

Frecuencia de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en fincas de producción
bovina del municipio de Supatá, Cundinamarca

Absalón Stwar Beltrán Alba

Jessica Katherine Vinasco Suárez

Universidad Antonio Nariño

Facultad Medicina Veterinaria y Zootecnia

2020

INDICE

Tablas	6
Ilustraciones	7
Graficas	7
I. Resumen	8
II. Planteamiento problema	10
III. Justificación	11
IV. Objetivos	12
Pregunta problema	12
Objetivo General	12
Objetivos específicos	12
V. Revisión Bibliográfica	13
V.1. Paramfistomosis	13
Taxonomía <i>Paramphistomum cervi</i>	13
Morfología	14
Miracidio (larva):	14
Esporocisto:	15
Redia:	15
Cercaria:	16
Metacercaria	16
Hospederos	17
Intermediario:	17
Definitivo:	18
Ciclo biológico	18
Prevalencia	19
Formas de Presentación	20
Paramphistomosis aguda o intestinal:	20
Paramphistomosis crónica o Ruminal:	20
Signos clínicos	21
Lesiones	21

Lesiones Macroscópicas	21
Lesiones Microscópicas	22
Pérdidas económicas	23
Patogenia	23
Inmunidad	24
Diagnóstico	24
Técnicas coprológicas	24
Directo	24
Concentración parasitaria por flotación:	24
Examen de Vísceras:	25
Intestino:	25
Estómago y cavidades:	25
Diagnóstico diferencial	25
Prevención y control	26
Caracoles vectores:	26
Inmunidad al parásito en estadios inmaduros	26
Medidas sobre el entorno:	26
Tratamiento	27
V.2. Fasciolosis	27
Fasciola hepática.	28
Taxonomía <i>Fasciola hepática</i>	28
Morfología	29
Huevo	29
Miracidio	30
Esporoquiste	30
Redia	30
Cercaría	31
Metacercaria	32
Fasciola juvenil y adulta	32
Hospederos	33
Hospedadero final	33
Hospedadero intermediario	33
Ciclo biológico	34

Prevalencia	35
Formas de presentación	35
Lesiones	36
Signos clínicos	37
Pérdidas económicas	37
Patogenia	38
Diagnóstico	39
Clínico	39
Diferencial	39
Laboratorio	39
Técnica coprodiagnostica	39
Técnica modificada de Happich-Boray (Sedimentación y Tamizado)	40
Técnica original	40
Técnica modificada	40
Diferenciación morfológica de los huevos	42
Fasciola hepática:	42
Paramphistomun cervi:	43
Prevención y control	43
Reducción de las poblaciones de caracoles.	43
Uso de antihelmínticos.	43
VI. Metodología	44
Población	44
Área de estudio	45
Tamaño muestral	45
Criterios de inclusión	3
Reconocimiento del hospedador intermediario	3
Toma de muestra de heces para estudio coprológico	5
Técnica coprodiagnostica	6
Técnica modificada de Happich-Boray (Sedimentación y Tamizado)	6
Lectura	7
Diferenciación morfológica de los huevos	7
Fasciola hepática:	7
Paramphistomun cervi:	8

Factores de riesgo	8
Método estadístico	9
Análisis de resultados	9
Prueba chi-cuadrado	10
Interpretación	10
Valor $p \leq \alpha$: Las variables tienen una asociación estadísticamente significativa (Rechazar H_0)	10
Valor $p > \alpha$: No se puede concluir que las variables están asociadas	11
Prevalencia	11
Frecuencia	11
Materiales y recursos usados	12
Recursos humanos	12
Recursos biológicos	13
Recursos de campo	13
Recursos de laboratorio	13
Resultados y discusión	13
Prevalencia global de muestras	2
Prevalencia por finca de producción	3
Variables	5
Conclusiones	13
Bibliografía	14
Anexos	17

Tablas

Tabla 1 Taxonomía <i>Paramphistomum cervi</i>	14
Tabla 2 Taxonomía de la <i>Fasciola</i> hepática	29
Tabla 3 Clases de <i>Lymnaea</i> en el mundo.....	33
Tabla 4 Parámetro tamaño muestral.....	2
Tabla 5 Tamaño de la muestra	2
Tabla 6 Prevalencia global de muestras	9
Tabla 7 Prevalencia por finca de producción.....	9
Tabla 8 Frecuencia	12
Tabla 9 Prevalencia de animales positivos a <i>Paramphistomum cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática en el municipio de Supatá.....	3
Tabla 10 Prevalencia de animales positivos a <i>Paramphistomum cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática por finca muestreada.....	4
Tabla 11 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática según el sexo	6
Tabla 12 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática por grupo etario	7
Tabla 13 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática por función zootécnica	7
Tabla 14 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática según la raza.....	8
Tabla 15 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática según su estado productivo	8
Tabla 16 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática por altura	9
Tabla 17 Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola</i> hepática positivos con uso de desparasitantes.....	10
Tabla 18 Frecuencia de presentación de <i>Paramphistomum cervi</i> en animales muestreados en el municipio de Supatá	11
Tabla 19 Frecuencia de presentación de <i>Fasciola</i> hepática en animales muestreados en el municipio de Supatá.....	11
Tabla 20 Estimación de riesgo por razón de versoimilitud (Odds Ratio=OR) e intervalo con un nivel de confianza del 95% para las variables analizadas en relación con la positividad a <i>Fasciola</i> hepática y <i>Paramphistomum cervi</i>	12

Ilustraciones

Ilustración 1 Larva y adulto (Mehlhorn, 2016).....	16
Ilustración 2 Huevo (Mehlhorn, 2016).....	17
Ilustración 3Ciclo paramphistomum cervi (Mehlhorn, 2016).....	19
Ilustración 4 Ejemplar adulto Dístoma (Cordero del Campillo, y otros, 1999).....	28
Ilustración 5 Huevo Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999).....	29
Ilustración 6 Miracidio Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)....	30
Ilustración 7 Redia Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)	31
Ilustración 8 Cercaria Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999).....	31
Ilustración 9 Metacercaria Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)	32
Ilustración 10 Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)	33
Ilustración 11 Ciclo de vida Fasciola hepática (Taylor , Coop, & Wall, 2007).....	34
Ilustración 12 Materiales usados (Vargas, 2019)	41
Ilustración 13 Procedimiento (Vargas, 2019)	42
Ilustración 14 Procedimiento en microscopio (Vargas, 2019).....	42
Ilustración 15 Predio con paso de quebrada.....	3
Ilustración 16 Riego de aguas en los predios	4
Ilustración 17 Aguas estancadas en los predios	4
Ilustración 18 Caracol encontrado en uno de los predios	5
Ilustración 19 Toma de muestra directa del ano	5
Ilustración 20 Procedimiento parte 1	6
Ilustración 21 Procedimiento parte 2	7
Ilustración 22 Evidencia de huevos de Fasciola hepática señalados por el círculo rojo	8
Ilustración 23 Evidencia de huevos de Paramphistomum cervi señalados por el círculo rojo	8

Graficas

Grafica 1 Prevalencia de animales positivos a Paramphistomum cervi y Fasciola hepática por fincas muestreadas.....	5
---	---

I. Resumen

La Fasciolosis y Paramfistomosis en bovinos produce grandes pérdidas económicas en las ganaderías de todo el mundo, en especial en los países tropicales. Estas pérdidas incluyen la disminución en la ganancia de peso de los animales, pérdidas en la producción de leche, problemas reproductivos, decomisos de hígados y otros órganos a nivel de matadero, descarte de animales afectados en forma crónica, sumado a los elevados costos por tratamientos y medidas de control. El presente trabajo evaluó la frecuencia porcentual, la presencia de signos clínicos relacionados a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática*, además identificar los factores de riesgo asociados a la presencia de moluscos hospedadores intermediarios en fincas de producción bovina del municipio de Supata, Cundinamarca. Se empleó la técnica modificada de Happich-Boray (Sedimentación y Tamizado) teniendo unos resultados en la frecuencia de *Paramphistomum cervi* y de *Fasciola hepática*, en el ganado del municipio de Supatá, fue del 49% y 29% respectivamente. Las condiciones ambientales y topográficas son favorables para el desarrollo del hospedero intermediario, independientemente de la estación climática gracias a ser una zona de bastante humedad. Las vacas adultas durante el periodo de lactancia fue el grupo más afectado, especialmente las de raza Holstein, evidenciando una mayor susceptibilidad a *Paramphistomum cervi* y de *Fasciola hepática*.

Palabras claves: Bovinos, Trematodos, Parásitos gastrointestinales.

Abstract

Fasciolosis and Paramphistomosis in bovines produces great economic losses in livestock farms all over the world, especially in tropical countries. These losses include the decrease in the weight gain of the animals, losses in milk production, reproductive problems, seizures of livers and other organs at the slaughterhouse level, discarding of chronically affected animals, added to the high costs for treatments and control measures. The present work evaluated the percentage frequency, the presence of clinical signs related to *Paramphistomum cervi* and *Fasciola hepatica*, as well as identifying the risk factors associated with the presence of intermediate host molluscs in bovine production farms in the municipality of Supata, Cundinamarca. The modified Happich-Boray technique (Sedimentation and Sieving) was used, with results in the frequency of *Paramphistomum cervi* and *Fasciola hepatica*, in cattle in the municipality of Supatá, which was 49% and 29% respectively. The environmental and topographic conditions are favorable for the development of the intermediate host, regardless of the climatic season, as it is an area of high humidity. Adult cows during the lactation period were the most affected group, especially those of the Holstein breed, showing a higher susceptibility to *Paramphistomum cervi* and *Fasciola hepatica*.

Key words: Cattle, Trematodes, Gastrointestinal parasites.

II. Planteamiento problema

Los parásitos gastrointestinales representan una pérdida económica en las explotaciones pecuarias del país teniendo como consecuencia una disminución de la conversión en masa corporal y productividad.

La Paramphistomosis y la Fasciolosis, causan varias alteraciones digestivas como diarrea fétida y anorexia. Estos son trematodos, con un ciclo de vida indirecto, su epidemiología tiene mayor participación en regiones húmedas de Colombia (Bonilla Quintero, 2016). El rumiante se infecta por vía oral al ingerir pasturas con presencia de uno de sus estadios larvarios. En el abomaso se liberan los parásitos jóvenes que migran hacia el intestino delgado. Aquí alcanzan la madurez sexual y migran a su órgano de predilección (Hígado en caso de *Fasciola hepática* y Rumén-retículo en caso de *Paramphistomun cervi*), donde se inicia la liberación de huevos, los cuales salen del hospedador a través de las heces (Bonilla Quintero, 2016). Estos se desarrollan en un ambiente húmedo, desplazándose por el agua hasta encontrar el molusco hospedador que son caracoles del género *Lymnaea* en ambos casos y otras especies más en el caso de *Paramphistomun cervi*. En el molusco se producen dos fases larvarias antes de salir y nadar hasta la superficie del agua. Estas luego de tocar superficie y adherirse a hojas, tallos o raíces de plantas, se convierten en la forma infectante de los rumiantes (Bonilla Quintero, 2016).

Esta investigación se realizará para determinar la prevalencia del trematodo en los bovinos de las fincas productoras del sector y contribuir con información fidedigna para ser utilizada en investigaciones futuras sobre esta problemática ya que el número de investigaciones que se han desarrollado en Colombia sobre la paramphistomidosis es reducido.

III. Justificación

La Fasciolosis y Paramfistomosis en bovinos produce grandes pérdidas económicas en las ganaderías de todo el mundo, en especial en los países tropicales. Estas pérdidas incluyen la disminución en la ganancia de peso de los animales, pérdidas en la producción de leche, problemas reproductivos, decomisos de hígados y otros órganos a nivel de matadero, descarte de animales afectados en forma crónica, sumado a los elevados costos por tratamientos y medidas de control (Lopez, Romero, & Velasquez, 2008).

En general en el país existen también muy pocos reportes de *Paramphistomum cervi* afectando a bovinos, pero se sospecha que la enfermedad puede estar presente, en especial en aquellas zonas donde existen las condiciones epidemiológicas para la presencia de Tremátodes. Igualmente, existen pocos reportes sobre el uso de la técnica de sedimentación y tamizado para diagnóstico de tremátodes en bovinos. Estos dos aspectos incentivan a la profundización y el avance en este campo (Bonilla Quintero, 2016).

Se presume de la presencia de *Fasciola hepática* en la zona de estudio expuestas por parte de los ganaderos ya que les han referido signos clínicos y reportes de decomisos en planta de beneficios como anécdota, es desconocida la prevalencia de *Fasciola hepática* en la zona, además se sospecha de la presencia del *Paramphistomum cervi* debido a la similitud con la *Fasciola hepática* en sus ciclos de vida.

La presente investigación ofrecerá un aporte importante al estudio de las trematodosis en bovinos en Colombia, a la vez que permitirá diagnosticar el problema con precisión y establecer medidas de control que impactarán directamente sobre la producción y economía de las unidades de producción en la zona.

IV. Objetivos

Pregunta problema

¿Cuál es la frecuencia de presentación de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en fincas de producción bovina del municipio de Supata, Cundinamarca?

Objetivo General

Determinar la frecuencia porcentual de bovinos positivos a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en fincas de producción bovina del municipio de Supata, Cundinamarca.

Objetivos específicos

Determinar la presencia de signos clínicos relacionados con la presencia de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en fincas de producción bovina del municipio de Supata, Cundinamarca.

Cuantificar el número de bovinos positivos a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* mediante la prueba de Sedimentación y Tamizado en muestras de heces de bovinos procedentes de fincas del municipio de Supata, Cundinamarca.

Identificar posibles factores de riesgo asociados a la presencia de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en fincas de producción bovina del municipio de Supata, Cundinamarca.

Identificar la presencia moluscos hospedadores intermediarios en las fincas en las que se desarrollara la investigación.

V. Revisión Bibliográfica

V.1. Paramfistomosis

La Paramfistomosis es una enfermedad de animales jóvenes, en los que pequeñas infecciones sucesivas producen una inmunidad completa. Esta se produce cuando los paramphistomum jóvenes o inmaduros yacen incrustados en la mucosa y hasta en la muscular de la mucosa del duodeno y yeyuno, así como en los folículos linfáticos, infiltrados gelatinosos aparecen en la pared intestinal y en el mediastino, existiendo también enteritis hemorrágica, y destrucción de las células glandulares y nerviosas.

En el ganado vacuno se desarrolla una buena inmunidad, por lo que los brotes de la enfermedad están habitualmente restringidos a los animales jóvenes. Sin embargo, los adultos albergan un escaso número de parásitos adultos. Por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart & Armour, 2001) (Kennedy, Lankester, & Snider, 1985).

La inmunidad tiene como resultado no sólo una marcada reducción del número de parásitos, sino también una protección del efecto letal que esta parasitosis ejerce sobre el hospedero (Urquhart & Armour, 2001).

Taxonomía Paramphistomum cervi

Paramphistomun cervi es un platelminto parásito de la clase de los trematodos con un ciclo de vida indirecto, como el resto de los trematodos.

Tabla 1 Taxonomía *Paramphistomum cervi*

Tabla 1. Tabla taxonómica de <i>Paramphistomum Cervi</i>	
Phylum:	Platyhelminthes
Clase:	Trematoda
Subclase:	Digenea
Orden:	Amphistomoida
Sub-orden:	Paramphistomata
Familia:	Paramphistomatidae
Genero	Paramphistomum
Especie	cervi

Nota. (Urquhart & Armour, 2001)

Morfología

Miracidio (larva):

De forma ovoide y alargada, tiene cilios en su extremo anterior que le permiten su desplazamiento en el agua, posee una papila móvil y una glándula apical, que permite la penetración en el caracol.

Tiene dos, o tres manchas oculares y papilas laterales. El sistema excretor está formado por dos o tres células flamígeras, que recogen los desechos y los expulsan a través de los dos poros excretores situados lateralmente. Durante la diferenciación del miracidio dentro de la cáscara del huevo, algunas células germinales se transforman en masas germinales que dan lugar a la siguiente generación larvaria (Chaoudhary, y otros, 2015).

Esporocisto:

Una vez en el caracol, el miracidio pierde los cilios y migra a través de los vasos sanguíneos o canales linfáticos a lugares donde el alimento es abundante, transformándose en esporocisto madre o de primer orden, el cual da lugar a una generación de redias. Los esporocistos hijos, desarrollan en su interior la cercaría (Chaoudhary, y otros, 2015)

Los esporocistos no poseen aparato digestivo, nervioso o reproductor, aunque existen células flamígeras. En el centro del esporocisto hay una cámara de incubación, donde se encuentran las masas germinales, que darán lugar a la siguiente generación larvaria (Chaoudhary, y otros, 2015).

Redia:

Esta fase larvaria se forma, de las masas germinales que se encuentran en el interior de la cámara de incubación de los esporocistos. Existen una o dos generaciones de redias, la redia es alargada tiene una boca en su extremo anterior que se comunica con la faringe, y se continua con un saco intestinal ciego cuya longitud es variable, poseen una especie de collar a nivel de la faringe y cerca de él un poro obstétrico, un par de apéndices o aletas, localizadas alrededor de un tercio del extremo posterior, que le ayudan en su movimiento (Chaoudhary, y otros, 2015).

El sistema excretor posee células flamígeras semejantes a las del parásito adulto, pero en menor número y dos poros excretores que se abren lateralmente al exterior. Las redias pueden alimentarse de los tejidos del molusco hospedador, tomando hemolinfa y tejidos, especialmente de las células glandulares digestivas, por lo que disponen de hidratos de carbono y proteínas (Chaoudhary, y otros, 2015).

Cercaria:

Se desarrolla en la cámara de incubación de las redias, posee, ventosas, ciegos intestinales, aparato excretor, sistema nervioso y primordio genital, cola, estilete, glándulas de penetración y glándulas cistógenas. Las cercarías abandonan los caracoles, en condiciones adecuadas durante las horas de mayor intensidad solar nadan cerca de la superficie del agua para fijarse a las plantas (Elsheikha & Khan, 2011).

Metacercaria

La cercaría pierde la cola y se enquista en el medio externo transformándose en metacercaria que es una réplica juvenil del adulto, las gónadas no son funcionales. Los hospedadores definitivos se infectan cuando ingieren metacercarias maduras, que están enquistadas en las plantas.

El adulto, llega a crecer entre 13 mm de largo y 5 mm de ancho, son de tonalidad grisáceo a rojiza, posee dos ventosas (La abdominal que está cerca del extremo posterior y de gran tamaño), sus testículos son bilobulados, se encuentra en posición posterior diagonal y horizontal, ovarios en lugar medio, delante o detrás de los testículos, el conducto excretor y canal de laurer están entrecruzados (Mehlhorn, 2016).

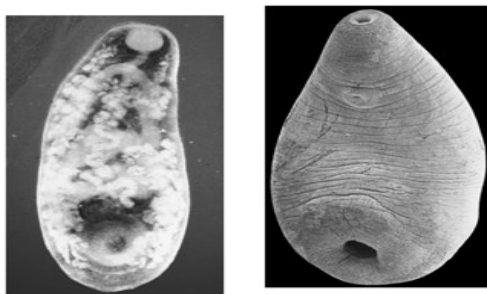


Ilustración 1 Larva y adulto (Mehlhorn, 2016).

Sus huevos llegan a medir 114-176 por 73-100 micras, Su organización de sistemas, digestiva, reproductora, excreta, linfática y nerviosa es similar a las de los otros trematodos.



Ilustración 2 Huevo (Mehlhorn, 2016)

Está en todo tipo de rumiantes domésticos y salvajes (ovinos, caprinos, antílopes, venados y otros rumiantes), provocando una gastroenteritis aguda acompañada de alta morbilidad y mortalidad, particularmente en hospedadores jóvenes.

Hospederos

Intermediario:

Son moluscos pulmonados de agua dulce, pertenecen principalmente a las familias *Planorbidae*, *Bulinidae* y *Lymnaeidae* (*Lymnaea*) la cual predomina en el continente Americano y Europeo (Cordero del Campillo & Rojo Vázquez, 2002).

En el hospedador intermediario se desarrollan las fases larvianas de esporocistos, redias y cercarías en 34 a 36 días, en la maduración, las cercarías abandonan el caracol, nadan a la superficie del agua dotadas de una cola pulsátil se enquista y se adhiere a la hierba u otra forma vegetal comestible tomando la forma infectante llamada metacercaria (Pinedo, 2011).

Definitivo:

Bóvidos (Vacas, búfalos comunes, ovejas y cabras seguidos) y en menor escala camélidas y jirafas (Ghosh & Misra, 2011).

Se infecta al consumir hierba contaminada con metacercaria, después de ser ingeridas se desenquistan en el duodeno y yeyuno, donde desarrolla la forma inmadura del parásito para migrar retrógradamente en sentido cefálico hacia el rumen, donde maduran sexualmente en unas 3 a 4 semanas. El período latente de la infección transcurre desde que el estado evolutivo infectante es ingerido hasta que el parásito maduro sexualmente comienza a eliminar huevos por las heces, en promedio para las diversas especies de paramfistómidos en bovinos es de 96-130 días. (Pinedo, 2011)

Ciclo biológico

El ciclo comienza cuando los huevos son expulsados del hospedador por medio de las heces, en el medio eclosionan los huevos, en esto pueden nadar y encontrar un caracol (*Bulinus spp.*, *Planorbis spp.*, *Stagnicolasp*) para penetrar su interior, se desarrollan *esporocistos* y *redias*, que pueden a su vez producir redias hijas o completar el desarrollo a *cercarias*, al madurar las cercarias dejan el caracol y nadan hasta la superficie del agua, pierden la cola y se enquistan formando metacercarias infectivas que se pegan al pasto en contacto con el agua (5 meses en verano/3 meses en frio)

El ganado lo ingiere, una vez en el duodeno, las larvas en estadio juvenil abandonan el quiste y se fijan a la mucosa completando el desarrollo a adulto en 3 -8 semanas, una vez han madurado se sueltan y se conducen al rumen, en donde se fijan y producen huevos a los 100 días, llegan a sobrevivir hasta 7 años.

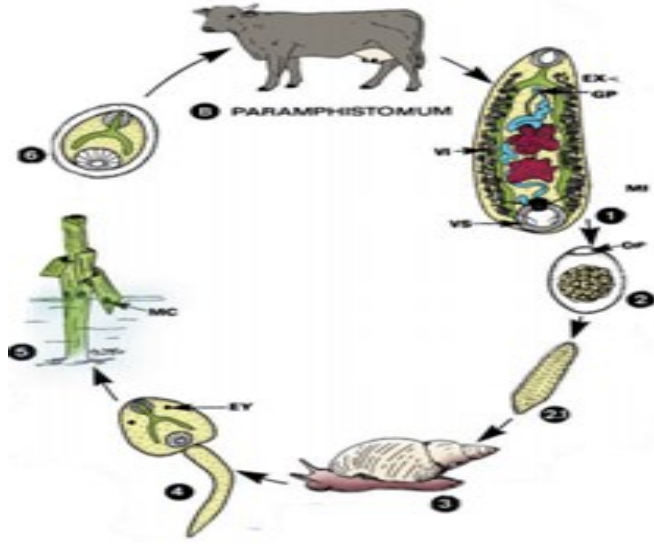


Ilustración 3 Ciclo *paramphistomum cervi* (Mehlhorn, 2016).

Prevalencia

En Colombia se ha registrado la paramphistomosis bovina en la región lechera altoandina de Antioquia donde se describe a *Cotylophoron cotylophorum* como el agente causal en bovinos de producción cárnica de las sabanas en el cálido piedemonte llanero y en los Llanos Orientales nacionales, donde se señala a varias especies de paramfistómidos. Entre 2006 y 2008 se extrajeron 715 trematodos adultos del rumen de 32 bovinos provenientes de los departamentos del Meta y del Guaviare. *Cotylophoron*, *Calicophoron* y *Paramphistomum* son de importancia veterinaria al ser responsables de la enfermedad denominada paramfistomosis (Muro y Ramajo, 2002).

En Colombia se registran paramfistomidos en cuatro departamentos: Antioquia, Cundinamarca, Casanare y Meta (Bonilla Quintero, 2016).

Formas de Presentación

Paramphistomosis aguda o intestinal:

Tiene mayor patogenicidad, debido a que las formas migratorias del parásito se adhieren a la mucosa y se insertan hasta llegar a la submucosa, produciendo un efecto traumático e irritativo que va acompañado de petequias, erosiones y necrosis. Provocando lesiones intestinales que conllevan a la pérdida de apetito del animal y en ocasiones, a una total anorexia. En casos graves pueden desarrollar anemia, hipoproteinemia, edemas y emaciación. (Quiroz Romero, 2005)

La diarrea se desarrolla de dos a cuatro semanas después de la infestación; las heces se expulsan con fuerza, los miembros posteriores aparecen sucios; la diarrea es fétida, con sangre.

Paramphistomosis crónica o Ruminal:

Los trematodos adultos sexualmente maduros no están asociados con la enfermedad clínica y han sido descritos como comensales que viven en el contenido ruminal del hospedador.

Es la forma típica de la infección. Los trematodos adultos fijados a la mucosa del rumen y retículo son bien tolerados y habitualmente no se observan síntomas. Se puede desarrollar inmunidad, que proporciona protección parcial frente a infecciones posteriores, especialmente en ganado vacuno, aunque los trematodos adultos continúan produciendo huevos (Kassai , 2002).

Signos clínicos

Las primeras manifestaciones clínicas se ponen de manifiesto a las 2 semanas de la infección como diarrea fétida y profusa, anorexia importante, pérdida de peso e incluso muerte. Los animales beben agua frecuentemente producto de la deshidratación. En los animales adultos disminuye la producción láctea. Los trastornos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa de la panza son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en el ganado vacuno joven (Cordero del Campillo, y otros, 1999).

Lesiones

Lesiones Macroscópicas

Cuando los parásitos adultos están adheridos al epitelio del rumen, las papilas aparecen anémicas, pálidas, comparado con el color verde grisáceo que rodea al tejido; hay zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del trematodo al estar fijados en la base de las papilas; éstas se encuentran atrofiadas en sus puntas o cuando se desprenden, quedan unos botones prominentes en la mucosa que marcan el sitio en donde estaban fijados en el intestino, las formas juveniles de los parásitos producen enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café o rojo oscuro y sangre en el contenido de aspecto viscoso.

Se produce pérdida de proteína plasmática, desarrollándose hipoalbuminemia. Esta pérdida proteica unida a la reducción del apetito causa importantes consecuencias fisiológicas. La baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de

edemas generalizados. De esta manera se observan hidropericardio, hidrotórax, edema pulmonar, ascitis y edema submandibular.

La evidencia de anemia en algunos órganos depende de la duración del problema y de la cantidad de parásitos, los cadáveres pueden estar extremadamente emaciados. En otros casos la grasa corporal sufre atrofia serosa. En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos están edematosos; hiperémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados.

Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los paramfistomidos jóvenes pueden perforar la pared del intestino y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados de tamaño y la vesícula biliar distendida. Las formas jóvenes pueden encontrarse en la mucosa del rumen y abomaso; la pared del abomaso esta edematosa con erosiones y petequias provocadas por el parásito

Lesiones Microscópicas

En el rumen hay proliferación de epitelio en la colonia del parásito y una evidente proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas muestra signos de degeneración. Se ha encontrado edema de la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y submucosa del rumen.

En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn parecen descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionados, distendidas.

Pérdidas económicas

Existen pérdidas económicas importantes en regiones tropicales y subtropicales, encontrándose porcentajes de letalidad del 30 al 70% en Israel, Sudáfrica, India, Australia y América. A diferencia de la invasión masiva del rumen por parásitos sexualmente maduros, donde se producen mermas en el rendimiento, así como adelgazamiento del animal (Dirksen , Dieter , & Stober, 2005).

En estudios previos han indicado que existe un elevado desconocimiento de los paramfistómidos por parte del personal que tiene a su cargo predios con vacunos (Lopez, Romero, & Velasquez, 2008).

Patogenia

Los trematodos inmaduros se enquistan en el duodeno o yeyuno medio o proximal. Al migrar se adhieren con gran fuerza a la mucosa y pueden penetrar hasta la capa muscularis mucosae (Radostis, Gay, & Hincheliff, 2002).

La acción patógena de estas formas en el intestino y abomaso, destruyen en cierto grado las glándulas digestivas en la submucosa. La acción de alimentación es debida al consumo de líquidos y células intestinales está en relación con la cantidad de parásitos.

Los trematodos adultos e inmaduros se fijan en su ventosa ventral, succionan parte de la mucosa y bloquean la irrigación sanguínea, algunas veces con pérdida de sangre lo que explica la anemia existente en esta parasitosis. Estas lesiones provocan pérdida de proteínas plasmáticas con perturbaciones en el equilibrio proteico. Las formas adultas en el rumen destruyen gran parte de la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados.

Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide y generan la formación de anticuerpos (Quiroz Romero, 2005).

Inmunidad

Diversos factores determinan o intervienen en la respuesta inmune, por ejemplo, el número de metacercarias en la primo-infestación, el número de parásitos en el rumen y el tamaño de estos. Al respecto, se han utilizado metacercarias irradiadas que producen infestación intestinal pero no ruminal, dando lugar a una fuerte respuesta inmune a la infestación (Quiroz Romero, 2005).

Diagnóstico

Técnicas coprológicas

Se busca la presencia de huevos

Directo

En una lámina portaobjeto colocar una o dos gotas de solución salina fisiológica o isotónica. Con un palillo o espátula, colocar sobre la solución un poco de heces frescas evitando la presencia de partículas de arena u otros cuerpos extraños. Mezclar con la solución salina hasta obtener una película poco gruesa y clara, colocar una laminilla sobre la preparación de heces y mirar al microscopio con objetivo de 10X - 40X. (Cantó Alarcón, 2010).

Concentración parasitaria por flotación:

Se basa en lograr la concentración de los huevos de los parásitos por flotación en un líquido de mayor densidad específica que ellos.

La densidad específica de estas formas parasitarias oscila entre 1,05 y 1,10. Se deben utilizar soluciones de suficiente densidad específica, aunque no excesivamente elevada para evitar que se deformen los huevos y que floten otras partículas sólidas presentes en las heces. Es la técnica cualitativa más frecuentemente empleada en cualquier laboratorio de Parasitología ya que permite observar la mayoría de los huevos y larvas. (Cantó Alarcón, 2010)

Examen de Vísceras:

Se hallan formas parasitarias adultas.

Intestino:

Se procede a la apertura de distintos tramos de intestino grueso como delgado, se realiza un lavado de la mucosa intestinal filtrando el contenido y recogiendo en recipientes adecuados. El material se observa con ayuda de un estereoscopio y posteriormente se realiza la identificación del parásito y contaje. (Cantó Alarcón, 2010)

Estómago y cavidades:

Se procede a la apertura de la víscera por su curvatura mayor y se observa sobre la mucosa la presencia de parásitos. Se realizará un lavado de la mucosa y se observará previamente en el estereoscopio. (Cantó Alarcón, 2010)

Diagnóstico diferencial

- Deficiencia de cobre de tipo nutricional.
- Infestaciones por gusanos redondos intestinales (nematodos gastrointestinales).
- Enteritis infecciosa (bacteriana o viral).
- Intoxicaciones, incluyendo muchas malezas, arsénico inorgánico, plomo.

- Paratuberculosis en animales adultos.
- Infestación por Fasciola hepática.

Prevención y control

Caracoles vectores:

Higiene de pastos, lagos, zanjas. / Agua en bebederos del ganado no esté contaminado.

Inmunidad al parásito en estadios inmaduros

Las medidas de control pretenden eliminar los parásitos en los animales infectados, reduciendo la población de hospedadores intermediarios y previniendo el acceso a áreas de pasto infectadas.

Medidas sobre el entorno:

Es necesario el drenaje y cercado de las zonas húmedas, que es donde va a vivir el caracol que actúa como hospedador. En pequeñas áreas es posible la introducción de patos, gallinas o pavos que se coman los caracoles.

La utilización de molusquicidas y otros productos químicos para eliminar los caracoles no es viable por su alto costo y por el impacto ambiental que pueden provocar.

El control debe integrar las acciones quimioterapias con la preservación de la entrada de los animales a los lugares poblados por moluscos intermediarios, especialmente en las épocas que determinen los patrones locales de transmisión, lo que se puede conseguir con el establecimiento de simples barreras mecánicas o rotación de pastos.

Los caracoles repueblan con rapidez los pastos en cuanto se mojan y se debe retirar al ganado antes de que el hospedador intermedio empiece a eliminar gran cantidad de cercarias (1-2 meses desde la infestación del caracol, dependiendo de la temperatura). De otro modo, será necesario administrar tratamientos periódicos.

Tratamiento

No existe vacuna, no hay métodos de control biológico. Hay reportes de eficacia contra *Paramphistomum* como son la niclosamida y la oxiclozanida, el resorantel y el niclofolan, estos dos últimos ampliamente abandonados en la mayoría de los países. Estos antihelmínticos están disponibles sobre todo en formulaciones orales.

En cambio, numerosos fasciolidas clásicos no son eficaces contra *Paramphistomum*, p.ej. albendazol, triclabendazol, clorsulón, netobimin y nitroxinil. La ivermectina (u otro endectocida) y el levamisol no son eficaces contra *Paramphistomum* ni contra ningún trematodo.

V.2.Fasciolosis

También llamada fascioliasis, es una enfermedad parasitaria causada por el trematodo hepático *Fasciola hepática* considerado un problema veterinario bien conocido de distribución mundial, transmitida por vectores de la familia *Lymnaeidae* y de gran importancia en salud pública al ser responsable de enfermedades zoonóticas, principalmente del ganado (Xiao-Ting, y otros, 2018).

Fasciola hepática.

En Colombia es conocida con el nombre común de “La mariposa del hígado” (Salazar & Arbelaez, 2010) es un parasito del hígado y conductos biliares los cuales generalmente están aplanados en sentido dorsoventral, su tipo morfológico pertenece a *Distoma* que presenta un acetábulo en el centro de la parte ventral y una ventosa oral donde se localiza la boca. En esta se encuentra la comunicación entre la faringe y el esófago con los ciegos intestinales bifurcados que generalmente se unen en la parte posterior en forma de anillos (Cordero del Campillo, y otros, 1999).



Ilustración 4 Ejemplar adulto Dístoma (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Taxonomía *Fasciola hepática*

La *Fasciola hepática* es una especie de platelminto trematodo con un ciclo biológico indirecto en dos hospedadores.

Tabla 2 Taxonomía de la *Fasciola hepática*

Tabla 2. Tabla taxonómica de <i>Fasciola hepática</i>	
Phylum:	Platyhelminthes (Schneider, 1872)
Subphylum:	Cercomeria (Brooks, 1982)
Superclase:	Cercomeridea (Brooks <i>et al.</i> , 1985)
Clase:	Trematoda (Rudolphi, 1808)
Subclase:	Digenea (VanBeneden, 1858)
Orden:	Fascioliformes (Skrjabin y Schulz, 1933)
Superfamilia:	Fascioloidea (Stiles y Goldberger, 1910)
Familia:	Fasciolidae (Railliet, 1895)
Subfamilia:	Fasciolinae (Stiles y Hassall, 1898)
Genero	Fasciola
Especie	Fasciola hepatica (Linnaeus, 1758)

Nota. (Sinche, 2008)

Morfología

Huevo

Los huevos miden de 130 a 150 por 63 a 90 micras, poseen un opérculo. Su cáscara es relativamente delgada y está teñida por pigmentos biliares de tonos amarillos en su interior. Entre sus células está el cigoto de color claro y posición central (Quiroz, 2000).



Ilustración 5 Huevo *Fasciola hepática* (Cordero del Campillo, y otros, 1999).

Miracidio

Los miracidios se forman al final del desarrollo embrionario dentro del huevo, son elementos ciliados que miden 150 por 40 micras. Poseen una mancha ocular en forma de “X”, glándulas y espolón cefálico. Estos penetran activamente en el caracol perdiendo su cubierta de cilios y se transformándose en esporoquistes (Quiroz, 2000).

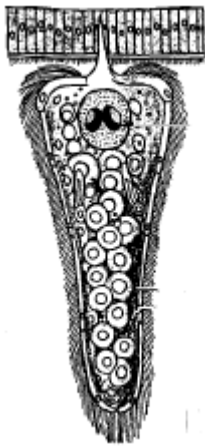


Ilustración 6 Miracidio Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Esporoquiste

Miden 500 micras de longitud. A partir de la pared de estos, se forman 5 a 10 masas germinativas que se convierten en redias, las cuales fuerzan la pared del esporoquiste y continúan creciendo en las glándulas intestinales del caracol (Quiroz, 2000).

Redia

Estas rompen el esporoquiste y migran a otros tejidos como el hepatopáncreas, riñones, etc., donde desarrollan, y a su vez en su interior se realiza una segunda reproducción asexual llegando a formar 15 a 20 cercarías por cada redia, pudiendo alcanzar

de 2 a 3 mm de longitud. Si la primera generación de redias degenera, una nueva generación de redias se desarrolla desde el esporocisto (Manrique & Cuadros , 2002).



Ilustración 7 Redia Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Cercaría

Las cercarías liberadas del caracol, miden de 260 a 320 por 200 a 240 micras, sin considerar la cola propulsora que mide 500 micras de longitud. En las cercarías se pueden apreciar algunas estructuras de un tremátodo adulto, como ventosas y aparato digestivo. La cantidad de cercarias originadas de un solo miracidio puede llegar a ser de 600. La cercaria nada activamente de un lado para otro para adherirse a la superficie de plantas, perdiendo la cola y transformándose en metacercaria (Urquhart & Armour, 2001).



Ilustración 8 Cercaria Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Metacercaria

Este estadio se halla enquistado en pastos aladaños a zonas con alta humedad; pero también pueden enquistarse en la superficie del agua encerrando pequeñas burbujas de aire que le permiten mantenerse a flote. Tienen una medida alrededor de 250 a 300 por 200 a 250 micras, siendo la forma infectiva del parásito. Los hospederos definitivos se infectan al ingerir plantas o agua con metacercarias (Urquhart & Armour, 2001).



Ilustración 9 Metacercaria Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Fasciola juvenil y adulta

La Fasciola juvenil tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm cuando penetra en él (Urquhart & Armour, 2001). El parásito adulto es hermafrodita, mide de 18 a

50 mm por 4 a 14 mm. El cuerpo es aplanado dorso ventralmente de forma foliácea, ancha anteriormente formando un cono posterior. Su cuerpo está cubierto por pequeñas espinas. Posee una ventosa oral en el extremo superior, otra ventral, a la altura de lo que se podría llamar hombros. El tubo digestivo se bifurca a poca distancia de la ventosa oral, formando ramas primarias y secundarias que se extienden hasta la parte posterior del cuerpo, abriéndose debajo de la ventosa ventral el poro genital (Quiroz, 2000) (Urquhart & Armour, 2001).

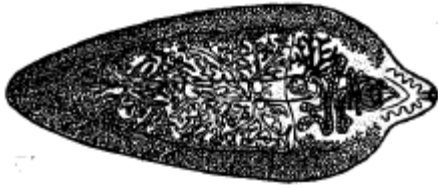


Ilustración 10 Fasciola hepática (Cordero del Campillo, y otros, 1999)

Hospederos

Hospedadero final

Ovejas, vacas, cabras, caballos, ciervos, el hombre y otros mamíferos (Urquhart & Armour, 2001).

Hospedadero intermediario

Los caracoles del género *Lymnaea*, estos son de una amplia distribución en todo el mundo (Taylor , Coop, & Wall, 2007) (Lopez, Romero, & Velasquez, 2008).

Tabla 3 Clases de Lymnaea en el mundo

Tabla 3. Tabla de ubicación de caracoles del género <i>Lymnaea</i>	
<i>L. tomentosa</i>	Australia, Nueva Zelanda
<i>L. columela</i>	Central y América del Norte, Australia, Nueva Zelanda
<i>L. bulimoides</i>	Norte y Sur de EE.UU. y el Caribe
<i>L. humilis</i>	Norteamérica
<i>L. viator</i>	Sudamerica
<i>L. diaphena</i>	Sudamerica
<i>L. cubensis</i>	Sudamerica

Nota. (Taylor , Coop, & Wall, 2007)

Ciclo biológico

El ciclo biológico de este trematodo se caracteriza porque los hospedadores definitivos albergan fasciolas adultas en los conductos biliares hepáticos y vesícula biliar, y eliminan huevos que salen con la bilis a través de las heces. En localizaciones con humedad y vegetación, en el interior del huevo se desarrolla un embrión (miracidio), que en zonas encharcadas nada de forma activa hasta localizar al hospedador intermediario, un caracol anfibio de la familia Lymnaeidae, en cuyo interior se completan las fases de esporocisto, redia y cercaria (Bonilla Quintero, 2016).

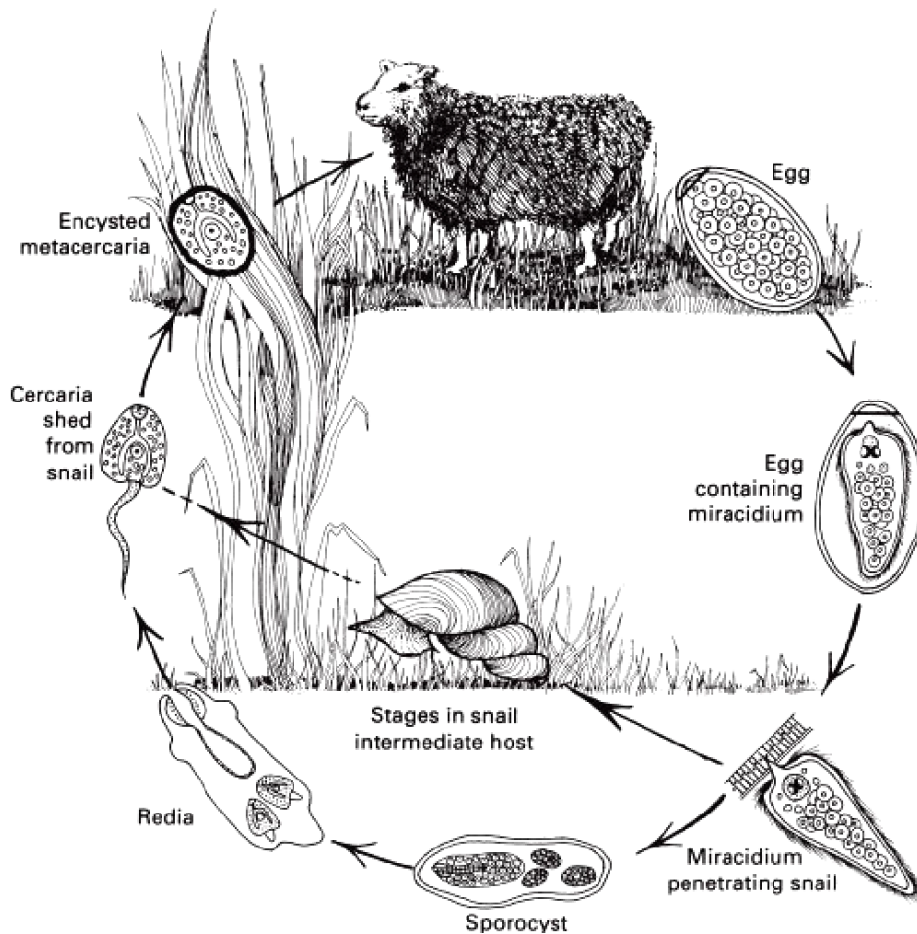


Ilustración 11 Ciclo de vida Fasciola hepática (Taylor , Coop, & Wall, 2007).

Las cercarias abandonan los caracoles, e impulsándose con la cola, se dirigen hacia especies vegetales que se encuentran en las proximidades, donde pierden el apéndice caudal y se rodean de una cubierta de glicocálix que le confiere una gran resistencia ante condiciones ambientales adversas, convirtiéndose en metacercarias, las formas infectivas (Bonilla Quintero, 2016).

Una vez el parásito llega al hospedador definitivo se alimenta, migra y crece hasta llegar a su localización final donde se transforma en el estado adulto, llegando a la maduración sexual. Al pasar el periodo de prepatencia es capaz de poner huevos, que, al ser eliminados por las heces del hospedador definitivo, inicia nuevamente el ciclo (Cordero del Campillo, y otros, 1999).

Prevalencia

En Colombia la prevalencia de *Fasciola hepática* en los bovinos se ha estimado en un 25% en zonas frías y ricas en humedad, que propician el establecimiento del ciclo de vida del parásito; sin embargo, investigaciones en la región lechera alto andina del departamento de Antioquia han registrado hatos con prevalencias mayores al 30% y municipios con prevalencias que superan el 40% (González Morales, y otros, 2013).

Formas de presentación

La forma aguda se produce cuando los animales ingieren un número elevado de metacercarias durante un pequeño periodo de tiempo por lo que una gran cantidad de parásitos emigran a la vez por el parénquima hepático.

La forma subaguda está producida por la existencia al mismo tiempo de dístomas jóvenes emigrando y de fasciolas adultas en los conductos biliares. Se debe a la ingestión

de un número elevado de metacercarias durante un tiempo suficientemente largo para no provocar un cuadro agudo (Gutiérrez Galindo , 2004).

La forma más frecuente es la crónica. En nuestro país se puede observar al final del invierno y comienzo de la primavera, entre diciembre y marzo, y afecta, sobre todo, a los animales jóvenes. Los signos típicos incluyen pérdida de peso, anemia hemorrágica, anorexia, hipoproteinemia y depresión general. Se pueden presentar complicaciones como la hepatitis necrótica producida por *Clostridium novyi* y la hemoglobinuria bacilar (*C. haemolyticum*). También se ha señalado que las vacas parasitadas son más sensibles a la infección por *Salmonella dublin*. Sin embargo, si la carga parasitaria no es muy elevada, normalmente no se presentan síntomas y puede considerarse una enfermedad subclínica, y lo único que puede apreciarse es una disminución de producciones algunas veces muy importante (Gutiérrez Galindo , 2004).

Lesiones

Como consecuencia de la parasitación, en el ganado vacuno se produce una enérgica reacción orgánica que da lugar a una intensa reacción tisular con fibrosis y calcificación de los conductos biliares. Las formas jóvenes, al emigrar, provocan una acción traumática que da lugar a trayectos de migración necróticos y, como consecuencia de su reorganización, a una fibrosis difusa del parénquima hepático que se puede ver sobre todo en el lóbulo ventral, lugar preferente de entrada de los parásitos (Gutiérrez Galindo , 2004).

En los conductos biliares, el traumatismo producido por los parásitos adultos en su mucosa provoca la aparición de una colangitis hiperplásica. La mucosa de dichos conductos se engrosa y está hiperplásica por lo que se hace permeable y permite el paso de proteínas plasmáticas a los conductos biliares, lo que da lugar a la hipoalbuminemia tan característica

de la fasciolosis crónica. Como resultado de la hipertrofia epitelial y de la fibrosis de la pared, los conductos biliares se engrosan y pueden llegar a alcanzar un diámetro de hasta 3 cm. Entre la 10ª y 20ª semana después de la infección se forman depósitos de calcio en su pared. La luz de los conductos biliares presenta dilataciones en algunas zonas y en otras está estrechada. El epitelio biliar puede presentar úlceras y hemorragias (Gutiérrez Galindo, 2004).

Signos clínicos

Los principales signos son: depresión, debilidad, anorexia, palidez y edema de las mucosas y conjuntiva, hipoproteinemia, edema submandibular y en algunos casos leve ictericia; la muerte ocurre rápidamente y es acompañada por descarga sanguinolenta por ollares y ano. Las manifestaciones clínicas de la forma crónica son: depresión, anorexia, pérdida de peso principalmente en hembras lactantes con disminución de la producción, emaciación, anemia, hipoproteinemia, edema submandibular y en raros casos leve ictericia; la depresión, anemia e hiperplasia biliar se asocian a los altos niveles de proline un producto del metabolismo de las fasciolas. Se considera que los bovinos son capaces de montar respuesta inmune protectora con una resistencia parcial adquirida a la Fasciola después de los 5 “a” 6 meses post exposición inicial (Salazar & Arbelaez, 2010).

Pérdidas económicas

En Colombia, los bóvidos dedicados a la producción lechera son los más afectados por la fasciolosis, con una prevalencia de 25 %. En ese renglón de la economía nacional, las pérdidas ocasionadas se estiman en COP\$ 12.483 millones y se deben a la disminución en la producción de leche y en la tasa de fertilidad de las vacas (Correa, Martínez, López, & Velásquez, 2016). Además, en las plantas de sacrificio el hallazgo del parásito en el hígado

de los bóvidos implica el decomiso de la víscera de acuerdo con la norma del Artículo 88 del Decreto 632 de 1920; el diagnóstico post mortem es obligatorio a partir de 2007.

Patogenia

En cuanto a la patogénesis se puede presentar de forma aguda, subaguda o crónica siendo esta última las más comúnmente asociada con bovinos, mientras que las dos primeras se reportan principalmente en ovinos y caprinos considerados como los más susceptibles a la enfermedad (Salazar & Arbelaez, 2010).

La forma aguda es producida por paso de los estadios juveniles a través del parénquima hepático, en ella los signos clínicos se observan aproximadamente 5 – 6 días después de la ingestión de las metacercarias, durante la migración los tremátodos aumentan de tamaño y ocasionan daño mecánico al hígado, presentándose como consecuencia hemorragias e insuficiencia hepática, si la infestación es masiva puede ocurrir muerte súbita en muchas ocasiones sin signología (Salazar & Arbelaez, 2010).

La forma crónica se desarrolla después de que las fasciolas adultas se han localizado en los conductos biliares en los que ocasionan colangitis, obstrucción biliar y fibrosis hepática la cual varía de acuerdo con el hospedero: en bovinos se produce una severa reacción que incluye calcificación de los conductos biliares, esto puede llevar a la pérdida de proteínas plasmáticas a través del epitelio biliar; aunque estas proteínas pueden ser reabsorbidas en el intestino la utilización y retención del nitrógeno no son adecuadas lo que lleva a una hipoalbuminemia, adicionalmente hay pérdida de sangre completa debido las características hematófagas del parásito (Salazar & Arbelaez, 2010).

Diagnóstico

Clínico

La fasciolosis aguda es causa frecuente de muerte y el diagnóstico se hace a la necropsia encontrando inflamación y calcificación de conductos biliares. En la presentación crónica se caracteriza por caquexia, inapetencia, así como edematización en los miembros sobre las regiones bajas.

Diferencial

La fasciolosis aguda se debe diferenciar de hemonchosis, hepatitis necrótica infecciosa, ántrax, enterotoxemia, deficiencias de cobre o cobalto, parasitosis gastrointestinales principalmente ostertagiosis y la enfermedad de Johne.

Laboratorio

Huevos en las heces, anemia aguda con anemia normocítica normocrómica, fuerte eosinofilia, asociada con neutropenia y linfopenia pudiendo presentar hipoalbuminemia, hiperbilirrubinemia asociada con ictericia.

Técnica coprodiagnóstica

Consiste en la detección de los huevos de Trematodos en la materia fecal. El coprodiagnóstico requiere de técnicas sencillas y sensibles que puedan ser implementados con los recursos de microscopía que constituyen la dotación básica de un laboratorio de parasitología.

En el presente estudio se realizó la técnica de Sedimentación y Tamizado o Técnica de Hapich Borai modificada, que consiste en la concentración por sedimentación para los huevos de trematodos debido a que los mismos son "pesados", para luego recolectarlos en

mallas especiales o tamices. Es conveniente el uso de soluciones jabonosas, de manera que los huevos se desprendan de la materia fecal, así como de colorantes, como el azul de metileno o verde malaquita, los cuales facilitan la visualización de los huevos y su diferenciación de los huevos de los otros trematodos frecuentes (Morales & Morales, 2004).

Técnica modificada de Happich-Boray (Sedimentación y Tamizado)

Técnica original

La materia fecal (200 gramos aproximadamente) se coloca en un beaker y se disuelve en 30 ml de solución jabonosa (detergente lavaplatos), tamizada empleando un colador de 32 mallas/cm. Dispuesto sobre un vaso de pie cónico, enjuagar el beaker y tamizar el producto del lavado. Realizar 3 sedimentaciones sucesivas con un tiempo de duración de 3 minutos cada una esto es de suma importancia ya que esta técnica se basa en que el tiempo de caída de los huevos de *Fasciola hepática* y otros trematodos en el agua es de 100 mm/minuto, de ahí que el mismo no debe pasar de 3 a 4 minutos, para evitar la concentración excesiva de restos vegetales (Happich & Boray, 1969).

Técnica modificada

La materia fecal (5 gramos) se colocara en un beaker y se disuelve en 30 ml de agua destilada, se procederá con el tamizado empleando gaza para quitar residuos vegetales, dispuesto sobre un beaker, se realizara 3 sedimentaciones sucesivas con un tiempo de duración de 3 minutos cada una ya que esto es de suma importancia ya que esta técnica se basa en que el tiempo de caída de los huevos que es de 100 mm/minuto, de ahí que el mismo no debe pasar de 3 a 4 minutos , para evitar la concentración excesiva de restos vegetales.

Después de cada sedimentación se procede a eliminar el sobrenadante mediante una pipeta Pasteur y a restituir el volumen original de 30 ml con agua destilada. El sedimento se

diluye con agua de grifo y se hace pasar sucesivamente por 4 tamices de 100, 180, 200 y 250 mesh. Estos son colocados uno encima de otro en orden decreciente quedando así el tamiz de 100 mesh en la parte superior (Forlano, Henríquez, & Meléndez, 2001).

El sedimento retenido en el último tamiz (250 mesh) se coloca en una placa de Petri pequeña cuyo fondo cuadriculado facilita la observación microscópica, diluyéndolo en 5 ml de agua destilada y posteriormente se le colocan dos gotas de azul de metileno al 0,1% o de verde malaquita. De esta forma se colorean los elementos constituyentes de la materia fecal y se logra un mejor contraste de color entre éstos y los huevos de parásitos. Esta técnica es una modificación de la descrita por HAPPICH y BORAY (Happich & Boray, 1969), modificada por el uso de tamices. Luego del procesamiento el sedimento se observa al microscopio óptico con objetivo de 3,2 X, recorriendo las cuadrículas de la (Forlano, Henríquez, & Meléndez, 2001).

Mediante este método se pueden observar la presencia de huevos pesados tales como *Fasciola*, *Cotylophoron* y *Paramphistomum*.



Ilustración 12 Materiales usados (Vargas, 2019) .



Ilustración 13 Procedimiento (Vargas, 2019)



Ilustración 14 Procedimiento en microscopio (Vargas, 2019)

Diferenciación morfológica de los huevos

Fasciola hepática:

Los huevos miden de 130 a 150 por 63 a 90 micras, poseen un opérculo. Su cáscara es relativamente delgada y está teñida por pigmentos biliares de tonos amarillos en su interior. Entre numerosas células está el cigoto de color claro y posición central (Quiroz, 2000) (Urquhart & Armour, 2001).

Paramphistomun cervi:

Los huevos son similares a los de *Fasciola hepática*, grandes y operculados (Urquhart & Armour, 2001); sin embargo, son de color claro, a diferencia de *Fasciola hepática* que son de color amarillo, lo cual se adquiere por la localización de los parásitos adultos. Asimismo, los huevos son de mayor tamaño (115 a 175 x 75 a 100 micras) que los de *F. hepática* (Barriga , 2002).

Prevención y control

Reducción de las poblaciones de caracoles.

Se realiza un estudio de la zona del hábitat del caracol para determinar si estos están ubicados de forma localizada o generalizada. Cuando el hábitat del caracol se limita un método simple de control es para cercar esta área o tratar anualmente con un molusquicida como el sulfato de cobre que es el más ampliamente utilizado; aunque molusquicidas más eficientes, tales como morfolina N-tritilo o niclosamida. Aunque el contacto molusquicidas / caracol puede reducirse a causa del aumento en el crecimiento del forraje, en el hábitat acuático del caracol, hay muchas objeciones medioambientales para el uso de molusquicidas. Normalmente la aplicación de un molusquicida debe combinarse con el tratamiento antihelmíntico para eliminar la contaminación de hábitats con huevos (Taylor , Coop, & Wall, 2007).

Uso de antihelmínticos.

Para el control de la fasciolosis es necesario emplear compuestos químicos que sean altamente eficaces contra estadios adultos e inmaduros. El tratamiento es con base en Triclabendazol a dosis de 12 mg/kg, Closantel a dosis de 10 mg/kg como el Closantil 5% o Closantel Panavet al 5%, Albendazol a dosis de 10 mg/kg, La prevención es a través de

evitar el pastoreo en áreas en donde existe el huésped intermediario que es el caracol y con base en tratamientos antihelmínticos.

En la actualidad existe un solo fármaco, triclabendazol, que eliminará el inmadura temprana (alrededor de 2 semanas de edad en el ganado) etapas del parénquima. Aparte de triclabendazol, los dos fármacos más comúnmente utilizados para la fasciolosis subaguda o crónica son nitroxinil y Oxiclozanida, y varios otros, como Clorsulón y niclofolan, también se comercializan en algunos países (Taylor , Coop, & Wall, 2007).

Albendazol, ricobendazole y Netobimina también son eficaces contra Fluke adulto a una tasa de aumento de la dosis. En vacas en lactación, donde la leche se utiliza para el consumo humano, los fármacos anteriores son o bien prohibido o han ampliado los períodos de suspensión. Una excepción es Oxiclozanida, que tiene licencia para su uso en animales productores de leche en muchos países y tiene un tiempo de retención de la leche hasta por 3 días (Taylor , Coop, & Wall, 2007).

VI. Metodología

Población

La población animal en estudio estará conformada por ganado perteneciente al municipio de Supata del departamento de Cundinamarca, el cual se encuentra ubicado a 1.798 m.s.n.m presentando un clima con temperatura promedio de 19 °C y 21 °C (Alcaldía municipal Supata , 2015) y una humedad aproximada de 60% (The weather channel, 2019). La población de ganado vacuno en el municipio de Supata se hallaba en 7.311 cabezas (Instituto Colombiano Agropecuario - ICA, 2017) lo que hace a la población viable para el

estudio. Se consideró la importancia del estudio ya que el municipio reúne las condiciones necesarias para el desarrollo del hospedero intermediario y por ende el desarrollo de los trematodos, además de que carece de información respecto a dichas enfermedades en el municipio. Se tomarán como áreas de estudio varias fincas ganaderas, ya sea de producción lechera o ceba.

Área de estudio

El estudio se realizó durante el segundo semestre de 2019, en 10 fincas de veredas aledañas del municipio de Supata, Cundinamarca, que incluyen zonas diferentes del municipio. Las fincas son las siguientes:

- El Salitre
- La Hermita
- Biulala de Guido
- La Chula
- La Bonanza
- El Polar
- San Miguel
- Hacienda Santa Fe
- El Refugio
- Santa lucia

Tamaño muestral

La población de ganado vacuno en el municipio de Supatá, Cundinamarca fue de 7.311 cabezas aproximadamente (Instituto Colombiano Agropecuario - ICA, 2017).

Para calcular el tamaño mínimo muestral, se aplicó la fórmula de proporciones para poblaciones finitas (Daniel, 1996). Al no contar con estudios previos en esta zona, respecto a la prevalencia de alguno de estos trematodos, se optó por tomar la proporción de 0.5 (=%

de prevalencia) para el cálculo del tamaño de muestra, la cual resultó en un tamaño total de 365 bovinos como se muestra en los cálculos siguientes:

$$n = \frac{NZ\alpha^2pq}{e^2(N - 1) + Z\alpha^2pq}$$

n: Tamaño de muestra buscado

N: Tamaño de población

Z α: Parámetro estadístico nivel de confianza

e: Error máximo aceptado

p: Probabilidad de que ocurra el evento estudiado

q: Probabilidad de que no ocurra el evento estudiado

Tabla 4 Parámetro tamaño muestral

Tabla 4. Tabla Parámetro tamaño muestral	
Parámetro	Valor
N	7.311
Z	1.96
P	50%
Q	50%
e	5%
n	365

Nota.

Tabla 5 Tamaño de la muestra

Tabla 5. Tamaño de muestra
365 BOVINOS

Criterios de inclusión

Se realizó el muestreo respectivo a cada grupo animal (vacas, novillas, terneros, toros) que el propietario autorizara. Para conocer las variables por propiedad, se realizó una encuesta a cada finca de producción donde se tuvo presente cantidad de animales y características ambientales (Anexo1). En las muestras de heces en cada finca se incluyeron animales de diferentes edades y sexo, a partir del mes de edad, debido a antecedentes reportados por los propietarios de la zona.

Reconocimiento del hospedador intermediario

Durante el muestreo de campo se llevó a cabo la visualización del área adecuada para la presencia del hospedero como zonas pantanosas, orillas de vallados, zanjas, bebederos, etc. (ilustración 15,). Hay que tener presente que la zona se encontraba en verano y con muy poca presencia de lluvias.



Ilustración 15 Predio con paso de quebrada



Ilustración 16 Riego de aguas en los predios



Ilustración 17 Aguas estancadas en los predios

Posteriormente se recolectaba el caracol, se orientaron con el vértice dirigido hacia el norte; de esta manera se podía determinar la posición de la abertura frente al observador.



Ilustración 18 Caracol encontrado en uno de los predios

Toma de muestra de heces para estudio coprológico

Las muestras fueron tomadas durante la época de verano, extrayendo un máximo de 10 gr de heces directamente del recto del animal con ayuda de guantes obstétricos, se almacenaron en ellos mismos identificado cada guante con el número de muestra y en la libreta de anotaciones respectivamente se añadió: nombre o identificación del animal, peso y raza. Después de la correcta identificación se almacenaron las muestras en la caja aislante refrigerada para su posterior procesamiento en el laboratorio de campo.



Ilustración 19 Toma de muestra directa del ano

Técnica coprodiagnostica

Técnica modificada de Happich-Boray (Sedimentación y Tamizado)

- Se dispusieron dos envases con 20 ml de agua limpia
- Al primer frasco se le agrego aproximadamente 5 gr de heces
- Se mezcló el contenido por medio de batidores de madera
- Se realizó el primer filtrado al segundo envase, pasando el contenido por una gaza doble y se repite el filtrado en un tercer envase
- Después se filtró en el tamiz de micro malla y se descarta el contenido
- Se le dio la vuelta al tamiz y se procedió a realizar un lavado de la malla vertiendo el contenido en una placa de Petri
- Al finalizar se agregó una gota de azul de metileno



Ilustración 20 Procedimiento parte 1



Ilustración 21 Procedimiento parte 2

Lectura

Una muestra fue considerada positiva a la evaluación, a partir de la observación de un huevo típico de *Fasciola hepática* (forma ovoide, opérculo, color amarillo brillante), de huevo típico de un *Paramphistomun cervi* (forma ovoide, operculado y transparente).

Para diferenciar el huevo de estos dos parásitos se utilizó la coloración de Azul de Metileno que permite visualizar la membrana del *Paramphistomum* de color azul verdusco, mientras que el huevo de *Fasciola hepática* conserva su color amarillo.

Diferenciación morfológica de los huevos

Fasciola hepática:

Debido al contraste realizado por el azul de metileno, los huevos de *Fasciola hepática* se diferenciaron fácilmente debido a su coloración amarilla que es característica, además se evidencio la presencia de un opérculo.

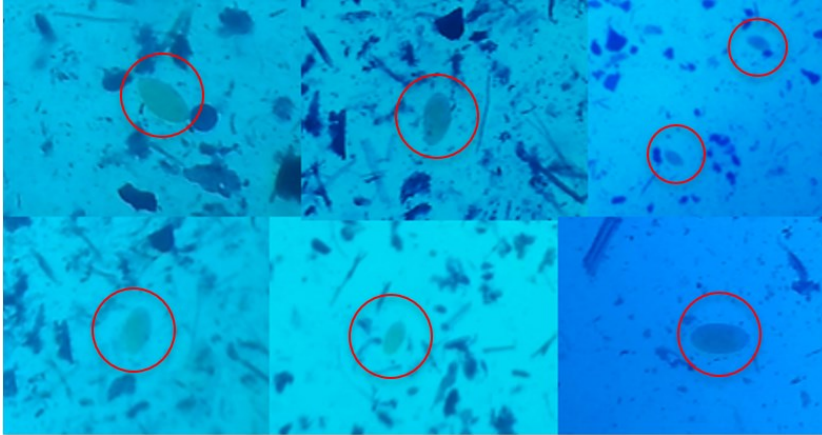


Ilustración 22 Evidencia de huevos de *Fasciola hepática* señalados por el círculo rojo

***Paramphistomun cervi*:**

El azul de metileno ayudo a la identificación de este, ya que se adhirió a su membrana permitiendo la diferenciación, además de su similitud a *Fasciola hepática*.

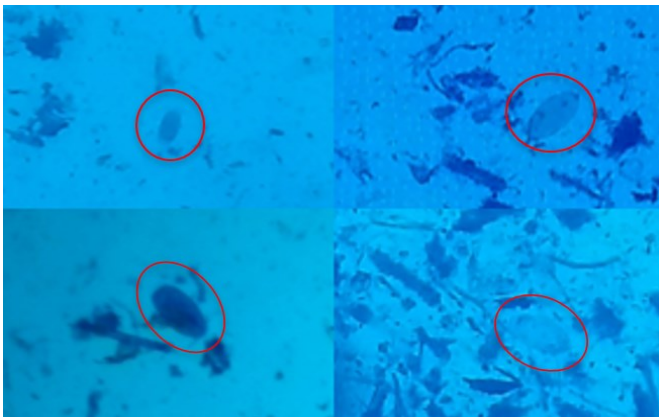


Ilustración 23 Evidencia de huevos de *Paramphistomun cervi* señalados por el círculo rojo

Factores de riesgo

Para determinar los factores de riesgo asociados a la presencia del parásito, se realizó la prueba de chi-cuadrado por medio del programa IBM SPSS Versión 25.0 con diferentes variables obtenidas de la encuesta epidemiológica y clínica (presencia de

hospederos intermediarios, presencia de lagunas, diarrea, pérdida de peso, etc.) y el número de animales positivos y negativos de las pruebas coprológicas en los que se presentó dicha variable.

Método estadístico

Análisis de resultados

Los datos obtenidos en este estudio se procesaron con ayuda de la hoja de cálculo Microsoft Excel 2013 y su análisis estadístico se realizó mediante el programa IBM SPSS Versión 25.0, SPSS.

Los resultados se organizaron en sus respectivos formatos de interpretación de análisis y posteriormente se ubicaron en las siguientes tablas:

Tabla 6 Prevalencia global de muestras

Tabla 6.			
Municipio	Población muestreada	Numero de positivos	Prevalencia (%)

Tabla 7 Prevalencia por finca de producción

Tabla 7.			
Finca	Población muestreada	Numero de positivos	Prevalencia (%)

Prueba chi-cuadrado

La prueba de chi-cuadrado es utilizado para determinar la asociación o independencia de dos variables cualitativas. Esta prueba contrasta dos hipótesis, una hipótesis nula o hipótesis de independencia de las variables (H_0) y una hipótesis alternativa o hipótesis de asociación de las variables (H_1). En términos simples, la prueba de χ^2 compara los resultados observados con resultados teóricos, estos últimos calculados bajo el supuesto que las variables fuesen independientes entre sí, es decir, bajo el supuesto que H_0 fuese verdadera. Si los resultados observados difieren significativamente de los resultados teóricos, es decir, difieren de H_0 , es posible rechazar H_0 y afirmar que H_1 es verdadera, concluyendo que las variables están asociadas. Por el contrario, si los resultados observados y teóricos no difieren significativamente, se confirma la veracidad de H_0 y se afirma que las variables son independientes.

Interpretación

Para determinar si las variables son independientes, se compara el valor p con el nivel de significancia. El nivel de significancia de 0.05 funciona adecuadamente. Un nivel de significancia (α) de 0.05 indica un riesgo de 5% de concluir que existe una asociación entre las variables cuando no hay una asociación real.

Valor $p \leq \alpha$: Las variables tienen una asociación estadísticamente significativa (Rechazar H_0)

Si el valor p es menor que o igual al nivel de significancia, se rechaza la hipótesis nula y se concluye que hay una asociación estadísticamente significativa entre las variables.

Valor $p > \alpha$: No se puede concluir que las variables están asociadas

Si el valor p es mayor que el nivel de significancia, usted no puede rechazar la hipótesis nula, porque no hay suficiente evidencia para concluir que las variables están asociadas.

Prevalencia

Una vez determinado el número de muestras fecales positivas, se debe calcular la prevalencia de la enfermedad haciendo uso de la siguiente fórmula:

$$P = \frac{\text{Numero de positivos}}{n} \times 100$$

Donde:

P: Prevalencia

n: Tamaño muestral

Frecuencia

Se determinará la frecuencia de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* por medio de tablas de frecuencia absoluta y la relativa para determinar el porcentaje.

Xi: Variable

fi: Frecuencia absoluta, número de veces que se repite una variable y la sumatoria de la frecuencia

hi: frecuencia relativa, % de veces que se repite la variable, su sumatoria da 1

N: Numero de datos

Frecuencia absoluta: número de veces que se repite la variable

Frecuencia relativa: $hi = \frac{fi}{N}$

Porcentaje: $\% = h_i * 100$

Tabla 8 Frecuencia

Tabla 8.			
Variable	Fi	Hi	Porcentaje (%)
	1	100	

Estimación de Riesgo

Se realizó una estimación de riesgo de las variables analizadas en la encuesta epidemiológica y que resultaron significativas en el primer análisis estadístico con prueba de Chi cuadrado. Para ello, cada una de las variables se convirtieron en dicotómicas y se colocaron en tablas 2x2, colocando el factor de riesgo de la variable en las filas (Expuestos y no expuestos) y la presencia o no de la enfermedad (Positivo o negativo a *Fasciola* y *Paramphistomum* en pruebas coprológicas). Con estas tablas se calculó la Razón de Verosimilitud (Odds Ratio=OR) y el correspondiente intervalo del OR con un nivel de confianza del 95%. Las variables que resultaron con un OR mayor a 1.0 se consideraron Factores de Riesgo. Aquellas variables donde el cálculo del intervalo del OR incluyó a la unidad, no se consideraron factores de riesgo ya que que no son significativos. Estos análisis fueron realizados usando el programa epidemiológico WinEpiScope 2.0 (Winepi.net, 2006)

Materiales y recursos usados

Recursos humanos

- Estudiantes a cargo del estudio
- Asesor a cargo
- Médico veterinario encargado
- Trabajadores de la finca

Recursos biológicos

- Bovinos de Supatá, Cundinamarca
- Muestras coprológicas de los bovinos

Recursos de campo

- Vehículo
- Caja aislante-nevera
- Bolsas refrigerantes congeladas
- Cinta adhesiva
- Libreta o formato de apuntes
- Marcador permanente
- Guantes obstétricos
- Guantes de nitrilo
- Overol
- Botas

Recursos de laboratorio

- Envases de 100 ml
- Gasa
- Embudo
- Pipetas Pasteur
- Azul de metileno
- Porta objetos y cubre objetos
- Placas de Petri
- Microscopio

Resultados y discusión

Se obtuvieron 365 muestras de heces directamente del recto de los bovinos (terneros mayores al mes de edad, novillos, novillas, vacas y toros), para determinar la presencia de

Paramphistomum cervi y/o *Fasciola hepática* en fincas de producción bovina del municipio de Supatá, Cundinamarca, a través de la técnica diagnóstica de Happich Boray modificada la cual es un método diagnóstico de fácil manejo en campo y con resultados certeros e instantáneos.

De las 365 muestras tomadas en las diferentes fincas del municipio de Supatá, el 73% resultaron positivos encontrando huevos de *Paramphistomum cervi* y/o *Fasciola hepática*. Los resultados obtenidos en el estudio son elevados si se tiene en cuenta la época estacionaria (verano) en la que se encontraba el municipio, se previa una baja o incluso nula presencia de ambos parásitos.

Por otro lado, se evidencio la presencia constante en la visualización del coprológico de huevos de *Buxtonella sulcata* en un amplio porcentaje de los animales muestreados.

Prevalencia global de muestras

Los datos encontrados nos permiten conocer la hipótesis planteada; las prevalencias obtenidas para *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática*, en fincas de producción bovina del municipio de Supatá, fueron del 49% y 28% respectivamente (Tabla 9). Estudios previos realizados en Antioquia (Colombia) (Lopez, Romero, & Velasquez, 2008), demostraron la prevalencia de un grupo de paramfistomidos (*Cotylophoron cotylophorum*) sobre la fasciolosis, otro estudio también realizado en Antioquia registró el 100% de prevalencia de paramfistomidos a la par de *Fasciola hepática* en el hato de ganado lechero evaluado por medio de la técnica de sedimentación (Lopez, Romero, & Velasquez, 2008).

Caicedo y Hernández (1992) citados en (López & Vélasquez, 2012) registran la presencia de paramfistómidos en Medina, Cundinamarca, (Colombia) que provienen de bovinos en pie de la raza Cebú dedicados a la producción de carne, presumen que los huevos observados corresponden a *Paramphistomum cervi*.

En un estudio realizado en Perú (Pinedo, y otros, 2010) obtuvieron una prevalencia del *Paramphistomum* de 44,2% por medio del método de sedimentación, que estuvo influenciada por las condiciones ambientales favorables para el desarrollo de este parásito en dicha zona de estudio, además de falta de estrategias de prevención y control en los animales locales. Sin embargo, en Ecuador (García Jara & Quito Ucho, 2017) reportan una prevalencia del 24,1% por la técnica de sedimentación y un 6,2% por la técnica de flotación.

Tabla 9 Prevalencia de animales positivos a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* en el municipio de Supatá.

Tabla 9. Prevalencia de animales positivos a <i>Paramphistomum cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> en el municipio de Supatá.			
	Población muestreada	Numero de positivos	Prevalencia (%)
<i>Fasciola hepática</i>	365	103	28%
<i>Paramphistomum cervi</i>	365	181	49%

Prevalencia por finca de producción

Se realizó la identificación de la prevalencia del *Paramphistomum cervi* por finca muestreada (Tabla 10) teniendo como sitio de mayor presentación la finca número cinco (89%) la cual se encontraba en tratamiento para *Fasciola hepática* al momento de las tomas

de muestras y con antecedente de decomiso de órganos en planta de beneficio, finca número uno (70%) con antecedente de decomiso de órganos en planta de beneficio, finca número seis (65%) con mayor contacto a quebradas y reservorios.

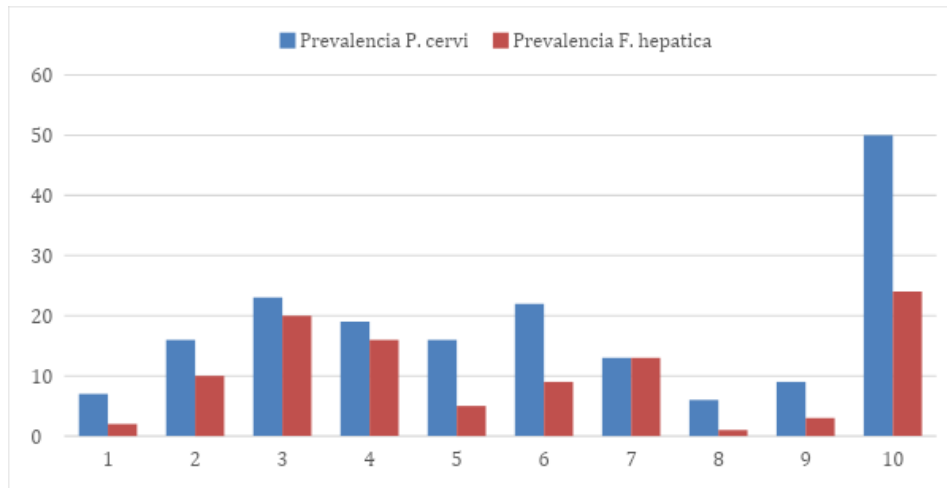
Tabla 10 Prevalencia de animales positivos a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* por finca muestreada

Tabla 10. Prevalencia de animales positivos a <i>Paramphistomum cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> por finca muestreada						
Finca	Población muestreada	Prevalencia <i>P. cervi</i> (n)		Prevalencia <i>F. hepática</i> (n)		
		Cantidad	%	Cantidad	%	
1	10	7	70	2	20	
2	57	16	28	10	18	
3	39	23	59	20	51	
4	35	19	54	16	46	
5	18	16	89	5	28	
6	34	22	65	9	26	
7	28	13	46	13	46	
8	16	6	38	1	6	
9	16	9	56	3	19	
10	112	50	45	24	21	

Igualmente, también se vio la prevalencia de *Fasciola hepática* por finca muestreada (Tabla 10) dando como mayor resultado la finca número tres (51%) con antecedente de decomiso de órganos en planta de beneficio, finca número cuatro (46%) con manejo de potreros mixtos, finca número siete (46%) con manejo de potreros mixtos y ubicada en zona de mayor humedad.

La simpatria de ambos trematodos en el municipio de Supatá, puede deberse a las condiciones epidemiológicas favorables de temperatura y humedad presentes en la zona que favorece a los ciclos de vida de ambos digeneos, además que investigaciones previas señalaron la posibilidad de infección mixta en un mismo ejemplar de caracol, que podría emitir cercarias de ambas especies de trematodos (Abrous, Rondelaud, & Dreyfuss, 2000).

Se pudo evidenciar que el *Paramphistomum cervi* tiene mayor prevalencia en las fincas frente a *Fasciola hepática* (Grafica 1), estudios realizados en Perú (Páucar Sinche, 2008) obtuvieron resultados similares, donde se evidencia mayor presencia del *Paramphistomum* frente a la *Fasciola hepática*.



Grafica 1 Prevalencia de animales positivos a *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* por fincas muestreadas

Variables

Las variables que se tuvieron en cuenta para el análisis de factores de riesgo fueron; sexo, raza, grupo etario, función zootécnica, estado productivo, altura sobre el nivel del mar, fuentes de agua y el uso de desparasitantes.

Se evidencio mayor presentación en las hembras respecto a ambos parásitos (Tabla 11), así como también lo reporta en Perú (Pinedo, y otros, 2010) indicando que factores como la edad (>5 años) y sexo del animal (hembra) influyen en el incremento de la parasitosis. También se evidencio que el toro evaluado fue el único en no presentar ninguno de los dos trematodos (Tabla 12).

Tabla 11 Frecuencia de *Paramphistomum cervi* y *Fasciola hepática* según el sexo

Tabla 11. Frecuencia de <i>Paramphistomum cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> según el sexo					
Sexo	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Machos	67	8	11,94	25	37,31
Hembras	298	95	31,88	156	52,35

Chi cuadrado significativo P= 0.01 existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable sexo y positivos a *Fasciola hepática* y *Paramphistomum*

El grupo etario más afectado respecto a *Paramphistomum cervi* (Tabla 12) las más afectadas fueron vacas adultas y los menos afectados los novillos, que conjunto a los reportes dados de los ganaderos sería un factor causal de la disminución de producción ya que la mayoría de las positivas su función zootécnica es producción Láctea (Tabla 13); respecto a *Fasciola hepática* (Tabla 12) las más afectadas fueron vacas adultas y los menos afectados los terneros, aunque estos no deberían presentar huevos según la literatura (Cordero del Campillo & Rojo Vázquez, 2002), se puede asociar a que en la mayoría de las fincas evaluadas, se manejan potreros de con grupos etarios mixtos, lo que llevaría a la infestación de los terneros de forma indirecta, que sumado posiblemente a un sistema inmune menos desarrollado presentarían una mayor carga parasitaria (Urquhart & Armour, 2001).

Tabla 12 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* por grupo etario

Tabla 12. Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> por grupo etario					
Grupo etario	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Terneros	46	6	13,04	22	47,83
Novillos	51	7	13,73	16	31,37
Novillas	73	13	17,81	41	56,16
Vacas	194	77*	39,69	102	52,58
Toros	1	0	0,00	0	0,00

Chi cuadrado significativo $P < 0.01$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable Grupo etario y positivos a *Fasciola hepática* y positivos a *Paramphistomun cervi*.

Tabla 13 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* por función zootécnica

Tabla 13. Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> por función zootécnica					
Función zootécnica	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Leche	228	68	29,82	112	49,12
Carne	32	5	15,63	9	28,13
Venta	24	2	8,33	8	33,33
Calentador	1	1	100,00	1	100,00
Doble propósito	80	27	33,75	51	63,75

Chi cuadrado $P < 0.01$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable Función zootécnica y positivos a *Fasciola hepática*

Respecto a raza se evidencio mayor presencia en las Holstein sobre las demás razas (Tabla 14) siendo más susceptible a las infestaciones de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática*, consecuentemente siendo también el de mayor presencia en el estado productivo de Lactancia (Tabla 15).

Tabla 14 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* según la raza

Tabla 14.
Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* según la raza

Raza	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Holstein	203	75	36,9	101	49,8
Gyrolando	6	1	16,7	5	83,3
Jerhol	13	5	38,5	8	61,5
Criollo	26	4	15,4	16	61,5
Jersey	4	0	0,0	0	0,0
Normando	5	2	40,0	4	80,0
Angus	38	7	18,4	22	57,9
Cebú	9	1	11,1	5	55,6
Cruces múltiples	61	8	13,1	20	32,8

Chi cuadrado significativo $P < 0.01$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable Raza y positivos a *Fasciola hepática*

Tabla 15 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* según su estado productivo

Tabla 15.
Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* según su estado productivo

Estado productivo	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Lactante	16	2	12,5	5	31,3
Levante	32	5	15,6	21	65,6
Seca	11	7	63,6	5	45,5
Horro	82	17	20,7	40	48,8
Lactancia	145	58	40,0	75	51,7
Ceba	77	13	16,9	34	44,2
Reproductor	2	1	50,0	1	50,0

Chi cuadrado significativo $P = < 0.01$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable Estado Productivo y positivos a *Fasciola hepática*

El casco urbano del municipio de Supatá se encuentra a 1700 m.s.n.m., las fincas evaluadas se encontraban entre los 1799 y 2600 m.s.n.m (Tabla 16) donde se establece que el rango altitudinal con más presentación de los trematodos fue entre los 1900 a 2500 m.s.n.m, podemos concluir que a mayor altitud hay mayor riesgo de presentación de los parásitos. Un estudio previo realizado por Villar (Villar, 2012) señala que la prevalencia

parasitaria depende del género de estos y se encuentran parásitos con mayor frecuencia en alturas de hasta los 3.200 m.s.n.m., por otro lado, Astudillo citado en otro estudio (García Jara & Quito Ucho , 2017) determinan que la parasitosis gastrointestinal se incrementa, conforme aumenta la altitud.

Tabla 16 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* por altura

Tabla 15. Frecuencia de <i>Paramphistomun cervi</i> y <i>Fasciola hepática</i> por altura					
Altura M.S.N.M	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
2000	10	2	20,00	7	70,00
2030	57	10	17,54	16	28,07
2150	39	20	51,28	23	58,97
1954	35	16	45,71	19	54,29
2600	18	5	27,78	16	88,89
1854	34	9	26,47	22	64,71
2016	28	13	46,43	13	46,43
1799	16	1	6,25	6	37,50
1850	16	3	18,75	9	56,25
2423	112	24	21,43	50	44,64

Chi cuadrado significativo $P < 0.01$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable altura (m.s.n.m) y positivos a *Fasciola hepática* y *Paramphistomun cervi*.

Se encontraron sitios adecuados en las fincas para establecerse el hospedador intermediario ya que las condiciones ambientales eran adecuadas, como la presencia de lagunas, reservorios, aguas estancadas y el paso de quebradas a la periferia de los potreros de pastoreo permitiendo la supervivencia y reproducción del hospedador intermediario como lo cita la literatura (Taylor , Coop, & Wall, 2007) para continuar el ciclo, a pesar del clima cálido presentado durante el muestreo se buscó en los bebederos y charcos de agua a caracoles del género *Lymnaea* encontrando algunos especímenes (Ilustración 18).

Algunas de las fincas muestreadas se encontraban en proceso o finalizando tratamiento fasciolicidas a dosis estándar, lo cual en nuestro estudio evidencio no tener una reducción total del número de huevos en las heces de los animales tratados.

Tabla 17 Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* positivos con uso de desparasitantes

Tabla 17.
Frecuencia de *Paramphistomun cervi* y *Fasciola hepática* positivos con uso de desparasitantes

Desparasitantes	Cantidad de animales muestreados	<i>Positivos F. Hepática</i>		<i>Positivos P. Cervi</i>	
		Cantidad	Porcentaje	Cantidad	Porcentaje
Ivermectina	34	8	23,53	25	73,53
Albendazol	128	25	19,53	56	43,75
Ivermectina-Levamisol- Febendazol	10	2	20,00	7	70,00
Ivermectina-Febendazol	57	10	17,54	16	28,07
Ivermectina-Albendazol	34	9	26,47	22	64,71
Ninguno	102	49	48,04	55	53,92

Chi cuadrado significativo $P < 0.03$ existe una asociación estadísticamente significativa entre la variable Uso de desparasitantes y positivos a *Fasciola hepática*

Igualmente, los ganaderos evidenciaron mayor interés y conocimiento en mantener a sus animales sanos frente a *Fasciola hepática* y realizan desparasitaciones frecuentes, utilizando antiparasitarios de amplio espectro como el albendazol (Tabla 17), el cual según la literatura (Barriga , 2002). es muy efectivo para el control de nematodos, pero sólo llega a controlar los estadios adultos de *Fasciola*, no así para sus formas inmaduras; menos aún es efectivo para el tremátodo de la familia Paramphistomidae, los cuales requieren de dosis más elevadas para su tratamiento.

Tabla 18 Frecuencia de presentación de *Paramphistomum cervi* en animales muestreados en el municipio de Supatá

Tabla 18.			
Frecuencia de presentación de <i>Paramphistomum cervi</i> en animales muestreados en el municipio de Supatá			
Variable	fi	hi	Porcentaje (%)
Positivos a <i>P. cervi</i>	178	0.49	49%
Negativos a <i>P. cervi</i>	187	0.51	51%
	365	1	100

Tabla 19 Frecuencia de presentación de *Fasciola hepática* en animales muestreados en el municipio de Supatá

Tabla 19.			
Frecuencia de presentación de <i>Fasciola hepática</i> en animales muestreados en el municipio de Supatá			
Variable	fi	hi	Porcentaje (%)
Positivos a <i>F. hepática</i>	103	0.29	29%
Negativos a <i>F. hepática</i>	262	0.71	71%
	365	1	100

En el análisis de estimación de riesgo mediante el cálculo de OR (Odds Ratio) e intervalo de confianza (Tabla 20) para cada una de las variables estudiadas en relación a la positividad a *Fasciola hepática* y *Paramphistomum cervi* en examen coprológico, se puede observar que para el caso de *Fasciola hepática*, los factores de riesgo determinados fueron; Sexo hembra, grupo etario vacas adultas, función zootécnica leche y doble propósito, raza Holstein, y estado productivo vacas en producción y el uso de otros desparasitantes diferentes a Albendazol o no desparasitar. Para el caso de *Paramphistomum cervi* solo se identificaron como factores de riesgo el sexo hembra y grupo etario vacas adultas. Estos resultados concuerdan con lo mencionado anteriormente y lo señalado por otros autores.

Tabla 20 Estimación de riesgo por razón de versoimilitud (Odds Ratio=OR) e intervalo con un nivel de confianza del 95% para las variables analizadas en relación con la positividad a *Fasciola hepática* y *Paramphystomum cervi*.

Variable	<i>Fasciola hepática</i>	<i>Paramphystomum cervi</i>
Sexo (Hembras Vs Machos)	OR= 3.45 más riesgo para hembras que machos Intervalo OR= 1.59-7.51	OR= 1.85 más riesgo para hembras que machos Intervalo OR= 1.07-3.18
Grupo etario (Vacas adultas Vs otros grupos)	OR= 4.33 veces más riesgo para vacas adultas Intervalo OR= 2.62-7.16	OR= 2.40 veces más riesgo para vacas adultas Intervalo OR= 1.63-3.54
Función zootécnica (Leche y doble propósito Vs Carne y otras)	OR= 2,20 más riesgo para explotaciones de leche y doble propósito que carne y otras. Intervalo OR=1.01-4.77	OR=1.67 Intervalo OR= 0.95-2.94 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo
Raza (Holstein Vs otras razas)	OR= 2.14 veces más riesgo para raza Holstein que otras razas Intervalo OR=1.32-3.46	OR=1.00 Intervalo OR= 0.70-1.44 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo
Estado productivo (Vacas en lactancia Vs otros grupos)	OR=1.96 veces más riesgo para vacas en lactancia que otros grupos Intervalo OR=1.26-3.04	OR=1.37 Intervalo OR=0.94-1.99 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo
Altitud (Mayor a 2000 msnm Vs menor a 2000 msnm)	OR=0.63 Intervalo= 0.40-1.00 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo	OR=0.95 Intervalo=0.62-1.44 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo
Desparasitantes (Albendazol Vs otros desparasitantes)	OR=1.94 más riesgo en fincas donde no usan Albendazol Intervalo OR=1.2-3.12	OR=0.55 Intervalo=0.36-0.85 El OR no es significativo porque la unidad está incluida en el intervalo

Conclusiones

- La prevalencia de *Paramphistomum cervi* y de *Fasciola hepática*, en el ganado del municipio de Supatá, fue del 49% y 29% respectivamente.
- Las vacas adultas, raza Holstein durante el periodo de lactancia en fincas de ganadería de leche fue el grupo de mayor susceptibilidad a *Fasciola hepática*.
- Las vacas adultas son las más susceptibles a *Paramphistomum cervi*
- Las fincas que realizan desparasitación con otros productos diferentes a Albendazol como Ivermectinas y Febendazol, tienen mayor riesgo de sufrir de *Fasciola hepática*, pero este desparasitante no protege contra *Paramphistomum cervi*.
- Las fincas que no realizan desparasitaciones periódicas presentaron los niveles más altos de infestación por *Paramphistomun cervi*.
- Las condiciones ambientales y topográficas son favorables para el desarrollo del hospedero intermediario, independientemente de la estación climática gracias a ser una zona de bastante humedad.
- Estos resultados justificarían la realización de nuevos estudios epidemiológicos, en las áreas colindantes que permitan discernir diversas incógnitas como la presencia de la fase adulta en el animal.

Bibliografía

- Abrous, M., Rondelaud, D., & Dreyfuss, G. (2000). Paramphistomum daubneyi: the development of redial generations in the snail Lymnaea truncatula. *A field study of natural infections in three freshwater snail with Fasciola hepatica and/or Paramphistomum daubneyi in Central France*, 74: 189-194. *J Helminthol.*
- Alcaldía municipal Supata . (2015). Obtenido de Alcaldía Municipal de Supatá en Cundinamarca. Obtenido de Alcaldía Municipal de Supatá en Cundinamarca gobierno digital: <http://www.supata-cundinamarca.gov.co/>
- Barriga , O. (2002). Las Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos en la América latina. *Germinal*, 2a ed, 247p.
- Bonilla Quintero, R. (2016). Tesis Doctoral. *Diagnostico y control de trematodosis en ganado vacuno de Colombia: Fasciolosis y Paramphistomidosis*. Lugo, España: Universidad de Santiago de Compostela.
- Cantó Alarcón, G. (2010). MANUAL DE PRÁCTICAS DE PARASITOLOGÍA VETERINARIA. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UAQ.
- Choudhary, V., Hasnani, J., Khyalia, M., Pandey, S., Chauhan, V., Pandya, S., & Patel, P. (2015). Morphological and histological identification of Paramphistomum cervi (Trematoda: Paramphistoma) in the rumen of infected sheep. *Veterinary World*, 8, 125–9. Obtenido de <https://doi.org/10.14202/vetworld.2015.125-129>
- Cordero del Campillo , M., & Rojo Vázquez, F. (2002). *Parasitología Veterinaria* (3ª ed ed.). España: Editorial Mc Graw- Hill- Interamericana.
- Cordero del Campillo, M., Rojo , F., Sánchez , C., Hernández, S., Navarrete, J., Diaz , P., . . . Carvalho , M. (1999). *Parasitología veterinaria*. Madrid: McGraw-Hill Interamericana.
- Correa, S., Martínez, Y. L., López, J. L., & Velásquez, L. E. (2016). Evaluación de la técnica modificada de Dennis para el diagnóstico de fasciolosis bovina. *Biomedica*, 64-8.
- Dirksen , G., Dieter , M., & Stober. (2005). *Medicina interna y cirugía del bovino*. (4a ed ed.). Argentina: ntermedica.
- Elsheikha, H. M., & Khan, N. A. (2011). *Essentials of Veterinary Parasitology*. : ., pp. . [Sitio en internet]. Great Britain: Caister Academic Press. Obtenido de https://books.google.com.ec/books?id=A_XDxqc56JQC&pg=epage&q=hector+quiroz+romero&hl=es
- Forlano, M., Henríquez, H., & Meléndez, R. (2001). Incidencia y prevalencia de Cotylophoron spp. (Trematoda: Digenea) en bovinos del asentamiento campesino “las majaguas”. *Gaceta de Ciencias Veterinarias*, 7, 15-23.
- García Jara , D., & Quito Ucho , T. (2017). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay. *Tesis previa a la obtención del Título de Médico Veterinario Zootecnista*. Cuenca, Ecuador.

- Ghosh, D., & Misra, K. (2011). Major lipids and fatty acids in the liver and rumen fluid of the goat (*Capra hircus*) infected with the trematode *Paramphistomum cervi*. *Journal of Helminthology*, 246–254. Obtenido de <https://doi.org/10.1017/S0022149X10000532>
- González Morales, C., Adriana Sánchez, G., Castro Jiménez, C. C., Gómez Carmona, C., Molina Pérez, F., & Velásquez Trujillo, L. E. (2013). Control de *Fasciola hepatica* en el agua de consumo animal a través de filtración rápida y lenta. 133-141. EIA.
- Gutiérrez Galindo, J. (2004). *Sitio Argentino de Producción Animal*. Obtenido de <http://www.produccion-animal.com.ar/>
- Happich, F., & Boray, J. (1969). Cuantitativa diagnosis .1 Comparative studies on quantitative faecal examinations for chronic *Fasciola hepatica* infection in sheep. *Australian Veterinary Journal*, 45(7), 326-328.
- Instituto Colombiano Agropecuario - ICA. (2017). Obtenido de Instituto Colombiano Agropecuario - ICA: <https://www.ica.gov.co/areas/pecuaria/servicios/epidemiologia-veterinaria/censos-2016/censo-2017.aspx>
- Kassai, T. (2002). *Helminología Veterinaria* (1a ed ed.). Zaragoza: Acribia S.A.
- Kennedy, M. J., Lankester, M. W., & Snider, J. B. (1985). *Paramphistomum cervi* and *Paramphistomum liorchis* (Digenea: Paramphistomatidae) in moose, *Alces alces*, from Ontario. *Canadian Journal of Zoology*(63(5)), 1207–1210. Obtenido de <https://doi.org/10.1139/z>
- López, J., & Velásquez, L. (2012). COTYLOPHORON PANAMENSIS (DIGENEA: PARAMPHISTOMIDAE) EN BOVINOS DEL META Y DEL GUAVIARE, COLOMBIA. *Acta Biológica Colombiana*, Vol. 17(Núm. 2). Obtenido de <https://revistas.unal.edu.co/index.php/actabiol/rt/printFriendly/26417/35991>
- Lopez, L. P., Romero, J., & Velasquez, L. E. (2008). Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermediario (*Lymnaea truncatula* y *Lymnaea columella*) en una granja del trópico alto en el occidente de Colombia. *Revista Colombiana de CienciasPecuarias*, 9-18.
- Manrique, M., & Cuadros, C. (2002). Fasciolosis: buscando estrategias de control. Arequipa, Peru: Aquarella.
- Mehlhorn, H. (2016). *Encyclopedia of Parasitology* (Vol. 4). Berlin, Heidelberg: Springer. Obtenido de <https://doi.org/10.1007/978-3-662-43978-4>
- Morales, G., & Morales, L. (2004). *Fasciola hepatica* y Distomatosis hepática bovina en Venezuela. *Red de Helminología de FAO para América Latina y el Caribe*. Obtenido de <http://helmino.inta.gob.ar/Fasciola/vene8.htm>
- Páucar Sinche, S. (2008). Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. *Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario*. Lima, Perú: UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS.

- Pinedo, R. (2011). Paramfistomosis Bovina:Parasitosis Emergente en el Perú. *revista en internet*. Obtenido de <http://veterinaria.unmsm.edu.pe/files/Articulo_PARAMFISTOMOSIS_BOVINA_PINEDO.pdf
- Pinedo, R., CHávez, A., Casas, E., Suárez, F., Sánche, N., & Huamán, H. (2010). Prevalence of trematodes of the Paramphistomatidae family in cattle of. *SciELO*.
- Quiroz Romero, H. (2005). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos*. México: Limusa S.A. de C.V. Obtenido de <http://books.google.com.ec/books?id=xRkXaI1Y6EC&pg=P>
- Quiroz, H. (2000). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: Uteha.
- Radostis, O., Gay, C., & Hincheliff, K. (2002). *Medicina Veterinaria. Tratado de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino*. España: Mc Graw- Hill-Interamericana.
- Salazar, R., & Arbelaez, G. (2010). Fasciola hepatica: Pedagogía de diagnóstico por laboratorio y su situación en Colombia. *REDVET*.
- Sinche, S. (2008). Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. Lima-Perú.
- Taylor , M., Coop, R., & Wall, R. (2007). *Veterinary parasitology. Tercera ed.* Australia: Blackwell Publishing Ltd.
- The weather channel*. (2019). Obtenido de Copyright TWC Product and Technology. Obtenido de The weather channel: <https://weather.com/es-CO/tiempo/hoy/l/5.06,-74.24?par=google>
- Urquhart, G., & Armour, J. (2001). *Parasitología veterinaria (2a ed ed.)*. Zaragoza, España: Acribia.
- Vargas, F. J. (2019).
- Villar, C. (2012). El parasitismo en bovinos y el cambio climático en países tropicales con énfasis en investigaciones de Colombia. *Obtenido de Engormix*.
- Xiao-Ting, L., Qiu-Yun, G., Yanin, L., Lan-Gui, S., Zhong-Dao, W., Kamolnetr, O., & Zhi-Yue, L. (2018). Snail-borne parasitic diseases: an update on global epidemiological distribution, transmission interruption and control methods. *Infectious Diseases of Poverty*. p 7-28.

Anexos

CUESTIONARIO PARA PROPIETARIOS DE FINCAS

Nombre de la propiedad: _____		
Vereda: _____	Tamaño: _____	Tipo de producción: _____
Fecha: _____	_____	: _____

Marque con una X y complete las casillas con la información que se adapta a la finca

ANIMALES PRESENTES EN LA PROPIERDAD					
	si	no	CANTIDAD	¿Cuáles?	
Bovinos					
Caprinos					
Ovinos					
Equinos					
Felinos					
Caninos					
Otros					
Comentarios					
CANTIDAD DE ANIMALES PRESENTES EN LA PROPIERDAD					
	Cantidad				
	terneros	novillos	novillas	vacas	toros
Bovinos					
Comentarios					
DATOS DE LOS BOVINOS					
	terneros	novillos	novillas	vacas	toros
Edad aproximada					
	terneros	novillos	novillas	vacas	toros
Tipo de alimentación: L = leche P= pastura C= concentrado M= mixta L-P o P-C o L-P-C					
Comentarios					

MEDIO AMBIENTE

	si	no
Lagos		
reservorios		
Quebradas		
Paso de rio por los predios de pastura		
Encharcamientos		
Clima húmedo		
Pasturas con drenaje de agua		
Comentarios		

PARASITOS

	si	no	¿Cuáles?
¿Sus animales han tenido parásitos?			
¿Han realizado algún diagnostico?			
¿Han realizado algún tratamiento?			
¿Han muerto animales por parásitos?			
Si la anterior fue si, ¿Qué parásito hallaron a la necropsia?			
Comentarios			

SIGNOS CLINICOS DE LOS BOVINOS

	si	no
Diarrea		
Edema submandibular		
Mala condición corporal-pérdida de peso		
Depresión-debilidad		
Disminución de la producción		
Comentarios		