



Por un Desarrollo Agrario  
Integral y Sostenible

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA**  
**DIRECCION ESPECIFICA DE CIENCIA ANIMAL**

**Trabajo de Tesis**

**Presencia de parasitosis en tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) en el Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua, 2024.**

**Autores**

Br. Castillo López Alex José  
Br. Rivera Díaz Scarleht Jahoska

**Asesor**

MSc. Guadalupe Centeno Martínez.

**Managua, Nicaragua**  
**Noviembre, 2025**



Por un Desarrollo Agrar  
Integral y Sostenible

# **UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DIRECCION ESPECIFICA DE CIENCIA ANIMAL**

## **Trabajo de Tesis**

**Presencia de parasitosis en tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) en el Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua, 2024.**

### **Autores**

Br. Alex José Castillo López  
Br. Scarleht Jahoska Rivera Díaz

### **Asesor**

MSc. Guadalupe Centeno Martínez.

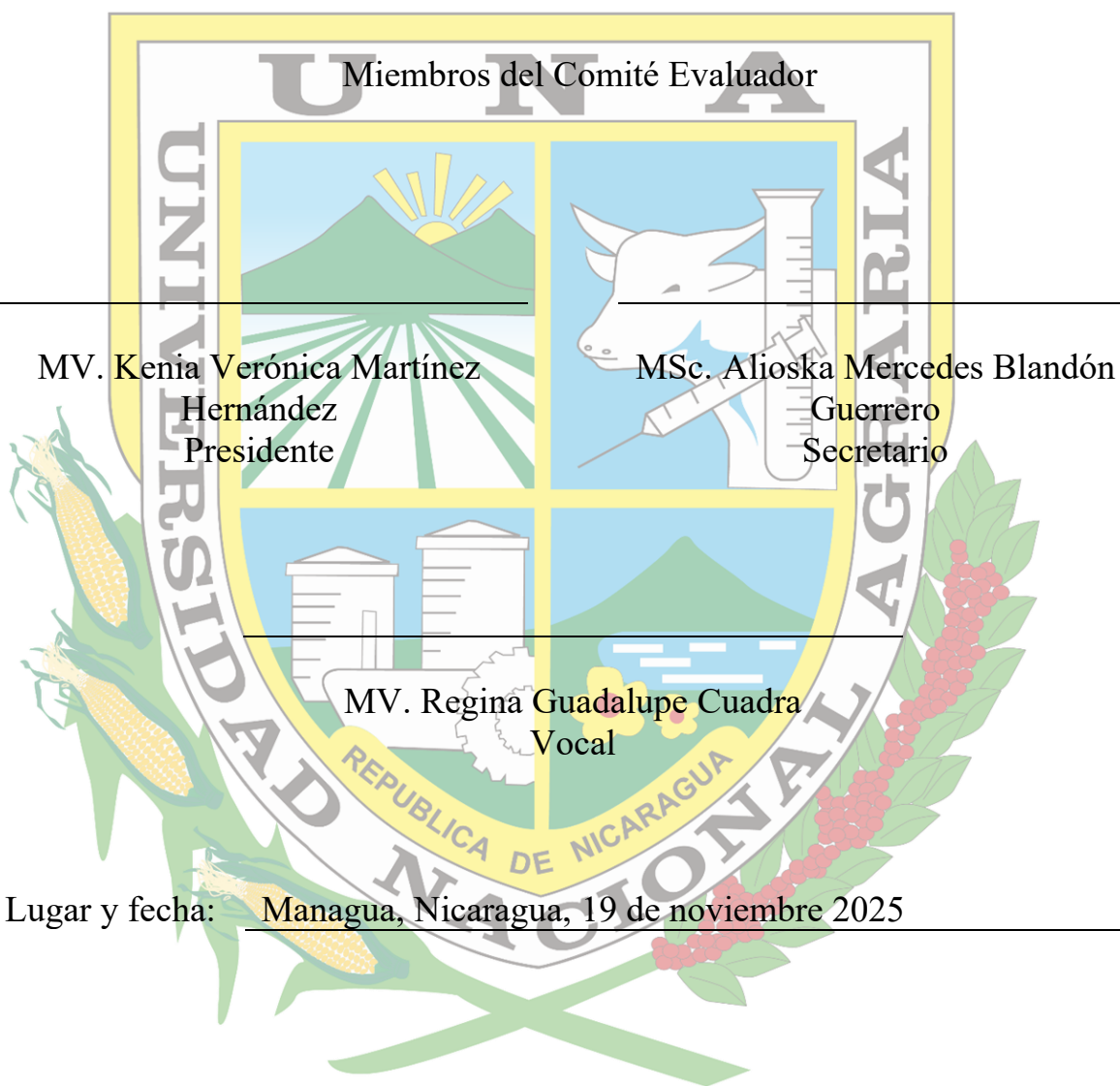
Presentado a la consideración del honorable comité evaluador  
como requisito final para optar al grado de Médico  
Veterinario en grado de licenciatura

**Managua, Nicaragua  
Noviembre, 2025**

Este trabajo de graduación fue evaluado y aprobado por el honorable comité evaluador designado por la dirección específica Ciencias Animal como requisito final para optar al título profesional de:

### **Médico Veterinario en grado de Licenciatura**

---



## **DEDICATORIA**

Dedico esta tesis a Dios por brindarme perseverancia y sabiduría en todo momento, a mi familia, con mucho cariño a mi madre ejemplo de resiliencia y superación y a nuestros fieles difuntos, de manera especial a los restos de mi viejo.

Da igual de dónde vienes, si sabes para donde vas, finalizo dedicando esta obra a los jóvenes que tienen limitaciones y que alguna vez soñaron con ser profesionales, por los que padecen de alguna enfermedad adictiva y se esfuerzan por dejarla y por los niños que están en un orfanato.

Alex José Castillo López

## **DEDICATORIA**

En primer lugar, a DIOS, mi guía espiritual, por dotarme de la perseverancia, la salud y la claridad mental necesaria para culminar este proyecto. Por darme la fortaleza interna para no rendirme en cada momento de duda, su fe me sostuvo y me recordó el propósito de este esfuerzo.

Gracias por la vida, por el talento y por cada bendición que me ha acompañado. A mi familia, mi más profundo agradecimiento. Reconozco y valoro el sacrificio silencioso que hicieron durante estos años. El apoyo emocional que me brindaron al entender mis presiones y al motivarme a continuar, fue el factor determinante para concluir mi investigación. Con todo mi amor y gratitud.

Scarleht Jahoska Rivera Díaz

## **AGRADECIMIENTO**

A Dios porque sin él no sería nada, a nuestra madre santísima porque me acompaña e intercede en todo momento y a mi madre biológica que siempre me ha demostrado su apoyo incondicional por gris que pinte el día.

Y porque las palabras a veces no expresan lo que el corazón siente, agradezco de manera especial al ing. Carlos Ruiz el mejor docente y decano que mis ojos han visto, Dr Fredda Ramírez calidad de docente y excelente coordinadora de carrera, Dr. Martha Rayo, la mejor especialista en acuicultura que la facultad ha tenido, su eminencia el PhD. Mora, el mejor cirujano y parasitólogo de la UNA, Dr. Raxa Chavarría, impecable persona docente e integra persona, Dr. Lázaro Morejón Aldama, el mejor microbiólogo de toda la facultad y la mejor asesora que he tenido, sin su apoyo y sabiduría no se hubiera concluido esta obra, MsC. Guadalupe Centeno.

Por ultimo y no menos importante doy gracias a las cocineras que laboran incansablemente en la institución, a mis colegas de manera especial al Lic. Anthony Roque, Dr Will Cruz y Dr. Ana Ortega y a todas las personas que me han instruido u aportado algún conocimiento a lo largo de la carrera.

Alex José Castillo López

## **AGRADECIMIENTO**

Mi más profundo y sincero agradecimiento a quienes hicieron posible la culminación de este proyecto de tesis, brindando su invaluable guía, apoyo y paciencia.

A la Dra. Martha Nohemi Rayo, por su compromiso y dedicación. Su asesoría experta y acompañamiento constante desde el inicio de la investigación fueron pilares fundamentales para el desarrollo y la feliz culminación de este trabajo.

Y de manera muy especial, a la Dra. Ayda Luz Torrez, por el apoyo incondicional, la comprensión y la paciencia que me brindó en este arduo y, a veces, desafiante camino. Su soporte emocional fue esencial para mantenerme firme y motivado hasta el final.

Finalmente, a mis amigos incondicionales. Ustedes fueron la clave fundamental para mi estabilidad; el motor, el descanso y la distracción necesaria en los momentos más tensos. Gracias por ser esa red de apoyo que me recordó por qué valía la pena el esfuerzo.

A todos ellos, mi gratitud eterna.

Scarleht Jahoska Rivera Díaz

## INDICE DE CONTENIDO

SECCIÓN	PÁGINA
<b>DEDICATORIA</b>	<b>ii</b>
<b>DEDICATORIA</b>	<b>iii</b>
<b>AGRADECIMIENTO</b>	<b>iv</b>
<b>AGRADECIMIENTO</b>	<b>v</b>
<b>INDICE DE CONTENIDO</b>	<b>vi</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b>	<b>ix</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b>	<b>x</b>
<b>ÍNDICE DE ANEXOS</b>	<b>xi</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>xii</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>xiii</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>II OBJETIVOS</b>	<b>3</b>
<b>2.1 Objetivo general</b>	<b>3</b>
<b>2.2 Objetivos específicos</b>	<b>3</b>
<b>III. MARCO DE REFERENCIA</b>	<b>4</b>
3.1 Historia de la Acuicultura en Nicaragua	4
<b>3.1.1 Acuicultura</b>	<b>4</b>
<b>3.1.2 Precedentes de la acuicultura en Nicaragua</b>	<b>5</b>
3.2 Piscicultura	5
<b>3.2.1 Antecedentes de la piscicultura en el país</b>	<b>6</b>
3.3 Tilapia nilótica ( <i>Oreochromis niloticus</i> )	7
<b>3.3.1 Definición y Características</b>	<b>7</b>
<b>3.3.2 Reseña histórica he impacto económico de la tilapia en Nicaragua</b>	<b>8</b>
<b>3.3.3 Morfología externa</b>	<b>10</b>
<b>3.3.4 Morfología interna</b>	<b>10</b>
<b>3.3.5 Manejo de Tilapia</b>	<b>11</b>
<b>3.3.6 Calidad del agua</b>	<b>12</b>
3.4 Buenas prácticas acuícolas	13
<b>3.4.1 Manejo sanitario</b>	<b>14</b>
3.5 Medidas de Bioseguridad e higiene en la Granja	15
<b>3.5.1 Limpieza y desinfección</b>	<b>16</b>
<b>3.5.2 Drenado</b>	<b>16</b>
3.5.3 Secado	17
<b>3.5.4 Encalado</b>	<b>17</b>

3.6 Generalidades de los parásitos	18
3.7 Parasitismo	18
3.8 Tipos de parásitos	18
<b>3.8.1 Ectoparásitos</b>	19
<b>3.8.2 Endoparásitos</b>	19
3.9 Clasificación de los parásitos	19
3.9.1 Protozoarios	19
<b>3.9.2 Nematodos</b>	20
3.9.3 Trematodos	21
<b>3.9.4 Cestodos</b>	21
<b>3.9.5 Ectoparásitos</b>	22
3.10 Dactylogyrus Sclerosus	22
<b>3.10.1 Monógeno</b>	22
3.10.2 Ciclo de vida	23
3.10.3 Diagnostico	23
<b>IV. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>24</b>
4.1 Ubicación del estudio	24
4.2 Diseño metodológico	25
4.3 Manejo del ensayo y metodología	25
4.4 Variables evaluadas	28
4.5 Recolección de datos	29
4.6 Fase de campo	29
4.7 Protocolo de disección y diagnóstico de parásitos	30
4.7.1 Sacrificio de los peces	30
4.7.2 Método externo de inspección	30
4.7.3 método interno	30
4.8 Recolección de muestras	31
4.8.1 Procedimiento de frotis sanguíneo	31
4.8.2 Toma de muestra sanguínea	31
4.8.3 Extracción de las muestras para análisis de tracto digestivo	31
4.9 Fase de laboratorio	32
4.9.1 Análisis sanguíneos	33
4.10 Análisis del tracto digestivo	34

4.10.1 hígado y vesícula biliar	35
4.11 Métodos de diagnóstico	36
4.11.1 Diagnóstico coproparasitológico	36
4.12 Análisis de sedimentos	37
4.12.1 Procedimiento	37
4.13 Análisis de datos	38
4.14 Materiales y equipos	40
<b>V RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>41</b>
<b>5.1 Prevalencia</b>	<b>41</b>
5.2 Biometria Hemática Completa	42
5.3 Buenas Prácticas Acuicola	43
<b>VI. CONCLUSIONES</b>	<b>45</b>
<b>VII. RECOMENDACIONES</b>	<b>46</b>
<b>VIII. LITERATURA CITADA</b>	<b>47</b>
<b>IX. ANEXOS</b>	<b>54</b>
<b>X. GLOSARIO</b>	<b>60</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>CUADRO</b>		<b>PÁGINA</b>
1.	Clasificación taxonómica de la tilapia ( <i>Oreochromis niloticus</i> )	9
2.	Descripción de las variables a evaluar	29
3.	Descripción de materiales y reactivos utilizados	41

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>FIGURA</b>		<b>PÁGINA</b>
1.	Mapa satelital del área y ubicación de la finca “Santa Rosa”, UNA (fuente Google Earth )	26

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>ANEXO</b>		<b>PÁGINA</b>
1.	Ficha de cotejo de buenas prácticas acuícolas	56
2.	Flujo de agua para el llenado de las pilas	57
3.	Pilas inactivas	57
4.	Recolección de sedimentos de agua de los estanques	58
5.	Medición de los peces	58
6.	Recolección de sangre del ventrículo	59
7.	Recolección de las muestras de sangre de la vena caudal	59
8.	Diseción y recolección de muestras fecales	60
9.	Revisión de muestras fecales	60
10	Revisión de órganos de los peces en busca de parásitos	61
11.	Huevo de <i>Diphyllbothrium</i> spp.	61

## RESUMEN

El presente estudio es de corte longitudinal descriptivo, cuali cuantitativo, donde el principal objetivo es evaluar la prevalencia del monógeno (*Cichlidogyrus sclerosus*) en la especie (*oreochromis niloticus*), así mismo determinar la carga parasitaria que afecta la hematología de los peces y contrastar la implementación de buenas prácticas acuícolas en relación a la presencia u ausencia de parasitosis acuática. El desarrollo del estudio fue en el Centro Práctico Acuícola de la Universidad Nacional Agraria, definiendo como periodo de estudio 90 días, el muestreo aplicado fue no probabilístico por conveniencia, recolectando las muestras mediante atarraya y llevándolos al laboratorio para analizar coprología, hematología y necropsia. La población muestreada fue de 55 peces en categorías de alevines, juveniles y desarrollo, muestreando 11 pilas de 46 estanques dentro del centro práctico, los cuales estaban distribuidos en baterías A,B,C,D y 2 CUAP (cuarentena). El resultado obtenido en el estudio para la prevalencia en las muestras fue de ausencia para (*cichlidogyrus sclerosus*), sin embargo, se encontró una prevalencia del 1.80% para huevo de *Diphyllobothrium* spp alojados en el intestino según muestras en fresco, en cuanto a los parámetros hematológicos evaluados los resultados obtenidos para los estanques muestreados demuestran que la salud hematológica está en rangos óptimos, considerándose de esta manera que la implementación de las buenas prácticas acuícolas mejoran la respuesta a la afectación por parasitosis acuática.

**Palabras clave:** *acuicultura, estrés, hematología, prevalencia, necropsia*

## ABSTRACT

The present study is of cut longitudinal descriptive, quali quantitative, where the principal objective is to determine the prevalence of parasites in the species (*Oreochromis niloticus*), as well determine the parasitic load that affects the hematology of the fishes and contrast the implementation of good aquacultural practices in relation to the presence or absence of aquatic parasitosis. The development of the study was in the Practical Aquacultural Center of the National Agrarian University, defining as period of study 90 days, the sampling applied was non probabilistic by convenience, collecting the samples by means of atarraya and taking them to the laboratory to analyze coprology, hematology and necropsy. The sampled population was of 55 fishes in categories of alevines, juveniles and development, were sampled 11 piles of 46 ponds in this study within the farm, the which were distributed in batteries A,B,C,D and 2 CUAP (quarantine). The result obtained in the study for the prevalence in the samples was of absence for (*Cichlidogyrus sclerosus*), however, was found a prevalence of the 1.80% for egg of *Diphyllbothrium* spp lodged in the intestine according to samples in fresh, in as much as to the hematological parameters evaluated the results obtained for the sampled ponds demonstrate that the hematological health is in optimal ranges, considering of this manner that the implementation of the good aquacultural practices improve the response to the affectation by aquatic parasitosis.

***Keywords:*** *aquaculture, stress, hematology, prevalence, necropsy*

## I. INTRODUCCIÓN

En Nicaragua, la acuicultura se consolidó como una actividad productiva de creciente importancia, al contribuir de manera significativa a la seguridad alimentaria y al desarrollo económico del país. Esta actividad fue entendida como el cultivo controlado de organismos acuáticos, tanto animales como vegetales, siendo la piscicultura la rama específica orientada a la producción de peces en ambientes acuáticos naturales o artificiales (García, 2025).

Durante los últimos años, el sector acuícola presentó una evolución favorable, impulsada por el incremento en la demanda de productos pesqueros y la incorporación progresiva de prácticas tecnológicas destinadas a mejorar la eficiencia productiva. A nivel mundial, el consumo de pescado mostró un crecimiento sostenido, posicionándose como una de las principales fuentes de proteína de origen animal para la población humana.

Según Cabrera (2019), la producción mundial de pescado alcanzó aproximadamente 80 millones de toneladas en el año 2016, lo que evidenció la relevancia de este rubro dentro de la alimentación global. Dicho crecimiento estuvo estrechamente vinculado al aprovechamiento racional de los recursos hídricos continentales, los cuales albergaron una elevada diversidad de organismos acuáticos con potencial productivo.

En el ámbito internacional, la piscicultura representó más del 50 % de la producción acuícola total, debido principalmente a sus beneficios nutricionales, su accesibilidad económica y su amplia aceptación por parte de los consumidores.

Avirama y Garcés (2022) señalaron que esta actividad aportó un alto valor proteico constituyendo una fuente de empleo para más de 200 mil familias en América Latina, alcanzando una producción superior a 3.3 millones de toneladas anuales, lo que permitió consolidarla como una alternativa sostenible para el desarrollo rural.

En Nicaragua, la producción de tilapia (*Oreochromis niloticus*), particularmente de la línea genética GIFT, se desarrolló en centros especializados que garantizaron la disponibilidad de semilla de alta calidad. Entre los principales centros de referencia se encontraron el Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria (UNA) y la Granja de Cultivo La Polvosa

de la Universidad Nacional Casimiro Sotelo Montenegro (UNCSM), los cuales desempeñaron un papel fundamental en los procesos de investigación, docencia y extensión acuícola (Corrales, 2018).

No obstante, uno de los principales desafíos que enfrentó la producción acuícola fue la presencia de enfermedades, especialmente en parásitos, las cuales afectaron la salud y el rendimiento productivo de los peces. Diversos autores coincidieron en que los peces fueron susceptibles a una amplia variedad de agentes patógenos, entre ellos virus, bacterias, hongos y parásitos como helmintos, protozoarios y artrópodos (Balbuena, 2011; Centeno et al., 2004; Luque, 2004).

Bajo condiciones ambientales favorables, estos organismos pudieron coexistir con el hospedero sin provocar alteraciones clínicas evidentes; sin embargo, factores como el hacinamiento, el estrés por manipulación, las altas densidades de siembra y el deterioro de la calidad del agua debilitaron el sistema inmunológico de los peces, favoreciendo la aparición y propagación de enfermedades parasitarias (Cabrera, 2019).

En este contexto, se consideró necesario evaluar la presencia de parasitosis en tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) en el Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua, durante el año 2024, con el propósito de generar información científica que contribuya al fortalecimiento del manejo sanitario, la prevención de enfermedades y la sostenibilidad de los sistemas acuícolas, en concordancia con las Normas APA séptima edición y las Guías de Culminación de Estudios de la Universidad Nacional Agraria.

## II OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo general

Diagnosticar la presencia de parasitosis en tilapias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas en el Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria (UNA), Managua, durante el año 2024, y su relación con la aplicación de las buenas prácticas acuícolas.

### 2.2 Objetivos específicos

- 1.- Identificar los tipos de parásitos externos e internos presentes en tilapias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas en la granja acuícola de la Universidad Nacional Agraria, mediante la aplicación de técnicas parasitológicas generales en peces.
- 2.- Determinar la presencia de formas parasitarias en el agua y el sedimento de los estanques de producción del Centro de Práctica Acuícola de la Universidad Nacional Agraria.
- 3.- Contrastar la relación entre las buenas prácticas acuícolas aplicadas en la granja y la presencia de parásitos en tilapias (*Oreochromis niloticus*).

### **III. MARCO DE REFERENCIA**

#### **3.1 Historia de la Acuicultura en Nicaragua**

La acuicultura en Nicaragua se desarrolló como una actividad productiva estratégica, impulsada por la disponibilidad de recursos hídricos continentales y la necesidad de diversificar las fuentes de proteína de origen animal. Sus inicios estuvieron vinculados a iniciativas gubernamentales y académicas, orientadas al aprovechamiento racional de los ecosistemas acuáticos y a la producción controlada de especies de interés económico.

##### **3.1.1 Acuicultura**

La acuicultura fue concebida como una actividad productiva orientada al cultivo controlado de organismos acuáticos, en la cual intervino directamente el ser humano con el propósito de favorecer el crecimiento, la reproducción y el aprovechamiento sostenible de dichas especies. Esta práctica implicó la creación y manejo de condiciones ambientales adecuadas, tales como la calidad del agua, la alimentación y la sanidad, con el fin de garantizar el bienestar y el desarrollo de los organismos cultivados.

Este rubro fue considerado uno de los pilares del sector pecuario, mostrando un crecimiento sostenido en los últimos años debido a su aporte a la seguridad alimentaria y a la reducción de la presión sobre la pesca de captura. Entre sus principales ventajas se identificaron la disminución de la sobreexplotación de los recursos pesqueros naturales, la mitigación de impactos ambientales y la adaptación frente a los efectos del cambio climático global (Terán, 2019, p. 19).

Asimismo, la acuicultura permitió diversificar la producción agropecuaria, generar alternativas económicas en zonas rurales y promover sistemas productivos más eficientes y sostenibles, especialmente en países con abundantes recursos hídricos como Nicaragua.

### **3.1.2 Precedentes de la acuicultura en Nicaragua**

El desarrollo de la acuicultura en Nicaragua se inició formalmente en el año 1959, bajo la coordinación del entonces Ministerio de Agricultura y Ganadería [MAG], (1999). Durante este período se introdujeron especies exóticas, principalmente del género *Tilapia*, provenientes de otros países de Centroamérica, y posteriormente se incorporaron especies de carpas con fines productivos y experimentales (Lacayo, 2020).

A partir de la década de los años ochenta, la acuicultura adquirió mayor relevancia en diversas regiones del país, consolidándose como una actividad generadora de empleo e ingresos para miles de familias. Este crecimiento estuvo asociado al aumento de la producción, la expansión de los sistemas de cultivo y la creciente demanda de productos acuícolas en los mercados nacionales e internacionales (Montenegro et al., 2020, p. 2).

De igual manera, la actividad acuícola contribuyó al fortalecimiento del sector pesquero, al dinamizar el comercio y mejorar la rentabilidad productiva, aprovechando de forma estratégica los recursos hídricos disponibles. Este proceso favoreció la implementación de centros de investigación y formación, como los vinculados a las universidades, que desempeñaron un papel clave en el desarrollo tecnológico, la capacitación técnica y la sostenibilidad del sector acuícola en Nicaragua.

### **3.2 Piscicultura**

La piscicultura fue definida como la actividad dedicada a la crianza y reproducción controlada de especies acuáticas, principalmente peces, considerando sus condiciones biológicas, ambientales y las limitaciones propias del sistema de cultivo, con el propósito de optimizar su manejo (Ven, 2015, p. 1). Esta actividad comprendió un conjunto de técnicas orientadas al control, manejo y reproducción racional de los peces, garantizando su desarrollo adecuado en ambientes naturales o artificiales (Terán, 2019).

Asimismo, la Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca [AUNAP], (2018) señaló que la piscicultura constituyó una técnica desarrollada e innovada por el ser humano, la cual pudo ser implementada en terrenos disponibles, siempre que se contara con recursos hídricos adecuados, con el objetivo de contribuir a la seguridad alimentaria (p. 16–17).

En el contexto nicaragüense, la piscicultura fue considerada un método eficiente para la obtención de proteína animal de alta calidad a un costo accesible, lo que permitió garantizar la alimentación de familias vinculadas al sector pesquero y generar una alternativa productiva frente a las variaciones climáticas que afectaron a otras actividades agropecuarias. En este sentido, Bonilla et al. (2020) revelaron que, durante la última década, los piscicultores de la región occidental del país mostraron un incremento en el emprendimiento acuícola, motivados por la rentabilidad y estabilidad de este rubro (p. 1).

Ven (2015), describe la piscicultura como una actividad orientada a la crianza y reproducción de organismos acuáticos, ya sean de origen vegetal o animal, considerando sus limitaciones existentes, con el fin de ejercer un control adecuado sobre los procesos productivos.

Terán (2019) expone la piscicultura como acciones que incluyen el manejo, control y reproducción planificada de los peces. De forma complementaria, la AUNAP (2018) señala que esta actividad constituye una técnica desarrollada por el ser humano, la cual puede aplicarse en terrenos disponibles siempre que exista acceso a recursos hídricos, contribuyendo así a la ampliación de las fuentes de alimentación.

Bonilla et al. (2020) indican que la piscicultura en Nicaragua representa una alternativa eficiente para la producción de proteína animal de calidad a bajo costo, favoreciendo la seguridad alimentaria de las familias dedicadas a la pesca. Asimismo, esta práctica se ha consolidado como una opción frente a los efectos de la variabilidad climática, motivando a los piscicultores de la región occidental del país a emprender y fortalecer esta actividad durante la última década.

### **3.2.1 Antecedentes de la piscicultura en el país**

Históricamente, la piscicultura tuvo sus orígenes en la necesidad de mantener peces vivos en condiciones controladas, inicialmente con fines ornamentales y de conservación, lo que posteriormente dio paso a su aprovechamiento productivo. En Nicaragua, la piscicultura se dio a conocer formalmente con la introducción de la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) a finales de la década de 1950, al igual que ocurrió en otros países de Centroamérica.

Con el paso del tiempo, especialmente a partir de los años ochenta, se incorporaron nuevas especies con fines productivos, fortaleciendo el sector acuícola nacional (Terán, 2019, pp. 7–8). Durante este periodo, una parte significativa de la producción nacional de tilapia estuvo orientada a la exportación, lo que generó ingresos económicos para el país y favoreció el desarrollo en determinadas regiones. Entre los departamentos que destacaron por su producción piscícola se encontraron Jinotega, Madriz, Estelí, Matagalpa, Managua, Masaya y Granada, consolidándose como zonas estratégicas para el cultivo de peces (Terán, 2019).

De acuerdo con Paniagua et al. (2020), la piscicultura en Nicaragua se concentró principalmente en las regiones central norte y central del país, incluyendo los departamentos de Estelí, Matagalpa, Managua, Masaya, Granada, Jinotega y Madriz. La mayoría de estas unidades productivas fueron de pequeña escala y de carácter familiar, lo que evidenció la importancia social y económica de esta actividad para las comunidades rurales (p. 9).

### 3.3 Tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*)

La tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) fue considerada una de las especies más importantes dentro de la acuicultura a nivel mundial, debido a su elevada capacidad de adaptación a diversas condiciones ambientales, rápido crecimiento, eficiencia en la conversión alimenticia y aceptación en los mercados. Estas características favorecieron su amplia distribución y su utilización en sistemas de cultivo extensivos, semiintensivos e intensivos.

#### **3.3.1 Definición y Características**

La tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) fue reconocida como una especie de gran importancia acuícola, cuyo aprovechamiento productivo se remonta a más de cinco décadas, tras su introducción desde el continente africano. De acuerdo con Guerrero (2016), esta especie fue incorporada en diversos países con el objetivo de adaptarla a ambientes tropicales y subtropicales, debido a su capacidad de ganancia de peso, lo que permitió su utilización para la producción de alimento, la pesca, el control de arvenses acuáticas y como modelo biológico en procesos de investigación (pp. 3–4).

Desde el punto de vista taxonómico y ecológico, la tilapia fue clasificada como un pez teleósteo, perteneciente al orden Perciformes y a la familia Cichlidae. Esta especie fue originaria de África y habitó tanto en ambientes lénticos (lagos, lagunas, esteros y pantanos) y ambientes lóticos (estanques y sistemas de cultivo). Su distribución se concentró en regiones tropicales y subtropicales, adaptándose favorablemente a aguas dulces y salobres, donde mostró un rápido crecimiento y una reproducción temprana (Corrales, 2018).

Martínez y Valle (2021) señalaron que las tilapias presentaron características fisiológicas particulares, ya que fueron organismos poiquilotermos, de hábitos diurnos, comportamiento rústico y alimentación de tipo omnívora, lo que facilitó su manejo en sistemas acuícolas (p. 4). Asimismo, *Oreochromis niloticus* se caracterizó por su facilidad de manejo, tolerancia a temperaturas elevadas, con rangos óptimos entre 28 y 35 °C, crecimiento acelerado, maduración sexual a edad temprana y períodos reproductivos cortos. Estas cualidades, junto con su resistencia y alta capacidad de adaptación, permitieron aceptación de dietas tanto de origen natural como artificial, favoreciendo su rendimiento productivo en sistemas de cultivo controlados (Altamirano y Meza, 2020, p. 5).

### **3.3.2 Reseña histórica de impacto económico de la tilapia en Nicaragua**

La tilapia (*Oreochromis* spp.) fue introducida en Nicaragua en el año 1956, inicialmente bajo la denominación de *Tilapia mossambica*, debido a su alta capacidad de adaptación a diversas condiciones ambientales y su rápido crecimiento, características que favorecieron su incorporación progresiva en los sistemas acuícolas nacionales (Bravo et al., 2023). Durante la década de los años ochenta, su cultivo comenzó a consolidarse, especialmente en sistemas semi-intensivos y extensivos, lo que permitió ampliar su distribución en cuerpos de agua naturales y artificiales del país.

En la actualidad, la tilapia se encuentra ampliamente distribuida en los principales lagos y reservorios de Nicaragua, siendo una de las especies de agua dulce más explotadas tanto para autoconsumo como para fines comerciales. Su aceptación en el mercado nacional se debe a su valor nutricional, facilidad de preparación y disponibilidad constante, lo que ha favorecido un aumento sostenido en su demanda (Martínez y López, 2021).

Desde el punto de vista económico, la tilapicultura representa una actividad estratégica para el sector acuícola nicaragüense, ya que genera ingresos directos a pequeños y medianos productores, promueve el empleo rural y contribuye a la seguridad alimentaria del país. Además, su producción ha permitido diversificar la oferta pesquera, reduciendo la presión sobre especies silvestres y fortaleciendo la sostenibilidad de los sistemas productivos acuáticos (Pérez et al., 2020).

No obstante, el desarrollo de la tilapicultura en Nicaragua aún enfrenta desafíos relacionados con el manejo sanitario, la calidad del agua, la nutrición y el control de enfermedades parasitarias, aspectos que inciden directamente en los niveles de productividad y rentabilidad. En este contexto, el fortalecimiento de las buenas prácticas acuícolas y el monitoreo sanitario continuo resultan fundamentales para consolidar el impacto económico positivo de esta actividad en el país (Gutiérrez y Ramírez, 2022).

**Cuadro 1.** Clasificación taxonómica de la tilapia (*Oreochromis niloticus*)

<b>Reino</b>	<b>Animalia</b>
Filo	Chordata
Clase	Actinopterygii
Subclase	Neopterygii
Infraclase	Teleosteios
Superorden	Acanthopterygii
Orden	Peciformes
Familia	Cichlidae
Genero	<i>Oreochromis</i>
Especie	<i>O. niloticus</i>

Fuente: Corrales (2018, p.11).

### **3.3.3 Morfología externa**

La tilapia gris (*Oreochromis niloticus*) presenta un cuerpo de conformación robusta y comprimido lateralmente, adaptado para la natación eficiente en ambientes lénticos y lóticos. Esta especie manifiesta dimorfismo sexual evidente, siendo los machos generalmente de mayor tamaño y con coloraciones más intensas durante la época reproductiva, mientras que las hembras suelen ser de menor talla y con pigmentación menos marcada (García, 2025).

En relación con las aletas, la aleta dorsal es larga y continua, compuesta por una porción anterior con espinas rígidas y una posterior con radios blandos; la aleta anal presenta una estructura similar, aunque de menor extensión. La aleta caudal es redondeada, característica que favorece maniobras rápidas y estabilidad en el agua. Asimismo, la especie posee un orificio nasal a cada lado de la cabeza, ojos bien desarrollados y un opérculo que protege las branquias, fundamentales para el intercambio gaseoso (Altamirano y Meza, 2020).

El cuerpo está recubierto por escamas cicloideas, dispuestas de forma imbricada, y presenta una línea lateral bien definida que se extiende desde el opérculo hasta la región caudal, cumpliendo una función sensorial esencial para detectar vibraciones y cambios en el medio acuático (Ávila y Loor, 2018).

### **3.3.4 Morfología interna**

Desde el punto de vista anatómico interno, la tilapia cuenta con dientes faríngeos especializados que permiten la trituración y fragmentación del alimento, facilitando su digestión. El sistema digestivo está adaptado a su dieta omnívora; el esófago es corto y musculoso, conduciendo el alimento hacia un estómago bien desarrollado, seguido de un intestino largo que puede medir entre siete y diez veces la longitud corporal, lo cual favorece una adecuada absorción de nutrientes (Altamirano y Meza, 2020).

El hígado presenta una forma alargada y cumple funciones metabólicas esenciales, como la síntesis y almacenamiento de nutrientes, además de la desintoxicación. Asociada a este órgano se encuentra la vesícula biliar, de coloración verdosa, encargada de almacenar la bilis necesaria para la emulsificación de las grasas. El páncreas, distribuido de manera difusa, secreta enzimas digestivas indispensables para el metabolismo, proteínas, lípidos y carbohidratos (Jirón, 2012).

El sistema circulatorio es cerrado y está regulado por un corazón bicameral ubicado en la región ventral, próximo a la base de la garganta. Asimismo, la tilapia posee una vejiga natatoria bien desarrollada, que actúa como órgano hidrostático permitiendo el control de la flotabilidad. El riñón, de tipo mesonéfrico, desempeña un papel fundamental en la excreción de desechos nitrogenados como amoníaco, urea y ácido úrico, además de participar activamente en la osmorregulación y el equilibrio hídrico del organismo (Ávila y Loor, 2018).

### **3.3.5 Manejo de Tilapia**

El manejo de la tilapia (*Oreochromis niloticus*) constituye un elemento clave para garantizar la eficiencia productiva, el bienestar animal y la sanidad en los sistemas piscícolas. Dicho manejo debe abordarse de forma integral, considerando la interacción entre la calidad del agua, la densidad de siembra, la alimentación, la bioseguridad y el control sanitario, ya que cualquier desequilibrio puede afectar negativamente el crecimiento y la supervivencia de los peces (Castillo, 2021).

La calidad del agua representa el eje central del manejo productivo, dado que la tilapia es altamente sensible a variaciones en parámetros fisicoquímicos como temperatura, oxígeno disuelto, pH y concentración de compuestos nitrogenados. Altamirano y Meza (2020) señalan que el mantenimiento de condiciones óptimas del agua reduce el estrés fisiológico y la incidencia de enfermedades, además de favorecer una mejor conversión alimenticia y mayor rendimiento productivo.

Otro aspecto determinante es la densidad de siembra, la cual debe ajustarse a la capacidad de carga del sistema de cultivo. Corrales (2018) indica que densidades excesivas generan competencia por el alimento y el oxígeno, incrementan el estrés y favorecen la aparición de patologías parasitarias y bacterianas, mientras que densidades adecuadas permiten un crecimiento homogéneo y una mejor eficiencia zootécnica.

La alimentación constituye un componente estratégico del manejo, debiendo suministrarse dietas balanceadas de acuerdo con la etapa de desarrollo de los peces y su biomasa. Un manejo inadecuado del alimento, tanto por exceso como por deficiencia, puede provocar deterioro de

la calidad del agua y aumentar la carga orgánica del sistema, lo que se asocia directamente con problemas sanitarios (Correa, 2021).

Desde el enfoque sanitario, el manejo de la tilapia debe complementarse con la aplicación de medidas de bioseguridad, tales como la desinfección de equipos, el control del ingreso de organismos externos y la vigilancia constante de signos clínicos de enfermedad. La implementación de estas prácticas reduce significativamente la presencia de agentes patógenos y parásitos, contribuyendo a la sostenibilidad del sistema productivo (Altamirano y Meza, 2020).

En conjunto, un manejo adecuado de la tilapia basado en criterios técnicos, sanitarios y ambientales permite optimizar la producción, minimizar pérdidas económicas y garantizar sistemas piscícolas eficientes y sostenibles.

### **3.3.6 Calidad del agua**

La calidad del agua constituye uno de los factores determinantes en la producción piscícola, ya que influye directamente en la salud, el crecimiento y la supervivencia de la tilapia (*Oreochromis niloticus*). Correa (2021) define la calidad del agua como el conjunto de propiedades físicas y químicas que interactúan con los organismos acuáticos, condicionando su desempeño productivo y sanitario (p. 27).

Entre los principales factores físicos se incluyen la temperatura, el color, el olor y la turbidez, mientras que dentro de los factores químicos destacan el pH, el oxígeno disuelto, el amoníaco, el nitrógeno y el fósforo, todos los antes mencionados deben mantenerse dentro de rangos óptimos para evitar alteraciones fisiológicas en los peces.

Desde el punto de vista sanitario, una inadecuada calidad del agua representa una de las principales causas predisponentes para la aparición de enfermedades en tilapia. Altamirano y Meza (2020) señalan que variaciones bruscas de temperatura, concentraciones bajas de oxígeno disuelto y desequilibrios en el pH generan estrés crónico, reducen la respuesta inmunológica y favorecen la proliferación de agentes patógenos, especialmente parásitos externos e internos.

Asimismo, la acumulación de materia orgánica proveniente de heces fecales, restos de alimento no consumido y organismos en descomposición deteriora progresivamente la calidad del agua, incrementando los niveles de compuestos nitrogenados y promoviendo condiciones anaerobias. Estas condiciones afectan la respiración branquial y alteran los procesos metabólicos de la tilapia, pudiendo ocasionar mortalidades significativas si no se aplican medidas correctivas oportunas (Paredes-Trujillo y Mendoza-Carranza, 2022).

Adicionalmente, la presencia de contaminantes químicos como fertilizantes, pesticidas, metales pesados y residuos farmacológicos representa un riesgo para la salud de los peces y para la inocuidad del producto final destinado al consumo humano. Según Paredes-Trujillo y Mendoza-Carranza (2022), la contaminación del agua no solo afecta el rendimiento productivo, sino que también se asocia con un aumento en la incidencia de lesiones tisulares y enfermedades parasitarias.

En este sentido, el monitoreo constante de los parámetros de calidad del agua y la aplicación de prácticas adecuadas de manejo y bioseguridad constituyen estrategias fundamentales para prevenir problemas sanitarios y garantizar sistemas de producción de tilapia eficientes, sostenibles y económicamente viables.

### 3.4 Buenas prácticas acuícolas

Las buenas prácticas acuícolas se conciben como un conjunto de actividades técnicas, sanitarias y de manejo que se aplican de manera sistemática a lo largo de la cadena productiva acuícola, con el propósito de garantizar la inocuidad, calidad y seguridad de los productos destinados al consumo humano. Estas prácticas están orientadas a prevenir la contaminación por agentes físicos, químicos y microbiológicos, así como a reducir los riesgos sanitarios asociados a una producción deficiente (Rubio, 2018).

Desde el enfoque veterinario y sanitario, las buenas prácticas acuícolas abarcan aspectos fundamentales como el manejo adecuado del agua, la alimentación balanceada, el control sanitario de los organismos cultivados, la bioseguridad, el uso responsable de insumos y medicamentos, y la correcta disposición de desechos. La aplicación de estas prácticas

contribuye a disminuir la incidencia de enfermedades, mejorar el bienestar animal y optimizar los índices productivos en los sistemas de cultivo acuícola.

Asimismo, las buenas prácticas acuícolas promueven la sostenibilidad ambiental, ya que buscan minimizar el impacto negativo de la actividad productiva sobre los ecosistemas acuáticos, preservando la calidad del agua y la biodiversidad. En este sentido, su implementación no solo fortalece la seguridad alimentaria, sino que también favorece el cumplimiento de las normativas sanitarias nacionales e internacionales, incrementando la confianza del consumidor y la competitividad del sector acuícola (Rubio, 2018).

### **3.4.1 Manejo sanitario**

El manejo sanitario se entiende como el conjunto organizado de medidas preventivas, técnicas y operativas que se aplican de forma sistemática con el objetivo de reducir, controlar y prevenir los riesgos sanitarios presentes tanto dentro como fuera de una granja acuícola. Estas medidas permiten mantener condiciones adecuadas de salud en los organismos cultivados, disminuir la aparición de enfermedades y garantizar la inocuidad del producto final destinado al consumo humano (Woo y Bruno, 2011).

En el marco de las buenas prácticas acuícolas, el manejo sanitario abarca una serie de normas y procedimientos que deben implementarse desde las etapas iniciales de la producción. Entre estas se incluyen la adecuada selección del sitio de cultivo, la evaluación de la fuente y calidad del agua, las características del suelo, la correcta preparación y desinfección de los estanques, así como el manejo eficiente de la alimentación, factores que influyen directamente en la resistencia de los peces frente a agentes patógenos (Boyd y Tucker, 2014)).

Asimismo, el manejo sanitario contempla el uso responsable de tratamientos profilácticos y terapéuticos, el control del transporte de los organismos acuáticos, la diseminación de enfermedades, y la capacitación continua del personal involucrado en la producción. La formación del recurso humano es un elemento clave, ya que permite la correcta aplicación de protocolos sanitarios, la detección temprana de signos clínicos y la toma oportuna de decisiones que reduzcan pérdidas productivas y sanitarias (Austin y Austin, 2016).

En conjunto, la implementación adecuada del manejo sanitario contribuye al fortalecimiento de la bioseguridad en las granjas acuícolas, mejora los índices productivos y promueve sistemas de producción sostenibles, alineados con las exigencias sanitarias y ambientales actuales.

### 3.5 Medidas de Bioseguridad e higiene en la Granja

Las medidas de bioseguridad e higiene en la granja acuícola comprenden un conjunto de prácticas preventivas destinadas a reducir el riesgo de ingreso, diseminación y permanencia de agentes patógenos que puedan afectar la salud de la tilapia, la productividad del sistema y la inocuidad del producto final (Woo y Bruno, 2011).

Dentro de las principales acciones de bioseguridad se encuentra el control de ingreso a la granja, el cual incluye la delimitación del área productiva, el establecimiento de puntos de acceso únicos y el uso obligatorio de pediluvios y rodaluvios con soluciones desinfectantes. Estas prácticas permiten disminuir la introducción de patógenos transportados por personas, vehículos, equipos o animales ajenos al sistema productivo (Austin y Austin, 2016).

La higiene de las instalaciones y equipos constituye otro pilar fundamental de la bioseguridad. La limpieza y desinfección periódica de estanques, redes, utensilios de manejo y sistemas de alimentación reduce la carga microbiana del ambiente acuático y evita la acumulación de residuos orgánicos que favorecen la proliferación de bacterias, hongos y parásitos. Un manejo inadecuado de la higiene puede generar condiciones propicias para enfermedades infecciosas y parasitarias (Boyd y Tucker, 2014).

Asimismo, el manejo sanitario de los organismos incluye la observación constante del comportamiento y estado físico de los peces, la separación de lotes con signos clínicos evidentes y la eliminación inmediata de peces muertos (Plumb y Hanson, 2011).

Finalmente, la capacitación continua del personal representa una medida esencial de bioseguridad e higiene. El personal entrenado es capaz de identificar de forma temprana alteraciones en la calidad del agua, signos de enfermedad y fallas en el manejo, permitiendo la aplicación oportuna de acciones correctivas (Austin y Austin, 2016).

### **3.5.1 Limpieza y desinfección**

La limpieza y desinfección en la granja acuícola constituyen procedimientos fundamentales dentro del programa de bioseguridad, así lo establecen las Normas Jurídicas de Nicaragua. (2015) y la Oficina Internacional de Epizootias. Ya que permiten reducir la carga de agentes patógenos presentes en las instalaciones, equipos y superficies en contacto directo o indirecto con los organismos cultivados. Estas acciones contribuyen a la prevención de enfermedades infecciosas y parasitarias, así como al mantenimiento de condiciones higiénicas adecuadas para la producción de tilapia (Plumb y Hanson, 2011).

La limpieza corresponde a la remoción física de materia orgánica, restos de alimento, sedimentos y biofilm adheridos a estanques, canales, redes y utensilios de manejo. Este paso es indispensable, debido a que la presencia de residuos orgánicos disminuye la eficacia de los desinfectantes y favorece la supervivencia de microorganismos patógenos. Una limpieza adecuada debe realizarse de forma periódica y sistemática, utilizando agua a presión y herramientas específicas para cada área de la granja (Boyd y Tucker, 2014).

Posteriormente, la desinfección tiene como objetivo la eliminación o inactivación de bacterias, virus, hongos y parásitos que puedan persistir tras el proceso de limpieza. En las granjas acuícolas se emplean comúnmente desinfectantes como compuestos clorados, yodados y amonios cuaternarios, los cuales deben ser utilizados en concentraciones y tiempos de exposición previamente establecidos para evitar efectos adversos sobre los peces y el ambiente acuático (Austin y Austin, 2016).

La correcta aplicación de los protocolos de limpieza y desinfección incluye la planificación de rutinas antes y después de cada ciclo productivo, así como la desinfección de equipos compartidos entre estanques, con el fin de prevenir la transmisión cruzada de agentes patógenos. Estas prácticas, acompañadas de registros sanitarios, permiten evaluar la eficacia de las medidas implementadas y fortalecen el control sanitario en la granja (Woo y Bruno, 2011).

### **3.5.2 Drenado**

El drenado completo de los estanques constituye una práctica esencial dentro de las medidas de bioseguridad y saneamiento en las granjas de tilapia, ya que permite eliminar residuos

orgánicos, desechos acumulados y agentes patógenos presentes en el agua y en el sedimento. Una vez finalizada la cosecha, todos los estanques deben ser vaciados completamente.

En las áreas que no puedan ser drenadas, se recomienda aplicar desinfectantes como hipoclorito de sodio o óxido de calcio (cal viva) para inactivar microorganismos patógenos y mantener condiciones sanitarias adecuadas (Altamirano y Meza, 2020, p. 17).

Posteriormente, los estanques deben sellarse temporalmente para impedir la entrada de agua externa y dejar que el lecho se seque al sol durante un periodo mínimo de diez días o hasta que se observen grietas de aproximadamente 10 cm, garantizando la desecación completa y la reducción de riesgos sanitarios en los ciclos productivos siguientes.

Estas acciones no solo previenen la proliferación de patógenos, sino que también facilitan la preparación de los estanques para el siguiente ciclo de cultivo, contribuyendo a la sostenibilidad productiva y a la salud de los peces (Castillo, 2021).

### **3.5.3 Secado**

El secado de los estanques es un proceso crucial que complementa al drenado, ya que permite reducir la carga de materia orgánica y la proliferación de patógenos. Este procedimiento se realiza después de finalizar la cosecha o antes de habilitar un estanque para un nuevo ciclo productivo. Durante el secado, el lecho del estanque se debe resquebrajar parcial o totalmente, favoreciendo la exposición al sol y la oxidación del material orgánico sedimentado en ciclos anteriores de cultivo. Esta práctica contribuye a la mejora de las condiciones sanitarias y a la preparación del estanque para un ambiente óptimo para los peces (Castillo, 2021).

### **3.5.4 Encalado**

El encalado constituye una técnica de desinfección preventiva que busca reducir la presencia de organismos patógenos en los estanques, disminuyendo el riesgo de mortalidad en los peces y promoviendo un desarrollo saludable. Esta práctica consiste en aplicar óxido de calcio (cal viva) sobre el lecho de los estanques secos, generando un ambiente desfavorable para bacterias, protozoarios y helmintos (Fuquen-Sarmiento, 2023, p. 26). La aplicación de encalado forma

parte integral del manejo sanitario, garantizando la bioseguridad y la sostenibilidad de los ciclos de producción acuícola.

### 3.6 Generalidades de los parásitos

Un parásito se define como cualquier ser vivo, vegetal o animal, que desarrolla toda o parte de su ciclo de vida a expensas de otro organismo denominado huésped, del cual obtiene nutrientes, ocasionándole en ocasiones daños o perjuicios J. Mora (comunicación personal, 22 de julio de 2022). Estos organismos presentan características ontogénicas, es decir, que su desarrollo biológico depende de procesos evolutivos complejos que les permiten adaptarse y subsistir en distintos ambientes y hospedadores (Puerta y Vicente, 2015).

### 3.7 Parasitismo

El parasitismo es un fenómeno común en ecosistemas acuáticos, tanto marinos como de agua dulce. Peces y parásitos coinciden en espacio y tiempo, y los organismos acuáticos pueden infectarse por diversas vías, incluyendo la ingestión de alimentos o agua contaminada, o mediante la penetración de la piel por parásitos presentes en el entorno (Merino y Flores, 2015, p. 11). La presencia de parásitos en peces destinados al consumo humano resalta la importancia de un manejo sanitario adecuado y de medidas de bioseguridad que prevengan la transmisión de enfermedades.

### 3.8 Tipos de parásitos

Los parásitos acuáticos pueden clasificarse según su ubicación en el organismo huésped, lo que permite una mejor comprensión de su biología y control:

**Ectoparásitos:** Viven en la superficie del huésped, principalmente en piel, aletas y branquias. Suelen causar irritación, lesiones y estrés en los peces (Cabrera, 2019).

**Endoparásitos:** Se desarrollan dentro del organismo huésped, afectando órganos internos como intestinos, hígado y riñones. Entre ellos se encuentran protozoarios, helmintos y nematodos (Salgado, 2009).

### 3.8.1 Ectoparásitos

Los ectoparásitos se localizan en la superficie corporal de los peces, incluyendo el tegumento, aletas y órganos que comunican directamente con el exterior, como las branquias. Estos organismos generan irritación, lesiones cutáneas, estrés y disminución del rendimiento productivo, siendo de gran relevancia en sistemas de cultivo intensivo (Cabrera, 2019).

### 3.8.2 Endoparásitos

Los endoparásitos afectan principalmente los órganos internos del pez, como corazón, intestino, ciegos pilóricos, estómago, hígado, páncreas, vesícula biliar y vejiga natatoria. Su transmisión se realiza principalmente a través de la ingestión de huevos o larvas presentes en el alimento, agua contaminada o mediante relaciones predador-hospedador. Estos parásitos pueden ocasionar daños severos a nivel histológico, metabólico y reproductivo (Murrieta, 2019).

## 3.9 Clasificación de los parásitos

Los parásitos acuáticos se clasifican principalmente en tres grupos: protozoos, helmintos y artrópodos. Su categorización puede realizarse según diferentes criterios:

“Se pueden clasificar siguiendo diferentes criterios, según su localización: endoparásitos y ectoparásitos, según el huésped que parasitan: monóxenos y heteróxenos, según su forma de vida: parásitos facultativos y parásitos obligados”. (Merino y Flores, 2015, p. 12)

### 3.9.1 Protozoarios

Los protozoarios son parásitos unicelulares que afectan significativamente la salud de los peces cultivados en sistemas acuícolas. Entre los más importantes en tilapia se encuentran:

***ichthyophthirius multifiliis* (“Ich”)**: Este protozoario es el agente causante de la enfermedad conocida como mancha blanca. Se encuentra principalmente en peces de agua dulce y su presencia depende tanto de la disponibilidad de huéspedes como de factores abióticos como temperatura, pH y salinidad. Su ciclo de vida es directo e incluye cuatro etapas: téronte, trofante, tomonte y tomocisto, las cuales se desarrollan en el agua y en el huésped (Orgard et al., 2020).

***trichodina spp. (trichodinosis)***: Es responsable de infecciones severas en peces, caracterizadas por una producción excesiva de moco en la superficie corporal y en las branquias, acompañada de pérdida de escamas, enrojecimiento localizado y pérdida de la transparencia normal de la piel. Asimismo, se reporta una reducción en la velocidad de crecimiento, inflamación del epitelio branquial y debilitamiento del sistema inmunológico. Los peces parasitados suelen mostrar letargo, permanecen cerca de la superficie del estanque, presentan falta de apetito, lesiones ulcerativas y deterioro progresivo de las aletas. El diagnóstico se confirma mediante el examen microscópico de muestras obtenidas directamente del animal afectado (Serna-Ardila et al., 2022).

***ichthyobodo spp. (costiasis)***: *Ichthyobodo spp.* corresponde a un protozooario pequeño, de distribución mundial, con forma piriforme y aplanamiento dorsoventral durante su fase de trofozoíto. Este parásito se multiplica sobre la piel del pez, generando inicialmente áreas opacas que evolucionan hacia una capa grisácea como resultado del aumento en la secreción de moco. Para su identificación, se emplean raspados cutáneos y muestras frescas de branquias, las cuales se analizan mediante observación microscópica directa (Sierra et al., 2011).

***chilodonella spp.*** Este protozooario ciliado suele iniciar la infestación en la región cefálica y en la aleta dorsal, extendiéndose posteriormente al resto del cuerpo del pez. Generalmente, su presencia no representa una amenaza significativa en poblaciones de tilapia con adecuado estado nutricional. El diagnóstico se realiza mediante la observación directa del parásito sobre la superficie corporal del pez enfermo. Aunque el uso de sulfato de cobre puede contribuir a la disminución de los signos clínicos, no logra erradicar completamente la infestación, por lo que el control efectivo se basa principalmente en medidas preventivas y un manejo sanitario adecuado (Sierra et al., 2011).

### **3.9.2 Nematodos**

***capillaria spp.***: Es un nematodo parásito presente en peces de agua dulce. Su morfología es delgada, con un tamaño aproximado de 0,36 mm de longitud y 0,01 mm de ancho, y su cutícula presenta una fina estriación transversal. Este parásito se localiza con mayor frecuencia en el intestino y estómago de los peces, causando posibles alteraciones digestivas y afectando la absorción de nutrientes (González et al., 2019, p. 7).

***anisakis spp.***: Los anisákidos conforman un grupo de nematodos pertenecientes a la familia Anisakidae. Entre ellos, *Anisakis simplex* es la especie de mayor importancia en infecciones parasitarias en humanos. Los organismos adultos se alojan en el estómago de los peces, mientras que los huevos son expulsados a través de las heces. Estos huevos se desarrollan en larvas libres en el agua, las cuales son ingeridas por los peces, completando así su ciclo biológico (Centro Tecnológico Privado Español que forma parte de la Asociación Nacional de Fabricantes de Conservas de Pescados y Mariscos [CECOPECA], (2012).

### 3.9.3 Trematodos

***gyrodactylus spp.*** Estos trematodos poseen un cuerpo aplanado y son vivíparos. Cuando las condiciones ambientales son favorables, como temperaturas elevadas, se reproducen con gran rapidez. Presentan poliembrionía secuencial, lo que permite obtener hasta cuatro individuos a partir de un solo cigoto. No poseen formas ciliadas, por lo que dependen de permanecer cerca de su hospedador para sobrevivir. Se localizan frecuentemente en la piel, aletas y branquias de los peces, provocando irritación y aumentando la susceptibilidad a infecciones secundarias (Moreno, 2018).

***dactylogyrus spp.*** Son pequeños gusanos que parasitan las branquias de los peces. Son ovíparos, con una longitud aproximada de 0,4 a 0,8 cm, y los adultos son hermafroditas con ciclo de vida directo. En infestaciones masivas, comprometen la función branquial debido a sus ganchos de anclaje y actividad alimentaria, provocando agitación y dificultad respiratoria en los peces. El diagnóstico se realiza mediante la observación directa de los parásitos sobre las branquias, utilizando lupa o microscopio (León, 2021, p. 13).

### 3.9.4 Cestodos

***diphyllobothriasis***: La difilobotriasis es una enfermedad provocada por la infección de peces por tenias del género *Diphyllobothrium*, que se alojan principalmente en el íleon y, en ocasiones, en el yeyuno. Este parásito se adhiere a la mucosa del intestino delgado y su desarrollo se da de manera progresiva a lo largo del tiempo. Dentro de este género, *Diphyllobothrium latum* es la especie de mayor tamaño y relevancia zoonótica, ya que puede afectar a los humanos mediante la ingesta de pescado crudo o mal cocido. Esta infección puede

presentarse tanto en peces de agua dulce como en peces marinos. El diagnóstico se realiza a través de exámenes coprológicos o mediante necropsia del intestino en fresco (Cecopesca, 2012).

### **3.9.5 Ectoparásitos**

*argulus sp. (Argulosis)*: Argulus sp. es un crustáceo de cuerpo aplanado dorsoventralmente que puede alcanzar hasta 1 cm de longitud. Se localiza con frecuencia en la cabeza y detrás de las aletas de los peces, y es comúnmente conocido como “piojo de los peces de agua dulce”. Este parásito es dioico y tiene la capacidad de trasladarse fácilmente de un pez a otro. En peces sanos, su presencia puede provocar úlceras hemorrágicas en la piel, caída de aletas y nado agitado en la superficie del estanque. La tasa de mortalidad es particularmente elevada en alevines debido a la infestación (Murrieta, 2019, p. 45).

### 3.10 Dactylogyrus Sclerosus

#### **3.10.1 Monógeno**

La mayoría de los monógenos actúan como ectoparásitos y se alojan principalmente en estructuras externas de los peces, tales como la piel, escamas, aletas, cavidad branquial, branquias y la línea lateral, tanto en especies marinas como de aguas continentales. Solo un número reducido de especies ha logrado colonizar órganos internos como la cloaca y la vejiga de anfibios y reptiles, mientras que otras presentan afinidad parasitaria por crustáceos y cefalópodos (Drago y Núñez, 2017).

Estos parásitos se clasifican dentro de la clase Monogenea y se caracterizan por su pequeño tamaño, con longitudes que oscilan entre 0,3 y 2 mm, además de presentar un cuerpo aplanado. Poseen un sistema de fijación especializado compuesto por un prohaptor anterior de naturaleza glandular con cuatro lóbulos cefálicos y un opisthaptor posterior de estructura simple. Su principal sitio de parasitación corresponde a la piel y las branquias de los peces. Los individuos adultos son ovíparos y liberan sus huevos en el fondo del cuerpo de agua, los cuales eclosionan en un período aproximado de dos a tres días bajo condiciones de temperatura elevada (Drago y Núñez, 2017).

### **3.10.2 Ciclo de vida**

El ciclo de vida de *Dactylogyrus sclerosus* es directo, es decir, no requiere de un huésped intermediario. Los adultos son hermafroditas, presentando órganos reproductores masculinos y femeninos, y se localizan principalmente en branquias y piel del hospedador. La reproducción cíclica comprende tres fases: (1) la fase adulta, en la que los parásitos producen los huevos; (2) la fase de huevos, cuya función principal es dispersarse en el entorno acuático; y (3) la fase larvaria, donde los huevos maduros liberan oncomiracidio, larva infectante capaz de buscar un hospedador definitivo para continuar su ciclo biológico (León, 2021, p. 14).

Es importante destacar que factores ambientales como la temperatura, concentración de oxígeno y calidad del agua influyen directamente en la viabilidad de los huevos y la infectividad de las larvas, acelerando o retrasando su desarrollo (Cabrera, 2019; Murrieta, 2019). Por ello, el control del ambiente acuático es fundamental para prevenir infestaciones masivas en granjas de tilapia.

### **3.10.3 Diagnostico**

El diagnóstico de *Dactylogyrus sclerosus* se realiza considerando que se trata de un parásito directo que se alimenta de mucus y células epiteliales del hospedador. Durante la fase adulta, el parásito puede observarse directamente sobre las branquias o la piel del pez, utilizando lupa o estereoscopio, evaluando signos clínicos como agitación, respiración dificultosa, irritación de branquias y disminución del apetito. Durante la fase de huevo, el diagnóstico requiere observación microscópica de muestras de agua, raspados branquiales o del moco epitelial, identificando los huevos y las larvas oncomiracidio (León, 2021, p. 15).

Se recomienda combinar el diagnóstico clínico con análisis microscópico periódico para determinar la carga parasitaria, evaluar la eficacia de tratamientos y tomar decisiones de manejo sanitario en granjas piscícolas (Holguín-Yépez y Fuquen-Sarmiento, 2023).

## IV. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1 Ubicación del estudio

La recolección de los especímenes se realizó en las instalaciones de la Universidad Nacional Agraria (UNA), específicamente en el “Centro Práctico Acuícola”, ubicado en el kilómetro 12½ de la carretera norte, en el departamento de Managua, Nicaragua. Este centro pertenece al Departamento de Ciencia Animal (DECANIN) y cuenta con estanques experimentales, infraestructura y equipos necesarios para el manejo, cultivo y monitoreo de especies acuáticas, particularmente tilapias (*Oreochromis niloticus*).

El sitio de estudio fue seleccionado por su accesibilidad, control de condiciones ambientales y disponibilidad de peces de cultivo bajo manejo sanitario supervisado, lo que permitió realizar la recolección y análisis de parásitos con un seguimiento adecuado de protocolos de bioseguridad y bienestar animal (Castillo, 2021).

Las muestras fueron procesadas en el laboratorio de parasitología en el recinto Tania Beteta, de DECANIN localizado en la finca “Santa Rosa”, Sabana Grande, Managua con coordenadas de 12°08'17" LN, 86°09'57" LO, y una altitud 63 msnm según el Instituto Nicaragüense de Estudios Territoriales (INETER 2014).



**Figura 1.** Mapa satelital del área y ubicación de la finca “Santa Rosa”, UNA (fuente Google Earth )

## 4.2 Diseño metodológico

El presente estudio se desarrolló bajo un diseño descriptivo de tipo transversal, orientado a identificar la presencia de parásitos en tilapias (*Oreochromis niloticus*) cultivadas en la granja experimental de la Universidad Nacional Agraria (UNA). Para ello, se utilizó un muestreo no probabilístico por conveniencia, seleccionando especímenes frescos de distintas categorías de tamaño y edad disponibles en la granja.

El muestreo por conveniencia permitió recolectar ejemplares bajo condiciones controladas y accesibles, asegurando la viabilidad de las técnicas parasitológicas aplicadas (García, 2025). Las muestras fueron analizadas mediante técnicas diagnósticas directas e indirectas, considerando la fase larvaria, adulta y huevo de los parásitos, con observación macroscópica y microscópica (León, 2021).

Adicionalmente, se registraron las Buenas Prácticas Acuícolas (BPA) implementadas en la granja, incluyendo manejo sanitario, limpieza, desinfección y control de calidad del agua, con el objetivo de correlacionarlas con la prevalencia de parásitos y evaluar posibles factores de riesgo asociados (Altamirano y Meza, 2020). Este enfoque permitió obtener un panorama general de la parasitosis en el cultivo de tilapia y la influencia de las prácticas de manejo sobre la salud de los peces, contribuyendo a la formulación de recomendaciones para mejorar la bioseguridad y el bienestar animal en sistemas acuícolas controlados.

## 4.3 Manejo del ensayo y metodología

El estudio se desarrolló siguiendo un protocolo estructurado de laboratorio, asegurando el cumplimiento de las normas de manejo sanitario y bioseguridad. La recolección de muestras se realizó mediante muestreo no probabilístico por conveniencia, técnica descrita por Gallardo y Moreno (2018), que permite seleccionar especímenes accesibles y representativos de las distintas categorías de cultivo presentes en la granja.

El Centro Práctico Acuícola de la Universidad Nacional Agraria (UNA) cuenta con un total de cuarenta y seis estanques, más dos piletas de cuarentena (Cuape), distribuidos de la siguiente manera:

- Batería A: Estanques 2-16 con alevines grises; los estanques 1 y 9 se encontraban en mal estado, mientras que las piletas 7 y 8 estaban en ciclo productivo. Los estanques 17 y 18 se mantuvieron como reproductores y no fueron muestreados.
- Batería B: Compuesta por cuatro estanques, de los cuales dos estaban en buen estado y dos en mal estado.
- Batería C: Doce estanques, de los cuales siete estaban activos y cinco inactivos. Los estanques 1, 3, 6, 10 y 11 contenían alevines; los estanques 5 y 8 alojaban reproductores, y el resto permanecía vacío.
- Batería D: Todos los estanques se encontraban vacíos.

La recolección de muestras se llevó a cabo durante noventa días, en horarios hábiles de lunes a viernes, comprendiendo los meses de abril, mayo y junio. Por cada día de muestreo se extrajeron cinco peces de estanques seleccionados aleatoriamente, considerando tres categorías de edad: alevines, juveniles y en desarrollo, dejando fuera a los reproductores por políticas internas de manejo de la unidad (Merino y Flores, 2015).

Las muestras fueron transportadas cuidadosamente al laboratorio del Centro Práctico Acuícola, manteniendo condiciones adecuadas de temperatura y oxigenación para preservar la integridad de los peces y facilitar la identificación de parásitos en sus distintas fases de desarrollo. Esta metodología permitió asegurar la representatividad de los datos, así como la confiabilidad de los análisis parasitológicos posteriores (León, 2021).

#### 4.4 Variables evaluadas

**Cuadro 2.** Descripción de las variables a evaluar

<b>Variable</b>	<b>Operacionalización de variables</b>	<b>Resultado</b>	<b>Descripción</b>
<b>Parásito</b>	Inspección macro y microscópica de piel, branquias, opérculos, escamas, mediante técnica de necropsia, y rastreo parasitológico por técnica de flotación.	Presencia Ausencia	Estructura de parásitos, quistes, larvas de protozoarios, nematodos, cestodos y trematodos
<b>Viabilidad sanguínea</b>	Resultados de análisis de Biometría hemática completa. (BHC)	Rangos óptimos según el BHC	Conteo de leucocitos, eritrocitos, hematocrito, proteína plasmática, frotis y plaquetas.
<b>Buenas Prácticas acuícolas</b>	Caracterizar los parámetros según las BPA. (rango-turbidez).	Calidad del agua Infraestructura Parámetros productivos	Lista de cotejo en base a Buenas Prácticas acuícolas.

#### 4.5 Recolección de datos

La recolección de datos se llevó a cabo considerando el cumplimiento de las Buenas Prácticas Acuícolas (BPA), evaluadas mediante una lista de cotejo basada en manuales técnicos especializados (Holguín-Yépez y Fuquen-Sarmiento, 2023). Este monitoreo se realizó cada vez que la granja efectuó recambios de agua durante la etapa de campo (ver Anexo 1).

Paralelamente, se tomaron muestras de especímenes vivos de *Oreochromis niloticus*, que fueron trasladados al laboratorio de parasitología de la Universidad Nacional Agraria (UNA) para su procesamiento. Las muestras incluyeron sangre, piel, branquias, heces y órganos internos, las cuales fueron examinadas mediante técnicas microscópicas para identificar la presencia de parásitos, considerando las distintas fases de desarrollo y localización en el huésped (León, 2021).

Los muestreos se realizaron de lunes a viernes durante un período de tres meses, recolectando cinco peces por estanque poblado, junto con sus respectivas muestras de agua y sedimento. Esta metodología permitió correlacionar la implementación de BPA con la presencia o ausencia de parásitos, asegurando datos representativos y confiables para el análisis parasitológico y epidemiológico.

#### 4.6 Fase de campo

Durante la fase de campo, los peces fueron capturados utilizando atarrayas y transportados temporalmente en tinas para su clasificación por categoría y número de estanque. Posteriormente, cada espécimen se trasladó en bolsas plásticas con oxígeno hacia el laboratorio, siguiendo el método descrito por (Meza, 2015, p. 16).

Una vez en el laboratorio de parasitología de la Universidad Nacional Agraria (UNA), los peces fueron sometidos a necropsia y a los análisis correspondientes para la identificación de parásitos. El transporte y manejo se realizaron con sumo cuidado para minimizar el estrés de los peces y evitar alteraciones en los parámetros fisiológicos que pudieran interferir con los resultados del estudio.

## 4.7 Protocolo de disección y diagnóstico de parásitos

### 4.7.1 Sacrificio de los peces

El sacrificio de los peces se realizó siguiendo lo descrito por Murrieta (2019). Cada espécimen fue anestesiado en Eugenol a 40 mg/l de agua y, posteriormente, se procedió a perforar el cráneo utilizando una aguja de 3 ml (p. 100). Este procedimiento asegura un sacrificio rápido y ético, minimizando el estrés de los peces y preservando sus características fisiológicas para el análisis parasitológico.

### 4.7.2 Método externo de inspección

El examen externo se llevó a cabo según las técnicas generales reportadas por Salgado (2009, p. 12). Se utilizó un microscopio estereoscópico y pinzas de punta fina para examinar la piel, superficie corporal y ambas caras de las aletas. Además, se evaluaron los opérculos, cavidad branquial, cavidades nasales, cloaca e interior de la boca, y se extrajeron muestras de escamas de la línea dorsal. Este procedimiento permite identificar ectoparásitos, lesiones externas y signos clínicos asociados a la infestación.

### 4.7.3 método interno

El examen interno se realizó según Cañate (2017, p. 40), mediante los siguientes pasos:

1. Desinfección externa del pez con algodón impregnado en solución yodada.
2. Colocación del pez en decúbito dorsal derecho sobre una bandeja de disección previamente desinfectada.
3. Corte de la aleta pectoral y realización de un corte transversal entre el ano y las aletas pélvicas, cuidando de no dañar el intestino.
4. Incisión semicircular en la pared abdominal hacia el istmo, a la altura de las branquias, utilizando tijeras de punta fina.
5. Corte final desde el opérculo hasta el istmo, dejando expuestas las vísceras, seguido del corte del opérculo para descubrir completamente las branquias.
6. Examen macroscópico de los órganos internos, seguido del análisis microscópico para la identificación de endoparásitos y lesiones internas.

Este protocolo garantiza un procedimiento sistemático, seguro y reproducible, permitiendo correlacionar las condiciones externas e internas del hospedador con la presencia de parásitos y su posible impacto en la salud de los peces.

#### 4.8 Recolección de muestras

##### **4.8.1 Procedimiento de frotis sanguíneo**

Siguiendo lo descrito por Meza (2015), se realizaron frotis sanguíneos inmediatamente después de la extracción de sangre para asegurar la integridad celular. Los frotis fueron secados al aire durante aproximadamente 2 minutos y posteriormente fijados sumergiéndolos en metanol al 97 % durante 9-10 segundos. La tinción se realizó con eosina y hematoxilina (Diff-Quick) para permitir la visualización de células sanguíneas bajo microscopio. Cada frotis fue identificado con un código individual, indicando la categoría del pez (alevín, juvenil o en desarrollo), lo que permitió organizar adecuadamente las muestras para su análisis posterior.

##### **4.8.2 Toma de muestra sanguínea**

Las muestras de sangre se obtuvieron mediante punción en el ventrículo cardíaco, siguiendo el protocolo, se utilizó una jeringa descartable de 3 ml para extraer entre 0,5 y 1 ml de sangre por pez (equivalente a 1,5–3 % de su volumen corporal), la cual se depositó en tubos con anticoagulante EDTA. Los tubos fueron debidamente marcados y colocados en una gradilla dentro de un termo con hielo para mantener la temperatura adecuada, siguiendo (Meza, 2015, p. 17).

Para minimizar el efecto del estrés en los peces y evitar alteraciones en la biometría hemática completa (BHC), se esperaron aproximadamente 10 segundos entre la extracción de sangre de un pez y el siguiente, asegurando así la precisión de los resultados hematológicos.

##### **4.8.3 Extracción de las muestras para análisis de tracto digestivo**

Para la identificación de parásitos, se recolectaron y procesaron muestras de piel, aletas, branquias, ojos, tracto digestivo, hígado y vesícula biliar, siguiendo procedimientos estandarizados para cada tipo de tejido (Calderón, 2019).

**piel y aletas:** Se realizó un raspado superficial de la piel utilizando una espátula pequeña sobre el lado derecho del pez, recorriendo dos veces la región dorsal y dos veces la ventral; posteriormente, se repitió el mismo procedimiento en el lado izquierdo. El material obtenido (mucus) se depositó en láminas portaobjetos con una gota de solución salina para su observación microscópica, con el objetivo de detectar protozoarios y monogéneos. En las aletas, se realizaron pequeños cortes en la porción terminal de las aletas dorsal, caudal, pectoral y anal, colocándose posteriormente en láminas portaobjetos con solución salina para su análisis bajo microscopio, buscando parásitos adheridos a los tejidos (Calderón, 2019, p. 18).

**branquias:** Para la inspección de las branquias, se retiró cuidadosamente el opérculo de ambos lados del pez. Las branquias extraídas se colocaron en placas Petri debidamente rotuladas y se observaron bajo microscopio estereoscópico para la identificación de ectoparásitos y monogéneos (Calderón, 2019, p. 19).

**ojos:** Los globos oculares se extrajeron con tijeras de punta fina, asegurando retirar completamente el ojo. La cavidad ocular se lavó con agua destilada, que se colectó en placas Petri para análisis microscópico. Posteriormente, se realizó la apertura del globo ocular utilizando estiletes, permitiendo la observación detallada de parásitos internos o estructuras anormales (Calderón, 2019, p. 20).

**tracto digestivo, hígado y vesícula biliar:** Se extrajeron cuidadosamente estos órganos, evitando rupturas que pudieran alterar los contenidos. Cada muestra se colocó en placas Petri separadas, se rotuló y se procesó para observación macroscópica y microscópica, identificando nematodos, cestodos y trematodos presentes en el intestino, hígado o vesícula biliar (Calderón, 2019, p. 21).

#### 4.9 Fase de laboratorio

Para la fase de laboratorio, los peces fueron anestesiados con Eugenol (esencia de clavo) a una dosis de 20 a 40 mg/l, con el fin de facilitar la manipulación y toma de datos biométricos de manera segura (Calderón, 2019). Se registraron las variables de longitud total y peso de cada ejemplar; la longitud se midió utilizando una regla en centímetros, mientras que el peso se determinó con una balanza digital con precisión en gramos (Calderón, 2019, p. 21).

#### 4.9.1 Análisis sanguíneos

Las muestras sanguíneas de todos los especímenes se clasificaron según tres categorías: alevines, juveniles y en desarrollo. Cada muestra se almacenó a 4 °C y se procesó dentro de las 24 horas posteriores a la extracción, utilizando tubos con anticoagulante (EDTA) para asegurar la integridad de la sangre (Meza, 2015, p. 18).

Se realizaron los siguientes análisis:

**frotis sanguíneo:** Se prepararon inmediatamente después de la extracción, secándolos al aire y fijándolos con metanol al 97%, seguido de tinción con eosina y hematoxilina mediante el método Diff-Quick. Este procedimiento permitió la identificación de hemoparásitos y evaluación morfológica de las células sanguíneas (Meza, 2015).

**biometría hemática completa (BHC):** Se determinaron parámetros como hemoglobina y hematocrito, considerando el estrés inducido por la manipulación, con el objetivo de obtener valores precisos y confiables de la salud fisiológica de los peces (Meza, 2015, p. 18). Estos procedimientos aseguraron que los datos biométricos y sanguíneos fueran consistentes, permitiendo correlacionar las condiciones de salud de los peces con la presencia de parásitos.

**recuento de leucocitos (rgb) y eritrocitos (rgr):** Para el conteo de leucocitos, se utilizó la metodología descrita por Gallo (2014), con una dilución de 1:20. En un tubo de ensayo de 3 ml se colocaron 380 µl de solución de Turk mediante pipeta de 100/1000 µl, y se adicionaron 20 µl de sangre utilizando una pipeta de 10/100 µl. El tubo se agitó vigorosamente durante 2 minutos, asegurando una mezcla homogénea.

Posteriormente, se colocó un cubre sobre las dos superficies laterales de la Cámara de Neubauer, asegurando su adherencia. Con una pipeta a 45°, se depositaron aproximadamente 10 µl de la mezcla, permitiendo que el líquido llenara el espacio entre el cubre y la cámara por capilaridad. La cámara se dejó reposar 2 a 3 minutos para permitir la sedimentación de las células antes de realizar el conteo al microscopio (Gallo, 2014, p. 85).

**hematocrito (Hto):** El hematocrito se determinó siguiendo el método reportado por Goldenfarb et al. (1971) y por Meza (2015). La sangre se cargó en tubos capilares de 75 mm sin heparina

hasta llenar  $\frac{3}{4}$  partes del tubo, sellando un extremo con plastilina. Los tubos se centrifugaron a 25,000 rpm durante 5 minutos para separar el paquete celular del plasma. Finalmente, el porcentaje de hematocrito se calculó midiendo la altura del paquete celular respecto al volumen total del capilar con una regla milimétrica (Meza, 2015, p. 21).

Estos procedimientos permitieron obtener valores precisos de los glóbulos blancos y rojos, fundamentales para evaluar la respuesta inmunológica y el estado fisiológico de los peces, correlacionando los resultados con la presencia de parásitos y la implementación de buenas prácticas acuícolas.

***recuento diferencial de leucocitos y eritrocitos:*** a diferenciación de leucocitos se llevó a cabo mediante la técnica de frotis sanguíneo, siguiendo lo descrito por Meza (2015). Para ello, se tomaron 4  $\mu$ L de sangre de los tubos con anticoagulante y se colocaron en el extremo de un portaobjetos, manteniéndolo a un ángulo de 45°. Posteriormente, se realizó el contacto con otra gota de sangre para expandirla uniformemente sobre el portaobjetos y se deslizó hacia el extremo opuesto, generando una película de grosor homogéneo.

El frotis se secó al aire y se fijó con metanol. A continuación, se procedió a la tinción utilizando el kit Diff-Quick, y se añadió una gota de aceite de inmersión para la observación microscópica, lo que permitió identificar y cuantificar los diferentes tipos de leucocitos y eritrocitos, determinando su porcentaje relativo en la muestra (Meza, 2015, p. 20).

Este procedimiento es fundamental para evaluar el estado inmunológico y fisiológico de los peces, permitiendo correlacionar los resultados con la presencia de parásitos y la efectividad de las buenas prácticas acuícolas implementadas en la granja.

#### 4.10 Análisis del tracto digestivo

El análisis del tracto digestivo se realizó mediante la disección sistemática de los especímenes, siguiendo protocolos estandarizados en parasitología de peces. Para ello, se efectuó una incisión ventral longitudinal, iniciando desde la región anal hasta la porción anterior del cuerpo, lo que permitió la apertura de la cavidad visceral. Posteriormente, se separaron cuidadosamente las paredes laterales con el fin de exponer los órganos internos y realizar una inspección

macroscópica inicial en busca de parásitos adheridos a la superficie visceral o presentes en el tracto gastrointestinal.

Una vez identificados los órganos de interés, se procedió a la extracción del estómago e intestino, los cuales fueron individualizados y colocados en placas Petri debidamente rotuladas, conteniendo solución salina fisiológica para preservar la integridad de los posibles parásitos. Cada órgano fue abierto cuidadosamente mediante el uso de tijeras de punta roma y estiletes, evitando dañar las estructuras internas, con el objetivo de facilitar la observación detallada de la mucosa y del contenido intestinal.

Finalmente, las muestras fueron examinadas microscópicamente, permitiendo la detección e identificación de formas parasitarias como helmintos adultos, larvas o huevos, contribuyendo así a la caracterización parasitológica de los peces muestreados. Este procedimiento es fundamental para establecer la relación entre la presencia de parásitos gastrointestinales y las condiciones sanitarias del sistema de cultivo (Calderón, 2019, p. 22).

#### **4.10.1 hígado y vesícula biliar**

El análisis parasitológico del hígado y la vesícula biliar se realizó mediante la técnica de Squash, ampliamente utilizada en estudios de parasitología en peces para la detección de formas parasitarias tisulares. Esta técnica consistió en la toma de una pequeña porción del tejido hepático y de manera independiente, de la vesícula biliar, las cuales fueron colocadas por separado sobre un portaobjeto limpio.

Posteriormente, cada muestra fue cubierta con un cubreobjeto y sometida a una presión suave y controlada, con el propósito de lograr la disociación y extensión del tejido, facilitando así la observación de estructuras internas. Las preparaciones obtenidas fueron examinadas al microscopio óptico, permitiendo descartar o confirmar la presencia de formas parasitarias, tales como larvas, quistes o huevos, que pudieran encontrarse en estos órganos.

La aplicación de esta técnica permitió una evaluación directa del estado sanitario del hígado

y la vesícula biliar, órganos clave en el metabolismo y detoxificación del pez, aportando información relevante sobre posibles infecciones parasitarias asociadas a condiciones sanitarias del sistema de cultivo (Calderón, 2019, p. 22).

#### 4.11 Métodos de diagnóstico

##### **4.11.1 Diagnóstico coproparasitológico**

Método de flotación en serie con solución sobresaturada de azúcar. El diagnóstico coproparasitológico se realizó mediante el método de flotación en serie utilizando solución sobresaturada de azúcar, técnica recomendada para la detección de huevos de helmintos y quistes parasitarios en peces, debido a su alta sensibilidad y facilidad de ejecución.

Para el procedimiento, se colocaron aproximadamente cuatro gramos de heces en un mortero limpio, a los cuales se les adicionaron 15 ml de solución sobresaturada de azúcar. La muestra fue homogenizada suavemente con ayuda del pistilo hasta obtener una suspensión uniforme, evitando la destrucción de posibles estructuras parasitarias.

Posteriormente, la suspensión fue filtrada mediante un colador con el fin de eliminar restos gruesos, y el filtrado obtenido se recolectó en un recipiente con capacidad de 50 ml. A continuación, el líquido filtrado se vertió en un tubo de ensayo de 10 ml, el cual fue llenado hasta formar un menisco convexo. Sobre este se colocó cuidadosamente un cubreobjeto, permitiendo el contacto directo con la solución durante un período aproximado de 15 minutos, tiempo suficiente para que las estructuras parasitarias de menor densidad ascendieran y se adhirieran al cubreobjeto.

Finalizado el tiempo de reposo, el cubreobjeto fue retirado cuidadosamente y colocado sobre una lámina portaobjeto, procediéndose a la observación microscópica utilizando los diferentes objetivos del microscopio (4×, 10× y 40×), con el fin de identificar la presencia de huevos, larvas o quistes parasitarios.

Este método permitió una identificación eficaz de formas parasitarias presentes en el tracto digestivo, constituyendo una herramienta diagnóstica fundamental para evaluar el estado sanitario de los peces estudiados (Merino y Flores, 2015, p. 14).

#### 4.12 Análisis de sedimentos

La sedimentación es un proceso dinámico influenciado por factores externos e internos propios de los sistemas acuícolas. Entre los factores internos se encuentran principalmente las fuentes de materia orgánica, como restos de alimento no consumido, heces de los peces y material biológico en descomposición, los cuales se depositan progresivamente en el fondo de los estanques. Según González (2019), el sedimento constituye la capa superficial del fondo de los cuerpos de agua, donde se acumulan sólidos, nutrientes y partículas del suelo en contacto permanente con el agua, influyendo directamente en la calidad del ambiente acuático y en la salud de los organismos cultivados (p. 2).

El análisis de sedimentos es de gran importancia sanitaria, ya que en estos pueden encontrarse huevos, larvas y quistes de parásitos, los cuales actúan como reservorios y fuentes de reinfestación para los peces, especialmente en sistemas de cultivo semi-intensivos e intensivos.

Para este estudio se empleó el método de Allen y Ridley, técnica que permite la separación de los parásitos presentes en la muestra de los restos fecales y partículas del sedimento. Este método está indicado para la detección de huevos y larvas de helmintos, cestodos y quistes de protozoarios, siendo ampliamente utilizado en estudios parasitológicos acuícolas (Puerta y Vicente, 2015, p. 27).

##### **4.12.1 Procedimiento**

La recolección de muestras de sedimento se realizó utilizando tubos cónicos, tomando cuatro muestras por estanque, una en cada esquina, con el objetivo de obtener una muestra representativa del fondo. Las muestras recolectadas fueron trasladadas al laboratorio de parasitología de la Universidad Nacional Agraria, donde se dejaron reposar durante un período de 10 a 15 minutos para favorecer la sedimentación natural de las partículas más pesadas.

Posteriormente, los tubos fueron destapados y colocados en una centrífuga a 2 500 revoluciones por minuto (rpm) durante 5 minutos, con el fin de concentrar los posibles elementos parasitarios en el fondo del tubo. Una vez finalizada la centrifugación, se extrajeron 0.5 ml del sedimento del fondo utilizando una pipeta, los cuales se colocaron sobre una lámina portaobjeto y se cubrieron con un cubreobjeto.

Las preparaciones fueron observadas al microscopio óptico utilizando los objetivos de 10× y 40×, permitiendo la identificación morfológica de estructuras parasitarias. Para la correcta identificación se utilizaron como material de apoyo las ilustraciones y descripciones de Soulsby (1987), Rebuffo (2008), Cecopesca (2012) y fuentes bibliográficas especializadas en parasitología acuática (Escobar et al., 2018, p. 71).

Este análisis permitió complementar el diagnóstico parasitológico general del estudio, aportando información relevante sobre la presencia ambiental de formas infectantes y su posible relación con la carga parasitaria observada en los peces cultivados.

#### 4.13 Análisis de datos

Los datos obtenidos durante las fases de campo y laboratorio fueron registrados de manera sistemática y organizados en una base de datos digital utilizando el programa Microsoft Excel, herramienta que permitió el almacenamiento, depuración y ordenamiento previo de la información recolectada. Posteriormente, se realizó un análisis estadístico de tipo descriptivo, adecuado para estudios observacionales y transversales, cuyo objetivo principal es caracterizar y resumir la información sin establecer relaciones causales (Hernández-Sampieri et al., 2018).

El análisis descriptivo incluyó el cálculo de frecuencias absolutas y relativas, medidas de tendencia central (promedio) y medidas de dispersión cuando fue necesario, con el fin de describir la presencia o ausencia de parásitos, su distribución según categoría productiva de los peces (alevines, juveniles y desarrollo), así como los resultados obtenidos en los análisis hematológicos y parasitológicos.

Los resultados obtenidos fueron contrastados con rangos de referencia establecidos para la producción acuícola, permitiendo interpretar el estado sanitario de los peces muestreados y evaluar de manera general la posible relación entre la presencia parasitaria y el cumplimiento de las Buenas Prácticas Acuícolas (BPA) implementadas en la granja. Este enfoque es consistente con lo señalado por Zar (2010), quien destaca que la estadística descriptiva constituye una herramienta fundamental para la interpretación inicial de datos biológicos y veterinarios.

Los datos procesados fueron presentados mediante tablas y gráficos, facilitando su interpretación visual y contribuyendo a una comprensión clara y ordenada de los hallazgos, lo cual fortalece la validez interna del estudio y su utilidad para la toma de decisiones sanitarias en sistemas de cultivo acuícola.

#### 4.14 Materiales y equipos

**Cuadro 3.** Descripción de materiales y reactivos utilizados

<b>Materiales de captura</b>	<b>Cristalería</b>	<b>Reactivos</b>	<b>Materiales de reposición</b>
Atarraya	Microscopio	Solución fisiológica	Guantes descartables
Carretilla	Centrífuga	Solución de turk	Tapa boca
Jamo	Tubos de ensayo con EDTA	Kit diff quick	Jeringas descartables 22,-25GX1''
Tanque de oxígeno	Porta objetos	Oxalato de amonio	Hojas de bisturí
Balde	Cubre objetos	Solución sheadder	Bolsas de polietileno transparentes
Bandejas plásticas	Micropipeta 10-100 µl	Aceite de inmersión	Hisopo de algodón estéril
Sacos	Micropipeta 100-1000 µl	Esencia de clavo	Frasco recolector de heces
Coladores	Cámara de neuhuawer	Gradilla	Paletas pequeñas.
Bolsas plásticas ziploc	Platos petri		Tabla de campo
	Tubos de borosilicato		
	Capilares		
	Mortero		
	Disco secchi		
	Lupa		

## V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1 Prevalencia

La prevalencia de parásitos en los ejemplares de tilapia se evaluó mediante el método de muestras en fresco. En nuestro estudio, la mayoría de los peces analizados no presentó parásitos; sin embargo, se detectó un huevo perteneciente a fauna acompañante, probablemente derivado de mamíferos o aves migratorias presentes en el entorno del sistema acuícola.

En el estudio de Santamaría (2000), la estimación de la prevalencia e intensidad de parásitos internos y externos en tilapia, reportó la presencia de *Cichlidogyrus sclerosus*, un monogéneo que se aloja en las branquias. Este hallazgo se relaciona con la contaminación del agua; no obstante, ambas investigaciones coinciden en que las granjas que implementan buenas prácticas acuícolas realizan monitoreos periódicos para la detección temprana de enfermedades.

En el presente estudio, no se identificó *Cichlidogyrus sclerosus*, pero sí se observaron huevos de *Diphyllbothrium* spp. Estos se caracterizan por ser ovalados, con un opérculo en uno de sus extremos, de color marrón oscuro y con una cáscara gruesa. Su tamaño osciló entre 31 y 57  $\mu\text{m}$ , con un promedio aproximado de 40–57  $\mu\text{m}$ . Los cestodos del género *Diphyllbothrium* presentan un ciclo de vida indirecto que involucra dos hospedadores intermediarios: crustáceos copépodos de agua dulce y peces de agua dulce como tilapia, perca, lucio o salmón; los hospedadores definitivos son mamíferos y aves piscívoras que ingieren peces infectados, completando el ciclo (Centers for Disease Control and Prevention [CDC], 2019).

En los estanques de la granja de la UNA, se encontró una prevalencia de 1,8 %. De un total de 55 ejemplares muestreados en 11 estanques, solo un pez presentó *Diphyllbothrium* spp., localizado en el intestino del ejemplar proveniente del estanque C5. La detección se realizó mediante la técnica de preparación en fresco descrita por Van Leeuwenhoek (Salgado, 2009).

Semanas (2016) también reporta la presencia de difilobotriasis de origen dulceacuícola, señalando que la infección ocurre cuando los peces ingieren microcrustáceos del plancton parasitados con larvas. Además, menciona que el primer caso autóctono en Argentina fue registrado en 1952 en un pescador local, lo que evidencia la importancia del control sanitario en ecosistemas acuícolas.

## 5.2 Biometria Hemática Completa

La determinación de los valores de la Biometría Hemática Completa (BHC) se realizó mediante estadística descriptiva básica, siguiendo los lineamientos propuestos por Cohen (2013). Los resultados obtenidos en los especímenes analizados dentro de la granja mostraron ausencia de parásitos en sangre. Los datos se describieron según categoría; en los alevines, el hematocrito presentó un promedio de 25.5 %, con un rango de  $32,44 \pm 5,78$ , mientras que la hemoglobina registró un promedio de 8.5 g/dL, dentro de un rango de  $9,32 \pm 2,63$ . No se observó variabilidad significativa entre los individuos muestreados, lo que refleja la uniformidad de peso, longitud y altura de los peces, atribuible a los estándares de manejo implementados en la granja.

Los hallazgos concuerdan con Hahn-Von-Hessberg (2014), quien reporta que los individuos de *Oreochromis niloticus* presentan parámetros hematológicos similares entre categorías debido a su rápido desarrollo y rusticidad. De manera complementaria, indican que esta especie muestra alta capacidad de adaptación a condiciones de estrés, atribuida a la estructura de sus filamentos branquiales y laminillas secundarias, que facilitan un eficiente intercambio gaseoso (p. 147).

No obstante, Phumyu et al. (2012) documentan valores más elevados de hematocrito y hemoglobina en machos en comparación con hembras de tilapia del Nilo, lo que difiere de los resultados obtenidos en esta investigación y se explica por un mecanismo de compensación respiratoria (p. 287). Por otro lado, Cusiyunca-Phoco et al. (2025) describen que los peces de agua dulce presentan rápida adaptación a diversas condiciones ambientales, coincidiendo con los rangos hematológicos observados en nuestro estudio, incluso en estanques de tierra. En contraste, Sousa et al. (2020) reportan incrementos de hematocrito y hemoglobina asociados a infecciones por *Trypanosoma*, señalando además que los peces de agua dulce suelen presentar hematocrito superior al de especies marinas (p. 77).

Finalmente, Gallegos-Morales (2020) analizó el perfil hematológico de la mojarra castarrica y reportó valores de hemoglobina y hematocrito que coinciden con los obtenidos en el presente estudio. El autor destaca que las condiciones del entorno y las prácticas de manejo influyen directamente en estos parámetros sanguíneos, evidenciando la relación existente entre el estado sanitario de los peces y su respuesta hematológica integral.

### 5.3 Buenas Prácticas Acuícola

Para la evaluación de las Buenas Prácticas Acuícolas (BPA) en esta investigación, se utilizó una lista de cotejo diseñada para identificar el cumplimiento de parámetros clave relacionados con la calidad del agua, las instalaciones, las pilas de cultivo y la gestión del personal a cargo. La lista se aplicó a cuatro trabajadores de la granja, asignando a cada uno un peso estadístico del 25 %. Se consideraron aspectos como la experiencia dentro de la unidad de producción, el conocimiento técnico-científico y la correcta aplicación de las BPA durante las actividades de manejo diario.

Los resultados de la lista de cotejo se desglosaron de la siguiente manera:

**Semilla certificada e instalaciones:** El 50 % de los encuestados indicó utilizar semilla certificada, mientras que el restante destacó su experiencia de más de 20 años con semillas procedentes de Nicanor. Respecto a las instalaciones, el 100 % de los trabajadores afirmó cumplir con los procedimientos de limpieza, desinfección, encalado, drenado y secado. Sin embargo, solo el 50 % aplicó el secado de las pilas al sol durante diez días, reflejando diferencias asociadas al tiempo de experiencia y antigüedad dentro de la granja.

**Formatos internos y manejo del agua** En lo referente a los registros de traslados de alevines, alimentación y control de parámetros del agua, el 75 % de los encuestados manifestó cumplir con los procedimientos establecidos, mientras que el 25 % restante indicó variaciones debido a prácticas aplicadas en temporadas anteriores, evidenciando una mejora progresiva en la capacitación y el manejo productivo.

**Prevención sanitaria:** Todos los encuestados (100 %) coincidieron en que las medidas preventivas rutinarias, como desparasitaciones periódicas y exámenes coprológicos, no se aplican de forma regular dentro de la granja.

Estos hallazgos concuerdan con los reportes de Castillo (2021), quien documenta que en la Granja Acuícola de la Universidad Nacional Agraria se cumplen las BPA, destacando que el drenado, secado, limpieza, desinfección y encalado de las instalaciones contribuyen a reducir la propagación de enfermedades hacia otras granjas vecinas (p. 11).

La calidad del agua y los recambios frecuentes representan factores críticos para la salud de los peces y la prevención de enfermedades parasitarias. Altamirano (2020) indica que la disponibilidad de agua de calidad disminuye la incidencia de parasitosis en tilapia cultivada en la UNA (p. 30). Por el contrario, Santamaría (2000) evidencian que fuentes de agua de baja calidad, combinadas con descontrol de depredadores, favorecen la aparición de parásitos, especialmente durante la temporada de invierno (p. 24).

Respecto a los formatos internos de la granja, la implementación de controles específicos para traslados de alevines, engorde y reproductores se fortaleció a partir de 2020, coincidiendo con los hallazgos de Altamirano (2020) y Castillo (2021), lo que evidencia la mejora significativa en la aplicación de las BPA en la granja estudiada.

Hernández (2019) agrega que, al evaluar la productividad de tilapia con diferentes pesos iniciales y densidades de siembra en un sistema de recirculación, la turbidez y los niveles de oxígeno se mantuvieron dentro de rangos normales. Además, la concentración del agua, obtenida de un pozo del INTA, no afectó la ganancia de peso diario de los peces, los cuales se mantuvieron saludables durante todo el estudio.

## VI. CONCLUSIONES

La prevalencia de parásitos en los especímenes estudiados fue prácticamente nula en relación con el monogéno buscado; sin embargo, se detectaron huevos de *Diphyllbothrium* spp. Esta presencia se atribuye a la entrada de fauna acompañante, como algas, ranas, felinos y aves piscívoras, así como a factores asociados con las condiciones de manejo en la granja.

Los resultados de la biometría hemática completa (BHC) contribuyen significativamente al conocimiento de los parámetros hematológicos y de bioquímica sanguínea en tilapia. Los peces evaluados se encontraban libres de parásitos y estrés, evidenciado por la ausencia de variaciones bruscas en hematocrito y hemoglobina, lo que indica que no fueron afectados por cambios extremos de temperatura, mala calidad del agua, transporte inadecuado, hacinamiento o deficiencias nutricionales.

La implementación de Buenas Prácticas Acuícolas (BPA), incluyendo el seguimiento de la calidad fisicoquímica del agua, el monitoreo de densidades poblacionales y la gestión sanitaria de los peces, resulta esencial para garantizar la productividad y la calidad de los productos acuícolas. Se evidencia una relación directa entre la aplicación de estas prácticas, la calidad del suministro de agua y la baja prevalencia de parasitosis, reafirmando la importancia de mantener estándares de manejo adecuados dentro de las unidades de producción.

## VII. RECOMENDACIONES

### **Recomendaciones para el manejo y bioseguridad del Centro Práctico**

1. Contar con el equipo necesario para la medición sistemática de los parámetros fisicoquímicos del agua en cada unidad de producción, asegurando precisión y confiabilidad en los registros.
2. Mantener actualizados los registros de monitoreo y seguimiento dentro de la granja, garantizando trazabilidad y continuidad de los datos.
3. Arborizar la granja con especies no frutales, evitando que las aves puedan anidar en la instalación y, simultáneamente, creando una barrera natural que limite la dispersión de microorganismos por acción del viento.
4. Reducir la presencia de maleza y fauna acompañante mediante podas periódicas, estableciendo horarios de mantenimiento alrededor del Centro Práctico.
5. Diseñar e implementar espanta pájaros en puntos estratégicos para disminuir la visita de aves migratorias o depredadoras que puedan introducir patógenos.
6. Reparar el techo de la bodega para proteger la alimentación de los peces durante la temporada de lluvias, previniendo contaminación y deterioro del alimento.
7. Cumplir estrictamente con el secado al sol de los estanques durante 10 días antes de habilitarlos para el cultivo, como medida de control sanitario.
8. Incorporar controladores biológicos dentro de la granja para regular poblaciones y prevenir la sobrepoblación, manteniendo el equilibrio ecológico del sistema.
9. Implementar exámenes coprológicos rutinarios como estrategia preventiva para monitorear la salud de los peces y detectar posibles infecciones parasitarias de manera temprana.
10. Establecer normas estrictas de bioseguridad para el ingreso de vehículos a la granja, incluyendo parqueos delimitados, pediluvios y rodaluvios, con el fin de evitar la contaminación cruzada desde otras instalaciones.
11. Promover y facilitar la participación de estudiantes en investigaciones futuras dentro de las unidades de producción de la Universidad Nacional Agraria, proporcionando formatos de registro detallados y ordenados que permitan estudios exhaustivos y reproducibles.

## VIII. LITERATURA CITADA

- Altamirano, J., y Meza, R. (2020b). *Manual básico de anatomía y fisiología de peces de interés acuícola*. Editorial Universitaria Centroamericana.
- Altamirano, V. D., y Meza, Y. I. (2020a). *Manual de bioseguridad para granjas piscícolas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en Managua, Nicaragua* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.una.edu.ni/4386/1/tnm01a465.pdf>
- Ávila, C., y Loor, M. (2018a). Anatomía y fisiología de peces teleósteos de agua dulce. *Revista Latinoamericana de Ciencias Acuícolas*, 6(2), 15–25.
- Ávila, F. A., y Loor, J. R. (2018b). *Niveles de mercurio en peces de *Oreochromis niloticus* (Tilapia) del embalse La Esperanza del Cantón Bolívar* [Tesis de ingeniería, Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Félix Lépez]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.espam.edu.ec/bitstream/42000/791/1/TMA169.pdf>
- Avirama, L. F., y Garcés, N. Y. (2022). *Determinación de parásitos en dos diferentes densidades de siembra de Tilapia roja *Oreochromis spp.* en un sistema RAS en el municipio del Tambo (Cauca)* [Tesis de ingeniería, Universidad Antonio Nariño]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.uan.edu.co/login>
- Austin, B., y Austin, D. A. (2016). *Bacterial fish pathogens: Disease of farmed and wild fish* (6th ed.). Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-32674-0>
- Balbuena, J. A., y Merella, P. (2004). *Estudios taxonómicos y ecológicos de Monogenea y otros parásitos de peces* [Documento académico]. Centro de Investigaciones Parasitológicas.
- Bonilla, N. B., García, V. R., y Menocal, G. R. (2020). *Efecto del estrés por salinidad reducida sobre la capacidad reproductiva de *Brachionus plicatilis* alimentados con *Saccharomyces cerevisiae** [Tesis de ingeniería, Universidad Autónoma de Nicaragua, León], Nicaragua. Repositorio Institucional. <https://catalogossiidca.csuca.org/Record/UNANL.75875/Similar>
- Boyd, C. E., y Tucker, C. S. (2014). *Handbook for aquaculture water quality*. <https://catalogossiidca.csuca.org/Record/CR.UNA01000294400/Similar>
- Bravo, J., Hernández, M., y Castillo, R. (2023). Panorama actual de la tilapicultura en Nicaragua y su proyección productiva. *Revista Centroamericana de Acuicultura*, 15(1), 1–10.

- Cabrera, M. A. (2019). *Identificación y caracterización de monogeneos presentes en las branquias de la Tilapia del Nilo Oreochromis niloticus asociados a lesiones histológicas en la provincia de San Martín* [Tesis de maestría, Universidad Cayetano Heredia, Perú]. Repositorio Institucional. [https://repositorio.upch.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12866/7675/Identificacion\\_CabreraSoregui\\_Milagros.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repositorio.upch.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12866/7675/Identificacion_CabreraSoregui_Milagros.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Caldas, C. M. (s.f.). Caracteres hematológicos en individuos de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*, Trewavas 1983) con pesos entre 50–150 g y 150–250 g. *Boletín Científico Centro de Museo de Historia Natural*, 18(1), 142–157. <https://www.caractereshematologicosenindividuosdetilapia>
- Calderón, J. E. (2019). *Incidencia de parásitos en el cultivo de tilapia (Oreochromis niloticus), en estadio juvenil, en el distrito de la Banda de Shicayo, región San Martín* [Tesis de licenciatura, Universidad de San Martín]. Repositorio Institucional. [https://scholar.google.com/scholar?hl=es&as\\_sdt=0%2C5&q=Incidencia+de+par%20%28Oreochromis+niloticus%29](https://scholar.google.com/scholar?hl=es&as_sdt=0%2C5&q=Incidencia+de+par%20%28Oreochromis+niloticus%29)
- Cañate, A. S. (2017). *Parasitismo en peces nativos comerciales del Río Cesar* [Tesis de maestría, Universidad de Manizales, Colombia]. Repositorio Institucional. <https://ridum.umanizales.edu.co/handle/20.500.12746/3454>
- Castillo, M. C. (2021). *Manejo de tilapia (Oreochromis niloticus) en la granja demostrativa de cultivo de peces de la Universidad Nacional Agraria septiembre, marzo 2019-2020* [Tesis de ingeniería, Universidad Nacional Agraria]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.una.edu.ni/4353/1/tnm01c352.pdf>
- Centeno, J. A., Arredondo, A., & Ponce, E. (2004). *Aspectos ecológicos del parasitismo en peces y su relación con factores ambientales*. *Revista de Parasitología Aplicada*, 12(3), 45–58.
- Centro Tecnológico Privado Español que forma parte de la Asociación Nacional de Fabricantes de Conservas de Pescados y Mariscos. (2012). *Los principales parásitos presentes en productos pesqueros: técnicas de estudio e identificación*. [https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia\\_Parasitos\\_tcm7-248621\\_tcm30-285792.pdf](https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia_Parasitos_tcm7-248621_tcm30-285792.pdf)
- Centers for Disease Control and Prevention. (2019). *Diphyllobothriasis (fish tapeworm infection)*. U.S. Department of Health & Human Services. <https://www.cdc.gov/dpdx/diphyllobothriasis>
- Corrales, J. L. (2018). *Análisis del crecimiento en peso de la tilapia (Oreochromis niloticus) en tanques circulares de geomembrana, cultivada en la granja semi-intensiva*

*NAFCOSA–Krukira, periodo 2015-2016* [Tesis de licenciatura, Blufields Indian y Caribbean University]. Repositorio Institucional.  
<http://repositorio.bicu.edu.ni/23/1/Monografia%20J%20Corrales%20ENTREGADA.pdf>

Correa, L. J. (2021). *Manejo integral de pequeños sistemas productivos de tilapia*. CES.  
[https://www.researchgate.net/publication/368977989\\_Manejo\\_integral\\_de\\_pequeños\\_sistemas\\_productivos\\_de\\_tilapia](https://www.researchgate.net/publication/368977989_Manejo_integral_de_pequeños_sistemas_productivos_de_tilapia)

Cusiyunca-Phoco, E. R., Huillca-Ccasani, J. G., Huayanay-Ostos, J. E., Ruiz-Espinoza, J. E., Collachagua-Echevarria, J. E., Mendoza-Gutierrez, L. J., y Ayala-Guevara, K. J. (2025). Rendimiento productivo a diferentes densidades de Carachama negra (*Liposarcus pardalis*), una especie con potencial acuícola amazónico: Parámetros fisicoquímicos, zootécnicos y hematológicos. *Agroindustrial Science*, 2(15), 133–142.  
<http://doi.org/10.17268/agroind.sci.2025.02.05>

Drago, F. B., y Núñez, V. (2017). *Macroparásitos Diversidad y biología (capítulo 5- Clase Monogenea)*. Editorial de la Universidad La Plata.  
<https://www.researchgate.net/publication/320551800>

Gallardo, Y., y Moreno, A. (1999). *Aprender a investigar: Módulo 3 recolección de información* (3. ed., Vol. 3, pp. 55–152). Santafé de Bogotá, Colombia: ICFES.

Gallegos-Morales, I., Iriarte-Rodríguez, F. V., y Perera-García, M. A. (2020). Perfil Hematológico de la Mojarra Castarrica (*Cichlasoma urophthalmus*). *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 8 (1), 11-13. doi:ISSN:2007-9559

Gallo Lamping, C. A. (2014). *Manual de Diagnostico con Énfasis en Laboratorio Clínico* [Tesis de licenciatura-Universidad Nacional Agraria, UNA]. Repositorio Institucional.  
<https://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf>

González López, J. V., Hernández Mejía, B. S., y Pereira López, A. J. (2019). *Catálogos de endoparásitos en peces del Estero El Venado*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua. <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/7703>

Guapi-Auquilla, A. P. (2023). Aplicación de técnicas de maximización de recursos primarios agrícolas en la producción piscícolas en el Ecuador. *Polo del conocimiento*, 8(8), 2148-2168. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=9152388>

Gutiérrez, L., y Ramírez, P. (2022). Manejo sanitario y control de enfermedades en sistemas acuícolas de tilapia. *Revista Iberoamericana de Producción Animal*, 9(2), 45–53.

- Hahn-von-Hessberg , C. M., Quiroz-Bucheli, A., y Grajales-Quintero, A. (2014). Caracteres Hematológicos en individuos de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*, trewavas 1983) con pesos entre 50-150 g y 150-250 g, Estación Piscícola, Universidad de Caldas, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museo de Historia Natural*, 18 (1), 142-157. doi:ISSN 0123-3068
- Hernández, E. G., y Fajardo, H. D. (2019). Evaluación de la productividad de tilapia (*Oreochromis niloticus*) con tres pesos iniciales y tres densidades de siembra en un sistema de recirculación, Managua, 2017-2018 [Tesis de ingeniería, Universidad Nacional Agraria]. Repositorio Institucional. <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnm01h557.pdf>
- Hernández-Sampieri, R., Fernández-Collado, C., y Baptista-Lucio, M. del P. (2018). *Metodología de la investigación*. McGraw-Hill Education. [https://books.google.com/books/about/Metodolog%C3%ADa\\_de\\_la\\_investigaci%C3%B3n\\_6a\\_ed.html?id=Pcu0AQAACAAJ](https://books.google.com/books/about/Metodolog%C3%ADa_de_la_investigaci%C3%B3n_6a_ed.html?id=Pcu0AQAACAAJ)
- Holguín-Yépez, A., y Fuquen-Sarmiento, J. (2023). *Manual de preparación de estanques para tilapia: encalado y bioseguridad*. Instituto de Acuicultura.
- Lacayo, C. (2020). Informe sobre el desarrollo de la acuicultura en Nicaragua. Instituto Nicaragüense de la Pesca, Managua, Nicaragua. <https://www.fao.org/3/ad020s/AD020s13.htm>
- León Luna, L. (2021) Evaluación invivo del efecto antihelmintico del extracto acuoso de leucaena leucocephala y potencializadores orgánicos para el control de *Gyrodactylus* spp. [Tesis de Maestría] Universidad Nacional Autónoma de México-UNAM.
- Luque, J. L. (2004). *Diversidad de parásitos en peces: consideraciones ecológicas y taxonómicas*. *Revista de Parasitología Neotropical*, 5(2), 101-115.
- Martínez, E., y López, J. (2021). Consumo y comercialización de tilapia en mercados locales de Nicaragua. *Revista Nicaragüense de Economía Agropecuaria*, 6(1), 22–30.
- Martínez, E., y Valle, K. B. (2021). Comparación del rendimiento productivo de dos sistemas de cultivos de tilapia roja (*Oreochromis sp.*): un sistema acuapónico vs un sistema de cultivo convencional de febrero a abril 2021 [Tesis de doctorado, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León]. Repositorio Institucional. <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/9328/1/249260.pdf>
- Merino, E. A., y Flores, M. C. (2015). Perfil parasitológico de *Oreochromis niloticus* y su relación con la calidad del agua en granjas de Atiocoyo, San Pablo Tacachico, La

- Libertad, El Salvador [Tesis de licenciatura, Universidad de El Salvador].  
<https://agris.fao.org/search/en/providers/122525/records/6511b0f458c30050e8a3e8d3>
- Meza, L. F. (2015). Carga parasitaria e índices biológicos y hematológicos en híbridos de tilapia (*Oreochromis niloticus x Oreochromis mossambicus*) cultivada en agua de mar [Tesis de maestría]. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California, México. <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/78>
- Montenegro Herrera, M. J., Rodríguez Rodríguez, L. d., y Vilchez Hurtado, B. D. (2020). *Estudio de prefactibilidad para la creación de una granja piscícola en el municipio de Jinotega, en el período 2021– 2026* [Tesis de Ingeniería, Universidad Nacional de Ingeniería-UNI]. <https://ribuni.uni.edu.ni/4056/>
- Moreno, J. (2018). *Monogeneos, clase Monogenea, características, hábitat y ciclo de vida*. <https://animalesbiologia.com/invertebrados/platelmintos/monogeneos-clase-monogenea>
- Orgard, T., Mathiessen, H., y von Gersdorff Jørgensen, L. (2020). *Effects of pH on free-living stages of a Nordic strain of the economically important freshwater fish parasite Ichthyophthirius multifiliis*. *International Journal for Parasitology*, 50(10–11), 859–864. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.04.009>
- Pérez, A., Morales, D., y Sánchez, H. (2020). Impacto socioeconómico de la acuicultura de agua dulce en comunidades rurales. *Ciencia y Producción Agropecuaria*, 12(3), 58–66.
- García, L. (2025). *Producción y manejo de tilapia en sistemas acuícolas tropicales*. Editorial Técnica Agropecuaria.
- Jirón, W. (2012). *Anatomía patológica especial: Patología digestiva en animales*. Animal Médica Med.
- Murrieta Morey, G. A. (2019). *Parasitología en peces de la Amazonía: fundamentos y técnicas parasitológicas, profilaxis, diagnóstico y tratamiento*. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). <https://api-repositorio.iiap.gob.pe/server/api/core/bitstreams/0c51f293-35bd-4b80-912a-398441738689/content>
- Normas Jurídicas de Nicaragua. (2015). Texto consolidado, Ley de Pesca y Acuicultura, Ley N°. 489. <http://legislacion.asamblea.gob.ni/normaweb.nsf/b92aeea87dac762406257265005d21f7/6029cfe77dc6058706257e2f0058dba0?OpenDocument>

- Oficina Internacional de Epizootias . (2024). *Desinfección de establecimientos y equipos de acuicultura* [Código Sanitario para los Animales Acuáticos] p. 1–10.  
[https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health\\_standards/aahc/current/chapitre\\_di\\_sinfection.pdf](https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health_standards/aahc/current/chapitre_di_sinfection.pdf)
- Orgård Tange, E., Mathiessen, H., y von Gersdorff Jørgensen, L. (2020). Efectos del pH en las etapas de vida libre de una cepa nórdica del parásito de peces de agua dulce *Ichthyophthirius multifiliis*. *Revista Internacional de Parasitología*, 50(10-11), 859-864. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0020751920301600>
- Paniagua, C. Y., Navarrete, W. V., y Téllez, W. A. (2020). Diagnóstico del proceso de exportación de camarón de Nicaragua hacia Taiwán [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Nicaragua, León]. Repositorio Institucional. [https://scholar.google.cl/scholar?hl=es&as\\_sdt=0%2C5&q=Diag%3%B3stico+del+proceso+de+exportacion+de+camar%C3%B3+de+Nicaragua+hacia+Taiw%C3%A1n+&btnG](https://scholar.google.cl/scholar?hl=es&as_sdt=0%2C5&q=Diag%3%B3stico+del+proceso+de+exportacion+de+camar%C3%B3+de+Nicaragua+hacia+Taiw%C3%A1n+&btnG)
- Paredes-Trujillo, A., y Mendoza-Carranza, M. (2022). Sobre el cultivo de tilapia: relación entre enfermedades y calidad del agua. *Revista Latinoamericana de Difusión Científica*, 4(7), 34–49. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=XXXXXX>
- Phumyu, N., Boonanuntasarn, S., Jangprai, A., Yoshizaki, G., y Na-Nakorn, U. (2012). Efectos puberales de la 17 $\alpha$ -metiltestosterona en los genes relacionados con GH-IGF del eje hipotálamo-hipófisis-hígado-gonadal y otros parámetros biológicos en tilapia del Nilo macho, hembra y sexo invertido. *Endocrinología General y Comparada*, 177(2), 278-292. <https://doi.org/10.1016/j.ygcn.2012.03.008>
- Puerta, I., y Vicente, M. R. (2015). *Parasitología en el laboratorio: guía básica de diagnóstico* (1.<sup>a</sup> ed., Vol. 5, pp. 1–126). Alicante, España: 3Ciencia. <https://www.3ciencia.com/parasitologia-laboratorio>
- Plumb, J. A., y Hanson, L. A. (2011). *Health maintenance and principal microbial diseases of cultured fishes* (3rd ed.). Wiley-Blackwell. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/book/10.1002/9780470958726>
- Rodríguez, E. (2005.). *Orden Dinoflagelida: Amyloodinium, Oodinium*. [https://www2.ulpgc.es/hege/almacen/download/35/35429/tema\\_3.pdf](https://www2.ulpgc.es/hege/almacen/download/35/35429/tema_3.pdf)
- Rubio Santos, A. (2018). *Implementación del manual de buenas prácticas de producción acuícola (BPA) y el programa de higiene y saneamiento (PHS) en la compañía acuícola Junín SAC durante el periodo 2016–2017* [Tesis de ingeniería, Universidad Continental, Huancayo, Perú]. Repositorio Institucional. <http://repositoriodemo.continental.edu.pe/handle/20.500.12394/5016>

- Salgado Maldonado, G. (2009). *Manual de prácticas de parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México [ProyectoPE209106]*. [http://132.248.13.1/pdf/directorio/s/salgado/manual/manual\\_prac\\_parasitol.pdf](http://132.248.13.1/pdf/directorio/s/salgado/manual/manual_prac_parasitol.pdf)
- Santamaría Andrade, J. D., y Medina Moreira, F. A. (2000). *Estimación de la Prevalencia e Intensidad de Parásitos Internos y Externos en la Tilapia (oreochromis niloticus) en la Granja Piscícola UNA-ADPESCA, Managua, Nicaragua* [Tesis de ingeniería, Universidad Nacional Agraria-UNA]. <https://repositorio.una.edu.ni/1282/>
- Semanas, L. (2016). Sushi y ceviche: ¿peligrosamente ricos? *Desde la Patagonia Difundiendo Saberes*, 10(15), 26–33. [https://desdelapatagonia.uncoma.edu.ar/wp-content/uploads/2016/07/Semenas\\_sushi\\_DLP\\_Vol10N15\\_2013.pdf](https://desdelapatagonia.uncoma.edu.ar/wp-content/uploads/2016/07/Semenas_sushi_DLP_Vol10N15_2013.pdf)
- Serna-Ardila, M., Londoño-Maya, M. D., Arias-Monsalve, C. S., Londoño-Franco, L. F., y Pineda-Santis, H. R. (Junio de 2022). Efecto de sustancias farmacológicas y homeopáticas sobre *Trichodina* sp en larvas de tilapia roja *Oreochromis* sp en cultivo. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 33(3), 1-12. [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172022000300016&script=sci\\_abstract](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1609-91172022000300016&script=sci_abstract)
- Sierra, E., Espinosa de los Montes, A., Real, F., Herráez, P., Castro, P., y Fernández, A. (2011). Enfermedades parasitarias: protozoarios externos e internos y misceláneos. *Revista Canaria de Ciencias Veterinarias*, 3, 29. [https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/9892/1/0280574\\_00003\\_0005.pdf](https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/9892/1/0280574_00003_0005.pdf)
- Terán Mosquera, L. V. (2019). Estado actual de la piscicultura en el municipio del Atrato-Yuto, Chocó [Tesis de grado, Corporación Universitaria Lasallista]. [http://repository.unilasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/2588/1/Estado\\_actual\\_piscicultura\\_municipio\\_Atrato-Yuto.pdf](http://repository.unilasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/2588/1/Estado_actual_piscicultura_municipio_Atrato-Yuto.pdf)
- Ven, M. V. (2015). Boletín informativo N°2 de la formación técnica en piscicultura en el Chaco Boliviano. [https://formaciontecnicabolivia.org/sites/default/files/publicaciones/boletin\\_piscicultura\\_02.pdf](https://formaciontecnicabolivia.org/sites/default/files/publicaciones/boletin_piscicultura_02.pdf)
- Woo, P. T. K., y Bruno, D. W. (2011). *Fish diseases and disorders: Volume 3: Viral, bacterial and fungal infections* (2nd ed.). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781845935542.0000>
- Zar, J. H. (2010). *Biostatistical analysis* (5th ed.). Pearson Education. <https://www.pearson.com/en-us/subject-catalog/p/biostatistical-analysis/P200000003295/9780321656865>

## IX. ANEXOS

Estimado evaluador con el tema de tesis: Presencia de parasitosis en tilapia (*Oreochromis niloticus* L.), Presentándoles una ficha de cotejo y contar con su apoyo en el llenado de esta a fin de obtener información complementaria sobre el manejo realizado en la granja acuícola.

<b>Criterios</b>	<b>Aplica</b>	<b>No aplica</b>	<b>Observación</b>
Cuenta con semillas certificadas			
Cuenta con reproductores			
Realizan limpieza y desinfección antes del llenado			
Utilizan cal en las pilas			
Se hacen cambio de agua			
Se realiza drenado			
Realizan secado			
Cumplen los 10 días del secado de estanques al sol			
Realizan medición de parámetros			
Extracción de materiales extraños			
Realizan roturación del fondo del estanque			
aclimatización del agua antes de la siembra			
Formatos de control de traslado de alevines			
desparasitación			
análisis coprológicos			

### **Anexo 1.** Ficha de cotejo de Buenas prácticas acuícolas



**Anexo 2.** Flujo de agua para el llenado de las pilas



**Anexo 3.** Pilas inactivas



**Anexo4.** Recolección de sedimentos de agua de los estanques



**Anexo 5.** Medición de los peces



**Anexo 6.** Recolección de sangre del ventrículo



**Anexo 7.** Recolección de las muestras de sangre de la vena caudal



**Anexo 8.** Disección y recolección de muestras fecales



**Anexo 9.** Revisión de muestras fecales



**Anexo 10.** Revisión de órganos de los peces en busca de parásitos



**Anexo 11.** Huevo de *Diphyllbothrium* spp.

## X. GLOSARIO

**Acuicultura:** es el conjunto de técnicas que se emplea para cultivar especies de agua, tanto animales como plantas.

**Agricultura:** conjunto de técnicas de cultivo de la tierra destinadas a maximizar la calidad y cantidad de la cosecha.

**Agroacuicultura:** se deriva de integrar granos, vegetales, ganado, árboles y peces, confiere estabilidad a la producción, eficiencia en el uso de los recursos y conservación del medio ambiente.

**Alevines:** es un pez recién nacido que aún no ha desarrollado completamente su cuerpo y sus órganos.

**Amoniaco:** es una sustancia gaseosa incolora con un olor característico y punzante, es altamente soluble en agua y forma una solución acuosa conocida como hidróxido de amonio.

**Anestesia:** es la ausencia, ya sea total o parcial, de la sensibilidad, pudiendo producirse por un traumatismo o de manera artificial e inducida.

**Artrópodos:** es un conjunto evolutivo (*phylum*) de animales invertebrados de organización compleja, provistos de un esqueleto externo, cuerpos segmentados y patas articuladas.

**Arvense:** se denomina maleza, mala hierba, cuyo o planta indeseable a cualquier especie vegetal que crece de forma silvestre en una zona cultivada o controlada por el ser humano

**Biometría:** rama de la ciencia que se encarga de estudiar y analizar las características físicas y conductuales de los seres vivos para identificar y autenticar su identidad.

**Cámara de Neubauer:** es un dispositivo de precisión hecho de vidrio óptico especial y se utiliza para contar células u otras partículas en suspensiones bajo el microscopio.

**Centrifuga:** es un equipo de laboratorio que genera movimientos de rotación, tiene el objetivo de separar los componentes que constituyen una sustancia.

**Crustáceos:** son animales invertebrados, articulados y con esqueleto externo.

**Diff-quick:** es una técnica de tinción rápida utilizada en la microscopía para teñir células y tejidos en muestras histológicas.

**Disección:** es el proceso de separar y analizar las estructuras internas de un organismo, un objeto o un sistema para comprender mejor su funcionamiento y composición.

**Ectoparásito:** son los parásitos que habitan en la piel de sus hospedadores o sobre esta.

**EDTA:** es una sustancia altamente tóxica utilizada en los procesos de impresión, en la higiene y en la fotografía.

**Eosina:** es un compuesto ácido cuya propiedad está basada en su polaridad negativa, lo que le permite enlazarse con constituyentes celulares de carga positiva.

**Epidermis:** es la capa más superficial de la piel y tiene funciones principalmente de protección ante la presencia de agentes mecánicos, químicos o a la luz ultravioleta.

**Estrés:** es una sensación de malestar físico o emocional que surge como respuesta natural del organismo ante situaciones que se perciben como exigentes o amenazantes.

**Eugenol:** es un líquido aceitoso, casi incoloro a amarillo claro, que está presente en la naturaleza y se extrae de algunos aceites esenciales, como el aceite de clavo y de canela.

**Hematocrito:** se refiere al porcentaje del volumen sanguíneo ocupado por los glóbulos rojos.

**Helminto:** son gusanos parásitos y estos viven a costa de ejemplares de otras especies, de los cuales se alimentan.

**Hematoxilina:** es un tinte natural extraído del palo campeche que se usa para teñir el núcleo celular en histología y citología.

**Heteróxeos:** parásito que cumple su ciclo evolutivo en dos o más huéspedes.

**Leucocito:** células responsables de defender al organismo de infecciones, enfermedades, alergias y resfriados formando parte del sistema inmunológico.

**Monóxeo:** es un parásito que cumple su ciclo biológico en un único hospedador.

**Necropsia:** determina la causa de una muerte o la extensión de la enfermedad que padecía.

**Omnívoro:** persona u animal que se alimenta de frutas, plantas o animales.

**Osmorregulación:** acción de transformar un cuerpo mediante la intervención del oxígeno o de un agente oxidante.

**Paradigma:** conjunto de razonamientos interrelacionados que sirven como modelo para explicar el mundo.

**Patógeno:** agente que causa enfermedad en un ser vivo.

**Pecuario:** sistema de explotación ganadera que se basa en el aprovechamiento de los recursos naturales, o la crianza de animales domésticos.

**Pienso:** se refiere a un tipo de alimento diseñado para animales de granja.

**Piscicultura:** cultivo de peces y mariscos en diferentes espacios acuáticos.

**Poiquilotermo:** se debe a la función de regular su temperatura corporal con la del medio ambiente.

**Prevalencia:** mide la frecuencia de una enfermedad en un momento determinado.

**Purulencia:** se define como la presencia de pus en una herida o lesión.

**Quiste:** es una etapa de reposo o inactividad resistente e infecciosa del ciclo de vida de un microorganismo.

**Salobre:** se refiere a algo que contiene sal.

**Sedentario:** persona o animal que tiene poca actividad física.

**Sedimentación:** proceso que describe materiales de arena, lodo, arcilla y otros fragmentos de rocas que se acumulan sobre la superficie.

**Solución de Turk:** es el reactivo para el recuento manual de leucocitos, compuesto por un colorante y ácido acético.

**Técnica de Squash:** se basa en aplastamiento y se utiliza para realizar extensión del tejido u órgano en estudio.

**Teleósteo:** es un grupo de peces que se caracteriza por tener un esqueleto óseo, branquias y escamas delgadas en su cuerpo.

**Turbidez:** es el grado de transparencia que pierde el agua o cualquier otro líquido transparente debido a la presencia de partículas en suspensión.

**Urea:** sustancia de desecho producido en el hígado que se obtiene a partir del metabolismo o descomposición de las proteínas, siendo un residuo de estas.

**Vejiga natatoria:** es un órgano presente en la mayoría de los peces óseos que les permite controlar su flotabilidad en el agua.

**Vivíparos:** son aquellos animales que tienen su desarrollo embrionario dentro del cuerpo de la madre y en contacto directo con ella.

**Zoonosis:** enfermedad o infección que se transmite de forma natural de los animales vertebrados a los humanos.