



DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS EN DOS DIFERENTES DENSIDADES DE
SIEMBRA DE TILAPIA ROJA (*Oreochromis* spp) EN UN SISTEMA “RAS” EN EL MUNICIPIO
DE EL TAMBO (CAUCA)

LUISA FERNANDA AVIRAMA PERDOMO

NANCY YURELY GARCÉS LÓPEZ

TRABAJO PARA OPTAR EL TÍTULO DE MEDICINA VETERINARIA

DIRECTOR: FABIÁN GERARDO MUÑOZ GARCÍA

Mcs. Z.

UNIVERSIDAD ANTONIO NARIÑO

FACULTAD MEDICINA VETERINARIA

TRABAJO DE GRADO

POPAYÁN

2021

Nota de aceptación

Aprobado



Firma del Director
Mcs. Fabián Gerardo Muñoz García



Firma del jurado
Ph.D Fernando Favian Castro Castro

Julian A. Valencia G.

Firma del jurado
Ph.D Julián Alonso Valencia Giraldo

TABLA DE

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	6
LISTA DE TABLAS	7
LISTA DE FIGURAS	9
LISTA DE ANEXOS	11
RESUMEN	12
ABSTRACT	13
INTRODUCCIÓN	14
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	15
JUSTIFICACIÓN	16
OBJETIVOS	17
OBJETIVO GENERAL.....	17
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	17
MARCO TEÓRICO	18
Especie tilapia roja	18
Hábitos Alimenticios	19
Madurez Sexual.....	19
Ciclo biológico	19
Huevo	20
Alevines	20
Juvenil.....	20

Adultos.....	20
Temperatura.....	20
Oxígeno.....	21
Hábitat y Distribución.....	22
Enfermedades parasitarias en la tilapia roja (<i>Oreochromis spp</i>).....	22
Ectoparásitos protozoos.....	23
Trichodinia spp.....	23
Chilodonella.....	23
Oodinium.....	23
Ichthyophthirius multifiliis.....	24
Metazoos.....	24
Lernaea spp.....	24
Gyrodactylus spp.....	25
Enfermedades micóticas.....	25
Saprolegnia spp.....	25
Tipos de cultivo.....	25
Sistema extensivo.....	25
Sistema semi intensivo.....	26
Sistema intensivo.....	26
Sistema súper intensivo.....	26
Sistema de recirculación de agua (nominativo en ingles RAS).....	26
Densidad de siembra.....	28
METODOLOGÍA.....	29

Materiales y Métodos	29
Tipo de investigación	29
Localización.....	30
Variables evaluadas	30
Parámetros físico-químicos.....	30
Procedimiento.....	31
Material Biológico	32
Alimentación	33
Prueba estadística.....	42
Estadística descriptiva.....	42
RESULTADOS.....	44
Resultado primer envío	44
Resultados segundo envío	49
Análisis general	54
Análisis 1	56
Análisis 2	59
DISCUSIÓN	65
CONCLUSIONES	67
RECOMENDACIONES	68
BIBLIOGRAFÍA	69
ANEXOS	73

AGRADECIMIENTOS

Gracias a Dios por permitir cumplir este logro tan importante en nuestras vidas, gracias a nuestros padres que con su lucha inalcanzable nos ayudaron a cumplir el sueño que desde pequeñas teníamos, ellos son los motores y los merecedores de lo que hoy estamos logrando, gracias por confiar siempre en nuestras capacidades, gracias a nuestro director Fabián Gerardo Muñoz por su paciencia, comprensión, dedicación y sabiduría para poder guiarnos hasta el final. Gracias al señor Luis Eduardo Avirama que nos abrió las puertas de su producción Lago Manizales y nos suministró las herramientas que necesitábamos para llevar a cabo el proyecto, y por confiar en nosotras para realizar de manera experimental las densidades que manejamos.

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. <i>Taxonomía, Clasificación taxonómica de la tilapia roja (Oreochromis spp)</i>	19
Tabla 2. Parámetros físico-químicos requeridos para la tilapia roja.....	21
Tabla 3. Materiales requeridos.....	29
Tabla 4. Variables, tiempos de realización y método para estimación en laboratorio de parámetros físico químicos del agua.....	30
Tabla 5. Temperaturas observadas durante el trabajo de campo (30 días). Tomadas 2 veces al día.....	39
Tabla 6. pH registrado durante trabajo de campo (30 días), tomada 2 veces al día	40
Tabla 7. Oxígeno registrado durante trabajo de campo (30 días). Tomado una vez al día.....	41
Tabla 8. Registro de amonios, nitritos, nitratos y alcalinidad, tomados cada 8 días. Durante 30 días	42
Tabla 9. Resultados muestra 1. Tratamiento 1 (Densidad 600).....	44
Tabla 10. Resultado muestra 2, tratamiento 2 (Densidad 400).....	45
Tabla 11. Nombre y total de ectoparásitos encontrados en el tratamiento 1y 2.....	45
Tabla 12. Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 1 (densidad 600)	46
Tabla 13. Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 2 (densidad 400)	46
Tabla 14. Afectación por estructura anatómica de los tratamientos 1 y 2.....	47
Tabla 15. Resultados muestra 1 Tratamiento 1(Densidad 600).....	49
Tabla 16. Resultados muestra 2. Tratamiento 2 (Densidad 400).....	50
Tabla 17. Nombre y total de ectoparásitos encontrados en el tratamiento 1y 2.....	50
Tabla 18. Afectación por estructura anatómica de los tratamientos 1 y 2.....	51

Tabla 19. Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 1 (densidad 600)	51
Tabla 20. Análisis en porcentaje de la presencia de parásitos anatómicamente en el tratamiento 2 (densidad 400)	52
Tabla 21. Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en las dos densidades	54
Tabla 22. Incidencia de ectoparásitos en función de la densidad	54
Tabla 23. Valores medios de la variable evaluada	64
Tabla 24. Valores medios de cada estructura afectada	64

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Morfología externa (<i>Oreochromis spp</i>).....	18
Figura 2. Toma de parámetros fisicoquímicos	32
Figura 3. Estanque con tratamiento 1 y 2	33
Figura 4 Alimentación de los peces	34
Figura 5. Recolección de muestras.....	35
Figura 6. Empaque y envío de muestras	36
Figura 7. Estudio de las muestras.....	37
Figura 8. Vista del microscopio (4x).....	38
Figura 9. Afectación por estructura anatómica del tratamiento 1 (densidad 600)	48
Figura 10. Afectación por estructura anatómica del tratamiento 2 (densidad 400)	48
Figura 11. Afectación por estructura anatómica del tratamiento 1 (densidad 600)	53
Figura 12. Afectación por estructura anatómica del tratamiento 2 (densidad 400)	53
Figura 13. Incidencia por estructura anatómica en los dos diferentes tratamientos.....	55
Figura 14. Incidencia por densidad en los dos diferentes tratamientos	55
Figura 15. Incidencia de <i>Piscinoodium sp</i> según la estructura anatómica t1(d=600) en cada pez	56
Figura 16. Incidencia de <i>Piscinoodium sp</i> según la estructura anatómica t1(d=600) en cada pez	57
Figura 17. Incidencia de <i>Piscinoodium sp</i> según la estructura anatómica t1 (d=600) en cada pez	57
Figura 18. Incidencia de <i>Piscinoodium sp</i> según la estructura anatómica t2 (d=400) en cada pez	58
Figura 19. Afectación de la muestra en función a cada tratamiento	58
Figura 20. Promedio de parásitos por muestra en cada densidad	59

Figura 21. Incidencia de <i>Piscinoodium</i> sp según la estructura anatómica T1(d=600) en cada pez	60
Figura 22. Incidencia de <i>Piscinoodium</i> sp según la estructura anatómica T2 (d=400) en cada pez	60
Figura 23. Incidencia de <i>Piscinoodium</i> sp según la estructura anatómica T2(d=400) en cada pez	61
Figura 24. Incidencia de <i>Piscinoodium</i> sp según la estructura anatómica (d=600) en cada pez	61
Figura 25. Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en los dos tratamientos	62
Figura 26. Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en el estudio.....	63
Figura 27. Incidencia de ectoparásitos en función del tratamiento (densidad) de cultivo.	63

LISTA DE ANEXOS

	PÁG.
ANEXO 1. Ficha técnica	72

RESUMEN

El principal objetivo de esta investigación se centró en determinar la frecuencia de ectoparásitos que afectan la producción de tilapia roja (*Oreochromis* spp) en sistema de recirculación de aguas (RAS), en el municipio del Tambo (Cauca); la cual se realizó en una piscícola “Lago Manizales”, utilizando dos densidades de siembra ($15\text{kg}/\text{m}^3$ y $10\text{kg}/\text{m}^3$). Para este trabajo se utilizaron alevinos de tilapia roja (*Oreochromis* spp), siendo esta especie de gran importancia económica a nivel nacional e internacional. Por ende, es necesario tener estudios que nos muestren que densidades se deben utilizar para que el producto sea inocuo y garantice la sanidad del consumidor. En este caso se observaron microorganismos del género *Oodinium* encontrados en las dos densidades en mayor prevalencia en la aleta dorsal y caudal. Además, en la densidad de ($15\text{kg}/\text{m}^3$) en el último envío que se realizó se observó 4 parásitos de *Icht multifillis* presentes en el agua. A través de estadística descriptiva en el primer muestreo se observó que en la densidad de ($15\text{kg}/\text{m}^3$), se presentó una incidencia de *Oodinium* en un 83.33% en la aleta caudal, y en la densidad de $10\text{kg}/\text{m}^3$, en la aleta dorsal se presentó 53,85%. En el segundo muestreo en la densidad de $15\text{kg}/\text{m}^3$, se presentó una incidencia de 76.47% en la aleta caudal, y en la densidad de $10\text{kg}/\text{m}^3$, se presentó en un 100% en la aleta caudal. A través de un análisis de varianza (ANOVA) se determinó que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos, de acuerdo a las densidades estudiadas, siendo T1 correspondiente a la densidad 600 peces y T2 densidad 400 peces

PALABRAS CLAVE: *Oreochromis* spp, sistema de recirculación de agua (RAS), *Oodinium*, *icht multifillis*.

ABSTRACT

The present study aimed to determinate the frequency of ectoparasites that affect the production of red tilapia (*Oreochromis* spp) in a recirculating aquaculture system (RAS), in the town of Tambo (Cauca); at fish farm "Lago Manizales", using two stocking rate (15kg / m³ and 10kg / m³). Red tilapia (*Oreochromis* spp) fingerlings were used for this work. This species being of great economic importance at national and international level. Therefore, it is necessary to have studies that show us what stocking rate should be used so that the product is safe and guarantees the health of the consumer. In this case, microorganisms of the genus *Oodinium* were observed in the two stocking rates with the highest prevalence in the dorsal and caudal fin. In addition, in the stocking rate of (15kg / m³) in the last shipment that was carried out, 4 parasites of *Icht multifillis* were observed in the water. Through descriptive statistics analysis in the first sampling was observed that in the stocking rate of 15kg / m³, there was an incidence of *Oodinium* in 83.33% in the caudal fin, and in the stocking rate of 10kg / m³, in the dorsal fin was 53.85%. In the second sampling in the density of 15kg / m³, there was an incidence of 76.47% in the caudal fin, and in the density of 10kg / m³, it was presented in 100% in the caudal. Through an analysis of variance (ANOVA) it was determined that there were no significant differences between the treatments, according to the densities studied, with T1 corresponding to 600 fish density and T2 density 400 fish

KEY WORDS: *Oreochromis* spp, recirculating aquaculture system (RAS), *Oodinium*, *Icht multifillis*

INTRODUCCIÓN

La piscicultura es una de las actividades más productivas del sector acuícola puesto que representa el 53% de la producción pesquera a nivel mundial, debido al incremento del consumo de pescado en la población por sus beneficios para la salud y perfil nutricional. Así mismo, la producción piscícola en América latina superó los 3,3 millones ton/año, actividad de alto crecimiento en razón a que los mares de américa y el caribe son origen de alimentos sanos que logra una fuente de ingresos por la generación de empleo a más de 200 mil familias directamente y 500 mil indirectamente, consolidando el sector de mayor viabilidad y potencialidad de incremento económico en la región. (Coppesaalc, 2019)

Colombia presenta un consumo cada vez mayor promoviendo a la zona acuícola en la oferta de alimentos, atendiendo de manera efectiva la demanda de proteína de origen animal. Es por lo anterior que existe la necesidad de implementar diferentes sistemas de producción para solventar la demanda de productos piscícolas. (Blanco & Esteves, 2019)

Para aumentar las producciones de peces se requiere incrementar las densidades las cuales dependen de variables como la especie, el sistema de aireación, sistema de filtración, variables fisicoquímicas (pH, O₂, CO₂, N₃, N₂, NH₄) y la temperatura los cuales son clave en este tipo de sistema productivo. Igualmente se conoce de estudios en zonas por debajo de los 1200 msnm, donde la especie Tilapia roja (*Oreochromis spp*) se desarrolla muy bien alcanzando buenos márgenes de aprovechamiento nutritivo, y se desconocen trabajos desarrollados en climas de temperaturas medias y superiores donde la mayoría de piscicultores del departamento del Cauca realizan sus producciones. (Merino *et al.*, 2006)

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La piscicultura ha aumentado potencialmente en el departamento del Cauca generando así nuevas oportunidades para los productores, entre los diferentes sistemas de producción se utiliza el sistema de recirculación de aguas (RAS), donde se manejan densidades altas ($>20\text{kg/m}^3$) que pueden favorecer la carga parasitaria y es por esto que se deben conocer con certeza cuales son las densidades adecuadas para el manejo de Tilapia roja (*Oreochromis* spp), la presencia de parásitos no ha sido investigada con profundidad para las condiciones climáticas de este departamento, por lo cual no se encuentran parámetros, ni densidades de manejo que garanticen la inocuidad del producto. Debido a lo anterior los productores se encuentran afectados por la presencia de estos microorganismos generando pérdidas económicas que en algunos casos son irreversibles para el productor. (Balbuena, 2011, pág. 41).

JUSTIFICACIÓN

Los parásitos que hacen presencia en las producciones de sistemas “RAS” de Tilapia roja (*Oreochromis spp*) han generado pérdidas que desestabilizan la productividad ya que aún no se conoce que densidades son ideales para el manejo de esta especie piscícola. Igualmente, se requiere determinar las densidades productivas adecuadas para minimizar las cargas parasitarias y avalar parámetros de inocuidad en el manejo del Sistema, aumentando la producción en menor área y responder al productor por márgenes de rentabilidad adecuados al sostenimiento empresarial. (Leon, 2009, pág. 25)

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la carga de parásitos externos en dos diferentes densidades (D1:15kg/m³, D2: 10kg/m³) en cultivo de Tilapia roja (*Oreochromis spp*), en sistema de recirculación de agua (RAS).

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Evaluar la carga de parásitos externos que afectan la tilapia (*Oreochromis spp*), en dos densidades (D1:15kg/m³, D2: 10kg/m³) en el sistema de recirculación de agua (RAS).

Determinar los parámetros físico-químicos que afectan el cultivo de tilapia (*Oreochromis spp*) en el sistema de recirculación de agua (RAS).

MARCO TEÓRICO

Especie tilapia roja

La tilapia roja es un híbrido proveniente de líneas mejoradas partiendo de las cuatro especies más importantes del género *Oreochromis*, las especies parentales del híbrido son: *O. aureus*, *O. niloticus*, *O. mossambicus*, *O. urolepis hornorum*. Por estar emparentadas entre sí, sus comportamientos reproductivos y alimenticios son similares (Villaruel, 2011, pág. 1).

Figura 1.

Morfología externa (Oreochromis spp)



Nota: Tilapia roja (*Oreochromis* spp). Fuente: Elaboración propia

Tabla 1. *Taxonomía, Clasificación taxonómica de la tilapia roja (Oreochromis spp)*

Nombre común	Tilapia roja
Familia	Cichlidae (Cíclidos)
Subfamilia	Pseudocrenilabrinae
Género	<i>Oreochromis</i>
Especie	<i>Oreochromis spp</i>

Nota: Tomado de Flores (s.f.)

Hábitos Alimenticios

La tilapia es un pez omnívoro, es decir, que se alimenta de todo lo que encuentra en el agua que le sirva de alimento como: algas, insectos, frutas, y otra amplia gama de alimentos naturales, pero, además se adapta fácilmente al consumo de alimento concentrado, lo que facilita aún más su cultivo consiguiendo altas producciones en un corto plazo (Rios, 2012, pág. 5).

Madurez Sexual

La madurez sexual de la tilapia es alcanzada entre 4 y 6 meses de edad, con un peso aproximado de 50 a 100 g y una longitud de 10 a 12 cm. El peso óptimo para la reproducción es entre 100 y 200 g. La densidad de siembra recomendada es de 4 a 7 adultos por metro cuadrado. La temperatura de desove óptima es entre 25 y 30 °C y la cantidad de huevos oscila entre 100 a 2,000 huevos/hembra con un promedio de 100 a 400 huevos/hembra (Paz, 2016, pág. 1).

Ciclo biológico

Es fundamental el conocimiento del ciclo biológico y las condiciones en las que se realizan para poder tener un buen control de la producción, por lo que se describen las siguientes fases:

Huevo

Esto se obtiene cuando los progenitores han alcanzado la madurez sexual y con ello la capacidad de reproducción. El color de los huevecillos es amarillo antes de ser fecundado, y amarillo pálido hasta antes de llevarse a cabo la eclosión (Rios, 2012, pág. 5).

Alevines

Esta etapa dura alrededor de 3 a 5 días y la sobre vivencia de estos es a base de nutrientes y proteínas contenidas en el saco vitelino, al término de esta fase el alevín presenta un tamaño de 0.5 a 1 cm. Posteriormente a esta talla se le considera como cría se realiza alimentación con concentrado al 45% de proteína (Merino, Salazar, & Gomez, 2006).

Juvenil

Se considera a partir de una talla de 7 cm. Hasta alrededor de los 10 cm. En un lapso de 2 meses de edad, y a medida de esto es mayor la exigencia nutritiva se van diferenciando y se asemejan más a los adultos, alimentación con concentrado al 40% y 38% de proteína (Brown, 2000).

Adultos

Es la última etapa de su desarrollo, en lo que presentan tallas de 10 a 18 cm, y debiendo pesar de 70 a 100 gr. Tallas que se obtienen alrededor de los 3.5 meses de edad se utiliza alimento del 32% y 24% de proteína para engorde (Rodriguez, 2002, pág. 20).

Temperatura

Los rangos óptimos de temperatura oscilan entre 25-32°C, pueden soportar temperaturas menores. La reproducción se da con éxito a temperaturas entre 26-29°C (Rodriguez, 2006, pág. 6).

pH

Los valores óptimos de pH son entre 6 y 9. No pueden tolerar valores menores de 5 (Rodríguez, 2006, pág. 9).

Oxígeno

Lo recomendable es mantener concentraciones que varíen entre 5 y 9 mg/l, la ventaja del cultivo de tilapia es su tolerancia a bajas concentraciones de oxígeno disuelto, aunque su presión parcial sea baja, su sangre es capaz de saturarse de oxígeno y aun de reducir su consumo si la concentración es inferior a 3 mg/l (Rodríguez 2006, pág. 32), como se observa en la siguiente tabla.

Tabla 2.

Parámetros físico-químicos requeridos para la tilapia roja

PARÁMETROS	RANGOS
Temperatura	25.0 - 32.0 °C
Oxígeno disuelto	5.0 – 9.0 mg/l
Alcalinidad total	50 – 150 mg/l
Dureza total	80 – 110 mg/l
Calcio	60 – 120 mg/l
Nitritos	0.1 – mg/l
Nitratos	1.5 – 2.0 mg/l
Amonio total	0.1 mg/l
Hierro	0,05 – 0.2 mg/l
Fosfatos	0.15 – 0.2 mg/l

Dióxido de carbono	5.0 – 10 mg/l
Sulfuro de hidrogeno	0.01 mg/l

Nota: Parámetros óptimos de crecimiento para el cultivo de Tilapia roja (Saavedra, 2006)

Hábitat y Distribución

Los datos que se tienen en cuanto al hábitat y distribución de esta especie arrojan que por lo general esta especie suele habitar en ríos, algunas lagunas y lagos. Cabe destacar que el género de pez tilapia se conoce por ser animales con grandes capacidades de adaptación a cualquier tipo de hábitat, pero en el caso del pez tilapia (*Oreochromis spp*) no tiende a adaptarse de la mejor forma a las aguas frías o a temperaturas muy bajas. De acuerdo a lo mencionado anteriormente, esta especie por lo general se desarrolla de la mejor forma en aguas tropicales y cálidas, siendo la especie menos tolerante al frío dentro de todo el género (Rodríguez 2002, pág. 20).

La tilapia es reconocida por sus amplios límites de tolerancia, adaptándose a diferentes condiciones de calidad de agua, en comparación con otras especies de cultivo. Es bastante tolerante a concentraciones bajas de oxígeno disuelto, se adapta a una franja amplia de acidez y alcalinidad del agua, puede producirse en aguas salobres y saladas y tolera mayores concentraciones de amoníaco, frente a otros peces de cultivo. Estas características, hacen que las tilapias, sean los peces de mayor cultivo a nivel mundial (Luchini, 2006, pág. 5).

Enfermedades parasitarias en la tilapia roja (*Oreochromis spp*)

Un gran número y diversidad de especies son capaces de parasitar a los peces, como los protozoos y metazoos. Múltiples factores favorecen la aparición de enfermedades parasitarias en la acuicultura, el conocimiento de esos factores permitirá adoptar las medidas curativas y preventivas.

La densidad de población suele ser alta en los sistemas de cultivo de peces y la proximidad entre los peces hospedadores favorece la transmisión de los parásitos.

Ectoparásitos protozoos

El efecto general de estos parásitos es la irritación de las superficies epiteliales originando un aumento en la producción de mucus, que puede observarse como una baba azulada sobre la piel o como una estela de mucus procedente de las branquias.

Trichodinia spp

Los síntomas típicos son la producción excesiva de mucus, aletas desgastadas y erosiones cutáneas. A menudo los brotes se asocian con escasa calidad del agua y estrés (Brown, 2000).

Chilodonella spp

Parasito observado cuando los alevinos sufren factores estresantes y se presentan nivel de las branquias y piel dando síntomas como como pérdida de apetito, nerviosismo, movimientos operculares rápidos, excesiva cantidad de mucus en la piel y las branquias, así como un color rojo oscuro (Conroy, (s.f) pág. 4)

Oodinium

presentan unos apéndices que constituyen una estructura de fijación a las células de la piel o a las branquias del pez hospedador. Clínicamente los peces se vuelven depresivos y sufren episodios de excitación en el agua. Podemos observar una secreción mucosa de un fuerte y brillante color amarillo sobre la piel y las branquias. Infecciones graves pueden causar hiperplasia epitelial, inflamación, hemorragia y necrosis. La transmisión es por contacto directo con los peces infectados y a través del agua contaminada. La reproducción es asexual. Los trofontes crecen adheridos a la superficie del pez hospedador y una vez maduros se desprenden,

transformándose en quistes ovoides o esféricos. Posteriormente el parásito se divide por fisión binaria y se forman numerosas dinosporas (células hijas), las cuales buscan activamente un hospedador adecuado al que adherirse, transformándose posteriormente en trofontes. Para el diagnóstico podemos basarnos en una visualización general del pez bajo una luz indirecta. Dará la apariencia de tener una superficie algodonosa o aterciopelada (Sierra et al.(s.f.) pag 22)

Ichthyophthirius multifiliis:

Este protozoo ciliado es un parásito oportunista, Infesta, normalmente, la epidermis, aletas y branquias, pero en su evolución podemos encontrarlo incluso en la córnea y en los epitelios bucal y esofágico. el comportamiento típico de los peces incluye aletas encogidas, fuertes movimientos de frotación contra los objetos, apatía y adelgazamiento. Los puntos blancos que observamos en los peces son los trofozoítos adultos que se alimentan de la piel y tejidos del pez hasta que están lo suficientemente maduros, momento en el que abandonan al hospedador y salen al agua. diagnóstico se basa en la observación directa de numerosos puntos blancos en la superficie del pez (Sierra et al.(s.f.) pag 21).

Metazoos

Lernaea spp

Causa severos daños en el pez, y en el lugar en el que se realiza la fijación se observa una cápsula fibrosa, y si penetra la cavidad abdominal ocasiona peritonitis y proporciona una entrada para las infecciones secundarias las cuales son responsables de la mayoría de las muertes de los peces o especies afectadas. Las principales lesiones descritas en los peces son la inflamación cutánea, enturbiamiento de las escamas y si la implantación de este microorganismo es profunda, se produce la ruptura de los ligamentos y necrosis cutánea (Fuentes, 2008, pág. 12).

Gyrodactylus spp

Se conocen comúnmente como vermes de la piel y se encuentra en la superficie de todo el cuerpo, incluyendo las aletas y ocasionalmente las branquias. Los peces afectados están inquietos e inapetentes y pueden “destellar” en el agua, a menudo la piel toma un color gris debido a la excesiva producción de mucus y a la lesión de la epidermis, y frecuentemente las aletas están deshilachadas (Brown L. , 2000, pág. 469).

Enfermedades micóticas

Saprolegnia spp

Es considerada como una infección secundaria, la cual se relaciona con condiciones de higiene deficiente o de un mal manejo de los peces. Se ha observado que después de la captura y transferencia de un estanque a otro, hasta un 50% de las tilapias resultan afectadas por la dermatomicosis. En los peces, la enfermedad se manifiesta por la presencia de lesiones de las aletas, boca y piel, las cuales son cubiertas por una masa de aspecto algodonoso y de un color blanquecino, blanquecino-grisáceo, o amarillento, que corresponde al micelio del hongo. La infección también se establece con gran frecuencia en los huevos muertos, de donde se extiende con facilidad a los huevos vivos, que se mueren por asfixia. La dermatomicosis frecuentemente va asociada con una infección bacteriana simultánea (Conroy, (s.f.) pág. 8).

Tipos de cultivo

Dependiendo del sistema, manejo, disponibilidad de agua y cantidad de peces por área, el cultivo se puede considerar de las siguientes formas:

Sistema extensivo

Ideal para proyectos pequeños de subsistencia, con bajos o ninguna reposición de agua, baja densidad de siembra de 1 a 2 peces por m², sin uso de alimento concentrado, los peces se alimentan de plancton (Quintanilla, 2008, pág. 39).

Sistema semi intensivo

Se practican en forma similar al extensivo, pero en estanques construidos por el hombre, en donde se hace abonamiento y algo de alimento de tipo casero o esporádicamente concentrados. La densidad de siembra final está entre 3 y 8 peces/m².

Sistema intensivo

Se efectúa con fines comerciales en estanques construidos. Se realiza un control permanente de la calidad de agua. La alimentación básicamente es concentrada con bajos niveles de abonamiento. La densidad de siembra final va de 10 a 15 peces /m³ dependiendo del recambio y/o aireación suministrada al estanque (Quintanilla, 2008, pág. 40).

Sistema súper intensivo

Aprovecha al máximo la capacidad del agua y del estanque. Se hace un control total de todos los factores y en especial a la calidad del agua, aireación y nutrición. Se utilizan alimentos concentrados de alto nivel proteico y nada de abonamiento. Las densidades de siembra finales están por encima de 20 peces/m² (Piscicultura, 2001, pág. 39).

Sistema de recirculación de agua (nominativo en ingles RAS)

La producción de tilapia se puede llevar a cabo en diversos sistemas entre los que destacan sistema de recirculación de agua denominado RAS, el sistema es una alternativa al cultivo de organismos acuáticos, por medio de la reutilización del agua previamente tratado de manera física, química y biológica, se utiliza menos del 10% del agua requerida que en una producción convencional por estanque para producir rendimientos similares. Por ello los sistemas de producción acuícola en sistemas de recirculación cuando son bien diseñados proporcionan un ambiente adecuado para promover el crecimiento de los cultivos acuáticos, parámetros que incluyen concentraciones de oxígeno disuelto, nitrógeno amoniacal, nitritos, dióxido de carbono, temperatura, pH y los niveles de alcalinidad en el sistema. Y se presenta como una alternativa

de solución para las cuestiones que deben abordarse en acuicultura como son los impactos ambientales, tecnología apropiada y el control de las enfermedades (Jimenez, 2007, pág. 1).

Hoy en día el interés se ha incrementado en la producción en los sistemas de recirculación en acuicultura RAS, que son sistemas de producción cerrados donde continuamente se filtra y recicla el agua, los peces son criados en tanques y el entorno es controlado totalmente. Esto posibilita que la piscicultura a gran escala requiera pequeñas cantidades de agua y libere poca o ninguna contaminación al medio ambiente (Vásquez , (s.f.) pág. 2)

El medio acuático en el que se cría el pez es de vital importancia, ya que influye directamente en la viabilidad económica (capital invertido, costes de mantenimiento, ritmo de producción, mortalidad), cada especie tiene su perfil idóneo, y conseguir este perfil es sumamente importante, ya que una mala calidad de agua repercutirá en la calidad del producto final de forma directa (el amoníaco puede causar lesiones branquiales) e indirecta (cambios bruscos de temperatura provocan un menor nivel de reproducción y un mayor estrés) Vasquez, (s.f.) págs. 2-3.

La especie presenta baja sobrevivencia en aguas de bajo pH, por lo cual, en este sistema el control de pH es sumamente importante. El rango aceptable para cultivo se extiende entre pH 6,5 y 8,5. En aguas con pH 3,0 ha sido constatada su muerte total entre 1 y 3 días y en aguas con pH 2,0 sobreviven solamente durante 12 horas. Frente a una exposición en aguas ácidas, se produce la destrucción total del tejido branquial que es, por otra parte, el tejido esencial para la respiración y excreción en los peces. A pH por encima de 10, las mortalidades son también significativas. Este último valor es importante a tener en cuenta, especialmente en estanques donde el fitoplancton se desarrolle en exceso (aguas demasiado verdes); si esto se produce frecuentemente, se inhibirá el consumo de alimento, afectando el crecimiento de los animales.

Aunque no se produzcan mortalidades por estos cambios de pH en el transcurso del día, un elevado pH puede potenciar problemas de toxicidad debido al amoníaco (Luchini, 2006, pág. 6).

Densidad de siembra

Los niveles de producción en sistemas de recirculación varían de 60 a 120 kg/m³ del volumen de los tanques de engorda, o más. Sin embargo, la cosecha final no es el mejor indicador de la eficiencia del sistema; la máxima aportación diaria de alimento es un mejor indicador tanto de la productividad como de la eficiencia. El suministro de alimentos y otros factores para estimular la producción influyen en la relación producción/capacidad (P/C), es decir en la razón producción del sistema/capacidad máxima de sostenimiento). En el caso de tilapia, es factible una tasa P/C >4,5 tomando en cuenta que, para garantizar la rentabilidad, las tasas generalmente deben exceder un valor de >3 (FAO, 2009).

METODOLOGÍA

Materiales y Métodos

Tabla 3.
Materiales requeridos.

Materiales	
2 estanques de 9.2 m³	Oxígeno
Alevinos de tilapia roja de 50 gramos	Cajas de poliestireno
Alimento concentrado 38% de proteína	2 cubetas
Sonda multiparamétrico	2 nasas
Blower de 3 HP eléctrico	Guantes
Espectrofotómetro	Tapabocas
Termómetro	Overol
Bolsas para transportar los peces	

Nota: materiales requeridos para el estudio de los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

Tipo de investigación

Es experimental, basada en pruebas simultaneas realizadas en tiempo real en la estación piscícola lago Manizales y el laboratorio de la Universidad de Antioquia. Será sustentada en los principios del método científico, la investigación se divide en tres grupos permitiendo evaluar con precisión las condiciones deseadas (Sin presencia de enfermedades), las mediciones (nivel de ataque de las enfermedades) y las observaciones (Tipo de patógenos presentes).

Localización

Estación piscícola Lago Manizales, municipio de El Tambo-Cauca, ubicado a una altura de 1750 m.s.n.m, a una temperatura promedio de 19°C. Vía carretable a 25 Kilómetros de Popayán del Departamento del Cauca.

Variables evaluadas

Se realizaron tomas de muestras para cada una de las variables a medir en cuanto a los aspectos sanitarios quincenalmente (patógenos presentes (PP), Tipo de patógeno (TP), Nivel de ataque (NA), Sin patógenos (SP)

Parámetros físico-químicos.

Los tiempos estipulados para el muestreo y medición de las variables físico químicas del agua y el método de evaluación se realizó bajo métodos técnicos de caracterización (tabla 3).

Tabla 4.

Variables, tiempos de realización y método para estimación en laboratorio de parámetros físico químicos del agua

Variable	Tiempo Realización	Método
Temperatura	Diaria durante los 30 días.	Termómetro
Potencial de Hidrógeno	Diaria durante los 30 días.	pH multiparamétrico
Oxígeno disuelto	Diaria durante los 30 días.	Multiparamétrico
Turbidez	Cada 15 días.	Espectrofotómetro
Amonio-nitritos- alcalinidad	Cada 8 días.	Espectrofotómetro

Procedimiento

Para la adecuación de los estanques se llevará a cabo fertilización artificial con cal, 5 días antes de la llegada de los alevinos para garantizar que no haya patógenos presentes antes de la fase experimental para dar certeza de que si se presenta alguna anomalía fue específicamente de la producción; se realizará recambio de agua 20% por día en cada uno de los estanques para reponer pérdidas por evaporación, evacuación de sedimentos físicos y químicos.

Durante el proceso de investigación se suministró aireación suplementaria con un Blower de 3 HP eléctrico para garantizar el oxígeno disuelto requerido por los peces según la densidad de estudio. Se llevará a cabo control de parámetros físico-químicos (pH, oxígeno disuelto, nitritos, amonios, y alcalinidad) estos análisis se realizarán diariamente con los equipos de la estación piscícola lago Manizales.

Para la colecta de datos diarios se utiliza la sonda multiparamétrica para medir el pH y oxígeno disuelto, el termómetro para la temperatura del agua, y estos datos se toman 2 veces al día (mañana y tarde). Con el espectrofotómetro se mide amonios, nitritos, nitratos y alcalinidad que se medirán cada 8 días. Para estos procedimientos se utiliza la completa asepsia con guantes de látex, botas y overol para evitar contaminación de los estanques.

Figura 2.*Toma de parámetros fisicoquímicos*

Fuente: Elaboración propia.

Material Biológico

Alevinos de tilapia roja (*Oreochromis* spp) tendrán un peso promedio de 50 ± 5 gramos de peso y no se tendrán en cuenta la cantidad de hembras y machos ya que desde su etapa inicial en la planta de producción se realiza un proceso de reversión de sexo, que consiste en dar en el alimento una hormona que hace que la mayoría de peces sean machos. (No garantizan que el 100% sean machos).

Un primer tanque o tratamiento 1 la densidad será de 10 kg/m^3 de agua con promedio 400 animales. Un segundo tanque o tratamiento 2 la densidad será de 15 kg/m^3 de agua con promedio 600 animales.

Figura 3.

Estanque con tratamiento 1 y 2



Nota: a) estanque con 400 peces de tilapia roja, b) estanque con 600 peces de tilapia roja

Fuente: Elaboración propia

Alimentación

Se realizó utilizando alimento balanceado extruido, con un análisis proximal (información suministrada por el fabricante): Proteína: 38%, Grasa: 5%, Humedad: 12%, Cenizas: 10%, ELN: 39% y Fibra cruda: 4%. El alimento se suministrará diariamente iniciando desde las 10:00 a.m. y hasta las 4:00 p.m en 3 raciones

Tratamiento 1 (15kg/m³) se le suministra 173 gramos en cada ración del día, para un total del 520 gramo/día.

Tratamiento 2 (10kg/m³) se le suministra 260 gramos en cada ración, para un total de 780 gramos/día.

El total de alimento necesario para la fase experimental son 39 kilogramos.

Figura 4.*Alimentación de los peces*

Nota: a), b) alimentación de la tilapia roja (*Oreochromis* spp)

Fuente: Elaboración propia

La muestra se tomó al azar; 5 peces por estanque con la ayuda de una nasa, se depositaron en un recipiente con agua del mismo sitio del estanque. Seguidamente se tomó el peso y la talla de cada pez, luego se realizó el empaque en bolsas de transporte con agua del mismo estanque, se deberá agregar agua que garantice que los peces queden cubiertos por completo para luego suministrar el oxígeno requerido en mayor cantidad debido al viaje, seguidamente se empacaran en cajas de poliestireno donde se colocan los siguientes datos: peso promedio de los peces, fecha, nombre de la piscícola, hora de la toma de muestra y el nombre del tratamiento (estanque), se transportan por encomienda que se envía a través de la empresa flota magdalena en la noche 7 pm, la persona encargada del laboratorio de la universidad de Antioquia recogerá la muestra para su posterior proceso de análisis de los peces y del agua.

Figura 5.*Recolección de muestras*

Nota: a), b) Toma de muestras al azar 5 por cada tratamiento. C), d) Peso y talla de las muestras.

Fuente: Elaboración propia

Figura 6.

Empaque y envío de muestras



Nota: a), b) empaque y envío de muestras en bolsas plásticas, con suministro de oxígeno y en cajas de poliestireno. Fuente: elaboración propia

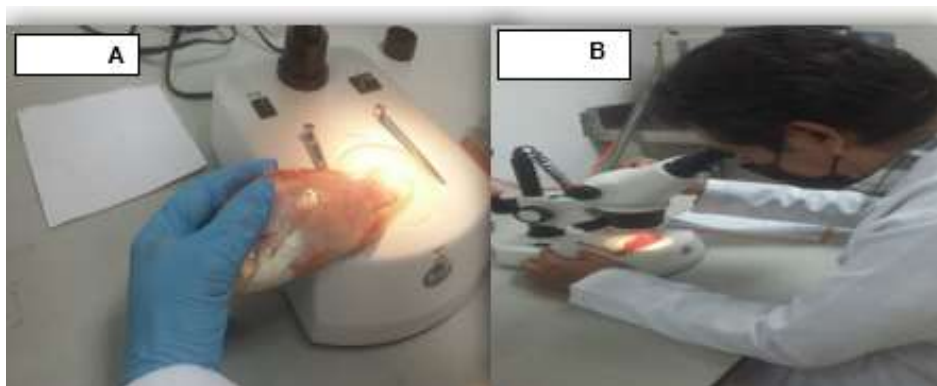
Una vez en el Laboratorio las dos muestras de bolsas plásticas conteniendo 5 peces cada una con agua y oxígeno, se le suministró inmediatamente a cada bolsa anestésico Eugenol 80 gotas por bolsa con el fin de provocar anestesia profunda y después de cinco minutos previa revisión del plano anestésico se procedió a realizar el respectivo examen macroscópico de cada uno de los peces, se revisó la condición general del pez, cuerpo completo, cabeza, opérculos, cada una de las aletas (caudal, dorsal, pélvica, pectoral y anal), ojos y branquias.

Inmediatamente después de esta revisión general se colocó cada pez en una caja de Petri para observar con estereoscopio y objetivo de 10x (Marca Metic Modelo, SMZ-161), de igual forma, se observó detalladamente el cuerpo, cada una de las aletas mencionadas anteriormente, opérculos, cabeza, ojo y los primeros arcos branquias con microscopio de luz (marca Nikon, modelo Eclipse E-200) y objetivo de 4X. La cuantificación se realizó teniendo en cuenta la

clasificación del ectoparásito, la estructura anatómica afectada y total de parásitos aislados. Con estos datos se realizará estadística descriptiva promedio de ectoparásitos en cada muestra y su frecuencia dependiendo de la estructura anatómica afectada en el pez. Para el estudio histológico en cada tilapia, se realizó biopsia de los dos primeros arcos branquiales se extrajeron muestras con mucosidad y se depositaron en las láminas portaobjetos, agregando de una a dos gotas de agua corriente y se cubrieron con una laminilla para ser observadas en fresco al microscopio compuesto. Los parásitos fueron contabilizados y medidos utilizando el ocular micrométrico y se anotaron las manifestaciones clínicas que presentó cada tilapia estudiada, para la identificación de los ectoparásitos se utilizaron claves y guía de diagnóstico de Reichenbach-Klinke (1975), Ferguson (1987) y García-Vásquez et al. (2007).

Figura 7.

Estudio de las muestras



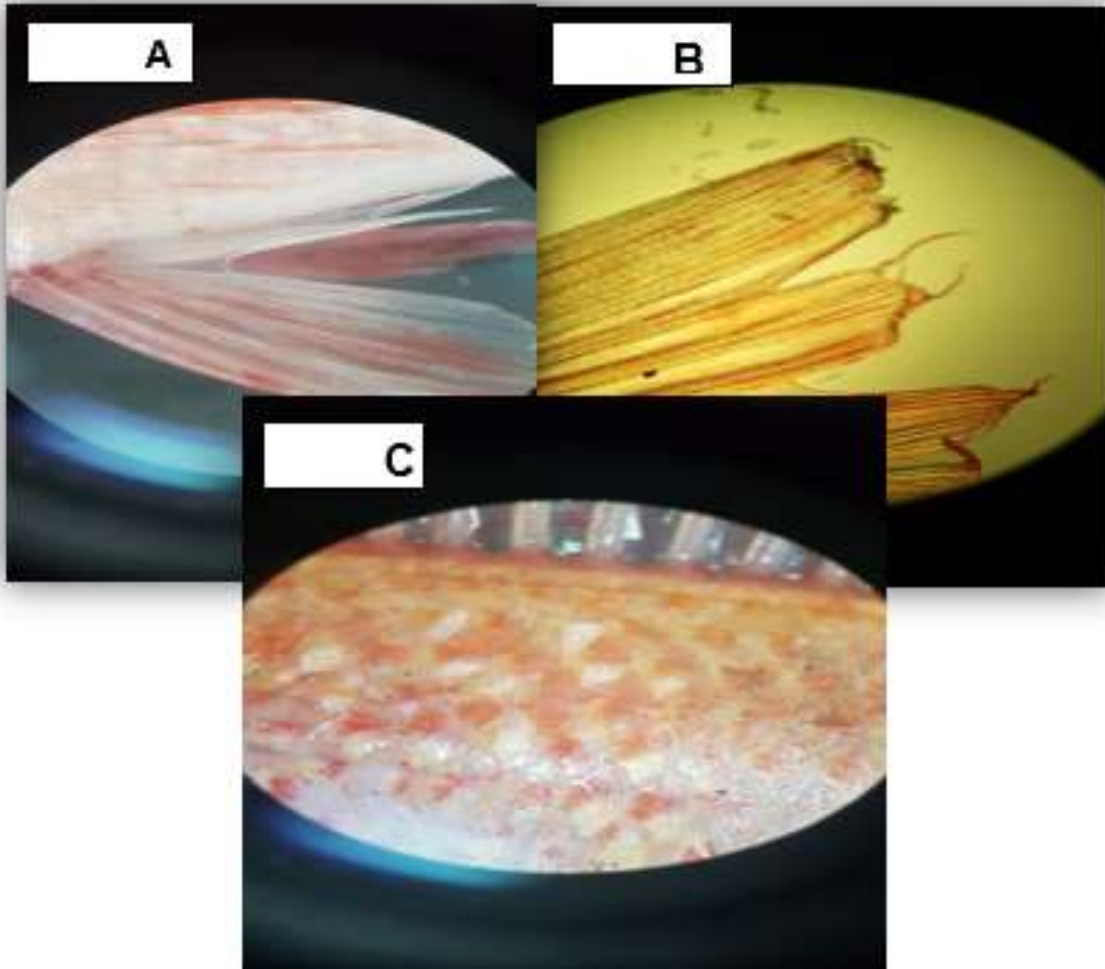
Nota: a), b estudio de muestras con estereoscopio, objetivo de 10x (Marca Metic Modelo, SMZ-161)

Fuente: Elaboración propia del estudio.

Se tomaron microfotografías con la ayuda de un microscopio compuesto marca Olympus®. Se identificó la intensidad de infección de los parásitos a 40 aumentos (4x).

Figura 8.

Vista del microscopio (4x)



Nota: a), b), c) microfotografías tomadas desde un microscopio marca Olympus® con objetivo de 4x.

Fuente: Elaboración propia del estudio.

Tabla 5.

Temperaturas observadas durante el trabajo de campo (30 días). Tomadas 2 veces al día

TEMPERATURA DENSIDAD 600		TEMPERATURA DENSIDAD 400	
24.8	24.77	24.6	24.55
24	24.6	24.8	23.66
24.5	24.3	24.8	22
22.3	24.8	23.78	23.4
22.9	23.6	24.54	25.1
24.9	25	24.55	23.44
24.1	24.6	23.66	25
22.4	24.8	22	22.11
23.6	24.8	23.4	23.55
24	23.78	25.1	21.9
23.7	24.54	24.8	23.55
24.7	24.55	24.8	25.44
24.5	23.66	23.78	23.33
25	22	24.54	22.77
23.9	23.4	24.55	22.99
22.9	25.1	23.66	23.89
24.99	23.44	22	24.87
25	25	23.4	24,56
23.99	22.11	25.1	23.78
25	23.55	24.8	23.7
21.9	23.88	24	24.7
23.55	24.55	24.5	24.5
25.44	24.33	22.3	25
23.33	23.11	22.9	23.9
22.77	24.22	24.9	22.9
22.99	23.1	24.1	24.99
23.89	23.9	22.4	25
24.87	24.8	23.6	23.99
24,56	25	24	25
23.78	24.5	23.7	23.7

Nota: datos obtenidos de la temperatura tomada dos veces al día a los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia

Tabla 6. pH registrado durante trabajo de campo (30 días), tomada 2 veces al día

pH DENSIDAD 600		pH DENSIDAD 400	
6.5	6.7	6	7
6.9	7.6	6.4	7.8
6.8	7.4	6.8	7.2
7	7.3	6.7	6.8
7.2	7.1	6.3	6.9
7.4	6.8	6.9	7.6
7.3	6.4	7.4	7.3
6.7	6.5	7.3	6
6.5	6.9	7	6.4
6.9	6.3	6.9	7
7	7.4	6.5	7.8
7.8	7.2	7.3	7.4
7.2	7.1	6.2	7.2
6.8	7.4	6.5	7.1
6.9	7.3	6.9	7.4
7.6	6.9	6.4	7.3
7.3	6.4	7.3	6.9
6	6.7	6.5	6.4
6.4	6.3	6.8	6.7
6.8	7.3	6.5	6.7
6.7	6.5	6.5	7.6
6.3	6.6	6.9	7.4
6.9	7.1	6.8	7.3
7.4	7.4	7	7.1
7.3	6.5	7.2	6.8
7	6.9	7.4	6.4
6.9	6.4	7.3	6.5
6.5	7.3	6.7	6.9
7.3	6.5	6.5	6.3
6.2	6.8	6.9	7.4

Nota: datos obtenidos de la toma de pH dos veces al día en los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 7.

Oxígeno registrado durante trabajo de campo (30 días). Tomado una vez al día.

OXÍGENO (mg/l) DISUELTO, DENSIDAD 600	OXÍGENO (mg/l) DISUELTO, DENSIDAD 400
6.88	7.66
10.66	7.5
11	6.88
9.3	7.99
8.7	6.5
9.3	9.77
8.71	9.35
8.66	6.99
6.99	6.88
7.88	7.99
7.55	7.8
9.8	10.77
9.99	12.99
10.66	10.8
12.6	9.56
11.9	9.45
10.9	9.12
10.22	9.45
6.33	8.98
7.44	7.00
8.99	7.88
8.44	6.99
9.88	11.8
7.98	11.7
7.55	12
9.35	6.99
6.99	7.88
6.88	7.55
7.99	9.8
7.8	9.99

Nota: datos obtenidos de la toma de oxígeno una vez al día en los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 8.

Registro de amonios, nitritos, nitratos y alcalinidad, tomados cada 8 días. Durante 30 días

	AMONIACO	NITRITOS	ALCALINIDAD
	0.3mg/l	0.36mg/l	109mg/l
	0.4mg/l	0.48mg/l	115mg/l
DENSIDAD	0.4mg/l	0.48mg/l	99mg/l
600 PECES	0.2mg/l	0.24mg/l	87mg/l
	0.1mg/l	0.12mg/l	80mg/l
DENSIDAD	0.2mg/l	0.24mg/l	97mg/l
400 PECES	0.1mg/l	0.12mg/l	103mg/l
	0.3mg/l	0.36mg/l	95mg/l

Nota: Datos obtenidos de la toma de parámetros cada 8 días.

Fuente: Elaboración propia

Prueba estadística

Es un diseño de bloques al azar 2*2. Se tomaron dos densidades a las cuales se les realizó dos muestreos con intervalos de 15 días (15,30) y 5 repeticiones por muestreo y densidad de siembra (5 peces por cada densidad).

Su análisis se realizó a través de la estadística descriptiva.

Estadística descriptiva

Los registros u observaciones efectuados proporcionan una serie de datos que necesariamente deben ser ordenados y presentados de una manera inteligible. La estadística

descriptiva desarrolla un conjunto de técnicas cuya finalidad es presentar y reducir los diferentes datos observados (Fernandez *et al.*, 2002)

La presentación de los datos: Se realiza mediante su ordenación en tablas, proceso denominado de tabulación, y su posterior representación gráfica.

La reducción estadística: Consiste en utilizar solo un número reducido de los datos posibles para facilitar las operaciones estadísticas. Esta reducción, que conlleva un error que debe estar controlado, puede realizarse previamente durante el proceso de tabulación o, con mayor eficacia utilizando las llamadas medidas estadísticas. La utilización de estas medidas estadísticas permitirá comparar diferentes series de datos obtenidos en distintas observaciones. (Fernandez *et al.*, 2002)

RESULTADOS

Resultado primer envío

Tabla 9.

Resultados muestra 1. Tratamiento 1 (Densidad 600).

Sitio o estructura	tratamiento 1				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	0	0	6	4	5
Aleta anal	0	0	0	0	0
Aleta dorsal	0	0	0	0	0
Ojo	0	0	0	0	0
Opérculo	0	0	0	0	3
Cuerpo	0	0	0	0	0
Branquias	0	0	0	0	0
Total	0	0	6	4	8

Nota: resultado del estudio anatómico de la muestra, número y parte del cuerpo donde se encuentran los parásitos, tratamiento 1

Fuente: Elaboración propia del estudio

Tabla 10.

Resultado muestra 2, tratamiento 2 (Densidad 400)

Sitio o estructura	Tratamiento 2				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	0	0	0	0	0
Aleta anal	0	2	0	0	0
Aleta dorsal	0	0	5	2	0
Ojo	0	0	0	0	0
Opérculo	0	0	0	0	0
Cuerpo	0	0	4	0	0
Branquias	0	0	0	0	0
Total	0	2	9	2	0

Nota: resultado del estudio anatómico de la muestra, número y parte del cuerpo donde se encuentran los parásitos, tratamiento 2

Fuente: Elaboración propia

Tabla 11.

Nombre y total de ectoparásitos encontrados en el tratamiento 1 y 2

Ectoparásito	tratamiento 1	tratamiento 2
<i>Piscinoodium sp</i>	18	13

Nota: datos obtenidos del estudio, nombre y número de ectoparásitos encontrados en los dos diferentes tratamientos en el primer envío.

Fuente: Elaboración propia del estudio

Tabla 12.

Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 1 (densidad 600)

Sitio o estructura	tratamiento 1									
	1	Pez	2	Pez	3	Pez	4	5	Pez	
Aleta caudal		0,00		0,00		33,33		22,22		27,78
Aleta anal		0,00		0,00		0,00		0,00		0,00
Aleta dorsal		0,00		0,00		0,00		0,00		0,00
Ojo		0,00		0,00		0,00		0,00		0,00
Opérculo		0,00		0,00		0,00		0,00		16,67
Cuerpo		0,00		0,00		0,00		0,00		0,00
Branquias		0,00		0,00		0,00		0,00		0,00

Fuente: Elaboración propia

Tabla 13.

Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 2 (densidad 400)

Sitio o estructura	Tratamiento 2				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Aleta anal	0,00	15,38	0,00	0,00	0,00
Aleta dorsal	0,00	0,00	38,46	15,38	0,00
Ojo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Opérculo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Cuerpo	0,00	0,00	30,77	0,00	0,00
Branquias	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Fuente: Elaboración propia

Tabla 14.

Afectación por estructura anatómica de los tratamientos 1 y 2

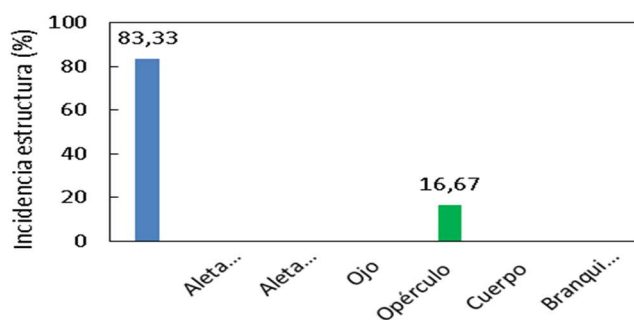
Afectación por estructura %		
Sitio o estructura	Tratamiento 1(d= 600)	Tratamiento 2 (d=400)
Aleta caudal	83,33	0,00
Aleta anal	0,00	15,38
Aleta dorsal	0,00	53,85
Ojo	0,00	0,00
Opérculo	16,67	0,00
Cuerpo	0,00	30,77
Branquias	0,00	0,00
Total	100,00	100,00

Nota: afectación en porcentaje de las estructuras anatómicas en los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia

Figura 9.

Afectación por estructura anatómica del tratamiento 1 (densidad 600)



83.33% de afectación en la aleta caudal.

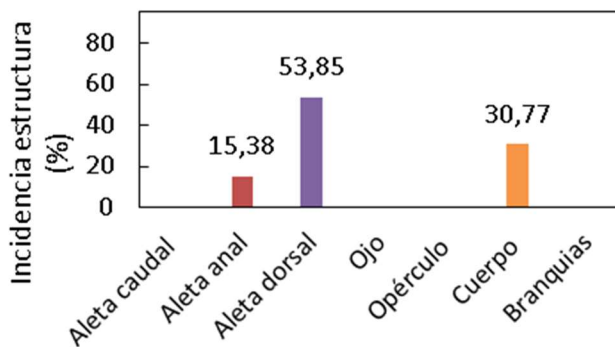
16.67 de afectación en el opérculo

Nota: resultado en porcentaje de la afectación anatómica de los parásitos en el tratamiento 1.

Fuente: Elaboración propia

Figura 10.

Afectación por estructura anatómica del tratamiento 2 (densidad 400)



15.38% de afectación en la aleta anal.

53.85% de afectación en la aleta dorsal.

30.77% de afectación en el cuerpo.

Nota: resultado en porcentaje de la afectación anatómica de los parásitos en el tratamiento 2.

Fuente: Elaboración propia del estudio.

Resultados segundo envío

Tabla 15. Resultados muestra 1 Tratamiento 1(Densidad 600).

Sitio o estructura	tratamiento 1				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	7	6	0	6	20
Aleta anal	0	0	0	0	0
Aleta dorsal	0	0	8	0	0
Ojo	0	0	0	0	0
Opérculo	0	0	0	0	4
Cuerpo	0	0	0	0	0
Branquias	0	0	0	0	0
Total	7	6	8	6	24

Nota: resultado del estudio anatómico de la muestra, número y parte del cuerpo donde se encuentran los parásitos, tratamiento 1

Fuente: Elaboración propia

Tabla 16.

Resultados muestra 2. Tratamiento 2 (Densidad 400)

Sitio o estructura	Tratamiento 2				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	5	0	0	0	0
Aleta anal	0	0	0	0	0
Aleta dorsal	0	0	0	0	0
Ojo	0	0	0	0	0
Opérculo	0	0	0	0	0
Cuerpo	0	0	0	0	0
Branquias	0	0	0	0	0
Total	5	0	0	0	0

Nota: resultado del estudio anatómico de la muestra, número y parte del cuerpo donde se encuentran los parásitos, tratamiento 2 fuente: elaboración propia del estudio

Tabla 17.

Nombre y total de ectoparásitos encontrados en el tratamiento 1y 2.

Ectoparásito	Tratamiento 1	Tratamiento 2
<i>Piscinoodium sp</i>	51	5
<i>Icht multifillis</i>	4 (en H2O)	0
Total	51	5

Nota: datos obtenidos del estudio, nombre y número de parásitos encontrados en los dos diferentes tratamientos en el segundo envío.

Fuente: elaboración propia del estudio

Tabla 18.*Afectación por estructura anatómica de los tratamientos 1 y 2*

Afectación por estructura %		
Sitio o estructura	Tratamiento 1(d= 600)	Tratamiento 2 (d= 400)
Aleta caudal	76,47	100
Aleta anal	0,00	0
Aleta dorsal	15,69	0
Ojo	0,00	0
Opérculo	7,84	0
Cuerpo	0,00	0
Branquias	0,00	0
Total	100,00	100,00

Nota: afectación en porcentaje de las estructuras anatómicas en los dos diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia

Tabla 19. *Análisis en porcentaje de la presencia de ectoparásitos anatómicamente en el tratamiento 1 (densidad 600)*

Sitio o estructura	Tratamiento 1				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	13,73	11,76	0,00	11,76	39,22
Aleta anal	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Aleta dorsal	0,00	0,00	15,69	0,00	0,00
Ojo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Opérculo	0,00	0,00	0,00	0,00	7,84
Cuerpo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Branquias	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Fuente: Elaboración propia

Tabla 20.

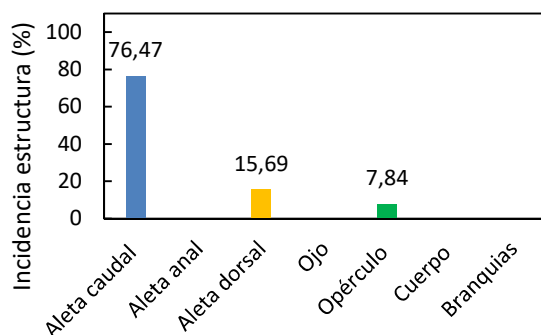
Análisis en porcentaje de la presencia de parásitos anatómicamente en el tratamiento 2 (densidad 400)

Sitio o estructura	Tratamiento 2				
	Pez 1	Pez 2	Pez 3	Pez 4	Pez 5
Aleta caudal	100,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Aleta anal	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Aleta dorsal	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Ojo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Opérculo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Cuerpo	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Branquias	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Fuente: Elaboración propia

Figura 11.

Afectación por estructura anatómica del tratamiento 1 (densidad 600)



76.47% de afectación en la aleta caudal.

15.69% de afectación en aleta dorsal.

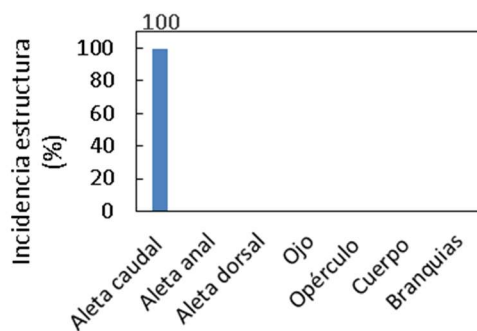
7.84% de afectación en el opérculo

Nota: resultado en porcentaje de la afectación anatómica de los parásitos en el tratamiento 1.

Fuente: Elaboración propia del estudio.

Figura 12.

Afectación por estructura anatómica del tratamiento 2 (densidad 400)



100% afectación en la aleta caudal

Nota: resultado en porcentaje de la afectación anatómica de los parásitos en el tratamiento 2.

Fuente: Elaboración propia

Analisis general

Tabla 21.

Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en las dos densidades

Sitio o estructura	Muestra 1	Muestra 2	Total	T 1= 600	T 2= 400	Total
Aleta caudal	54	5	59	78,26	27,78	67,82
Aleta anal	0	2	2	0,00	11,11	2,30
Aleta dorsal	8	7	15	11,59	38,89	17,24
Ojo	0	0	0	0,00	0,00	0,00
Opérculo	7	0	7	10,14	0,00	8,05
Cuerpo	0	4	4	0,00	22,22	4,60
Branquias	0	0	0	0,00	0,00	0,00
Total	69	18	87	100,00	100,00	100,00

Nota: Total de ectoparásitos encontrados en los dos diferentes tratamientos en todo el estudio.

Fuente: Elaboracion propia

Tabla 22.

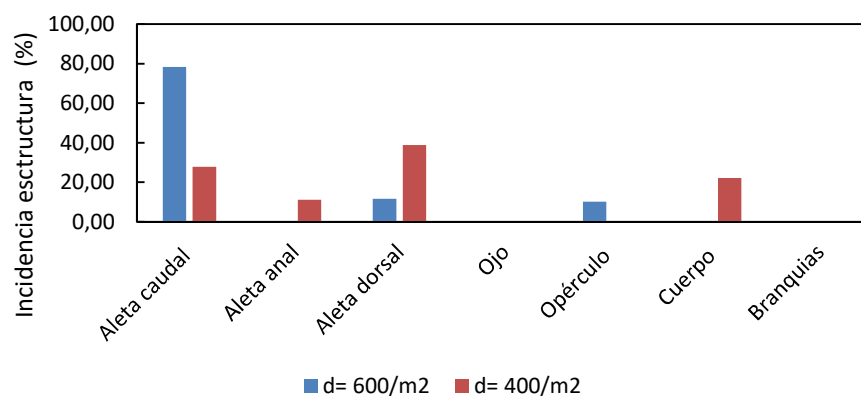
Incidencia de ectoparásitos en función de la densidad

<i>Incidencia de ectoparásitos en función de la densidad</i>						
	T1= 600	T2=400	Total	T1= 600	T2= 400	Total
Análisis 1	18	13	31	58,06	41,94	100,00
Análisis 2	51	5	56	91,07	8,93	100,00
total	69	18				

Nota: total de ectoparásitos encontrados en las dos diferentes densidades del estudio.
Fuente: Elaboracion propia

Figura 13.

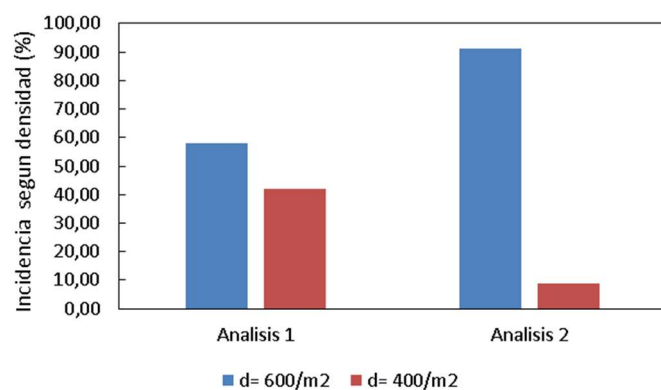
Incidencia por estructura anatómica en los dos diferentes tratamientos



Fuente: Elaboracion propia

Figura 14.

Incidencia por densidad en los dos diferentes tratamientos



Nota: Análisis de la carga parasitaria encontrada en los dos diferentes tratamientos en los dos envíos.

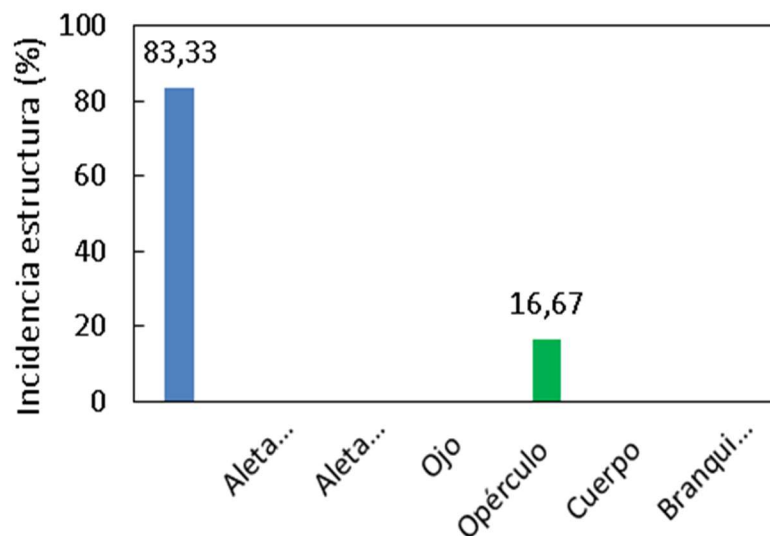
Fuente: Elaboracion propia

Análisis 1

Los resultados del primer análisis evidencian que para la densidad de 15kg/m³ (tratamiento 1), la afectación del ectoparásito *Piscinoodium sp*, se dio en mayor proporción (83,33%) en la aleta caudal, sin embargo, también hubo afectación en el opérculo con afectación del 16,67% (figura 15). El tratamiento 2 correspondiente a la densidad de 10kg/m³ la afectación de *Piscinoodium sp*, se dio en la aleta anal, aleta dorsal y cuerpo con porcentajes de 15,38%, 53,85% y 30,77% respectivamente (figura 16). Por otro lado, en el pez cinco del tratamiento 1 se encontró el ectoparásito en la aleta caudal y el opérculo como se muestra en la figura 17. De forma similar en el tratamiento 2 el pez número tres contenía a *Piscinoodium sp* en la aleta dorsal y el cuerpo como se ilustra en la figura 18.

Figura 15.

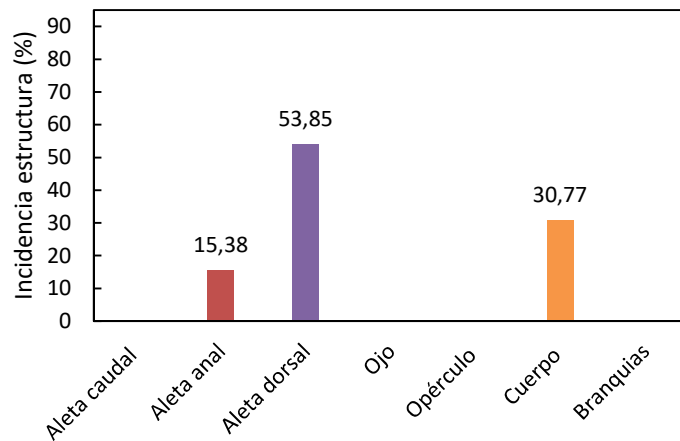
Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica t1(d=600) en cada pez



Fuente: Elaboración propia

Figura 16.

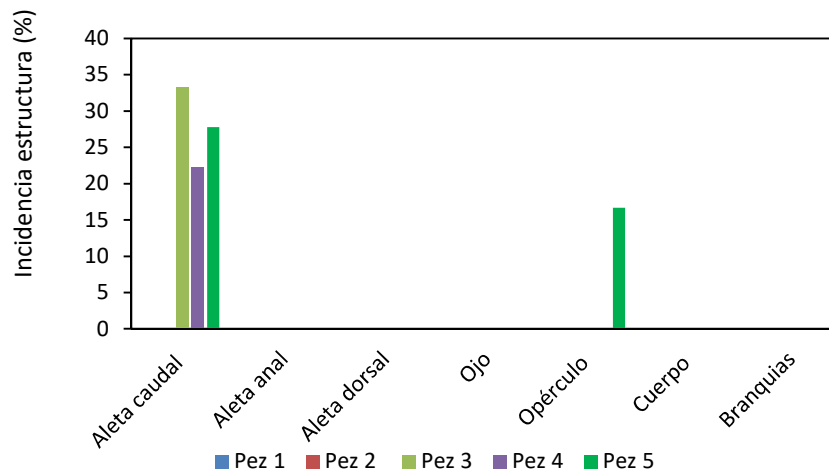
Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica t1(d=600) en cada pez



Fuente: Elaboración propia

Figura 17.

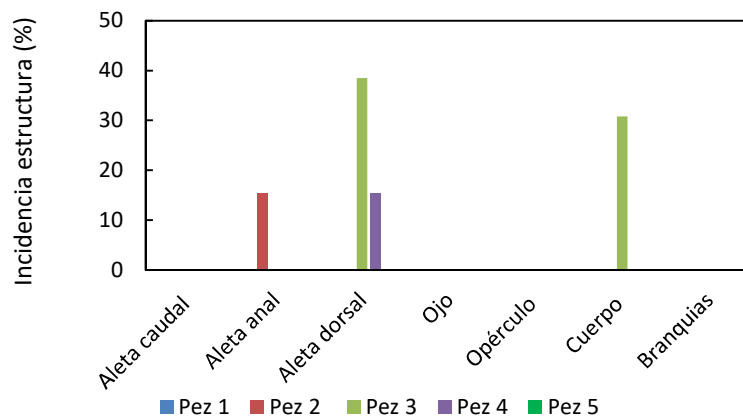
Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica t1 (d=600) en cada pez



Fuente: Elaboración propia

Figura 18.

Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica t2 (d=400) en cada pez

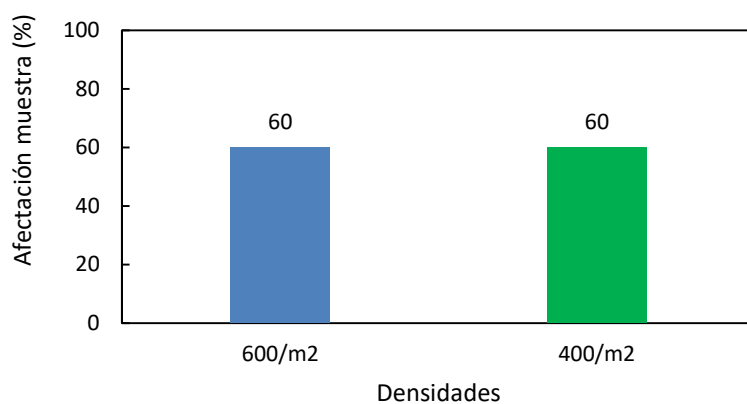


Fuente: Elaboración propia

Según los resultados la incidencia del ectoparásito *Piscinoodium sp*, fue del 60% en los dos tratamientos, es decir 3 de los 5 peces enviados para análisis convivían con este. En la figura 19 se muestra la incidencia parasitaria en cada tratamiento.

Figura 19.

Afectación de la muestra en función a cada tratamiento

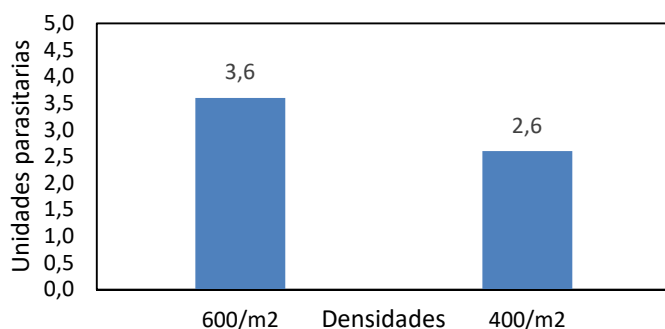


Fuente: Elaboración propia

En la figura 20 se muestra el promedio de parásitos del análisis 1 para los dos tratamientos.

Figura 20.

Promedio de parásitos por muestra en cada densidad



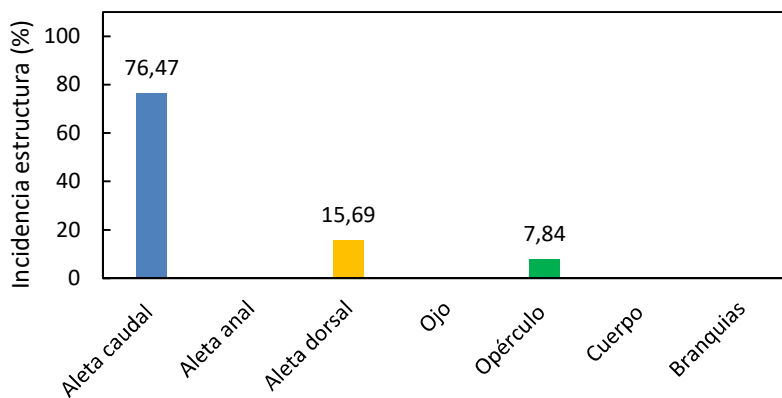
Fuente: Elaboración propia

Análisis 2

Los peces parasitados en el análisis dos, tratamiento 1 (d= 600), se vieron afectados en la aleta caudal, aleta dorsal y opérculo con incidencia de ectoparásitos en proporciones de 76,47%, 15,69% y 7,84% respectivamente (figura 21), es de destacar que en el pez cinco se encontró a, *Piscinoodium sp* en la aleta caudal y el opérculo. Por otra parte, en el tratamiento 2, (d= 400), *Piscinoodium sp* estuvo en el 100% en la aleta caudal (figura 22), siendo afectado únicamente el pez 1 como se ilustra en la figura 23. Cabe resaltar que en el agua de los peces provenientes de la densidad 600 se encontraron 4 organismos parásitos identificados como *Icht multifillis*.

Figura 21.

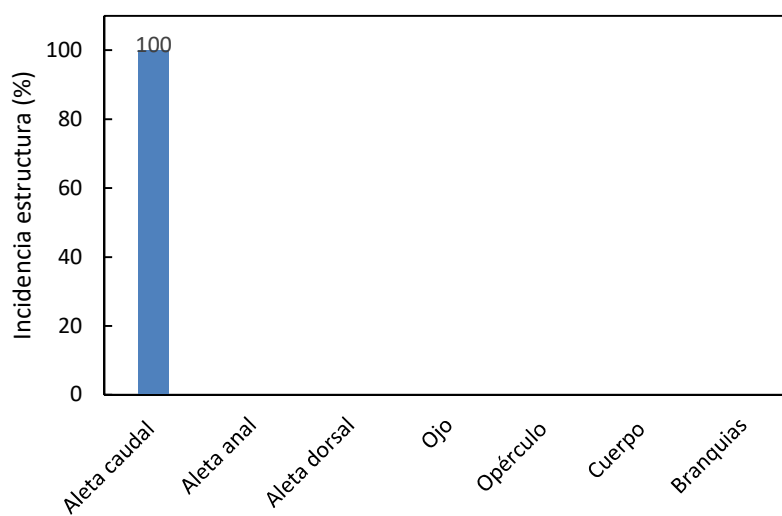
Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica T1(d=600) en cada pez



Fuente: Elaboración propia

Figura 22.

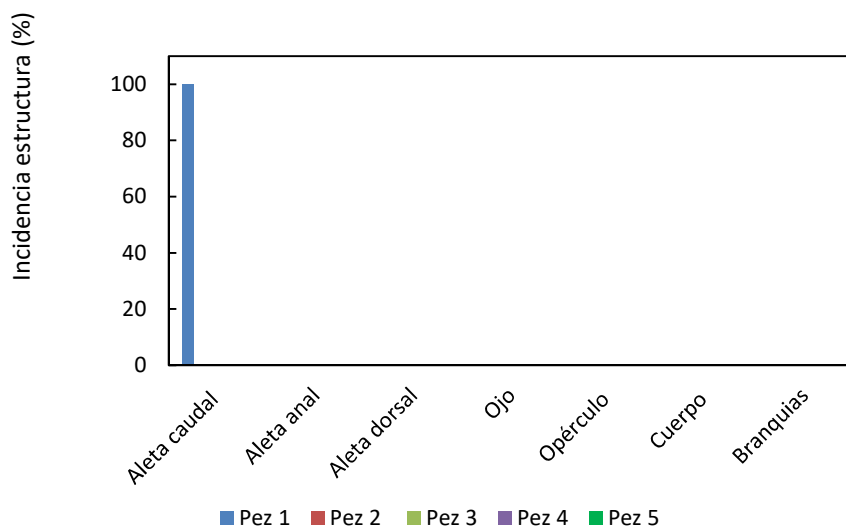
Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica T2 (d=400) en cada pez



Fuente: Elaboración propia

Figura 23.

Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica T2(d=400) en cada pez

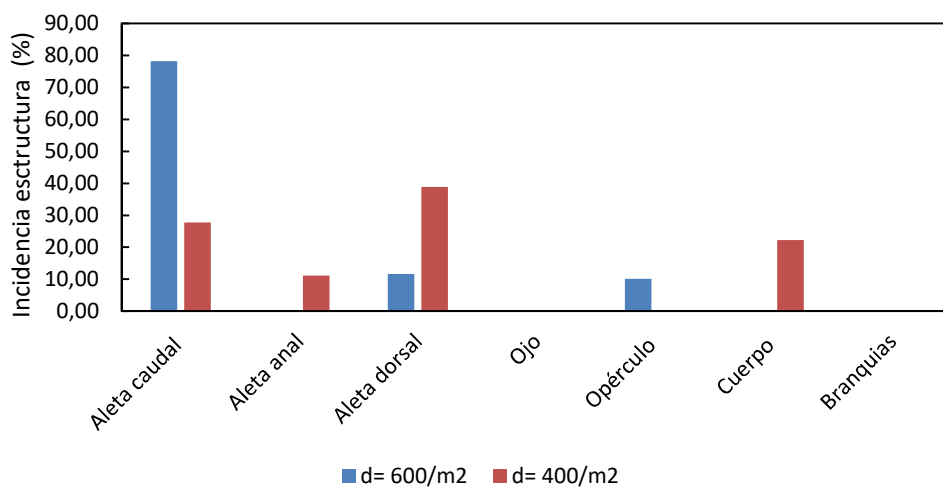


Fuente: Elaboración propia

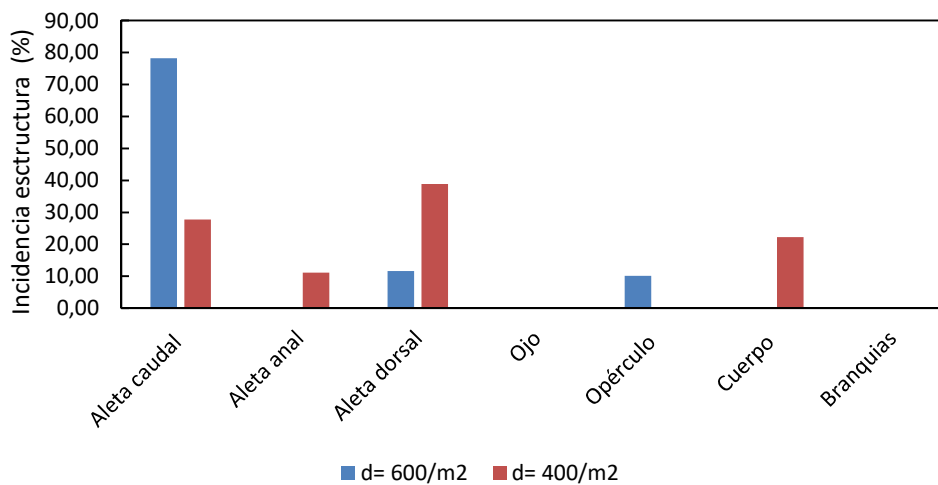
El resultado de los análisis deja en evidencia que en el tratamiento 1 (densidad 600) las estructuras anatómicas afectadas fueron aleta caudal 78,26%, aleta dorsal 11,59% y opérculo 10,14%. Por otro lado, el tratamiento 2 (densidad 400) las estructuras parasitadas fueron la aleta caudal 27,78%, aleta anal 11,11%, aleta dorsal 38,89% y el cuerpo 22,22% (figura 24). La estructura con mayor incidencia de ectoparásitos en las dos densidades fue la aleta caudal con 67,52%, seguido de la aleta dorsal 17,24%, opérculo 8,05%, cuerpo 4,60% y aleta anal 2,30%, es de destacar que el ojo y las branquias no tuvieron afectación (figura 25).

Figura 24.

Incidencia de Piscinoodium sp según la estructura anatómica (d=600) en cada pez

**Figura 25.**

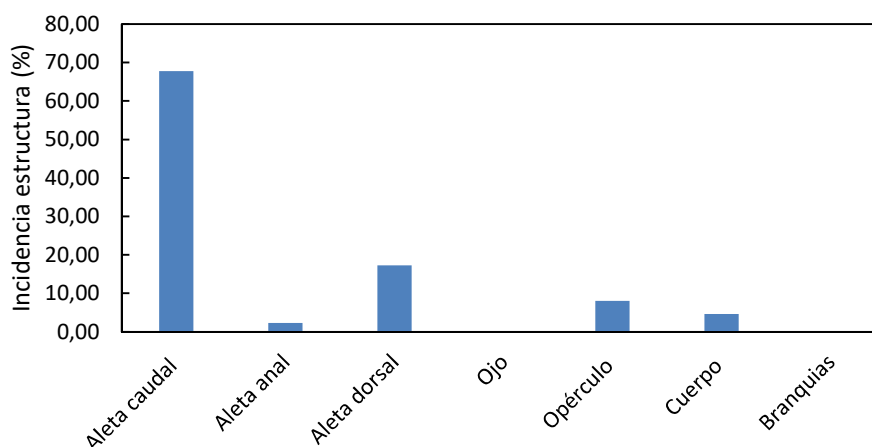
Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en los dos tratamientos



Fuente: Elaboración propia

Figura 26.

Incidencia de ectoparásitos por estructura anatómica en el estudio



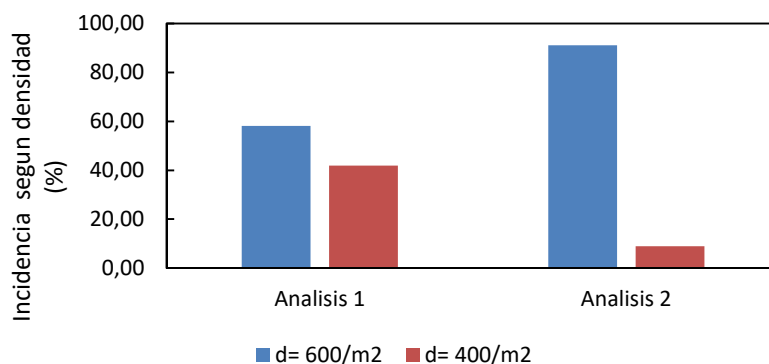
Fuente:

Elaboración propia

La mayor incidencia de ectoparásitos se da en el tratamiento 1 (600 peces/9.2 m³), en el análisis uno y dos se registraron proporciones de 58,06%, 91,07% respectivamente, siendo estos superiores a los de la densidad contrastante. Por otra parte, el tratamiento 2 (400 peces/9.2 m³) registró proporciones de 41,94%, para el análisis uno y 8,93% para el análisis dos. En la figura 26 se muestra la incidencia de ectoparásitos en función al tratamiento de cultivo.

Figura 27.

Incidencia de ectoparásitos en función del tratamiento (densidad) de cultivo.



Fuente: Elaboración propia del estudio

A través de un análisis de varianza (ANOVA) se determinó que no hubo diferencias significativas ($P = 0,272$) entre los tratamientos, de acuerdo a las densidades estudiadas, siendo T1 correspondiente a la densidad 600peces y T2 densidad 400 peces. En la tabla 23 se muestra los valores medios con su respectiva desviación estándar y el valor de ANOVA.

Tabla 23.

Valores medios de la variable evaluada

Variable	T1	T2	Anova Pr>F
Cantidad ectoparasitos	34,5 ± 23,33	9,0 ± 5,66	0,272

Fuente: Elaboración propia

Tabla 24.

Valores medios de cada estructura afectada.

Variable	T1	T2	Anova Pr>F
Aleta caudal	27,0 ± 16,97	2,5 ± 3,54	0,184
Aleta anal	0,0 ± 0,00	1,0 ± 1,41	0,423
Aleta dorsal	4,0 ± 5,66	3,5 ± 4,95	0,934
Ojo	No presentó afectación		
Opérculo	3,5 ± 0,71	0,0 ± 0,0	0,020
Cuerpo	0,0 ± 0,0	2,0 ± 2,83	0,423
Branquias	No presentó afectación		
Agua muestra	2,0 ± 2,83	0,0 ± 0,0	0,423

Fuente: Elaboración propia

DISCUSIÓN

En el muestreo inicial se puede observar en la densidad 15 kg/m³ (D1), se encontró que el 60% de los peces muestreados contenían parásitos externos, en la aleta caudal y el 20% en el opérculo. Esto se puede atribuir al número de peces por metro cubico que pueden alterar las condiciones físicas y químicas del agua, factor predisponente para la aparición y estadía de parásitos como *piscinoodium sp.* Los resultados presentados son similares a los citados por Anacona *et al.*, (2020) al determinar ectoparásitos como *Oodinium ssp* en sistemas de producción de trucha en Silvia, Cauca.

Se examinaron 20 tilapias rojas (*Oreochromis spp*) de las cuales 12 se encontraban infestadas con parásitos, esto representa el 60% de total de muestra examinada, esto concuerda con Merino, (2015) que realizo un perfil parasitológico (*Oreochromis niloticus*) en el que examino 90 muestras de las cuales encontró el 50% con presencia de parásitos.

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.

El ciclo del nitrógeno es un factor que se debe tener muy en cuenta en cualquier producción de alevinos ya que este se produce a través de la producción de materia orgánica como las heces, orina y alimento no consumido; generando amoniaco el cual gracias a unas bacterias llamadas Nitrosomas lo descomponen en nitritos, estos a través de bacterias Nitrobacter pasan a nitratos, los cuales se eliminan por recambio de agua, mayor oxigenación de los blowers. Si por algún motivo no hay un adecuado balance de algún factor de este proceso, se tiende acumular nitritos y produce intoxicación en los peces y posteriormente la muerte. Si se

acumula los nitratos estos no son tan tóxicos y se pueden manejar antes de que ocurra cualquier evento adverso.

Los resultados del presente estudio muestran una mayor susceptibilidad de las tilapias rojas (*Oreochromis spp*) por el parásito *Oodinium* en la densidad de 15kg/m³ (600 peces/9,2m³), esto se podría presentar ya que fue un tratamiento en el cual hubo mayor biomasa en comparación con el otro tratamiento de (400 peces/9,2m³), lo que genera que el estrés del animal sea mayor y disminuya el sistema de defensa (mucosidad de la piel). Este estrés también se podría producir por competencia por alimento, por mayor materia orgánica y mayor consumo de oxígeno.

En este estudio se pudo observar que en los dos tratamientos la aleta caudal fue la más afectada seguido de la aleta dorsal. En el tratamiento 15kg/m³ (600 peces/9,2m³) en el primer envío la aleta caudal presento un porcentaje del 83,33 de afectación y en el segundo envío un 76,47% de afectación. El tratamiento de 10kg/m³ (400 peces/9,2m³), en el primer envío la aleta dorsal tuvo una afectación del 53,85%; y en el segundo envío la aleta caudal fue 100% afectada. Esto se puede presentar porque la barrera protectora de los peces son las escamas las cuales actúan como un sistema de defensa para la piel del pez; como en la aleta caudal y dorsal no tienen este sistema de defensa y el único que tienen es la mucosidad la cual se puede ver afectada por cualquier cambio brusco de temperatura o parámetro fisicoquímico, permitiéndole que el microorganismo le sea mucho más fácil atravesar esta barrera.

La presencia del *Ichthyophthirius multifiliis* en el agua del tratamiento 15kg/m³ (600 peces/9,2m³), se debe a que este parásito se encuentra en el fondo del estanque terminando su proceso de maduración en la cual tiene promedio de 48 horas para buscar un huésped factible para su supervivencia.

CONCLUSIONES

Se observó que en la densidad de $15\text{kg}/\text{m}^3$ ($600\text{ peces}/9,2\text{m}^3$), se presentó mayor carga parasitaria, debido a la cantidad de biomasa, la cual está altera varios factores que podrían causar estrés del pez y por ende llegar a parasitosis.

El parasito que con mayor prevalencia se encontraba en las densidades fue el *Piscinoodinium* también conocido como *Oodinium*.

Se identifico 1 tipo de ectoparásitos principalmente en la aleta dorsal y caudal en las dos densidades ($15\text{kg}/\text{m}^3$); ($10\text{kg}/\text{m}^3$): *Oodinium* sp. Dominio: eucariota; Reino: protista; Filo: dinoflagellata.

Se observo que en la densidad de $15\text{kg}/\text{m}^3$ (tratamiento 1), se encontraron 4 parásitos de *Icht multifillis* en el agua.

Los parámetros fisicoquímicos que se tomaron en las dos densidades ninguna se vieron alteradas, por lo cual no nos proporciona información que explique por qué en la densidad de $15\text{kg}/\text{m}^3$ se presentaron más parásitos.

RECOMENDACIONES

Para manejar densidades altas como la de 15 kg/m^3 , se deben realizar más cambios de agua, ya que la acumulación de materia orgánica genera que los nitritos y nitratos se alteren y provoquen enfermedad.

Para el manejo de una densidad alta se deben mantener por mucho más tiempo los aireadores (Blower), para que algunos microorganismos se encarguen de degradar los desechos orgánicos y garanticen que la inocuidad de producto se mantenga.

Si el agua se encuentra de un aspecto muy verdoso, se debe proceder a realizar un recambio de agua parcial o total, ya que esto indica que hay mayores microorganismos como las microalgas que en el día a través de fotosíntesis generan mayor oxígeno disuelto, pero en las noches realizan un procedimiento contrario ya que estas necesitan el oxígeno para sobrevivir y es ahí donde se produce la competencia por oxígeno tanto de las algas como de los peces generando muertes.

Cada vez que se realice una nueva siembra en cada estanque se debe exponer al sol y realizar un enclamiento que garantice que no haya parásitos presentes de las antiguas siembras.

En el caso de que haya algún moribundo o muertos, retirar en la mayor brevedad posible, evitando causar estrés en los demás animales que perjudican el estado inmunitario del pez.

Disponer al máximo de una fuente de agua confiable donde se le haya realizado análisis de calidad, para que no produzca ningún inconveniente más adelante.

BIBLIOGRAFÍA

Brown, L. (2000). *Acuicultura para veterinarios. Producción y clínica de peces*. 1ed. Zaragoza (España). Recuperado de: <https://www.worldcat.org/title/acuicultura-para-veterinarios-produccion-y-clinica-de-peces/oclc/45385356>

Blanco & Esteves. (2019). Empresa productora de tilapia y servicios para la producción piscícola. suteki innovation sas. *Facultad de ciencias pecuarias medicina veterinaria y zootecnia*. Recuperado de: <https://repository.udca.edu.co/bitstream/handle/11158/2154/Proyecto%20Productivo%20De%20Tilapia.pdf?sequence=3&isAllowed=y>

Conroy, G. (s.f). Importantes enfermedades detectadas en tilapias cultivadas en américa central y del sur. Costa rica Recuperado de: https://www.ciabcr.com/charlas/jornadaacuicola/8_Enfermedades_en_Tilapias_Cultivadas_en_las_Americas.pdf

Fernandez, F., A, Cordoba, J,Cordero. (2002). *Estadística descriptiva*. Editorial esic. Edición 2. Recuperado de: <https://books.google.com.pe/books?id=31d5cGxXUnEC&printsec=copyright#v=onepage&q&f=false>

Flores, P. (s.f.). Manual de crianza de tilapia. Argentina, nicovita. Recuperado de: <http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Tilapia/Manual%20de%20crianza%20de%20tilapia.pdf>

Fuentes, A. (2008). *Presencia de lernaea cyprinacea en peces de ornato de acuarios en la comarca lagunera*, tesis, México. Recuperado de:

<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2827/Presencia%20de%20Lernaea%20cyprinacea%20en%20peces%20de%20ornato%20de%20acuarios%20en%20la%20Comarca%20Lagunera..pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Jimenez, A. (2007). Sistemas de recirculación en acuicultura: una visión y retos diversos para Latinoamérica. Biólogo universidad Ricardo Palma. Recuperado de:

http://www.industriaacuicola.com/PDFs/Sistemas_de_recirculacion.pdf

Heróz, A. (2000). ciliados parásitos de peces cultivados en México: enfoque ecológico. *Revista de Investigación De La Universidad Simón Bolívar*. Recuperado de:

<https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3683883>

Intagri. (2019). Requerimientos de cultivo de tilapia: calidad de agua. Instituto para la renovación tecnológica en agricultura. Equipo editorial, artículos técnicos de intagri. Recuperado de:

<https://www.intagri.com/articulos/ganaderia/requerimientos-del-cultivo-de-tilapia>

Leon, A. (2009). Proyecto de factibilidad para la creación de una microempresa dedicada al cultivo y comercialización de tilapia. Ecuador. Recuperado de:<https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/1484/1/CD-2230.pdf>

Merino, M., G. Salazar & D.Gomez. (2006). Guía práctica en piscicultura en Colombia. Instituto colombiano de desarrollo rural. Bogotá. Recuperado de:<https://aunap.gov.co/wp-content/uploads/2016/04/Guia-Practica-de-Piscicultura-en-Colombia.pdf>

Luchini, L. (2006). Tilapia: su cultivo y sistema de producción. Dirección de acuicultura. Recuperado

de [https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/cultivos/archivos/000000_Especies/000008-Tilapia/071201_Generalidades%20acerca%20del%20cultivo%20\(Parte%2001\).pdf](https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/cultivos/archivos/000000_Especies/000008-Tilapia/071201_Generalidades%20acerca%20del%20cultivo%20(Parte%2001).pdf)

Paz, P. (2016). coordinador de área zootecnia, *Reproducción de la tilapia*, Universidad de Zamorano, 11 de noviembre 2016. Recuperado de: <https://www.zamorano.edu/2016/11/11/reproduccion-la-tilapia/>

Quintanilla, M, (2008) *Manual sobre reproducción y cultivo de tilapia*. Cendepesca. Salvador, Centroamérica. Recuperado de:

[file:///C:/Users/DELL/Desktop/Manual reproducción y cultivo tilapia.pdf](file:///C:/Users/DELL/Desktop/Manual%20reproduccion%20y%20cultivo%20tilapia.pdf)

Rios, R, (2012) *Cartilla práctica para el cultivo de tilapia*. Panamá: ARAP. Recuperado de:

<https://aquadocs.org/bitstream/handle/1834/8121/Cartilla%20pr%C3%A1ctica%20para%20el%20cultivo%20de%20tilapia.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Rodriguez, S, (2002). Engorda de "tilapia", Monografía, México. Recuperado de:

<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/5795/T13163%20RODR%C3%8DGUEZ%20ALEMAN%2C%20SERJIO%20%20%20MONOG.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Saavedra, M, (2006). Manejo del cultivo de tilapia, Nicaragua, 4 de agosto. Recuperado de:

<https://www.crc.uri.edu/download/MANEJO-DEL-CULTIVO-DE-TILAPIA-CIDEA.pdf>

Toledo, S & Garcia, M. (2000). Nutrición y alimentación de tilapia cultivada en américa latina y el caribe. Ministerio de la industria pesquera. La Habana, cuba. Recuperado de:

<file:///C:/Users/DELL/Desktop/nutrici-243-n-y-alimentaci-243-n-de-tilapia-cultivada-en.pdf>

Vasquez, L. (s.f.). *Sistemas de recirculación de agua (RAS) en piscicultura, facultad de ciencias agropecuarias*. Valle del cauca. Recuperado de:

<file:///C:/Users/DELL/Desktop/1483-Texto%20del%20art%C3%ADculo-5863-1-10-20140306.pdf>

Piscicultura. (2001). Cría de peces, mojarra roja. Recuperado de:

<https://www.angelfire.com/ia2/ingenieriaagricola/piscicultura.htm>

ANEXOS

FICHA TÉCNICA (FORMATO PARA RECOLECCIÓN DE DATOS)

DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS EN DOS DIFERENTES DENSIDADES DE
SIEMBRA DE TILAPIA ROJA (*Oreochromis spp*) EN SISTEMA RAS EN EL MUNICIPIO DEL
TAMBO (CAUCA)

ANEXO 1.

FECHA:

HORA:

ALIMENTACIÓN	
Cantidad	Hora

TEMPERATURA (°C)	
Temperatura	Hora

pH	
pH	Hora

OXIGENO DISUELTO	
Oxigeno	Hora

Observaciones: