

**PROTOCOLO DE DIAGNÓSTICO DE TREMATODOS PARAMPHISTOMUM
SPP Y FASCIOLA HEPÁTICA EN BOVINOS**



UNIVERSIDAD ANTONIO NARIÑO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Autores

Wendy Tatiana Cristiano Vanegas

Yuly Lorena González Mancilla

**Bogotá
2021**

PROTOCOLO DE DIAGNÓSTICO DE TREMÁTODOS PARAMPHISTOMUM

SPP Y FASCIOLA HEPÁTICA EN BOVINOS



UNIVERSIDAD ANTONIO NARIÑO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Trabajo de grado para optar al título de Médico Veterinario

Autores

Wendy Tatiana Cristiano Vanegas

Yuly Lorena González Mancilla

Director:

Francisco J. Vargas, Médico Veterinario, MSc, PhD

Co-director:

Sandra P. Garzón, Médico veterinaria, Esp. Mg

**Bogotá
2021**

Tabla de contenido

RESUMEN	6
ABSTRACT	7
INTRODUCCIÓN	8
JUSTIFICACIÓN	11
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	12
OBJETIVOS	14
Objetivo general	14
Objetivos específicos	14
MARCO TEÓRICO	15
Trematodos	15
Características generales	15
Hospedadores intermedios de la Fasciola hepática	16
Paramfistomosis	18
Hospedador intermediario de paramphistomum	18
Especies	19
Morfología	19
Ciclo de vida	22
Huésped intermediario.	22
Huesped definitivo.	23
Patogenia	26
Signos clínicos	27
Diagnóstico de laboratorio	29
Pruebas Bioquímicas.	29
Diagnóstico coprológico	30
Prueba de Dennis.	31
Prueba de happich boray.	31
Otras pruebas para el diagnóstico.	33
Tratamiento	34

Medidas de control en finca	36
Fasciolosis	36
Morfología	37
Ciclo de vida	39
Huésped intermediario.	40
Zona geográfica	41
Patogenia	42
Signos clínicos	43
Diagnóstico	44
Diagnóstico de laboratorio	46
Diagnóstico anatomo-patológico	46
Diagnóstico coprológico	47
Decomiso de órganos	49
Tratamiento	49
Medidas de control	50
Ante-mortem: requisitos de inspección.	51
Toma de muestras	54
Toma de muestras en planta de beneficio: órganos	55
METODOLOGÍA	57
RESULTADOS	59
DISCUSIÓN	64
CONCLUSIONES	65
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	66

Índice de figuras:

Figura 1.....	18
Figura 2.....	24
Figura 3.....	29
Figura 4.....	30
Figura 5.....	30
Figura 6.....	33
Figura 7.....	35
Figura 8.....	37
Figura 9.....	40
Figura 10.....	45
Figura 11.....	48
Figura 12.....	54

Índice de tablas

Tabla 1.....	36
Tabla 2.....	42
Tabla3.....	51

RESUMEN

Las parasitosis en ganado bovino causadas por trematodos como son *Fasciola hepática* y *Paramphistomum spp* generan pérdidas económicas importantes, esto sucede cuando las condiciones medioambientales son ideales para la supervivencia de hospederos intermediarios, que le permiten a los parásitos completar su ciclo de vida para después afectar a sus hospederos definitivos, entre los cuales se encuentra el ganado ovino, bovino, caprino, porcino, equino, otros animales herbívoros y accidentalmente al hombre, esto ocurre especialmente en áreas húmedas de las regiones de clima templado. Los órganos predilectos de el trematodo *Fasciola hepática* son los conductos biliares del hígado y vesícula biliar, el órgano predilecto de los adultos de *Paramphistomum* es el rumen y el de los estadios inmaduros el intestino delgado (Román, 2016).

La infección masiva suele causar la muerte de los animales afectados; además se registran pérdidas económicas cuantiosas por el decomiso de los hígados parasitados y la baja en la producción de carne y leche (Bravo, 2007).

En este trabajo se plantea un protocolo para el diagnóstico de los parásitos trematodos, que va desde el diagnóstico ante mortem en la finca (cría, levante y producción del ganado), hasta la planta de beneficio, donde se diagnosticaron post mortem a los animales afectados. Esto con el fin de llevar una investigación ordenada y que facilite la búsqueda y consolidación de la información de los parásitos a los profesionales y entidades interesadas en el diagnóstico de los mismos.

Palabras clave: Fasciolosis, Lymnea, paramphistomum,

ABSTRACT

Parasitosis in cattle caused by trematodes such as *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum* spp generate significant economic losses, this happens when environmental conditions are ideal for the survival of intermediate hosts, which allow the parasites to complete their life cycle and then affect to its definitive hosts, among which are sheep, cattle, goats, pigs, horses, other herbivorous animals and accidentally to man, this occurs especially in humid areas of temperate climate regions. The favorite organs of the *Fasciola hepatica* trematode are the bile ducts of the liver and gallbladder, the favorite organ of *Paramphistomum* adults is the rumen and that of the immature stages the small intestine (Román, 2016).

Massive infection usually causes the death of affected animals; In addition, there are considerable economic losses due to the decomposition of the parasitized livers and the decrease in the production of meat and milk (Bravo, 2007).

In this work, a protocol for the diagnosis of trematode parasites is proposed, which goes from ante-mortem diagnosis on the farm (breeding, raising and production of cattle), to the processing plant, where the affected animals will be diagnosed post-mortem . This in order to carry out an orderly investigation and to facilitate the search and consolidation of information on parasites to professionals and entities interested in their diagnosis.

INTRODUCCIÓN

La inspección post-mortem de las canales -es parte de un proceso más amplio de la comprobación del estado de salud de los animales, y de su carne en cuanto a su idoneidad para el consumo humano, un proceso que incluye desde el monitoreo en la granja, inspección ante-mortem e implementación de sistemas de calidad que complementen la función de inspección, vigilancia y control (IVC) que ejerce la autoridad sanitaria en plantas de beneficio; ejemplo de esto es la implementación del sistema de Análisis de peligros y puntos críticos de control (APPCC o HACCP en inglés) en plantas de beneficio. Los objetivos de la inspección post-mortem son asegurar que la carne es idónea, libre de enfermedades, y que no plantea riesgo alguno a la salud pública (FAO, 2016).

Dentro de los hallazgos más comunes en la inspección post-mortem está la presencia del parásito *Fasciola hepática*. La incidencia de este parásito en las explotaciones pecuarias tiende a repercutir en su rentabilidad, así que año tras año los ganaderos tienen pérdidas económicas en diagnósticos, tratamientos y control del parásito (López, 2017).

La fasciolosis es una zoonosis parasitaria causada por el trematodo *Fasciola hepática*; afecta principalmente al ganado ovino, bovino, caprino, porcino, equino, otros animales herbívoros y accidentalmente al hombre, especialmente en áreas húmedas de las regiones de clima templado, los órganos predilectos de este trematodo son los conductos biliares del hígado y vesícula biliar (Román, 2016).

Se estima que en el mundo existen más de 550 millones de animales expuestos a la distomatosis hepática, con las consiguientes pérdidas que provoca el rechazo total o parcial de hígados en los mataderos, además del considerable impacto negativo en el potencial

productivo de los animales afectados (Kialanda, Monteiro, Fontes-PereiraI, Castillo, Fernández, Fonseca, Percedo. 2013)

Tales pérdidas económicas han sido calculadas en alrededor de U\$S 3 billones anualmente en todo el mundo.

La infección masiva suele causar la muerte de los animales afectados; además se registran pérdidas económicas cuantiosas por el decomiso de los hígados parasitados y la baja en la producción de carne y leche (Bravo, 2007). La pérdida ganadera anual sobrepasa los 50 millones de dólares en el Perú, valorada por decomisos de hígados infectados y la prevalencia de la enfermedad. En Costa Rica, un estudio muestra un total de 4547 hígados decomisados en el 2014 en mataderos clase A, con una representación económica de 67438 dólares. En Huambo-Angola un estudio retrospectivo del 2008 al 2011 en dos plantas de beneficio de esta provincia se determinó un total de 2809 hígados decomisados semejante a una pérdida de 58697 dólares, viéndose necesario un control, que permita así una ganadería favorable, especialmente en zonas endémicas afectadas por la F. Hepática (López, 2017).

En Colombia, se han propuesto cifras por encima de 12.000 millones de pesos anuales; el 9,18% es asociado con el decomiso de hígados parasitados, Las regiones con mayor riesgo para la presentación de fasciolosis en el país están ubicadas en la zona andina, donde los huevos de F. hepática, eliminados en ambientes acuáticos. Los animales parasitados muestran una disminución de la productividad. (Giraldo, Perez, Aguilar, Linares. 2016).

Otra de las afecciones causadas por parásitos es la llamada paramphistomosis ocasionada por trematodos de la familia Paramphistomoidea se distribuye en todo el mundo, pero su prevalencia más alta en regiones tropicales y subtropicales, los paramphistomes adultos pueden causar enfermedad gastrointestinal significativa; caída de la producción o incluso la

muerte (Ozdal & Ilhan, 2010), el órgano predilecto de los adultos de *Paramphistomum* es el rumen y el de los estadios inmaduros el intestino delgado (Román, 2016).

La prevalencia de las infecciones tiene tres hipótesis que pueden explicar su aumento en bovinos y caracoles: la falta de un tratamiento efectivo hasta ahora contra la parafistomosis bovina, la presencia de los intermediarios *Lymnaea*, *Bulinus*, *Glyptaniscus*, *Planorbis*; además, se atribuye a la dificultad para identificar los huevos de *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum* en las heces de ganado durante el examen coproscópico (Mage, Bourgne, Toullieu, Rondelaud & Dreyfuss, 2002).

Las coinfecciones de hígado y estómago son de un (11%). las especies de enfermedad hepática y algunas especies de enfermedad estomacal pueden aparecer juntas en rumiantes. El resultado obtenido es que el 18% de los hígados infectados en el estudio actual, fueron positivos para la infección del estómago en estadios adultos. Si bien la infección por parásitos estomacales es más común en rumen (Jadiya, Ariff, Nurlaili, Sakiinah, Izzudin, Mursyidah, Rita & Aida, 2017).

JUSTIFICACIÓN

Este protocolo beneficiará a toda aquella persona u organización que desee identificar la presencia de los parásitos, en especial a médicos veterinarios que trabajan en planta de beneficio y deben revisar la idoneidad de los animales para consumo humano, también beneficiará a personas pertenecientes a entidades como el ICA que realicen estudios sobre la prevalencia de *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum*. dando en primer lugar un conocimiento sobre estos parásitos, y la importancia de la presencia de estos mismos como causantes de pérdidas económicas, debido a los decomisos de los órganos y a la disminución de la masa corporal que genera en los animales que se encuentran afectados.

Se llevará a cabo un procedimiento ordenado para el diagnóstico en animales llevados a planta de beneficio, tomando muestras histológicas, y se hará un seguimiento de las fincas de donde provienen los animales afectados mediante la toma de muestras coprológicas, y parasitarias.

En su funcionamiento las plantas de beneficio identificarán hígados con algún signo de alteración, llevando al decomiso de los órganos afectados. Dado que el *Paramphistomum* no afecta los órganos de una manera tan visible como la *Fasciola*, se hace más difícil su detección ya que el órgano principal donde se encuentran es el rumen y este es conducido directamente a la zona de limpieza y escaldado donde se pierde cualquier evidencia de la presencia de los parásitos, por esta razón se debe hacer un seguimiento de los órganos dentro de la planta para poder detectar la presencia de *Paramphistomum* en rumen antes de que entre a la zona de escaldado.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Los parásitos intestinales representan uno de los mayores problemas para la industria ganadera a nivel mundial al afectar principalmente países en vías de desarrollo. Dentro de los endoparásitos causantes de gastroenteritis se encuentran principalmente los nemátodos aunque también tremátodos como *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum spp* que aunque no se ha estudiado lo suficiente, son considerados unos de los agentes causantes de una alta morbilidad en el ganado bovino generando pérdidas económicas importantes para los ganaderos (Mercader, 2012).

La infección de mayor frecuencia que afecta los sistemas productivos ganaderos es la Distomatosis o Fasciolosis hepática (32), reconocido como un problema de salud pública además de que la Organización Mundial de la Salud (OMS) la cataloga una zoonosis emergente notificadas en 51 países los cuales 2,4 millones de casos son en humanos (8) mientras que 300 millones de bovinos están en riesgo de infección.

El parásito se encuentra distribuido a nivel mundial principalmente en Asia, América del Norte, África, América del Sur (29) comprendida por los países de Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia (Bermudes, 2021)

En Colombia las zonas de mayor afectación son los llanos orientales y zonas del país que puedan ser fácilmente inundadas, donde es difícil el control del parásito. Las pérdidas económicas asociadas a esta parasitosis no sólo se relacionan con el decomiso de hígados parasitados en los planta de beneficio del país, sino también a la reducción de peso, fertilidad, producción de leche, tratamiento, suplementos alimentarios y horas de trabajo del

personal, la presencia del parásito se asocia a una reducción de al menos 0,3% en el precio de la canal de la res, ya que se relaciona con una reducción en el peso, lo cual afecta la idoneidad, es decir, el aporte de nutrientes de este tipo de alimento. (Rojas & Cartin, 2016).

No se cuenta con una estimación precisa del detrimento asociado a la presencia de este parásito, aunque se han propuesto cifras por encima de 12.000 millones de pesos anuales; el 9,18 % de estas pérdidas están asociadas con el decomiso de hígados parasitados en el país (Perea, Diaz, Pulido & Bulla, 2018).

En Colombia las pérdidas económicas son de \$12.483 millones al año (Becerra, 2001), y anualmente en el mundo el costo es de USD \$3,2 billones (Carvalcorp, 2018).

En este trabajo se busca diseñar un protocolo de diagnóstico para detectar la presencia y calcular la frecuencia de *Fasciola* y *Paramphistomum* en órganos de animales procedentes de zonas cercanas a los llanos orientales.

OBJETIVOS

Objetivo general

Diseñar un protocolo de diagnóstico de trematodos (*Fasciola hepatica* y *Paramphistomum*) en bovinos tanto a nivel de finca como a nivel de planta de beneficio

Objetivos específicos

- Establecer los procedimientos de diagnóstico y factores de riesgo de trematodes a nivel de finca por medio de encuestas, observación clínica, coprológicos y control de huéspedes intermediarios
- Elaborar los procedimientos de diagnóstico para la detección de trematodes mediante inspección de órganos en planta de beneficio.

MARCO TEÓRICO

Trematodos

Los trematodos son un grupo de gusanos planos pertenecientes a la clase Trematoda, de los cuales se han llegado a describir más de 9000 especies. Al igual que cestodos y monogeneos, los trematodos se incluyen dentro del filo Platyhelminthes, y se dividen a la vez en dos subclases: Digenea y Aspidogastrea.

Entre los trematodos de importancia en salud humana se encuentra el género Fasciola (Moreno, 2018).

Características generales

Los Trematodos en estado adulto son endoparásitos en diversos órganos o tejidos (conductos biliares, intestino, venas mesentéricas y vesicales, pulmones, etc.) de vertebrados. Son aplanados, de tamaño variable (desde 30 μm a 30 mm), con una o dos ventosas y ciclos complejos con dos o más hospedadores. El hospedador definitivo (vertebrado) alberga la fase adulta y los intermediarios (molusco, artrópodo o, raramente, vertebrado) las fases larvarias (García, Muñoz, Aguirre, Polo, Moreno & Refoyo, 2008).

Los trematodos se dividen en dos categorías principales, en función de sus sistemas reproductivos:

Los hermafroditas adultos contienen gónadas masculinas y femeninas y producen óvulos operculados y los esquistosomas: tienen sexos separados, y las hembras fertilizadas depositan solo huevos no operculados (Kenneth & Rey, 2014).

Subclase Digenea (digeneos): Se caracterizan por ser endoparásitos, ya que afectan los tejidos internos de su hospedador. Han desarrollado ciclos de vida complejos, con la presencia de larvas que se reproducen asexualmente en uno o más hospedadores intermediarios, que pueden ser tanto de tipo vertebrado como invertebrado. Así mismo presentan una etapa adulta que se reproduce sexualmente en un hospedador (vertebrado) definitivo. Las etapas larvales de algunas especies incluyen estadios como miracidio, redia, cercaria y metacercaria, sin embargo, su presencia puede variar dependiendo de la especie (Moreno, 2018).

Subclase Aspidogastrea: Dividida por algunos autores en 4 familias, es el grupo más pequeño de los trematodos y comprende alrededor de 80 especies. Se caracterizan por ser parásitos de moluscos y de vertebrados acuáticos, tales como las tortugas marinas y peces. Carecen de importancia económica, sin embargo, desde el punto de vista biológico resultan muy interesantes, debido a que algunos de sus rasgos y comportamientos sugieren que son un grupo primitivo (Moreno, 2018).

Los huevos se excretan del huésped y, si alcanzan el agua dulce, eclosionan para liberar larvas ciliadas llamadas miracidios. Estas larvas encuentran y penetran un caracol huésped específico para las especies de trematodos. En este huésped de caracol intermedio, se transforman mediante un proceso de reproducción asexual en miles de larvas con cola llamadas cercarias, que se liberan del caracol durante un período de semanas. Las cercarias nadan en agua dulce, buscando vigorosamente a su próximo huésped. Cuando entran en contacto con la superficie de la piel, se adhieren, descartan sus colas e invaden, completando así su ciclo de vida (Kenneth & Rey, 2014).

Hospedadores intermedios de la Fasciola hepática

Clase. (Bravo & Martínez, 2005).

Lymnaea gedrosiana

Lymnaea auricularia

Lymnaea truncatula

Lymnaea stagnalis

Lymnaea Physella

Lymnaea Pseudosuccinea columella

Lymnaea Fossaria viatrix

Los caracolillos de la familia *Lymnaea* se multiplican en forma abundante en las corrientes de agua dulce, de curso lento, principalmente en acequias de riego, arroyuelos y planicies húmedas de pastizal (Bravo & Martínez, 2005). Su morfología es con concha sin opérculo, y tiene giros enrollados en espiral, siempre en forma dextrógira, o sea la abertura se encuentra a la derecha al colocar el caracol con el ápice hacia arriba. Son hermafroditas, con hábitos anfibios, viven en las márgenes húmedas de la vegetación, o sobre el lodo del fondo acuático alimentándose de detritus vegetales y materia orgánica.

El huésped intermediario son caracoles de la familia *Lymnaeidae*; luego que el miracidio penetra al caracol, se transforma en esporocisto, que luego de tres semanas originan varias docenas de redias, que maduran y abandonan al caracol para inmediatamente originar cercarias, éstas secretan un material mucilaginoso que les permite enquistarse en las hojas de la vegetación acuática, y formar las cercarias enquistadas o metacercarias, que al ser

ingeridas por los animales o el hombre continúan su desarrollo en el tubo digestivo y al cabo de 15 días aproximadamente alcanzan el hígado y se localizan en los canalículos biliares (Milva, Trujillo, Naudy, Cardenas, Perdomo & Rodriguez, 2012).

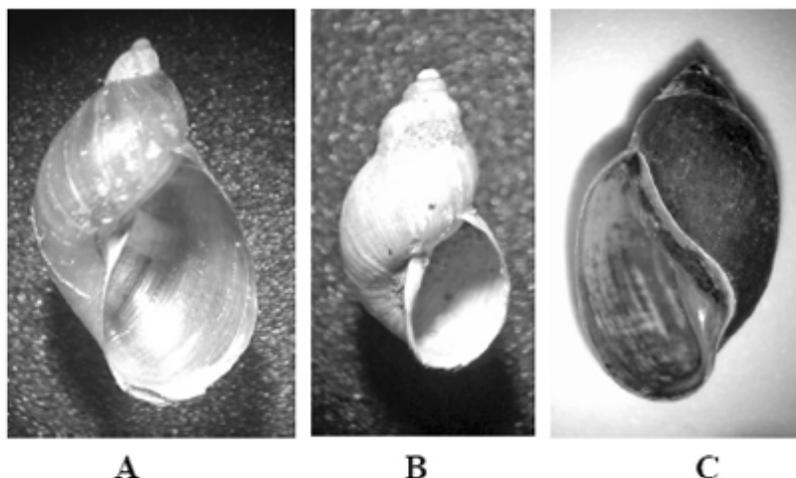


Figura 1. Conchas de los gasterópodos colectados en los ecosistemas acuáticos de la hacienda investigada. A. *Lymnaea columella*. B. *Lymnaea truncatula*. C. *Physa acuta*. Barra = 2mm. Fotografías Laboratorio Malacología Médica y Tremátodos/PECET/Universidad de Antioquia.

Fuente: López, Romero & Velázquez (2008).

Paramfistomosis

Son helmintos, de forma cónica, aplanados dorso-ventralmente con la región dorsal convexa y la parte ventral cóncava, presenta dos ventosas localizadas en los extremos: una en la parte anterior terminal, rodeando la boca y la otra en la parte ventral posterior, son de color rojo y rosa en vivo, con un tamaño de 5 a 13 mm de largo y 5 mm de ancho, son hermafroditas con ciclo biológico indirecto en el que utilizan como hospederos intermediarios moluscos y como hospedero definitivo a bovinos, ovinos, venados y otros animales rumiantes (Ramírez, 2009).

Los hospedadores intermediarios son moluscos pulmonados de agua dulce. Estos moluscos pertenecen principalmente a las familias Planorbidae (*Planorbis*, *Indoplanorbis*, *Helicorbis*, *Gyraulus*, *Anisus*, *Armiger*, *Segmentina*, etc.), *Bulinidae* (*Bulinus*) y *Lymnaeidae* (*Lymnaea*), predominan la primera y segunda en África, Asia y Australia y la tercera en el continente americano y Europa (Velásteguilara & Guerra, 2012).

Hospedador intermediario de paramphistomum

Lymnaea explicado anteriormente en fasciola.

Planorbidae: Es un caracol que habita en aguas dulces y con poco movimiento, siendo capaces de resistir largos períodos de sequía. Se encuentra ubicado geográficamente en Asia y Europa.

Son habitantes habituales de los acuarios de agua dulce, normalmente se introducen en ellos en forma de huevos, estos huevos vienen en las hojas de las plantas acuáticas.

Se caracteriza por su concha en forma de espiral aplanada, una concha alta y con pocas espirales, rematado por una espiral grande y curvada.

Los planorbis pueden ser de diferentes colores, azul, marrón oscuro, marrón rojizo, marrón con manchas y puntos, siendo el de color rojo el máspreciado y buscado por todos los aficionados. El color rojo de su cuerpo es debido a la hemoglobina (Borszcz, 2008).

Especies

Los trematodos de la familia Paramphistomidae incluyen varios géneros entre los más importantes están: Paramphistomum, Cotylophoron, Calicophoron, Explanatum, Ugandocotyle y Gigantocotyle. Es de distribución mundial, pero de escasa importancia veterinaria, excepto la forma intestinal aguda que es importante en áreas de clima tropical y subtropical (Paucar, 2008).

Morfología

Son helmintos, de forma cónica, aplanados dorso-ventralmente con la región dorsal convexa y la parte ventral cóncava, presenta dos ventosas localizadas en los extremos, son de color rojo y rosa en vivo, con un tamaño de 5 a 13 mm de largo y 5mm de ancho, son hermafroditas (Ramirez, 2009).

Huevos: Los huevos son grandes y operculados de color claro, la cáscara es gruesa y lisa. El huevo sale con las heces del hospedador y se libera en el intestino del hospedador intermediario (Piña, 2013). Estos presentan un tamaño de 130 a 170 micras de largo por 12 a 15 micras de ancho, son incoloros con morulación heterogénea, resaltando ligeramente en color verde el cigoto en la parte más ancha del huevo, son de forma elíptica ovoides con opérculo. (Ramírez, 2009).

Miracidio: Es ancho en su parte anterior con una papila móvil y una glándula apical, que permiten la penetración en el caracol (hospedero intermediario). Su tegumento se halla recubierto de cilios que permiten su desplazamiento en el agua. (Paucar, 2008). De forma ovoide y alargada, tiene cilios en su extremo anterior que le permiten su desplazamiento en el agua, 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 (Piña, 2013).

Esporocisto: 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 (Piña, 2013).

Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del molusco, Al cabo de 11 días los esporocistos ya están maduros y contienen cada uno de ellos un máximo de 8 redias. 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. (Paucar, 2008).

Redia: Después de 20 días, se liberan y producen las redias hijas (Paucar, 2008). Esta fase larvaria se forma de las masas germinales que se encuentran en el interior de la cámara de incubación de los esporocistos. Existe una o dos generaciones de redias, la redia es alargada tiene una boca en su extremo anterior que se comunica con la faringe.

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 (Piña, 2013).

Cercaria: Las cercarias maduras son de color marrón oscuro y poseen 2 manchas oculares. Las cercarias abandonan los caracoles nadan cerca de la superficie del agua de un lado para otro y se fijan a las plantas (Paucar, 2008) posee, ventosas, ciegos intestinales, aparato excretor, sistema nervioso y primordio genital, cola, estilete, glándulas de penetración y glándulas cistógenas (Piña, 2013) presentan una longevidad de 3 a 6 meses en condiciones de humedad constante y temperaturas de 15 a 25°C, posteriormente el bovino las ingiere, iniciándose su desarrollo en las 24 horas siguientes a través de la pared intestinal de adolecercaria o gusanos jóvenes durante 14 días, hasta ser liberadas en la mucosa intestinal del duodeno regresando al rumen donde alcanza su madurez sexual (Ramírez, 2009).

Metacercaria: Forma quística infectiva, que son ingeridas por los animales que pastan (Paucar, 2008). La cercaria 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 (Piña, 2013).

Paramphistomum adulto: El color de los ejemplares adultos vivos es rojo claro o rosado. El cuerpo es piriforme, ligeramente cóncavo ventralmente y convexo dorsalmente. Poseen una ventosa ventral terminal más grande y potente que la oral. Los testículos son ligeramente lobulados, localizados en la mitad posterior del cuerpo y anteriores al ovario (Paucar, 2008). De forma conoide; son gruesos y circulares en sección transversa. Las glándulas vitelógenas son laterales y están muy desarrolladas, el útero es visible desde la cara dorsal del parásito y está enrollado (Piña, 2013). Los parásitos jóvenes migran al rumen dentro de las 4- 6 semanas y normalmente no ocurren síntomas clínicos. La producción de huevos empieza rápidamente después de que el parásito entra al rumen alrededor de 3 a 4 meses en ganado bovino (Ramírez, 2009).

Ciclo de vida

Los huevos se arrojan en el tracto digestivo y se eliminan con las heces del huésped definido. Deben caer en el agua donde a 28 °C y después de 17 días, se produce la eclosión de miracidio capaces de infectar a los caracoles.

Huésped intermediario.

Entre los caracoles de agua dulce, los paramististidos pertenecen a las familias Lymnaeidae y Planorbidae.

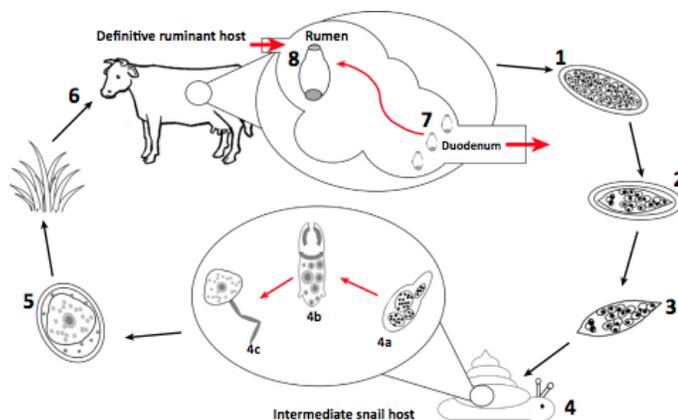
Las miracidias penetran en la concha del caracol, desprecian su capacidad ciliada y se convierten en esporoquistes que contienen células germinales. En 1 a 2 semanas, los esporoquistes dan lugar a redias (Ramírez, 2009). Las cercarias emergen de sus redias y experimentan un período de maduración de aproximadamente 10 días, dentro del caracol. Estas cercarias tienen pigmentación y 2 manchas oculares, y en esta fase, una característica típica de los paramististidos ruminales, el cruce de los vasos excretorios.

Una vez que las cercarias salen del caracol y alcanzan nuevamente el agua, se mueven hasta alcanzar la vegetación subacuática, la cual se adhieren y comienzan a desarrollar quistes que conducen a metacercarias, lo que constituye la fase infecciosa de los rumiantes cuando se ingieren. El proceso de formación de quistes lleva unos 20 minutos y las metacercarias resultantes pueden sobrevivir durante al menos 29 días si persiste una temperatura ambiente húmeda (Horak, 1962). El período de preparación en el huésped intermedio fue de 37 días a 28 ° C.

Huésped definitivo.

Dentro del huésped definido: cuando la metacercaria se ingiere y llega a la parte anterior del intestino delgado, las duelas inmaduras se desprecian y permanecen unidas a la pared del intestino alimentando los detritos celulares. Una vez que tienen que alcanzar bastante, migran hacia el rumen, donde los parásitos alcanzan la etapa adulta, permaneciendo allí y viviendo en el fluido ruminal fue de 56 días en bovinos, 69 días en cabras y 71 días en ovejas (Sanabria & romero, 2008).

Figura 2. Ciclo de vida del Paramphistomum



Fuente: Huson, Oliver & Mark, (2017).

Epidemiología

Dado que esta infección parasitaria está condicionada por temperatura favorable, humedad y presencia de huésped intermediario, se ha descrito parafistomosis en tierras bajas y fácilmente inundables, áreas de cultivo de arroz y pastos naturales con agua lenta, así como en el área de lagos y marismas. Los caracoles se reproducen durante los meses cálidos y lluviosos, cuando su número aumenta.

Una naturaleza estacional, cuando los huevos más grandes cuentan, el material fecal de ganado bovino y ovino se observa en la primavera y el verano, lo que está relacionado con infecciones más grandes cerca del final del otoño (Sanabria & Romero, 2008).

A menudo, los brotes ocurren en animales pastando en zonas que habían estado anegadas y donde las aguas se han retirado recientemente (épocas de sequía) dejando los pastos cargados de metacercarias, o durante las lluvias de otoño que reactivan los caracoles en estación. Estas condiciones favorecen la proliferación de los caracoles y la contaminación de los pastos con metacercarias (Paucar, 2008).

En un estudio descriptivo donde se analizaron las parasitosis intestinales en poblaciones del oriente de Antioquia, se estudiaron a 424 individuos 52,5% hembras, hallándose una prevalencia general de parasitosis de 30,4 % y una prevalencia de parásitos patógenos de 8,7 %. Los parásitos más frecuentes fueron *Endolimax nana* (14,4 %), *Blastocystis hominis* (10,6 %) y *Entamoeba histolytica* dispar; se concluyó que la prevalencia de parásitos intestinales es menor que las reportadas en otros estudios en el país a pesar de los altos índices de contaminación fecal y una proporción importante de parásitos patógenos. (5,4 %) hallados (Ortiz, Ospina, Peláez, Zapata, Botero, Gómez & Restrepo, 2015).

El parasitismo de la Fasciola implica una relación genética-ambiental fuerte y cambiante entre la Fasciola y los hospedadores diversos. El parásito infecta y limita el crecimiento natural de los caracolillos y de los vertebrados parasitarios; juega también un papel importante en el equilibrio y conservación de los ecosistemas. La población humana y mundial infectada por los tremátodos diversos se ha estimado en más de 40 millones de personas. La fasciolosis es la helmintiasis de mayor prevalencia en los bovinos del trópico (Yallico, 2016).

Para que se establezca la infección por fasciola es necesaria la coincidencia hospedador-intermediario (moluscos de agua dulce) con el huésped definitivo (mamíferos) con temperatura mayor a 10°C y humedad adecuadas. La epidemiología de la fasciolosis depende de varios factores como biológicos, climáticos, topográficos y de manejo, Las condiciones climáticas determinan la ocurrencia estacional de la enfermedad que varía de un área a otra. La temperatura debe estar por encima de los 10°C, esto actuaría regulando la estacionalidad; y la humedad que nos va a determinar la severidad con que se presenta, En la epidemiología juega un rol importante el hospedador intermediario (caracoles del género *Lymnaea*) (Runco, 2011).

Se ha mencionado una tendencia regional de la infección por F. Hepática infección: Los valores de intensidad media más altos ocurrieron durante la estación seca, es decir, de marzo a junio, con valores de 47.95 a 118.85 gusanos por hígado infectado. Los valores más bajos se observaron durante la temporada de invierno lluvioso, es decir, de noviembre a febrero con valores que van desde 37.80 a 26.85 gusanos. La tasa estacional de intensidad media mensual fue la siguiente: los aumentos ocurrieron durante marzo-junio y agosto-septiembre. Los valores máximos ocurrieron en abril y junio (Ruiz, Marquez & Bravo, 1999).

Se reportó una prevalencia cercana al 1,3% en un matadero nacional para septiembre, octubre, noviembre y diciembre además se reportó una prevalencia de 3,4% de enero (Rojas & Cartin, 2016).

En Colombia, la mayor prevalencia de fasciolosis bovina se encuentra en zonas ganaderas de clima frío, donde es de carácter endémico y afecta aproximadamente al 25 % del ganado lechero. En el departamento de Boyacá se encontró el parásito en más de la mitad de la muestra (56 %) de la ganadería especializada en producción de leche y doble propósito (Perea, Díaz, Pulido & Bulla, 2018).

Patogenia

Se inicia cuando los huevos son evacuados con las heces y eclosionan a temperaturas óptimas de 27 °C. los miracidios infectan a los caracoles en los cuales se desarrollan y multiplican pasando por las etapas de esporocistos que dan lugar a las redias; las cercarias que emergen de las redias requieren de un periodo de maduración en el hepatopáncreas del caracol, las primeras cercarias salen del molusco iniciándose una transformación, mediante movimientos rotativos pierden la cola y cambian de color así, se enquistan en la vegetación tomando el nombre de metacercarias así pueden permanecer viables durante muchos meses, después de la ingestión por el huésped definitivo, el desenquistamiento ocurre a través del paso por el rumen, abomaso e intestino delgado por medio de la acción del líquido ruminal (pepsina, ácido clorhídrico, tripsina, sales biliares); las formas juveniles se adhieren a la mucosa del duodeno donde ejercen una acción traumática taladrante, debido a la destrucción tisular y a la reabsorción de sustancias tóxicas; para alcanzar la forma adulta emigran hacia el rumen, estos tremátodos adultos e inmaduros se fijan con su ventosa ventral, succionan parte de la mucosa y perturban la irrigación sanguínea a veces con pérdida de sangre lo que explica la anemia; las formas adultas en el rumen llegan a destruir la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados. demostraron que los efectos patógenos están asociados con la fase intestinal de la infección; las fases juveniles originan graves erosiones en la mucosa del duodeno, en infestaciones masivas provocan enteritis caracterizada por edema, hemorragia y úlceras. Durante la migración de las duelas jóvenes por el intestino delgado se presentan severas diarreas acuosas y fétidas que a menudo va seguida por la muerte del 80 a 90 % de los animales infestados; puede haber hasta 30.000 duelas jóvenes o más atacando la mucosa y la destruyen (Salas, 2004).

Signos clínicos

Los síntomas incluyen anorexia, anemia, diarrea profusa, fétida, y sanguinolenta (Skuce, Zadoks & Sargison, 2013).

Es caracterizada por epidemias de gastroenteritis parasitaria aguda y pérdida de la producción asociada con alta mortalidad y morbilidad particularmente en animales jóvenes. En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más obvio es diarrea acompañada por anorexia y sed intensa. En ocasiones, en el ganado vacuno se produce hemorragia rectal. La mortalidad en los brotes agudos puede alcanzar el 90% (Paucar, 2008)

La enfermedad desarrolla dos tipos de infección: una forma intestinal, producida por trematodos inmaduros migratorios y una forma ruminal producida por trematodos maduros.

Paramfistomosis 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. La diarrea se desarrolla de dos a cuatro semanas después de la infestación; las heces se expulsan con fuerza; la diarrea es fétida, con sangre (Piña, 2013).

Paramfistomosis Crónica o Ruminal. Producida: por trematodos maduros. Los trematodos adultos fijados a la mucosa del rumen originan trastornos clínicos menores que las fases juveniles migrantes (Piña, 2013)



(Piña, 2013).

Figura 3. Patogénesis del paramphistomum

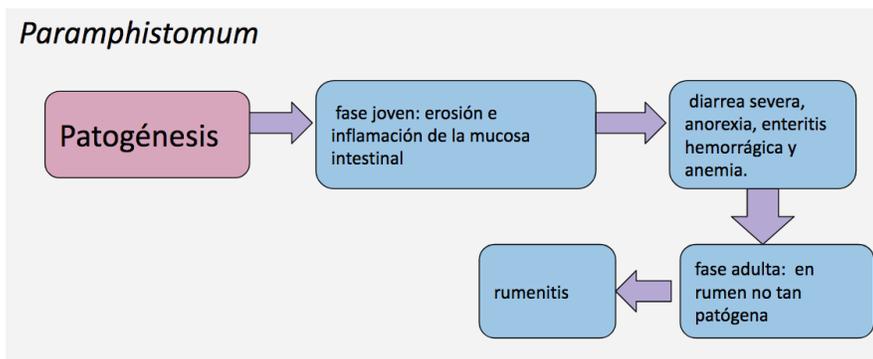


Figura 4 Fuente: Elaboración propia a partir de Paucar (2008) y Salas (2004).

Diagnóstico de laboratorio

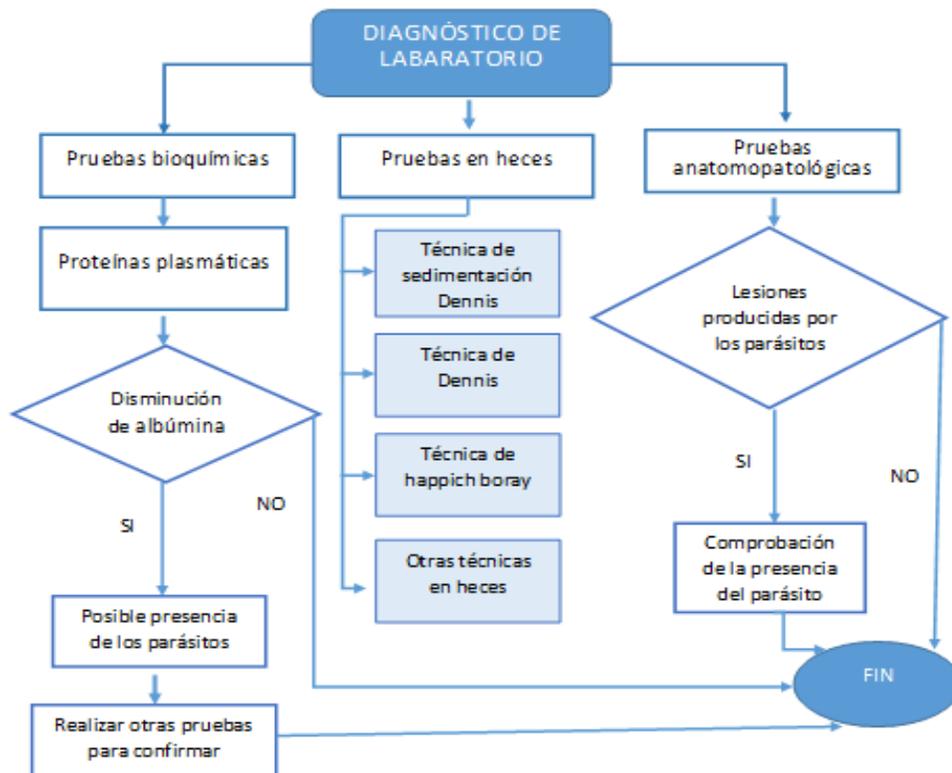


Figura 5 diagnóstico de laboratorio

Pruebas Bioquímicas.

En sangre demuestran una disminución significativa de las proteínas plasmáticas totales, debido a una disminución de la albúmina plasmática. (Piña. 2013).

Diagnóstico coprológico

Para el diagnóstico de formas adultas se realiza con la técnica de sedimentación. Los huevos son similares en forma a las de Fasciola hepática pero ligeramente más grande, y transparente en aspecto (Piña. 2013).

- **Técnica de Sedimentación de Dennis, Stone y Swanson.**

Materiales:

- ✓ Solución de DSS: 5 ml de detergente común, 1ml de alumbre de hierro 1% agua destilada csp 1 litro.
- ✓ Mortero
- ✓ Colador común
- ✓ Tamiz de 250 mm de abertura
- ✓ Bomba de vacío o tubo plástico de 3mm de diámetro
- ✓ Tubo de 100 ml, 3-4 cm de diámetro
- ✓ Placa de Petri

Tinción de contraste:

- ✓ Azul de Metileno o verde de metileno 0.5

Procedimiento

- ✓ Disolver 3 g de materia fecal en 50 ml de solución de DSS.
- ✓ Filtrar por un colador, luego por el tamiz, y pasar al tubo.
- ✓ Dejar decantar 5 minutos.
- ✓ Sifonar las 3/4 partes del sobrenadante, puede utilizarse una bomba de vacío adosada a una canilla o sifonar con el tubo de plástico de 3 mm de diámetro.
- ✓ Resuspender el sedimento en solución de DSS y repetir el proceso hasta obtener un líquido totalmente libre de detritos.
- ✓ Volcar el sedimento en una placa de Petri.

- ✓ Agregar 2-4 gotas de Lugol o teñir por contraste con azul de metileno o verde de metilo al 0.5% (optativo).
- ✓ Observar en lupa con 4X. (Piña. 2013).

Para el diagnóstico de formas juveniles se realiza un homogeneizado de 100 g de heces, lavadas en tamiz de 53 micras de abertura. El residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre en recipiente de fondo negro donde aparecen trematodos como puntos blancos de color rosa con su gran acetábulo (Piña. 2013).

Prueba de Dennis.

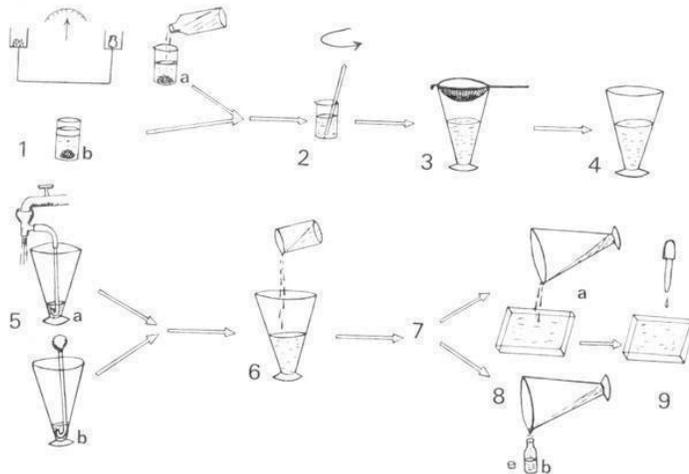
El principio de este método consiste en usar líquido de más alta densidad que los elementos buscados, así los elementos menos densos flotan a la superficie (Bartlett, Harper, Smith, Verbanac & Smith, 1978), para mejorar esta práctica se puede agregar solución de Lugol antes o después de colocar el sobrenadante (Bartlett, et al, 1978). La prueba se resume en los siguientes pasos:

- Filtrado y lavado de heces.
- Flotación con sulfato de zinc.
- Recuperación del flotante.
- Observación al microscopio.

Prueba de happich boray.

Se basa en la velocidad de sedimentación de los huevos de *Fasciola hepática*, que en una columna de agua es de 10 cm por minuto. Por lo tanto, se separan los huevos de las heces por sedimentación en un tiempo que evite la sedimentación de la totalidad de los detritos sólidos (Olivera & Velázquez, 2016).

Imagen 6. Esquema de procedimiento de la técnica de Happich-Boray



Fuente: Morales, Pino & Rodríguez (1989).

Pasos para la prueba de Happich-Borai (Morales, Pino & Rodríguez, 1989):

1. Pesar la muestra y adición de la solución detergente.
2. Agitación de la mezcla.
3. Tamizado.
4. Sedimentación
5. Eliminación del sobrenadante
6. Adición de solución detergente hasta completar los 30 ml de volumen.
7. Repetir 2 veces los pasos 4, 5 y 6.
8. Disposición del sedimento en la cámara de conteo o en un frasco con tapa

9. Agregar 1 ó 2 gotas de azul de metileno al 1%.

Otras pruebas para el diagnóstico.

Recuento de huevos fecales sin embargo los huevos podrían ser confundidos con otras formas, lo que lleva a una mala interpretación de resultado. Mediante ELISA de antígeno fecal - MM3, kit comercial Bio-X (Skuce, Zadoks & Sargison, 2013).

La técnica de filtración con tamices y sedimentación es la más precisa para identificar los huevos en las heces, produciendo evidencia más clara en el sedimento de la muestra en estudio (Sanabria & Romero, 2008).

Para el diagnóstico de formas juveniles se realiza un homogeneizado de 100 g de heces, lavadas en tamiz de 53 micras de abertura. El residuo se puede examinar microscópica o macroscópicamente sobre en recipiente de fondo negro donde aparecen trematodos como puntos blancos de color rosa con su gran acetábulo. También se puede realizar pruebas bioquímicas en sangre, pero pueden presentar una disminución significativa de las proteínas plasmáticas totales, debido a una disminución de la albúmina plasmática (Piña, 2013).

Diagnóstico anatomopatológico.

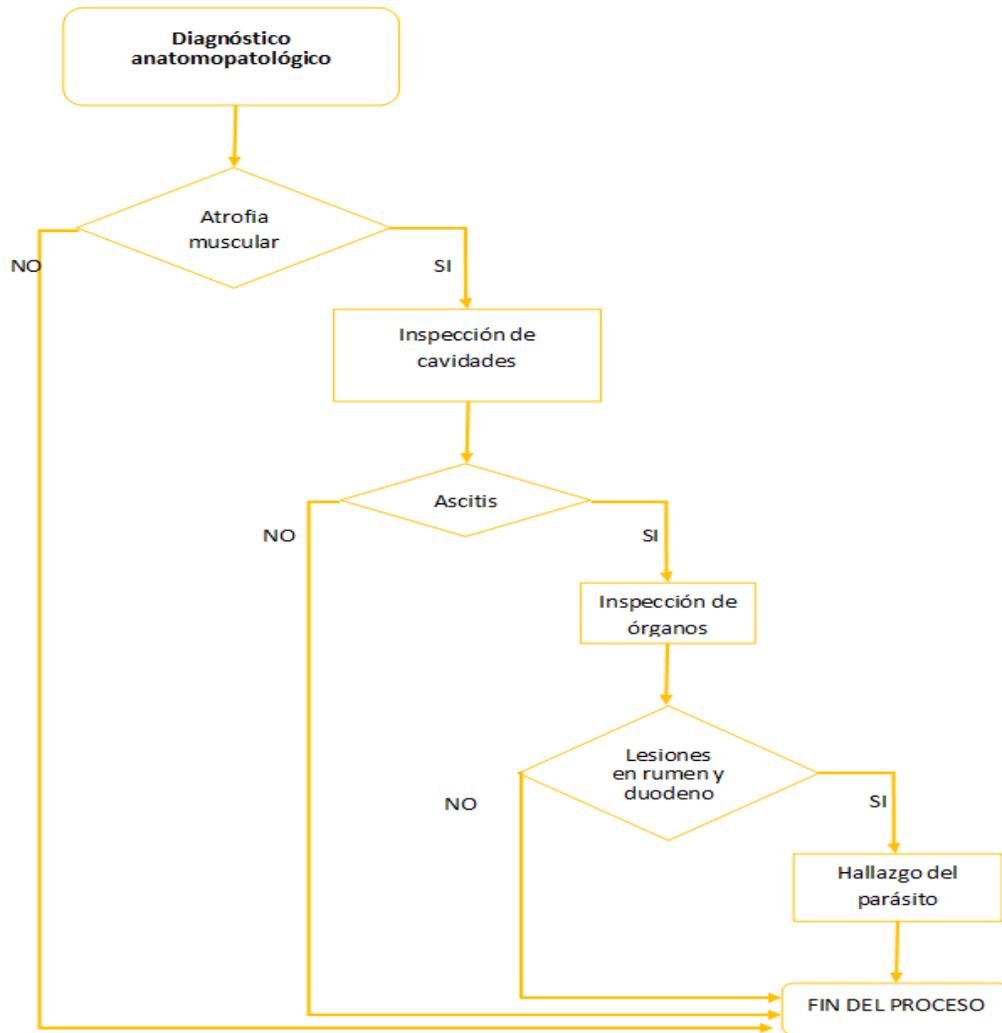


Figura 7

Tratamiento

Para el tratamiento se dispone de Hexaclorofeno, Niclofolan, Oxaclozanida, Rafoxanide, Febantel; al parecer con mayores efectos sobre las formas inmaduras que sobre los adultos, como ocurre por ejemplo con: Biotionol, Niclosamida y Resorantel. El Triclabendazol tiene un limitado efecto.

Tabla 1. Dosis del tratamiento para paramphistomum

		Eficacia (%)		
Antihelmíntico	Dosis mg/kg	Inmaduros en el intestino delgado y en el abomaso		Adultos en el rumen
		Ovejas o cabras	Vacas	Ovejas y cabras
Bitionol	25-100	99-100	99-100	63-98
Bitionol SO3	40	-	-	97-100
Brotiamida	15	-	85	87-90
Hexaclorofeno	20 (1 dosis) 20 (2 dosis)	-	99 -	100 -
Niclofolan	6 50-100	-	-	42
Niclosamida	160 (2 dosis)	91-99	0-96	0
Oxiclozanida	15 (1 dosis) 18 (2 dosis)	85-100 -	61-96 99-100	73-100 100
Rafoxanida	15	92	-	-
Resorantel	65	80-90	62-99	85-100

Fuente: FAO, (1994)

Medidas de control en finca

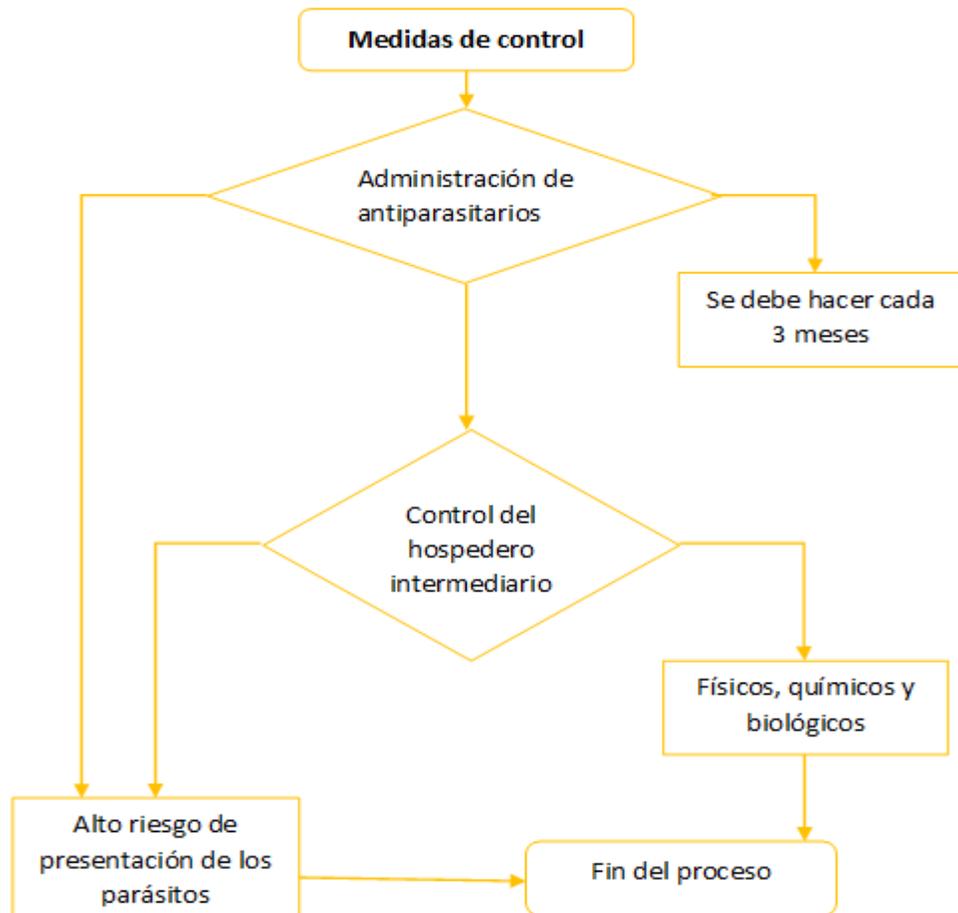


Figura 8

Fasciolosis

Especies de fasciola.

Hay más de 80 especies de trematodos transmitidas por los alimentos, de las cuales las siguientes son de importancia para la salud pública.

Fasciola clonorchis sinensis

Fasciola opisthorchis

Fasciola buski

Fasciola paragonimus

Fasciola heterophyes

Fasciola metagonimus

Fasciola hepática

Morfología

También llamada Distomatosis hepática; es una de las parasitosis más difundidas e importantes a nivel mundial en el ganado de pastoreo. Aunque el término incluye todas las infecciones causadas por especies del género *Fasciola*, las dos especies más importantes son *Fasciola hepática* localizada en zonas templadas y zonas frías de elevada altitud en los trópicos y subtropicos y *F. gigantica*, la que predomina en zonas tropicales. La *Fasciola hepática*, es un trematodo digenético y hermafrodita que se localiza en los conductos biliares de mamíferos herbívoros y del hombre. Este parásito es de distribución mundial encontrándose mayormente en zonas dedicadas a la cría de ganado ovino y bovino donde las condiciones para el desarrollo del hospedero intermediario, un caracol de la familia Lymnaeidae, es propicia (Paucar, 2008).

Todos los especímenes fasciolosis incluidos en el estudio fueron gravas adultas grávidas, que varían desde ligeramente grávidas hasta completamente grávidas. Los gusanos adultos se fijaron en la solución de Bouin entre un portaobjetos y un cubreobjetos, pero sin presión de cubreobjetos para evitar la distorsión. Los huevos se midieron directamente desde la parte final del útero de las muestras adultas que se incluyeron en el estudio morfométrico (Periago, Valero & Panova, 2006).

Huevos: 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.

Miracidios: Los miracidios que 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 transforman en esporoquistes.

Esporoquistes: 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 (Borchet, 1981).

Redias: Estas rompen el esporoquiste y migran a otros tejidos como hepatopáncreas, riñones, etc., donde desarrollan, y a su vez en su interior se realiza una segunda reproducción asexual llegando a formar 15 a 20 cercarias 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 (Paucar, 2008).

Cercarias: Las cercarias liberadas del caracol, miden de 260 a 320 por 200 a 240 micras. Se forma en el interior de la redia y abandona el caracol en un momento determinado. Es una forma de vida libre y nadadora. El cuerpo tiene dos regiones: el tronco, en cuya superficie ventral se sitúan dos ventosas (oral, en la que se abre la boca, y ventral) y la cola. Posee tubo digestivo ciego y esbozo genital. Se enquistan (con la secreción de las glándulas cistógenas tegumentarias) (García et al, 2008).

Metacercarias: Este estadio se halló enquistado en pastos aledaños 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 (Borchet, 1981).

Fasciola juvenil y adulta: La Fasciola juvenil tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm cuando penetra en el hígado. 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 (Paucar, 2008).

Figura 9. Ciclo de *Fasciola hepática*



Fuente: (Román, A. 2019)

Ciclo de vida

Las duelas adultas de *F. Hepática* viven en los conductos biliares de huéspedes mamíferos como ovejas, vacas y seres humanos.

El huevo del parásito ingresa al duodeno con la bilis y posteriormente salen del huésped en las heces. tienen morfología variable, aunque suelen ser ovaes. Dependiendo de las especies, los huevos pueden salir embrionados o no. Salvo alguna excepción, los huevos deben caer al agua, donde con condiciones determinadas de oxígeno, temperatura y luminosidad surge el primer estadio larvario o miracidio, En el agua se produce la incubación, el miracidio entra en un caracol dulceacuícola del género *Lymnaea* (hospedador intermediario) (García et al, 2008).

Huésped intermediario.

Después de la penetración en el cuerpo del caracol, el miracidio pierde su cubierta ciliada y forma un esporoquiste. El esporocisto consiste en una masa compacta de células germinales dentro de las cuales cada célula germinal se multiplica y produce una redia. Las redias crecen hasta reventar la pared de esporoquistes y, por lo tanto, se liberan en la glándula digestiva (hígado) del caracol. Al igual que el esporoquiste, la redia está llena de células germinales, que se multiplican y producen la etapa larval final, la cercaria. La cercaria tiene una larga cola para nadar. Las cercarias completamente desarrolladas abandonan el caracol 4–7 semanas después de la infección. Nadan libremente en el agua y durante unos minutos a 2 h se instalan en varios objetos, principalmente hojas de plantas acuáticas por encima o por debajo de la línea de flotación. Posteriormente, cada cercaria pierde su cola y se enquista para formar una metacercaria que es casi inmediatamente infecciosa para los hospedadores definitivos (Moazeni & Ahmadi, 2016).

Huésped definitivo.

Los humanos y otros huéspedes definitivos se infectan después de la ingestión de metacercarias infecciosas (Moazeni & Ahmadi, 2016).

Una vez que los rumiantes u hospedadores definitivos ingieren el forraje o aguas infectadas con metacercaria, inicia un nuevo ciclo en el tubo digestivo y al estar en contacto con el jugo gástrico, el ácido permite que la membrana o envoltura que rodea a la metacercaria se

disuelva dejando en libertad a la larva joven o fasciola juvenil. En esta nueva etapa, el parásito atraviesa la pared intestinal hasta alojarse en la cavidad abdominal, posteriormente el peritoneo y a la cápsula de Glisson, para más tarde penetrar en el hígado en donde migra por el parénquima durante cinco a seis semanas, transcurrido este tiempo se instalan finalmente en los conductos biliares donde alcanzan un estado adulto en un tiempo aproximado de tres meses, para finalmente iniciar el proceso de oviposición, los cuales son evacuados junto con las heces al medio externo propagando la infección e iniciando un nuevo ciclo del parásito (López, 2017).

Tabla 2. Ubicación de los diferentes estadios de la fasciola.

Ubicación de los diferentes estadios de Fasciola hepática	
Localización	Estadio de F. hepática
Heces - Aguas Estancadas	Huevos – miracidio
Caracoles: <i>Lymnaea viatrix</i> y <i>L. columella</i>	Miracidio, esporocisto, rédia, cercaría
Agua – Plantas	Cercaria – metacercaria
Peritoneo y parénquima hepático	Fasciola juveniles
Conductos biliares	Forma adulta de Fasciola

Fuente: Manrique y Cuadros, (2002)

Zona geográfica

La fasciolosis bovina puede ser una enfermedad asociada con regiones particulares, generalmente existen problemas epidemiológicos en granjas individuales. Por lo general, se encuentran los siguientes factores que promueven la transmisión de la fasciolosis bovina (Knubben & Torgenson, 2015):

Los hábitats de caracol están presentes en los pastos utilizados para el ganado joven (antes del primer parto) o solo para vacas secas. Los pastizales para vacas lecheras no se ven afectados.

Los hábitats de caracol están presentes en pasturas individuales utilizadas para vacas lecheras.

Los hábitats de caracol están presentes en los campos de heno.

La transmisión de *F. hepática* está vinculada al huésped intermedio, este caracol se encuentra en suelos arcillosos húmedos, especialmente lisos y firmes.

Los hábitats preferidos son aguas poco profundas, zanjas, bancos de corrientes de movimiento lento, pantanos de primavera, los pozos y los tanques de riego de ganado pueden proporcionar hábitats adecuados.

La transmisión de *F. hepática* dependen no solo de la humedad y el estado del suelo, sino también de la temperatura y la radiación solar.

Patogenia

Las lesiones producidas por *Fasciola hepática* evolucionan en dos fases:

- La fase de migración intraparenquimatosa, el aspecto de la lesión varía con el grado de infección y con la especie animal considerada.
- La fase de colangitis, en donde las duelas adultas están en los canalículos biliares

Se encuentran descritas las siguientes formas clínicas de fasciolosis (Olivera & Velázquez, 2016):

Fasciolasis aguda: se caracteriza por un hígado tumefacto con numerosas lesiones, hemorragias en el parénquima, producidas por la migración de los parásitos inmaduros durante las primeras 8 semanas post-infección, estas hemorragias provocan anemia en el hospedador

En infección masiva del parénquima hepático es un enorme coágulo de sangre, de color rojo oscuro, excavado de túneles y de bolsas hemorrágicas, Se puede ver además tractos hemorrágicos en la pared parietal del peritoneo. La migración puede tener lugar hacia el páncreas, a través del diafragma o por la circulación hacia los pulmones.

Fasciolasis subaguda: siendo el grado de infección menor y menos grave; se desarrollan lesiones inflamatorias, hemorrágicas, se observan manchas irregulares de coloración amarillo-grisácea, a nivel hepático. La muerte puede ser debida a fallas en el funcionamiento hepático y a una anemia severa.

Fasciolasis crónica: se caracteriza por el establecimiento de parásitos adultos en los conductos biliares, en donde se alimentan de sangre y detritus de tejidos pudiendo localizarse también en vesícula. Estos ejercen acción irritativa en los conductos biliares debido a la presencia de las espinas, que son la causa de la colangitis crónica y la fibrosis hipertrofia del hígado. La lesión más significativa aparece en la vasculatura hepática, presentándose una flebitis de la vena porta; Los ganglios linfáticos hepáticos tienen una coloración marrón oscura y están agrandados. Se puede ver animales con edemas subcutáneos, ascitis, caquéticos y con hipoalbuminemia.

Fasciola hepática puede tener localizaciones erráticas en los pulmones o en el bazo, dando lugar a la formación de nódulos quísticos que contienen uno o dos parásitos adultos.

Signos clínicos

La infección por F. hepática ocurre en dos etapas.

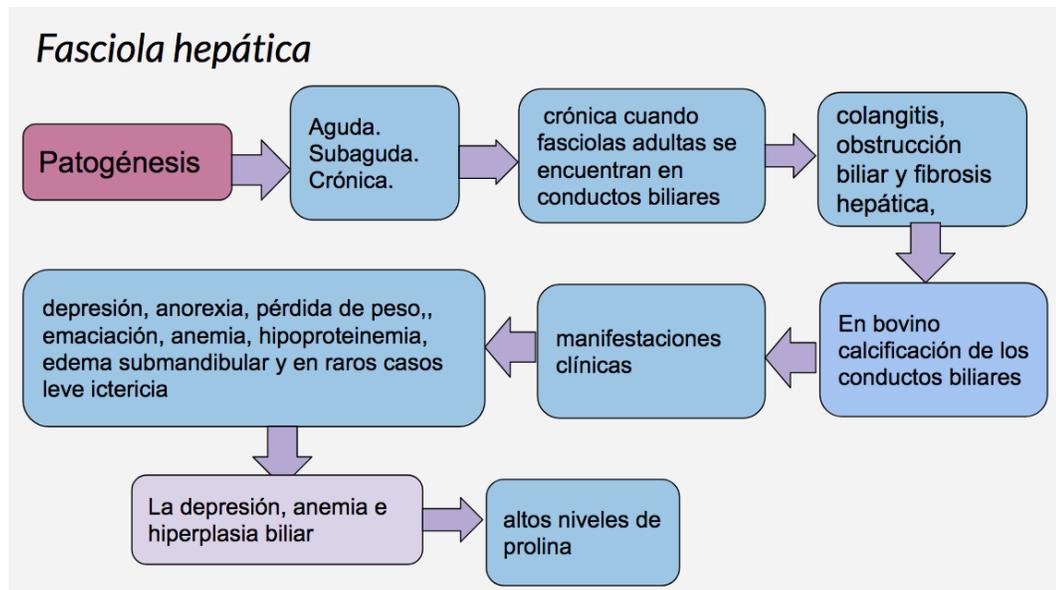
La primera etapa se llama etapa hepática, en la cual el parásito perfora el parénquima hepático y migra hacia las radículas biliares. El inicio es aproximadamente 3 meses después de la ingestión de alimentos contaminados. La mitad de los pacientes son asintomáticos. Los casos sintomáticos muestran signos clásicos de fiebre, urticaria, dolor en el cuadrante superior derecho, hepatomegalia, hipergammaglobulinemia y eosinofilia marcada. Además, se pueden observar hepatitis leve, hemorragia subcapsular, necrosis hepática y formación de abscesos.

La segunda etapa biliar generalmente compromete el dolor intermitente del cuadrante superior derecho con o sin colangitis, colelitiasis y eosinofilia (Wen & Soo, 2009).

Tabla 3

Fasciolosis aguda Tipo I	Los animales mueren repentinamente sin síntomas previos.
Fasciolosis aguda Tipo II	Los animales mueren pero antes presentan signos clínicos como ascitis, palidez de las mucosas, deterioro físico.
Fasciolosis subaguda	Los animales pueden presentar somnolencia prolongada, anemia e incluso morir.
Fasciolosis crónica	Presentan signos de pérdida de peso y edema ventral

Figura 10. Patogénesis de fasciolosis por *Fasciola hepática*



Fuente: Elaboración propia a partir de Olivera & Velázquez (2016); Paucar (2008).

Diagnóstico

Cambios sanguíneos

- Anemia (eritrocitos, hemoglobina, hematocrito, hierro, índices hematimétricos) producida por los hematófagos y las sustancias tóxicas liberadas por el trematode destruyen eritrocitos circulantes
- Hipoproteinemia originará edemas y ascitis.
- Colestasis (bilirrubina total y directa, actividades de fosfatasa alcalina ALP y gammaglutamil transferasa GGT),
- Inflamación (leucocitosis, AST)
- Eosinofilia, aparición de antiparasitarios naturales
- Elevación de anticuerpos (gamma globulinas).
- Insuficiencia hepática (protrombina, glucosa, albúminas y proteínas totales)

Diagnóstico de laboratorio

La prueba diagnóstica más utilizada es una prueba ELISA que detecta anticuerpos contra productos antigénicos de *F. hepática* adulta. El examen de heces en busca de óvulos y parásitos en la etapa biliar también puede conducir al diagnóstico, pero a menudo es negativo. Las técnicas radiográficas como la tomografía computarizada (TC) y la ecografía (EE. UU.) A menudo se utilizan para levantar la sospecha o confirmar el diagnóstico y se usan ampliamente como seguimiento durante y después del tratamiento (Wen & Soo, 2009).

En la biopsia hepática se ha encontrado necrosis focal, granulomas parasitarios y eosinofilia hepática. La copro-detección de los antígenos de *Fasciola* por el método de Espino es muy recomendable, complementado con el Western blot de los casos ELISA-positivos. Si se considera que los huevos están presentes en las heces sólo en la etapa tardía de la enfermedad, las pruebas serológicas son particularmente útiles en los niños. Lo único seguro es tener en mente esta enfermedad, que no es rara, sino más bien poco conocida por nuestros médicos y mal diagnosticada en el laboratorio (Bravo & Martínez, 2005).

Diagnóstico anatomo-patológico

Las lesiones producidas por *F. hepática* ocurren en el hígado y pueden describirse separadamente, como las producidas por la migración de sus larvas, que nos dan fibrosis y debidas a fasciolas maduras en los conductos biliares, causando una colangitis hiperplásica. Las fasciolas jóvenes pueden producir peritonitis en su migración hacia el hígado. También vemos los conductos biliares aumentados de tamaño y engrosados, se pueden llegar a encontrar fasciolas de 3,5 x 1 cm (Radostits & cols, 2002). Lo más significativo es la lesión que se aprecia en la vasculatura hepática, presentándose una flebitis de la vena porta, generando como consecuencia una hipertensión portal (Cordero del Campillo & cols, 1999).

En los conductos biliares se observa una colangitis hiperplásica, producida por las espinas y ventosas de los parásitos adultos sobre la mucosa. En ganado vacuno es característica la calcificación distrófica de los conductos biliares que aparecen dilatados, engrosados y con depósitos calcáreos, entre las 10-20 semanas post-infección, con la presencia de fasciolas adultas (Runco, 2011).

Figura 11. *Fasciola hepática* en hígado



Fuente: Castillo, (2018)

Diagnóstico coprológico

El diagnóstico coprológico se basa en la puesta en evidencia en las heces de las formas inmaduras de los parásitos, en las fases tempranas de la infección, o de los huevos, cuando el parásito completa su ciclo biológico.

- Detección de huevos de *F. hepática* en materias fecales. En casos de fasciolosis crónica la detección de huevos del parásito en materias fecales es el método más usado y más práctico. (Fuentes, 2015).
- Los métodos se basan en la concentración de los huevos de *fasciola hepática* de las materias fecales, para ser visualizados en la lupa. Estos métodos se basan en la flotación, sedimentación o en el tamizado de materias fecales. (Fuentes, 2015)
- Técnica de Flotación: Se utilizan soluciones saturadas de alta densidad (mayores de 1300) con sulfato de zinc o sulfato de magnesio. Estas soluciones hacen flotar los huevos favoreciendo su visualización.(Fuentes, 2015)

Estos métodos tienen la desventaja que las sustancias usadas son corrosivas para metales y pueden deformar o destruir los huevos.(Fuentes, 2015)

- Técnica de Sedimentación. Se basa en que el tiempo de caída de los huevos de *F. hepática* en el agua es de 100 mm/minuto, más rápido que el de la caída de detritos de las materias fecales. El tiempo de sedimentación debe de ser de 3 a 4 minutos (no más). La sedimentación de los huevos puede ser auxiliada con el uso de soluciones jabonosas que ayudan a desprender los huevos de las materias fecales. (León, 2015).
- Tamizado de materias fecales Se basa en el tamaño de los huevos y el uso de mallas de distintas aberturas que retengan el material grueso, deje salir el fino, reteniendo los huevos de *Fasciola hepática*. Tienen que ser con mallas que tengan no más de 56 micras de abertura. Este método tiene la ventaja de que se pueden trabajar mayores volúmenes de materias fecales aumentando su representatividad y la posibilidad de encontrar huevos. Es un método más rápido. (Fuentes, 2015).

Para la aplicación de cualquiera de estas técnicas es muy importante la extracción de la muestra. La infección de los animales de un rodeo no es siempre uniforme por lo tanto es conveniente sacar muestras individualizadas y del mayor número posible de animales.

La muestra debe de ser enviada lo antes posible al laboratorio para ser procesada (Fuentes, 2015).

Decomiso de órganos

DECOMISO TOTAL Los principales, según su nivel de incidencia: los neoplasmas (0.135 %), las inflamaciones (0.089 %), las bajas AM (0.066 %), las pigmentaciones (0.047 %, sin incluir la ictericia), las septicemias (0.036 %), las lesiones (0.024 %) y los abscesos (0.016 %). Contrariamente, HERENDA y FRANCO (1991) citan como causas más frecuentes, las siguientes: la caquexia (0.161 %), las contusiones (0.048%), las peritonitis-enteritis-artritis (0.033 %), los neoplasmas (0.026 %), los abscesos (0.014 %) y las septicemias (0.014 %). (Neiva. 2019)

DECOMISO PARCIAL: sólo se han decomisado vísceras y concretamente, hígados (17.7 %), pulmones (14 %) y bazos (6.1 %), del total de animales sacrificados. Esta elevada tasa de DP en los despojos es debida a que casi la cuarta parte del ganado sacrificado presenta alguna causa de decomiso parcial en estas vísceras: calicosis, hidatidosis, hepatitis y granulomas en hígados y neumonías en pulmón. (Neiva. 2019)

DECOMISO DE HÍGADO: La presencia de abscesos, hepatomegalias, adherencias, degeneración grasa y telangiectasias esta última se presenta en diferentes grados de afectación del tejido o parénquima hepático también presencia de quistes o nódulos parasitarios en el hígado imponen el decomiso del hígado para uso industrial

DECOMISO DE VÍSCERAS BLANCAS: Quistes parasitarios, presencia de parásitos, enteritis, adherencias neoplasias, malformaciones, mal posición, obstrucciones gástricas y abscesos.

Tratamiento

Una alternativa más ecológica es llevar patos al predio, que consumen el caracol e impiden que la larva de la fasciola se desarrolle.

Otra forma de evitarlo es drenando los vallados o aguas estancadas, haciendo un control periódico del potrero para localizar el huésped del parásito.

Cuando el animal comienza a mostrar signos del parásito, se hace necesario un examen coprológico para detectar la presencia de huevos en el excremento del animal. Una vez se comprueba la infección, se deben manejar el tratamiento a base de triclabendazol, rafoxanida, nitroxinil, albendazol; el mejor es el triclabendazol porque afecta las formas inmaduras pero tiene un tiempo de retiro prolongado (Guerrero, 2016).

Tabla 3

FÁRMACO	VIA DE ADMINISTRACIÓN	DOSIS
Albendazol	Oral	10 mg/kg
Ricobendazol	Subcutánea- Intramuscular	7.5 mg/kg
Closantel	Subcutánea	5 mg/kg
Clorsulon	Subcutánea	2-7 mg/kg
Triclabendazol	Oral	12 mg/kg

Medidas de control

Resultan efectivas las siguientes medidas de control (Olivera & Velázquez, 2016):

- Se puede lograr un control de las poblaciones de parásitos, de manera que no excedan los niveles compatibles con una producción eficiente, provocando que las pérdidas productivas no ocurran o sean mínimas.
- Medidas destinadas a prever o limitar el contacto entre el parásito y su hospedador definitivo o intermediario.
- Reducir el número de fasciolas en el hospedador y de esa manera reducir la cantidad de huevos eliminados y así prevenir la infección de los caracoles.
- Reducir las poblaciones de caracoles *Lymnaea* para evitar la dispersión de los parásitos por su hospedador intermediario continuando así su ciclo.

Empleo de molusquicidas:

Aplicar antes del período de lluvias y al final Productos utilizados:

- Sulfato de Cu: 10-35 kg/Ha en sol acuosa al 4%
- Pentaclorofenato de Sodio: 5 ppm, 20 kg/Ha en sol. acuosa 0.1%
- Cianuro de calcio: 225-300 kg/Ha
- N-tritiomorfolina: 0.45 kg en 600 lt/Ha
- Reducción de la infección del ganado por prácticas de manejo (disminución de la infección por metacercarias en el pasto y/o agua)
- Rotación de potreros
- Delimitar las áreas de mayor contaminación de metacercarias (uso de cercas, evitar pastoreo en esas zonas)
- Construcción y uso de bebederos
- Evitar que los ovinos pasten en las áreas de los bovinos
- Buena alimentación del rebaño

En Colombia mediante la Resolución 240 de 2013 se regula el proceso de inspección en plantas de beneficio animal, éste deberá ser tenido en cuenta por todos los profesionales inspectores para identificar animales y órganos afectados por tremátodos:

Ante-mortem: requisitos de inspección.

El Inspector debe prestar especial atención al comportamiento de los animales y para ello verificará:

1. La forma de permanecer en pie y en movimiento.
2. El estado de nutrición.
3. La reacción al medio ambiente.
4. El estado de la piel y mucosas.
5. El aparato digestivo: salivación, rumia, consistencia y color de las heces.
6. El aspecto del sistema urogenital, incluida la vulva, las glándulas mamarias, el prepucio y el escroto.
7. El aparato respiratorio: orificios de la nariz, membranas mucosas, mucosidad nasal, secreciones por los ollares, frecuencia y tipo de respiración.
8. Las lesiones, tumefacciones o edemas.
9. La temperatura corporal de los animales sospechosos o evidentemente enfermos.

Post-mortem: requisitos de inspección.

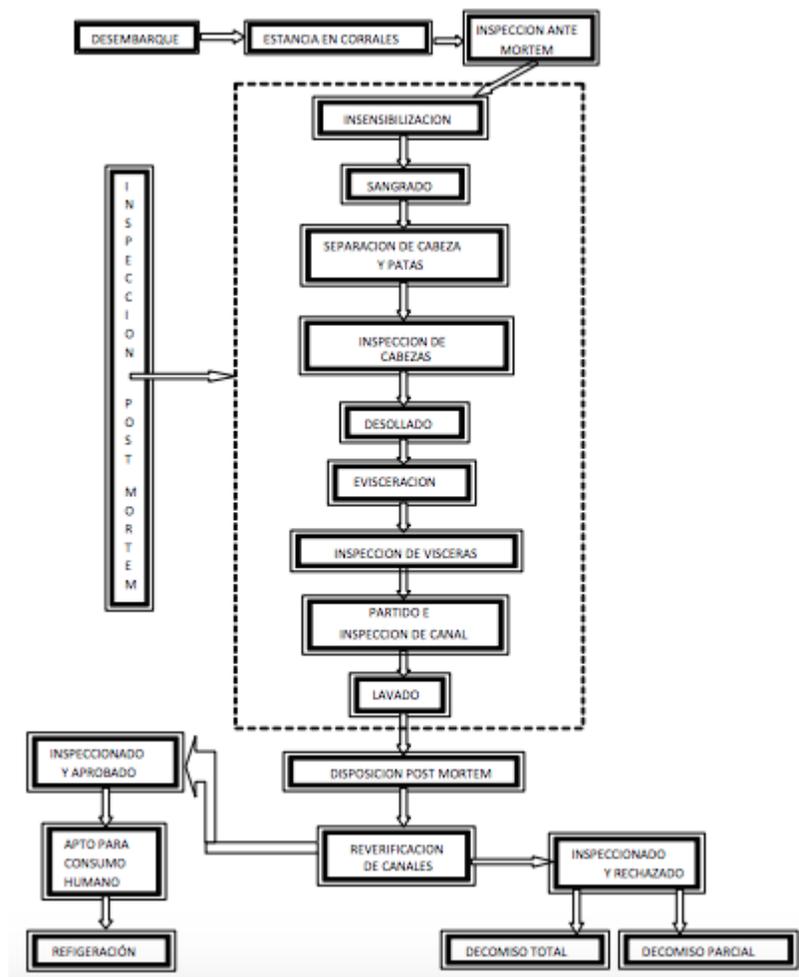
El examen post-mortem de los animales comprenderá la evaluación de:

1. Sangre.
2. Extremidades: Pezuñas, piel.
3. Cabeza (lengua, paladar, labios, encías, maseteros internos y externos y faringe, ganglios linfáticos, ojos, ollares y senos paranasales).

4. Vísceras blancas (estómago e intestinos, omentos y ganglios linfáticos de la región).
5. Órganos urogenitales, riñones, vejiga y ganglios linfáticos de la región.
6. Vísceras rojas (tráquea, esófago, pulmones, corazón, hígado, páncreas, bazo y ganglios linfáticos respectivos).
7. Canal, incluyendo diafragma y los ganglios linfáticos de las diferentes regiones.

La inspección post-mortem podrá apoyarse en procedimientos de evaluación tales como la observación macroscópica, la palpación, la incisión y pruebas de laboratorio.

Figura 12. Diagrama de flujo de la inspección de bovinos en planta



Fuente: Sader, (2019).

Hígado.

La inspección del hígado se realizó mediante examen visual, palpación e incisión del órgano. La infección por Fasciola se juzgó en función del agrandamiento del hígado con áreas irregulares, elevadas y / o deprimidas, decoloraciones de azul oscuro a negro, dureza en la consistencia y durante la incisión cuando se observaron duelas hepáticas con estructuras morfológicas de cuerpos planos, formas ovales y ventosas en los lados ventrales (Yatswako & Alhaji, 2017).

Aparato gastrointestinal.

La inspección del aparato gastrointestinal comprende examen visual y palpación de los estómagos y los intestinos e igualmente de los ganglios linfáticos mesentéricos, efectuando no menos de diez (10) incisiones. En la fase preparatoria debe hacerse una atadura del recto en su parte caudal y de la misma manera de la uretra. Se amarrará el duodeno próximo al píloro con dos (2) ataduras separadas y se harán los cortes para separar estómago de intestinos. Para el control de Encefalopatía Espongiforme Bovina (EEB) se debe retirar la porción final del intestino delgado (íleon) (Resolución 240 de 2013).

Toma de muestras

Toma de muestras en finca: coprológica (materiales y método)

Las heces destinadas al examen parasitológico deben recogerse del recto. La defecación se estimula a través del reflejo anal introduciendo dos dedos y friccionando la ampolla rectal mediante movimientos circulares. (Fiel, Steffan & Ferreyra 2011).

Las muestras deben extraerse individualmente, identificarse y remitirse al laboratorio para su análisis. Esto permite apreciar si hay animales con conteos más altos que otros, indicando el comienzo de una infección.

Debe tenerse cuidado en la elección de los animales a muestrear, debiendo identificarse aquellos con síntomas. Se debe tener en cuenta que los animales con diarrea hacia el final de la enfermedad pueden evidenciar una disminución en los recuentos y enmascarar la verdadera carga parasitaria.

La cantidad de materia fecal a remitir debe ser de 40-60 gr. dado que los huevos no se hallan distribuidos homogéneamente.

Las muestras pueden ser remitidas en bolsas de polietileno de 20 x 30 cm, procurando extraer el aire antes de cerrarlas para retardar la maduración y eclosión de los huevos.

El número de muestras a extraer debe ser representativo del total de animales que pastorean en el potrero o comparten el lote. La capacidad del laboratorio es otra limitante para determinar el número de muestras. La experiencia indica que entre 10-20 muestras por lote da una buena aproximación acerca de lo que ocurre, en especial cuando se trata de muestreos seriados. (Fiel, Steffan & Ferreyra 2011).

El método de Dennis para la detección de huevos en *Fasciola hepatica*, en heces de bovinos arrojó un gran número de resultados falsos negativos, frente a los encontrados por el método de observación directa post mortem, en la planta de sacrificio.

La técnica coprológica referida no presenta la sensibilidad suficiente, para ser utilizada como método único de diagnóstico de *F. Hepática*, más aún si se utiliza sólo una muestra. Esta técnica nos es útil para el diagnóstico de fasciolosis cuando la enfermedad es aguda o durante el período prepotente; es decir, entre el momento de la infección y la producción de huevos. (Alvares, s.f.)

Toma de muestras en planta de beneficio: órganos

Se deben hacer cortes delgados de máximo 1 cm. de grosor desde la superficie hasta la mitad del espesor del órgano a examinar. Seleccione fragmentos de tejido lesionados o que contengan el parásito y tejido normal. Haga unos cortes transversos para obtener trozos del tamaño de un pequeño cubo (3 x 1 cm.).

Coloque los tejidos seleccionados en un frasco boca ancha, tapa rosca con cierre hermético (evitando fugas del líquido) y en solución de formol al 10%. La relación debe ser 1 parte de tejido por 10 de formol. Los tejidos huecos como intestino, vejiga, útero deben ser abiertos para que se produzca una buena fijación. Los cortes de vísceras sólidas deben hacerse perpendicularmente a la superficie para demostrar su estructura anatómica e incluir el borde natural de la víscera. Si hay lesiones focales o pequeñas remítalas, incluyendo en el corte parte de tejido sano.

Adjuntar el listado de los órganos remitidos, incluir la extensión, color, consistencia de los tejidos, etc. Las muestras conservadas en Formol al 10% no requieren refrigeración por lo que se enviarán al laboratorio a temperatura ambiente (Manual de recolección de muestras de animales.)

METODOLOGÍA

Una revisión sistemática es un tipo de investigación muy importante dado que recopila y evalúa toda la investigación sobre un tema.

Se utilizó una revisión sistemática de artículos científicos, revistas indexadas, libros de metodología de la investigación como técnica exploratoria para la recolección de información relevante sobre los procedimientos existentes, actualizados y efectivos para realizar una revisión de la literatura. Mediante una técnica comparativa se sintetizó la información relevante lo que permitió establecer los pasos o guías necesarias que permitieron la creación de la metodología propuesta de Revisión de la Literatura.

La población a trabajar en una revisión de literatura serán todos los artículos, revistas, libros, etc, que son contemplados para este trabajo

Las bases de datos que se usaron en esta revisión fueron Pubmed, Science direct, Google académico.

Palabras claves como: Trematodes, Fasciola hepática, paramphistomum, planta de beneficio bovina, Dennis, Diagnóstico en coprológico, inspección de órganos.

Periodo de revisión: el periodo comprende desde enero de 2020 hasta junio de 2021

Criterios de inclusión/ exclusión de artículos:

Idioma (Castellano - Ingles - Portugues)

Fecha de publicación (del 2000 hasta hoy en dia)

El diseño epidemiológico

Tamaño muestra/número de sujetos incluidos

Especie/Unidad de estudio (bovinos)

Características de la técnica diagnóstica (Coprológico, identificación de parásitos)

Opiniones de profesionales

Resúmenes o conclusiones de congresos, artículos de opinión

Casos únicos

Artículos escritos después del 2000

Estudios realizados en humanos

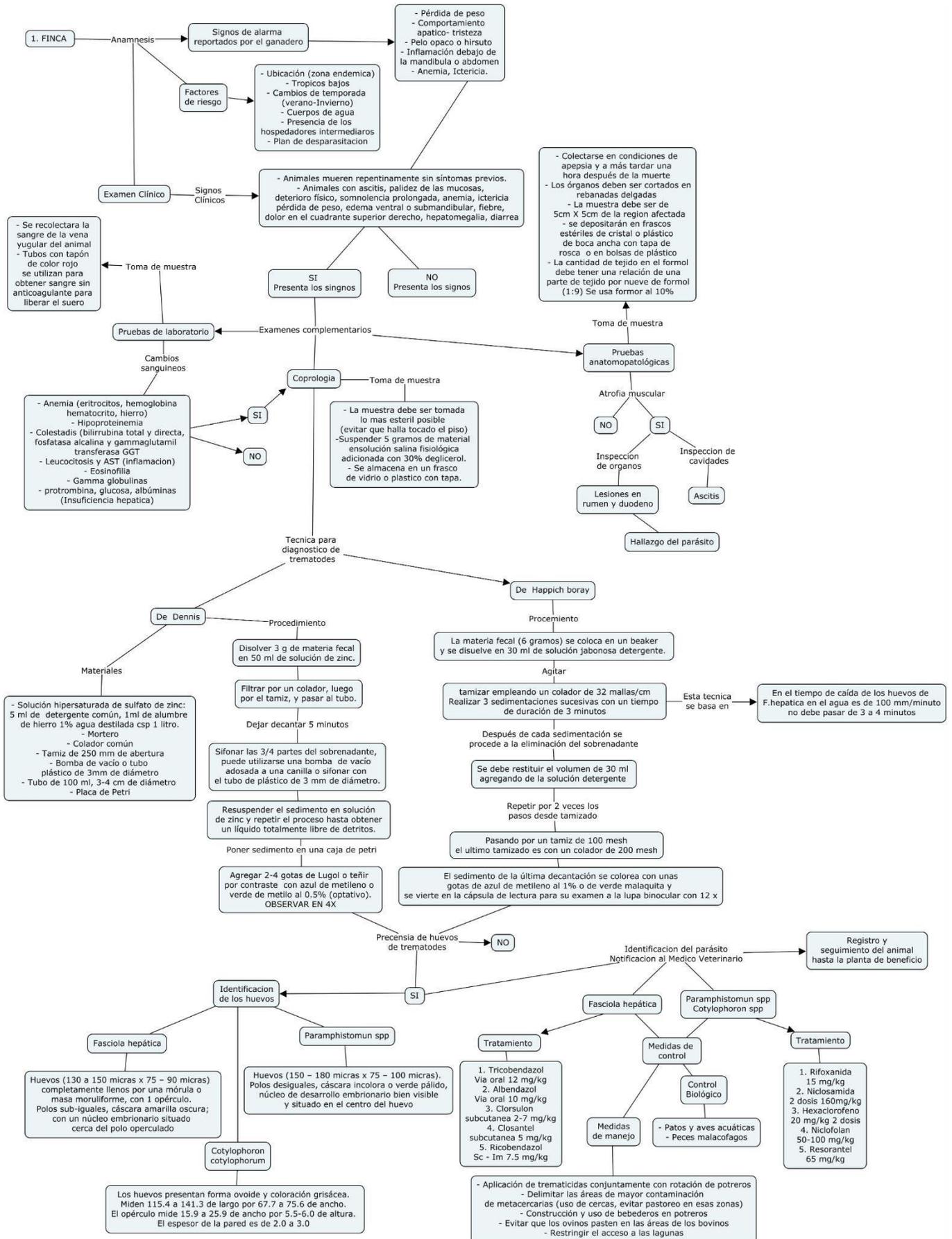
El análisis y síntesis de la información que se recolectó se da por medio de la lectura crítica que permite reconocer el valor agregado de cualquier investigación. nos preguntamos ¿Es interesante o relevante este escrito para mis objetivos?, ¿Son válidos los resultados del estudio? (evitaron errores de sesgos). ¿Cuáles son los resultados y son aplicables para nuestro medio?

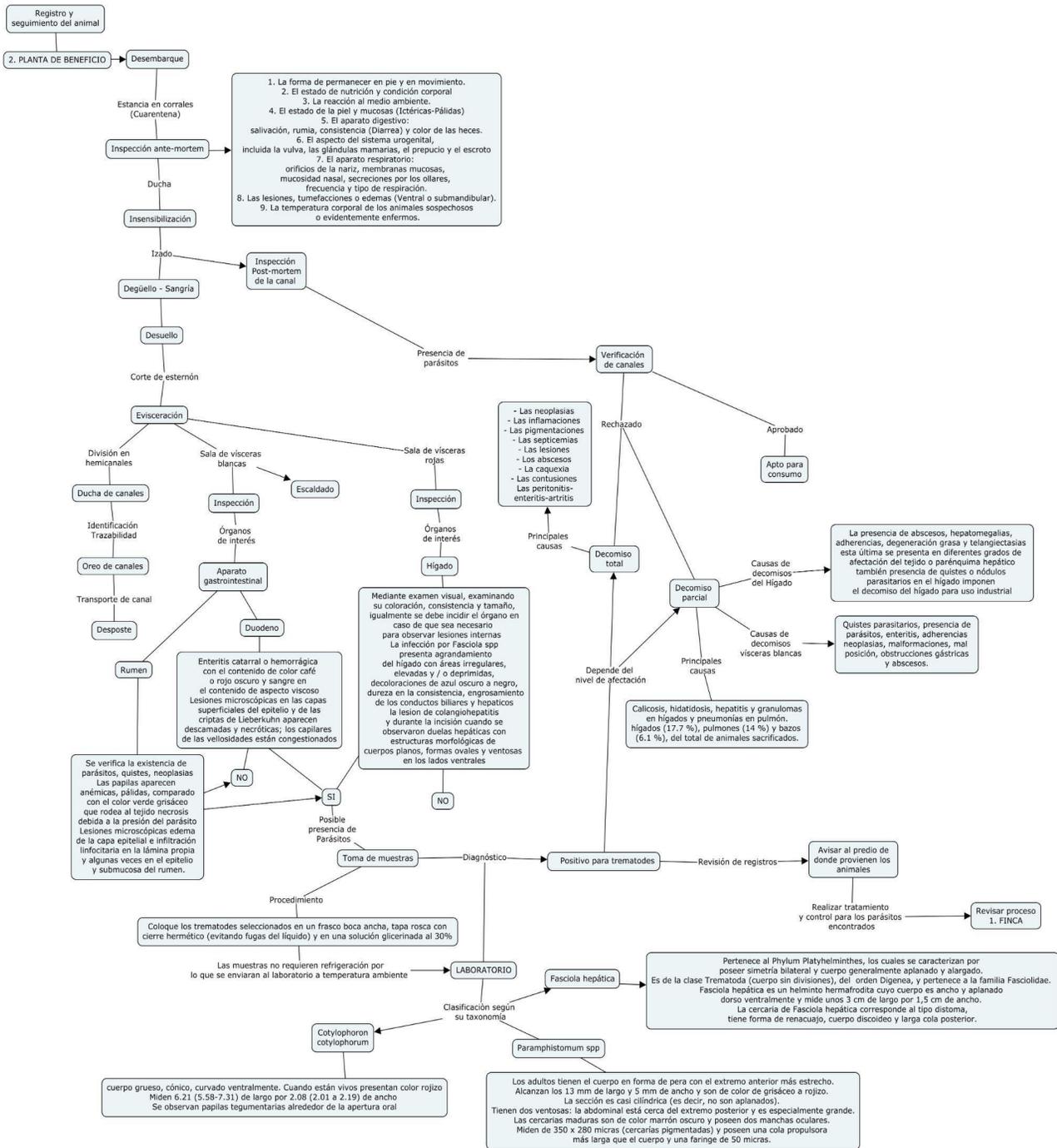
Con la información recolectada será presentado el protocolo de diagnóstico de trematodos en 1 flujogramas con una primera parte de diagnóstico en la finca y una segunda parte sobre el proceso en la planta, observó el animal, examen semiológico o clínico, signos clínicos, toma muestras para laboratorio (procedimiento para las muestras) técnicas de coprológica, recorrer finca, busco hospedadores, se llevan al laboratorio y se identifican. si sale en caso tratamiento y seguimiento, reajuste del programa de control, desparasitante específico

si sale con signos que hay y si no que hago, que hago si sale positivo en coprológico, seguimiento para planta de beneficio, dos puntos de evaluación ante mortem y post mortem, hígado, parásito y si está la presencia de este cortar el órgano recogerlo tomar muestras para ir al laboratorio para identificación de la especie en el caso del rumen, limpiar lavar y revisar y buscar el parásito y si está tomar muestras para el laboratorio

RESULTADOS

El presente trabajo tiene como objetivo proporcionar un protocolo de diagnóstico de trematodes a la ciudadanía dirigido específicamente a los médicos veterinarios encargados del control y verificación de calidad de los animales que llegan a las plantas de beneficios. Este protocolo es tratar de que nuestra está basado en información científica disponible.





El protocolo de diagnóstico de trematodes contempla dos escenarios o puntos de partida

1 La finca y 2 En la planta de beneficio. Empezaremos desde el número 1

1. FINCA: Recolectar todos los datos de la anamnesis, conjuntamente se pregunta si hay signos de alarma que estos son reportados por el ganadero, según las encuestas que se han realizado los signos de alarma más comunes que identifican los ganaderos son - Pérdida de peso - Comportamiento apático- tristeza - Pelo opaco o hirsuto - Inflamación debajo de la mandíbula o abdomen - Anemia, Ictericia. También se deben identificar los factores de riesgo previamente determinados como la ubicación del predio, si se habla de una zona endémica, Cambios de temporada (verano-Invierno), Presencia o no de cuerpos de agua, Presencia de los hospedadores intermediarios y como es el plan de desparasitación en este predio. Después de completar esto, pasamos al examen clínico de los animales relacionando los signos clínicos más comunes producidos por los trematodos que son: animales que mueren repentinamente sin síntomas previos. animales con ascitis, palidez de las mucosas, deterioro físico, somnolencia prolongada, anemia, ictericia pérdida de peso, edema ventral o submandibular, fiebre, dolor en el cuadrante superior derecho, hepatomegalia, diarrea con los signos de alarma reportados por el ganadero. Si los animales concuerdan con los signos clínicos el siguiente paso es hacer exámenes complementarios:

- Pruebas de laboratorio en las cuales si hubiera presencia de parásitos nos mostraría en los resultados: Anemia (eritrocitos, hemoglobina hematocrito, hierro), Hipoproteinemia, Indicios de colestasis por la bilirrubina total y directa, fosfatasa alcalina y GGT, Leucocitosis y AST que indican inflamación, Eosinofílica, Gamma globulinas protrombina, glucosa, albúminas índices de insuficiencia hepática.
- Coprología: En la cual tenemos dos técnicas:
De Dennis: Disolver 3 g de materia fecal en 50 ml de solución de zinc. Filtrar por un colador, luego por el tamiz, y pasar al tubo, dejar decantar por

5 minutos y luego sifonar las 3/4 partes del sobrenadante, puede utilizarse una bomba de vacío adosada a una canilla o sifonar con el tubo de plástico de 3 mm de diámetro después se debe resuspender el sedimento en solución de zinc y repetir el proceso hasta obtener un líquido totalmente libre de detritos se debe poner el sedimento en una caja de petri y luego Agregar 2-4 gotas de Lugol o teñir por contraste con azul de metileno o verde de metilo al 0.5% y observar en el microscopio.

De Happich boray: La materia fecal (6 gramos) se coloca en un beaker y se disuelve en 30 ml de solución jabonosa detergente se debe agitar y tamizar empleando un colador de 32 mallas/cm, Realizar 3 sedimentaciones sucesivas con un tiempo de duración de 3 minutos después de cada sedimentación se procede a la eliminación del sobrenadante luego se debe restituir el volumen de 30 ml agregando de la solución detergente se debe pasar por un tamiz de 100 mesh el último tamizado es con un colador de 200 mesh, El sedimento de la última decantación se colorea con unas gotas de azul de metileno al 1% o de verde malaquita y se vierte en la cápsula de lectura para su examen a la lupa binocular con 12 x.

- Si hay presencia de animales muertos se usa *pruebas anatomopatológicas:* En donde se debe evidenciar si hay atrofia muscular, se debe inspeccionar las cavidades para observar presencia de ascitis y la inspección de órganos buscando lesiones o la presencia del parásito en rumen, duodeno e hígado.

Después de realizadas estas pruebas complementarias el laboratorio deberá reportar si hay presencia de los huevos de los trematodos o incluso si se encontró el parásito en las necropsias se deberá identificar el parásito así como sus huevos, Luego de su identificación se notificará al medico veterinario y depende al trematode se realizarán los tratamientos y medidas de control.

Como medidas de control a tomar se propone el control biológico con patos y aves acuaticas y oeces malacofagos, aplicación de trematocidas conjuntamente con

rotación de potreros, delimitar las áreas de mayor contaminación de metacercarias (uso de cercas, evitar pastoreo en esas zonas), construcción y uso de bebederos en potreros, evitar que los ovinos pasten en las áreas de los bovinos, restringir el acceso a las lagunas.

Para los tratamientos tenemos varias opciones para *Fasciola hepática*

- Tricobendazol Via oral 12 mg/kg
- Albendazol Via oral 10 mg/kg
- Clorsulon subcutanea 2-7 mg/kg
- Closantel subcutanea 5 mg/kg
- Ricobendazol Sc - Im 7.5 mg/kg

Y opciones para *Paramphistomum spp* y *Cotylophoron spp*

- Rifaxanida 15 mg/kg
- Niclosamida 2 dosis 160mg/kg
- Hexaclorofeno 20 mg/kg 2 dosis
- Niclofolan 50-100 mg/kg
- Resorantel 65 mg/kg

Después de instaurar el tratamiento adecuado se debe hacer el control y seguimiento de los animales hasta el punto número 2

2. PLANTA DE BENEFICIO: Aquí los animales llegan y se hace el desembarque, se ponen en corrales de cuarentena, y empieza la inspección ante mortem que comprende.

- La forma de permanecer en pie y en movimiento.
- El estado de nutrición y condición corporal
- La reacción al medio ambiente.
- El estado de la piel y mucosas (Ictéricas-Pálidas)
- El aparato digestivo: salivación, rumia, consistencia (Diarrea) y color de las heces.

- El aspecto del sistema urogenital, incluida la vulva, las glándulas mamarias, el prepucio y el escroto
- El aparato respiratorio: orificios de la nariz, membranas mucosas, mucosidad nasal, secreciones por los ollares, frecuencia y tipo de respiración.
- Las lesiones, tumefacciones o edemas (Ventral o submandibular).
- La temperatura corporal de los animales sospechosos o evidentemente enfermos.

Luego de esta inspección pasan a una ducha, luego a la insensibilización, Izado donde se hace la inspección post-mortem de la canal. Después sigue el degüello - sangría, desuello de hay se hace la evisceración donde se divide la canal va para la sala de oreo y desposte mientras que las vísceras blancas devenir a escaldado, tanto las vísceras blancas como las rojas se deben inspeccionar.

En este caso para el diagnóstico de trematodes se debe poner atención a las lesiones de:

Viseras blancas en el aparato gastrointestinal

- Rumen: Se verifica la existencia de parásitos, quistes, neoplasias, las papilas aparecen anémicas, pálidas, comparado con el color verde grisáceo que rodea al tejido necrosis debida a la presión del parásito, lesione microscópicas edema de la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y submucosa del rumen.
- Duodeno: Enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café o rojo oscuro y sangre en el contenido de aspecto viscoso. Lesiones microscópicas en las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn aparecen descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionados

Viseras rojas como:

- Hígado: Mediante examen visual, examinando su coloración, consistencia y tamaño, igualmente se debe incidir el órgano en caso de que sea necesario para observar lesiones internas. La infección por *Fasciola* spp presenta agrandamiento del hígado con áreas irregulares, elevadas y / o deprimidas, decoloraciones de azul oscuro a negro, dureza en la consistencia, engrosamiento de los conductos biliares y hepáticos la lesión de colangiohepatitis y durante la incisión cuando se observaron duelas hepáticas con estructuras morfológicas de cuerpos planos, formas ovales y ventosas en los lados ventrales.

Después de esta cuidadosa inspección si se evidencian los cambios producidos por el parásito incluso si se encuentra el parásito se deben tomar muestras para el laboratorio el cual deberá clasificar según la taxonomía del parásito entre *Fasciola hepatica*, *Paramphistomum* spp y *Cotylophoron cotylophorum*.

Después de observar la presencia del parásito o las lesiones que causó este en los órganos se determina que el animal es positivo para trematodos donde se procede a la revisión de los registros para saber la procedencia del animal y avisar al predio de donde provienen para realizar tratamientos y control explicados en el punto número 1. y además de esto se deberá valorar si se hace un decomiso total o parcial

- Decomiso parcial del hígado: La presencia de abscesos, hepatomegalias, adherencias, degeneración grasa y telangiectasias esta última se presenta en diferentes grados de afectación del tejido o parénquima hepático también presencia de quistes o nódulos parasitarios.
- Decomiso parcial de vísceras blancas: Quistes parasitarios, presencia de parásitos, enteritis, adherencias neoplasias, malformaciones, mal posición, obstrucciones gástricas y abscesos.
- Decomiso total: Neoplasias generalizadas, inflamaciones, pigmentaciones, septicemias, lesiones, abscesos, caquexia, contusiones, peritonitis-enteritis-artritis

Se determina si se hace decomiso total o parcial y se hace el seguimiento del predio donde provinieron estos animales como se explica en el punto **1 FINCA**

DISCUSIÓN

Terminando con la investigación se encontró que no existe un protocolo para determinar la presencia de trematodos en bovinos que vaya desde la finca hasta la planta de beneficio, lo cual dificulta su investigación, a pesar de ser un problema muy común no hay la suficiente información de cómo realizar la investigación de los parásitos *paramphistomun* y *Fasiola* hepática.

Según el autor Perea es fundamental realizar una revisión periódica del estado de salud de los animales que se encuentran en mayor riesgo de contraer la infestación por los parásitos ya antes mencionados.

En Colombia existe poca información sobre el parásito *Paramphistomum*, pero su presentación ya se encuentra difundida en el territorio colombiano.

CONCLUSIONES

preguntas en campo:

1. ¿Conoce la enfermedad ocasionada por el parásito de la Fasciola hepática?
2. ¿Conoce la enfermedad ocasionada por el parásito Paramphistomum?
3. ¿La finca cuenta con terrenos fácilmente inundables, o con aguas estancadas?
4. ¿Ha notado disminución en el peso de los animales?
5. ¿Ha observado cambios en el comportamiento de los animales?
6. ¿Cómo se encuentra el pelaje de los animales?
7. ¿Se observan inflamaciones bajo la mandíbula o el abdomen?
8. ¿De donde consumen el agua principalmente sus animales?
9. ¿Sabe cómo prevenir y controlar la Fasciola hepática en los animales?
10. ¿Sabe cómo prevenir y controlar el Paramphistomum en los animales?

Preguntas en planta

1. ¿Ha observado acumulación de líquido en las cavidades?
2. ¿Ha observado cambios en el hígado, color, estructura, etc?
3. ¿Ha observado cambios de coloración en el rumen?

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Alvarez A & Boyaca M (s.f.). Comparación de la técnica de Dennis con los hallazgos hepáticos post - mortem para el diagnóstico de la fasciolosis bovina. Recuperado el 20 de Febrero de 2021 de: https://www.jdc.edu.co/revistas/index.php/Cult_cient/article/download/243/265/
2. Bartlett M, Harper K, Smith N, Verbanac P, Smith J. (1978). Comparative evaluation of a modified zinc sulfate flotation technique. *J Clin Microbiol.* 7(6):524-8. Recuperado el 1 de febrero del 2020 de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/566767>.
3. Bermudez, D. (2021). Implementación de protocolos de la distomatosis bovina en la vereda Sisota y Baraya del municipio de guaca, Santander. Universidad cooperativa de Colombia. Bucaramanga. Recuperado de https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/33463/1/2021_implementacion_protocolo_distomatosis.pdf
4. Borszcz, A. (2008) Planorbis: Plants & Shrimps. Recuperado el 31 de enero de 2020 de <https://www.plantsnshrimps.com/caracoles-en-el-acuario/planorbis/>.
5. Bravo, T. & Martinez, J. (2005). Fasciolosis: revisión clínico-epidemiológica actualizada. *Rev Mex Patología Clínica*, Vol. 52, Núm. 2, pp 83-96. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2005/pt052d.pdf>
6. Bravo, T. (2007). Fasciola hepatica: Ciclo biológico y potencial biótico. *Rev Mex Patol Clin*, Vol. 54, Núm. 1, pp 21-27. Recuperado el 22 de diciembre de 2019 de <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2007/pt071f.pdf>.

7. Carvalcorp. (2018). ESTUDIO DE ALGUNAS TREMATODOSIS DEL GANADO VACUNO en Colombia Boletín. recuperado el 17 de marzo del 2020 <http://carvalcorp.com/wp-content/uploads/2018/09/BOLETIN-CLOZAVAL.pdf>
8. Castillo, M. (2018). Fasciola hepática y su interesante ciclo biológico. Blasting News. España. Recuperado el 1 de febrero del 2020 de <https://es.blastingnews.com/ciencia/2018/05/fasciola-hepática-y-su-interesante-ciclo-biologico-002561585.html>
9. Fiel, C. Steffan, P. Ferreyra, D. (2011). Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Área de Parasitología Facultad Cs. Veterinarias. Recuperado de <https://www.aavld.org.ar/publicaciones/Manual%20Diagnostico%20final.pdf>
10. Departamento nacional de planeación. (2016). Construcción de planta de beneficio animal categoría autoconsumo. Bogotá, Colombia. (pag 6) Recuperado el 22 de diciembre de 2019 de <https://proyectostipo.dnp.gov.co/images/pdf/animal/ptanimal.pdf>
11. FAO. (2016). Inspección Post-mortem. SECCIÓN 8. Recuperado el 22 de diciembre de 2019 de <http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/010/y5454s/y5454s09.pdf>
12. Fuentes, M. (2015). Parafistomosis bovina por calicophoron daubneyi en el noroeste de Castilla y León: estudio epidemiológico, lesional y de la respuesta inmunitaria local. Departamento de sanidad animal facultad de veterinaria universidad de león. Recuperado de https://buleria.unileon.es/bitstream/handle/10612/5160/tesis_27005d.PDF;jsessionid=B6DDE9636FF07A9F89628A68A98E5F83?sequence=1
13. Gabrielli, A. (2007). 1. Acción contra las lombrices. OMS. Recuperado el 17 de marzo del 2020 de https://www.who.int/neglected_diseases/preventive_chemotherapy/Newsletter10_spa.pdf?ua=1

14. García, I. Muñoz, A. Aguirre, A. Polo, I. Moreno, A. Refoyo, P. (2008). Manual de laboratorio de Parasitología 8. Introducción a los Helmintos. Trematodos. Reduca (Biología). Serie Parasitología. Pag (67-93). Recuperado el 3 de abril de <http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/781/797>.
15. Giraldo, E. Pérez, J. Aguilar, S. Linares, S. (2016). Prevalencia de fasciolosis bovina en una zona de Caldas Colombia con evidencias de la enfermedad. Recuperado el 15 de Mayo de 2020 de: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-42262016000100016
16. Guerrero, B. (2016). Contexto ganadero, tratamiento y control de la fasciola hepática recuperado el 31 de enero de 2020 <https://www.contextoganadero.com/ganaderia-sostenible/tratamientos-para-prevenir-y-curar-la-fasciola-hepática-en-bovinos>.
17. Huson, K. & Mark, R. (2017). Paramphistomosis of Ruminants: An Emerging Parasitic Disease in Europe. Trends in Parasitology Volume 33, Pages 836-844. recuperado el 25 de diciembre del 2019 de: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2017.07.002>
18. MANUAL DE INSPECCIÓN, VIGILANCIA Y CONTROL SANITARIO DE ALIMENTOS Y BEBIDAS. INVIMA. Versión 1.0. del 2015. (Colombia). Recuperado el 18 de marzo de 2020 de: <https://www.invima.gov.co/documents/20143/1402493/28.+Manual+de+IVC+de+Alimentos+y+Bebidas+basado+en+el+riesgo+para+Las+ETS.pdf>
19. Jadiya, S. Ariff, Z. Nurlaili, A. Sakiinah, A. Izzudin, A. Mursyidah, K. Rita, N & Aida, H. (2017). Fasciola and Paramphistomum infection in large Ruminants. International Journal of Agronomy and Agricultural Research. School of Food Science and Technology, University Malaysia, Terengganu, Malaysia. Vol. 10 , núm. 6 , pág. 19 - 26. Recuperado el 23 de diciembre de 2019 de

https://www.researchgate.net/publication/321300927_Fasciola_and_Paramphistomum_infection_in_large_Ruminants

20. Jiménez, A. (s.f) Fasciola hepatica. Recuperado el 24 de Mayo del 2021 de: http://axonveterinaria.net/web_axoncomunicacion/criaysalud/21/21_fasciola_hepatica.pdf.
21. Kenneth, J. & Ryan, M. (2014). Sherris Medical Microbiology. accessmedicine. 6th Edición. Cap:57. Recuperado el 3 de abril del 2020 de <https://accessmedicine.mhmedical.com/content.aspx?bookid=1020§ionid=56968844>.
22. Kialanda, M. Monteiro, N. Fontes-PereiraI, A. Castillo, R. Fernández, O. Fonseca, O. Percedo, M. (2013). Prevalencia de hígados decomisados y pérdidas económicas por Fasciola sp. en Huambo, Angola. Universidade José Eduardo Dos Santos, Faculdade Medicina Veterinaria. Rev Salud Anim. vol.35 no.2 La Habana. Recuperado de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2013000200003
23. Knubben, G. & Torgerson, P. (2015) Bovine fasciolosis: Control strategies based on the location of Galba truncatula habitats on farms. Veterinary Parasitology Volume 208, Issues 1–2, Pages 77-83. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S0304401714006530>
24. López, L. Romero, J. & Velázquez, L. (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 Rev Medellin Colom Cienc Pecua vol.21 no.1 recuperado el 31 de enero de 2020 de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-06902008000100002.
25. López, I, Artieda, J. Mera, R. Cuadrado, A. (2017) Fasciola hepática: aspectos relevantes en salud animal. Journal of the Selva Andina Animal Science,

Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Cantón Cevallos. Tungurahua - Ecuador. Recuperado en 18 de marzo de 2020, de: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2311-25812017000200006

26. Mage, C. Bourgne, H. Toullieu, J. Rondelaud, D. Dreyfuss, G. (2002). Fasciola hepática and Paramphistomum daubneyi: changes in prevalences of natural infections in cattle and in Lymnaea truncatula from central France over the past 12 years. France. Vet. Res. 33. 439–447. Recuperado el 23 de diciembre de 2019 de https://www.researchgate.net/publication/11075015_Fasciola_hepática_and_Paramphistomum_daubneyi_Changes_in_the_prevalence_of_natural_infections_in_cattle_and_Lymnaea_truncatula_from_Central_France_over_the_past_12_years
27. Manual de recolección de muestras de animales. MANUAL DE RECOLECCION, CONSERVACION Y ENVIO DE MUESTRAS AL LABORATORIO PARA DIAGNÓSTICO DE ENFERMEDADES COMUNES DE LOS ANIMALES. Recuperado de https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/Self-declarations/Archives/Anexo_4._Manual_de_toma_y_remision_de_muestras.pdf
28. Milva, J. Trujillo, M. Cardenas, E. Perdomo, R. Rodriguez, R. (2012). Presence of molluscs of the genus Lymnaea, intermediate host of Fasciola hepatica in the Recreational Park "Los Arroyos" Agua Blanca in the municipality of Portuguesa state. Revista del colegio de médicos veterinarios del estado de Lara, Venezuela. vol 3, Páginas 23 - 27. recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://revistacmvl.jimdofree.com/suscripci%C3%B3n/volumen-3/lymnaea>
29. Moazeni, M. & Ahmadi, A. (2016). Controversial aspects of the life cycle of Fasciola hepática. Volume 169, October 2016, Pages 81-89. Recuperado el 13 de enero del 2020 de: <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S0014489416301461>

30. Morales, G. Pino, L & Rodríguez, V. (2000). Fasciola hepática y Distomatosis hepática bovina en Venezuela. Instituto de Investigaciones Agrícolas, Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Laboratorio de Parasitología Las Delicias, Maracay. Red de helmintología para América latina y el caribe. Recuperado el 1 de febrero del 2020 de <http://helminto.inta.gob.ar/Fasciola/vene8.htm>
31. Morales, G. Pino, L & Sandoval, E. (2017). Diagnósticos diferenciales de Fasciola hepática. recuperado el 24 de Mayo del 2021 de: https://produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/224-Diagnostico_diferencial.pdf
32. Moreno, J. (2018). Trematodos, Trematoda, características, tipos y ejemplos. Paradais sphynx recuperado el 31 de enero de 2020 de <https://invertebrados.paradais-sphynx.com/platelmintos/trematodos-trematoda.htm>.
33. Moura, J. Rodríguez, D. Correa, M. (2012). Reproducción experimental del ciclo biológico de Paramphistomum spp. Tesis de grado. Universidad de la República (Uruguay). Facultad de Veterinaria. Recuperado el 22 de diciembre de 2019 de <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/19855/1/FV-29631.pdf>.
34. Mussart, N. Coppo, J. (2009) Indicadores sanguíneos de daño hepático en novillos cruza cebú parasitados por Fasciola hepática. Rev. vet. 20: 2, 81–85.
35. Neiva, G. (2019).1. Manual de inspección y causas de decomisos de vísceras rojas y vísceras blancas. Universidad cooperativa de Colombia Arauca. Recuperado de https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/13273/1/2019_manual_inspeccion_causas.pdf
36. Oliveira, H. & Velásquez, D. (2016). Efectos sobre la ganancia de peso en borregos de raza ideal naturalmente infectados con fasciola hepática. Universidad de la república. Montevideo, Uruguay. Recuperado el 1 de febrero del 2020 de

<https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/10309/1/FV-32184.pdf>

37. Ortiz, L. Ospina, C, Peláez, V. Zapata, M. Botero, C. Gómez, M. Restrepo, J. (2015). Parasitismo intestinal. Prevalencia de parasitosis intestinales y factores relacionados, en varias poblaciones del oriente antioqueño. *Biomédica*;35(Supl.4) Recuperado el 9 de marzo del 2020 de 3102-Texto del manuscrito completo (cuadros y figuras insertos)-13360-1-10-20151020.pdf
38. Ozdal, N. & Lihan, F. (2010). Prevalence of Paramphistomum infection in cattle and sheep in Van Province, Turkey. Department of Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, University of Yuzuncu. *Helminthologia*, 47, 1: 20 – 24.
39. Perea, M. Díaz, A. Pulido, M. Bulla, D. (2018). Fasciolosis: una enfermedad emergente. Universidad pedagógica y tecnológica de Colombia. Recuperado el 9 de marzo del 2020 de 8623-Texto del artículo-25279-7-10-20190218.pdf.
40. Periago, V. Valero, A. Panova, M. (2006). Phenotypic comparison of allopatric populations of *Fasciola hepática* and *Fasciola gigantica* from European and African bovines using a computer image analysis system (CIAS). *Parasitol Res* 99: 368. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2072/10.1007/s00436-006-0174-3>
41. Piña, X. (2013). Paramphistomosis bovina. Universidad de cuenca facultad de ciencias agropecuarias. recuperado el 25 de diciembre de 2019 de <https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/431/1/TESIS.pdf>
42. Paucar, S. (2008). Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. Lima-Perú. Universidad nacional mayor de san marcos, facultad de medicina veterinaria. recuperado el 13 de enero del 2019 de http://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/cybertesis/661/paucar_ss.pdf?sequence=1&isAllowed=y

43. Ramírez, F. (2009). La paramphistomosis ruminal, situación actual. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Nariño". Mexico-Torreon. Recuperado el 3 de abril de <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2998/FELIPE%20HUMBERTO%20RAMIREZ%20DORANTES.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
44. Resolución 2040. (2013). Ministerio de salud y protección social. pag 32. recuperado el 14 de enero del 2020 de https://docs.supersalud.gov.co/PortalWeb/Juridica/OtraNormativa/R_MSPS_0240_2013.pdf
45. Rodriguez. H. (2009). La paramphistomosis ruminal, situación actual. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro" recuperado el 31 de enero de 2020 de <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2998/FELIPE%20HUMBERTO%20RAMIREZ%20DORANTES.pdf?sequence=1>.
46. Rojas, D. Cartin, J. (2016).1. Prevalencia de fasciola hepática y pérdidas económicas asociadas al decomiso de hígados en tres mataderos de clase a de costa rica. Agronomía Costarricense. 53-62. Recuperado el 17 de marzo del 2020. http://www.mag.go.cr/rev_agr/v40n02_053.pdf.
47. Roman, A. (2019). Parasitosis por Fasciola y Nematodos: Abordaje con Nitroxinil. Recuperado el 19 de marzo del 2020 de: <https://labovejero.es/actualidad/blog-vet/abordaje-de-las-parasitosis-causadas-por-fasciola-y-nematodos-con-nitroxinil/>
48. Roman, T. (2016). Tipos de parásitos gastrointestinales en bovinos según categoría zootécnica. Facultad de industrias agropecuarias y ciencias ambientales. Ecuador. Recuperado el 22 de diciembre de 2019 de <http://181.198.77.143:8080/bitstream/123456789/510/1/305%20Tipos%20de%20par%c3%a1sitos%20gastrointestinales%20en%20bovinos%20seg%c3%ban%20categor%c3%ada%20zoot%c3%a9cnica.pdf>

49. Runco, L. (2011). Trematodosis (fasciola hepatica y paramphistomum spp.) en ganado de leche y carne en salto y norte de Paysandú: prevalencia y potenciales hospedadores intermediarios. Uruguay. Universidad de la República Facultad de Veterinaria. Recuperado el 13 de enero del 2020 de <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/handle/20.500.12008/19936>
50. Ruiz, J. Marquez, R. Bravo, G. (2000). Bovine fasciolosis in Tabasco, Mexico. *Veterinary Parasitology*. Volume 81, Issue 2, Pages 119-127. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S0304401798001526>
51. Sanabria, R. & Romero, J. (2008). Review and update of paramphistomosis. Argentina. *Helminthologia* 45(2):64-68. Recuperado el 13 de enero del 2020 de https://www.researchgate.net/publication/226921645_Review_and_update_of_paramphistomosis
52. Salas, L. (2004). Prevalencia del parásito del rumen (*Tarapostomum* sp) en bovinos sacrificados en el camal de Tingo María. Universidad Nacional Agraria de la Selva Facultad de Zootecnia. Perú. recuperado el 1 de febrero del 2020 de <http://repositorio.unas.edu.pe/bitstream/handle/UNAS/870/ZT-355.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
53. Senasica. (2019). Procedimiento de inspección veterinaria de bovinos en establecimientos TIF para exportación a la Unión Europea. Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria Acuícola y Pesquera. Versión: 03. Recuperado el 14 de enero del 2020 de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/450725/Manual_de_bovinos_Uni_n_Europea_publicado_04-04-2019.pdf
54. Skuce, P. Zadoks, R. & Sargison, N. (2013). Update on rumen fluke and 'other' fluke in UK livestock. Liverpool University. recuperado el 23 de diciembre del 2020 de

<https://www.cattleparasites.org.uk/app/uploads/2018/04/Update-on-rumen-fluke-and-other-fluke-in-UK-livestock.pdf>

55. Tafur, M. (2009). La inocuidad de alimentos y el comercio internacional. Rev. Colomb. Cienc. Pecu. 22:3. Recuperado el 25 de diciembre del 2019.
56. Tehrani, A. Javanbakht, J. Khani, F. Hassan, A. Khadivar, F. Dadashi, F. Alimohammadi, S. & Amani, A. (2013). Prevalence and pathological study of *Paramphistomum* infection in the small intestine of slaughtered ovine. *J Parasit Dis* 39, 100–106. Recuperado el 25 de diciembre del 2019 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2077/article/10.1007/s12639-013-0287-4>
57. Torgerson, R. Macpherson, C. (2011). The socioeconomic burden of parasitic zoonoses: Global trends. *Veterinary Parasitology*. Volume 182, Issue 1, Pages 79-95. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S0304401711004869>
58. Torres, T. Rojas, M. Parafistomidosis. Capítulo 6a recuperado el 01 de febrero de 2020 de <http://mrojas.perulactea.com/libros-del-autor/libro-parasitosis-de-los-rumiantes-domesticos-peruanos/capitulo-6a-paranfistomidosis/>
59. Velástegui, F. & Guerra, J (2012). prevalencia de parasitosis por paramphistomum spp. en ganado bovino del cantón el chaco, provincia del napo. Universidad central del Ecuador recuperado el 01 de febrero de 2020 de <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/335/1/T-UCE-0014-5.pdf>.
60. Wen, S. Soo, H. (2009). US, CT and MRI findings of Fasciola hepática—A case report. *European Journal of Radiology Extra*. Volume 71, Issue 1, Pages e25-e28. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S1571467509000078>
61. Yallico, R. (2016). Determinación de pérdidas económicas por decomisos de hígados infestados por fasciola hepatica en ovinos faenados en el camal municipal

de ovinos. Universidad estatal de bolivia, facultad de ciencias agropecuarias recursos naturales

62. Yatswako, S. & Alhaji, N. (2017). Survey of bovine fasciolosis burdens in trade cattle slaughtered at abattoirs in North-central Nigeria: The associated predisposing factors and economic implication. *Parasite Epidemiology and Control*. Volume 2, Issue 2, Pages 30-39. Recuperado el 14 de enero del 2020 de <https://ezproxy.uan.edu.co:2052/science/article/pii/S240567311630047>