

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**ACOMPañAMIENTO TÉCNICO EN EL MANEJO SANITARIO DE TILAPIA
(*OREOCHROMIS NILOTICUS*), EN EL CENTRO DE PRODUCCIÓN EL CAJÓN,
HONDURAS.**

POR:

ANGIE MICHELLE ZAMBRANO FUNEZ

**INFORME FINAL DE PRÁCTICA PROFESIONAL SUPERVISADA PRESENTADO A
LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A
LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO**



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS C.A.

MAYO 2024

**ACOMPañAMIENTO TÉCNICO EN EL MANEJO SANITARIO DE TILAPIA
(*OREOCHROMIS NILOTICUS*), EN EL CENTRO DE PRODUCCIÓN EL CAJÓN,
HONDURAS.**

POR:

ANGIE MICHELLE ZAMBRANO FUNEZ

Dra. YAHAIRA HERNANDEZ

Asesor principal

Ing. MARIO CUBAS

Asesor secundario

Ing. ARLIN LOBO

Asesor terciario

**INFORME FINAL DE PRÁCTICA PROFESIONAL SUPERVISADA PRESENTADO A
LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A
LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO**

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS C. A.

MAYO 2024

DEDICATORIA

A Dios todo poderoso por su gracia incomparable y darme fuerza y sabiduría para lograr cumplir esta meta.

A mi madre Evelin Leticia Fúnez Vásquez, por siempre apoyarme en todos mis sueños y brindarme un apoyo incondicional y ser el principal motivo por el cual he llegado hasta aquí.

A mi papá Wilfredo Barahona Amador, que ha sido la guía y el camino para llegar hasta este punto de mi carrera con su dedicación y palabras de aliento.

A mis hermanos Daniel Barahona y Keysi Barahona, gracias por su apoyo, cariño y por estar en los momentos más importantes de mi vida, este logro también es de ustedes.

A mi abuela Isolina Vásquez por ser mi fuente de inspiración, sabiduría y amor guiándome en cada paso.

AGRADECIMIENTO

Le agradezco a Dios todo poderoso por haberme acompañado y guiado a lo largo de mi carrera, por darme fortaleza en los momentos de debilidad y por brindarme una vida llena de aprendizaje.

A mis padres Evelin Leticia Funez Vásquez y Wilfredo Barahona Amador por apoyarme en todo momento, por haberme dado la oportunidad de tener una excelente educación y sobre todo ser un ejemplo de vida.

A la Universidad Nacional De Agricultura por ser mi alma mater y darme la oportunidad estudiar, por formarme profesionalmente brindándome las herramientas necesarias para afrontar la vida profesional. A mis tres asesores Doc. Yahaira Hernadez; Msc. Mario Hernandez; Msc. Arlin Lobo, por brindarme su apoyo, por compartir sus conocimientos y guiarme para la ejecución de mi Práctica Profesional Supervisada.

A mis compañeros Flor, Rider, Fernanda, Ana, Esteban, Alejandro, Karol, Axel, Lucio, Fernando, Marcela, Tulio, Rossner con los que he compartido grandes momentos, por darme ánimos cuando más lo necesitaba en mi estadía en la universidad.

A todo el equipo de Regal Spring por darme una cálida estadía y hacerme sentir parte de este gran equipo, por brindarme los conocimientos y experiencias durante mi Práctica Profesional Supervisada.

CONTENIDO

DEDICATORIA	3
AGRADECIMIENTO	4
RESUMEN.....	10
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1 Objetivo General.....	2
2.2 Objetivo Específico.....	2
III. REVISION DE LITERATURA	3
3.1 Antecedentes.....	3
3.2 Cultivo de tilapia en jaulas flotantes	3
3.3 Manejo sanitario en tilapia en jaulas flotantes.....	4
3.3.1 Bioseguridad	4
3.3.2 Cerco perimetral.....	5
3.3.3 Pediluvios	5
3.3.4 Desinfección de empleados	5
3.3.5 Redes anti-aves	6
3.3.6 Limpieza de mallas.....	6
3.3.7 Sanitización de equipos	6
3.3.8 Equipo de protección EPP	7
3.4 Enfermedades bacterianas	7
3.4.1 Columnaris.....	7
3.4.2 Franciselosis.....	9
3.4.3 Estreptococosis.....	11
3.5 Enfermedades parasitarias	13
3.5 Tricodiniasis	13
3.6 Enfermedades por hongos.....	16
3.6.1 Saprolegniasis	16
3.7 Enfermedades víricas	18
3.7.1 Septicemia hemorrágica viral (vhs).....	18

3.8 Inmunidad en peces.....	20
3.9 Sistema inmune en peces.....	20
3.9.1 Centros melanomacrófagos (CMMs)	21
3.9.2 Células Rodlet	21
3.10 Sistema inmune de mucosas	22
3.11 Inmunidad adquirida	22
3.12 Factores que afectan la respuesta inmune	23
3.12.1 Factores intrínsecos	23
3.12.2 Factores extrínsecos	24
3.13 Métodos de vacunación	25
3.13.1 Vacunación Intraperitoneal.....	25
3.13.2 Vacunación por inmersión.....	26
3.13.3 Vacunación Oral.....	26
3.14 Situación actual de las vacunas en acuicultura	27
3.15 Principales vacunadas utilizadas en peces.....	28
3.16 Recepción de vacuna.....	28
3.17 Mortalidad post vacunal	29
IV MATERIALES Y MÉTODOS.....	30
4.1 Ubicación del lugar	30
4.2 Materiales y equipos	31
4.3 Población de estudio	31
4.4 Método	31
4.5 Desarrollo de la práctica.....	32
4.6 Variables evaluadas.....	33
4.6.1 Efectividad vacunal	33
4.6.2 Tasa de supervivencia	33
4.6.4 Tasa de Mortalidad.....	34
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
5.1 Efectividad Vacunal en el cultivo de tilapia	35
5.2 Porcentaje de Supervivencia en el cultivo de tilapia	36
5.3 Registro de Mortalidad diaria en el cultivo de tilapia	37
5.4 Mortalidad acumulada en el cultivo de tilapia	38
VI. CONCLUSIONES	39
VII. RECOMENDACIONES.....	40

VII. BIBLIOGRAFÍA 41
VIII. ANEXOS..... 44

LISTA DE GRÁFICAS

Grafica 1	Efectividad Vacunal en el cultivo de tilapia	35
Grafica 2	1 Porcentaje de supervivencia en el cultivo de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	36
Grafica 3	Registro de Mortalidad diaria en el cultivo de tilapia	37
Grafica 4	Mortalidad acumulada en el cultivo de tilapia	38

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1 Selección de estanques	44
Anexo 2 Aplicación de medidas de bioseguridad	44
Anexo 3 Autovacuna FNO/ SA 1a inmersión HIPRA	45
Anexo 4 Preparación de la vacuna	45
Anexo 5 Proceso de vacunación	46
Anexo 6 Medidas de bioseguridad en etapa de siembra.....	46
Anexo 7 Siembra de alevines vacunados a jaula flotantes	47
Anexo 8 Levantamiento de datos	47
Anexo 9 Signo clínico (Hemorragia Hepática)	48
Anexo 10 Prueba bacteriológica positiva S. agalactiae 1a	48
Anexo 11 Aquamanger aquaculture software interface	49

Zambrano, 2024. Acompañamiento técnico en el manejo sanitario de tilapia (*Oreochromis niloticus*), en el centro de producción El Cajón, Honduras. Práctica Profesional Supervisada, Ing. Agrónomo. Universidad Nacional De Agricultura, Catacamas, Olancho, Honduras C.A. 50 pág.

RESUMEN

El estudio fue realizado en la empresa Aquafinca Saint Peter Fish, en el Centro de Producción El Cajón, en el área de pre-engorde San Isidro ubicado, en el departamento de Cortes. La acuicultura en Honduras es una actividad en auge que impulsa el desarrollo económico, aprovechando las condiciones climáticas favorables y los recursos hídricos abundantes del país para la producción sostenible. El objetivo de la práctica fue evaluar la efectividad de una vacuna bivalente por inmersión contra la enfermedad *Streptococcus agalactiae* en tilapia negra. Se realizó un análisis cuantitativo de las variables: efectividad vacunal, la tasa de supervivencia mediante el registro de mortalidad. Se seleccionaron de 2 estanques con peso promedio de 3 gr en el centro de producción Hatchery, un estanque control y otro estanque que se le aplicó Autovacuna FNO/ SA Fabricada por HIPRA en recipiente (balde) con 9 litros de agua limpia por cada 100 kg de biomasa. Una vez vacunado el grupo con tratamiento (GCT) se trasladaron al Centro de producción el Cajón, distribuyendo los dos grupos en dos jaulas flotantes en el lote San Isidro, con factores ambientales similares. Donde el Grupo con tratamiento (GCT) presentó una efectividad vacunal de 18.34% y con una supervivencia de 74.44% y el Grupo sin tratamiento (GST) presentó una supervivencia de 68.53%. Concluyendo que la aplicación de la vacuna bivalente demostró ser efectiva en incrementar la supervivencia de los peces, en comparación con el grupo de control. Estos resultados sugieren que la vacunación por inmersión puede ser una herramienta prometedora para optimizar la producción acuícola.

Palabras Claves: tilapia negra, vacuna bivalente, hapas, *Streptococcus agalactiae*, jaulas flotantes.

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura, una técnica de cultivo de especies acuáticas vegetales y animales, tuvo sus inicios en Honduras en 1936 con la introducción de los primeros especímenes desde Guatemala para el cultivo, marcando así el comienzo de la construcción de la primera estación de piscicultura (Jiménez *et al*, 2010). Contribuyendo a desarrollo de la producción acuícola en el país.

Entre las diversas especies más cultivadas en la industria acuícola está la tilapia (*Oreochromis niloticus*). El cultivo de tilapia en Honduras se ha convertido en una fuente crucial de proteína animal y una actividad económica importante para la nación. Hoy en día es una alternativa popular debido a su fácil manejo, rápido crecimiento, adaptabilidad a diferentes condiciones de agua y por su alta demanda en el mercado nacional e internacional (Montes *et al*, 2010).

Sin embargo, por su crecimiento acelerado y su intensificación los peces son expuestos a condiciones estresantes, las cuales conllevan a el desarrollo de enfermedades y pérdidas económicas, uno de los patógenos que afectan al cultivo de tilapia y contribuye a graves pérdidas económicas es el *Streptococcus agalactiae* (Vásquez *et al*, 2018). Este patógenos causado por una bacteria causa alta tasa de mortalidad y una enorme pérdida económica, Maulu, S, (2021) nos indica algunos signos clínicos crónicos son lesiones, hemorragias en las aletas, opacidad corneal letargo y pérdida de apetito y los signos crónicos son letales debido a la perdida de líquido del tracto digestivo.

Una de las mejores herramientas para prevenir las enfermedades es la vacunación, es la manera más precisa contra este agente patógeno. El objetivo de la vacunación es proporcionar una fuerte respuesta inmune a una dosis administrada de antígeno capaz de producir protección adquirida a largo plazo contra un patógeno (Solano, 2022).

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

- Describir el manejo sanitario de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en etapa de pre engordé en la empresa Aquafinca Saint Peter Fish, El Cajón.

2.2 Objetivo Específico

- Evaluar la efectividad de la vacuna de inmersión para el control de *Streptococcus agalactiae* en tilapia (*Oreochromis niloticus*) en etapa de pre engordé.
- Conocer la supervivencia de los peces en etapa de pre engordé tratados con la Autovacuna FNO/SA 1a inmersión mediante registro de mortalidad diaria y acumulada.

III. REVISION DE LITERATURA

3.1 Antecedentes

La acuicultura se refiere al cultivo de organismos acuáticos, animales y vegetales, que cumplen su ciclo de vida en el agua a través de diferentes sistemas. El cultivo de peces posee gran importancia en la producción de proteína animal, así como en la generación de ingresos, particularmente en los países en desarrollo como Honduras (Guerrero, 2018)

El cultivo de tilapia en Honduras se inició en el año de 1830 con la introducción de un lote de reproductores de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) desde El Salvador. Según el Departamento de Estadística de la Dirección General de Pesca (DIGEPESCA, 2018) se ha dado a conocer que la tilapia a nivel mundial ha tenido un gran incremento en los últimos años, donde Honduras ocupa el tercer lugar en la producción de este rubro.

La tilapia de la especie (*Oreochromis niloticus*), según Linnaeus en 1758 es la más utilizada actualmente en la producción acuícola. También es llamada Tilapia del Nilo por su origen geográfico e histórico. Tiene un promedio de vida de 10 años y puede llegar a pesar hasta 5 Kg (G. García *et al*, 2010).

3.2 Cultivo de tilapia en jaulas flotantes

El cultivo de peces en jaulas flotantes representa un sistema intensivo de producción acuícola que se lleva a cabo en estructuras cerradas suspendidas en el agua. Esta técnica se basa en mantener organismos en cautiverio dentro de un entorno controlado, pero con un flujo de agua constante.

Las jaulas flotantes pueden ser móviles o semimóviles, y su instalación se realiza en cuerpos de agua como reservorios, lagos, lagunas y embalse que ofrecen un entorno controlado para el crecimiento y desarrollo de las tilapias, minimizando el impacto ambiental (Norori *et al*, 2018). El uso de este sistema intensivo está en aumento debido a la facilidad de manejo que ofrece para los peces, lo que a su vez contribuye a maximizar la producción.

Además, este método permite un mejor control de la calidad del agua y de los alimentos, lo que resulta en una producción de peces más saludable y de mayor calidad. Numerosos estudios han demostrado la viabilidad y ventajas de este sistema de cultivo, destacando su capacidad para aumentar la producción acuícola y contribuir a la seguridad alimentaria (Castilla, 2010).

Este sistema ofrece ventajas tales como la optimización del espacio, el control ambiental para ajustar parámetros como la calidad del agua y la temperatura para favorecer el crecimiento de los peces, la protección contra depredadores naturales, la facilidad de manejo en tareas de monitoreo y alimentación, y la eficiencia en el uso de recursos (Smith, 2020). Sin embargo, presenta desventajas como el riesgo de contaminación ambiental por acumulación de desechos orgánicos y químicos, la posibilidad de propagación de enfermedades debido a alta densidad de peces, y la necesidad de una inversión inicial considerable para instalación y mantenimiento (Jones, 2019).

3.3 Manejo sanitario en tilapia en jaulas flotantes

3.3.1 Bioseguridad

La Bioseguridad son todas aquellas medidas preventivas que se llevan a cabo con el objetivo de minimizar el riesgo tanto de introducción, como de diseminación de enfermedades dentro de la granja y hacia otras granjas vecinas (Sánchez *et al.*, 2013). La bioseguridad en acuicultura busca

minimizar los riesgos asociados con la introducción y dispersión de patógenos, para garantizar la salud y bienestar de los peces, así también proteger la salud humana.

3.3.2 Cerco perimetral

El cerco perimetral es una estructura flotante instalada alrededor de un área determinada en cuerpos de agua con el fin de delimitar y proteger el cultivo de tilapia principalmente de mamíferos domésticos como gatos y perros, también para reducir la probabilidad de introducción de especies bovinas que se encuentran en áreas cercanas de producción. Generalmente está compuesto por redes o mallas en las orillas de la zona de producción donde se debe realizarse inspección periódica y corregir inmediatamente cualquier desperfecto, a fin de mantener su integridad constante (Corral, 2017).

3.3.3 Pediluvios

Consiste en un tapete desinfectante instalado en la entrada de las instalaciones y entrada del muelle. Donde se le suministra una solución a base de amonio cuaternario que puede eliminar hasta el 99% de patógenos. Carranzas *et al.* (2017) nos menciona que “los trabajadores y visitantes ingresan al área de producción debe sumergir los zapatos en el pediluvio, permitiendo eliminar los patógenos adheridos en el calzado”. Por lo tanto, este proceso ayuda a prevenir el riesgo de introducción y propagación de enfermedades dentro del establecimiento.

3.3.4 Desinfección de empleados

Esta medida de bioseguridad es crucial para evitar una contaminación en el área de producción, las personas que ingresen al área deberán pasar por la zona de desinfección y lavado de manos y calzado (Figuerola *et al.*, 2017). El lavado de manos se utiliza jabón antibacterial, la desinfección

de calzado se sumerge en una solución de amonio cuaternario o Bio-safe ya que es un componente desinfectante y fungicida biodegradable. Y las personas que tengan contacto con los peces o deba introducir a los estanques, lagunas o jaulas deben desinfectar su ropa (ropa exclusiva para este proceso), zapatos y manos antes y después de realizar este proceso (Anexo 2).

3.3.5 Redes anti-aves

Cómo su nombre lo indica se utiliza este tipo de red "tapadera" hecha de polietileno de alta calidad, seguro ligero y no tóxico que cubre la happa o laguna para evitar el contacto de las aves o agentes externos con la especie en producción, disminuyendo de esta forma el riesgo de contaminación. También funciona como una barrera contra las aves que puedan dañar el cultivo. Se coloca encima del estanque evitando el ingreso de depredadores (Montillo *et al*, 2018).

3.3.6 Limpieza de mallas

Esta operación se realiza después de terminado el ciclo de producción de las mallas utilizadas. Se debe de someter a un proceso de limpieza y sanitación (Borges *et al*, 2017). El lavado de mallas se desarrolla en una plataforma a desnivel con una bomba de presión que facilita el desprendimiento de la suciedad de las mallas luego posterior pasa por un proceso de secado y revisión de roturas.

3.3.7 Sanitización de equipos

En la industria acuícola es primordial la sanitización e higiene para prevenir para tener una propagación de agentes patógenos por lo que (Calderón, 2022) recomienda realizar proceso de saneamiento y desinfección de superficies y equipos dentro de la empresa, como ser cuerdas, redes,

tanques de traslado (Anexo 6), guantes, equipo de buceo; con Yodo y Bio-safe que funcionan como desinfectante y fungicida biodegradable de amplio espectro.

3.3.8 Equipo de protección EPP

El equipo de protección personal (EPP) desempeña un papel fundamental en la seguridad y salud ocupacional en la industria acuícola. Este equipo incluye elementos como guantes, botas, mandiles, gafas de seguridad y cascos, diseñados para proteger a los trabajadores de posibles riesgos durante sus actividades. Además, en algunas operaciones acuícolas donde se realizan actividades de buceo, se requieren equipos específicos como trajes especiales, máscaras y reguladores de oxígeno para garantizar la seguridad del personal (Ghiani *et al.*, 2019).

3.4 Enfermedades bacterianas

3.4.1 Columnaris

Este patógeno también conocido como enfermedad del algodón es causado por una enfermedad bacteriana altamente contagiosa que puede ocasionar graves pérdidas económicas debido a su rápida propagación y alta mortalidad en los cultivos. La aparición de severidad de la enfermedad puede ser influenciada por factores ambientales como la calidad del agua, temperatura y densidad de la población (Marroquín, 2015).

- **Agente causal**

Flavobacterium columnare es una bacteria Gram-negativa perteneciente a la familia Flavobacteriaceae, reconocida como el agente etiológico de la enfermedad columnaris en peces de agua dulce. Esta patología afecta a diversas especies de peces de agua dulce a nivel global, siendo

de particular importancia en la acuicultura de bagre, tilapia y trucha, donde provoca considerables pérdidas económicas (Nomura *et al*, 2011).

- **Signos**

Generalmente se presentan lesiones en la superficie del cuerpo y en las branquias, comienzan lesiones cutáneas de color blanco o gris en las aletas, cabeza y tronco. Las lesiones son pequeñas, circulares con centros necróticos, azulados que se observa una zona con inflamación y rojizos. A medida que la enfermedad avanza las lesiones se extienden por todo el cuerpo (Shiled, H., 2016).

- **Lesiones macroscópicas**

Una lesión más frecuente en este tipo de enfermedad es ulceración profunda en la parte dorsal del pez con ennegrecimiento interno. Dentro del pez se observa agrandamiento del bazo, necrosis en la pared abdominal, palidez en el hígado, riñón y branquias con inflamación en el intestino y acumulación de líquido que contiene proteínas (líquido ascítico) en el peritoneo (León, J., 2018).

- **Diagnóstico**

Se basa en un diagnóstico presuntivo que se obtiene mediante la observación de signos clínicos típicos, como lesiones en la espalda o branquias y boca necrótica. Además, las bacterias se pueden observar en una preparación húmeda de tejidos infectados observados bajo observaciones macro y microscópica, en la que se aprecian los bacilos largos, delgados, gram negativos cuando se hacen preparaciones a partir de las lesiones o la apreciación de columnas en los tejidos atacados (Shield H., 2016).

- **Tratamiento**

El tratamiento de Columnaris se enfoca principalmente en el uso de antibióticos, como señala Santos (2019), quien recomienda la administración de agentes antimicrobianos como la nitrofurazona, eritromicina, sulfonamidas y oxitetraciclina, los cuales actúan inhibiendo las enzimas bacterianas. Además de la terapia farmacológica, resulta fundamental mantener condiciones ambientales óptimas, incluyendo una alta calidad del agua y una adecuada oxigenación. Es recomendable aislar a los peces infectados para prevenir la propagación de la enfermedad y facilitar un mejor control sobre los individuos afectados (Arqueros, 2018).

- **Medidas de Prevención y control**

Para tratar la enfermedad es necesario aliviar el estrés en el cultivo de peces, asimismo tener control de los desechos orgánicos debido a que las bacterias prosperan en estos, puede controlarse mediante cambios regulares de agua, Morales et al (2013), recomienda mantener una dieta adecuada, una buena calidad del agua y evitar lo más posible manipulación excesiva de los peces para bajar los niveles altos de estrés.

3.4.2 Franciselosis

Es una enfermedad emergente causada por diferentes especies de bacterias del genero *Francisella* altamente contagiosa y ha sido diagnosticada en una amplia variedad de animales, incluyendo peces como tilapia. La bacteria *Francisella noatunensis subsp. Orientalis* puede tener consecuencias devastadoras en el cultivo de tilapia. Se caracteriza por la presencia de lesiones ulcerativas profundas en la piel en especial en región central acompañado de un oscurecimiento (Thomas, 2019).

- **Agente causal**

Francisella noatunensis subsp. orientalis es un patógeno bacteriano intracelular facultativo, pleomórfico y gram negativo que afecta a una variedad de especies de peces cultivados y silvestres. Es un patógeno emergente en peces de aguas cálidas y el agente causante de la franciselosis en tilapia *Oreochromis niloticus* (Soto *et al*, 2019).

- **Signos**

Los signos iniciales de la franciselosis en peces incluyen adelgazamiento progresivo, anemia, coloración pálida y con nódulos hemorrágicos o ulceraciones visibles en la piel, abultamiento del abdomen, exoftalmía, incoordinación natatoria y branquias pálidas y de aspecto desigual. Además, los nódulos también pueden ocurrir en los ojos y cerebro (Mancera, 2019).

- **Lesiones macroscópicas**

Las lesiones más sobresalientes en peces contagiados es la presencia de nódulos blanquecinos en el bazo, riñón, hígado, corazón, branquias y musculatura de diferentes tamaños. Cambios morfológicos como el aumento del tamaño de bazo, hígado y riñón, acumulación de líquido (ascitis), engrosamiento de la azas intestinales, adherencia y pigmentación en la cavidad abdominal (Torres, 2022).

- **Diagnóstico**

El diagnóstico de *Francisella* se fundamenta en el cultivo del agente infeccioso y su posterior caracterización mediante pruebas bioquímicas y fenotípicas. Este proceso demanda el empleo de un medio de cultivo especializado, como el agar infusión de corazón suplementado con cisteína, sangre y glucosa. Igualmente se realizan observaciones macroscópicas para identificar características distintivas del crecimiento bacteriano (Avedaño, 2011).

- **Tratamiento**

Debido a su alta capacidad de crecimiento y prevalencia es difícil establecer un tratamiento adecuado. Sin embargo Soto *et al.*, (2019) nos mencionada que se puede utilizar oxitetraciclina y florfenicol, los cuales han demostrado eficiencia en el control de esta enfermedad, por su capacidad de reducir la carga bacteriana en peces infectados. Tomando en cuenta la cuarentena en peces infectados o peces nuevos en el establecimiento para evitar la propagación.

- **Prevención y control**

El cultivo de cualquier especie acuícola se debe realizar con responsabilidad para alcanzar a cumplir con el código de Buenas Prácticas de la actividad. Los cultivos de organismos acuáticos deben ser operados con una buena asistencia en cuanto a sanidad, acompañados de un adecuado manejo de la producción. El control es mediante vacunación de inmersión con 85 % de supervivencia (Mancera, 2019).

3.4.3 Estreptococosis

El género *Streptococcus* es un grupo de bacterias formadas por cocos gram-positivo. Esta enfermedad es considerada de mayor impacto económico a nivel mundial (Suresh, 2020). Debido a su capacidad para causar morbilidad significativa y mortalidad en especies acuáticas, provocando pérdidas económicas significativas en la industria acuícola principalmente en los cultivos de tilapia, trucha, salmón y camarones (Villatorres *et al.*, 2019).

- **Agente causal**

Los *Streptococcus* hasta ahora reportados como agentes patógenos para los peces incluyen: *Streptococcus iniae*, *S. agalactiae*, *S. difficile*, *S. parauberis*, *S. dysgalactiae*, y *S. milleri*. (Figueroa *et al*, 2017). La especie presente en nuestro país, y ha tenido altos niveles de mortalidad en la industria acuícola es *Streptococcus agalactiae*, este patógeno importante debido a que afecta a humanos, bovinos y peces. *S. agalactiae* pertenece al grupo B y tiene 3 serotipos diferentes, según Alim Desiree Castillo en la revista MSD en el 2022, los serotipos son: Ia, Ib y III. El serotipo Ib tiene una manifestación crónica, mientras que los serotipos Ia y III tienden a manifestarse de forma más aguda en verano o cuando las temperaturas suben.

- **Signos**

Los signos clínicos más frecuentes de los peces infectados por *S. agalactiae* incluyen letargo, anorexia, pérdida del apetito, natación errática, exoftalmía (ojos saltones) unilateral o bilateral, opacidad corneal, oscurecimiento de la piel, distensión abdominal, branquias pálidas, hemorragias en la piel, hemorragia en el opérculo, deformidades vertebrales y ulceraciones mandibulares (Wajsbrot, 2019).

- **Lesiones macroscópicas**

Las lesiones macroscópicas suelen manifestarse principalmente en la piel y las branquias aunque también pueden afectar órganos internos; se presentan granulomas en el bazo, riñón, hígado, acumulación ocasional de líquido dentro de la cavidad abdominal, hemorragias y agrandamiento del hígado, pericarditis (agrandamiento del corazón), ablandamiento y congestión del cerebro (López *et al.*, 2020).

- **Diagnóstico**

El diagnóstico presuntivo de *S. agalactiae*, en peces afectados clínicamente, se logra por los signos que se aprecian macroscópica-mente y el diagnóstico definitivo debe ser realizado mediante el aislamiento bacteriano en medios de cultivo y también mediante pruebas moleculares (PCR: en tiempo real cuantitativa) (García, J., 2019).

- **Tratamiento**

Normalmente esta enfermedad se trata con el uso de antibióticos, como el florfenicol debido a su eficiencia controlando la enfermedad, seguido de la oxitetraciclina (Guerrero, 2022). Sin embargo estos antibióticos son efectivos cuando se aplica correctamente y bastante temprano. El método más utilizado por las industrias es la vacunación, porque activa la respuesta inmune sistemática con altos niveles de producción de anticuerpos, Pérez *et al* (2023) nos dice que las vacunas han recibido una considerable atención para la prevención de la estreptococosis en la tilapia, porque pueden inducir y desarrollar resistencia a la infección en el pez huésped

- **Prevención y control**

Garantizar el suministro de agua constante en la granja, contar con un adecuado sistema de aireación, garantizar la electricidad, bodega para almacenar el alimento, estanques de cuarentena, filtros de agua, medición constante de los parámetros de calidad de agua, evitar el manejo excesivo de los organismos, así como realizar la limpieza y desinfección periódica en estanques, equipos y utensilios. Otro punto importante es realizar la adquisición de organismos libres de patógenos, (Paul J. *et al*, 2017).

3.5 Enfermedades parasitarias

3.5 Tricodiniasis

La tricodiniasis es una enfermedad parasitaria que afecta a la tilapia y es causada por protozoos del género tricodina. Estos parásitos son ectoparásitos que se adhieren a la piel y a las branquias de los

peces, lo que puede provocar daño tisular y problemas respiratorios, afectando especialmente en la fase larvaria ya que posee un sistema inmune poco desarrollado (Aboelhadidb *et al.*, 2012). La infección por *Trichodina* puede manifestarse con síntomas como irritación de la piel, inflamación de las branquias y dificultad para respirar, lo que puede conducir a un deterioro en la salud y el crecimiento de los peces.

- **Agente causal**

Esta enfermedad es causada por el protozoo ciliado *Trichodina domerguei* que presenta una característica distinguible en el centro presentan una corona de ganchos que le sirven de fijación al huésped permitiendo hacer movimientos giratorios lesionando la superficie del pez (Muñoz, J., 2022). La presencia de *T. domerguei* en los tejidos de los peces puede debilitar su sistema inmunológico y hacerlos más susceptibles a infecciones secundarias u otros problemas de salud.

- **Signos**

Los signos clínicos observables mencionados por Arias, C. *et al* (2019) son letargia, anorexia, retraso del crecimiento, deterioro de las aletas, incremento de mucus, parches de color gris o blanco, hemorragias, el patógeno tiene la tendencia de agruparse cerca de las entradas de oxígeno y de agua, una vez que el parasito invade las branquias el pez puede morir por ausencia de oxígeno.

- **Lesiones macroscópicas**

Las lesiones macroscópicas suelen manifestarse como irritación y enrojecimiento en la piel y las branquias. Pineda (2011) nos argumenta que en casos graves se puede observar ulceraciones en la superficie corporal, además debido a la actividad del parasito se forman punto o marcas visibles en la piel de los peces donde los organismos se han alimentado y adherido. Estas lesiones pueden ser visibles en las aletas, la cabeza y la base de las aletas pectorales.

- **Diagnóstico**

Estos parásitos tienen la capacidad de colonizar la superficie cutánea del pez, manifestándose a través de la formación de una película mucosa grisácea, observable prominentemente en áreas como los ojos y regiones dérmicas de mayor pigmentación. Los organismos afectados muestran síntomas que van desde dificultades respiratorias hasta manifestaciones de apatía, pasando por movimientos náuticos excesivamente acelerados en las etapas iniciales de la infestación (Zazo, M., 2021).

- **Tratamiento**

El tratamiento para tricotodiasis puede variar dependiendo de la gravedad de la infestación y las condiciones específicas del cultivo. Se han utilizado diversos métodos para controlar esta enfermedad, que incluyen el uso de medicamentos antiparasitarios como el formaldehído, el malatión y el peróxido de hidrógeno. Estos tratamientos suelen aplicarse en forma de baños, inmersiones o en el agua de cultivo para eliminar los parásitos presentes en el cuerpo de los peces y en el entorno acuático (Noguera *et al.*, 2019).

- **Prevención y control**

El enfoque prioritario para el manejo de Tricotodiasis, se enfatiza la necesidad de implementar prácticas de gestión óptimas, como mantener un suministro de agua limpio y oxigenado, controlar la densidad poblacional y prevenir la entrada de agentes patógenos. Además, se menciona la importancia de proporcionar una alimentación adecuada, manipular correctamente los peces durante la cosecha y clasificación, y brindar cuidados durante el mantenimiento y transporte (Arias *et al.*, 2019).

3.6 Enfermedades por hongos

3.6.1 Saprolegniasis

Es un género que reúne a muchas especies de hongos que viven en agua dulce o salobre y pueden infectar a los peces, anfibios y crustáceos (Kumar *et al*, 2020). Estos hongos son oportunistas, aprovechando las lesiones cutáneas o un sistema inmunitario debilitado para infectar a los peces, que afecta principalmente a las superficies externas del cuerpo de los peces, como la piel, las aletas y las branquias. Esta enfermedad puede causar estrés, debilitamiento e incluso la muerte de los peces afectados si no se trata adecuadamente (Echavarría, 2023).

- **Agente causal**

La enfermedad de la Saprolegniasis está causada por hongos acuáticos del género *Saprolegnia* es una enfermedad que afecta desde alevín hasta pez adulto. Esta enfermedad produce importantes pérdidas económicas en fase de agua dulce del ciclo de producción, manifestándose en estructuras macroscópicas tipo “algodón” que corresponde al crecimiento del micelio (Soto, F., 2023).

- **Signos**

La *Saprolegnia* se manifiesta con lesiones de aspecto algodonoso en la superficie del pez principalmente en branquias y piel, particularmente en los tejidos epidérmicos de la cabeza, aletas caudal y anal. Esta infección causa cambios degenerativos en la epidermis y dermis con necrosis en casos graves llegan afectar el sistema nervioso y vascular (Castro *et al*, 2015).

- **Lesiones macroscópicas**

Estas pueden variar dependiendo del estadio de la infección. En las etapas tempranas, se observa la formación de áreas algodonosas o algodoncillo blanco en la piel y las aletas de los peces afectados. Con la progresión de la infección, estas áreas pueden volverse más extensas y densas, cubriendo grandes partes del cuerpo del pez, además se pueden observar erosiones en la piel y las aletas, acompañadas de inflamación localizada (Canales, 2018). En casos graves, las lesiones pueden llevar a la necrosis tisular y la ulceración de la piel, lo que expone los tejidos subyacentes y aumenta el riesgo de infecciones secundarias.

- **Diagnóstico**

El diagnóstico en la saprolegniasis se basa en los signos clínicos macroscópicos como las placas algodonosas visibles a simple vista. La infección genera sobre los tejidos afectados placas con apariencia algodonosa de color blanco, aunque a veces suele tornarse de color café por la presencia de terrígenos, o bien de color verde por la presencia de materia orgánica de dicho color en el agua (Arján *et al*, 2012).

- **Tratamiento**

Monohar (2018) nos menciona que generalmente se utiliza antimicrobianos y fungicidas aplicados de manera tópica o agregados al agua. Entre los tratamientos más comunes se encuentran los baños de formalina y triclosán. Estos compuestos actúan inhibiendo el crecimiento y la propagación de los hongos causantes de la saprolegniasis, al tiempo que minimizan el impacto negativo en la salud de los peces.

- **Prevención y control**

La prevención de esta enfermedad se basa en el manejo, mantener una buena calidad de agua con temperatura y pH adecuado, emplear densidades de acuerdo a las dimensiones del estanque, jaula

o geomembrana, brindar una alimentación de acuerdo a las necesidades nutricionales de los peces y estar atentos a posibles lesiones; Para su control en casos leves, a menudo es suficiente elevar la temperatura en el tanque y mantener una buena calidad de agua. En casos más severos, pueden ser necesarios medicamentos antimicóticos (Lujan, 2023).

3.7 Enfermedades víricas

3.7.1 Septicemia hemorrágica viral (vhs)

El virus de la septicemia hemorrágica vírica (VSHV) es la infección por el agente patógeno causante de la septicemia hemorrágica vírica, que pertenece al género *Novirhabdovirus*. Se caracteriza por un proceso septicémico-hemorrágico asociado ocasionalmente a procesos neurológicos. Los hospedadores más frecuentes de la Septicemia Hemorrágica Viral son la trucha arcoíris, rodaballos, falso halibut, y otras especies tanto de agua dulce como salada (Walker *et al.*, 2010).

- **Agente causal**

La septicemia hemorrágica viral es causada por el virus de septicemia hemorrágica viral (VHSV o virus de Egtved). Este virus es miembro del género *Novirhabdovirus* de la familia *Rhabdoviridae*. El VHSV (Caya *et al.*, 2019). Thompson *et al* (2011) argumenta que este virus está compuesto por un genoma de ARN monocatenario de sentido negativo de unos 11.000 nucleótidos.

- **Signos**

Los signos clínicos de la enfermedad de la septicemia hemorrágica viral (VHS) en tilapia pueden variar dependiendo de la cepa viral y las condiciones ambientales. Sin embargo, los síntomas típicos incluyen letargo, pérdida de apetito, hiperemia de la piel y las branquias, hemorragias

internas y externas, y ascitis. En etapas avanzadas, los peces afectados pueden mostrar natación errática, opacidad de los ojos y acumulación de fluido en la cavidad abdominal. Estos signos pueden conducir a una alta mortalidad en las poblaciones de peces afectados (Russel *et al.*, 2012).

- **Lesiones macroscópicas**

Las lesiones macroscópicas observadas en tilapias afectadas por la septicemia hemorrágica viral (VHS) se pueden identificar por hemorragias subcutáneas y en la base de las aletas, así como en las branquias y los músculos. Además Jensen (2015) nos menciona que los peces afectados pueden mostrar palidez y hemorragias en la cavidad abdominal y las vísceras, como el hígado y el bazo. Estas lesiones son consistentes con la naturaleza hemorrágica y septicémica de la enfermedad. En casos graves, se puede observar una marcada congestión en los órganos internos y hemorragias generalizadas en todo el cuerpo del pez.

- **Diagnóstico**

Se basa en una combinación de técnicas que incluyen análisis clínicos, histopatología, serología y métodos moleculares. Los análisis clínicos pueden revelar signos característicos como palidez, hemorragias y distensión abdominal en los peces afectados. La histopatología permite examinar las lesiones microscópicas en los tejidos, como la presencia de hemorragias y necrosis, que son indicativas de la enfermedad (Olsen, 2016). El diagnóstico directo se hace mediante aislamiento del virus en cultivo de células e identificación por suero-neutralización. El diagnóstico indirecto se logra por fijación de complemento o por método de ELISA. (Goodwin *et al.*, 2019).

- **Tratamiento**

El tratamiento específico para la septicemia hemorrágica viral (VHS) en tilapia es complicado, ya que no existen terapias farmacológicas efectivas contra los virus. En la mayoría de los casos, se enfoca en medidas de prevención y control para evitar la propagación del virus en poblaciones

acuícolas. Sin embargo cumplir con las normas sanitarias como la desinfección y separación de animales enfermos son indispensables para reducir la incidencia de la enfermedad (Stone, 2013).

- **Prevención y control**

Se centra en medidas preventivas y terapéuticas. Las estrategias preventivas incluyen el mantenimiento de prácticas adecuadas de manejo de la población acuícola, como la bioseguridad en las instalaciones y el control de la calidad del agua (Russel et al., 2012). Se han explorado vacunas para prevenir la enfermedad, aunque su eficacia puede variar y aún están en desarrollo. En términos de tratamiento, no hay opciones específicas disponibles actualmente, y el enfoque principal sigue siendo la prevención (Henryon, 2019).

3.8 Inmunidad en peces

Bergt *et al* (2007) nos menciona que la inmunidad en los peces es un sistema complejo que abarca respuestas tanto innatas como adaptativas para proteger al organismo contra patógenos. Las barreras físicas, como la piel y las mucosas, junto con mecanismos como la producción de mucus y la respuesta inflamatoria, constituyen la inmunidad innata. Por otro lado, la inmunidad adaptativa se caracteriza por la producción de anticuerpos y la generación de memoria inmunológica tras la exposición a antígenos específicos. Estudios como el de Magnadottir (2010) han demostrado la presencia de células inmunes como los linfocitos T y B en peces, lo que sugiere la existencia de una respuesta inmune adaptativa similar a la de los vertebrados superiores.

3.9 Sistema inmune en peces

Dalmo *et al* (1997) argumenta que el sistema inmune innato en peces es la primera línea contra la infección en vertebrador, las barreras físicas como la piel y mucosas, que producen sustancias como el moco. Además, Heppell (2000) nos menciona que involucra un amplio rango de células como los monocitos/macrófagos, granulocitos, células citotóxicas no específicas juntos con sustancias

humorales como lisozimas, factores del complemento, interferón y otras que inhiben el crecimiento de microorganismos infecciosos de manera indiscriminada.

El sistema inmune innato está compuesto principalmente por macrófagos, estas son células esenciales en la respuesta inmune adquirida, así como los fagocitos. Ewart *et al*, 2007 argumenta que estos compuestos secretan citoquinas proinflamatorias y desempeñan un papel central en enfermedades como *Streptococcus spp.* y *Aeromonas sp.*, sirviendo como vehículo para llegar a múltiples órganos y evitar ser destruidos. Además, existen leucocitos granulares como los neutrófilos, con funciones fagocíticas y bactericidas, los eosinófilos están asociados al tejido conectivo del tracto gastrointestinal y las branquias, pero también en la piel, corazón y el sistema nervioso central con un papel de modulación de la respuesta inmune (Zlotkin *et al.*, 2002).

3.9.1 Centros melanomacrófagos (CMMs)

Es una característica del sistema inmune de los peces, localizándose principalmente en el bazo, riñón, hígado, gónadas, tiroides y ocasionalmente en el timo que se les denomina centros melanomacrófagos (CMMs) (Ferguson, 2006). Constituidos por macrófagos, células reticulares, linfocitos y células plasmáticas, estos almacenan pigmentos como la lipofusina, melanina y hemosiderina. En infecciones por bacterias como *Streptococcus*, *Mycobacterias* y *Renibacterias*, así como en infestaciones por *Myxobolus spp* los (CMMs) muestran un aumento en número. Se observa que los macrófagos dentro de los (CMMs) atrapan grandes cantidades de antígenos o bacterias completas, lo que conduce a un incremento en la cantidad de pigmentos en su interior (Hernández *et al.*, 2008).

3.9.2 Células Rodlet

Paul, S. (2011) nos señala que las células rodlet son células secretoras epiteliales encontradas en grandes cantidades en tejidos en peces teleosteos. Estas células se han presentan en la piel, branquias, intestino, cavidad nasal, conductos biliares; en menor cantidad en la sangre, tejido

conectivo, cerebro y bulbo olfatorio. En varios estudios han demostrado que el incremento de estas células están relaciones con lesiones infecciones parasitarias, intoxicaciones o influencia del medio ambiente (Bielek, 2008).

3.10 Sistema inmune de mucosas

Este sistema de inmunidad de mucosas es de suma importancia para mantener un equilibrio entre microbita y patógenos, debido a que cuando ocurre un desequilibrio se presenta la enfermedad. Este tipo de inmunidad es fundamental frente a infecciones bacterianas, producción y eliminación de anticuerpos en la bilis y la migración de células productoras de anticuerpos a las mucosas (Rozas, 2021).

Lodemel *et al*, 2001 menciona que el sistema inmune tiene propiedades de activación y aumento de células moco branquiales e intestinales cuando presentan una infección bacteriana. Así como eliminación de anticuerpos en la bilis, y la migración de células productoras de anticuerpos a las mucosas. Cuando el sistema inmune de mucosas está adaptado nos argumenta Ringo *et al.*, 2006 que dificulta la adhesión de bacterias patógenas y la capacidad de realizar endocitosis de partículas y de bacterias, siendo una eficiente protección contra agentes infecciosos en los peces.

3.11 Inmunidad adquirida

La segunda línea de defensa de los peces, la inmunidad adquirida puede ser dividida en celular y humoral, depende en gran medida de linfocitos T y B (Ruiz *et al.*, 2003). La inmunidad humoral adquirida en peces implica que las células B reconocen y se unen a antígenos solubles circulantes, diferenciándose en células de memoria y células plasmáticas que producen y secretan anticuerpos específicos contra esos antígenos. Por otro lado, la inmunidad adquirida mediada por células implica que las células T reconocen antígenos presentados por células presentadoras de antígenos, activando linfocitos T citotóxicos, células T ayudadoras secretoras de citoquinas y células supresoras (Vandenger, 2004).

3.12 Factores que afectan la respuesta inmune

La respuesta inmune en peces se ve afectada por numerosos factores que dependen del propio organismo factores intrínsecos donde incluye la edad, nutrición, estrés y estado fisiológico, y factores ambientales (extrínsecos) que abarca el ambiente, temperatura y calidad de agua. La interacción de estos elementos determina la efectividad y eficiencia del sistema inmunológico en los peces (Ramírez, 2010).

3.12.1 Factores intrínsecos

- **Edad**

Ellis, 2010 argumenta que los peces no tienen un sistema inmunológico completamente funcional hasta varias semanas después de nacer. Durante este tiempo, dependen de las inmunoglobulinas de su madre. Primero, aparecen los macrófagos y luego los linfocitos. La actividad linfocitaria se presenta cuando el riñón y el bazo se desarrollan, lo cual ocurre entre los 20 y 30 días después de la eclosión.

- **Nutrición**

Según Blazer (2017) las deficiencias vitamínicas de ácido ascórbico y vitamina E, afectan de manera negativa los mecanismos de inmunidad, principalmente la actividad de los macrófagos y el complemento. Al tener una dieta equilibrada y rica en estos nutrientes puede fortalecer el sistema inmunológico de los peces, mientras que deficiencias nutricionales pueden comprometer su capacidad de respuesta inmune, haciéndolos más susceptibles a enfermedades (Montero *et al.*, 2010)

- **Estrés**

El estrés es una respuesta adaptativa del organismo cuando produce cambios en el sistema de defensa, cuando es muy agudo conlleva a supresiones o un desarrollo de la respuesta inmune, lo que desequilibra al resto de los sistemas fisiológicos y producir enfermedad (Rodríguez *et al.*, 2019). La primera respuesta del organismo ante un factor estresante es la liberación de corticosteroides, siendo el cortisol su principal componente, que desencadena cambios en los procesos biológicos, la esmoltificación, la migración durante época reproductiva. Causado por el transporte, manejo, temperatura excesivamente alta o cambios bruscos de la misma, alta densidad de población, inadecuados niveles de oxígeno, mala calidad del agua etc. (Zapata *et al.*, 2014).

- **Estado fisiológico**

Durante el desarrollo de pez se produce estrés y cambios en la epidermis, lo que debilita el sistema inmune, reflejado en aumentos de cortisol y supresión de la respuesta inmune y reducción de la resistencia a las enfermedades (Maule, 2010). En la maduración sexual y reproducción, el estrés migratorio y la falta de nutrición comprometen el sistema inmune, con incremento de corticoides y esteroides sexuales, afectando la resistencia del organismo (Salmerón, 2008).

3.12.2 Factores extrínsecos

- **Cambios térmicos**

Esto genera un estrés térmico extremo, tanto por temperaturas altas como bajas, puede desencadenar respuestas de estrés fisiológico que comprometen aún más la capacidad del sistema inmune para combatir infecciones (Santiago, 2013). Estos hallazgos resaltan la importancia de comprender y gestionar adecuadamente las condiciones ambientales, como la temperatura, para mantener la salud y el bienestar de los peces en entornos acuáticos.

- **Temperatura**

La temperatura afecta al desarrollo de la respuesta inmune innata y adaptativa en los peces. Se ha demostrado que las bajas temperaturas pueden disminuir la producción de anticuerpos y suprimir la respuesta inmune. Vega *et al* (2015) nos menciona en el libro de inmunología veterinaria (pág. 3) que estas alteraciones en el sistema inmune ocasionan susceptibilidad de los peces contra enfermedades infecciosas.

3.13 Métodos de vacunación

Los diferentes tipos de vacunas para peces son cruciales en la acuicultura para combatir enfermedades infecciosas que causan alta mortalidad y afectan negativamente a la industria. La vacunación de peces se presenta como una alternativa eficaz al uso de antibióticos, los cuales son útiles y necesarios para tratar diversas enfermedades (Rodríguez, 2021).

3.13.1 Vacunación Intraperitoneal

En peces, la técnica de vacunación para conseguir una inmunidad más fuerte y duradera es la vacunación por inyección, siendo la inyección intraperitoneal la más común. Consiste en la inyección de antígenos directamente en la cavidad peritoneal del pez, lo que permite una rápida absorción y activación del sistema inmune. Esta ruta de administración se ha demostrado efectiva para inducir respuestas inmunitarias específicas, tanto sistémicas como mucosales, ofreciendo protección contra diversos patógenos (Bogwald, 2015). Se recomienda este método en peces con un peso de 15 gr mínimo. La vacuna se debe aplicar utilizando un aplicador/ inyector que incorpore la dosis tanto como en sistemas automáticos y manuales.

Esta técnica requiere el uso de un anestésico autorizado para peces, como el dólical, antes del proceso de vacunación. Esto se realiza para facilitar la manipulación del pez durante la vacunación y evitar una aplicación incorrecta. La vacuna se administra mediante inyección en el área ventral, justo delante de las aletas pélvicas. La dosis recomendada es de 0.1 ml por pez (Taylor, 2022).

3.13.2 Vacunación por inmersión

Las vacunas por inmersión en tilapia son una herramienta importante en la acuicultura para proteger a los peces contra agentes patógenos. Estas vacunas se administran mediante la inmersión de los peces en una solución que contiene antígenos específicos del patógeno objetivo. A través de este método, los peces absorben los antígenos a través de sus branquias y piel, lo que desencadena una respuesta inmune protectora (Elsayed *et al*, 2018).

Algunos de los agentes patógenos comunes contra los cuales se han desarrollado vacunas de inmersión para tilapia incluyen bacterias como *Streptococcus agalactiae*, *Aeromonas hydrophila*, y *Francisella noatunensis*, así como el virus de la tilapia del lago y el virus de la necrosis pancreática infecciosa (Bercovier, H. *et al*, 2020).

Las vacunas de inmersión en peces ofrecen varias ventajas, incluyendo su facilidad de administración y menor estrés para los peces en comparación con las vacunas inyectables (Adams, 2019). Son particularmente útiles para inmunizar grandes poblaciones de peces rápidamente. Sin embargo, presentan desventajas por menor absorción del antígeno a través de la piel y branquias. Asimismo, la dosis administrada es menos controlada y uniforme que la vacuna Intraperitoneal (Caicedo *et al*, 2019).

3.13.3 Vacunación Oral

La vacunación oral es el método ideal de inmunización en acuicultura por la facilidad del procedimiento, por los relativos costos bajos y porque no causa ningún tipo de estrés a los peces, sumado a la posibilidad de vacunar grandes poblaciones de peces pequeños en corto tiempo (Bowden *et al.*, 2013). Se ha demostrado que esta forma de vacunación puede inducir respuestas

inmunes sistémicas y mucosales, proporcionando protección contra una variedad de patógenos comunes en la acuicultura.

Además, la vacunación oral presenta ventajas en términos de seguridad y bienestar animal, ya que evita el estrés asociado con métodos de vacunación más invasivos, como la inyección. Sin embargo, existen desafíos en la optimización de las formulaciones de vacunas orales para garantizar una adecuada entrega y absorción de antígenos en el tracto digestivo de los peces, así como en la estandarización de los protocolos de vacunación para garantizar una eficacia consistente (Buchmann, 2019).

3.14 Situación actual de las vacunas en acuicultura

El uso de vacunas en acuicultura, aunque en comparación con avances en humanos y animales de granja sigue en desarrollo, ha experimentado progresos notables en los últimos años, especialmente en salmoness. La primera vacuna comercial se produjo en Colorado, EE. UU., en 1976, tras el descubrimiento de que cultivos inactivados con formalina de *Y. ruckeri* y *V. anguillarum* podían proteger a los peces contra enfermedades como la boca roja y la vibriosis mediante una simple inmersión (Alonso, 2010).

La mayoría de las vacunas utilizadas en acuicultura son vacunas inactivadas, disponibles comercialmente contra una variedad de bacterias Gram negativas y Gram positivas como *Vibrio anguillarum*, *Vibrio ordalii*, *Vibrio salmonicida*, *Yersinia ruckerii*, *Aeromonas hydrophila*, *Lactococcus garviae*, *Streptococcus iniae* y *Streptococcus agalactiae*. La vacunación sería el método más eficaz para controlar el impacto de estas enfermedades, sin embargo, para muchos de los virus más devastadores, las vacunas tradicionales (vacunas atenuadas, muertas) o la vacunación con antígenos virales han resultado ineficaces (Zapata, 2014).

Coll, (2019) nos menciona en su revista Aquatic, titulada futuro de las vacunas ADN frente a virus en acuicultura, que la vacunación genética (vacunas ADN), representa en estos momentos la opción

más viable. Desde hace unos años, se viene experimentando con las vacunas ADN para muchos de estos patógenos, con resultados positivos. La mayor parte de las vacunas ADN desarrolladas en el ámbito de la acuicultura son frente a rhabdovirus, los virus de peces con mayor repercusión en esta industria, y entre los que se encuentran el virus de la necrosis hematopoyética infecciosa (IHNV) y el virus de la septicemia hemorrágica viral (VHSV)

3.15 Principales vacunadas utilizadas en peces

Los tipos de vacunas más utilizados en peces incluyen las vacunas vivas y recombinantes de ADN, cada una con su propia metodología de desarrollo. Las vacunas vivas contienen agentes infecciosos debilitados que estimulan el sistema inmunológico para producir anticuerpos sin causar enfermedad clínica, mientras que las vacunas recombinantes pueden emplear fragmentos de ADN de microorganismos para codificar proteínas inmunogénicas.

Zanolo (2022) nos menciona en su investigación que la vía principal de inmunización es la vacuna inyectable (Intraperitoneal), que ofrece ventajas sobre otras formas de administración. A diferencia de la vacunación por inmersión, que requiere una gran cantidad del agente inmunizante para lograr el efecto deseado, y la vacunación oral, que no garantiza resultados consistentes en todos los animales debido a variaciones en la alimentación, la vacuna inyectable puede inducir una respuesta inmunitaria más rápida, efectiva y duradera.

3.16 Recepción de vacuna

Al momento de recibir un lote de vacuna en el establecimiento es importante tomar en cuenta que son productos biológicos sensibles a las variaciones de luz, humedad, tiempo y, sobre todo, temperatura. Para mantener su capacidad inmunizante desde su fabricación hasta su administración, es crucial conservarlas a la temperatura recomendada en todo momento mediante el mantenimiento de la cadena de frío donde la temperatura mínima es de 2°C y máximo 8°C. Cualquier alteración en las condiciones de conservación puede inactivar por completo la vacuna, un proceso irreversible y no detectable a simple vista (Espinoza, 2012).

El proceso de vacunación por inmersión en implica varias etapas clave que deben ser cuidadosamente planificadas y ejecutadas para garantizar su efectividad. En primer lugar, se selecciona el tipo de vacuna adecuado para el patógeno específico y las condiciones del entorno acuático. El número de dosis necesario se determina en función de la población de peces a tratar y la concentración de la vacuna (Bowden *et al.*, 2013). En su investigación (Castillo, 2019) menciona que antes de la vacunación, los peces suelen pasar por un período de ayuno de un día para reducir el riesgo de regurgitación durante el proceso. La temperatura del agua también juega un papel crucial donde lo óptimo 25°C-32°C, ya que influye en la eficacia de la vacunación y la respuesta inmune de los peces.

3.17 Mortalidad post vacunal

Es un fenómeno que requiere una atención especial durante el proceso de vacunación y en las etapas posteriores. Después de la vacunación, es crucial monitorear el comportamiento de los peces, como cambios en la actividad y el apetito, para detectar posibles signos de estrés o reacciones adversas a la vacuna (Battista *et al.*, 2018). Además, se debe realizar un chequeo pre-traslado para evaluar la salud general de los peces antes de su traslado a otras instalaciones, se deben realizar evaluaciones regulares para identificar cualquier aumento inusual en la mortalidad, donde el porcentaje aceptable en la Empresa Aquafinca St. Peter Fish es de 25-35 %, la mortalidad por descarte la obtenemos 21 días post vacuna.

IV MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del lugar

La Práctica Profesional se llevó a cabo en la empresa AquaFinca Saint Peter Fish, en el Centro de Producción El Cajón, el lote de pre-engorde San Isidro ubicado en el departamento de Cortés, Honduras. Coordenadas 15°01'06"N 87°44' 20"W. Durante el periodo comprendido de enero- abril del 2024. Esta zona se encuentra a 260 msnm y presenta una precipitación anual de 975–1,200 mm, con temperaturas promedio de 28–30 °C. El Cajón cuenta con espejo de agua de 94 km² en su nivel máximo.

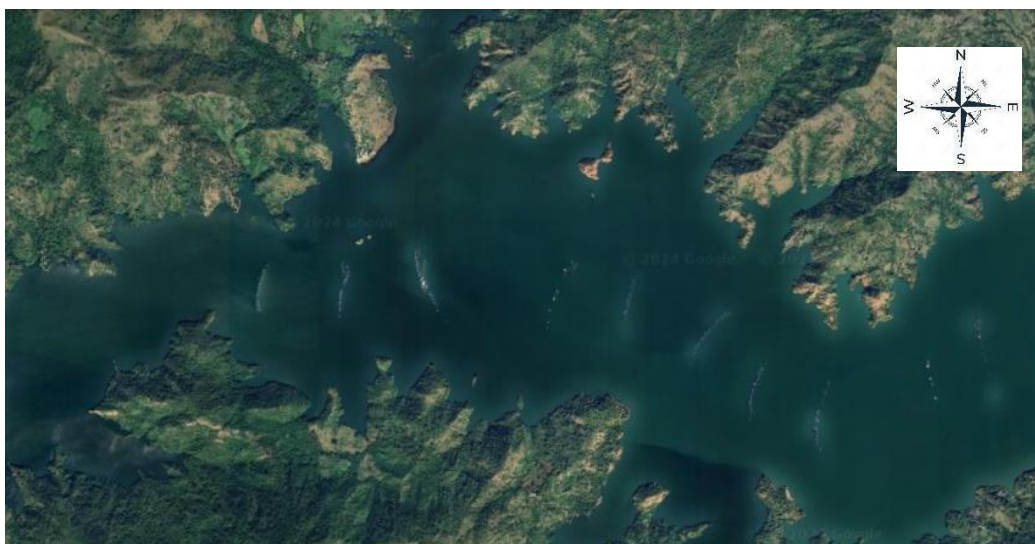


Figura 1 Vista aérea de la represa El Cajón y lote de pre-engorde San Isidro

Fuente: Google Earth, 2024

4.2 Materiales y equipos

Los materiales utilizado es el que tradicional se utiliza en el área de vacunación: guantes desechables, salabres, recipientes (balde), hojas de registro, libreta de campo, tijera, la vacuna suministrada fue la Autovacuna FNO/SA 1a inmersión (Anexo 3) que contiene células inactivadas contra *Streptococcus agalactiae 1a* y *Francisella noatunensis*, y el quipo utilizado fue un oxímetro, bomba de desinfección, balanza digital esta se utiliza para calcular que no sobrepase los 100 kg, es la dosis por biomasa.

4.3 Población de estudio

Para el seguimiento de este estudio se seleccionaron 2 estanques en el centro de producción Hatchery (Anexo 1), donde los estanques cuentan con una población de 1 millón alevines de tilapia de la especie (*Oreochromis niloticus*). El Grupo con tratamiento (GCT) con una población de 500 mil alevines y el Grupo sin tratamiento (GST) con el mismo número de alevines, a las cuales se aplicó la vacuna bivalente de inmersión y se llevó el control durante todo su ciclo de producción.

4.4 Método

La práctica profesional en manejo sanitario en el cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*). Se realizó en la empresa Aquafinca Saint Peter Fish, Regal Spring específicamente en el centro de producción El Cajón, donde se acompañó durante la evaluación de una vacuna bivalente de inmersión de la casa comercial Hipra para controlar la mortalidad debido a la presencia de *Streptococcus 1a* a una población de 500 mil alevines mediante un método cuantitativo observacional.

Este trabajo se llevó a cabo en el periodo de tiempo comprendido entre los meses de enero y abril del 2024 con una duración de 600 horas requeridas. En este tiempo se colaboró en las actividades relacionadas al monitoreo sanitario y de bioseguridad en el cultivo de tilapia.

4.5 Desarrollo de la práctica

En este trabajo se realizó las actividades asignadas en el área de trabajo, concentrándose en el acompañamiento técnico en el manejo sanitario de tilapia negra (*Oreochromis niloticus*). Se tomaron datos de mortalidad diaria, la efectividad que tiene la vacuna durante 21 días después de la administración y el efecto post traslado de los alevines de Hatchery a Cajón donde son llevaron a las jaulas de pre-engorde.

Para determinar la efectividad vacunal se llevó el control total de la población a vacunar 500 mil peces. Luego de la dosis de vacuna de inmersión mediante un método observacional, evaluar si los alevines presentan signos clínicos como hemorragia, opacidad corneal, letargia entre otros.; y posterior hacer pruebas bacteriológicas para confirmar la enfermedad, cada pez enfermo se deberá de reportar a la supervisora de sanidad para pruebas de cultivo de *S. agalactiae 1a* para luego estimar el total de peces enfermos o infectados.

Para conocer la tasa de supervivencia se estimó mediante, el número total de peces vacunados en Hatchery y la supervivencia de peces vivos post vacuna a los 21 días en el Lote San Isidro. Con el fin de comparar el número de peces vacunados que sobreviven con los que no son vacunado o grupo control, mediante el registro de mortalidad diaria y acumulada obtenidos en la base de datos de Aquamanager.

La evaluación se realizó mediante el método de vacunación por inmersión en tilapia negra en la etapa de alevín; Es una vacuna inactivada contra *Streptococcus agalactiae 1a* y *Francisella noatunensis*. La vacunación se realizó en alevines con un peso promedio de 3 gr en el centro

Hatchery, Luego se trasladaron al centro de producción cajón a jaulas flotantes en pre engorde lote San Isidro.

4.6 Variables evaluadas

4.6.1 Efectividad vacunal

Se estimó la capacidad de la vacuna bivalente de proteger a los peces contra *Streptococcus agalactiae* 1a. Mediante la mortalidad durante un tiempo estimado del Grupo con tratamiento (GCT) y el Grupo sin tratamiento (GST) multiplicado por 100. Todos estos datos se manejan en la base de datos de la empresa que lleva por nombre Aquamanager.

$$Efectividad\ vacunal = \left(1 - \frac{Mortalidad\ de\ peces\ vacunados}{Mortalidad\ de\ peces\ sin\ vacunar} \times 100 \right)$$

$$Mortalidad\ de\ peces\ vacunados = \frac{Poblacion\ vacunada - \# \text{ peces sobrevivientes}}{Poblacion\ vacunada}$$

$$\begin{aligned} & Mortalidad\ de\ peces\ sin\ vacunar \\ &= \frac{Poblacion\ sin\ vacunar - \# \text{ peces sobrevivientes sin vacunar}}{Poblacion\ sin\ vacunar} \end{aligned}$$

4.6.2 Tasa de supervivencia

Se calculó el porcentaje de animales en este ensayo que siguen vivos durante cierto periodo luego de pasar por el proceso de vacunación. Y se comparó los resultados obtenidos de la población vacunada con la población testigo.

$$\begin{aligned} & Tasa\ de\ supervivencia \\ &= \frac{N^{\circ}\ de\ peces\ vivos\ post\ vacuna\ en\ un\ tiempo\ determinado}{N^{\circ}\ de\ peces\ vivos\ antes\ de\ la\ vacuna} \times 100 \end{aligned}$$

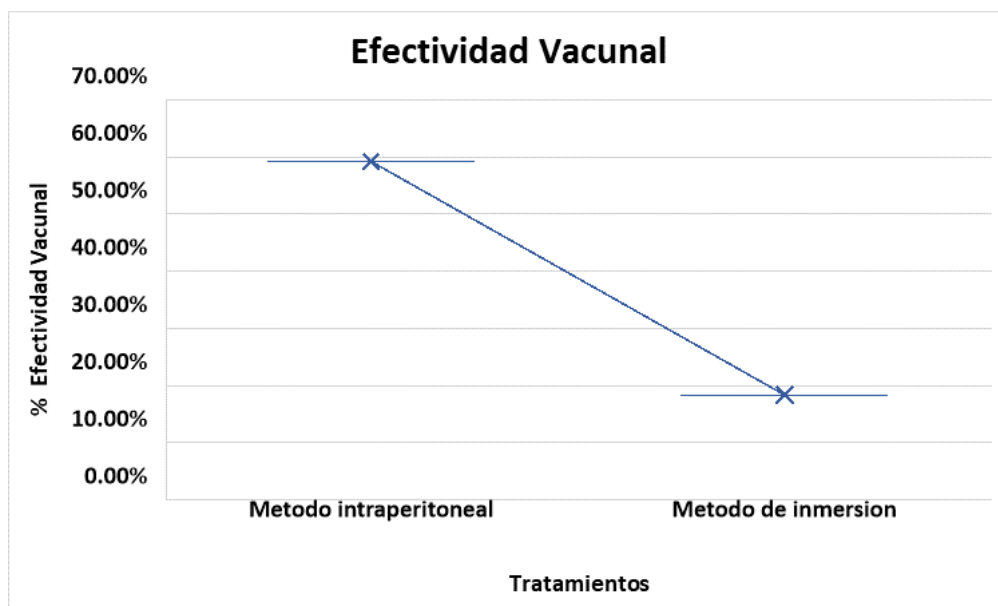
El método de muestreo utilizado es mediante la recolección de peces moribundos o con claros síntomas de la enfermedad por el equipo de buceo, donde se tomó datos diariamente en el registro de mortalidad y signos clínicos.

4.6.4 Tasa de Mortalidad

Este indicador permite conocer el número de muertes por la enfermedad en un determinado periodo de tiempo en una población de peces. La tasa de mortalidad se calculó mediante el número de peces muertos entre el total de peces vacunados por mil. Estos datos se tomaron por el equipo de buceo diariamente por cada jaula y estanque donde se sube a la base de datos AQUAMANAGER.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Efectividad Vacunal en el cultivo de tilapia

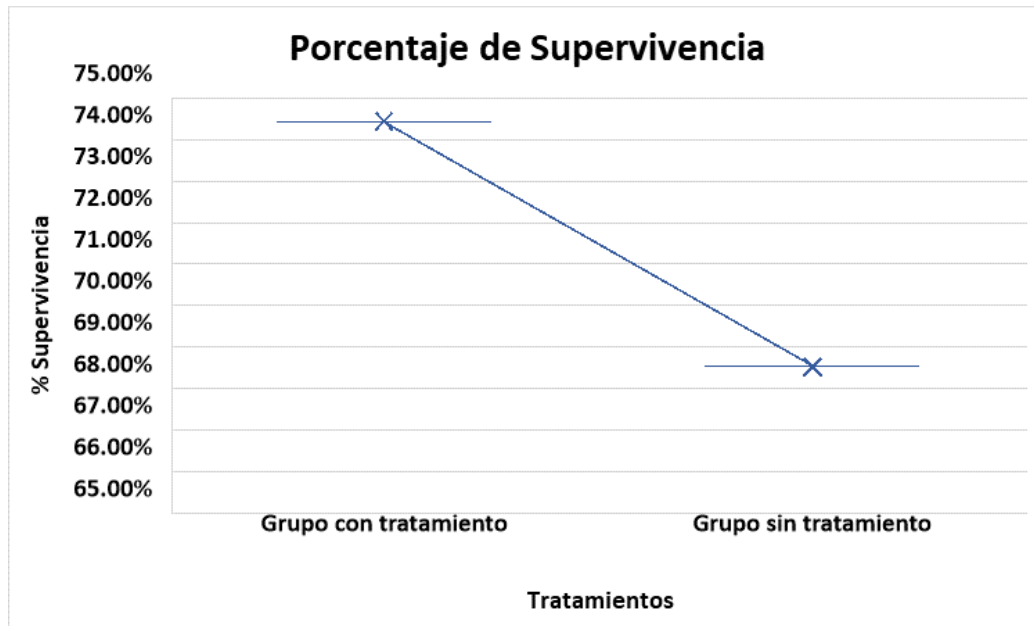


Grafica 1 Efectividad Vacunal en el cultivo de tilapia

En la gráfica 1, Se evidencia efectividad vacunal de dos métodos de vacunación en el cultivo de tilapia, donde en el método de inmersión presento una efectividad de 18.34% en una población de 500,000 tilapias, En contraste, el método intraperitoneal mostro una eficiencia de 59.14% en una población de 6,000 tilapias según él estudió en la revista piscicultura global publicado por Flavio Gonzales (2023).

Es importante notar que, aunque el método intraperitoneal mostró una mayor efectividad, los estudios fueron realizados bajo condiciones ambientales distintas, lo que podría influir en los resultados. Además, la diferencia en la población de estudio entre ambos métodos puede también jugar un papel en la variabilidad de la respuesta vacuna

5.2 Porcentaje de Supervivencia en el cultivo de tilapia

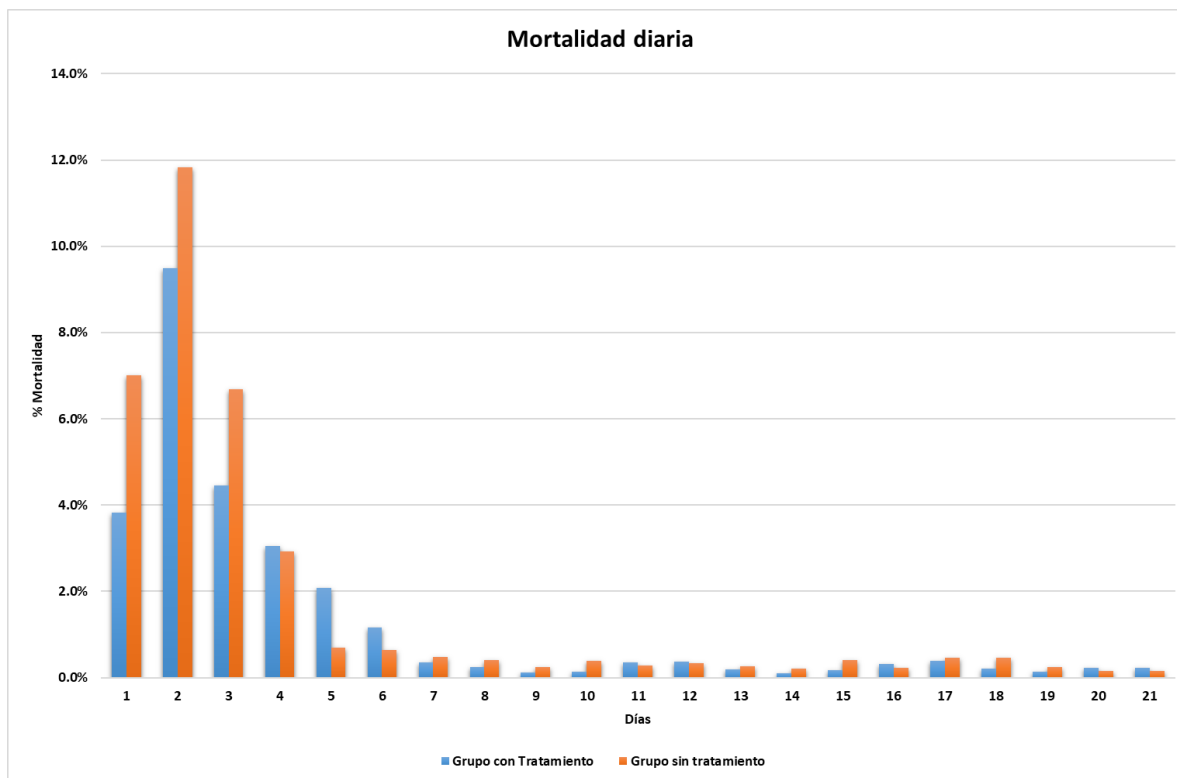


Grafica 2 1 Porcentaje de supervivencia en el cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*)

En la gráfica 2, Se evidencia que el Grupo con tratamiento (GCT) logró una tasa de supervivencia del 74.44%, mientras que el Grupo sin tratamiento (GST) presentó una supervivencia del 68.53%. Esto revela una diferencia de 21,405 (5.91%) en la supervivencia entre ambos grupos de tratamiento. A partir de los cálculos previos, se determinó que la eficacia de la vacuna es del 18.34%. Esto implica que la vacunación reduce el riesgo de mortalidad en un 18.34% en comparación con la ausencia de vacunación.

Comparando los resultados de Pizarro, 2019 donde también evaluó la tasa de supervivencia obteniendo resultados para el grupo tratado de 55.5% y el grupo control de 53.3%, los cuales coinciden con los hallazgos reflejados en la presente investigación.

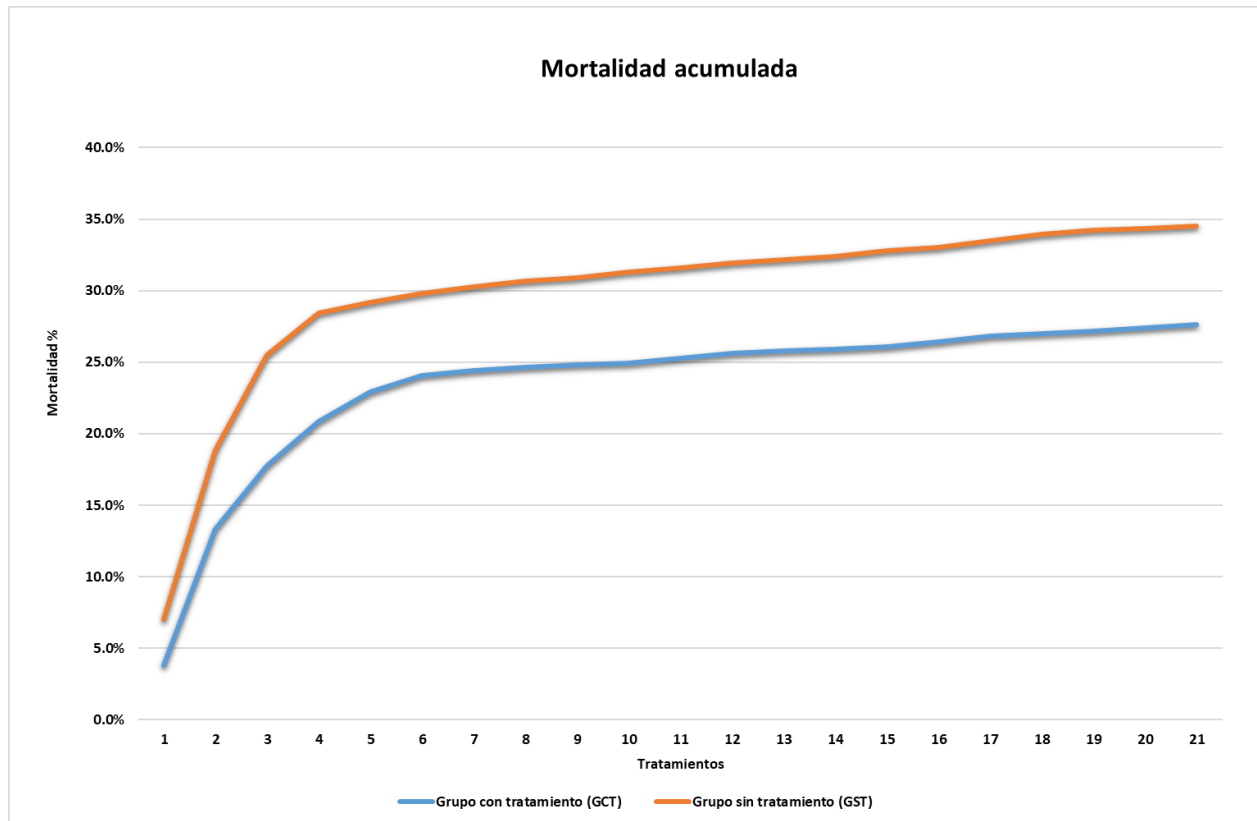
5.3 Registro de Mortalidad diaria en el cultivo de tilapia



Grafica 3 Registro de Mortalidad diaria en el cultivo de tilapia

En la Gráfica 3 observamos la mortalidad diaria de (GCT) y (GST) durante los 21 días posteriores a la vacunación, donde se evidencia que el pico máximo de mortalidad se produjo el día 2 en ambos grupos, con una mortalidad del 9.5% en el grupo con tratamiento (GCT) y del 11.8% en el grupo sin tratamiento (GST). A medida que avanzó el estudio, la mortalidad fue disminuyendo progresivamente en ambos grupos, llegando a un 0% en el día 21. Estos resultados sugieren que la vacuna de inmersión es efectiva para controlar la mortalidad por *Streptococcus*, dado que se refleja una clara relación entre la vacunación y el incremento en la supervivencia, con una reducción significativa de la mortalidad al finalizar el periodo de evaluación.

5.4 Mortalidad acumulada en el cultivo de tilapia



Grafica 4 Mortalidad acumulada en el cultivo de tilapia

En la Gráfica 4 se puede observar la tendencia general de la mortalidad acumulada en ambos tratamientos a lo largo del periodo de producción. En grupo con tratamiento (GCT) la mortalidad acumulada aumenta gradualmente llegando al pico el día 4 representando un 20.8% y manteniéndose hasta el día 21 en un 27.6 %, el grupo sin tratamiento (GST) la mortalidad acumulada también aumenta desde el día 4 en un 28.5% y el día 21 un 34.5 %. Estos resultados positivos del grupo con tratamiento (GCT) se relacionan estrechamente a que mayor porcentaje de efectividad, mayor tasa de supervivencia, incrementando la producción y disminuyendo los costos.

VI. CONCLUSIONES

- En este trabajo se evaluó la efectividad la Autovacuna FNO/SA 1a en el cultivo de tilapia negra (*Oreochromis niloticus*) en etapa de pre-engorde donde el grupo con tratamiento (GCT) demostró una eficiencia del 18.34% con una población de 500,000 peces. Este resultado resalta el impacto positivo del método de inmersión, aunque la efectividad no es elevada, se logró una reducción significativa en la mortalidad en comparación con el grupo sin tratamiento (GST). La vacunación mediante el método de inmersión ofrece una alternativa viable para mejorar la supervivencia en cultivos intensivos de tilapia, así como el control de la mortalidad por *Streptococcus agalactiae*.
- En base a el trabajo profesional supervisados, se concluye que la vacunación de tilapias en etapa de pre-engorde con la Autovacuna FNO/SA mediante el método de inmersión tiene un impacto positivo en la supervivencia y control de la mortalidad. Por medio del registro de mortalidad diaria y acumulada se pudo observar el comportamiento en ambos grupos durante 21 días, donde el grupo con tratamiento (GCT) alcanzó una tasa de supervivencia del 74.44%, superando al grupo sin tratamiento (GST), que registró una supervivencia del 68.53%, lo que representa una diferencia del 5.91%. Estos resultados respaldan la efectividad de la vacuna de inmersión para el control del *Streptococcus agalactiae* en tilapia, al demostrar que la vacunación está directamente relacionada con un aumento en la supervivencia y una reducción significativa de la mortalidad.

VII. RECOMENDACIONES

Capacitar al personal acerca de este método de vacunación. Esto para garantizar una administración adecuada de la vacuna y minimizar los errores durante el proceso. Esto para garantizar una administración adecuada de la vacuna y minimizar los errores durante el proceso.

Mantener la cadena de frío de la vacuna durante todo el proceso de vacunación, tanto en el almacén como en campo

Calcular la dosis de vacuna requerida de acuerdo con el tamaño y densidad de los peces. Para administrar la cantidad correcta para garantizar una protección efectiva sin desperdiciar la vacuna.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Aboelhadib, *et al.* (2012). *Manejo homeopático de tricodiniasis*. Obtenido de https://www.uniremington.edu.co/wp-content/uploads/2022/12/CARTILLA_DIGITAL.pdf
- Avedaño, R., (2011). *Enfermedades de alto riesgo (EAR)*. Obtenido de <https://wikincar.cl/enfermedades-y-bioseguridad/>
- Cai, W. *et al.* (2013). *Biofilm Formation by the Fish Pathogen Flavobacterium columnare: Development and Parameters Affecting Surface Attachment*. Obtenido de <https://journals.asm.org/doi/10.1128/aem.01192-13>
- Castro *et al.* (2015). *Presencia de Saprolegnia sp.*. Obtenido de <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/bitstream/123456789/24912/1/cbs1972761.pdf>
- Calderón, (2022). *Elaboración de un manual de Buenas Prácticas de Higiene (BPH) para el área de procesamiento del módulo AH Acuicultura*. Zamorano, Honduras. Obtenido de: <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/4359e4ad-f1f6-4567-b915-a63c61e44d57/content>
- Caya *et al.* (2019). *Septicemia Hemorrágica viral*. Obtenido de https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health_standards/aahm/current/chapitre_vhs.pdf
- Castilla. (2010). *Desarrollo de la cultura*. Obtenido de <https://www.fao.org/3/i0283s/i0283s.pdf>
- Corral. (2017). *Cercas experimentales de piscadería*. Universidad de Almería. La Cañada, España. Obtenido de <https://www2.ual.es/ideimand/corrales-y-canos-de-pesqueria/>
- Figuerola, J., *et al.* (2017). *Streptococcus agalactiae*: Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/4076/407639214004.pdf>
- García, G. *et al.* (2010). *Manual de sanidad piscícola*. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/572605929/1999-Semarnap-Manual-Sanidad-Piscicola>
- Ghiani, *et al.* (2019). *Módulo 15: bioseguridad y prevención de enfermedades en la acuicultura*. Obtenido de: [NVAP-Mod-15-AQBIO.pdf \(iastate.edu\)](#)

- Guerrero, (2018), Técnicas para el cultivo de tilapia en estanques en Honduras. Tegucigalpa, Honduras. Obtenido en: https://www.academia.edu/9652544/Mario_Fco_Guerrero_Cultivo_de_tilapia_en_estanques_Honduras
- Jiménez, F., et al. (2010). *Manual de sanidad piscícola*. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/572605929/1999-Semarnap-Manual-Sanidad-Piscicola>
- Lujan. (2023). *SAPROLEGÍA: CAUSAS, SÍNTOMAS Y MEDIDAS DE PREVENCIÓN*. Obtenido de https://aquahoy.com/saprolegnia-causas-sintomas-medidas-de-prevencion/#google_vignette
- Mancera (2019). *Bacterial Pathogenesis in Various Fish Diseases: Recent Advances and Specific Challenges in Vaccine Development*. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC9968037/>
- Malus, S. (2021). Streptococcosis in Tilapia (*Oreochromis niloticus*): Senagor, Malaysia, Obtenido de: [http://119.40.116.186/resources/files/Pertanika%20PAPERS/JTAS%20Vol.%2034%20\(2\)%20Aug.%202011/05%20Pg%20195-206.pdf](http://119.40.116.186/resources/files/Pertanika%20PAPERS/JTAS%20Vol.%2034%20(2)%20Aug.%202011/05%20Pg%20195-206.pdf)
- Magnadottir (2010) *Immune System And Vaccination In Fish*. Obtenido de: [Redalyc.SISTEMA INMUNE Y VACUNACIÓN DE PECES](https://www.redalyc.org/SISTEMA_INMUNE_Y_VACUNACION_DE_PECES)
- Montillo et al. (2018). *Manejo del cultivo de tilapia USAID, CIDEA*. Obtenido de <https://universidadagricola.com/wp-content/uploads/2018/05/MANEJO-DEL-CULTIVO-DE-TILAPIA.pdf>
- Montes et al. (2010). *Importancia de la sanidad piscícola*. Obtenido de [Honduras - Panorama del Sector Acuícola Nacional \(fao.org\)](https://www.fao.org/publications/default.asp?lang=es&_id=3d93123d&_sk=70000)
- Norori et al. (2018). *Elementos técnico económicos, ambientales para el cultivo de tilapia OSPESCA, SICA*. Obtenido de <https://www.sica.int/download/?131726>
- Pizarro (2019), *Evaluación experimental de una vacuna polivalente para la prevención de furunculosis y septicemias causadas por Aeromonas salmonicida en alevines*. Obtenido de: [Pizarro gm.pdf \(unmsm.edu.pe\)](https://www.unmsm.edu.pe/publicaciones/evaluacion-experimental-de-una-vacuna-polivalente-para-la-prevencion-de-furunculosis-y-septicemias-causadas-por-aeromonas-salmonicida-en-alevines)
- Rahman (2020). *Prevención y control de enfermedades*. Obtenido de [https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/centros/ceiegt/archivos/Pargo-UNAM Prevencion control enfermedades.pdf](https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/centros/ceiegt/archivos/Pargo-UNAM_Prevencion_control_enfermedades.pdf)

Reite (2005). *Fish immune system*. Obtenido de: [SISTEMA INMUNE EN PECES \(scielo.cl\)](https://scielo.cl)

Sanchez, J., et al. (2013). *Bioseguridad en acuicultura*. Universidad de Zaragoza, Zaragoza, España. Obtenido de https://www.mapa.gob.es/es/ganaderia/temas/sanidad-animal-higiene-ganadera/11-a-bioseguridad_acuicultura_tcm30-111507.pdf

Shield H. . (2016). *Columnaris in tilapia*. Obtenido de <https://www.tilapia.ws/Columnaris.php>

Soto et al. (2019). *Enfermedades en el cultivo de tilapia*. Obtenido de <https://www.int-res.com/404/>

Vásquez, C., et al. (2018). *Principales enfermedades de los peces en cultivo*. Obtenido de <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/34943/27470.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Wajsbrot. (2019). *Estreptococosis en el cultivo de tilapia*. Obtenido de <https://visar.maga.gob.gt/visar/22/24/pronasa/EstrepTilapia24.pdf>

Zazo, M., (2021). *Parásitos en peces*. Obtenido de <https://www.tiendanimal.es/articulos/parasitos-en-peces/>

VIII. ANEXOS



Anexo 1 Selección de estanques



Anexo 2 Aplicación de medidas de bioseguridad



Anexo 3 Autovacuna FNO/ SA 1a inmersión HIPRA



Anexo 4 Preparación de la vacuna



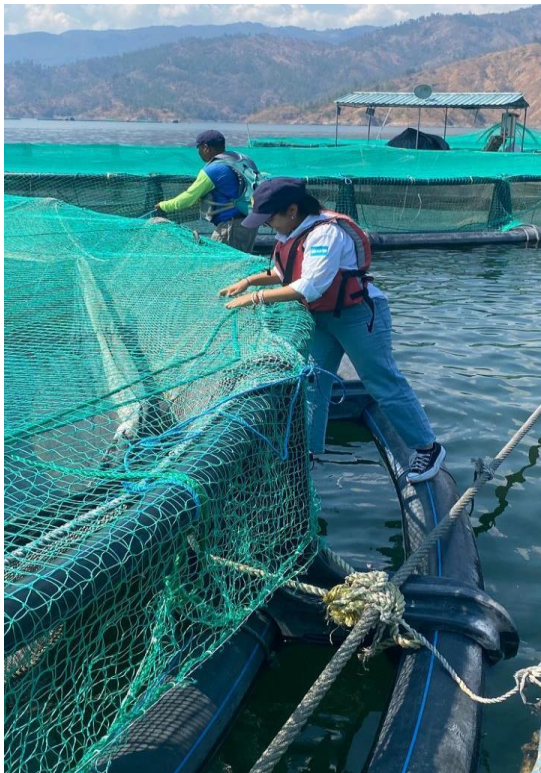
Anexo 5 Proceso de vacunación



Anexo 6 Medidas de bioseguridad en etapa de siembra



Anexo 7 Siembra de alevines vacunados a jaula flotantes



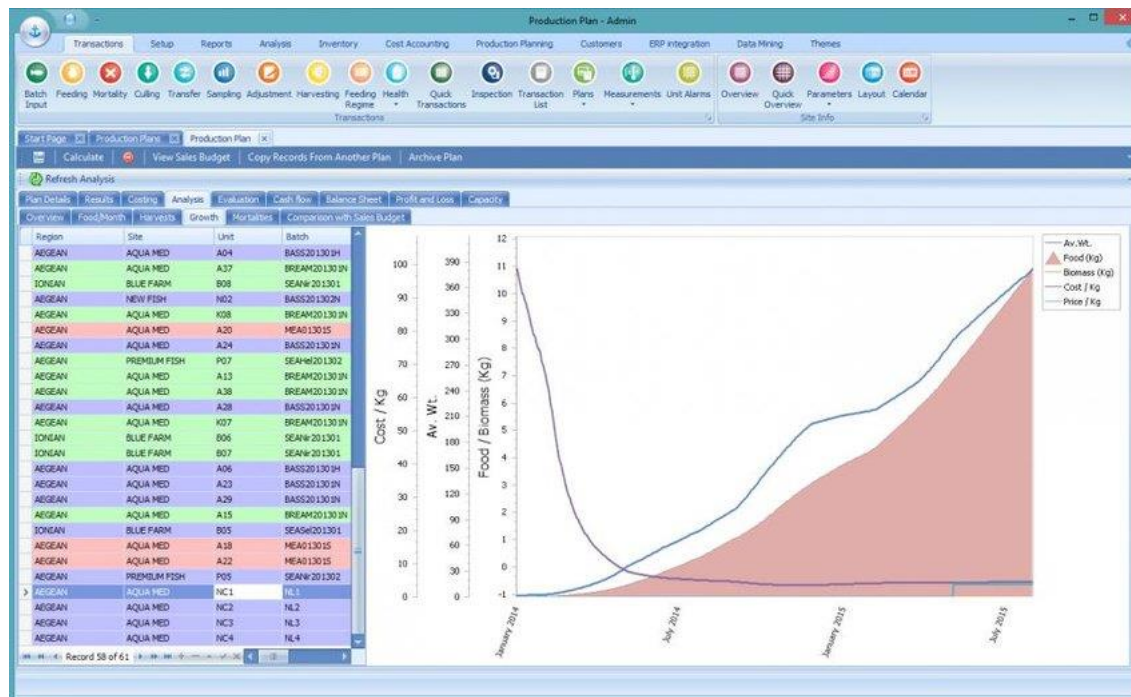
Anexo 8 Levantamiento de datos



Anexo 9 Signo clínico (Hemorragia Hepática)



Anexo 10 Prueba bacteriológica positiva *S. agalactiae* 1a



Anexo 11 Aquamanger aquaculture software interface