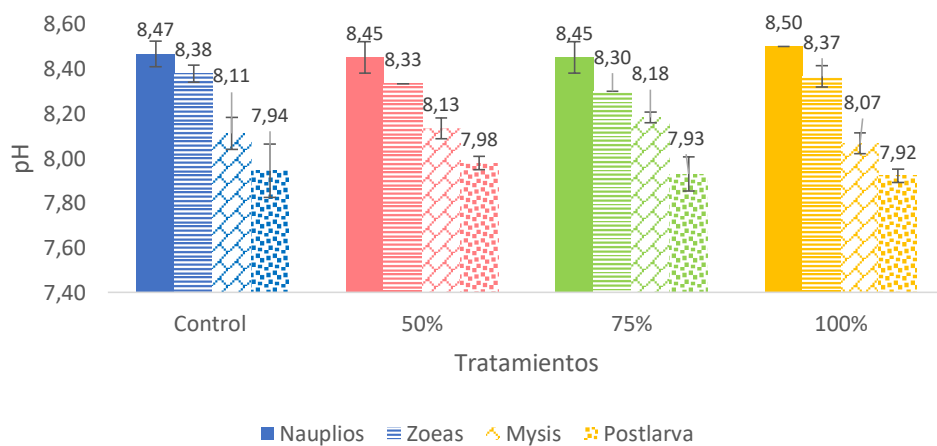


Gráfico 2 Relación del pH con larva en *Penaeus vannamei*, Tratamiento 50%, 75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12.

Tabla 5 Relación del pH con larva *Penaeus vannamei* sometidos a diferentes Tratamientos (50%, 75%, 100%) de fuente de carbono para una mejor producción, valores medios y desviación estándar (media \pm DS).

	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
Estadios	Control	50%	75%	100%
Nauplios	8,47 \pm 0,06	8,45 \pm 0,07	8,45 \pm 0,07	8,50 \pm 0,00
Zoea	8,38 \pm 0,04	8,33 \pm 0,00	8,30 \pm 0,00	8,37 \pm 0,05
Mysis	8,11 \pm 0,07	8,13 \pm 0,05	8,18 \pm 0,02	8,07 \pm 0,05
Postlarvas	7,94 \pm 0,12	7,98 \pm 0,03	7,93 \pm 0,08	7,92 \pm 0,03

8.1.1.2. Temperatura

Los datos de la temperatura en el cultivo de larvas *Penaeus vannamei* al inicio de la experimentación correspondieron a 32,47 \pm 0,06 °C en el Control, Tratamiento I 32,50 \pm 0,14 °C, en el Tratamiento II de 32,50 \pm 0,14 °C y 32,55 \pm 0,07 °C en el Tratamiento III, sin embargo, los efectos de la temperatura menor a 24 °C o mayor a 37 °C en una producción de camarón puede dificultar el crecimiento del organismo (Villalva, 2019), de tal manera que, para un mejor rendimiento del cultivo se mantuvo controlado el ambiente, regulando la temperatura con un mínimo de 32.40 °C y máximo de 33.50 °C como se observa en el gráfico 3 con el fin de obtener un buen desarrollo durante la corrida.

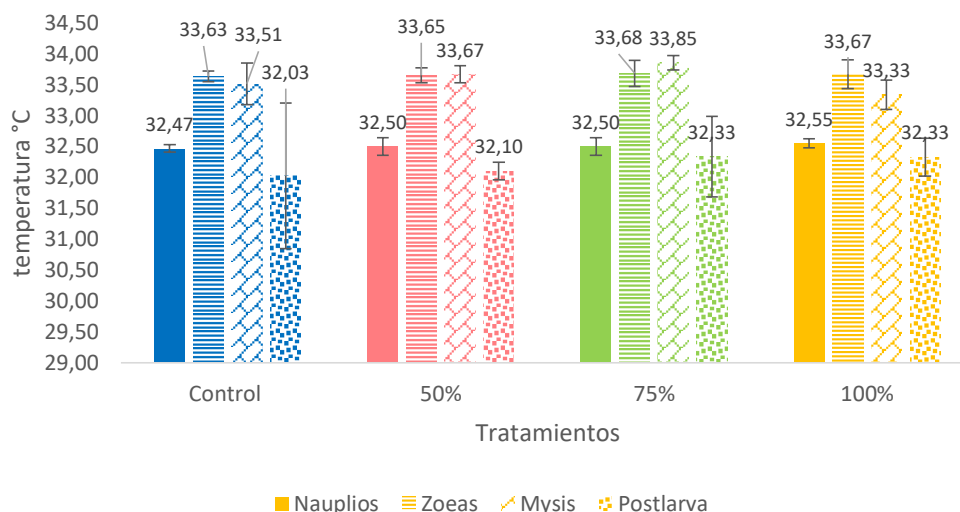


Gráfico 3 Relación de la temperatura con larva *Penaeus vannamei*, Tratamiento 50%, 75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12.

Tabla 6 Relación de la temperatura con larvas *Penaeus vannamei* sometidos a diferentes Tratamientos (50%, 75%, 100%) de fuente de carbono para una mejor producción, valores medios y desviación estándar (media \pm DS).

	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
Estadios	Control	50%	75%	100%
Nauplios	32,47 \pm 0,06 °C	32,50 \pm 0,14 °C	32,50 \pm 0,14 °C	32,55 \pm 0,07 °C
Zoea	33,63 \pm 0,09 °C	33,65 \pm 0,12 °C	33,68 \pm 0,21 °C	33,67 \pm 0,24 °C
Mysis	33,51 \pm 0,34 °C	33,67 \pm 0,14 °C	33,85 \pm 0,12 °C	33,33 \pm 0,24 °C
Postlarvas	32,03 \pm 1,18 °C	32,10 \pm 0,14 °C	32,33 \pm 0,65 °C	32,33 \pm 0,31 °C

8.1.1.3. Nitrógeno Amoniacal Total (NAT)

En los datos del NAT relacionados con larvas *Penaeus vannamei* fueron similares, pero al final de la corrida los valores correspondieron a 7,00 \pm 0,96 mg/l en el Control, en el Tratamiento I 7,08 \pm 0,35 mg/l, en el Tratamiento II 6,83 \pm 1,18 mg/l y 6,33 \pm 0,00 mg/l en el Tratamiento III.

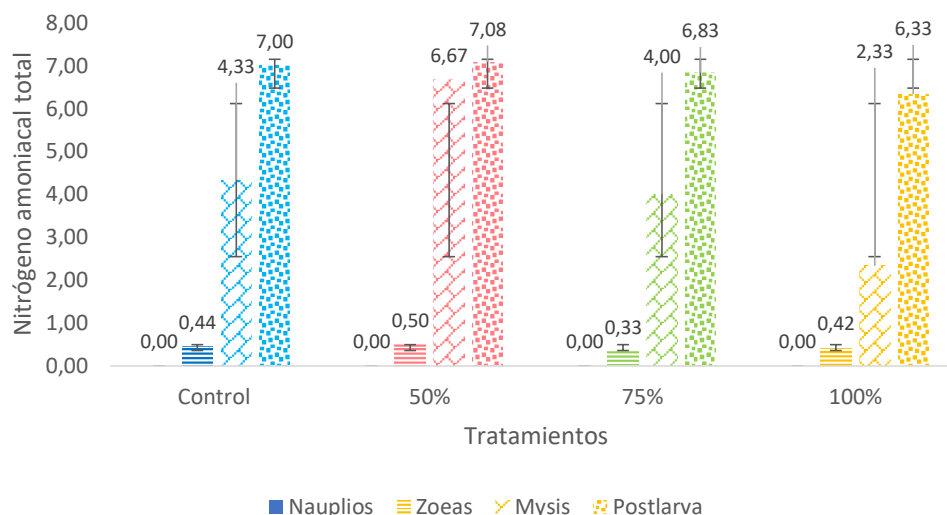


Gráfico 4 Relación del TAN con larva *Penaeus vannamei*, Tratamiento 50%, 75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a postlarvas 12.

Sin embargo, en el gráfico 4 se puede observar que se inició con un NAT de cero en la experimentación, esto debido a que los organismos en nauplio aún se alimentan de su vitelo por lo tanto, el agua está limpia y sin materia orgánica, pero con el cambio a mysis se pueden notar variaciones con promedio de $4,33 \pm 2,37$ mg/l en el Control, en el Tratamiento I con $6,67 \pm 0,00$ mg/l, ($4,00 \pm 0,00$ mg/l) en el Tratamiento II y $2,33 \pm 0,00$ mg/l en el Tratamiento III (Tabla 7), siendo la cantidad menor de este estadio. Esto suele suceder por el incremento de materia orgánica por parte de las heces del organismo, microalgas muertas y restos de alimento no ingerido, que pueden ser variante de patógenos en el medio del cultivo.

Tabla 7 Relación del NAT con larvas *Penaeus vannamei* sometidos a diferentes Tratamientos (50%, 75%, 100%) de fuente de carbono para una mejor producción, valores medios y desviación estándar (media \pm DS).

Estadio	Promedio	Promedio	Promedio	Promedio
	Control	50%	75%	100%
Nauplios	0,00	0,00	0,00	0,00
Zoea	$0,44 \pm 0,10$ mg/l	$0,50 \pm 0,00$ mg/l	$0,33 \pm 0,00$ mg/l	$0,42 \pm 0,12$ mg/l
Mysis	$4,33 \pm 2,37$ mg/l	$6,67 \pm 0,00$ mg/l	$4,00 \pm 0,00$ mg/l	$2,33 \pm 0,00$ mg/l
Postlarvas	$7,00 \pm 0,96$ mg/l	$7,08 \pm 0,35$ mg/l	$6,83 \pm 1,18$ mg/l	$6,33 \pm 0,00$ mg/l

8.1.1.4. Resultados obtenidos del (NH₃)

En los datos del NH₃ en el cultivo de larvas *Penaeus vannamei* se registró valores finales de $0,56 \pm 0,21$ mg/l en el Control, no mostró una mayor diferencia con los Tratamientos, presentándose en el Tratamiento I con cantidades de $0,56 \pm 0,06$ mg/l, Tratamientos II $0,53 \pm 0,17$ mg/l y Tratamiento III $0,46 \pm 0,04$ mg/l. Aunque no representaron diferencias significativas, se puede observar que, en el Control, Tratamiento I y II, los valores iniciales fueron de 0 - 0,10 mg/l hasta zoea y en mysis los valores estuvieron en $0,55 \pm 0,34$ mg/l en el Control, $0,79 \pm 0,09$ mg/l Tratamiento I, $0,55 \pm 0,02$ mg/l, Tratamiento II y Tratamiento III con $0,24 \pm 0,02$ mg/l, por lo tanto, con la aplicación del fermento de la simbiótica los valores se mantuvieron controlados gracias a la proliferación de microorganismo que ayudan a mejorar la calidad de agua.

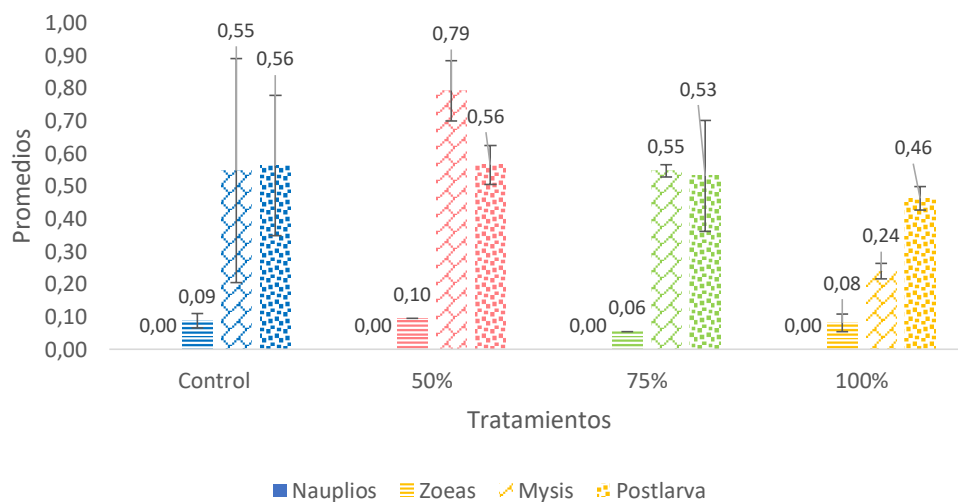


Gráfico 5 Relación del NH₃ con larva *Penaeus vannamei*, tratamiento 50%, 75% y 100%, control y réplica expuestos a una corrida de 19 días desde nauplio V a post-larva 12.

Además, se observa que en el gráfico 5 el Tratamiento III del 100 % de fermentación de la simbiótica el NH₃ aumentó de forma gradual manteniéndose en el final (postlarvas) en $0,46 \pm 0,04$ mg/l, siendo un rango

menor a los otros Tratamientos, por lo que podría inferirse que el fermento de la simbiótica con el polvillo de arroz como fuente de carbono ayuda a controlar parámetros como pH y niveles de oxígeno que son los más importantes para la variación de NH₃.

Tabla 8 Relación del NH₃ con larvas *Penaeus vannamei* sometidos a diferentes Tratamientos (50%, 75%, 100%) de fuente de carbono para una mejor producción, valores medios y desviación estándar (media ± DS).

Estadios	Promedio Control	Promedio 50%	Promedio 75%	Promedio 100%
Nauplios	0,00	0,00	0,00	0,00
Zoea	0,09 ± 0,02 mg/l	0,10 ± 0,00 mg/l	0,06 ± 0,00 mg/l	0,08 ± 0,03 mg/l
Mysis	0,55 ± 0,34 mg/l	0,79 ± 0,09 mg/l	0,55 ± 0,02 mg/l	0,24 ± 0,02 mg/l
Postlarvas	0,56 ± 0,21 mg/l	0,56 ± 0,06 mg/l	0,53 ± 0,17 mg/l	0,46 ± 0,04 mg/l

8.2. Ventajas y desventajas del uso de la tecnología simbiótica

Para determinar ventajas y desventajas se procedió a evaluar diferentes factores de los tratamientos que, influyeron mediante el uso del fermento de la simbiótica durante los 19 días que duró la experimentación.

8.3.1. Ventajas

Para las ventajas, analizadas a través de los experimentos se registraron los siguientes factores, tanto en los experimentos con simbiótica como en el tanque de control.

Recambio de Agua: Según los datos obtenidos del experimento, los recambios de agua diarios se efectuaron a partir de mysis III, a continuación, se detalla los resultados obtenidos (Tabla 9).

Tabla 9 Cantidad de recambio de agua diario durante el experimento.

Recambios de Agua Diario	Cantidad			
	CONTROL	Tratamiento I	Tratamiento II	Tratamiento III
	40%-50%	30%- 40%	30%-50%	10%-30%

Sobrevivencia: Mediante la experimentación se evidencia el total de larvas vivas durante los 19 días donde el Tratamiento III registro la cantidad mayor de 6´176.667 millones en comparación al tanque control que obtuvo un total de 5´264.444 millones, en la tabla 10 se detalla los resultados obtenidos.

Tabla 10 Total de larvas vivas de los diferentes tratamientos.

	CONTROL	Tratamiento I	Tratamiento II	Tratamiento III
Millones de larvas vivas	5´264.444	5´106.667	5´068.333	6´176.667

NH₃: El Amonio determinado por medio de la aplicación de App Store (Blue aqua) en los tratamientos con fermento de la simbiótica muestra un resultado favorable para el desarrollo del cultivo de camarón *Penaeus vannamei*, en la tabla 11 se detalla lo mencionado.

Tabla 11 NH₃ de los diferentes Tratamientos realizados.

	CONTROL	Tratamiento I	Tratamiento II	Tratamiento III
NH ₃ (mg/L)	0,56 ± 0,21 mg/l	0,56 ± 0,06 mg/l	0,53 ± 0,17 mg/l	0,46 ± 0,04 mg/l

Desventajas

Mayor demanda de equipos: Los equipos deben ser de uso exclusivo para cada Tratamiento debido a la fácil contaminación, por lo tanto, trabajar con bacterias inoculadas requiere ser muy aséptico en este tipo de

experimentos. A continuación, en la tabla 12 se detalla los equipos requeridos para la instalación de los tratamientos.

Tabla 12 equipos requeridos para los Tratamientos experimentales.

	CONTROL	Tratamiento I	Tratamiento II	Tratamiento III
		Análisis de agua (kit de amonio 1 y 2)		
		Generación eléctrica de emergencia (transformador)		
Equipos		Aireación (blowers, piedras difusoras)		
		Sistemas de aireación u oxigenación de emergencia (tanques de oxígeno)		

La mayor demanda de equipos requeridos para el experimento se evidencia en los Tratamientos con la simbiótica, como es el caso de los equipos de aireación ya que estos Tratamientos necesitan estar aireados las 24 horas del día.

Materia orgánica en el fondo: Al final de la experimentación se pudo observar en los tanques residuos de polvillo de arroz, alimento no ingerido y restos de materia orgánica con un olor no característico de una corrida normal, sin embargo, esto no represento un problema mayor.

Polvillo de arroz: Con respecto al ingrediente principal de la experimentación que, además, de ser fuente de carbono sirve como alimento directo para larvas de camarón, por lo tanto, la dieta diaria para los organismos se debería regular, para evitar materia orgánica y solidos suspendidos, que puede representar problemas durante la producción.

9. Discusión

Se llevaron a cabo diferentes Tratamientos para comprobar la efectividad del polvillo de arroz como fuente alternativa de carbono usando la tecnología de la simbiótica en el cultivo de larvas de camarón, desde nauplios hasta postlarvas de *Penaeus vannamei* en el laboratorio Hendrix Genetics.

No obstante, los análisis y pruebas de los datos obtenidos en la etapa experimental se realizaron con el propósito de determinar la supervivencia de larva de camarón, con los resultados generados en la presente investigación se puede decir que, la cantidad de supervivencia en las larvas mejoró con la tecnología de la simbiótica al 100% en comparación con los controles que no contenía este tipo de producto benéfico.

Los datos adquiridos en los parámetros físicos-químicos NAT en el experimento se presentó en un rango de 0,00 mg/l hasta 6,80 mg/l en los Tratamientos I, II y III con la fermentación de la simbiótica, de tal manera que, los resultados generados en este indicador se muestran contrario a lo establecido por Boyd (2001), quien recomienda un NAT desde 0 hasta 2 mg/l en los cultivos de camarón, sin embargo, se puede considerar que los antecedentes determinados en esta investigación corresponden a fases de estadios más avanzados.

Sin embargo, los valores más bajos de pH registrados en esta experimentación, se presentaron con promedio de 7,9 en postlarvas, por lo cual, el pH no fue un factor de riesgo para la salud de las larvas de *Penaeus vannamei* y se mantuvo en niveles óptimos para el crecimiento, de tal manera FAO (2016), manifiesta que el pH debe estar en un rango entre 7,0 y 8,7. No obstante, al inicio del experimento presentó valores máximos de

8,5 que tendió a disminuir mediante los días de desarrollo del cultivo. Según Boyd (2001), manifiesta que los cambios de pH en estos estadios larvales se dan mayormente por el incremento de microalgas y alimentación, de tal manera, se recomienda que las variaciones diarias en el pH no pueden exceder de 0,5 porque esto afectaría al metabolismo del organismo causando estrés y crecimiento lento.

Los datos de temperatura registrados en este experimento son característicos de un ciclo de siembra de larvas de camarón de *Penaeus vannamei* en la empresa Hendrix Genetics. La temperatura de las réplicas y control varió entre los 32,47 °C hasta 33,87 °C durante la fase de desarrollo. De tal manera que, Wyban et al. (1995) manifiesta que para un crecimiento óptimo de larvas de camarón la temperatura debe ser superior a los 30 °C. Por lo tanto, en este experimento se mantuvo una temperatura controlada en los rangos óptimos para el cultivo.

La concentración de NH₃ se elevó con promedio de hasta 0,79 mg/l en los ensayos, pero mantuvo valores de 0,50 mg/l durante todo el ciclo larval, que son relativamente bajos comparados con lo reportado por Ray et al. (2011) de 1,5 mg/l y Artilles-Rodríguez (2002) con 0,95 mg/l en cultivos intensivos, pero son mayores a lo registrado por Casillas (2007) con valor de 0.11 mg/l, considerando también lo de Milstein et al. (2005) con 0,04 mg/l para los sistemas extensivos y semi-intensivos. Esto puede corresponder que los niveles de amonios tienden a incrementar como resultado de la acumulación de restos de alimento no ingerido por el organismo. Por lo tanto, Boyd (2001) menciona que un rango óptimo de NH₃ para cultivo de larvas de camarón es entre 0,2 y 2,0 mg/l concluyéndose que en este experimento las larvas de camarón no estuvieron expuestas a concentraciones que pudieran afectar por toxicidad a los organismos.

10. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

10.1. Conclusiones

El fermento de la simbiótica aplicada al camarón *Penaeus vannamei*, tuvo un impacto positivo en la supervivencia de larva, mejorando el porcentaje de organismos al final de la corrida en el Tratamiento III en comparación al porcentaje obtenido en el control que se manejó con producto tradicional, confirmando la hipótesis de esta investigación.

Mediante el uso del polvillo de arroz como fuente de carbono en la tecnología de la simbiótica se obtuvieron ventajas tales como, la reducción de NH_3 y el NAT que pueden aportar al rendimiento en la corrida en comparación a los sistemas de cultivo con productos tradicionales.

Se determinó que existe una correlación positiva en los parámetros como temperatura y pH evaluados en los tratamientos, lo cual evidencia que el control de los parámetros aumenta la viabilidad del experimento.

Con el uso de la simbiótica se pudo obtener ciertas ventajas que favorecieron a la sobrevivencia del cultivo *Penaeus vannamei*. Aunque, se debe ser más eficientes en la preparación y aplicación, además, de tomar medidas de bioseguridad en la mezcla de la simbiótica para evitar contaminación y poder obtener mejores resultados.

10.2. Recomendaciones

Comparar la calidad del camarón y su sobrevivencia con diferentes marcas de bacterias o tratamientos, por lo que existen pocos estudios relacionados con la tecnología de la simbiótica.

Realizar en futuras investigaciones referentes al fermento de la simbiótica con polvillo de arroz con el propósito de determinar una fórmula orgánica más efectiva, y poder controlar parámetros químicos esenciales en cultivo de las larvas como: nitritos, nitratos, pH entre otros que son de mucha importancia para mejorar una producción de camarón.

Dar a conocer este tipo de técnicas con el objetivo de que pueda ser aplicada en más empresas acuícolas, siendo una alternativa para la fuente de carbono y a la vez sustituir a la melaza para mejorar el rendimiento de cultivo de camarón.

Realizar experimentaciones en lugar más aséptico para alcanzar mayor efectividad en la proliferación de bacterias heterótrofas para obtener una mejor calidad de agua donde el organismo pueda tener un ambiente más apropiado para garantizar su desarrollo.

Bibliografía

- Almache, J. (2020). Determinación de los parámetros productivos del camarón “*Litopenaeus vannamei*” complementados con harina de maíz, encultivo sostenible (arroz-camarón). Obtenido de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/49199/1/almache%20cevallos%20joseph-tesis%20camar%c3%b3n.pdf>
- Amparo, A. (2019). Aplicación de la tecnología de biofloc (bft) al cultivo de totoaba macdonaldi. Obtenido de tesis de maestría, centro de investigación científica y de educación superior de ensenada: https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/2762/3/tesis_amparo_venegas_andre%cc%81s_30_ene_2019.pdf
- Aurea, W. C. (2017). Uso de probiotico en acuicultura. Pbiotech, 4.
- Auria, W. C. (09 de agosto de 2008). Pbiotechsa. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/428030342/porque-utilizar-polvillo-de-arroz-y-probioticos-como-suplemento-en-la-produccion-de-camaron>
- Avnimelech. (28 de octubre de 2009). Scribd. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/428030342/porque-utilizar-polvillo-de-arroz-y-probioticos-como-suplemento-en-la-produccion-de-camaron>
- Ayala, E. (2017). Efecto de la inclusión de harina de langostilla (*Pleuroncodes planipes*) en el alimento sobre la expresión y actividad enzimática digestiva en el intestino del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). Centro de investigaciones biológicas, 1 - 24.
- Beltran, C. T. (machala de noviembre de 2020). Bacterias simbioticas marinas pseudovibrios denitrificns excluye vibrios patogenos y modifica la microbiota en camaron. Escuela superior politecnica del litoral. Ecuador.
- Bermello. (2017). Estudio de factibilidad para la implementación de una empresa de cultivo de camarón en la jaula en Puerto Engabao. Guayaquil: Universidad Estatal de Guayaquil.
- Bermudez, M. D. (2015). Desarrollo de cultivo *Litopenaeus vannamei* en un sistema de cultivo extensivo con biofloc y nulo recambio de agua. Aquatic, 2.
- Betran, C. T. (2020). Bacteria simbiótica marina pseudovibrios nitrificant excluye vibrios patogenos y modifica la microbiota en camaron. Espol, 30.
- Boyd, C. (2001). Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón. Managua, Nicaragua.: Editorial-imprensa UCA.
- Cabrera, S., & Lara, S. (2014). UNAM . Ruil unanleon, <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3183/1/22566>.

- Casillas-Hernández. (2007). Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies. *Aquaculture Engineering*, 36:105-114.
- Castillo, M. (2018). "Consultoría sobre productividad del sector agropecuario ecuatoriano con énfasis en banano, cacao, arroz y maíz duro". *Rimisp*, 1 - 17.
- Castro Jonathan, M. M. (2016). Euso del polvillo de arroz como alternativa de alimento inerte para el desarrollo laravario de *Artemia sp* en acuicultur . *Revista tecnologica espol*, 1-10. Obtenido de uso del polvillo de arroz como alternativa de alimento inerte para el desarrollo larvario de *Artemia sp* en acuicultura.
- Castro, Y. E. (2018). Alimentos con ensilados de calamar, soya y como en la pre- engorda de juveniles de camaron blanco (*Litopenaeus vannamei*) en un cultivo hiperintensivo con bioflc. *Univeridad baja California Sur*, 30.
- Celi, L. (2017). Analisis y comparacion de indicadores en la cria y engorde de *Litopenaeus vannamei* en la provincia de el oro. *El Oro: Universidad Técnica de Machala*.
- Chachapoya, D. (2018). Producción de alimentos balanceados en una planta procesadora en el cantón cevallos. <file:///d:/descargas/cd-5974.pdf>
- Chamberlain. (2017). Frontires in shrimp nutrition . *Swimming through troubled water proceedings of de world aquaculture society*, 108 - 114.
- Chu, C., & Lee, D. (2017). Multiscale structures of biological flocs. *Chemical engineering science*, 1875-1883.
- Chuyes, K. C. (30 de septiembre de 2019). Scribd. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/428030342/porque-utilizar-polvillo-de-arroz-y-probioticos-como-suplemento-en-la-produccion-de-camaron>
- Colvin, I., & Brand, I. (2018). The protein requirement of penaeid shrimp at various life-cycle stages in controlled environment systems. *Proceedings of the annual meeting world mariculture society* 8 (1-4), 821 - 840.
- Crab, R., kochva, M., Verstraete, W., & Avnimelech, Y. (2017). Bio-flocs technology application in over-wintering of tilapia. *Aquac eng* 40, 105-112.
- Cruz, A. (2018). "Utilización de enzimas lipasas en la extracción de proteínas del polvillo de arroz. <https://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/84860b22-7dbc-4fe2-b7fa-e9b4950100fc/d-88004.pdf>
- De Schryver, P. (2018). The basics of bioflocs technology the added value for aquaculture. *Aquaculture* 277(3), 125-137.

- Diaz, A., & Figueroa, R. (2018). Sistema acuícola, acuicultura. Obtenido de <https://sistema-acuicola-acuicultura-tipos/sistema-acuicola-acuicultura-tipos>
- Eric Leclercq, F. C. (2020). Uso de derivados de la levadura para apoyar la producción acuícola. *All about feed*, 2.
- FAO. (6 de marzo de 2016). El *Penaeus vannamei*, es nativo de la costa Oriental del Océano Pacífico y está distribuido desde aproximadamente el alto Golfo de California hasta Perú. El *Penaeus vannamei*, es nativo de la costa Oriental del Océano Pacífico y está distribuido desde aproximadamente el alto Golfo de California hasta Perú.
- FAO. (2017). Manual operativo y definición de un laboratorio de 160 millones de pl/año. Obtenido de <https://www.fao.org/3/ac410s/ac410s00.htm#toc>
- FAO. (2020). Visión general del sector acuícola nacional.
- Fox, J., & Treece, G. (2017). Nutrición y manejo del alimento. Métodos para mejorar la camaricultura en centroamérica. *Mc, haws y ce, boyd* , 65 - 90.
- Gobierno de México. (2018). Acuicultura-camaron-blanco-del-pacifico. Obtenido de www.gob.mx.
- González, F. (2022). Simbiótica en acuicultura. *Piscicultura en acuicultura*, 1 - 12.
- Hargreaves, J. (2016). Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquaculture engineering* 34, 344–363.
- Jaen Cruz, A. A. (2013). Efectos de la melaza en el cultivo *Litopenaeus vannamei* como inhibidor de crecimiento de vibrios sp a nivel de estanques . Trabajos de titulación facultad ciencias agropecuarias. Machala, Ecuador: universidad técnica de machala.
- Jory, D. (2018). La producción actual, desafíos y el futuro del cultivo del camarón. *global aquaculture alliance*.: <https://www.aquaculturealliance.org/advocate/la-produccion-actualdesafios-y-el-futuro-del-cultivo-del-camaron/?headlessprint=aaaaapia9c8r7gs>.
- Kawahigashi, D. (2018). Simbiótica en cultivos de camaron *Penaeus vannamei*. *Science*, 2-30.
- Kawahigashi, D. (2022). El fermento de salvado arroz es el nuevo motor de la acuicultura simbiótica. <https://www.bioaquafloc.com/aquamimicry/el-fermento-de-salvado-arroz-es-el-nuevo-motor-de-la-acuicultura-simbiotica/>
- Kesarcodi, W (2008). Probiótico en Acuicultura. *SciELO*, 274: 1-14.

- Lara, C. (2015). Desarrollo de camarón *Litopenaeus vannamei* en un sistema de cultivo intensivo con biofloc y nulo recambio de agua. *Aquatic* 43, 1 - 3 <http://www.revistaaquatic.com/ojs/index.php/aquatic/article/view/263>.
- Lara, C., Espinoza, A., Rivera, M., Cienfuegos, K., Acedo, E., & Carmen, J. (2017). Desarrollo de camarón *Litopenaeus vannamei* en un sistema de cultivo intensivo con biofloc y nulo recambio de agua. *Revista aquatic* 43, 1 - 13.
- Lara, J. L. (2016). Uso de polvillo de arroz como alternativa de alimento larvario para artemia sp en acuicultura. *Revista tecnologica* , 29.
- Li, E., Wang, X., & Chen, K. (2017). Physiological change and nutritional requirement of pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* at low salinity. *Reviews in aquaculture* 9(1), 57-75.
- Milstein, A. M. (2005). Wahab, A.H.M. Kamal, S. Dewan. 2005. Characterization of water quality in shrimp ponds of different sizes and with different management regimes using multivariate statistical analysis. *Aquaculture International*, 13;501-518.
- Miranda, I., Valles, J., Sánchez, R., & Alvarez, Z. (2017). Cultivo del camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) en agua dulce. *Revista científica* 20, 339 - 346.
- Morales, J. L. (2006). Técnicas simbióticas en producción acuícola. *Zamorano*, 27.
- Nuñez, I. M. (2019). Análisis del efecto sustitutivo de alimento comercial por sistemas biofloc en cultivos dulceacuícolas del camarón "*Litopenaeus vannamei*". *Universidad de Cuenca*, 22.
- Perez, M. D. (2021). Los probióticos y sus metabolitos en la acuicultura, una revisión. <https://scielo.org.mx/scielo.php?pid=s0188-88927020000100093&script=arttext#b18>
- Ponce, M. A. (noviembre de 2020). Evaluación económica de paquetes alimenticios. *Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras*.
- Poveda, C., & Cerdá, M. (2017). Evaluación de varias fuentes de proteína vegetal en dietas para camarón *Litopenaeus vannamei*. *Valencia: Universitat Politècnica de Valencia*.
- Ramírez, I. C. (2017). *Bacillus spp*: una alternativa para la promoción vegetal. *Artículo de revisión*, 56.
- Rivera, H. (2018). Análisis de oferta y demanda del camarón en la provincia de El Oro y Ecuador en los últimos ocho años.
- Romano, N., & Kumar, V. (2018). Alternative and new sources of feedstuffs. *Enzymes in human and animal nutrition*. DOI:10.1016/b978-0-12-805419-2.00019-8

- Romero, M. (2020). M.r. Acuinpro. Acuicultura - investigación – producción. Pol. Conocimiento Vol. 5, No 08, 1 - 12.
- Tan, B., Mai, K., & Zheng, S. (2017). Replacement of fish meal by meat and bone meal in practical diets for the white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Aquaculture research* 36 (5), 439 - 444.
- Tomalá, C. (2020). "Bacteria simbiótica marina *Pseudovibrio denitrificans* excluye vibrios patógenos y modifica la microbiota en camarón". <http://www.cenaim.espol.edu.ec/sites/cenaim.espol.edu.ec/files/2020/publicaciones/tesis/2020%20cecilia%20tomala.pdf>
- Torres, J., & Duran, S. (2015). Fosfolípidos: propiedades y efectos sobre la salud. *Madrid* 31(1), 76-83.
- Valderrama, D. (2019). Revisión de la producción mundial de camarones. <https://www.globalseafood.org/advocate/goal-2019-revision-de-la-produccion-mundial-de-camarones/>
- Viana, M. T. (30 - 31 de agosto de 2022). Panorama acuicola. <https://panoramaacuicola.com/2022/02/07el-uso-de-probiotico-en-la-produccion-de-larva-Litopenaeus-vannamei>.
- Wyban. (1991). Intensive shrimp production technology: The Oceanic. Honolulu Hawaii, 158p.
- Wyban, J., & A. (1995). Temperature effects on growth, feedin grate and feed conversion of the Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture*, 138.
- Yambya, R., & Alvarez, M. (2017). Cultivo intensivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en sistemas cerrados de recirculación. Obtenido de tesis de grado, Universidad de Guayaquil: <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/21008>

ANEXOS

Anexo 1. Dosificación de la simbiótica para cada Tratamiento a, 50%,75% y 100% David kawahigashi (2022)

Dosificación al 100% de simbiótica																			
Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
dosis de simbiótica(ml/ton)	100	150	200	250	300	400	500	600	800	1000	1000	1000	1000	1000	1000	1000	1000	1000	1000
dosis simbiótica (ml/tq)	2500	4050	6000	8500	11400	16000	20000	24000	32000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000
Tanque control	Productos tradicionales																		
tanque 1 experimento 1 (ml)	2500	4050	6000	8500	11400	16000	20000	24000	32000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000
tanque 2 experimento 1 (ml)	2500	4050	6000	8500	11400	16000	20000	24000	32000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000	40000
total de simbiótica en litro:	5	8.1	12	17	22.8	32	40	48	64	80	80	80	80	80	80	80	80	80	80
Dosificación al 75% de simbiótica																			
Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
dosis de simbiótica(ml/ton)	75	112,5	150	187,5	225	300	375	450	600	750	750	750	750	750	750	750	750	750	750
dosis simbiótica (ml/tq)	1875	3037,5	4500	6375	8550	12000	15000	18000	24000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000
Tanque control	Productos tradicionales																		
tanque 1 experimento 1 (ml)	1875	3037,5	4500	6375	8550	12000	15000	18000	24000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000
tanque 2 experimento 1 (ml)	1875	3037,5	4500	6375	8550	12000	15000	18000	24000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000	30000
total de simbiótica en litro:	3,75	6,75	9	12,75	17,1	24	30	36	48	60	60	60	60	60	60	60	60	60	60
Dosificación al 50% de simbiótica																			
Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
dosis de simbiótica(ml/ton)	50	75	100	125	150	200	250	300	400	500	500	500	500	500	500	500	500	500	500
dosis simbiótica (ml/tq)	1250	2025	3000	4250	5700	8000	10000	12000	16000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000
Tanque control	Productos tradicionales																		
tanque 1 experimento 1 (ml)	1250	2025	3000	4250	5700	8000	10000	12000	16000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000
tanque 2 experimento 1 (ml)	1250	2025	3000	4250	5700	8000	10000	12000	16000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000	20000
total de simbiótica en litro:	2,5	4.050	6	8,5	11,4	16	20	24	32	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40

Anexo 2. Dosificación de productos tradicionales para cada Tratamiento.

Dosificación de productos tradicionales 100% - tanques control																				
Dia	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	total en Gr
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12	
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
Epicin 3W ppm/ton	5	3	3	3	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Epicin 3W ppm/tanque	125	81	90	102	76	80	80	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
Epicin G-2 ppm/ton	3	3	3	3	3	3	3	2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1
Epicin G-2 ppm/tanque	75	81	90	102	114	120	120	80	80	80	80	80	40	40	40	40	40	40	40	40
Ecovita H ppm/ton	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Ecovita H ppm/tanque	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/ton	0	0	0	0	0	0	0	3	3	3	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/tanque	0	0	0	0	0	0	0	120	120	120	120	120	0	0	0	0	0	0	0	0
Pro-4000 ppm/ton	0	0	0	0	2	2	2	2	2	2	2	2	3	3	3	3	3	3	3	3
Pro-4000 ppm/tanque	0	0	0	0	76	80	80	80	80	80	80	80	120	120	120	120	120	120	120	1476
Dosificación de productos tradicionales 50%																				
Dia	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	total en Gr
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12	
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
Epicin 3W ppm/ton	2,5	1,5	1,5	1,5	1	1	1	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Epicin 3W ppm/tanque	62,5	40,5	45	51	38	40	40	20	20	20	20	20	20	20	20	20	20	20	20	20
Epicin G-2 ppm/ton	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1	1	1	1	1	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Epicin G-2 ppm/tanque	37,5	40,5	45	51	57	60	60	40	40	40	40	40	20	20	20	20	20	20	20	20
Ecovita H ppm/ton	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0
Ecovita H ppm/tanque	12,5	13,5	15	17	19	20	20	20	20	20	20	20	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/ton	0	0	0	0	0	0	0	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/tanque	0	0	0	0	0	0	0	60	60	60	60	60	0	0	0	0	0	0	0	0
Pro-4000 ppm/ton	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5
Pro-4000 ppm/tanque	0	0	0	0	38	40	40	40	40	40	40	40	60	60	60	60	60	60	60	738
Dosificación de productos tradicionales 25%																				
Dia	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	total en Gr
estadio de larva	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12	
Vol. del tanque/ton	25	27	30	34	38	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40
Epicin 3W ppm/ton	1,25	0,75	0,75	0,75	0,5	0,5	0,5	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25
Epicin 3W ppm/tanque	31,25	20,25	22,5	25,5	19	20	20	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Epicin G-2 ppm/ton	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25
Epicin G-2 ppm/tanque	18,75	20,25	22,5	25,5	28,5	30	30	20	20	20	20	20	10	10	10	10	10	10	10	10
Ecovita H ppm/ton	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0
Ecovita H ppm/tanque	6,25	6,75	7,5	8,5	9,5	10	10	10	10	10	10	10	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/ton	0	0	0	0	0	0	0	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0	0	0	0	0	0	0	0
Epicin Normai ppm/tanque	0	0	0	0	0	0	0	30	30	30	30	30	0	0	0	0	0	0	0	0
Pro-4000 ppm/ton	0	0	0	0	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75	0,75
Pro-4000 ppm/tanque	0	0	0	0	19	20	20	20	20	20	20	20	30	30	30	30	30	30	30	369

Anexo 3. Datos obtenidos de los organismos vivos en cada uno de los Tratamientos

Tratamiento 1 (50% simbiótica - 50% Productos tradicionales)

Tratamiento 50%									
Estadio	Tanque control			Replica 1			Replica 2		
	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%
Nauplio	320	8000000	100	320	8000000	100	320	8000000	100
Zoea	221	7514000	94	200	6800000	85	201	6834000	85
Mysis	170	6800000	85	157	6280000	79	161	6440000	81
Post larva	120	4800000	60	101	4040000	51	106	4240000	53

Tratamiento 75%									
Estadio	Tanque control			Replica 1			Replica 2		
	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%
Nauplio	320	8000000	100	320	8000000	100	320	8000000	100
Zoea	222	7548000	94	210	7140000	89	201	6936000	87
Mysis	190	7600000	101	174	6960000	87	161	6440000	81
Post larva	112	4480000	59	97	3880000	49	106	3760000	47

Tratamiento 100%									
Estadio	Tanque control			Replica 1			Replica 2		
	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%	Nº larvas/l	Total de larvas	%
Nauplio	320	8000000	100	320	8000000	100	320	8000000	100
Zoea	223	7582000	95	200	7752000	97	234	7956000	99
Mysis	190	7600000	95	157	7760000	97	195	7800000	98
Post larva	105	4200000	53	101	5200000	65	136	5440000	68

Anexos 4. parámetros físicos-químicos pH, temperatura, NH₃, TAN

Tratamiento	pH
Control 50%	8,15
Tq1 E1 50%	8,14
Tq2 E1 50%	8,17
Control 75%	8,25
Tq1 E2 75%	8,13
Tq2 E2 75%	8,11
Control 100%	8,04
Tq1 E3 100%	8,07
Tq2 E3 100%	8,10

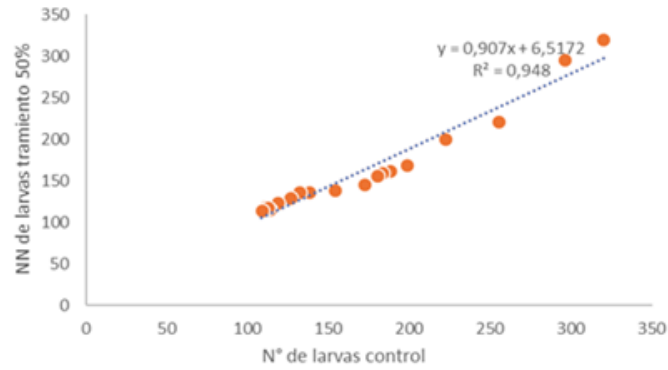
Tratamiento	Temperatura
Control 50%	32,04
Tq1 E1 50%	32,28
Tq2 E1 50%	32,41
Control 75%	31,89
Tq1 E2 75%	32,35
Tq2 E2 75%	32,44
Control 100%	32,31
Tq1 E3 100%	32,52
Tq2 E3 100%	32,43

Tratamiento	TAN
Control 50%	5,13
Tq1 E1 50%	4,50
Tq2 E1 50%	3,95
Control 75%	3,30
Tq1 E2 75%	2,90
Tq2 E2 75%	4,09
Control 100%	3,72
Tq1 E3 100%	3,72
Tq2 E3 100%	3,67

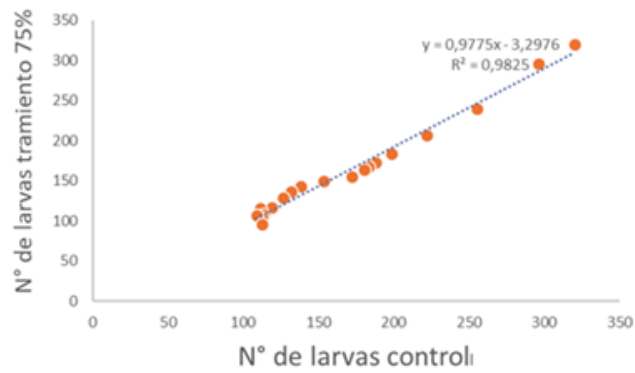
Tratamiento	NH ₃
Control 50%	0,44
Tq1 E1 50%	0,42
Tq2 E1 50%	0,40
Control 75%	0,34
Tq1 E2 75%	0,24
Tq2 E2 75%	0,32
Control 100%	0,22
Tq1 E3 100%	0,23
Tq2 E3 100%	0,22

Anexos 5 correlaciones de cada Tratamiento y Control en los diferentes estadios larvales.

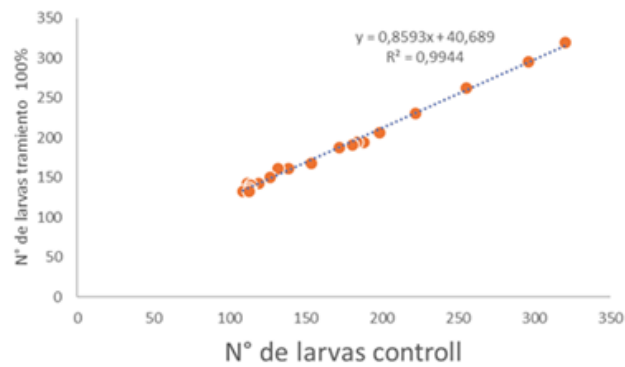
Tratamiento 50% de P.T y % de simbiótica



Correlación de Tratamiento a 25% P.T y 75% simbiótica

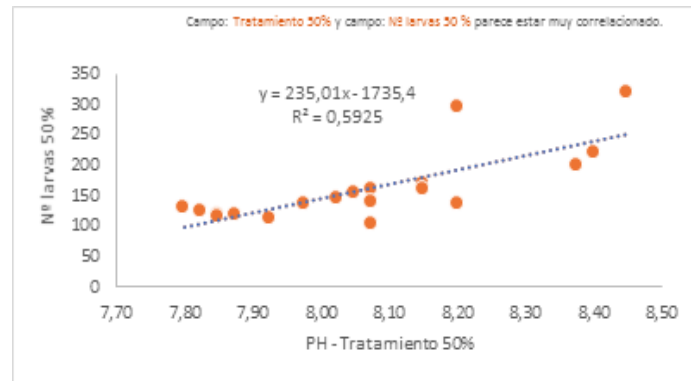


Correlación de datos en el Tratamiento 100% simbiótica

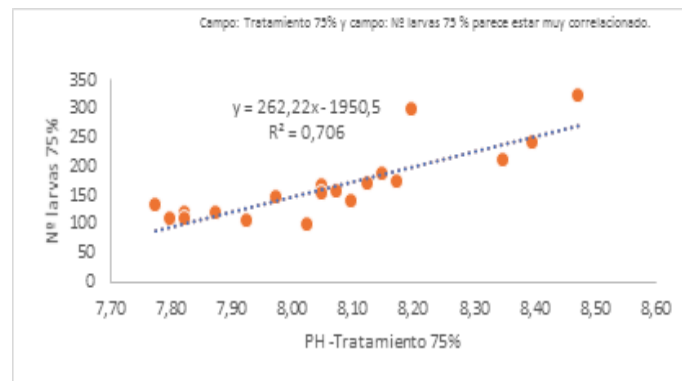


Correlación de datos del pH con el número de organismos

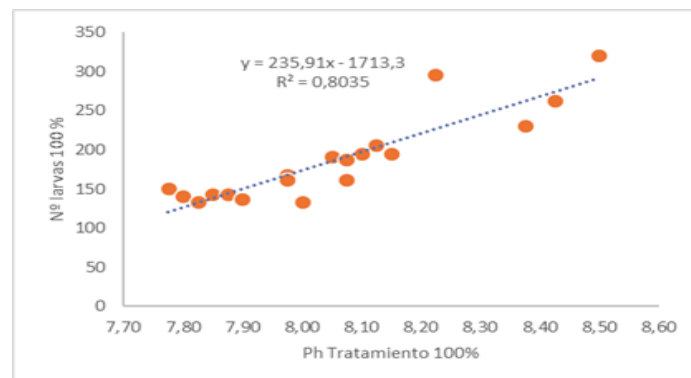
Correlación Tratamiento 50% y el N de larvas



Correlación Tratamiento 75% y el N de larvas.

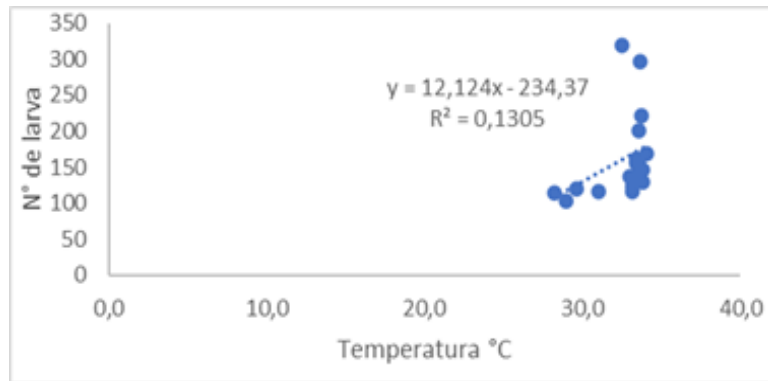


Correlación del pH Tratamiento 100% y el N de larvas.

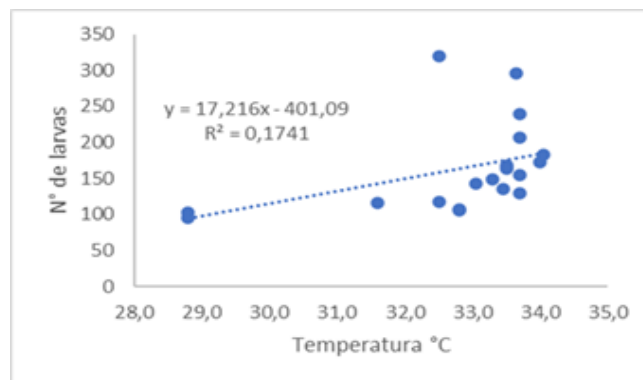


Relación de temperatura con los estadios larvales de camarón de los diferentes Tratamientos realizados.

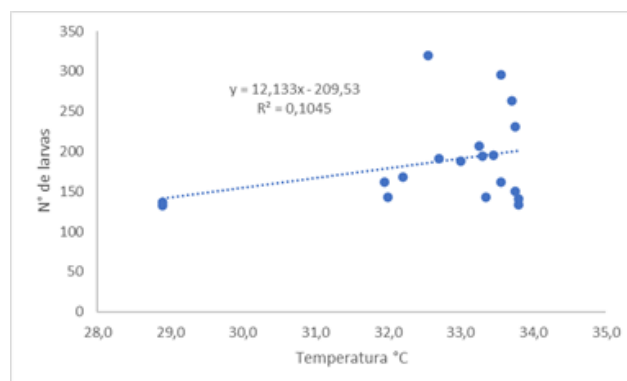
Correlación de Tratamiento 50% P.T y 50% simbiótica



Relación de datos de temperatura en los diferentes estadios larvales Tratamiento 25% P.T y 75 % simbiótica.

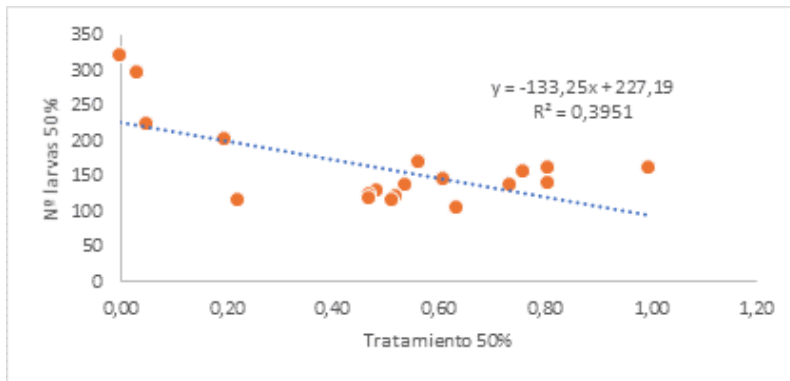


Relación de datos de temperatura en los diferentes estadios larvales Tratamiento 100% simbiótica.

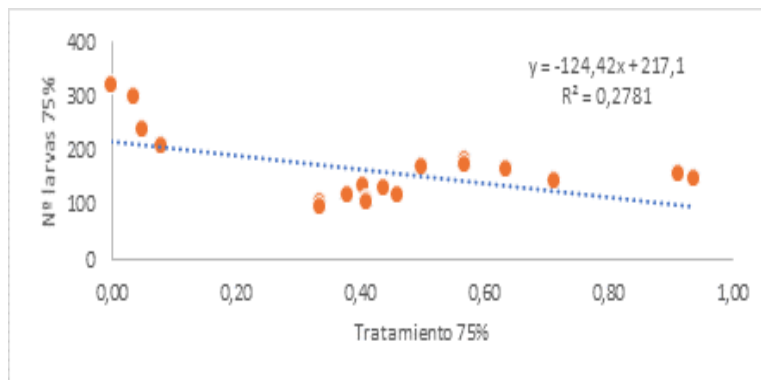


Relación de datos de NH₃ con los estadios larvales de camarón de los diferentes Tratamientos realizados.

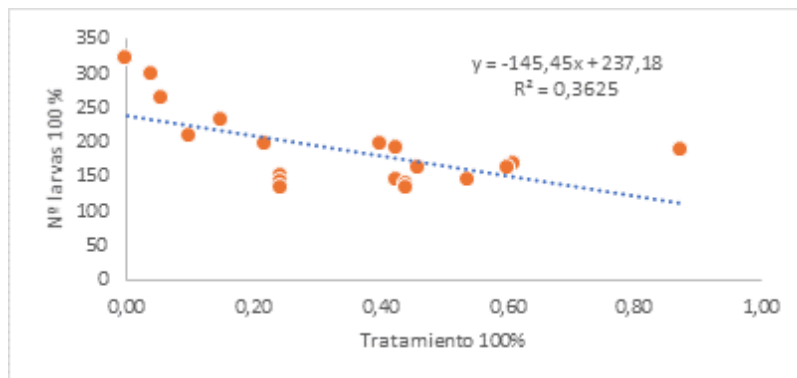
Correlación de Tratamiento 50% P.T y 50% simbiótica



Relación de datos de NH₃ en los diferentes estadios larvales Tratamiento 25% P.T y 75 % simbiótica.



Relación de datos de NH₃ en los diferentes estadios larvales Tratamiento 100% simbiótica.



Análisis de varianza de Control y replicas.

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Control	19	3242	170,631579	4112,30734
Tratamiento I	19	3059,5	161,026316	3590,01316
Tratamiento 2	19	3106,5	163,500000	3999,61111
Tratamiento 3	19	3559	187,315789	3053,75585

Análisis de varianza con los valores crítico la probabilidad en los Tratamientos

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	8008,17105	3	2669,39035	0,72362345	0,54116195	2,73180701
Dentro de los grupos	265602,374	72	3688,92186			
Total	273610,545	75				

Anexo 6











