

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS**



**Caracterización ectoparasitológica de alevines (*Oreochromis niloticus*) en los laboratorios de cultivo en El Salvador.**

**POR:**

**BR. IVETH GUADALUPE ANDASOL SERRANO**

**BR. DIEGO ALEJANDRO ESCOBAR LOPEZ**

**BR. NELLY ILIANA MONTES RIVERA**

**SAN SALVADOR, MAYO DE 2014**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS**  
**DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**

**Caracterización ectoparasitológica de alevines (*Oreochromis niloticus*) en los laboratorios de cultivo en El Salvador.**

**POR:**

**BR. IVETH GUADALUPE ANDASOL SERRANO**

**BR. DIEGO ALEJANDRO ESCOBAR LOPEZ**

**BR. NELLY ILIANA MONTES RIVERA**

**REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE:**  
**LICENCIADO (A) EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**SAN SALVADOR, MAYO DE 2014**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**RECTOR**

**Ing. MARIO ROBERTO NIETO LOVO**

**SECRETARIA GENERAL**

**Dra. ANA LETICIA ZAVALETA DE AMAYA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**

**DECANO**

**Ing. Agr. Msc. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA**

**SECRETARIO**

**Ing. Agr. Msc. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO**

**JEFA DEL DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. MARÍA JOSÉ VARGAS ARTIGA**

**DOCENTES DIRECTORES**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. MARITZA MARROQUIN DE RIVAS**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. OSCAR LUIS MELÉNDEZ CALDERÓN**

**COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACION**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. OSCAR LUIS MELENDEZ CALDERON**

## RESUMEN

Esta investigación, consistió en la caracterización ectoparasitológica en alevines de agua dulce, de la especie *Oreochromis niloticus* llamados comúnmente como tilapia gris, provenientes de los laboratorios certificados por el Ministerio de Agricultura y Ganadería, ubicados en cinco departamentos de El Salvador.

El objetivo de la investigación, fue caracterizar los tipos de ectoparásitos que se encuentran en los alevines, ya que es una especie de interés comercial. Se analizó un total de 480 peces, utilizando métodos de observación macroscópica y microscópica directa en fresco. El nombre de los laboratorios, será reemplazado por otro, por la confidencialidad de las instituciones y evitar un mal prestigio.

Los resultados que se obtuvieron a través de los análisis, mostro que las especies de ectoparásitos encontradas fueron: *Gyrodactylus sp.* *Trichodina sp.* y *Glossatella sp.* Se puede identificar la mayor proporción de *Trichodina* con un 91.67%; y la menor proporción en un 20%. La mayor prevalencia de *Gyrodactylus* con 40% y la menor con 15%. En cuanto a *Glossatella*, se puede identificar una prevalencia de 86% y 38%.

Al relacionar la prevalencia con los parámetros del agua analizados, se puede determinar, que el laboratorio que tiene una alta proporción de *Trichodina*, y bajo nivel de oxígeno disuelto en agua (2mg/l), contribuyen a la alta prevalencia.

En cuanto a *Gyrodactylus* el laboratorio A-2, presenta la mayor prevalencia con 40%; realizan baños ectoparasitarios con Permanganato de potasio y Formalina. A los alevines se les realiza el baño antes de introducirlos a los estanques utilizando una concentración de 4 ppm de Permanganato más sal. Sin embargo los niveles de oxígeno no superan los 3mg/dl, un factor que coincide con altas infestaciones ectoparasitarias.

De igual manera A-2, es el laboratorio con mayor infestación por *Glossatella*, además de esto, hay presencia de *Trichodina* y *Gyrodactylus* en dicho laboratorio. A pesar de las buenas prácticas de manejo sanitario. La infestación puede deberse a factores externos como el origen del agua y el método que utilizan para filtrarla, ya que el agua proviene de río y utilizan filtro de malla.

Se concluye, que la prevalencia de los ectoparásitos en los laboratorios de cultivo de alevín es muy alta; ya que todos fueron positivos a una o más especies, por lo tanto las pérdidas económicas son altas a pesar que los productores no lo observen, por la falta de registros en cuanto a la mortalidad diaria que presentan.

**Palabra clave:** ectoparásito, alevín, prevalencia, agua dulce, cultivo de peces, mortalidad.

## AGRADECIMIENTOS

A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR	Por la formación que nos ha dado
AL MAG	Por el apoyo que nos brindaron en esta investigación
A NUESTROS DOCENTES DIRECTORES	MVZ Maritza Marroquín, MVZ Oscar Luis Meléndez Calderón. Por el apoyo y las enseñanzas que nos brindaron a lo largo de este proceso
.	
.	
SEÑORES ACUICULTORES	Por permitimos realizar nuestra investigación en sus explotaciones acuícolas.

Y a todos aquellos que participaron directa o indirectamente en la realización de este proyecto.

IVETH GUADALUPE ANDASOL SERRANO

DIEGO ALEJANDRO ESCOBAR LOPEZ

NELLY ILIANA MONTES RIVERA

## DEDICATORIA

### A DIOS

Por permitirme terminar mis estudios y estar conmigo cada día, por muy difícil que fuera o que no se encontrara solución, siempre me apoyo. *“Mira que te mando que te esfuerces y seas valiente; no temas ni desmayes, porque Jehová tu Dios estará contigo donde quiera que vayas” Josué 1:9.*

### A MIS PADRES Y MI FAMILIA

Por apoyarme en toda mi carrera.

### A MI ESPOSO Y A SU FAMILIA

Carlos Samuel Gutiérrez Valdizón, por ser mi apoyo incondicional, más grande a lo largo de estos años, ya que me animo cuando no podía seguir. A mi suegra Lucia de Gutiérrez y mi cuñada Karla Gutiérrez, por estar a mi lado apoyándome incondicionalmente.

### A MIS HIJOS

Julissa Alejandra y Mateo Isaías, por ser las personitas más lindas que Dios me ha dado y porque han sido el motivo más grande para poder salir adelante y terminar con mi carrera.

### A MIS COMPAÑEROS DE TESIS

Diego Alejandro López Escobar y Nelly Iliana Montes, por su apoyo en todas las circunstancias que se nos presentaron, hemos sido un excelente equipo y eso lo hemos demostrado en nuestro proyecto y parte de ser unos grandes compañeros, son amigos muy importantes en mi vida.

Iveth Guadalupe Andasol Serrano

## **DEDICATORIA**

### **A DIOS**

Por estar conmigo todo este tiempo, haberme protegido, cuidar de mi familia y por haber cumplido una gran meta; egresar de la universidad iluminándome todo el camino y no dejándome vencer ante la adversidad.

### **A MI FAMILIA**

Victoria López de Escobar

Juan Marcial Escobar

Marcela Victoria Escobar

Por su apoyo incondicional en cada etapa de mi formación profesional desde ser una meta hasta su culminación.

### **A MIS COMPAÑEROS DE TESIS**

Iveth Andasol y Nelly Montes; aparte de ser excelentes compañeras de trabajo, se consolidó una gran amistad. Juntos formamos un gran equipo que puso su mejor esfuerzo por lograr una investigación de calidad.

Diego Alejandro Escobar López



## **DEDICATORIA**

### **A DIOS**

Verdadera fuente de amor y sabiduría.

### **A MIS PADRES**

Porque gracias a ellos sé que la responsabilidad es vivir con un compromiso de dedicación y esfuerzo, quienes me han mostrado que en el camino hacia la meta se necesita de fortaleza y perseverancia.

### **A MI ABUELITA Y MI TÍA**

Porque Dios las puso en mi camino y fueron un pilar importante de para obtener mis logros, cuando creí que ya no se iba a poder ellas estuvieron ahí para ayudarme a avanzar y porque aún siguen pendientes de mí.

### **A MIS FAMILIARES, AMIGOS Y A QUIENES RECIÉN SE SUMARON A MI VIDA**

Por hacerme compañía con sus sonrisas de ánimo, palabras de apoyo cuando más lo necesite, porque cada una aportó con un granito de arena; y es por ello que a todos y cada uno de ustedes les dedico todo el esfuerzo, sacrificio y tiempo que entregué a esta tesis.

### **A MIS COMPAÑEROS DE TESIS**

Iveth Andasol y Diego Escobar; porque sin la unidad como equipo no hubiera sido posible la realización de esta tesis, porque vivimos buenos momentos de amistad durante la investigación y al final todo fue un éxito.

Nelly Iliana Montes Rivera

## INDICE GENERAL

Contenido	Página
AGRADECIMIENTOS .....	6
DEDICATORIA .....	7
1. INTRODUCCION. ....	15
2. REVISION DE LITERATURA. ....	17
2.1 Antecedentes .....	17
2.2 Descripción anatómica de los alevines .....	17
2.3 Clasificación taxonómica.....	18
2.4 Distribución .....	18
2.5 Hábitos alimenticios .....	19
2.6 Crecimiento .....	19
2.7 Parámetros físico-químicos y biológicos del agua .....	19
2.7.1 Contenido de oxígeno. ....	19
2.7.2 Temperatura .....	19
2.8 Protozoos .....	20
2.9 <i>Trichodina</i> sp. ....	20
2.9.1 Morfología .....	20
2.9.2 Ubicación .....	20
2.9.3 Hospedadores.....	20
2.9.4 Ciclo de vida .....	21
2.10. Trichodiniasis .....	21
2.10.1 Definición .....	21
2.10.2 Transmisión .....	21
2.10.3 Signos clínicos .....	21
2.10.4 Factores predisponentes.....	21
2.10.5 Diagnóstico .....	22
2.10.6 Tratamiento.....	22

2.11. <i>Glossatella</i> sp. ....	22
2.11.1 Taxonomía .....	22
2.11.2 Ciclo biológico .....	23
2.11.3 Signos clínicos .....	23
2.11.4 Características del diagnóstico .....	23
2.11.5 Distribución geográfica.....	23
2.11.6 Localización en el huésped.....	23
2.11.7 Daños al huésped .....	24
2.11.8 Tratamiento .....	24
2.12 Monogéneos .....	24
2.12.1 <i>Gyrodactylus</i> sp. ....	24
2.12.2 Taxonomía .....	25
2.12.3 Morfología .....	25
2.12.4 Factores que favorecen el desarrollo y dispersión de los monogéneos.....	25
2.13 Gyrodactylosis .....	26
2.13.1 Definición. ....	26
2.13.2 Etiología .....	26
2.13.3 Ciclo biológico.....	26
2.13.4 Transmisión .....	27
2.13.5 Signos clínicos .....	27
2.13.6 Diagnóstico .....	28
2.13.7 Diagnóstico diferencial .....	28
2.13.8 Tratamiento.....	28
3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACION. -----	29
4. JUSTIFICACION-----	30
5. HIPOTESIS -----	30
6. OBJETIVOS-----	31
6.1 OBJETIVO GENERAL .....	31
6.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	31

7. MATERIALES Y METODOS .....	31
7.1 Ubicación del área de estudio.....	31
7.2 Duración de la investigación .....	32
7.3 Unidad experimental .....	32
7.4 Metodología de campo.....	33
7.4.1 Muestreo .....	33
7.4.2 Transporte.....	33
7.4.3 Siembra.....	33
7.5 Metodología de laboratorio. ....	34
7.5.1 Determinar la prevalencia de los ectoparásitos .....	34
7. 6 Metodología estadística .....	35
8. RESULTADOS Y DISCUSION.....	35
8.1 Resultados generales de las encuestas realizadas en los laboratorios de cultivo .....	36
8.2. Análisis de resultados generales .....	36
8.3. Efecto del oxígeno del agua en el parasitismo de alevines.....	38
8.4 Resultados estadísticos de laboratorio .....	39
9. CONCLUSIONES .....	46
10. RECOMENDACIONES.....	47
11. BIBLIOGRAFIA .....	48
ANEXOS .....	51

## ÍNDICE DE ANEXOS

A- 1. Protocolo preliminar de condiciones de manejo generales en laboratorios de cultivo de alevines .....	52
A- 2. Registro de hallazgos encontrados durante el análisis de laboratorio.....	53
A- 3. Guía de diagnóstico de ectoparásitos en alevines.....	54
A- 4. Efecto del oxígeno del agua en el parasitismo de alevines.....	54
A- 5. Calculo de prevalencia, abundancia media e intensidad media. ....	56

## LISTA DE FIGURAS

Figura A- 1. Anatomía de tilapia .....	63
Figura A- 2. Forma de respiración de los peces.....	63
Figura A- 3. Ciclo biológico de <i>Trichodina sp.</i> .....	63
Figura A- 4. Ciclo biológico de <i>Glossatella sp.</i> .....	64
Figura A- 5. Ciclo biológico de <i>Gyrodactylus sp.</i> .....	64
Figura A- 6. Ubicación del área de estudio.....	65
Figura A- 7. Pilas de cemento del Laboratorio A-2.....	65
Figura A- 8. Toma de sub muestras de diferentes estanques en el Laboratorio A-6.....	66
Figura A- 9. Introducción de alevines dentro de las bolsas plásticas.....	66
Figura A- 10. Introducción de oxígeno, dentro de la bolsa.....	66
Figura A- 11. Sellado de las bolsas.....	67
Figura A- 12. Introducción de alevín en caja de Petri.....	67
Figura A- 13. Observación del alevín mediante un estereoscopio .....	67
Figura A- 14. Examen de la superficie corporal del alevín.....	68
Figura A- 15. Identificación de <i>Gyrodactylus sp.</i> en muestra de agua.....	68
Figura A- 16. Lesiones características en alevín por presencia de ectoparásitos.....	68
Figura A- 17. Identificación de <i>Trichodina sp.</i> .....	69
Figura A- 18. Identificación de <i>Glossatella sp.</i> .....	69

## LISTA DE CUADROS

Cuadro A- 1. Determinación del tamaño de muestra según el porcentaje de prevalencia a tomar en cuenta (OIE, 2006).....	70
Cuadro A- 2. Grado de infestación parasitaria.....	70

## INDICE DE CUADROS

CUADROS	PÁGINA
Cuadro 1. Población de alevines y alimentación-----	36
Cuadro 2. Parámetros fisicoquímicos del agua -----	37
Cuadro 3. Lesiones identificadas en los alevines.-----	37
Cuadro 4. Infestaciones presentadas por <i>Trichodina sp.</i> -----	38
Cuadro 5. Infestaciones presentadas por <i>Gyrodactylus sp.</i> -----	38
Cuadro 6. Infestaciones presentadas por <i>Glossatella sp.</i> -----	39
Cuadro 7. Hallazgos e Identificación Ectoparasitaria de alevines -----	39
Cuadro 8. Comparación de los parámetros físicos químicos con la prevalencia de ectoparásitos encontrados. -----	42
Cuadro 9. Intensidad media de ectoparásitos -----	43
Cuadro 10. Abundancia media de ectoparásitos en alevines. -----	44
Cuadro 11. Tabla de varianza y desviación estándar de los ectoparásitos de alevines. -----	45

## INDICE DE FIGURAS

FIGURAS	PÁGINA
Figura 01. Prevalencia de ectoparásitos de alevines en las muestras analizadas -----	41

## 1. INTRODUCCION.

La presencia de ectoparásitos en alevines, es un problema sanitario poco investigado en El Salvador; siendo responsables de altos índices de mortalidad, en los laboratorios de cultivo, afectando de manera significativa el rendimiento productivo. Los índices de mortalidad, pueden llegar hasta un 60% (Godoy 2002). Las infestaciones altas, pueden estar influenciadas por factores como: temperatura, pH, oxígeno y estrés.

La investigación continua de la presencia de parásitos, es de gran importancia, ya que identificar la presencia de estos, garantizará disminuir la mortalidad y aumentar el rendimiento, evitando la infestación de los diferentes sitios productores de tilapia destinados al consumo humano. Algunos ectoparásitos, son patógenos importantes, que provocan una elevada mortalidad en las poblaciones piscícolas y otros lugares; debido a su aspecto desagradable o a las lesiones que producen en los peces infectados, lo cual causa la pérdida del valor comercial del producto, que resulta inadecuado para el consumo humano.

Este proyecto surge de la necesidad de innovación e investigación de especies acuícolas poco estudiadas; además de la necesidad de los productores, de controlar la infestación de parásitos externos, para reducir los altos índices de mortalidad e incrementar la producción de tilapia; cubriendo la demanda de este producto, para consumo humano.

La investigación tendrá beneficios a nivel nacional, asegurando la cadena agroalimentaria, debido a que se identificará oportunamente la presencia de parásitos para contribuir a aplicar las medidas de control y prevención, en estos laboratorios; con la finalidad de incrementar la disponibilidad de proteína de origen animal.

En El Salvador hay tres grandes productores de Alevines: Alevines de Atiocoyo; Aquacorporación y CENDEPESCA. Existen otras cooperativas como El Jícaro, pero sus producciones son modestas. Alevines de Atiocoyo, cuenta con una capacidad de producción de alrededor de 9,000,000 de alevines reversados anualmente, se venden a US\$ 0.05 por unidad; CENDEPESCA produce 5,836,432 alevines (reversados y supermachos) y Aquacorporación 5,000,000 (estimados a partir de sus exportaciones) (IICA, 2007).

El consumo per-cápita, tuvo una tendencia creciente en el período (2000-2007), alcanzando en el 2007, los 7.95 kg/persona/año. El volumen de la producción de tilapia, en el período 2000-2007, fue de 11,221.3 TM. La carne de tilapia fresca tiene un costo de US\$ 1.50 hasta US\$ 2.00 por libra, en áreas como el Departamento de Sonsonate, El Salvador (IICA, 2007).

Al encontrar la presencia de ectoparásitos, en las muestras que se obtuvieron de los laboratorios de cultivo de alevines; se cuantificaron obteniendo prevalencias hasta de un 91.67% del protozoo *Trichodina sp.*, un 88.3% del protozoo *Glossatella sp.* y un 40% del monogéneo *Gyrodactylus sp.* Tanto la alta prevalencia de estos ectoparásitos, como el mal manejo de los parámetros físicos químicos del agua, permiten que haya altas mortalidades en los peces, que no son cuantificadas por los laboratorios. Tomando de base los hallazgos obtenidos, se realizaron las recomendaciones pertinentes, para que los productores tomen en cuenta la importancia del buen manejo de los parámetros del agua así como los tratamientos que son adecuados para disminuir la prevalencia de los ectoparásitos.



## 2. REVISION DE LITERATURA.

### 2.1 Antecedentes

La presencia de agentes patógenos frena el crecimiento de la piscicultura y el aprovechamiento industrial de las especies, que es un rubro de importancia económica en muchos países tanto de Latinoamérica, como de países Europeos; por lo que ha sido necesario la realización de investigaciones para determinar los tipos de patógenos como son los virus, bacterias, hongos, parásitos, etc., que afectan a los peces de interés comercial y los peces de acuario u ornamentales. (Rivera, 2008).

En Latinoamérica, se han realizado algunos estudios relacionados a la temática de parasitología en peces. González (2012), evaluó la parasitofauna en tilapia *Oreochromis sp.*, causante de mortalidad en alevinos en dos Centros de Cultivos. Los resultados obtenidos fue la presencia del monogéneos *Gyrodactylus sp.* y de dos protozoarios ciliados, *Trichodina sp.* y *Ambiphrya sp.* Los cuales se detectaron en muestras de aguas y análisis histológicos de los tejidos afectados, manifestaciones clínicas, número de parásitos encontrados por estanque, con el objetivo de realizar la prevención y tratamiento.

En El Salvador, se realizó la identificación del parásito *Diplostomum sp.*, en peces de interés comercial como: *Cichlasoma guija* (mojarra), *Parachromis managuensis* (guapote tigre) y *Oreochromis sp* (tilapia), durante la actualización del inventario de peces del embalse del Cerrón Grande, (PRADEPESCA, 1995).

Contreras (2007) aisló *Gyrodactylus sp.*, de 173 muestras, tomándolas de 6 estanque diferentes, teniendo un total de todos los estanque de 41% de la población que resulto positivos. Este estudio fue realizado en la Estación Acuícola de CENDEPESCA en Santa Cruz Porrillo.

Los últimos estudios acuícolas del MAG, realizados por Rivas (2012), en los laboratorios de cultivo de alevinos en El Salvador, muestran resultados positivos a la presencia de *Gyrodactylus sp.*, en un laboratorio, ocasionando el 90% de mortalidad.

### 2.2 Descripción anatómica de los alevinos

**ALETAS:** Los peces se movilizan en el agua por medio de ondulaciones del cuerpo; las aletas les ayudan a desplazarse, las utilizan principalmente para poder equilibrarse, cambiar de dirección y para detenerse (Ayala, 2006).

**CUERPO:** Se encuentra sin escamas, hasta que llega a tener un peso de 30 a 40 gr., su cuerpo se cubre de escamas. En el cuerpo existe una línea lateral la cual está ubicada por debajo de las branquias y pasa a lo largo del cuerpo de los peces, esta

línea posee una hilera de pequeños hoyuelos, los cuales son órganos sensoriales que responden a cambios en la presión del agua. El cuerpo de estos peces es robusto comprimido, a menudo discoidal, raramente alargado, con aleta dorsal que tiene de 23 a 31 espinas y radios (Figura A-1) (Ayala, 2006).

BOCA: la boca es proctatil, mandíbula ancha, a menudo bordeada por labios gruesos con dientes cónicos y en algunas ocasiones incisivos, en otros casos puede presentar un puente carnoso (freno) que se encuentra en el maxilar inferior, en la parte media debajo del labio (Contreras, 2007).

BRANQUIAS: Son los órganos de respiración de los peces (Figura A-2), algunos las utilizan para extraer partículas de alimento del agua (filtrado) (Contreras, 2007).

PIEL: La epidermis es un epitelio estratificado escamoso que contiene glándulas mucosas y células pigmentarias. Las escamas están alojadas en bolsas de la dermis, por debajo de la epidermis; consisten en placas planas óseas, casi circulares (Contreras, 2007).

### 2.3 Clasificación taxonómica

Phyllum : Chordata  
 Subphyllum : Vertebrata  
 Superclase : Gnathostomata  
 Serie : Pisces  
 Clase : Actinopterygii  
 Orden : Perciforme  
 Suborden : Percoide  
 Familia : Cichlidae  
 Género : *Oreochromis*  
 Especie : *niloticus*

(Ayala, 2006).

### 2.4 Distribución

Son organismos tropicales acuícolas de agua dulce principalmente, originarios de África, los cuales, debido a su facilidad de adaptación se encuentran actualmente distribuidos en la mayoría de los países tropicales y subtropicales con fines de cultivo (Ayala, 2006).

La tilapia se ha introducido en todo el mundo y se cría de manera generalizada en los trópicos y las zonas subtropicales. Aunque Asia domina la producción en la actualidad, se cría cada vez más en condiciones ambientalmente controladas en

climas templados. Se encuentra naturalmente distribuida por América Central principalmente en Guatemala, Costa Rica y Nicaragua. Actualmente Estados Unidos y Costa Rica son los países que presentan los incrementos más significativos durante el último quinquenio con 15 kg/hab/año. Desde la década de los 80 en El Salvador ha incrementado significativamente el interés de los productores en el cultivo de alevines para la producción de tilapias, también se encuentra en el sur del Caribe, sur de Norteamérica, el sudeste asiático, Medio Oriente y África (Ayala, 2006).

## **2.5 Hábitos alimenticios**

Los alevines se deben alimentar suministrándoles una cantidad de alimento igual al 5% de su peso total, diariamente, distribuidos en tres o cuatro raciones disminuyéndose paulatinamente al 3% cuando el pez ha alcanzado un peso promedio de 30 a 40g (Contreras, 2007).

## **2.6 Crecimiento**

Su crecimiento es longitudinal. Esto es para todas las etapas de su desarrollo a partir del alevín. El crecimiento también va a depender de varios factores como son: temperatura, densidad y tipo de alimentación principalmente (Ayala, 2006).

## **2.7 Parámetros físico-químicos y biológicos del agua**

### **2.7.1 Contenido de oxígeno.**

Dentro de los parámetros físico-químicos, el oxígeno es el elemento más importante en el cultivo de especies acuáticas. El grado de saturación del oxígeno disuelto es inversamente proporcional a la altitud y directamente proporcional a la temperatura y el pH (Contreras, 2007).

La tilapia es capaz de sobrevivir a niveles bajos de oxígeno disuelto (1.0 mg/l), pero esto provoca efecto de estrés, siendo la principal causa de origen de infecciones patológicas. Para mantener un cultivo exitoso de tilapia, los valores de oxígeno disuelto deberían estar por encima de los 4 mg/l, el cual debería ser medido en la estructura de salida del estanque (desagüe). Valores menores al indicado, reducen el crecimiento e incrementan la mortalidad (Contreras, 2007).

### **2.7.2 Temperatura**

El rango óptimo de temperatura fluctúa entre 28 y 32 °C, aunque ésta puede continuarse con una variación de hasta 5 °C, por de bajo de este rango óptimo (Ayala, 2006).

## 2.8 Protozoos

Los protozoos son organismos unicelulares microscópicos que pueden ocasionar cambios patológicos diversos, manifestaciones como coloración anormal, hemorragias, inflamación y excesiva producción de mucus. Los protozoarios más comunes en las tilapias son: *Oodinium*, *Trypanisima*, *Trichodina*, *Myxobolus* y *Pleistophora*. El protozoo que más problemas ocasiona a los acuicultores es la *Trichodina* que es responsable de provocar la enfermedad llamada trichonodiasis (Guzmán, 1988).

### 2.9 *Trichodina* sp.

*Trichodina* sp. Pertenece a un grupo de parásitos protozoarios ciliados de especies marinas y de agua dulce de peces. Una característica fácilmente distinguible de estos organismos es la presencia de un prominente denticular o "diente-como" anillo citoesqueleto interno y con un dorso-ventralmente aplanado y oval. Muchas especies son patógenas pero la *trichodina* causa la enfermedad llamada Trichodinosis (Smith, 2009).

#### 2.9.1 Morfología

*Trichodina* es circular, al ser observada desde la parte superior; si se observa de las partes laterales tiene forma de un plato o de cúpula. Tiene tres anillos de cilios (pequeños, proyección de cabello) que rodea su cuerpo y la cavidad oral que utilizan para la locomoción y la alimentación. Su cuerpo está soportado por un anillo rígido de discos interconectados llamado chitinoid o anillo denticular. Cada disco tiene un rayo de espinas como interior que se proyecta en el centro del ring (Durborow, 2003).

#### 2.9.2 Ubicación

*Trichodina* se desliza rápidamente sobre la superficie de la piel y las branquias. Generalmente se encuentra en las branquias, pero también se pueden encontrar en el resto del cuerpo, especialmente cuando el pez se ha debilitado (Durborow, 2003).

#### 2.9.3 Hospedadores

Los peces pequeños y alevines son especialmente susceptibles y la mortalidad que puede ocurrir rápidamente si no es diagnosticada (Smith, 2009).

### **2.9.4 Ciclo de vida**

Hay especies de *Trichodinas* que habitan en agua dulce, agua salobre y agua salada. Algunos tienen una preferencia por el área de las branquias, otros para la piel, y otros que ocurren en ambos. (Smith, 2009). Las especies de *Trichodina* pueden vivir en el agua de 1 a 1.5 días (Guzmán, 1995).

*Trichodinas* se reproducen por fisión binaria simple (Figura A-3), dando lugar a dos células hijas más o menos iguales; la conjugación es poco común. El parásito joven forma un anillo de adherencia con el número de ganchos característicos de la especie. La mayoría de las especies son hospedadores específicos y presumiblemente, extendido desde peces a otros por contacto accidental entre el pez huésped susceptible, así como a través del contacto con el organismo en la columna de agua (Smith, 2009).

## **2.10. Trichodiniasis**

### **2.10.1 Definición**

Es una enfermedad causada por los protozoos del género *Trichodina*, todos los peces de agua dulce son susceptibles (Parker, 2011).

### **2.10.2 Transmisión**

Los peces se infectan de *Trichodina* por transmisión directa en el agua procedente de un huésped reservorio con infección subclínica (Sayed, 2006).

### **2.10.3 Signos clínicos**

Los signos típicos de la enfermedad incluyen daños en la piel y las branquias, dificultad respiratoria, pérdida de apetito y pérdida de escamas. Daño de la piel y las branquias causadas por este parásito puede conducir a la entrada de otros patógenos, tales como bacterias y hongos (Sayed, 2006).

### **2.10.4 Factores predisponentes**

Reducción de la calidad del agua, incluyendo bajos niveles de oxígeno disuelto y altas concentraciones de material orgánico, contribuyen a la enfermedad. Temperaturas fluctuantes durante el otoño y la primavera y la malnutrición puede debilitar a los peces y acelerar la acumulación del parásito (Parker, 2011).

Las altas tasas de alimentación pueden conducir a altas concentraciones de amoníaco, creando un ambiente ideal para la reproducción de *Trichodina* y una mayor probabilidad de una infección (Durborow, 2003).

### **2.10.5 Diagnóstico**

El diagnóstico se realiza fácilmente por observación microscópica de los protozoos muy móviles. Los organismos pueden ser visibles en la superficie de la piel a través de la observación del pez (Parker, 2011).

### **2.10.6 Tratamiento**

El único aprobado por la FDA para el tratamiento químico de los parásitos externos en la acuicultura es formalina al 40% la cual se debe aplicar en el estanque que contenga el agua previo al cultivo de alevines. Se debe esperar al menos 24 horas para introducir el nuevo grupo de alevines al estanque tratado. Este es el mejor método para controlar las infestaciones de *Trichodina sp* en un sistema de acuicultura aprobado por la FDA (Smith, 2009).

## **2.11. *Glossatella sp.***

Los organismos de este género tienen una membrana adoral grande y tres hileras de cilios más o menos fusionados a la membrana. Algunas especies contienen membranas lingüiformes elevadas sobre los cilios del disco peristomal. Pedículo transversalmente estriado. Macronúcleo en la parte media del cuerpo, cónico u oval. Micronúcleo lateral al macronúcleo. Se reproduce por fisión binaria longitudinal. El proceso sexual ocurre con la formación de macro y microgametos (Guzmán, 1995)

### **2.11.1 Taxonomía**

Clase : Oligohymenophorea  
Orden : Sessilida o Peritrichida  
Phylum : Ciliophora  
Familia : Epistylididae  
Género : *Apiosoma (syn Glossatella)*

(Williams, 1995).

### **2.11.2 Ciclo biológico**

Vive adherido a la piel y branquias de peces dulceacuícolas y marinos (Guzmán, 1995).

Se reproduce por fisión binaria (Figura A-4). Las larvas (llamadas teletrochs) se adhieren a los nuevos huéspedes (Williams, 1995).

### **2.11.3 Signos clínicos**

En términos generales dan lugar a signos clínicos en los peces tanto de aguas dulces, salobres y saladas. Su presencia en grandes números se debe, ante todo, a una pobre calidad del agua, a densidades de población excesivamente elevadas, al estrés y a una falta de alimentos adecuados, entre otros parámetros físico-químicos y biológicos que ejercen un impacto negativo sobre la población piscícola como tal. Los peces infestados frecuentemente son anoréxicos y letárgicos y, en los casos en los que las branquias están afectadas, pueden mostrar signos de anoxia, producen irritación e hiperplasia epitelial de las branquias y de la piel y pueden dar lugar a una excesiva secreción de mucus o bien a una inhibición de la secreción de mucus (Conroy, 2008).

En las tilapias, son de especial importancia en los peces pequeños, donde su presencia puede dar lugar a mortalidades muy severas (Conroy, 2008).

### **2.11.4 Características del diagnóstico**

Tiene forma de florero con un macronúcleo en forma de cono en el extremo posterior del cuerpo. La base de fijación es relativamente pequeña. Una banda de cilios circunda el extremo libre solamente (Williams, 1995).

### **2.11.5 Distribución geográfica**

Se conoce en Norteamérica, Eurasia y África del Sur. Probablemente llegó a Puerto Rico con las primeras lobinas que fueron importadas desde los Estados Unidos en 1946 (Williams, 1995).

### **2.11.6 Localización en el huésped**

Branquias y piel (Williams, 1995).

### **2.11.7 Daños al huésped**

Potencialmente dañino en grandes cantidades, especialmente para el tejido de las branquias donde pueden impedir el intercambio de gases por la gran cantidad de parásitos que cubren las branquias (Williams, 1995).

### **2.11.8 Tratamiento**

El tratamiento consiste en baños con formol a una concentración de 20 – 50 ppm por un período de 30 minutos, con abundante aireación, cerrando el proceso de recambio de agua. El baño puede ser repetido una vez por día durante 3 días consecutivos de ser necesario (con un solo baño es suficiente). Es de fundamental importancia corregir cualquier defecto en los parámetros físico-químicos y biológicos del agua y asegurar que la densidad de la población esté dentro de los límites establecidos para la correspondiente fase de desarrollo y crecimiento de las tilapias y así evitar la reproducción desmedida de las poblaciones de protozoos parásitos (Conroy, 2008).

## **2.12 Monogéneos**

La mayoría de monogéneos son ectoparásitos que se alojan en las agallas, branquias, escamas y aletas de los peces poseen un ciclo de vida directo, es decir que no necesitan de hospedadores intermediarios y se multiplican por reproducción sexual. Los monogéneos poseen órganos de fijación y de alimentación ya que se adhieren fuertemente a la piel y difícilmente dejan su huésped. La especie del género *Gyrodactylus*, es un ectoparásito que se considera el más agresivo en alevines que invaden branquias, ojos, por lo cual causan la muerte rápidamente (Martínez, 2002).

### **2.12.1 *Gyrodactylus* sp.**

Los *Gyrodactylus* son pequeños gusanos parásitos de peces de agua dulce y salada. Se alimentan del moco de la piel de sus hospederos, por lo que generalmente se localizan sobre sus aletas y cuerpo, aunque a veces también se encuentran en las branquias. Los gusanos se mueven sobre la superficie del pez de manera parecida a las sanguijuelas, estirándose y fijando primero la cabeza y luego arrastrando el cuerpo hasta sujetar el pie (haptor). Estos parásitos expulsan crías vivas (son vivíparos) casi del tamaño de su madre. Además, un gusano recién nacido puede ya estar gestando a su propia hija, por lo que los *Gyrodactylus* contienen hasta tres generaciones en un individuo (Godoy, 2002).



Actualmente se conocen más de 400 especies de *Gyrodactylus*, pero la mayoría de ellas infectan a una sola especie de pez; por ejemplo, *Gyrodactylus cichlidarum*, identificado en tilapias en México, no puede infectar a la trucha arcoíris, que a su vez puede ser parasitada por *Gyrodactylus nerkae*. Los *Gyrodactylus* son parásitos que pueden causar alta mortalidad de peces y las subsecuentes pérdidas económicas en las granjas acuícolas (Godoy, 2002).

### 2.12.2 Taxonomía

Suborden : Monopisthocotylea

Superfamilia : Gyrodactyloidea

Familia : Gyrodactyloidae

Género : *Gyrodactylus* (Soulsby, 1987).

### 2.12.3 Morfología

Los girodactílicos poseen un opisthaptor que tiene uno o más pares de ganchos medianos (anclas o áncoras), adheridos por dos barras y 8 pares de ganchitos marginales. Puede haber de 2 a 6 ventosas, o valvas chupadoras, en el opisthaptor. Un órgano copulador está localizado en el centro de la superficie ventral del cuerpo y está formado por una corona de ganchos esclerotizados. La naturaleza vivípara de los girodactílicos significa que hasta 3 generaciones filiales pueden ser observadas en el útero, el cual es una estructura en forma de "V" por detrás de testículos redondeados e impares (Conroy, 2008).

### 2.12.4 Factores que favorecen el desarrollo y dispersión de los monogéneos.

1. Rapidez del ciclo biológico. Como este se realiza en menos de un día en condiciones ecológicas favorables o en cinco en condiciones normales, proliferan en forma explosiva (Crespo y Crespo, 2003).
2. Cantidad de individuos jóvenes. Los parásitos recién salidos de la madre pueden producir inmediatamente su propio descendiente, requiriendo de solo un día para que las larvas maduren antes del nacimiento y originen otras nuevas (Crespo y Crespo, 2003).
3. Deficiencia en el suministro de agua en las unidades de producción y centros de engorda. El escaso suministro de agua en los estanques, aunado al manejo a que se ven sometidos los peces, permite que se favorezca la intensidad de la infección. (Crespo y Crespo, 2003).

4. Cultivo de peces en estanques con falta de higiene. La lixiviación del alimento a excretas, la putrefacción de plantas, así como los abonos excesivos, propician condiciones para el desarrollo y dispersión de los monogéneos (Crespo y Crespo, 2003).
5. Distribución de crías de peces parasitados. El efectuar movimientos de peces de los centros de producción de crías, hacia los centros de engorda sin tratamiento previo, contribuye a la diseminación de los parásitos (Crespo y Crespo, 2003).
6. Alimentación inadecuada y factores ambientales adversos a los peces. Disminuye la capacidad de resistencia de los peces y facilita el ataque de monogéneos (Crespo y Crespo, 2003).
7. Elevada densidad de peces por unidad de superficie. Facilita la transferencia de los parásitos (Crespo y Crespo, 2003).

## **2.13 Gyrodactylosis**

### **2.13.1 Definición.**

Es una enfermedad que afecta a los peces de agua dulce y es ocasionada por un trematodo monosogenico, vivíparo de agua dulce llamado *Gyrodactylus* (Conroy, 2008).

### **2.13.2 Etiología**

*Gyrodactylus cichlidarum* es especialmente dañino a las tilapias, en las cuales ataca principalmente, la piel, las aletas. Elevadas mortalidades pueden ocurrir en larvas y en peces pequeños mantenidos en estanques. En América Latina, *G. cichlidarum* ha sido detectado en tilapias azules (*Oreochromis aureus*), tilapias de Mozambique (*O. mossambicus*), e híbridos de tilapias rojas (*O. mossambicus* x *O. urolepis*) (Conroy, 2008).

### **2.13.3 Ciclo biológico**

Un individuo de esta especie suele poner tres grupos de larvas durante su vida (Figura A-5). Y cada grupo está formado por cuatro larvas iguales que provienen del mismo cigoto. Esto es lo que también se denomina escatulación, es decir larvas encajadas, en este caso en grupos de cuatro (Godoy, 2002).

El parásito recién salido de la madre puede producir inmediatamente su propio descendiente, requiriendo de un solo día para que la larva madure, incluso antes del nacimiento y origine otra larva (Crespo y Crespo, 2003).

Estas larvas pronto repiten el proceso, dando lugar a una verdadera explosión sobre la piel y branquias del pez. Se ha calculado que en treinta días un sólo individuo puede producir sobre 2,500 nuevos parásitos. Los parásitos se fijan en la piel, aletas y branquias de pez erosionando la superficie dérmica, lo que produce una hipersecreción de las glándulas cutáneas. Una infestación masiva produce la muerte del pez, en muchos casos por la infección severa de las branquias lo que impide la respiración del pez (Godoy, 2002).

En temperaturas elevadas el ciclo biológico puede realizarse en menos de un día, aunque generalmente dura uno a cinco (Crespo y Crespo, 2003).

#### **2.13.4 Transmisión**

La transmisión se da principalmente por contacto entre individuos, pues los gusanos se mueven de un animal a otro. Al ser vivíparos, los gusanos recién nacidos se posan directamente sobre las escamas e infectan al mismo pez que sus madres, pero después pueden saltar a otro pez. El hecho de que *Gyrodactylus* sea vivíparo y presente varias generaciones en un individuo implica que, bajo ciertas condiciones, puede haber un aumento drástico del número de gusanos y desarrollarse infecciones que generen enfermedad o muerte de peces (Godoy, 2002).

#### **2.13.5 Signos clínicos**

Las infestaciones ocurren principalmente sobre el cuerpo, más que sobre las branquias y producen excesiva secreción de mucus y una proliferación del tejido epitelial dérmico. Esto conlleva a erosión de la superficie de la piel y a la posibilidad de infecciones secundarias producidas por bacterias y hongos. Debido a su modo de reproducción vivípara, los girodactílidos son capaces de dar lugar a infestaciones muy fuertes dentro de un período de tiempo muy corto (Conroy, 2008).

El pez muestra un comportamiento anormal, frotando su cuerpo contra la red o la pared del estanque, presentan anorexia, úlceras hemorrágicas en los lados del cuerpo y el engrosamiento y la opacidad de la córnea del ojo. En esta etapa, es fácil de detectar parásitos en los ojos, la piel y las aletas. La piel suele aparecer blanquecina. En la etapa posterior de infecciones, se desarrollan zonas inflamadas y rojas en la piel y los ojos se pueden volver opacos y ciegos (Bruno, 2002).

Los peces presentan un nado errático, a veces permaneciendo cerca de la superficie del agua, las aletas dañadas o desgarradas, sobre todo en las orillas (Godoy, 2002).

### **2.13.6 Diagnóstico**

El diagnóstico inicial se basa en los signos clínicos con la confirmación por examen microscópico de los parásitos. El tamaño del cuerpo, excretor, dimensiones y morfología de las partes esclerotizadas (espinas reproductivos, anclas, ganchos marginales) son importantes para las diferenciarlo de otras especies (Bruno, 2002).

### **2.13.7 Diagnóstico diferencial**

Se puede confundir con los *Dactylogyrus* pero se diferencian por una falta de manchas oculares, y por su modo vivíparo de reproducción (Conroy, 2008).

### **2.13.8 Tratamiento**

El tratamiento de casos de infestaciones por *Gyrodactylus* en larvas y otros peces pequeños, o en poblaciones especialmente valiosas de reproductores, puede efectuarse a través de un baño en formol (formol al 40%) de hasta 1 hora de duración en una concentración de 250 mg/litro o de 166 mg/litro según la sensibilidad de los peces hacia la concentración a ser utilizada, esta se debe aplicar en el estanque que contenga solamente el agua previo al cultivo de alevines. Se debe esperar al menos 24 horas para introducir el nuevo grupo de alevines al estanque tratado. Es importante usar aireación del agua mientras dura el período de tratamiento y suspenderlo de inmediato en caso de detectar cualquier tipo de comportamiento anormal (Conroy, 2008).

### 3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACION.

Los parásitos de un pez son generalmente infecciosos, por tanto pueden infectar a otros peces rápidamente en el estanque. Un pez infectado, puede convertirse en un portador sano. Si este se identifica y prevenimos una infestación mayor, se obtendrá como resultado una reducción en costos de tratamientos y un bajo índice de mortalidad.

Ocasionalmente, los peces y moluscos destinados al consumo humano, están infectados por determinadas especies de parásitos; que pueden poner en peligro la salud de sus consumidores. Son numerosas las referencias sobre el pescado, como causa de enfermedades alimentarias, provocando reacciones de tipo anafiláctico; además como agente transmisor de enfermedades zoonóticas.

La identificación de ectoparásitos en viveros, dedicados a la producción de alevines, es de vital importancia, para controlar la infestación de los diferentes sitios productores de tilapia, destinados al consumo humano.

Los factores que influyen potencialmente en la presencia de ectoparásitos en alevines son: oxígeno, pH, temperatura del agua, estrés, que permitieron una mayor infestación, lo cual afectara de manera significativa el rendimiento productivo.

De acuerdo a un estudio piloto, la presencia de ectoparásitos, genera en promedio un 60% de morbilidad y 10% de mortalidad de alevines (Rivas, 2012).

Actualmente el precio de la tilapia al consumidor final, es \$1.50 a \$2.00 por libra de filete; donde el costo de producción por cada una es de \$0.8 a \$1.00. Según la tasa de mortalidad mencionada, por cada lote de 100 tilapias infectadas con estos ectoparásitos en promedio; se está perdiendo \$10 dólares en costos de producción y \$10 de ganancia. Por tanto, el principal problema de la infestación ectoparasitaria, es el desequilibrio en la relación beneficio-costos de las empresas productoras. Dichos costos se reflejan en el precio del producto final, lo que genera menos demanda de este producto; comparándolo con el precio de carne bovina o porcina. La poca demanda de los consumidores, genera inestabilidad económica en las empresas productoras; por lo que algunas deciden cambiar el tipo de producción o el cierre total de las granjas.

La falta de identificación de los parásitos, y no aplicar tratamientos preventivos, provoca una diseminación acelerada a granjas libres de esta infestación. El poco conocimiento de los productores, y la falta de iniciativa por diagnosticar la etiología de esta infección, generan un problema de alta incidencia en la población acuícola de tilapia para consumo humano

#### 4. JUSTIFICACION

En El Salvador, ha incrementado significativamente el consumo de tilapia gris, desde el año 2000 donde el consumo per-cápita, tuvo una tendencia creciente en el período 2000-2007; alcanzando 7.95 kg por persona por año. El volumen de la producción de tilapia en el período 2000-2007, fue de 11,221.3 TM. En 1995, con 422 toneladas al año reduciendo este volumen en 2005 con 307 toneladas. El Salvador es el sexto país con mayor exportación de carne de tilapia (IICA, 2007).

La reducción en la exportación de carne de tilapia de El Salvador, está determinada por no cumplir los estándares de calidad, impuestos internacionalmente por los Estados Unidos; en los cuales el peso y la apariencia del producto final, son los principales factores que determinan este hecho. No hay conclusiones definitivas sobre la causa de baja calidad del producto nacional, sin embargo el Ministerio de Agricultura y Ganadería maneja varias hipótesis, entre las cuales se destaca la presencia de parásitos que reducen el crecimiento, y generan apariencia desagradable de la tilapia, además el manejo inadecuado que se realiza en las producciones acuícolas.

La importancia de identificar la presencia de ectoparásitos en alevines principalmente *gyrodactylus* y *trichodinas*, radica en evitar que los productores de tilapia, compren el alevín infectado con estos parásitos a los laboratorios de cultivo; generando un mayor costo de producción, y menor tasa de crecimiento, que se ve reflejado en el costo al consumidor final.

Sin embargo los resultados de la investigación, muestran que las condiciones de los laboratorios que producen los alevines, no están siendo adecuadas, ya que el manejo inadecuado causa una alta incidencia de ectoparásitos, lo cual trae como consecuencia, una alta mortalidad para el laboratorio y el productor que comprara los alevines.

#### 5. HIPOTESIS

En los alevines de los estanques en estudio, destinados para el consumo humano; encontraremos una prevalencia significativa de ectoparásitos de las especies en estudio.

## 6. OBJETIVOS

### 6.1 OBJETIVO GENERAL

Caracterizar los ectoparásitos de alevines (*Oreochromis niloticus*) en los laboratorios de cultivo en El Salvador.

### 6.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

Determinar las especies de ectoparásitos en alevines, de los laboratorios de cultivo en El Salvador.

Relacionar los hallazgos encontrados en la identificación ectoparasitológica, con la aplicación de los factores de manejo por parte de cada laboratorio de cultivo; para ofrecer recomendaciones que mejoren su rendimiento productivo.

Medir la prevalencia y abundancia media de los ectoparásitos de alevines, en los laboratorios certificados por el Ministerio de Agricultura y Ganadería de El Salvador.

## 7. MATERIALES Y METODOS

### 7.1 Ubicación del área de estudio.

La investigación se realizó en todos los laboratorios productores de alevines certificados por el Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG) de El Salvador, ubicados en diferentes departamentos del país. Los nombres serán sustituidos por otros por motivos de confidencialidad de la institución (Figura A-6).

- **A-1:** Ubicado en Municipio de Panchimalco a 17 km del, Departamento de San Salvador y la cabecera a una altitud de 545 msnm, superficie total de 89,97 km<sup>2</sup>, tiene una población de 41,260 habitantes (ME, 2007). Su área es de 886,15 kilómetros cuadrados.
- **A-2:** Ubicado en San Pablo Tacachico, cantón San Isidro Lempa, se encuentra al norte del Departamento de la Libertad, a 54 km de la ciudad Capital de San Salvador; a una altitud de 315 msnm y una extensión territorial de 129.80 km<sup>2</sup>, tiene una población de 20,366 habitantes (ME, 2007).

- **A-3:** Ubicado en Municipio de Tecoluca, Departamento de San Vicente, Cantón Santa Cruz Porrillo. Tiene una población estimada de 25 803 habitantes.
- **A-4:** Ubicado en Municipio San Pedro Perulapán, Departamento de Cuscatlán, tiene una población de 44,730 habitantes (ME, 2007), área de 90,48 km<sup>2</sup>, la cabecera una altitud de 640 msnm y densidad de 494,36 hab/km<sup>2</sup>.
- **A-5:** Ubicado en Municipio de Sonsonate, Departamento de Sonsonate. Tiene un área de 232,53 kilómetros cuadrados y la cabecera una altitud de 220 msnm con una población estimada de 72,158 habitantes (ME, 2007) y densidad demográfica de aproximadamente 310,32 hab/km<sup>2</sup>.
- **A-6:** Ubicado en San Pablo Tacachico, cantón Atiocoyo, se encuentra al norte del Departamento de la Libertad, a 54 km de la ciudad Capital de San Salvador; y una altitud de 315 msnm; con una latitud 14.016667, tiene una población de 20,366 habitantes (ME, 2007) y una extensión territorial de 129.80 km<sup>2</sup>.
- **A-7:** Ubicado en el Municipio de Suchitoto, cantón San Lucas, Departamento de Cuscatlán con una extensión de 329,2 km<sup>2</sup>, y la cabecera una altitud de 388 msnm, tiene una población de 24,786 habitantes (ME, 2007).
- **A-8:** Ubicado en el Municipio de Atiquizaya, Departamento de Ahuachapán. Se encuentra a 599 msnm con una latitud de: 13° 58' 36" N y una longitud de: 089° 45' 09" O. Tiene una extensión de 66,64 km<sup>2</sup> y cuenta con una población de 33,579 habitantes estimados para el año 2013.

## 7.2 Duración de la investigación

La investigación fue de seis meses, que comprendió del mes de Agosto 2013 a Noviembre 2013 (fase de campo y laboratorio) y del mes de Noviembre a Enero de 2014 comprendió la fase de análisis de resultados. Cada muestreo fue tomado una vez por semana teniendo ocho muestreos en total.

## 7.3 Unidad experimental

Basados en un muestreo aleatorio con una sensibilidad y especificidad del 100% publicado por el manual de diagnóstico de la OIE (Cuadro A-1) se analizaron 60 alevines (*Oreochromis niloticus*) en cada laboratorio y un total de 480 muestras en los ocho laboratorios, ya que todos los laboratorios cultivan más de 100,000 alevines por lote.



## **7.4 Metodología de campo**

Se realizó una encuesta a cada laboratorio para conocer el manejo que cada uno realiza en los alevines (Ver anexo, A-1).

### **7.4.1 Muestreo**

El muestreo se realizó una vez por semana, donde se recolectaron 60 alevines de 15 días de edad. El tipo de estanque que poseen es de pilas de cemento (Figura A-7) y solo un laboratorio posee estanque de tierra, en las cuales se tomaron varias sub muestras de diferentes estanques hasta completar los 60 alevines (Figura A-8). Para la captura de los alevines se utilizó una red o malla a través del método de azarización.

Al capturarlos se colocaron en una bolsa plástica de 90 cm de largo x 55 cm de ancho que contenía una cuarta parte de agua del volumen total de la bolsa (Figura A-9), mientras que los tres cuartos restantes fueron ocupados por oxígeno puro introducido a través de una manguera conectada al tanque de oxígeno (Figura A-10). Después se selló la bolsa con bandas de hule (Figura A-11), está fue identificada con la siguiente leyenda:

- ✓ Nombre del Laboratorio de siembra.
- ✓ Número de estanque: donde se tomaron las sub muestras.
- ✓ Especie muestreada.
- ✓ Fecha del muestreo.

Por precaución las muestras se ubicaron dentro de una segunda bolsa para evitar fugas o goteos, también se transfirió a una caja y por último se transportó al laboratorio N° 3 de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

### **7.4.2 Transporte**

Para el transporte de la muestra el rango de temperatura que se utilizó fue de 18 a 28 grados centígrados. Se colocó un paño húmedo sobre la bolsa, para evitar la exposición directa al sol; luego serán transportados a la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador ubicada en final 25 Avenida Norte, San Salvador, El Salvador.

### **7.4.3 Siembra**

Al llegar al laboratorio N° 3 de la Facultad de Ciencias Agronómicas en la Universidad de El Salvador, se realizó la siembra de los alevines. Antes de la

siembra de los peces se igualaron las temperaturas del agua de transporte y del agua donde los peces van a ser sembrados, esto requirió de 15 a 30 minutos. La bolsa plástica debe estar flotando sobre la superficie del agua donde serán sembrados los alevines.

## **7.5 Metodología de laboratorio.**

Para la fase de laboratorio los alevines obtenidos del primer muestreo se colocaron en una pecera con una bomba de oxígeno. Se observó el comportamiento, movimiento, vivacidad y condición general. A veces frotan su cuerpo contra la pared del estanque o peceras por la molestia que producen los ectoparásitos en su piel, dificultad respiratoria, observándose en el color de las branquias.

### **7.5.1 Determinar la prevalencia de los ectoparásitos**

Se realizaron exámenes rápidos para identificar parásitos externos, porque fácilmente se pierden las especies de monogéneos ya que suelen abandonar el cadáver rápidamente cuando se realiza la revisión de los peces si han muerto (Crespo y Crespo, 2003). Por tanto, la búsqueda de monogéneos (parásitos externos pequeños), se realizó de la siguiente manera: se fue sacando un alevín a la vez de la pecera y se transfirió a una caja de Petri, con una pequeña cantidad de agua con la que se transportó (Figura A-12). Cada alevín que se saque fue numerado del 1 al 60 en orden ascendente con el fin de identificarlos y llevar un registro de cada muestra. Mediante un estereoscopio se realizó una inspección externa, examinando la superficie corporal (Figura A-13), cavidad ocular, cavidades branquiales en su totalidad, opérculos, ambas caras de las aletas, orificios naturales. Se observó la presencia de parásitos en el agua (Figura A-14), lesiones características de los parásitos en la piel del alevín (Figura A-15), se examinó la región de la cabeza, se observan los ojos para identificar corneas opacas e incluso ceguera ya que esta área son de predilección para las *Trichodinas*. En las branquias puede haber engrosamiento de los bordes y los opérculos entreabiertos, la aleta pectoral, pélvica, dorsal y caudal se muestran dañadas y desgarradas. En la piel podemos encontrar secreción de mucus, úlceras hemorrágicas.

Posteriormente se observó bajo un microscopio compuesto con un acercamiento de 40x para poder identificar *Gyrodactylus* (Figura A-16), *Trichodinas* (Figura A-17) y *Glossatella* (Figura A-18), utilizando las claves taxonómicas (Soulsby, 1987). Para esta actividad se mantuvo una buena iluminación ya que el color de estos parásitos es traslucido y no se utiliza ningún tipo de tinción. Debido a que el material conservado no es adecuado en todos los casos para establecer un diagnóstico fue necesario hacerlo con los peces vivos (Crespo y Crespo, 2003).

Se tomaron microfotografías de los estados de desarrollo de las diferentes especies de parásitos, se registraron los hallazgos encontrados en cada alevín con pruebas fotográficas de cada lesión, parásito encontrado y se elaboró una guía de diagnóstico (Ver anexo, A-3).

## 7. 6 Metodología estadística

Una vez obtenida la información de campo y de laboratorio se procedió a organizar y describir la información recolectada utilizando para ello métodos estadísticos, descriptivos, tablas, gráficos, medias, desviaciones estándar.

Dentro de los métodos inferenciales se aplicó la prueba de Chi cuadrado para establecer si existe relación entre los datos recopilados. Además se utilizó estadística descriptiva para determinar:

$$\text{Prevalencia} = \frac{\# \text{ de peces parasitados por una especie de parásito}}{\# \text{ Total de peces examinados}}$$

$$\text{Intensidad Media} = \frac{\# \text{ total de parásitos de especie particular en una muestra}}{\# \text{ Total de peces infestados con el parásito}}$$

$$\text{Abundancia Media} = \frac{\# \text{ parásitos de una especie particular en una especie de pez}}{\# \text{ Total de peces examinados (infectados y no infectados)}}$$

## 8. RESULTADOS Y DISCUSION

Entre los efectos que generan una infestación parasitaria, se encuentran las variaciones en los, parámetros físico-químicos del agua; por ejemplo, el oxígeno que es el elemento más importante en el cultivo de especies acuáticas. La tilapia es capaz de sobrevivir a niveles bajos de oxígeno disuelto (1.0 mg/l), pero esto provoca efecto de estrés, siendo la principal causa que originan las infecciones patológicas. Para mantener un cultivo exitoso de tilapia, los valores de oxígeno disuelto deberían estar por encima de los 4 mg/l.

Es importante destacar que los ectoparásitos como *Trichodina* y *Gyrodactylus* pocas veces se localizan en peces, sanos y bien alimentados, por tanto, las condiciones de manejo y alimentación están involucradas en esta problemática.

## 8.1 Resultados generales de las encuestas realizadas en los laboratorios de cultivo

La realización de la encuesta fue hecha con el fin de conseguir información detallada de las condiciones de manejo, alimentación, la población de alevines y el proceso sanitario por el que se rigen. Todos los datos presentados en el Cuadro 1 y 2 fueron proporcionados por los encargados de cada laboratorio.

Cuadro 1. Población de alevines y alimentación

LABORATORIOS	Número de alevines por m <sup>3</sup>	Número total de alevines por pila	Cantidad de alimento al día
A1	1,000/m <sup>3</sup>	15,000	10% de biomasa
A2	2,500 m <sup>3</sup>	100,000 en 40 m <sup>2</sup>	10-20%
A3	2,500 m <sup>3</sup>	25,000-15,000 en 20 y 40 m <sup>2</sup>	10% de biomasa
A4	No se dio ningún dato		
A5	400 por m <sup>3</sup>	10, 000 por jaula	15% de biomasa
A6	400 por m <sup>3</sup>	60,000	15% de biomasa
A7	2,000/m <sup>3</sup>	45,000	20% biomasa
A8	5,000 por m <sup>3</sup>	45,000-60,000	15% de biomasa

## 8.2. Análisis de resultados generales

El número de alevines por metro cubico está determinado por el peso de los alevines, sin embargo lo ideal, es colocar en las pilas una densidad de siembra entre los 1,000 a 3,000 alevines por metro cubico (MAG, 2008). Con base a esto se puede mencionar que los laboratorios de cultivo A-5 y A-6 están por debajo de estos estándares, mientras que el A-8 supera el límite superior lo que puede inducir a un hacinamiento que es precursor de estrés e infestaciones parasitarias (Cuadro 1).

El rango óptimo de temperatura fluctúa entre 28 y 32°C, aunque ésta puede continuarse con una variación de hasta 5°C, por debajo de este rango óptimo (Ayala, 2006). Por tanto, los laboratorios A-5, A-6 y A-8 (Cuadro 2), están sobre el límite superior, con temperaturas fluctuantes o demasiado altas que debilitan a los peces, favoreciendo la replicación parasitaria principalmente por *Trichodina* y *Gyrodactylus*.

De igual manera el oxígeno disuelto en agua recomendable es mayor de 4mg/l. Por tanto, es demasiado bajo en la mayoría de laboratorios, genera estrés y debilidad en los alevines, excluyendo el laboratorio A-1 y A-2.

La turbidez del agua, puede ser provocada por estanques con falta de higiene, fuente de agua, putrefacción de plantas; así como los abonos orgánicos excesivos, que propician condiciones para el desarrollo y dispersión de los parásitos monogéneos. El pH, aunque no está directamente relacionado con el grado de infestación, puede generar cierto grado de estrés y debilidad en peces con aguas alcalinas; pero todos los laboratorios se encuentran dentro del rango óptimo de 6.5 a 9.5 (MAG, 2008).

Cuadro 2. Parámetros fisicoquímicos del agua

LABORATORIOS	PARAMETROS DEL AGUA					
	pH	T°	O <sub>2</sub>	ALCALINIDAD	DUREZA	TURBIDEZ
<b>A1</b>	8.30	29-30°C	7-8 mg/l	No se mide	No se mide	No se mide
<b>A2</b>	7.5	29-32°C	4 mg/l	No se mide	No se mide	30 cm
<b>A3</b>	No se mide	No se mide	3mg/l	No se mide	No se mide	No se mide
<b>A4</b>	No se mide	No se mide	2mg/l	No se mide	No se mide	No se mide
<b>A5</b>	8.8-9.5	31-34°C	2.25 mg/l	No se mide	No se mide	15-50 cm
<b>A6</b>	8.8-9.5	31-34°C	2.25 mg/l	No se mide	No se mide	15-50 cm
<b>A7</b>	7-8	24-28°C	2 mg/l	No se mide	No se mide	15 cm
<b>A8</b>	No se mide	31-34°C	3mg/l	No se mide	No mide	No se mide

Mediante el análisis minucioso de los alevines de forma independiente, se identificó una relación de infestación por parásitos y las lesiones correspondientes (Cuadro 3).

Cuadro 3. Lesiones identificadas en los alevines.

ECTOPARASITOS	LESIONES IDENTIFICADAS
<i>Trichodina sp.</i>	Desprendimiento de tejido epitelial de aletas, Petequias en piel, coloración blanduzca leve y abrigantada en la piel.
<i>Glossatella sp.</i>	Desprendimiento de tejido epitelial severo de aletas, Petequias en piel, coloración blanduzca leve y abrigantada en la piel.
<i>Gyrodactylus sp.</i>	Desprendimiento de tejido epitelial severo de aletas, Petequias en piel, coloración blanduzca leve y abrigantada en la piel.

### 8.3. Efecto del oxígeno del agua en el parasitismo de alevines.

A partir de los datos obtenidos en las encuestas, el parámetro que todos los laboratorios median fue el oxígeno. Para determinar si este parámetro influye en la presencia de los ectoparásitos, se realizó la prueba de Chi cuadrado de independencia, para cada una de las especies encontradas.

La utilización de niveles de oxígeno disuelto en agua, menores a 4mg/l; influye en el grado de infestación parasitaria por *Trichodina* y *Gyrodactylus* en los laboratorios de cultivo; es decir que la infestación parasitaria, en alevines depende del nivel de oxígeno en agua, (Cuadro 4 y 5).

Cuadro 4. Infestaciones presentadas por *Trichodina* sp.

OXIGENO (O <sub>2</sub> )	INFESTACIONES PRESENTADAS		SUMA
	INFESTADOS	NO INFESTADOS	
Oxígeno ≥4mg/l	50	70	120
Oxígeno ≤4mg/l	192	168	360
Suma	242	238	480

Cuadro 5. Infestaciones presentadas por *Gyrodactylus* sp.

OXIGENO (O <sub>2</sub> )	INFESTACIONES PRESENTADAS		SUMA
	INFESTADOS	NO INFESTADOS	
Oxígeno ≥4mg/l	33	87	120
Oxígeno ≤4mg/l	53	307	360
Suma	86	394	480

La utilización de niveles de oxígeno disuelto en agua, menores a 4mg/l, no influye en el grado de infestación parasitaria por *Glossatella* en los laboratorios de cultivo; es decir que la infestación parasitaria en alevines no depende del nivel de oxígeno en el agua (Cuadro 6).

Cuadro 6. Infestaciones presentadas por *Glossatella* sp.

OXIGENO (O <sub>2</sub> )	INFESTACIONES PRESENTADAS		SUMA
	INFESTADOS	NO INFESTADOS	
Oxígeno ≥4mg/l	53	67	120
Oxígeno ≤4mg/l	143	217	360
Suma	196	284	480

#### 8.4 Resultados estadísticos de laboratorio

Una vez obtenida la información de campo y laboratorio, se procedió a organizar y describir la información recolectada en la encuesta y la identificación de los ectoparásitos encontrados en las muestras analizadas, examinando 60 alevines de 15 días de edad, en cada laboratorio con un total de 480 alevines en los ocho laboratorios (Cuadro 7 y Figura 1).

Cuadro 7. Hallazgos e Identificación Ectoparasitaria de alevines

LABORATORIOS	TOTAL DE ECTOPARASITOS		
	<i>Trichodinas</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>
A-1	236	45	
A-2	355	255	1341
A-3	266	50	
A-4	306	48	1318
A-5	1384	53	773
A-6	72		
A-7	1365	77	
A-8	95		1197

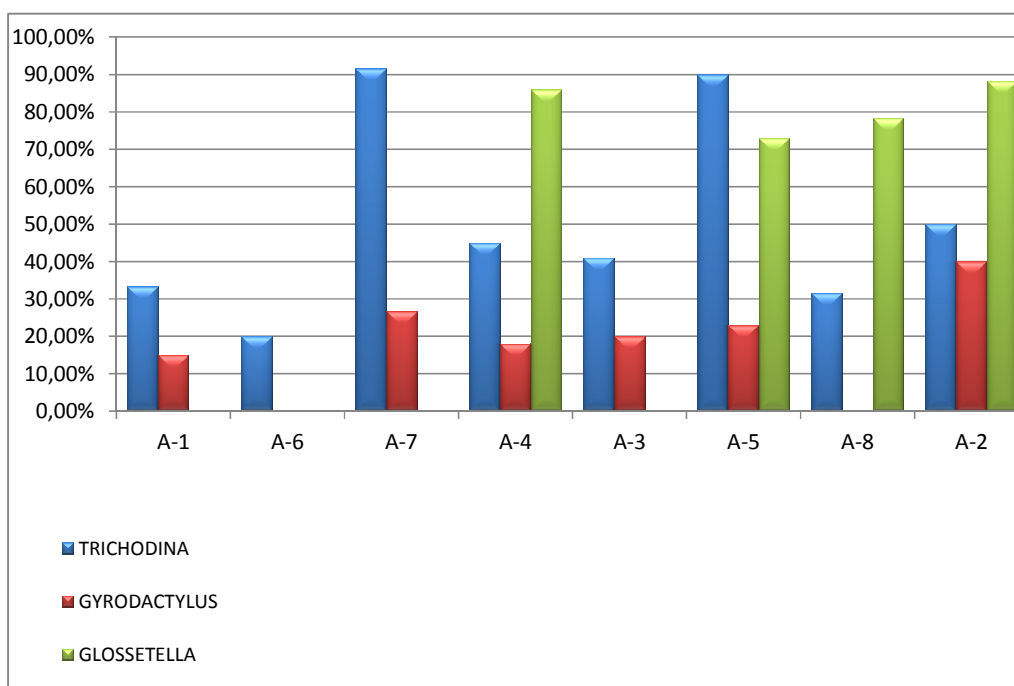
La prevalencia corresponde a la proporción de alevines que presentan los ectoparásitos descritos. Al interpretarla se puede identificar la mayor proporción de *Trichodina* en los laboratorios A-7 y A-5 con un 91.67% y 90% respectivamente y la menor proporción en A-6 con un 20%. La mayor prevalencia de *Gyrodactylus* está en A-2 con 40% y la menor en A-1 con 15%. En cuanto a *Glossatella* se puede identificar una prevalencia de 86% en A-4 y 38% en A-2 (Figura 1). Al relacionar la prevalencia con los parámetros del agua analizados se puede determinar que A-7 tiene una alta proporción de *Trichodina* y bajo nivel de oxígeno disuelto en agua (2mg/l) (Figura 1 y Cuadro 2). Bajos niveles de oxígeno disuelto contribuyen a la enfermedad (Parker, 2011).

Las altas tasas de alimentación pueden conducir a altas concentraciones de amoníaco, creando un ambiente ideal para la reproducción de *Trichodina* y una mayor probabilidad de una infección (Durborow, 2003). La empresa A-7 (Cuadro 1) es la que administra la mayor cantidad de alimento a los alevines, para obtener una mayor ganancia de peso, debido a que su propósito es la venta de filetes de tilapia en el mercado internacional, con un peso estandarizado. Realizan baños con permanganato de potasio, antes de introducir los alevines a las pilas durante un día, la mortalidad en la etapa de alevín es de 10% aproximadamente, un porcentaje que se encuentra dentro de parámetros normales. Por tanto, mantienen un equilibrio que les permite obtener una producción estable.

En cuanto a *Gyrodactylus* el laboratorio A-2, presenta la mayor prevalencia con 40% realizan baños ectoparasitarios con Permanganato de potasio y Formalina. A los alevines se les realiza el baño antes de introducirlos a los estanques, utilizando una concentración de 4 ppm de Permanganato más sal. De igual manera A-2 es el laboratorio con mayor infestación por *Glossatella*; además de esto hay presencia de *Trichodina* y *Gyrodactylus* en dicho laboratorio (Cuadro 8). A pesar de las buenas prácticas de manejo sanitario.



Figura 1. Prevalencia de ectoparásitos de alevines en las muestras analizadas



Los parámetros físico-químicos, son un factor que determina la presencia de los ectoparásitos, las temperaturas altas provocan que se genere estrés en los peces; siendo muy notable que los laboratorios A-8, A-5 y A-6, se encuentran en el límite y otro factor importante es el oxígeno, en el que todos los laboratorios a excepción de A-1 y A-2, se encuentran con niveles muy bajos, dichos factores muestran que todos los laboratorios, tienen una alta prevalencia en todas las especies identificadas debido al manejo inadecuado de los parámetros del agua (Cuadro 8). Los parámetros que no registran los laboratorios, deberían medirse para mantener un ambiente adecuado para el desarrollo de los alevines y evitar la presencia de ectoparásitos.

Cuadro 8. Comparación de los parámetros físicos químicos con la prevalencia de ectoparásitos encontrados.

Laboratorios	Parámetros físicos químicos				Prevalencia de ectoparásitos		
	pH	T°	O <sub>2</sub>	Turbidez	<i>Trichodina</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>
A-1	8.30	29-30°C	7-8 mg/l	*	33.33%	15%	
A-2	7.5	29-32°C	4 mg/l	30 cm	50%	40%	88.3%
A-3	*	*	3 mg/l	*	41%	20%	
A-4	*	*	2 mg/l	*	45%	18%	86%
A-5	8.8-9.5	31-34°C	2.25 mg/l	15-50 cm	90%	23%	73%
A-6	8.8-9.5	31-34°C	2.25 mg/l	15-50 cm	20%		
A-7	7-8	24-28°C	2 mg/l	15 cm	91.67%	26.67%	
A-8	*	31-34°C	3 mg/l	*	31.6%		78.3 %

\* No se mide ese parámetro en el laboratorio de cultivo

La intensidad media, corresponde a la cantidad promedio de parásitos en la muestra; pero únicamente entre las unidades de muestra, que se encuentran infestadas, excluyendo a las sanas. Al interpretar el Cuadro 9, se puede identificar que estos datos no son proporcionales a la prevalencia parasitaria; sin embargo cabe destacar que es de importancia, para determinar una cantidad equitativa entre la población infestada; ya que estos parásitos pueden multiplicarse y moverse a otros peces, que conserven mejores condiciones físicas. Por tal motivo es imposible encontrar la misma población parasitaria en cada unidad de muestra. Aquí se muestra como A-5 tiene la mayor intensidad de *Trichodina*, con 1384 parásitos distribuidos en 54 alevines infestados (promediando 25.62 *Trichodinas* por muestra). El laboratorio A-2 tiene la mayor intensidad media con 10.62 *Gyrodactylus* en promedio cada unidad de muestra y 25.46 a 25.30 *Glossatellas* correspondientes al laboratorio A-8 y A-2 respectivamente (Cuadro 9).

Cuadro 9. Intensidad media de ectoparásitos

LABORATORIOS	INTENSIDAD MEDIA		
	<i>Trichodinas</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>
A-1	11.8	5	
A-2	11.83	10.62	25.30
A-3	10.64	4.16	
A-4	11.33	4.36	21.96
A-5	25.62	3.78	17.56
A-6	6		
A-7	24.81	4.81	
A-8	5		25.46

La abundancia media, corresponde a la cantidad promedio de parásitos en la muestra incluyendo las unidades de muestra; infestadas y las sanas. Dentro del gráfico se muestra una mayor abundancia en el laboratorio A-5 con 23.06 *Trichodinas*; A-2 tiene una abundancia de 4.25, *Gyrodactylus* y también tiene la mayor abundancia media de *Glossatella* con 22.35 en promedio (Cuadro 10).

Cuadro 10. Abundancia media de ectoparásitos en alevines.

LABORATORIOS	ABUNDANCIA MEDIA		
	<i>Trichodinas</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>
A-1	3.93	0.75	
A-6	1.2		
A-7	22.75	1.28	
A-4	5.1	0.8	21.96
A-3	4.43	0.83	
A-5	23.06	0.88	12.88
A-8	1.58		19.95
A-2	5.916	4.25	22.35

La varianza determinó, que la presencia de los ectoparásitos encontrados, no es igual en ninguno de los laboratorios examinados (Cuadro 11), el laboratorio de cultivo A-5 presenta una varianza muy alta de 8.95, lo que significa que este resultado se encuentra muy lejos de la media. El laboratorio A-6, tiene la varianza más baja con 0.90, por tanto, este resultado es el más cercano a la media. Sin embargo con los resultados obtenidos, ningún laboratorio nos dio una varianza de 0.0; lo que nos muestra que la varianza no es nula, y los resultados obtenidos no muestran una igualdad. La desviación estándar, se obtuvo al sacar la raíz de los datos obtenidos por la varianza, por tanto el laboratorio de cultivo A-5, nos da una desviación estándar de 2.99; lo que significa que los datos se encuentran más dispersos y lejos de la media; mientras que el laboratorio A-6, nos dio una desviación estándar de 0.95; por tanto es el resultado más cercano a la media (Cuadro 11).

LABORATORIOS	VARIANZA			DESVIACION ESTANDAR		
	<i>Trichodinas</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>	<i>Trichodinas</i>	<i>Gyrodactylus</i>	<i>Glossatella</i>
A-1	3.01	3.25		1.73	1.80	
A-2	6.23	4.94	9.16	2.51	2.20	3.03
A-3	4.40	3.96		2.09	1.99	
A-4	2.53	4.05	4.99	1.59	2.01	2.01
A-5	8.95	4.02	5.64	2.99	2.00	2.37
A-6	0.90			0.95		
A-7	2.85	2.96		1.68	1.72	
A-8	2.22		3.73	1.49		1.93

Cuadro 11. Tabla de varianza y desviación estándar de los ectoparásitos de alevines.

## 9. CONCLUSIONES

En las muestras de alevines, provenientes de los ocho laboratorios de cultivo de alevines de El Salvador; se encontraron tres géneros de ectoparásitos *Trichodina sp*, *Gyrodactylus sp*, y *Glossatella sp*.

De acuerdo a las lesiones identificadas, *Gyrodactylus* es el ectoparásito que provoca el daño más severo en el cuerpo de los alevines, aunque no presento una alta prevalencia.

Los ectoparásitos identificados generan en los alevines un evidente deterioro en su rendimiento productivo.

Altas densidades poblacionales de alevines en espacios reducidos (más de 3000 alevines/m<sup>3</sup>), es un factor determinante para una alta incidencia ectoparasitaria dentro de los estanques.

Existe una alta prevalencia, de las tres especies de ectoparásitos identificados en las muestras; *Trichodina* (91.67%), *Glossatella* (88.3%) y *Gyrodactylus sp*. (40%).

## 10. RECOMENDACIONES

Fortalecer los programas de prevención y control de enfermedades ectoparasitarias en los respectivos laboratorios de cultivo; así como implementar programas de sanidad acuícola.

Aplicar buenas prácticas acuícolas y capacitar al personal de los laboratorios de cultivo de alevines.

Promover los manuales de manejo de crianza para los productores, y personal de los laboratorios de cultivo.

Aplicar tratamientos adecuados, para inhibir la reproducción e infestación ectoparasitaria realizados por un profesional autorizado.

Establecer medidas de bioseguridad adecuadas, en cada laboratorio de cultivo para disminuir la prevalencia de ectoparásitos.

Implementar un sistema de registros, para mantener niveles óptimos en la producción acuícola.

## 11. BIBLIOGRAFIA

Ayala, R. 2006. Control de alevines de tilapia (*oreochromis niloticus*) (Perciforme: Cichlidae) usando guapote lagunero (*parachromis dovii*) (Perciforme: Cichlidae) en los estanques de la Universidad Earth. (Tesis de Ingeniero). Universidad Earth, Costa Rica. p. 15-18.

Bruno, W. 2002. Diseases and Disorders of Finfish in Cage Culture. 10 ed. New York, US. CABI. p. 260-263.

Crespo, JF. Crespo, RF. 2003. Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulado. (En línea). Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal (REDALYC). 41(2): 175-192. Consultado el 15 mayo 2013. Disponible en: <http://www.tecnicapecuaria.org.mx/trabajos/200306273628.pdf>

Conroy, G. 2008. Importantes Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de Tilapias Cultivadas. 1 ed. Nueva York, US. Intervet. p. 92.

Contreras, I. 2007. Determinación de Agentes Patógenos en estanques reproductores de Tilapias y los factores predisponentes. (Tesis de Licenciatura). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Alberto Masferrer. 14p.

Durborow, R. 2003. Protozoan Parasites. (Online). Kentucky, US. SRAC (Southern Regional Aquaculture Center). Consulted 1 Jan 2013. Disponible en <http://www.aces.edu/dept/fisheries/aquaculture/pdf/4701fs.pdf>

Godoy, M. 2002. Infecciones de peces con Gyrodactylus. (En línea). Xalapa. MX. INECOL. Consultado el 15 de ene. 2013. Disponible en: <http://www1.inecol.edu.mx/inecol/personal/mrubio/manualgyrodactylus.pdf>

González, J. 2012. Parasitofauna en tilapia causante de mortalidad en alevinos en dos Centros de cultivos, Lima, Perú. APHIA. Revista Neotrop. Helminthol., 6(2), 2012. Lima, PE. p. 12-15.

Guzmán, F. 1988. Parásitos y Enfermedades de la Tilapia. 2 ed. Fondepesca. Nuevo León, MX. Capilla. p. 41. 1995. Parásitos de la Lobina. 2 ed. México DF, MX. Fondepesca. p. 16.

IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, CR), CATIE (Centro Agrónomo Tropical de Investigaciones y Enseñanza, CR). 1999. Redacción



bibliográfica: normas técnicas del IICA y el CATIE. 4 ed. Biblioteca Conmemorativa Orthon. Turrialba, CR. p. 1-43. MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería, SV). 2007. Consultado el 2 ene. 2013. Disponible en: [http://www.iica.int/Esp/regiones/central/salvador/Documents/Documentos%20PAF/caracterizacion\\_acuicola\\_tilapia.pdf](http://www.iica.int/Esp/regiones/central/salvador/Documents/Documentos%20PAF/caracterizacion_acuicola_tilapia.pdf)

Martínez, V. 2002. Atlas de los helmintos parásitos de ciclidos de México. 1 ed. México DF. MX. IPN. p. 21-22.

MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería, SV), CENDEPESCA (Centro De Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura, SV). 2008. Departamento de Estadística, El Salvador, C. A., Estadísticas Pesqueras y Acuícolas. Vol. 32. Consultado el 3 ene. 2013. Disponible en: <http://www.mag.gob.sv>. CENDEPESCA (Centro de Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura, SV). 2008. Manual sobre reproducción y cultivo de tilapia (en línea). Vol. 32. Consultado el 3 ene. 2013. Disponible en: [http://www.mag.gob.sv/phocadownload/Apoyo\\_produccion/manual%20reproduccion%20y%20cultivo%20tilapia.pdf](http://www.mag.gob.sv/phocadownload/Apoyo_produccion/manual%20reproduccion%20y%20cultivo%20tilapia.pdf)

ME (Ministerio de Economía, SV), DIGESTYC (Dirección General de Estadística y Censos, SV). 2008. VI censo de población y V de vivienda 2007. (En línea). Consultado el 4 de feb. 2013. Disponible en: [www.censos.gob.sv/util/datos/Resultados\\_VI\\_Censo\\_de\\_Poblacion\\_V\\_de\\_Vivienda\\_2007.pdf](http://www.censos.gob.sv/util/datos/Resultados_VI_Censo_de_Poblacion_V_de_Vivienda_2007.pdf)

OIE (World Organization for Animal Health). 2006. Manual of Diagnostic Test for Aquatic Animals. 5°ed. Paris, FR. 69 p.

Parker, R. 2011. Aquaculture science. 3 ed. New York, US. Cengage Learning. p. 320.

PRADEPESCA (Programa regional de apoyo al desarrollo de la pesca en el Istmo Centroamericano, ES). 1995. Encuesta de las Actividades Pesquera con Énfasis en la Pesca Artesanal, Enfoque Regional. SV. 48 p.

Rivas, M. 2012. Identificación de ectoparásitos en laboratorios de cultivo de alevines en El Salvador. Ministerio de Agricultura y Ganadería. SV. p. 1-5.

Rivera, M. 2008. Caracterización parasitológica del lenguado (*cyclopsetta panamensis* y *c. querna*) en la pesca industrial de peneidos en El Salvador. (Tesis de Licenciatura). Departamento de Medicina Veterinaria, Universidad de El Salvador. 14 p.

Sayed, M. 2006. Tilapia culture. 1 ed. Massachusetts, US. CABI. p. 144-145.

Smith, S. 2009. Commercial Fish & Shellfish Technology Fact Sheet. Dealing with Trichodina and Trichodina-like species (Online). Virginia, US. Consulted 2 Dec. 2012. Disponible en: [http://pubs.ext.vt.edu/600/600-205/600-205\\_pdf.pdf](http://pubs.ext.vt.edu/600/600-205/600-205_pdf.pdf)

Soulsby, E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Trad. AR, Martínez. 7 ed. México DF, MX. Interamericana. p. 5-6.

Swingle, H. 2006. Transporte de peces. International Center for Aquaculture. Alabama, US. p. 15-20.

Williams, B. 1995. Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico. 2 ed. Lajas, PR. Sport Fish. p. 13-14.

# ANEXOS

A- 1. Protocolo preliminar de condiciones de manejo generales en laboratorios de cultivo de alevines

Fecha: \_\_\_\_\_

**Información General.**

Nombre de Laboratorio: \_\_\_\_\_

Ubicación: \_\_\_\_\_

**Calidad del Agua**

Parámetros físicos del agua	Rangos óptimos	Resultados		
		Optimo	Bueno	Malo
PH	7-9			
Temperatura	22-30°C			
Oxígeno disuelto	0.3 - o más de 2 mg/l			
Alcalinidad	100-200 mg/l			
Dureza	20-350 mg/l CaCO <sub>3</sub>			
Turbidez	25 cm			

Fuente de origen del agua que se utiliza: \_\_\_\_\_

**Manejo de Alevines**

Manejo	Rangos óptimos	Respuestas		
		Optimo	Bueno	Malo
Número de alevines por m <sup>3</sup>	1000-3000/ m <sup>3</sup>			
Número total de alevines por pila	----			
Cantidad de alimento al día	5% de su peso			

## A- 2. Registro de hallazgos encontrados durante el análisis de laboratorio

Fecha: \_\_\_\_\_

**Información General.**

Nombre de Laboratorio: \_\_\_\_\_

Ubicación: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

N° de muestra \_\_\_\_\_

Edad del alevín: \_\_\_\_\_

**ASPECTOS GENERALES**

Movimiento \_\_\_\_\_

Vivacidad \_\_\_\_\_

Color \_\_\_\_\_

**HALLAZGOS CLINICOS**

<b>REGION DEL CUERPO</b>	<b>OBSERVACIONES</b>
CABEZA	
OJOS	
BRANQUIAS	
PIEL	
ALETAS PECTORALES	
ALETA PELVICA	
ALETA DORSAL	
ALETA CAUDAL	
ALETA ANAL	
BORDE DORSAL	
SECRESIONES	

RESPONSABLE: \_\_\_\_\_

A- 3. Guía de diagnóstico de ectoparásitos en alevines.

Ectoparásitos	Signos clínicos	Tratamiento
<i>Trichodina</i> sp.	Dañan en la piel y las branquias, dificultad respiratoria, pérdida de apetito, entrada de otros patógenos.	Baños de formalina de 1-20 ppm durante 60 minutos (Smith, 2009).
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Excesiva secreción de mucus, irritación del tejido epitelial dérmico, erosión de la superficie de la piel, lesiones externas.	Baños con formalina a una concentración de 20-30 ppm por un periodo de 30 minutos (Canoa, 2008).
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Excesiva secreción de mucus, erosión de la superficie de la piel, irrita su cuerpo contra la red o la pared del estanque, anorexia, úlcera hemorrágica, opacidad de la cámara del ojo y opaca, piel blanquecina, zona inflamada y roja en la piel, vado crónico y altas tasas de mortalidad y disminución de la producción.	Baños en formalina al 40% de hasta 8 horas de duración en una concentración de 200 mg/litro o de 100 mg/litro (Canoa, 2008).

La presencia de ectoparásitos en alevines es un problema sanitario poco investigado en El Salvador. Este proyecto surge de la necesidad de innovación e investigación de especies acuícolas poco estudiadas, además de la necesidad de los productores de controlar la infestación de parásitos externos para reducir los altos índices de mortalidad e incrementar la producción de tilapia.












GUIA DE DIAGNOSTICO DE ECTOPARASITOS EN ALEVINES.


### *Gyrodactylus* sp.

Los *gyrodactylus* son pequeños gusanos parásitos de peces de agua dulce y salada. Se alimentan del moco de la piel de sus hospederos, por lo que generalmente se localizan sobre sus aletas y cuerpo, aunque a veces también se encuentran en las branquias.





Los peces presentan un nado errático, a veces permaneciendo cerca de la superficie del agua, las aletas dañadas o desgarradas, sobre todo en las orillas (Godoy, 2002).


### *Trichodina* sp.



*Trichodina* es circular, al ser observada desde la parte superior; si se observa de las partes laterales tiene forma de un plato o de cúpula.




Pertenece a un grupo de parásitos protozoarios oídos de especies marinas y de agua dulce de peces. Se desliza rápidamente sobre la superficie de la piel y las branquias. Causan la enfermedad de Trichodiniasis (Smith, 2009).



### *Gyrodactylus* sp.

Los organismos de este género tienen una membrana grande y tres hileras de cilios más o menos fusionados a la membrana (Guarín, 1995).



Tiene forma de florero con un macronúcleo en forma de cono en el extremo posterior del cuerpo. La base de fijación es relativamente pequeña. Una banda de cilios circunda el extremo libre solamente. (Williams, 1995).

Potencialmente dañan en grandes cantidades, especialmente para el tejido de las branquias donde pueden impedir el intercambio de gases por la gran cantidad de parásitos que cubren las branquias. (Williams, 1995).

A- 4. Efecto del oxígeno del agua en el parasitismo de alevines.

Prueba de chi cuadrado para *Trichodina sp.*

Población muestreada 480

Frecuencias esperadas

$$242 \times 120 / 480 = 60.5$$

$$238 \times 120 / 480 = 59.5$$

$$242 \times 360 / 480 = 181.5$$

$$238 \times 360 / 480 = 178.5$$

#### **CALCULO DEL VALOR DE CHI CUADRADO**

$$\frac{(50-60.5)^2}{60.5} + \frac{(70-59.5)^2}{59.5} + \frac{(192-181.5)^2}{181.5} + \frac{(168-178.5)^2}{178.5} =$$

$$1.82 + 1.85 + 0.61 + 0.62 = \mathbf{4.9}$$

$X^2$  TEORICO= NIVEL DE SIGNIFICANCIA 0.05 Y GRADOS DE LIBERTAD= 1

$X^2$  TABLAS= 3.84

**Prueba de chi cuadrado para *Gyrodactylus sp.***

Población muestreada 480

**Frecuencias esperadas**

$$86 \times 120 / 480 = 21.5$$

$$394 \times 120 / 480 = 98.5$$

$$86 \times 360 / 480 = 64.5$$

$$394 \times 360 / 480 = 295.5$$

#### **CALCULO DEL VALOR DE CHI CUADRADO**

$$\frac{(33-21.5)^2}{21.5} + \frac{(87-98.5)^2}{98.5} + \frac{(53-64.5)^2}{64.5} + \frac{(307-295.5)^2}{295.5} =$$

$$6.15 + 1.34 + 2.1 + 0.45 = \mathbf{10.04}$$

$X^2$  TEORICO= NIVEL DE SIGNIFICANCIA 0.05 Y GRADOS DE LIBERTAD= 1

$\chi^2$  TABLAS= 3.841

**Prueba chi cuadrado para *glossatella sp.***

Población muestreada 480

**Frecuencias esperadas**

$$196 \times 120 / 480 = 49$$

$$284 \times 120 / 480 = 71$$

$$196 \times 360 / 480 = 147$$

$$284 \times 360 / 480 = 213$$

**CALCULO DEL VALOR DE CHI CUADRADO**

$$\frac{(53-49)^2 + (67-71)^2 + (143-147)^2 + (217-213)^2}{$$

$$49 \quad 71 \quad 147 \quad 213$$

$$0.33 + 0.22 + 0.10 + 0.08 = \mathbf{0.73}$$

$\chi^2$  TEORICO= NIVEL DE SIGNIFICANCIA 0.05 Y GRADOS DE LIBERTAD= 1

$\chi^2$  TABLAS= **3.841**

A- 5. Calculo de prevalencia, abundancia media e intensidad media.

**NOMBRE DE LABORATORIO: A-1**

**TRICHODINAS**

$$\text{Prevalencia} = \frac{20 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.33333 \times 100 = \mathbf{33.33\%}$$

$$\text{Intensidad Media} = \frac{236 \text{ trichodinas en la muestra}}{20 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = \mathbf{11.8}$$

$$\text{Abundancia Media} = \frac{236 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{3.93}$$

Varianza= **3.010526316**

Desviación Estándar= **1.735086832**



**GYRODACTYLUS**

Prevalencia=  $\frac{9 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.15 \times 100 = 15\%$

Intensidad Media=  $\frac{45 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{9 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = 5$

Abundancia Media=  $\frac{45 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.75$

Varianza= **3.25**

Desviación Estándar= **1,802775638**

**NOMBRE DE LABORATORIO: A-6**

**TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{12 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.2 \times 100 = 20\%$

Intensidad Media=  $\frac{72 \text{ trichodinas en la muestra}}{12 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = 6$

Abundancia Media=  $\frac{72 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 1.2$

Varianza= **0.909090909**

Desviación Estándar= **0.953462589**

**NOMBRE DE LABORATORIO: A-7**

**TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{55 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.9167 \times 100 = 91.67\%$

Intensidad Media=  $\frac{1365 \text{ trichodinas en la muestra}}{55 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = 24.81$

Abundancia Media=  $\frac{1365 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 22.75$

Varianza= **2,85521886**

Desviación Estándar= **1,68973929**

### **GYRODACTYLUS**

Prevalencia=  $\frac{16 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.27 \times 100 = \mathbf{26.67\%}$

Intensidad Media=  $\frac{77 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{16 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{4.81}$

Abundancia Media=  $\frac{77 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{1.28}$

Varianza= **2,9625**

Desviación Estándar= **1,72119145**

### **NOMBRE DE LABORATORIO: A-4**

#### **TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{27 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.45 \times 100 = \mathbf{45\%}$

Intensidad Media=  $\frac{306 \text{ trichodinas en la muestra}}{27 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = \mathbf{11.33}$

Abundancia Media=  $\frac{306 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{5.1}$

Varianza= **2.538461538**

Desviación Estándar= **1.593255014**

### **GYRODACTYLUS**

Prevalencia=  $\frac{11 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.18 \times 100 = \mathbf{18\%}$

Intensidad Media=  $\frac{48 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{11 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{4.36}$

Abundancia Media=  $\frac{48 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{0.8}$

60 alevines examinados  
 Varianza= **4.05454545**      Desviación Estándar= **2.01359019**  
**GLOSSATELLA**

Prevalencia=  $\frac{52 \text{ alevines parasitados por glossatella}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.86 \times 100 = \mathbf{86\%}$

Intensidad Media=  $\frac{1318 \text{ glossatellas en la muestra}}{52 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{25.35}$

Abundancia Media=  $\frac{1318 \text{ glossatellas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{21.96}$

Varianza= **4.99547511**

Desviación Estándar= **2.01359019**

**NOMBRE DE LABORATORIO: A-3**

**TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{25 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.41 \times 100 = \mathbf{41\%}$

Intensidad Media=  $\frac{266 \text{ trichodinas en la muestra}}{25 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = \mathbf{10.64}$

Abundancia Media=  $\frac{266 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{4.43}$

Varianza= **4.406666667**

Desviación Estándar= **2.099206199**

**GYRODACTYLUS**

Prevalencia=  $\frac{12 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.20 \times 100 = \mathbf{20\%}$

Intensidad Media=  $\frac{50 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{12 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{4.16}$

Abundancia Media=  $\frac{50 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{0.83}$

Varianza= **3.96969697**

Desviación Estándar= **1.99240984**

**NOMBRE DE LABORATORIO: A-5****TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{54 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.90 \times 100 = \mathbf{90\%}$

Intensidad Media=  $\frac{1384 \text{ trichodinas en la muestra}}{54 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = \mathbf{25.62}$

Abundancia Media=  $\frac{1384 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{23.06}$

Varianza= **8.95457722**

Desviación Estándar= **2.99241996**

**GYRODACTYLUS**

Prevalencia=  $\frac{14 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.23 \times 100 = \mathbf{23\%}$

Intensidad Media=  $\frac{53 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{14 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{3.78}$

Abundancia Media=  $\frac{53 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{0.88}$

Varianza= **4.02747253**

Desviación Estándar= **2.00685638**

**GLOSSATELLA**

Prevalencia=  $\frac{44 \text{ alevines parasitados por glossatella}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.73 \times 100 = \mathbf{73\%}$

Intensidad Media=  $\frac{773 \text{ glossatellas en la muestra}}{44 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = \mathbf{17.56}$

Abundancia Media=  $\frac{773 \text{ glossatellas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{12.88}$

60 alevines examinados

Varianza= **5.64640592**

Desviación Estándar= **2.37621672**

### **NOMBRE DE LABORATORIO: A-8**

#### **TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{19 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.316 \times 100 = \mathbf{31.6\%}$

Intensidad Media=  $\frac{95 \text{ trichodinas en la muestra}}{19 \text{ alevines parasitados con trichodina}} = \mathbf{5}$

Abundancia Media=  $\frac{95 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{1.58}$

Varianza= **2,22222222**

Desviación Estándar= **1,49071198**

#### **GLOSSATELLA**

Prevalencia=  $\frac{47 \text{ alevines parasitados por glossatellas}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.783 \times 100 = \mathbf{78.3\%}$

Intensidad Media=  $\frac{1197 \text{ glossatellas en la muestra}}{47 \text{ alevines parasitados con glossatellas}} = \mathbf{25.468}$

Abundancia Media=  $\frac{1197 \text{ glossatellas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = \mathbf{19.95}$

Varianza= **3,73265495**

Desviación Estándar= **1,93200801**

### **NOMBRE DE LABORATORIO: A-2**

#### **TRICHODINAS**

Prevalencia=  $\frac{30 \text{ alevines parasitados por trichodina}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.5 \times 100 = \mathbf{50\%}$

Intensidad Media=  $\frac{355 \text{ trichodinas en la muestra}}{30} = \mathbf{11.83}$

30 alevines parasitados con trichodina

$$\text{Abundancia Media} = \frac{355 \text{ trichodinas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 5.916$$

$$\text{Varianza} = 6,32258065$$

$$\text{Desviación Estándar} = 2,51447423$$

### **GYRODACTYLUS**

$$\text{Prevalencia} = \frac{24 \text{ alevines parasitados por gyrodactylus}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.4 \times 100 = 40\%$$

$$\text{Intensidad Media} = \frac{255 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{24 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = 10.625$$

$$\text{Abundancia Media} = \frac{255 \text{ gyrodactylus en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 4.25$$

$$\text{Varianza} = 4,94021739$$

$$\text{Desviación Estándar} = 2,22265998$$

### **GLOSSATELLA**

$$\text{Prevalencia} = \frac{53 \text{ alevines parasitados por glossatella}}{60 \text{ alevines examinados}} = 0.383 \times 100 = 38\%$$

$$\text{Intensidad Media} = \frac{1341 \text{ glossatellas en la muestra}}{53 \text{ alevines parasitados con gyrodactylus}} = 25.30$$

$$\text{Abundancia Media} = \frac{1341 \text{ glossatellas en la muestra}}{60 \text{ alevines examinados}} = 22.35$$

$$\text{Varianza} = 9,16753247$$

$$\text{Desviación Estándar} = 3,02779333$$

## ANEXOS DE FIGURAS

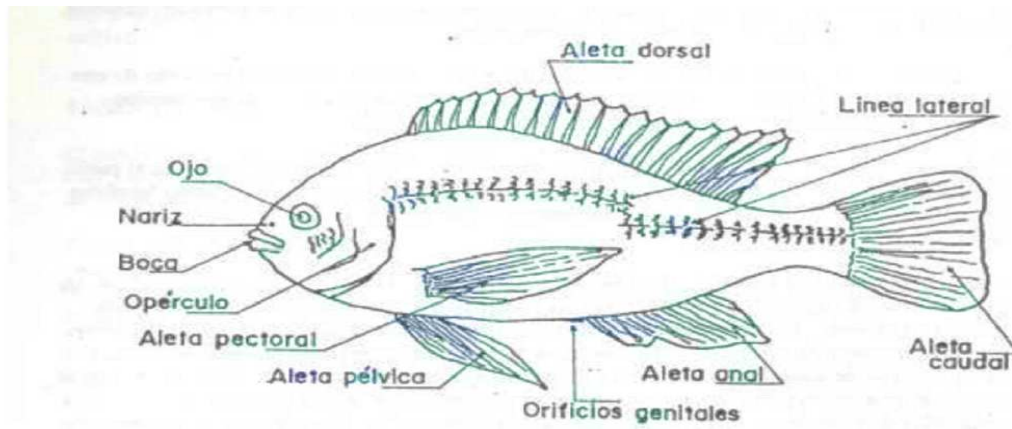


Figura A- 1. Anatomía de tilapia

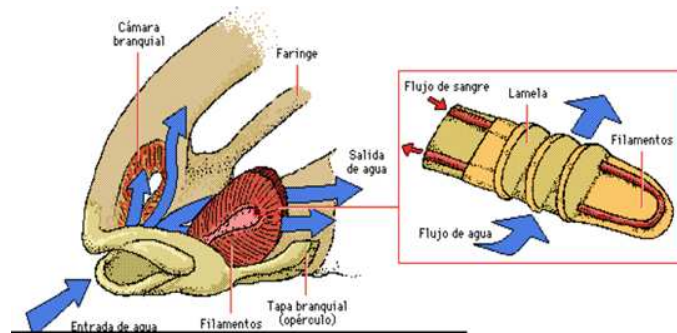
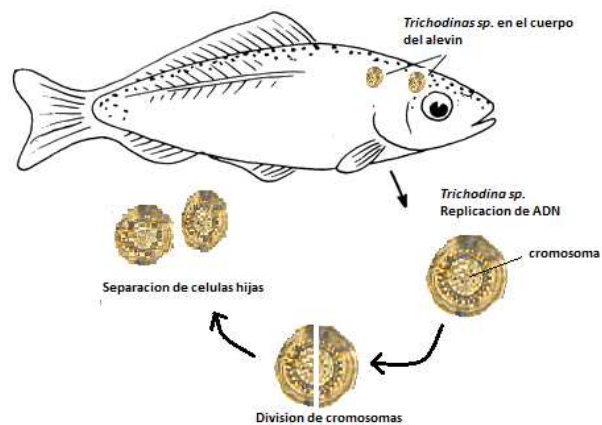


Figura A- 2. Forma de respiración de los peces

Figura A- 3. Ciclo biológico de *Trichodina sp.*

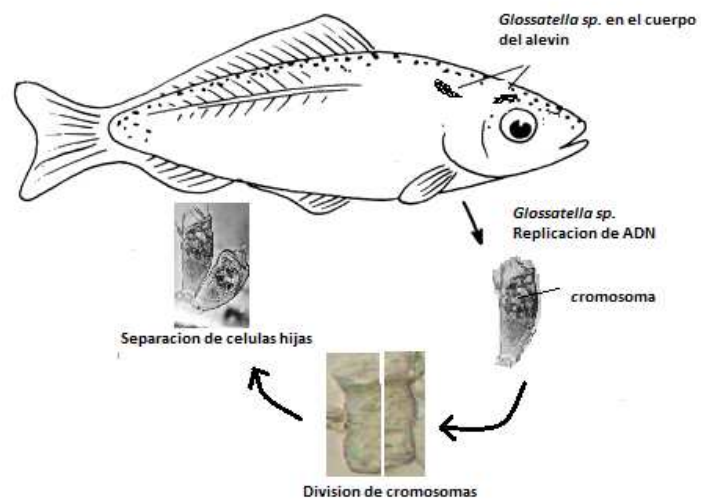


Figura A- 4. Ciclo biológico de *Glossatella* sp.

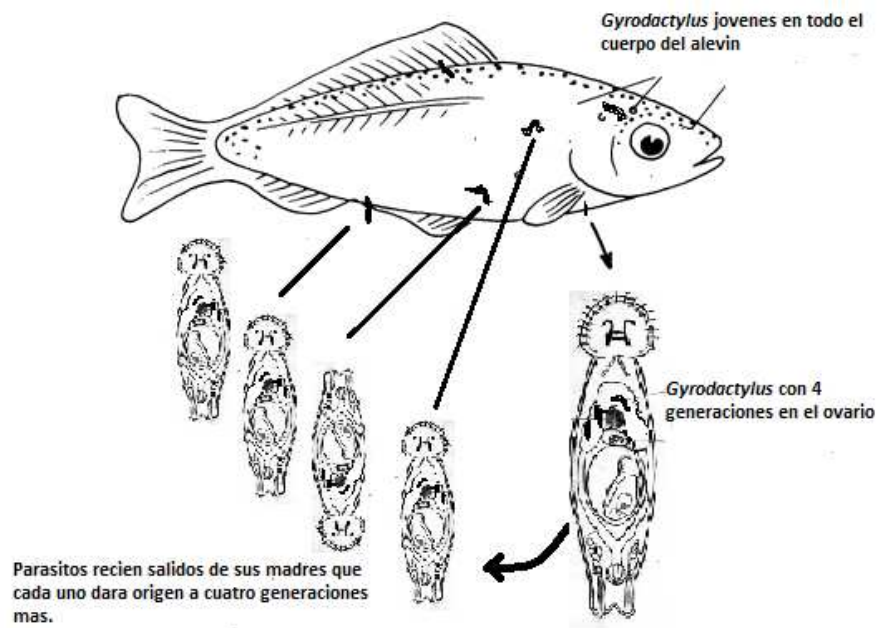


Figura A- 5. Ciclo biológico de *Gyrodactylus* sp.



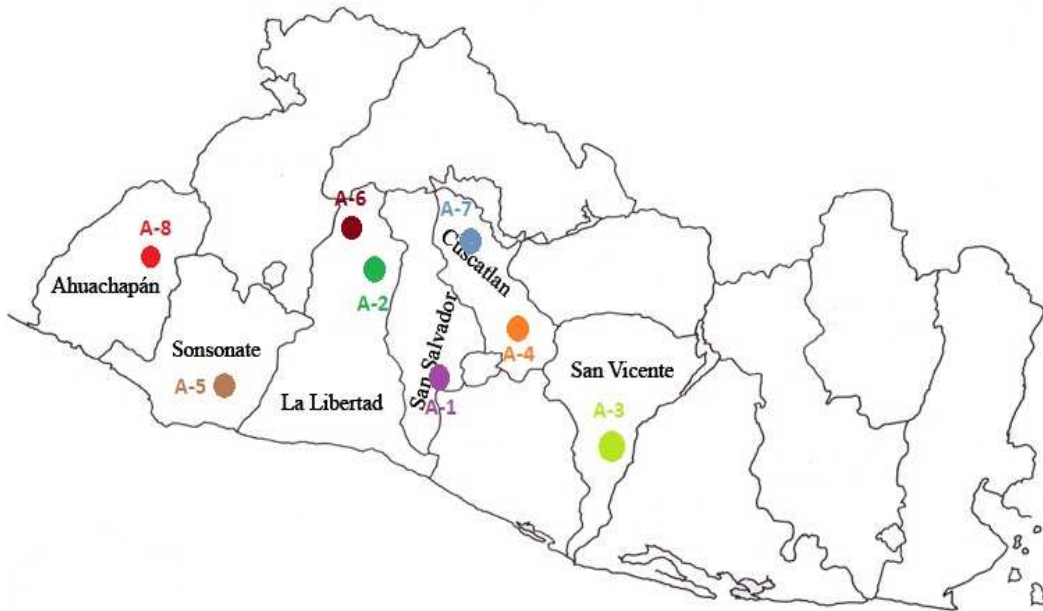


Figura A- 6. Ubicación del área de estudio



Figura A- 7. Pilas de cemento del Laboratorio A-2



Figura A- 8. Toma de sub muestras de diferentes estanques en el Laboratorio A-6



Figura A- 9. Introducción de alevines dentro de las bolsas plásticas



Figura A- 10. Introducción de oxígeno, dentro de la bolsa.



Figura A- 11. Sellado de las bolsas.



Figura A- 12. Introducción de alevín en caja de Petri.



Figura A- 13. Observación del alevín mediante un estereoscopio



Figura A- 14. Examen de la superficie corporal del alevín



Figura A- 15. Identificación de *Gyrodactylus* sp. en muestra de agua

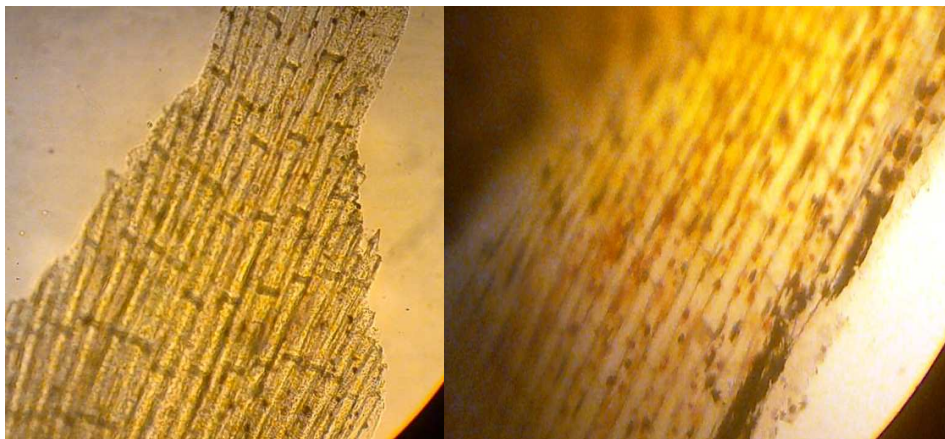


Figura A- 16. Lesiones características en alevín por presencia de ectoparásitos



Figura A- 17. Identificación de *Trichodina* sp.



Figura A- 18. Identificación de *Glossatella* sp.

## LISTA DE CUADROS

Cuadro A- 1. Determinación del tamaño de muestra según el porcentaje de prevalencia a tomar en cuenta (OIE, 2006)

<b>Tamaño de la población</b>	<b>2% de prevalencia</b>	<b>5% de prevalencia</b>	<b>10% de prevalencia</b>
<b>50</b>	50	35	20
<b>100</b>	75	45	23
<b>250</b>	110	50	25
<b>500</b>	130	55	26
<b>1000</b>	140	55	27
<b>1500</b>	140	55	27
<b>2000</b>	145	60	27
<b>4000</b>	145	60	27
<b>10,000</b>	145	60	27
<b>100,000 o mas</b>	150	60	30

Cuadro A- 2. Grado de infestación parasitaria

<b>PARASITOS</b>	<b>GRADO DE INFESTACION</b>			
	<b>LEVE (1-7 PARASITOS)</b>	<b>MODERADA (8-14 PARASITOS)</b>	<b>GRAVE (15-22 PARASITOS)</b>	<b>MUY SEVERA (MAS DE 22 PARASITOS)</b>
<b>TRICHODINA</b>				
<b>GYRODACTYLUS</b>				
<b>OTROS</b>				