

ESTIMACION DE LA PREVALENCIA DE DISTOMATOSIS HEPÁTICA BOVINA  
EN LA CENTRAL DE SACRIFICIO DE POPAYÁN, CAUCA.

CATHERINE MIRLEY ORTEGA GOMEZ

UNIVERSIDAD DEL CAUCA

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

POPAYÁN

2017

ESTIMACION DE LA PREVALENCIA DE DISTOMATOSIS HEPÁTICA BOVINA  
EN LA CENTRAL DE SACRIFICIO DE POPAYÁN, CAUCA.

CATHERINE MIRLEY ORTEGA GOMEZ

Trabajo de grado presentado como requisito para optar al título de Bióloga

Director:

Mg. Luis Reinel Vásquez A.

UNIVERSIDAD DEL CAUCA

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

POPAYÁN

2017

Nota de aceptación

---

---

---

Director

---

Msc. LUIS REINEL VÁSQUEZ A.

Jurado

---

Jurado

---

Fecha de sustentación:

## AGRADECIMIENTOS

- Se agradece a la Vicerrectoría de investigaciones VRI, por su colaboración y por patrocinar el proyecto de investigación GEOREFERENCIACIÓN Y MODELACIÓN DEL RIESGO DE INFECCIÓN DE LA DISTOMATOSIS HEPATICA OCASIONADA POR *Fasciola hepatica* EN EL DEPARTAMENTO DEL CAUCA, 2015. ID 4350.
- A los profesores Luis Reinel Vásquez Arteaga, Julio Cesar Giraldo, Rubiel Vargas y Diego Vergara.
- A la Sociedad de Agricultores Y Ganaderos SAG y a la Central de Sacrificio de Popayán, Cauca.
- A el Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Universidad del Cauca, Laboratorio de Morfología de La Universidad del Cauca y al Laboratorio de Biología de la Universidad INCCA de Colombia.

## TABLA DE CONTENIDO

1.	RESUMEN .....	9
2.	INTRODUCCIÓN .....	10
3.	JUSTIFICACIÓN .....	12
4.	OBJETIVOS .....	13
4.1	OBJETIVO GENERAL .....	13
4.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	13
5.	MARCO TEÓRICO .....	14
5.1.	TAXONOMÍA .....	14
5.2.	MORFOLOGIA .....	15
5.3.	CICLO DE VIDA .....	15
5.4.	HOSPEDERO INTERMEDIARIO .....	19
5.5.	HOSPEDERO DEFINITIVO .....	21
5.6.	HABITAT .....	21
5.7.	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA .....	22
5.8	. DIAGNÓSTICO .....	23
5.8.1.	Diagnóstico clínico: .....	24
5.8.2.	Diagnóstico de laboratorio: .....	25
5.8.3.	Diagnóstico a la necropsia: .....	26
6.	ANTECEDENTES .....	27
7.	MARCO METODOLOGICO .....	29
7.1.	COLECTA DE MUESTRAS .....	29
7.2.	ANALISIS ESTADISTICO .....	30
8.	RESULTADOS .....	31
9.	DISCUSION .....	36
10.	CONCLUSIONES .....	41
11.	RECOMENDACIONES .....	42
12.	BIBLIOGRAFÍA .....	43
13.	ANEXOS .....	47

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Adulto de <i>F. hepatica</i> . Copyright: Luis Reinel Vásquez.....	15
Figura 2. Ciclo de Vida de <i>F. hepatica</i> . Fuente: (Páez et al., 2012) .....	19
Figura 3. Conchas de a. <i>L. collumella</i> y b. <i>L. Trunculata</i> .....	20
Figura 4. a. <i>L. cousini</i> b. <i>L. columella</i> c. <i>L. columella</i> .....	20
Figura 5. Distribución de <i>F. hepatica</i> en el mundo. Fuente: OMS, 2013. ....	23

## LISTA DE GRAFICOS

Gráfico 1. Porcentaje de registros de bovinos por municipio .....	31
Gráfico 2. Frecuencia de fasciolosis hepática para cada municipio. ....	33
Gráfico 3. Porcentaje de fasciolosis hepática por la técnica ELISA, entre machos y hembras para cada raza. ....	38
Gráfico 4. Frecuencia de positivos para <i>F. hepatica</i> , según el Sexo.....	39
Gráfico 5. Frecuencia de positivos para <i>F. hepatica</i> según la Raza.....	39

## LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Seropositividad de fasciolosis según las variables raza y sexo.....	32
Tabla 2. Pérdidas económicas según la prevalencia encontrada en la central de sacrificio de Popayán, Cauca durante los meses junio y julio de 2016. ....	35



## 1. RESUMEN

La distomatosis hepática es una enfermedad parasitaria que se debe a la presencia y acción de dos especies de trematodo *Fasciola hepatica* y *F. gigantica* en el parénquima y conductos biliares de bovinos, ovinos, caprinos, cerdos, equinos, conejos, venados y humanos, la fasciolosis es un factor negativo en el desarrollo del sector agropecuario del país, resaltando de tal manera las grandes pérdidas económicas por los decomisos de hígado y la disminución en la producción de leche, carne e incluso la muerte del animal, es así que de acuerdo a diferentes estudios en Colombia sobre todo en zonas de clima frío se estimó para el año 1996 que hay una pérdida de aproximadamente de \$12.483 millones anuales; en la actualidad esta suma podría ser sumamente cuantiosa, cabe resaltar que es una zoonosis con escaso conocimiento sobre la misma y que ha cobrado una renovada importancia, precisamente por los pocos estudios realizados sobre *F. hepatica*.

En el departamento del Cauca hay registros en la central de sacrificio de la ciudad de Popayán sobre semovientes con distomatosis hepática, pero es poco lo que se sabe sobre su epidemiología e impacto que causa, tanto en los hospederos vertebrados como en la cadena de producción pecuaria del departamento.

En este estudio se realizaron pruebas de histopatología, serología, coprología y estudio microbiológico de bilis que permitieron realizar un diagnóstico con muestras de hígado, bilis, materia fecal y sangre de individuos infectados, identificando el parásito se realizaron análisis estadísticos, partiendo desde el foco ecología- epidemiología, con el fin de proponer la construcción de visiones más integrales para el estudio de la enfermedad.

Descriptores / Palabras claves: Distomatosis hepática, *F. hepática*, Colombia

## 2. INTRODUCCIÓN

La fasciolosis es una enfermedad parasitaria causada por *F. hepatica* (Trematodo) reconocida como un problema de salud pública, que está ligada con el consumo de agua y vegetales contaminados con el digeneo. La Organización Mundial de la salud (OMS) ha estimado que 2,4 millones de personas están infectadas con este parásito y cerca de 180 millones están en riesgo de infectarse, en la actualidad, el número de personas infectadas puede ser mayor si se tiene en cuenta el desconocimiento sobre la enfermedad en muchos países africanos, americanos y asiáticos (Esteban, Bargues, & Mas-Coma, 1998; M. Mas-Coma, Esteban, & Bargues, 1999; S. Mas-Coma, Bargues, & Valero, 2005).

La *F. hepatica* es quizá el trematodo más importante del sector pecuario visto desde el punto económico, esta infección es crónica y afecta a más de 600 millones de animales; causa pérdidas económicas mundiales por encima de 3.000 billones de dólares al año, debido al impacto que produce en el ganado afectado por la disminución en producción de leche, carne, lana, fertilidad y ganancia diaria de peso, los costos que se producen en la compra de medicamentos para el tratamiento de los animales, e incluso, la muerte de los animales enfermos (Espinoza, Terashima, Herrera, & Marcos, 2010; Becerra, 2001; Recalde-Reyes et al., 2014; Uruburu Gómez Mónica, Bedoya Blandon, & Velasquez, 2013; Giraldo, Díaz, & Pulido, 2016).

La distribución mundial de este parásito es muy amplia, hoy mantiene la condición de endémica en todos los países de suramérica con prevalencias hasta del 95% (S. Mas-Coma, 2005; Espinoza et al., 2010). En Colombia la prevalencia de *F. hepatica* en bovinos se ha estimado en un 25% en zonas frías y muy húmedas, sin embargo en estudios recientes en diferentes departamentos se tienen prevalencias mucho mayores, que oscilan entre el 3-90% (Becerra, 2001; Estrada, Gómez, & Velasquez, 2006; Giraldo et al., 2016; González et al., 2013; Recalde-Reyes et al., 2014; Correa, Martínez, López, & Velásquez, 2016).

El conocimiento sobre la distribución temporal y espacial de esta parasitosis es escaso en Colombia, situación que se ve saldada con los pocos estudios realizados en algunos departamentos (Uribe Delgado & García Castaño, 2014). En el departamento del Cauca, se han realizado pocas investigaciones, por lo que no se refleja la situación real y completa de la parasitosis, su epidemiología y el impacto que causa tanto en los hospederos vertebrados como en la cadena de producción.

### 3. JUSTIFICACIÓN

Prevalencias de *F. hepatica* en Colombia en ganado bovino y ovino en estudios recientes se estiman porcentajes que van desde 3% al 90%. En el departamento del Cauca no se cuenta con un estudio que brinde información respecto a cómo esta y en qué zonas es más factible que se desarrolle la distomatosis hepática, con la información que se dispone es difícil estimar la intensidad de la infección, las pérdidas económicas que el parásito ocasiona y posibles focos que permitan interpretar la realidad, sin embargo los estudios de decomiso de hígado llevados a cabo en la central de sacrificio de Popayán, nos acerca a los graves daños que este trematodo ocasiona a la producción pecuaria y los diferentes factores de impacto ambiental a los que conlleva.

Es necesario realizar estudios que reflejen un diagnóstico definitivo de fasciolosis hepática, mediante pruebas de laboratorio, por lo que se hace indispensable la recolección de materiales y métodos que implementen tal información y que sea efectiva su utilización.

En este estudio, y para confirmar tal diagnóstico se hace necesario identificar y evaluar la infección en hígado, bilis, materia fecal y sangre de los bovinos, por medio de técnicas y pruebas en laboratorios. Realizar una comparación con datos precisos brindados por estudios hechos en Colombia, permitirá obtener resultados esperados sobre la prevalencia de *F. hepatica* según la revisión bibliográfica y con visión enfocada a ampliar información.

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1 OBJETIVO GENERAL**

- Estimar la prevalencia de la distomatosis hepática bovina en la central de sacrificio en Popayán, Cauca.

### **4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Establecer la frecuencia de la parasitosis en las muestras de sangre, materia fecal, hígado y bilis de la población objeto.
- Determinar la relación entre las variables de estudio y la positividad a distomatosis hepática.
- Comparar las técnicas diagnósticas parasitológicas contra la serología en el diagnóstico de *F. hepatica*.

## 5. MARCO TEÓRICO

La fasciolosis es una enfermedad infecciosa parasitaria ocasionada por dos especies de trematodos: *F. hepatica* y en menos grado por *F. gigantica*. Es conocida también como distomatosis hepática, mal de botella, podredumbre del hígado, mal del hígado, etc; y el parásito, por su parte, se conoce con los nombres de gusano del hígado, babosa, machilla, jallo, cucaracha del hígado, duela del hígado, palomilla del hígado, dístoma, lenguasa, entre otras denominaciones locales (Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Pulido & Castañeda, 2011; Alim & Pome Valderrama, 2016).

Esta parasitosis afecta a animales herbívoros, omnívoros y ocasionalmente al ser humano. Es considerada una enfermedad zoonótica, que ha aumentado en los últimos años, y el elevado número de casos humanos registrados en el periodo 1970-1990 a nivel mundial está asociado a casos surgidos entre el ganado de zonas afectadas (Esteban et al., 1998; M. Mas-Coma et al., 1999; Quiroz, Ibarra, Figueroa, & López, 2011).

Es una enfermedad importante en el sector pecuario, debido a la reducción de ganancia en peso, la baja producción de leche, lana, carne, y no menos importante los casos que causan la muerte del animal debido a los síntomas.

### 5.1. TAXONOMÍA

La fasciolosis es una enfermedad parasitaria causada por el trematodo *F. hepatica*. Los trematodos o dístomas son gusanos planos no segmentados de forma foliácea o alargada y con poro genital en la cara abdominal. A diferencia de los cestodos, tienen aparato digestivo. En los estadios juveniles poseen cilios y pueden tener sexos separados (Becerra, 2001; S. Mas-Coma et al., 2005; WHO & World Health Organization, 2009; Uribe Delgado & García Castaño, 2014; Alim & Pome Valderrama, 2016).

De acuerdo a los principios, métodos y fines de la clasificación científica, la taxonomía establecida para *F. hepatica* es:

**Reino:** Animalia

**Filum:** Platyhelminthes

**Clase:** Trematoda

**Subclase:** Digenea

**Orden:** Echinostomida

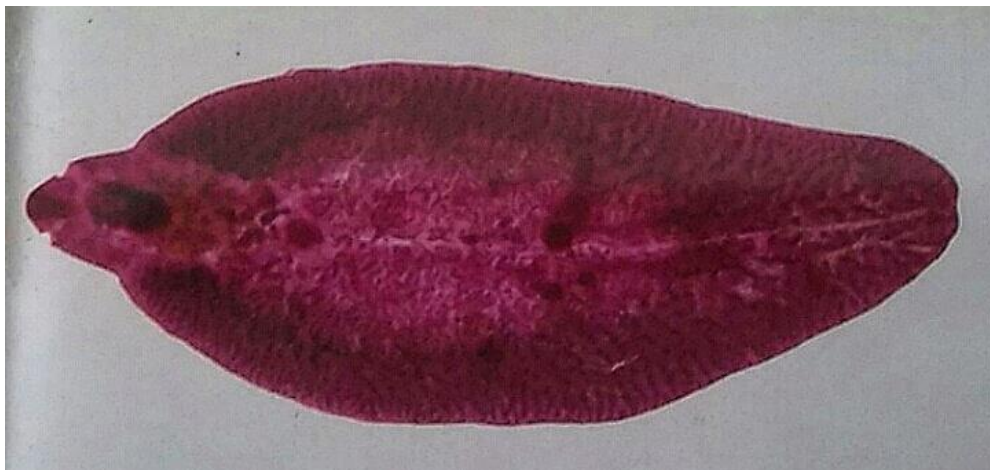
**Familia:** Fasciolidae

**Género:** *Fasciola*

**Especie:** *F. hepatica* (Linnaeus, 1758)

## 5.2. MORFOLOGIA

*F. hepatica* en su estadio adulto, es aplanada, de forma lanceolada; mide alrededor de 2040 mm de largo por 10-15 mm de ancho. La cutícula que la envuelve es lisa, cubierta de espinas, ganchos, escamas o canaladuras. A través de ella se absorben los carbohidratos y pueden secretarse metabolitos (Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Gongora, 2006; Cabra & Herrera, 2007; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011).



**Figura 1.** Adulto de *F. hepatica*. Copyright: Luis Reinel Vásquez

El aparato digestivo comienza en la boca y la faringe, el esófago se comunica con dos ciegos ramificados, no tiene ano. El sistema nervioso consiste en un par de ganglios cerebroides interconectados de donde se desprenden tres pares de cordones longitudinales. El aparato excretor protonefridial está constituido por los solenocitos, comunicados con los tubillos colectores, que se abren a su vez en la vesícula excretora. El aparato genital masculino ocupa la parte media del cuerpo; está formado por dos testículos ramificados, y el poro genital se ubica en el borde acetabular anterior, sobre la línea media. El aparato genital femenino consta de un ovario muy ramificado situado al lado derecho del cuerpo, por delante de los testículos, el útero está en el tercio anterior (Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Gongora, 2006; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011).

### **5.3. CICLO DE VIDA**

El parásito adulto se localiza en los conductos biliares del hospedero definitivo donde vierte sus huevos, los cuales pasan al duodeno junto con la bilis y de ahí son evacuados con las heces, son moderadamente resistentes a los cambios ambientales, las condiciones adecuadas de temperatura (26° C) y humedad (80%). Los huevos se desarrollan y eclosionan aproximadamente entre 2 y 3 semanas y dan salida a una larva ciliada o miracidio. Los huevos no eclosionan hasta estar libres en el agua, pues las condiciones anaerobias de las masas fecales impiden su desarrollo (Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; S. Mas-Coma, 2005; Quiroz et al., 2011).

La primera fase larvaria, el miracidio, es ciliado. Pueden vivir libres en el agua hasta 24 horas, perdiendo su capacidad de penetrar entre las tres a seis horas posteriores a su eclosión en el caracol, quien es el hospedador intermediario de la familia Lymnaeidae. Al acercarse al caracol los receptores quimiotácticos los dirigen hacia las sustancias del mucus. Cuando entran en contacto con los caracoles, giran sobre su eje mayor vertiendo una secreción histolítica que facilita su entrada, penetran en ellos por la cavidad respiratoria o a través del tegumento



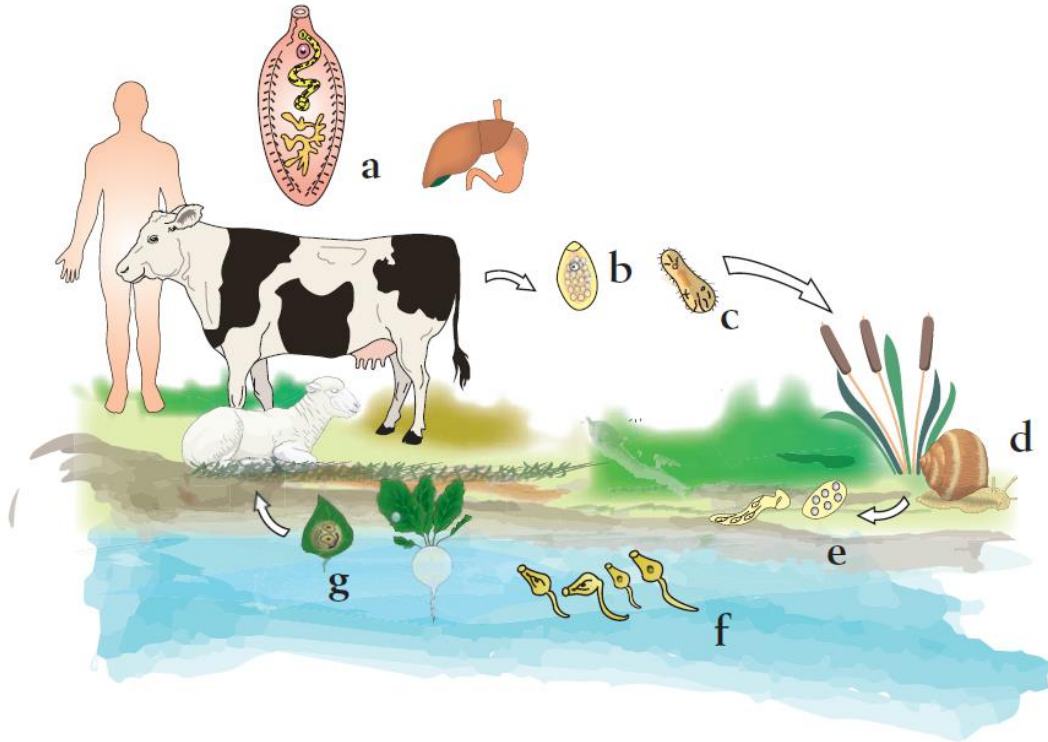
del pie, pierden la cubierta ciliada, pasan a los canales linfáticos y a los vasos sanguíneos, estableciéndose en la glándula digestiva, donde pasa a la segunda fase larvaria (Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

El esporocisto, se reproduce asexualmente y produce dos generaciones, con varias docenas de redias, el cuerpo del caracol sirve para amplificar la reproducción del parásito cuando la temperatura es tibia y favorable, se procrean las cercarias en forma de un tepocate; miden 0.25-0.35 mm; poseen la cola móvil no bifurcada de 0.5 mm, la cual pierden al cabo de pocas horas, secretando un material mucilaginoso que les permite adherirse sobre las hojas de las plantas o a la superficie inferior de la película superficial del agua; pierden su color y segregan a su alrededor un quiste de doble pared. El enquistamiento se completa de 20 a 30 minutos formando las metacercarias (Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005, Pérez M, 2007; Giraldo-Pinzón & Álvarez-Mejía, 2013; Alim & Pome Valderrama, 2016).

La metacercaria mide aproximadamente 0.2 mm es redondeada, de color blanquecino, requiere de 24 horas para madurar y poder ser infectante. Están envueltas dentro de un quiste de cuatro capas. Son ingeridas por el hospedero definitivo en el agua o en plantas acuáticas. El desenquistamiento de las metacercarias tiene lugar en dos fases: La primera o de activación comienza en el rumen, en una atmósfera de anhídrido carbónico concentrado, bajo condiciones reductivas y a temperatura de 39°C. La segunda tiene lugar en el duodeno, más allá de la abertura del conducto biliar, donde la bilis provoca la emergencia activando las enzimas de la metacercaria, que provocan la apertura del orificio de emergencia del quiste (Páez et al., 2012; S. Mas-Coma, 2005; Pérez M, 2007; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011; Quiroz et al., 2011; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

Las metacercarias se alimentan de la mucosa intestinal y después perforan rápidamente la pared intestinal. La mayoría de las duelas están en la cavidad peritoneal 24 horas después del desenquistamiento, allí emigran hacia el hígado. A las 90 horas de pos infección perfora la cápsula de glisson y penetra en el hígado. Los parásitos se alojan finalmente en los conductos biliares a partir de los 40 días de pos infección, aproximadamente donde alcanzan la madurez sexual (Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Quiroz et al., 2011; Giraldo-Pinzón & Álvarez-Mejía, 2013; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

*F. hepatica* se auto fecunda y los primeros huevos aparecen en las heces del hospedador a partir de 55 – 56 días desde la ingestión de las metacercarias, Los huevos miden entre 130 y 150 micras de longitud y de 60 a 90 micras de ancho, son operculados de color amarillo. Los huevos al ser eliminados con las heces todavía no son maduros es decir que aún no están embrionados. Requieren para su desarrollo una temperatura de entre 10 y 30°C y la existencia de al menos una fina capa de agua y alcanzan su desarrollo a los 9-15 días (Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Gongora, 2006; Cabra & Herrera, 2007; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).



**Figura 2.** Ciclo de Vida de *F. hepatica*. Fuente: (Páez et al., 2012)

#### 5.4. HOSPEDERO INTERMEDIARIO

Lymnaeidae se distribuye extensamente alrededor de las áreas tropicales y subtropicales de las islas de América, de Europa, de Asia, de África, de Oceanía, Hawaii, Papua Nueva Guinea, Filipinas, Japón, y Nueva Zelanda (Esteban et al., 1998; M. Mas-Coma et al., 1999; S. Mas-Coma, 2005; Medeiros, Guilherme, D'ávila, Caldeira, & Carvalho, 2014).

En Colombia se han encontrado diferentes especies del Género *Lymnaea* dependiendo de la región; *L. ubaquensis* de la Laguna de Ubaque en el departamento de Cundinamarca; *L. bogotensis* en la Sabana de Bogotá, *L. columella* extensamente distribuido en los departamentos de Antioquia, Cundinamarca, Meta, Nariño, Valle, y Tolima, y *L. columella* y *L. truncatula* en el departamento del Cauca (Cabra & Herrera, 2007; Longo Sanchez, Zamora

González, Vasquez Arteaga, & Velásquez, 2005; Ashrafi, BARGUES, O'Neill, & Mas-Coma, 2014).

Según la clasificación taxonómica, *Lymnaea* esta descrita así:

**Phylum:** Molluscos

**Clase:** Gasterópodo

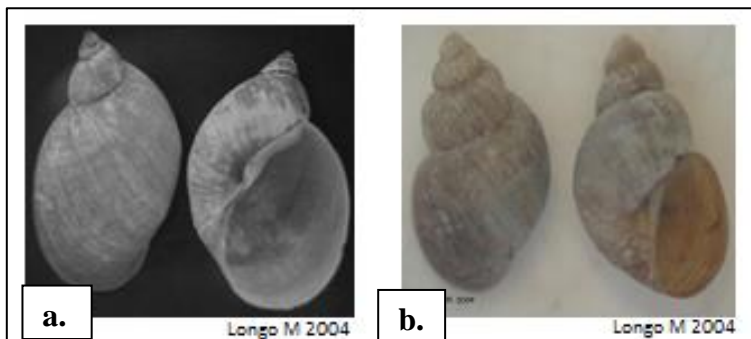
**Sub-clase:** Euthyneura

**Orden:** Pulmonada

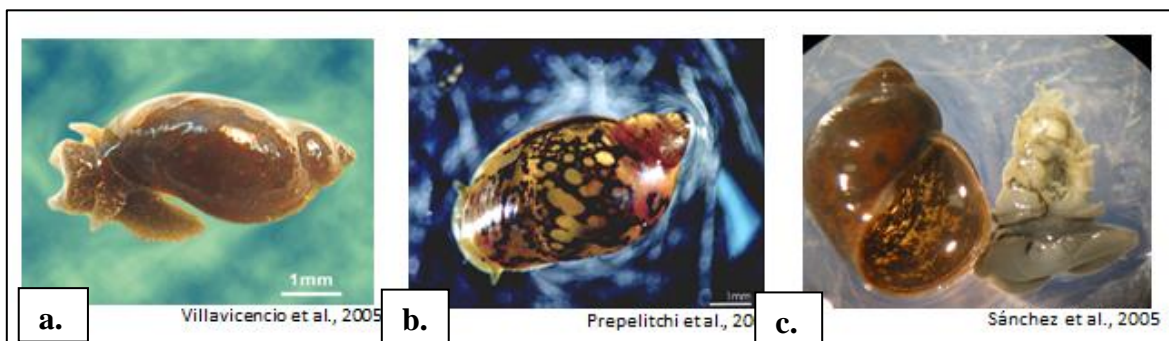
**Sub-orden:** Basommatophora

**Familia:** Lymnaeidae

**Género:** *Lymnaea*



**Figura 3.** Conchas de **a.** *L. collumella* y **b.** *L. trunculata*.



**Figura 4.** **a.** *L. cousini* **b.** *L. columella* **c.** *L. columella*

## 5.5. HOSPEDERO DEFINITIVO

Los bovinos, ovinos y búfalos son las especies de ganado más afectados por *F. hepatica*. Pero también están: cabras, caballos, cerdos, venados y muchos otros herbívoros, incluso los humanos son huéspedes adecuados. Los cuales se infectan consumiendo el parásito en el agua o en plantas acuáticas como: la lechuga *Lactula sativa*, los berros *Nasturtium officinale*, el heno de pastura *Aira caryophylea* y el jugo de alfalfa *Medicago sativa*, los cuales suelen servir como fuentes de la parasitación, al ser utilizadas como forraje del ganado, o en la preparación de ensaladas, bebidas y condimentos “naturistas” (Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005)

## 5.6. HÁBITAT

La distribución del parásito en el medio ambiente es variable. Sin embargo, *F. hepatica* completa su ciclo de vida en un medio ambiente que debe proveerle condiciones adecuadas de temperatura y humedad para el desarrollo de los estadios larvarios y el desarrollo en el huésped intermediario (Becerra, 2001; S. Mas-Coma, 2005; Valencia - López, Malone, Carmona, & Velásquez, 2012; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

Una temperatura ambiental ideal debe ser igual o superior a 10°C es necesario tanto para la reproducción de los caracoles como para el desarrollo de *F. hepatica*; ambos procesos se paralizan a 5°C. Esta es también la temperatura mínima necesaria para el desarrollo y la eclosión de los huevos de *F. hepatica* (Cabra & Herrera, 2007; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

Las condiciones óptimas de humedad se producen cuando las precipitaciones superan a la evaporación y alcanzan niveles de saturación. Estas condiciones son también esenciales para el desarrollo de los huevos del parásito, para que los

miracidios encuentren a los caracoles y para la dispersión de las cercarias están siendo liberadas por los caracoles (Cabra & Herrera, 2007; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

## 5.7. DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

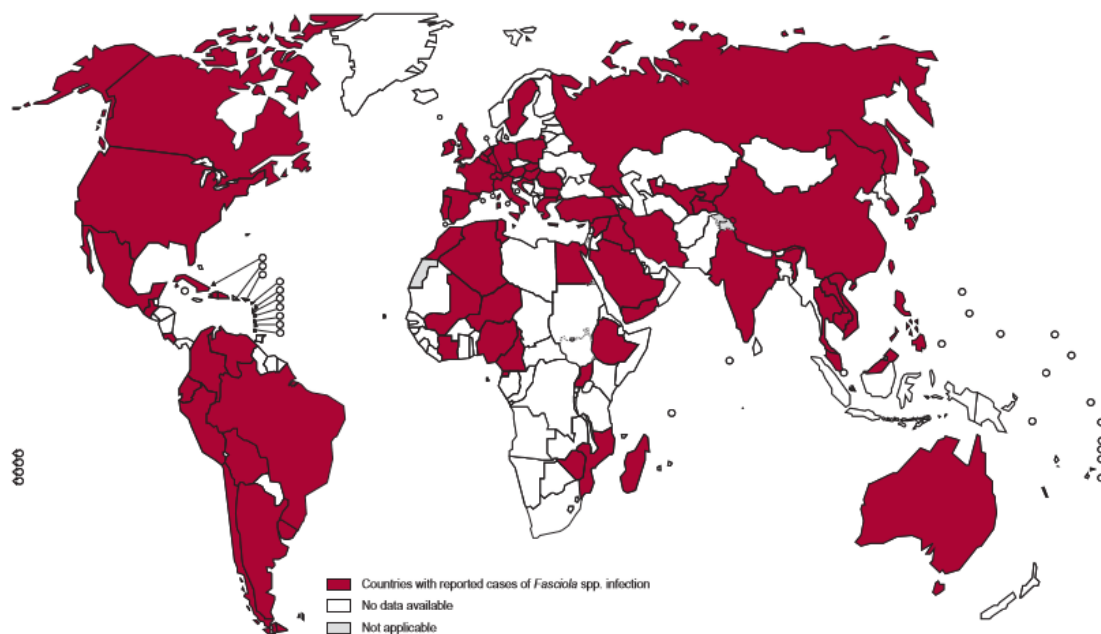
*F. hepatica* presenta la más amplia distribución latitudinal, longitudinal y altitudinal, es el único parásito capaz de originar en zonas hiperendémicas humanas desde el nivel del mar, como en la provincia de Gilan, en el Mar Caspio en Irán; y hasta altitudes superiores a los 3.800 msnm (Esteban et al., 1998; M. Mas-Coma et al., 1999).

La enfermedad se considera emergente en países asiáticos como Irán y Vietnam, y Egipto en África. La situación más grave en el continente asiático se da en Irán con reportes entre 10.000 a 30.000 personas enfermas, y hasta 6 millones en riesgo de adquirir el parásito (Esteban et al., 1998; M. Mas-Coma et al., 1999; Noel et al., 2013).

En Europa la enfermedad se ha diagnosticado en 19 países. La mayoría de los casos se encuentra en Francia, Portugal y España (M. Mas-Coma et al., 1999; OMS, 2013).

En Latinoamérica solamente se ha descrito *F. hepatica* y no *F. gigantica*. En Centro América la distomatosis es un problema de salud en las Islas del Caribe especialmente en zonas de Puerto Rico y Cuba (Becerra, 2001; OMS, 2013).

En cuanto a América del Sur, los principales problemas de salud humana se presentan en Bolivia, Perú, Ecuador y en menor proporción Chile, en Argentina, Brasil, Colombia, Uruguay y Venezuela, la fasciolosis humana aparece muy focalizada y de manera esporádica (Esteban et al., 1998; Becerra, 2001; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).



**Figura 5.** Distribución de *F. hepatica* en el mundo. Fuente: OMS, 2013.

### 5.8. DIAGNÓSTICO

Los efectos económicos de este parásito representan grandes pérdidas, que pueden ser directas, por muertes o decomisos de hígados en las centrales de sacrificio, o indirectas por la disminución de las producciones del ganado. Aunque las pérdidas directas son fáciles de medir, las indirectas son más importantes ya que la forma subclínica de la enfermedad es mucho más frecuente. Estas pérdidas incluyen disminución en el crecimiento y conversión alimenticia, disminución de la producción láctea y cárnica, entorpecimiento en la fertilidad y fecundidad, gastos terapéuticos y reemplazo de animales muertos (S. Mas-Coma, 2005; Esteban et al., 1998).

El diagnóstico, puede realizarse mediante la observación de la sintomatología, utilizando técnicas inmunológicas, coprológicas, moleculares, o también el hallazgo que permite la necropsia.

#### **5.8.1. Diagnóstico clínico:**

Se hace mediante la observación del estado general del animal, y los signos clínicos que se presentan: trastornos nutritivos, diarrea, edemas submandibulares, “papo o mal de botella”, emaciación, anorexia, palidez de las mucosas, anemia, abortos, etc (Esteban et al., 1998; Becerra, 2001; Carrada Bravo & Escamilla Martínez, 2005; S. Mas-Coma et al., 2005; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

Las características de desarrollo y transmisión del parásito en humanos son semejantes a las de ovinos y caprinos. Una vez ingerida la metacercaria y enquistada en el intestino delgado, el verme juvenil migra por la cavidad peritoneal y el parénquima hepático, causando hemorragia e inflamación en la fase aguda. En busca de su localización definitiva en los conductos biliares, *F. hepatica* en su fase crónica puede causar hiperplasia e inflamación de su epitelio y de la vesícula provocando su engrosamiento (Esteban et al., 1998; S. Mas-Coma, 2005; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

Las manifestaciones más frecuentes encontradas en la fasciolosis humana aguda, son: dolor abdominal, fiebre, hepatomegalia, eosinofilia persistente y algún grado de anemia. En la fase crónica, que corresponde a la localización del parásito en las vías biliares, la enfermedad puede ser asintomática, o con manifestaciones como cólicos biliares y colangitis. Durante la migración a través de la cavidad peritoneal, las larvas pueden desviarse a localizaciones aberrantes en diferentes partes del organismo. Por lo tanto, algunos pacientes pueden presentar infiltrados pulmonares, pleuropericarditis, meningitis o linfadenopatías (S. Mas-Coma, 2005; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).



### **5.8.2. Diagnóstico de laboratorio:**

El método tradicional es la utilización de la técnica coprológica por sedimentación la cual a pesar de ser un método muy antiguo continúa siendo preciso, económico y fácil de realizar, ya que muestra la presencia de infección activa a través de la demostración de los huevos del trematodo en heces fecales. (Gongora, 2006; Alvarez & Boyaca, 2009; Correa et al., 2016)

Hoy en día existe un considerable número de técnicas inmunológicas tales como: Difusión doble en agar, Inmunolectroforesis, Contralectroforesis, Hemaglutinación Pasiva, Aglutinación en Látex, Inmunofluorescencia, Fijación de Complemento, Coproantígenos, ELISA indirecto, DIG-ELISA, DOT-ELISA, etc. (Gongora, 2006; Guatibonza, Giraldo, & Giraldo; S. Mas-Coma et al., 2005)

Estas pruebas inmunológicas en su mayoría detectan anticuerpos del parásito y tienen la ventaja de detectar positividad desde la tercera semana pos infección. Sin embargo, tienen el inconveniente de que puede diagnosticar solamente anticuerpos más no la presencia del parásito en el huésped. Además son más costosas y que se requiere de un laboratorio con la infraestructura necesaria para realizar su montaje. (Guatibonza et al; Flores L. & Rodriguez H)

Recientemente se ha habilitado la prueba ELISA para coproantígenos, la cual detecta la presencia de antígenos del parásito en las heces, demostrando la infección activa. Sin embargo, tiene la limitante de que hasta el momento las muestras fecales deben estar lo más frescas posible para que no se degraden las proteínas y así obtener un diagnóstico confiable. (Aguirre, Viñabal, & Gaido, 1998)

La Reacción en Cadena de la Polimerasa ha sido habilitada como una técnica molecular para el diagnóstico de esta parasitosis. Sin embargo su costo limita la utilización de esta.

### **5.8.3. Diagnóstico a la necropsia:**

Este método de diagnóstico es el más utilizado, en donde se inspecciona la presencia o no del parásito, encontrando inflamación del hígado y conductos biliares, como el parásito adulto directamente en el hígado, del animal sacrificado. Los hígados parasitados por *F. hepatica* son decomisados, incinerados y se registran los datos de los decomisos en plantas de sacrificio, lo que proporciona información epidemiológica de la presencia, prevalencia o variación estacional de esta distomatosis en el país. (Brito & Barreto, 2010; Esteban et al., 1998)

## 6. ANTECEDENTES

La distribución mundial de *F. hepatica* es muy amplia, es originaria de Europa y de distribución cosmopolita, actualmente mantiene la condición de endémica en todos los países de Suramérica, con prevalencias que oscilan entre 5% y 100% (S. Mas-Coma, 2005; Esteban et al., 1998).

Se ha estimado en el mundo que hay más de 300 millones de bovinos y 200 millones de ovinos que están expuestos a esta parasitosis, pero es en América latina donde se han presentado el mayor número de casos, se encuentran estudios que señalan su presencia en México, pasando por Centro y Sur América, como en Colombia, Venezuela, Chile, Perú, Bolivia, Ecuador, Brasil, Argentina, Cuba, Uruguay y Paraguay. En Latinoamérica la prevalencia de esta enfermedad en bovinos es del 16,59% en Bolivia, 96,5% en México, Cuba con 95,3%, Perú 95,5%, Brasil (hígados) 3,32 % (Becerra, 2001; Pérez M, 2007; S. Mas-Coma, 2005; Esteban et al., 1998; Páez et al., 2012; Recalde-Reyes et al., 2014; Uribe Delgado & García Castaño, 2014)

Para Colombia la prevalencia de *F. hepatica* en bovinos se estimaba en un 25% en zonas frías y ricas en humedad, en donde se propicia el desarrollo del ciclo de vida del parásito. Actualmente se tienen estudios en ganado bovino y ovino en departamentos como: Nariño, Cauca, Valle, Antioquia, Santander, Cundinamarca, Quindío, Caldas, Tolima, y Boyacá con prevalencias de *F hepatica* entre el 3% y 90% (Cedeño, Martínez, & Cilima, 2012; Wilches, Jaramillo, Muñoz, Robledo, & Vélez, 2009; Galvez, Duque, & Velásquez, 2012; Correa, Martínez, López, & Velásquez, 2016; Henao & Becerra, 2011; Guatibonza, Giraldo, & Giraldo, n.d.; Giraldo, Segura, Sánchez, & Henao B., 2010; Cubides, Ortiz, Martínez, & Pedraza, 2012; Uribe Delgado, Sierra, & Espinosa, 2012; Uribe Delgado & García Castaño, 2014; Recalde-Reyes et al., 2014; Castañeda-Franco & Pinto-Salinas, 2011; Estrada, Gómez, & Velasquez, 2006; Perez-C, Giraldo-Pinzon, & Aguilar-Marín, 2016; Cabra & Herrera, 2007; Pulido & Castañeda, 2011).

Las investigaciones realizadas en el Cauca son muy pocas y son resultado de trabajos de pregrado de Medicina Veterinaria, Ingeniería Agropecuaria y Biología, las cuales han indicado la presencia del *F. hepatica* en ganado en pie y la presencia del hospedero intermediario, pero el conocimiento sigue siendo muy incompleto.

## **7. MARCO METODOLOGICO**

Este fue un estudio de corte transversal desarrollado en la central de sacrificio de Popayán, Cauca que se encuentra ubicada en la comuna 5 a una altitud de 1.728 metros, 2° 25' 53" Latitud Norte y 76° 36' 12" Longitud Oriente, en el municipio de Popayán, Cauca. La central de sacrificio tiene un área de cobertura para el Cauca y departamentos vecinos como Caquetá, Huila y Nariño, sin embargo, también llegan bovinos de zonas alejadas como Antioquia. La toma de muestras fue entre los meses junio y julio de 2016 donde se beneficiaron en total 1200 bovinos, de los cuales 305 fueron objeto de estudio y evaluados por medio de métodos de diagnóstico para *F. hepatica* con muestras de sangre, bilis, hígado y materia fecal por animal.

### **7.1. COLECTA DE MUESTRAS**

Se colectaron en total 1220 muestras (sangre, bilis, hígado y materia fecal) de 305 bovinos. La recolección de estas muestras fue debidamente autorizada por la administración de la planta de sacrificio y vigilados por las autoridades sanitarias respectivas.

Los materiales para la toma de muestras fueron, tubos vacutainer, frascos de orina, guantes de nitrilo y neveras de icopor para transporte de muestras. Las pruebas de diagnóstico se desarrollaron en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología del departamento de Medicina interna de la Universidad del Cauca, en el Laboratorio de Parasitología del departamento de Biología de la Universidad INCCA de Bogotá, Colombia.

Los animales fueron enumerados e identificados con datos como sexo, raza y procedencia, continuando con la toma de muestras por animal, la sangre se tomó directamente de la vena yugular en el momento del degüello, con tubos vacutainer sin anticoagulante para roturarlo y refrigerarlo, la muestra de materia fecal y de

bilis se tomó directamente del recto del animal y de la vesícula biliar, igualmente el hígado mediante cortes longitudinales en busca de formas adultas en canalículos biliares y alteraciones propias de esta enfermedad fue post-mortem, cada una de estas muestras se colocaron en frascos de orina debidamente rotulados y transportados al laboratorio.

En el Laboratorio de Microbiología y Parasitología de La Universidad del Cauca, las muestras de sangre se centrifugaron a 2500rpm por 10 minutos para obtener los sueros, almacenándolos en tubos eppendorf de 1.5ml, se rotularon y posteriormente se congelaron a 4°C. Al final del muestreo estos sueros fueron analizados en el Laboratorio de Biología de La Universidad Incca mediante la técnica ELISA (Immunological diagnosis of fasciolosis) optimizada por el Msc. Julio Cesar Giraldo para el diagnóstico serológico de *F. hepatica* en bovinos; Sensibilidad S=96%, Especificidad E= 100%, Valor Predictivo Positivo VPP= 86,2%, Valor Predictivo Negativo VPN=100%. Las muestras de materia fecal se analizaron mediante las técnicas de diagnóstico Dennis y de Ritchie o Concentrado, las muestras de bilis fueron analizadas directamente en montajes para observación en el microscopio, y las muestras de hígado mediante tinción hematoxilina eosina, en el laboratorio de Morfología de la Universidad del Cauca.

## **7.2. ANALISIS ESTADISTICO**

Los datos obtenidos fueron analizados por medio de estadística descriptiva y análisis univariados. Se utilizó el estadístico Chi cuadrado, para realizar las comparaciones estadísticas de los métodos de diagnóstico para *F. hepatica* teniendo en cuenta las variables sexo, la raza y la procedencia de los animales. Y también se realizó un análisis de pérdidas económicas.

Todos los análisis estadísticos se realizaron en el software SPSS versión 22.

## 8. RESULTADOS

Se obtuvieron muestras de 305 bovinos procedentes de tres departamentos, Cauca con un 93,8% (287/305) de diferentes municipios, Huila con 3,3% (10/305) del municipio de La Plata y Caquetá con un 3% (8/305) del municipio Cartagena del Chaira y del municipio El Paujil, la frecuencia de muestras recolectadas por municipios se muestran en el grafico 1.

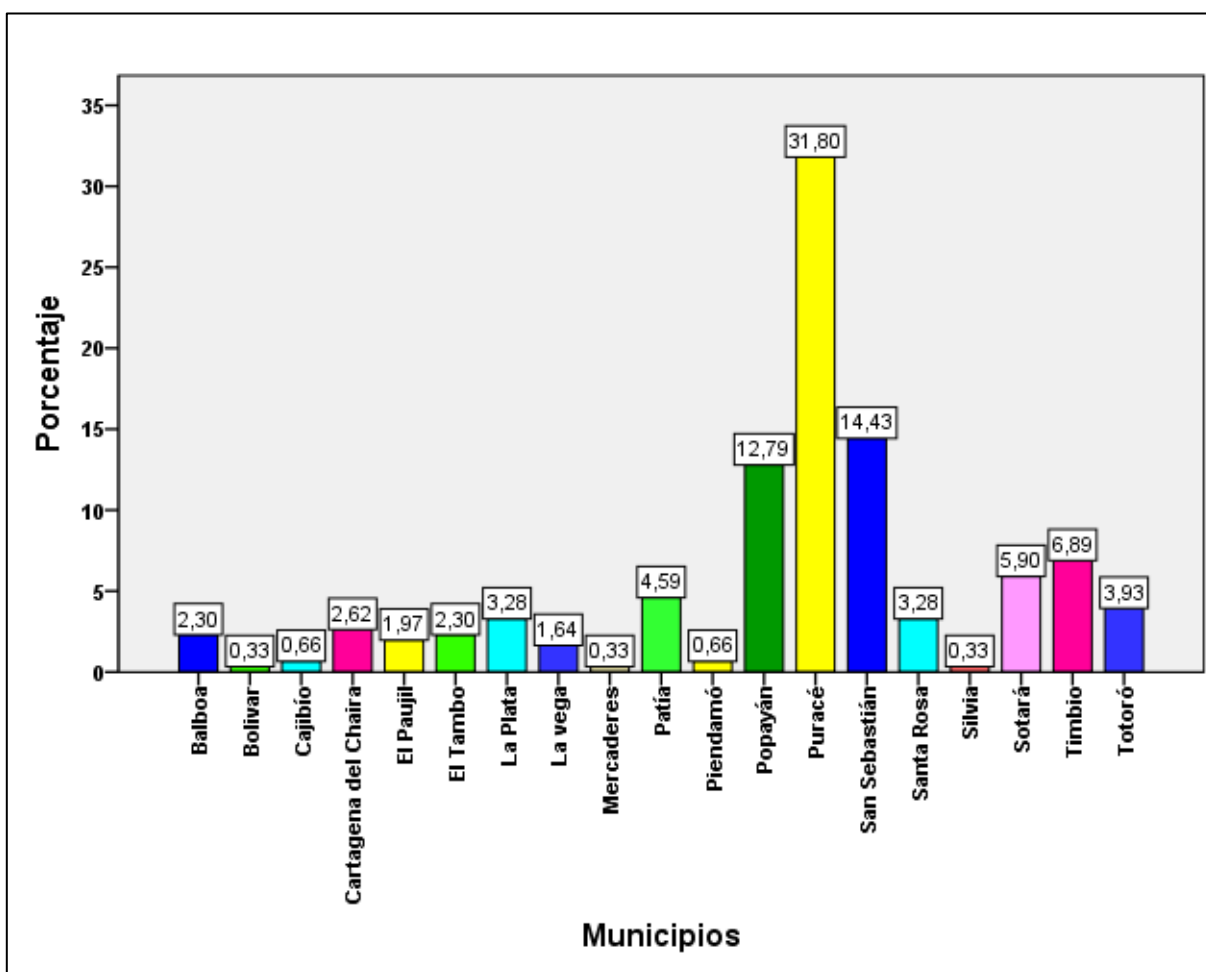


Gráfico 1. Porcentaje de registros de bovinos por municipio

Respecto a las variables de estudio se registraron 223(73,1%) machos y 82(26,9%) y hembras, 237 (77,7%) para Normando, con 169 machos y 68 hembras, 63 (20,7%) para Cebú con 51 machos y 12 hembras, y Holstein 5 (1,6%) con 3 machos y 2 hembras.

En la Tabla 1 se observan las frecuencias de positividad para *F. hepatica* de cada una de las variables de estudio, respecto a las prueba de diagnóstico serológico.

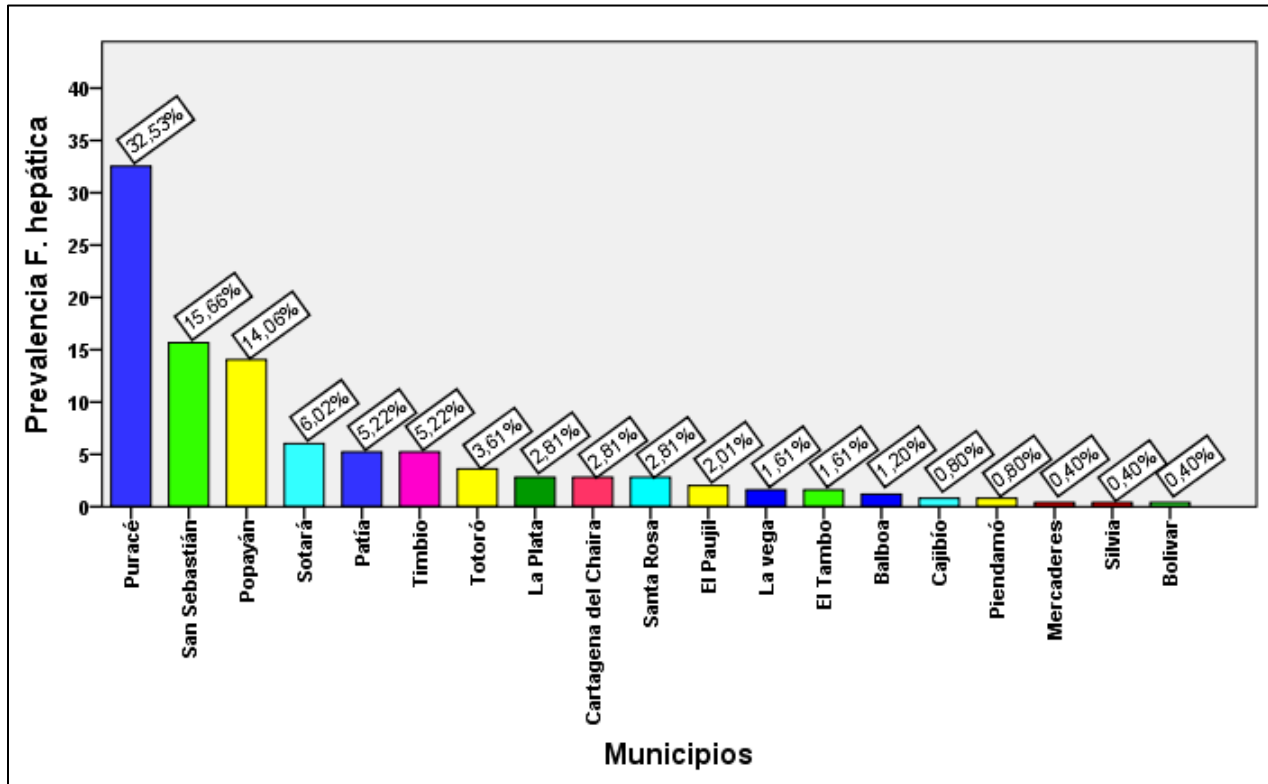
**Tabla 1.** Seropositividad de fasciolosis según las variables raza y sexo.

RAZA		SEROLOGIA		Número de Muestras
		Negativo	Positivo	
NORMANDO	hembra	12	56	68
	macho	27	142*	169
	<b>Total</b>	<b>39</b>	<b>198</b>	<b>237</b>
CEBU	hembra	2	10	12
	macho	12	39*	51
	<b>Total</b>	<b>14</b>	<b>49</b>	<b>63</b>
HOLSTEIN	hembra	1	1	2
	macho	2	1	3
	<b>Total</b>	<b>3</b>	<b>2</b>	<b>5</b>
Total	hembra	15	67	82
	macho	41	182*	223
	<b>Total</b>	<b>56</b>	<b>249</b>	<b>305</b>

En cuanto a la prevalencia se obtuvo el 81,6% (249/305) de casos positivos para *F. hepatica*, mediante la prueba de diagnóstico serológico ELISA, la cual arrojó el mayor número de casos positivos, convirtiéndose en la prueba con la mejor sensibilidad y especificidad. La segunda prueba con mejores resultados fue en coprología con el método de Dennis para el cual se obtuvo el 16,7 % (51/305), seguida por la observación directa de hígado infectado con adultos del parásito con un total de 10,8% (33/305). La observación microscópica de Bilis arrojó un 8,9% (27/305) de positivos, mientras que el método concentrado de Ritchie en coprología solo mostro un 3% (9/305) de casos positivos. Adicionalmente los métodos coprológicos permitieron encontrar casos positivos para otros parásitos; *Trichostrongylus* sp, *Moniezia* sp, *coccidia* sp, y *Paramphistomum* sp con



frecuencias de 4/305, 6/305, 3/305 y 3 /305 respectivamente. El diagnóstico histopatológico se realizó para 114 muestras de hígado de las cuales no resultaron casos positivos para fasciolosis.



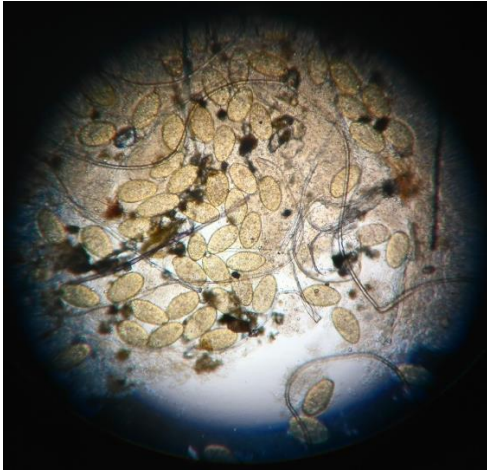
**Gráfico 2.** Frecuencia de fasciolosis hepática para cada municipio.



**Fotografía 1.** Huevo *F. hepatica* 10X (Dennis). Copyright: Catherine Ortega.



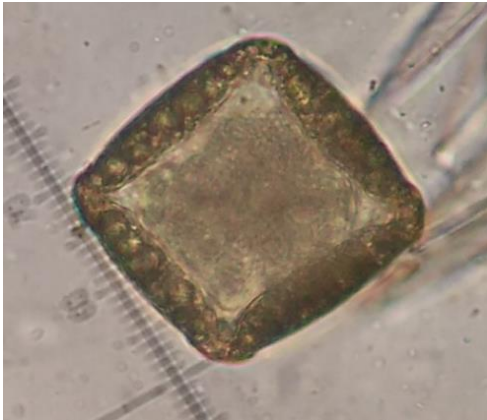
**Fotografía 2.** Huevos *F. hepatica* 10X (Concentrado) Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 3.** Huevos *F. hepatica* (Bilis) 10X.  
Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 4.** *F. hepatica* en Hígado.  
Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 5.** *Moniezia* sp, (Concentrado) 10X. Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 6.** *Trichostrongylus* sp, (Concentrado) 10X. Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 7.** *Paramphistomido* sp, (Concentrado) 10X. Copyright: Catherine Ortega.



**Fotografía 8.** *coccidia* sp, (Concentrado) 10X. Copyright: Catherine Ortega.

A partir de los resultados estadísticos, se estimaron las pérdidas económicas con base en el precio promedio de venta por kilogramo de hígados en los expendios de la ciudad, el número de hígados decomisados, el peso promedio de estos órganos, la pérdida promedio de carne, leche y del tratamiento que requiere cada animal, todo esto en base a datos brindados por personal de la central de sacrificio de Popayán, y a datos bibliográficos.

La tabla 2 proporciona un estimativo que nos acerca a la situación real, encontrando que se perdieron en promedio \$712'954.480 de pesos en cuanto a los animales positivos para fasciolosis que resultaron en este estudio.

**Tabla 2.** Pérdidas económicas según la prevalencia encontrada en la central de sacrificio de Popayán, Cauca durante los meses junio y julio de 2016.

MUNICIPIO	NUMERO DE VACAS INFECTADAS	HIGADO	CARNE	TRATAMIENTO	REPLAZO POR ANIMAL	LECHE-PERDIDA ANUAL	TOTAL \$COP
Balboa	3	\$ 156,000	\$ 2,184,000	\$ 2,340,000	\$ 196,560	\$ -	\$ 4,876,560
Bolívar	1	\$ 52,000	\$ 728,000	\$ 780,000	\$ 65,520	\$ -	\$ 1,625,520
Cajibío	2	\$ 104,000	\$ 1,456,000	\$ 1,560,000	\$ 131,040	\$ 4,600,000	\$ 7,851,040
Cartagena del chaira	7	\$ 364,000	\$ 5,096,000	\$ 5,460,000	\$ 458,640	\$ 13,800,000	\$ 25,178,640
El paujil	5	\$ 260,000	\$ 3,640,000	\$ 3,900,000	\$ 327,600	\$ 13,800,000	\$ 21,927,600
El tambo	4	\$ 208,000	\$ 2,912,000	\$ 3,120,000	\$ 262,080	\$ 13,800,000	\$ 20,302,080
La plata	7	\$ 364,000	\$ 5,096,000	\$ 5,460,000	\$ 458,640	\$ -	\$ 11,378,640
La vega	4	\$ 208,000	\$ 2,912,000	\$ 3,120,000	\$ 262,080	\$ 4,600,000	\$ 11,102,080
Mercaderes	1	\$ 52,000	\$ 728,000	\$ 780,000	\$ 65,520	\$ -	\$ 1,625,520
Patía	13	\$ 676,000	\$ 9,464,000	\$ 10,140,000	\$ 851,760	\$ -	\$ 21,131,760
Piendamó	2	\$ 104,000	\$ 1,456,000	\$ 1,560,000	\$ 131,040	\$ -	\$ 3,251,040
Popayán	35	\$ 1,820,000	\$ 25,480,000	\$ 27,300,000	\$ 2,293,200	\$ 64,400,000	\$121,293,200
Puracé	81	\$ 4,212,000	\$ 58,968,000	\$ 63,180,000	\$ 5,307,120	\$105,800,000	\$237,467,120
San Sebastián	39	\$ 2,028,000	\$ 28,392,000	\$ 30,420,000	\$ 2,555,280	\$ 13,800,000	\$ 77,195,280
Santa Rosa	7	\$ 364,000	\$ 5,096,000	\$ 5,460,000	\$ 458,640	\$ 23,000,000	\$ 34,378,640
Silvia	1	\$ 52,000	\$ 728,000	\$ 780,000	\$ 65,520	\$ -	\$ 1,625,520
Sotará	15	\$ 780,000	\$ 10,920,000	\$ 11,700,000	\$ 982,800	\$ 4,600,000	\$ 28,982,800
Timbío	13	\$ 676,000	\$ 9,464,000	\$ 10,140,000	\$ 851,760	\$ 23,000,000	\$ 44,131,760
Totoró	9	\$ 468,000	\$ 6,552,000	\$ 7,020,000	\$ 589,680	\$ 23,000,000	\$ 37,629,680
<b>TOTAL \$COP</b>	<b>249</b>	<b>\$12,948,000</b>	<b>\$181,272,000</b>	<b>\$ 194,220,000</b>	<b>\$16,314,480</b>	<b>\$308,200,000</b>	<b>\$712,954,480</b>

## 9. DISCUSION

Este es el primer reporte de prevalencia de fasciolosis en bovinos en el departamento del Cauca, Colombia. Encontrando una prevalencia del 81,6% mediante técnicas de diagnóstico superadas por la prueba ELISA la cual fue la que más detecto *F. hepatica*. Prevalencia cuantiosa y mayor que la reportada en Bangladesh y sus alrededores, 2012-2013 que fue de 66.14% (Karim, Mahmud, & Giasuddin, 2015), y de la investigación en La Paz, Venezuela 2005-2006 con una prevalencia de 3,49% mediante observación macroscópica post mortem (Gongora, 2006), y el estudio en Dire Dawa, Etiopía, 2010-2011 se determinó una prevalencia de 24,44% también mediante observación post mortem (Mebrahtu & Beka, 2013),

Estudios en Colombia, realizados en centrales de sacrificio similares a este, como en Tunja, Boyacá la prevalencia fue de 56% en observación directa de hígado y de 15,8% por Dennis (Alvarez & Boyaca, 2009), en Santa Rosa de Osos, Antioquia 2013 del 28,9% por la técnica de Dennis y de 22,8% en el digeneo de adultos del parásito (Correa et al., 2016), en Une, Cundinamarca 2010 con resultados por examen directo post-mortem se obtuvo una prevalencia de 38,78%, por examen microscópico en contenido biliar 40,82% y por examen coproparasitológico 18,38%. (Giraldo et al., 2010), otro estudio realizado también en Une, Cundinamarca en el año 2016 la prevalencia fue 39.4% en contenido biliar, 15.5% en materia fecal y 35.9% en hígado (Giraldo et al., 2016). Sin embargo en este estudio se obtuvo que la prueba coprológica de concentrado de Ritchie fue de baja sensibilidad con respecto a la identificación de huevos en contenido biliar, mientras que la prueba coprológica Dennis supero a las anteriores en la identificación de huevos del parásito.

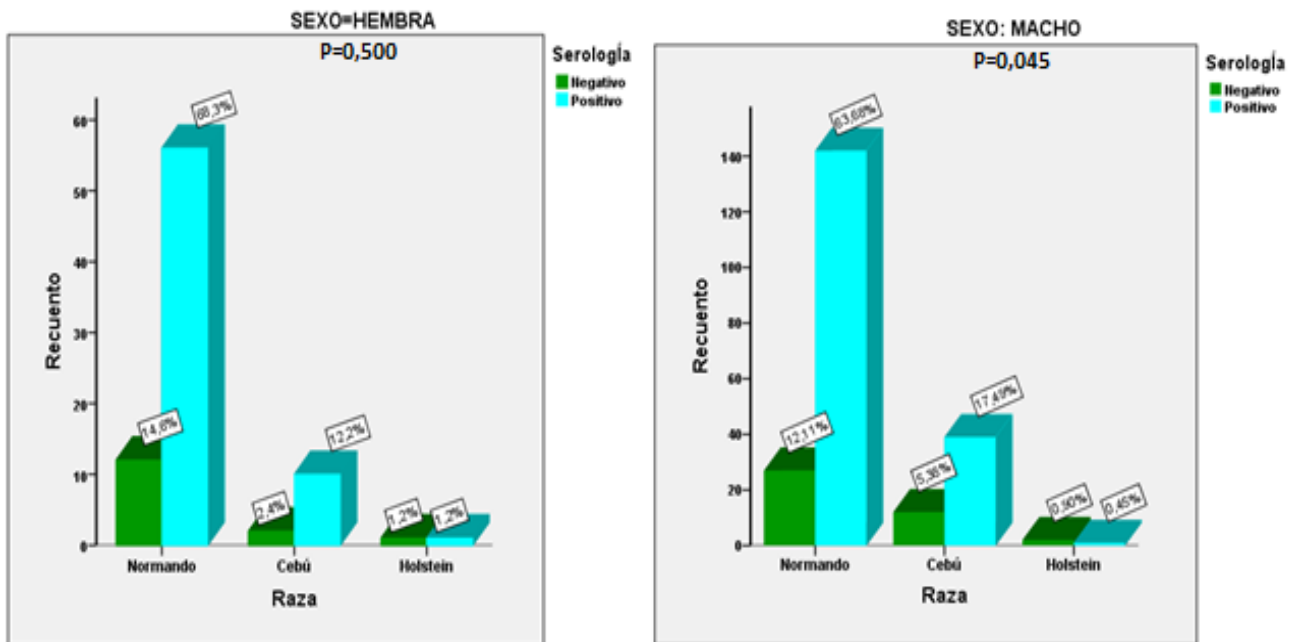
Con relación a la prueba inmunológica ELISA, en este estudio la prevalencia fue del 81.6% y no se tienen registros a nivel nacional sobre esta prueba inmunológica por lo que este resulta ser el primero y con un porcentaje muy alto. Lo que quizás

indique que probablemente el departamento del Cauca corresponda a una zona endémica, generando un gran riesgo de infección para la población.

No hubo diferencias significativas para las variables raza, sexo y procedencia, pero en la prueba ELISA si existió diferencia significativa entre los promedios de razas entre sexo: se obtuvo para hembras ( $X^2=1,385$  y  $p=0,500$ ) y para machos ( $X^2=6,213$  y  $p=0,045$ ).

En el grafico 3 se puede observar que existe diferencia significativa entre los machos de las tres razas, sin embargo al calcular la razón de desigualdad resulta no significativa, ya que el número de animales machos beneficiados en la central de sacrificio es siempre mayor al de hembras, consecuencia de la preferencia del sector pecuario comercial, lo que indica que la enfermedad puede afectar por igual tanto a hembras como machos

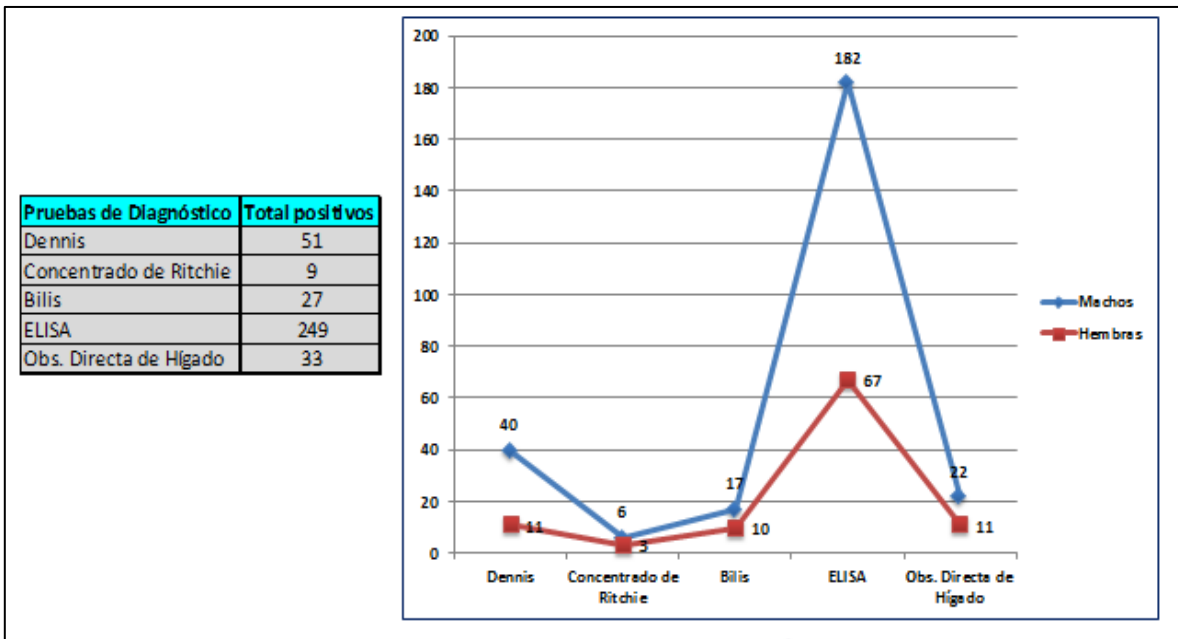
Al señalar la similitud en la alta prevalencia de machos en las diferentes técnicas de este estudio con el de Une, Cundinamarca donde resulto una frecuencia general de 75,0%. Y para las diferentes pruebas así: observación directa de hígado; machos 89,47% y hembras 10,53%, en contenido biliar; machos 90,0% y hembras 10,0%, en materia fecal, machos 78,8% y hembras 2,2%. Donde el factor que influye en la alta cantidad de machos, es la demanda en mayor parte por animales de este sexo (Giraldo et al., 2010).



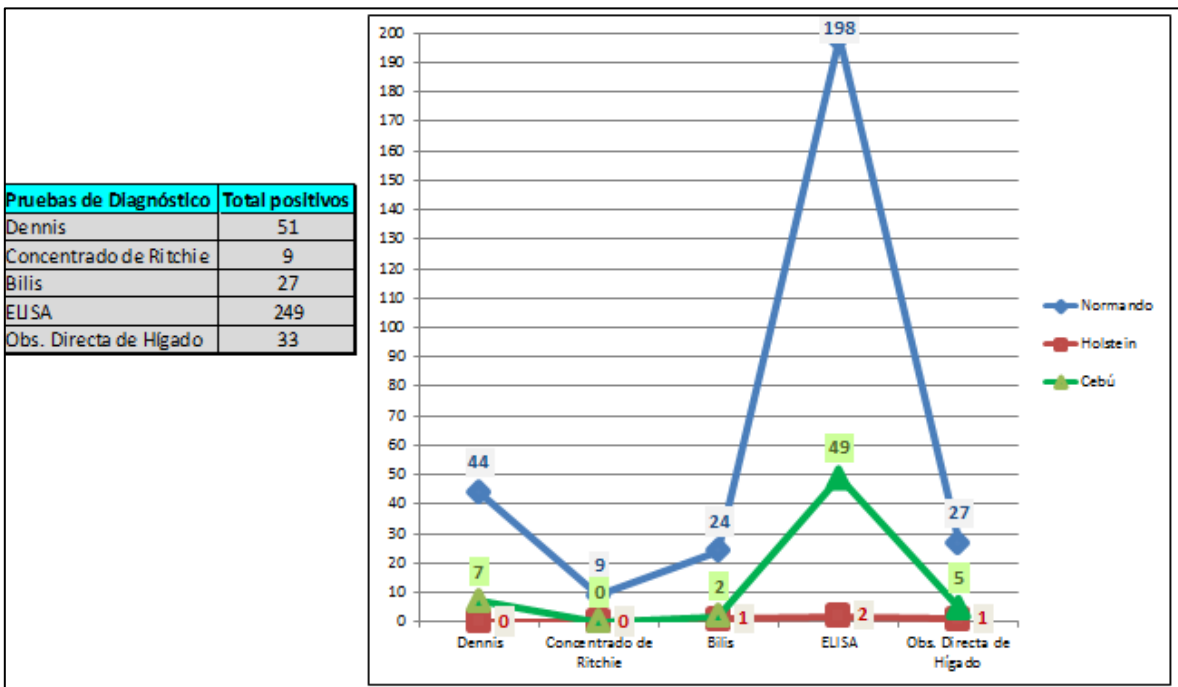
**Gráfico 3.** Porcentaje de fasciolosis hepática por la técnica ELISA, entre machos y hembras para cada raza.

Se realizó un recuento para observar la diferencia de positivos entre machos y hembras, en cada prueba diagnóstica, donde siempre los machos resultan con una frecuencia mayor, lo que confirma que esto se deba a la preferencia comercial por los machos que por las hembras.

En los gráficos 3 y 4 se puede observar la positividad según las variables sexo y raza.



**Gráfico 4.** Frecuencia de positivos para *F. hepatica*, según el Sexo.



**Gráfico 5.** Frecuencia de positivos para *F. hepatica* según la Raza.



La alta prevalencia obtenida en este estudio, convierte a la fasciolosis en un riesgo potencial para la salud pública. Pero además, existe otro factor que afecta significativamente al sector pecuario, y son las grandes pérdidas económicas.

Según Becerra, 2001 y de acuerdo al estudio del Instituto Colombiano Agropecuario, ICA. La infección de rumiantes domésticos con *F. hepatica* y la *F. gigantica* causa pérdidas económicas significativas estimadas en más de US \$2.000 millones por año en el sector agrícola mundial. En Colombia la estimación reportada para el año 1996, de las pérdidas económicas anuales es de \$12.483 millones de pesos (Becerra, 2001; Uribe Delgado & García Castaño, 2014).

La estimación de las pérdidas económicas a causa de la fasciolosis en este estudio arroja un valor de \$712.954.480 millones de pesos tan solo para un mes, en base a esto se podría hacer un estimativo anual que sería de \$ 2874632,46 (USD) una cifra sumamente cuantiosa y que por desconocimiento de la enfermedad está causando un gran impacto al sector pecuario del departamento del Cauca. Estudios en beneficiaderos como en el de Cuba las pérdidas económicas, sólo por concepto de hígados decomisados fue de \$ 436 656 (USD) durante el período 2000-2004 (Brito & Barreto, 2010), en Perú, la pérdida anual es no menor de US\$ 50 millones (Espinoza et al., 2010).

Para Colombia, en Pasto, solo en decomisos de hígado es de \$123'563.505 pesos anuales (Cedeño et al., 2012). Cabe resaltar el estudio retrospectivo en Cauca, donde reporto que la pérdida económica anual fue de \$ 1.942'077.200. Tales resultados se limitaron al tipo de estudio que se realizó, por lo que la cifra resulta baja respecto a la magnitud de lo obtenido en este estudio (Ortega-Gomez et al., 2016) sin embargo aporta un hallazgo estimativo para resaltar.



## 10. CONCLUSIONES

- La prevalencia de la distomatosis hepática bovina en la central de sacrificio en Popayán, Cauca fue de 81,6% (249/305), los municipios con mayores prevalencias fueron Puracé, San Sebastián y Popayán con frecuencias de 81/305, 39/305 y 35/305 respectivamente, según la prueba serológica, la cual obtuvo mejor sensibilidad y especificidad, son resultados preocupantes tanto para la salud pública como para el sector pecuario, la prevalencia obtenida es muy alta, siendo este el primer estudio en la central de sacrificio del Popayán, Cauca.
- La frecuencia de la parasitosis en las muestras de sangre, materia fecal, hígado y bilis fue determinante, ya que para todas las técnicas de diagnóstico se encontraron casos positivos para fasciolosis, pero es en la prueba ELISA donde se obtiene el porcentaje más significativo, según bibliografía se tiene esta como la mejor prueba de sensibilidad y especificidad.
- Se encontró una relación estadísticamente significativa entre la presencia de anticuerpos anti *F. hepatica* y la variable raza; normando y sexo; macho fueron más seropositivos al parásito.
- Respecto a las variables raza, sexo, procedencia y temperatura, el parásito no tiene preferencia, puede afectar a cualquier animal que se encuentre en las zonas de estudio, ya que todas presentan condiciones propicias para el desarrollo del ciclo de vida de *F. hepatica*

## **11.RECOMENDACIONES**

Acrecentar la información epidemiológica de la distomatosis hepática por medio de proyectos de investigación, con la construcción de propuestas acertadas para controlarla y prevenirla, permitirá tomar medidas a futuro. La calidad de la producción y el rendimiento pecuario mejorarían, logrando mayores estándares de calidad y con esto ingresar al mercado competitivo nacional y mundial.

Con los resultados obtenidos en esta investigación, se ratifica que la distomatosis hepática es un problema serio de salud pública médico veterinaria en las regiones ganaderas y que se hace necesario el empleo de técnicas de diagnóstico de alta sensibilidad y especificidad, que evalúen la magnitud real de esta parasitosis. Es claro que la expansión de la fasciolosis se debe en gran parte al desconocimiento de la enfermedad y a las inadecuadas condiciones de manejo de los bovinos, que los predispone a la enfermedad.

Para lograr un desarrollo social positivo respecto a la enfermedad se requiere de una buena producción, difusión y aplicación del conocimiento de la misma. El control de esta parasitosis requiere de la aplicación conjunta de alternativas de lucha apoyadas en el esfuerzo y la voluntad política de cada región.

## 12. BIBLIOGRAFÍA

- Aguirre, D., Viñabal, A., & Gaido, A. (1998). Comparacion de tres tecnicas coprológicas para el diagnostico de *Fasciola hepatica* em rumiantes. *Revista Veterinaria Argentina*.
- Alim, A., & Pome Valderrama. (2016). Prevalencia de fascioliasis en animales poligástricos de Perú , 1985-2015. *Revista Medicina Veterinaria* 2016, 121–129. <http://doi.org/10.19052/mv.3861>
- Alvarez, A., & Boyaca, M. (2009). Comparación de la técnica de Dennis. *JDC Cuktura Cientifica*.
- Ashrafi, K., BARGUES, D., O'Neill, S., & Mas-Coma, S. (2014). Fascioliasis: A worldwide parasitic disease of importance in travel medicine. *Travel Medicine and Infectious Disease*, 12(6), 636–649. <http://doi.org/10.1016/j.tmaid.2014.09.006>
- Becerra, W. M. (2001). Consideraciones sobre estrategias sostenibles para el control de *Fasciola hepática* en Latinoamérica. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 14(1), 28–35. Retrieved from <http://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3243713&info=resumen&idioma=SPA>
- Brito, E. A., & Barreto, M. (2010). Prevalencia , decomisos de hígado y pérdidas económicas por *Fasciola hepatica* en mataderos bovinos de tres provincias de la región central de Cuba. *Revista Electronica de Veterinaria*, 11, 1–7.
- Cabra, Á. A. M., & Herrera, H. C. (2007). Estudio de prevalencia de la *Fasciola hepatica* y *Caracol Lymnaea spp.* en predios del municipio de Simijaca, Cundinamarca, 184. Retrieved from <http://repository.lasalle.edu.co/bitstream/handle/10185/5606/T14.07C112e.pdf?sequence=1>
- Carrada Bravo, T., & Escamilla Martínez, J. R. (2005). Fasciolosis: revisión clínico-epidemiológica actualizada. *Revista Mexicana Patología Clínica*, 52(2), 83–96. Retrieved from <http://www.cabdirect.org/abstracts/19990802399.html>
- Castañeda-Franco, P., & Pinto-Salinas, H. (2011). Prevalencia de *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) en bovinos sacrificados en Manizales Caldas. Frigocentro S.A en 2007, 2008 Y 2009, 1–46.
- Cedeño, D., Martinez, G., & Cilima, R. (2012). Principales causas de decomiso de visceras rojas en bovinos en el frigorifico del municipio de Pasto. *Revista Investigacion Pecuaria Vol 1. No. 1.*, 1(1), 8–15.
- Correa, S., Martínez, Y., López, J., & Velásquez, L. E. (2016). Evaluación de la técnica parasitológica Dennis modificada para el diagnóstico de fasciolosis bovina. *Revista Biomédica*, 36, 64–68. <http://doi.org/10.7705/biomedica.v36i2.2875>
- Cubides, J., Ortiz, D., Martinez, R., & Pedraza, A. (2012). Comparación de tres métodos (Dennis, Elisa y PCR) para el diagnóstico de *Fasciola hepatica* en una zona endémica de la sabana de Bogotá. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 1, 406–419.
- Espinoza, J., Terashima, A., Herrera, P., & Marcos, L. (2010). Fasciolosis Humana

- Y Animal En El Perú: Impacto En La Economía De Las Zonas Endémicas. *Revista Peru Med Exp Salud Pública*, 27(4), 604–612.
- Esteban, J. G., Bargues, M. D., & Mas-Coma, S. (1998). Geographical distribution, diagnosis and treatment of human fascioliasis: a review. *Research and Reviews in Parasitology*, 58(1), 13–42.
- Estrada, Vi. ., Gómez, M., & Velasquez, L. E. (2006). La higiene del ganado y la fasciolosis bovina, Medellín y Rionegro, 1914-1970. *Journal Iatreia*, 19(4), 393–407. Retrieved from [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0121-07932006000400007&lng=en&nrm=iso&tlng=pt](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-07932006000400007&lng=en&nrm=iso&tlng=pt)
- Flores L., A. A., & Rodriguez H., P. (n.d.). Estandarización De La Prueba De Elisa Para El Inmunodiagnóstico De Hidatidosis Humana Empleando Antígenos De Producción Local. *Revista Gaceta Médica Boliviana*. Retrieved from [http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1012-29662006000100002&lng=es&nrm=iso&tlng=es](http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1012-29662006000100002&lng=es&nrm=iso&tlng=es)
- Galvez, A., Duque, F., & Velásquez, L. E. (2012). “ La enfermedad es otra” itinerario terapeutico de la fasciolosis bovina en rionegro (Antioquia). *Revista CES Medicina Veterinaria Y Zootecnia*, 7(1), 73–86.
- Giraldo-Pinzón, E., & Álvarez-Mejía, L. (2013). Registro de plantas hospederas de caracoles Lymnaeidae (Mollusca: Gastropoda), vectores de Fasciola hepatica (Linnaeus, 1758), en humedales de la región central andina colombiana. *Revista Veterinaria Y Zootecnia*, 7(2), 63–74.
- Giraldo, J., Díaz, A., & Pulido, M. (2016). Prevalencia de Fasciola hepatica en Bovinos Sacrificados en la Planta de Beneficio del Municipio de Une , Cundinamarca , Colombia. *Revista Investigación Veterinaria Perú*, 27(4), 751–757.
- Giraldo, J., Segura, L., Sánchez, A., & Henao B., J. C. (2010). Comparación por diagnóstico directo de Fasciola hepatica a partir de examen post-mortem del ducto biliar, contenido biliar y materia fecal. *Revista de La Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*.
- Gongora, R. C. (2006). Prevalencia de Fasciola hepatica en bovinos faenados en el matadero municipal de la ciudad de La Paz., 1–46.
- González, C., Sánchez, G., Castro, C., Gómez, C., Molina, F., & Velásquez, L. E. (2013). Control de fasciola hepática en el agua de consumo animal a través de filtración rápida y lenta. *Revista EIA*, 10(19), 133–141.
- Guatibonza, M., Giraldo, L., & Giraldo, J. (n.d.). Estandarización de una prueba de ELISA para en diagnostico de Distomatosis hepatica en bovinos empenado papel de filtro impregnados con suero y sangre total.
- Henao, N., & Becerra, W. M. (2011). Foco de fasciolosis ovina en una hacienda en la vereda Presidente, municipio Chitagá, Norte de Santander, C olombia. *Revista de La Facultad de Ciencias Basicas*, 9(2), 64–72.
- Karim, R., Mahmud, M. S., & Giasuddin, M. (2015). Epidemiological Study of Bovine Fasciolosis: Prevalence and Risk Factor Assessment at Shahjadpur Upazila of Bangladesh. *Journal Immunology and Infectious Diseases*, 3(3), 25–29. <http://doi.org/10.13189/iid.2015.030301>
- Longo Sanchez, M., Zamora González, H., Vasquez Arteaga, R., & Velásquez, L. elena. (2005). Aspectos ecologicos de lymnaea (mollusca: lymnaeidae) en la

- región de aguas tibias, municipio Puracé-Coconuco. *Revista de La Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 17, 47–58.
- Mas-Coma, M., Esteban, J., & Bargues, M. (1999). Epidemiología de la fascioliasis humana: revisión y propuesta de nueva clasificación. *Boletín de La Organización Mundial de La Salud*, 77(4), 70–76.
- Mas-Coma, S. (2005). Epidemiology of fascioliasis in human endemic areas. *Journal of Helminthology*, 207–216. <http://doi.org/10.1079/JOH2005296>
- Mas-Coma, S., Bargues, M. D., & Valero, M. A. (2005). Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 35(11–12), 1255–1278. <http://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.07.010>
- Mebrahtu, G., & Beka, K. (2013). Prevalence and Economic Significance of Fasciolosis in Cattle Slaughtered at Dire Dawa Municipal Abattoir , Ethiopia. *Journal of Veterinary Advances*, 3(12), 319–324.
- Medeiros, C., Guilherme, R., D´avila, S., Caldeira, R., & Carvalho, O. (2014). Spatial Distribution of Lymnaeidae ( Mollusca , Basommatophora ), Intermediate Host of Fasciola Hepatica Linnaeus , 1758 in Brazil. *Revista Instituto Médico Tropical*, 56(3), 235–252. <http://doi.org/10.1590/S0036-46652014000300010>
- Noel, K. M. M., Fontes-Pereira, A. M. A. de, Castilho, R., Esperança, S. D. F. A., Miranda, I., Fonseca, O., & Percedo, M. I. (2013). Factores de riesgo de fasciolosis para la salud pública en Huambo , Angola. *Revista Salud Animal*, 35(3), 164–173.
- OMS, O. mundial de la S. (2013). Sustaining the drive to overcome the global impact of neglected tropical diseases. *Second WHO Report on Neglected Tropical Diseases*, 3.9, 67–71. <http://doi.org/10.1073/pnas.1415109111>
- Ortega-Gomez, C., Vasquez Arteaga, R., Vargas, R., Vergara, D., Rojas, I., & Cañola, L. (2016). Situación Epidemiológica De Fasciola Hepatica En Bovinos Sacrificados En La Central De Sacrificio De Popayán, Cauca.
- Páez, M., Corredor, A., Nicolls, R., Duque, S., Moncada, L., Reyes, P., & Rodriguez, G. (2012). *Atlas de parasitología*.
- Perez-C, J. E., Giraldo-Pinzon, E., & Aguilar-Marín, S. (2016). First Report of Human Fascioliasis in an Endemic Region of Bovine Fascioliasis in Caldas-Colombia. *Jornal Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 16(6), 377–381. <http://doi.org/10.1089/vbz.2015.1900>
- Pérez M, A. M. (2007). Fasciola hepática in Venezuela : Historical Review. *Revista Facultad Ciencias Veterinarias.*, 48(1), 3–14.
- Pulido, P., & Castañeda, R. (2011). Fasciola hepatica: Pedagogía de diagnóstico por laboratorio y su situación en Colombia. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 12, 1–11.
- Quiroz, H., Ibarra, F., Figueroa, J., & López, M. (2011). *Epidemiologia de Enfermedades parasitarias en animales domésticos*.
- Recalde-Reyes, D. P., Padilla Sanabria, L., Giraldo Giraldo, M. I., Toro Segovia, L. J., Gonzalez, M. M., & Castaño Osorio, J. C. (2014). Prevalencia de Fasciola hepatica, en humanos y bovinos en el departamento del Quindío-Colombia 2012-2013. *Jornal Infectio*, 18(4), 153–157. <http://doi.org/10.1016/j.infect.2014.09.001>
- Uribe Delgado, N., & García Castaño, C. (2014). Fasciolosis, zoonosis emergente

- y reemergente vista desde una dimensión ambiental (Revisión), 1–10.  
Retrieved from <https://tspace.library.utoronto.ca/handle/1807/63890>
- Uribe Delgado, N., Sierra, R., & Espinosa, C. (2012). Comparación de las técnicas Kato-Katz, TSET y TSR en el diagnóstico de infección por *F. hepatica* en humanos. *Revista Salud UIS*, 44(3), 7–12.
- Uruburu Gómez Mónica, Bedoya Blandon, J. C., & Velasquez, L. E. (2013). ELISA indirecta para el diagnóstico de fasciolosis bovina en leche. *Revista CES Medicina Veterinaria Y Zootecnia.*, 8(2), 93–100.
- Valencia - López, N., Malone, J. B., Carmona, C. G., & Velásquez, L. E. (2012). Climate-based risk models for *Fasciola hepatica* in Colombia. *Jornal Geospatial Health*, 6(3), S75–S85.
- WHO, & World Health Organization. (2009). Report of the WHO Expert Consultation on Foodborne Trematode Infections and Taeniasis/Cysticercosis. *World Health Organisation*, (October). Retrieved from [http://apps.who.int/gb/ebwha/pdf\\_files/WHA63/A63\\_17-en.pdf](http://apps.who.int/gb/ebwha/pdf_files/WHA63/A63_17-en.pdf)
- Wilches, C., Jaramillo, J. G., Muñoz, D. L., Robledo, S. M., & Vélez, I. D. (2009). Presencia de infestación por *Fasciola hepatica* en habitantes del valle de San Nicolás, oriente antioqueño. *Revista Infectio*, 13(2), 92–99. [http://doi.org/10.1016/S0123-9392\(09\)70730-1](http://doi.org/10.1016/S0123-9392(09)70730-1)

## 13. ANEXOS

### Técnica de Dennis Modificada

#### Materiales:

- Recipiente de 50ml
- Agua destilada
- Detergente liquido
- Cantidad adecuada de muestra aproximadamente 5gr
- Malla metálica (N.80) o colador
- Gradilla
- Tubo cónico de plástico de 15 ml
- Palillos de madera
- Lápiz de cera
- Laminas porta objetos
- Laminas cubre objetos
- Lugol 1%
- Centrifuga
- Microscopio

#### Procedimiento:

- Pesar 3 gr de materia fecal
- Agregar 30ml de solución detergente
- Mezclar con un agitador sin formar espuma
- Colocar malla metálica (N.80) o colador (común, cocina) en un recipiente de 50ml
- Filtrar la suspensión sobre el recipiente hasta completar el volumen de 50ml
- Dejar en reposo durante 10 minutos
- Eliminar las  $\frac{3}{4}$  partes del sobrenadante liquido
- Lavar el colador con solución detergente y agregarla al recipiente

- Llenar el recipiente hasta el reborde con solución detergente
- Dejar en reposo durante 10 minutos
- Eliminar el sobrenadante, dejando del sedimento
- Dejar en reposo nuevamente 10 minutos
- Eliminar sobrenadante
- Agregar el sedimento a un tubo cónico de plástico de 15 ml y completar con solución detergente.
- Centrifugar a 3500 rpm por 7 minutos
- Tirar el sobrenadante
- Agregar al precipitado 2 gotas de lugol.
- Agitar con palillo de madera y realizar montaje.
- Revisar al microscopio

Solución detergente: se prepara con 5ml de detergente líquido en 95ml de agua destilada.

### **Técnica de Ritchie o Concentrado, modificada con Formol-Gasolina**

Materiales:

- Tubo cónico de plástico de 15 ml
- Palillos de madera
- Lápiz de cera
- Laminas porta objetos
- Laminas cubre objetos
- Gradilla
- Cantidad adecuada de muestra aproximadamente 1gr
- Solución salina (0.85%)
- Lugol 1%
- Gasolina o éter
- Centrifuga
- Microscopio



Procedimiento:

- Añadir 1 gr de materia fecal en 10 ml de solución salina en tubo conico. Agitar fuertemente por 30 segundos
- Llevar a centrifugar a 1500rpm por 2 minutos
- Descartar la solución salina
- Añadir 10ml de formol
- Agitar fuertemente por 30 segundos y dejar en reposo por 5 minutos
- Añadir 3ml de gasolina o éter.
- Agitar fuertemente por 30 segundos
- Llevar a centrifugar a 1500rpm por 2 minutos
- Descartar el sobrenadante
- Recolectar sedimento con palillo de madera y realizar montajes con solución salina y lugol
- Revisar al microscopio con objetivos de 10X y 40X

### **Prueba ELISA (Immunological diagnosis of fasciolosis) estandarizada.**

Materiales y Procedimiento:

- Dilución del suero

De cada muestra se tomó 5  $\mu$ l de suero y se depositó en tubos eppendorf a los cuales se les adicionaron 495 $\mu$ l de Buffer PBS 1% pH 7,2 para diluir las muestras respectivamente.

- Fijación del antígeno

Se empleó un extracto proteico total sonicado y delipidado como antígeno *de F. hepatica*, a partir del cual se preparó una dilución con una concentración de 4 $\mu$ g/10ml y se adicionaron 100 $\mu$ l por pozo en cada una de las placas. Luego se incubaron a 4°C por 24 horas.

- Bloqueo de la placa

Las placas fueron lavadas con Buffer PBS con Tween 20 al 0,1% pH 7,2 tres veces, con un intervalo de tiempo de cinco minutos entre cada lavada. Seguido de esto, la placa se secó muy bien y se bloqueó con 200µl por pozo con una solución de albumina sérica bovina al 1%, la cual se incubó nuevamente en baño serológico durante una hora a una temperatura de 37°C; acto seguido se procede nuevamente a tres lavados como los ya descritos.

- Adición de Anticuerpos

Del suero en dilución se adicionaron 1/100µl por pozo en cada una de las placas correspondientes, que de igual manera se colocaron Gold estándar como controles positivo, negativo y blanco. Todas las muestras fueron dispuestas por duplicado; las placas se llevaron nuevamente a incubación durante una hora a 37°C; una vez terminado el proceso se lavaron respectivamente.

- Adición del conjugado

A las placas secas se le adicionó la solución de conjugado anti IgG bovina marcada con peroxidasa SIGMA A8917 en concentración de 4/1000, siendo esta de 100µl por pozo, nuevamente se incubaron las placas a 37°C durante una hora, finalmente se lavaron y se realizó su respectivo secado.

- Revelado

Para el revelado de las placas se utilizó una solución de Buffer urea con peróxido de hidrogeno y OPD a pH 5.0, del cual se adiciono un volumen de 200µl respectivamente por pozo.

- Frenado con HLC 2.5N

Pasado un intervalo de cinco a diez minutos, se frenó la reacción adicionando 50µl por pozo de HCL 2.5N.

- Lectura

La lectura de cada una de las placas se realizó en un Multiskan Plus MKII a una longitud de onda de 492nm. Con punto de corte 0.300.

## **Tinción hematoxilina eosina**

## DESHIDRATACION, ACLARAMIENTO Y EMBEBIMIENTO DE TEJIDOS ANIMALES

Obtención de secciones finas, entre 5 y 15  $\mu\text{m}$ , sólo se puede conseguir a partir de tejido endurecido, pero no frágil. Esto es posible mediante la congelación de las muestras o mediante su inclusión en determinados medios. Incluir significa infiltrar el tejido con un medio líquido que posteriormente se solidificará sin afectar, o afectando mínimamente, a las características de la muestra.

El medio de inclusión más usado para obtener secciones finas es la parafina. La parafina es una mezcla de hidrocarburos que cuando solidifica tiene aspecto de cera de vela. Hay distintos tipos de parafinas que se diferencian en la longitud de las cadenas de las sustancias carbonadas, lo cual determina sus puntos de fusión. Éstos suelen oscilar entre los 45 °C y los 60 °C.

### Productos

- Etanol de 70°, 80°, 90°, 96° y 100°
- Xileno
- Parafina
- Materiales
- Vasos de precipitado
- Pinzas
- Estufa a 60°C
- Molde para hacer bloques de parafina

### Procedimiento

- Fijación (recomendados formol o Bouin).
- Selección de la muestra: 0.5 cm de tamaño aproximadamente.
- Deshidratación de las muestras: etanol.

Este paso es necesario puesto que la parafina no es miscible con el agua y por tanto la muestra ha de estar libre de agua.

- 60 min etanol 70°
- 60 min etanol 80°

- 60 min etanol 90°
- 60 min etanol 96°
- 60 min etanol 100°
- 60 min etanol 100°
- 60 min xileno
- 60 min xileno

La parafina no es miscible con el alcohol por lo que se requiere este paso puente con un solvente orgánico. El xileno es miscible con el etanol de 100° y con la parafina.

- Parafina (en estufa a 60 °C).
- 60 min parafina I
- 60 min parafina II
- 60 min parafina III
- Incluir en parafina y hacer el bloque.
- Colocar parafina líquida en un molde metálico, fuera de la estufa, e introducir la muestra en él con la orientación deseada.
- Consejos

Fijación: el tejido ha de estar fijado antes de empezar el proceso de inclusión. Se pueden usar muchos tipos de fijadores, pero los más comunes son aquellos basados en formaldehído, como el propio formol, el BOUIN, o para plantas el Carnoy o Karnovsky. No suelen ser buenos los fijadores que contienen glutaraldehído.

Selección de la muestra: no se recomienda la inclusión de piezas con dimensiones superiores a 1 cm puesto que los tiempos de deshidratación y embebimiento en parafina dependerán del tamaño de la muestra. Más tamaño más tiempo.

Selección de la muestra: en el caso de muestras duras hay que hacer tratamientos previos. Por ejemplo, los huesos requieren un tratamiento de decalcificación antes de comenzar la deshidratación.