

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA *Fasciola hepatica* EN
CÉRVIDOS DE LA FUNDACIÓN PROTECTORA DE ANIMALES EN
VÍAS DE EXTINCIÓN UBICADA EN LIVINGSTON, IZABAL
DURANTE MARZO, ABRIL, MAYO Y JULIO 2018.**

DIANA ROCÍO SANTOS MORALES

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA, FEBRERO 2020

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA *Fasciola hepatica* EN
CÉRVIDOS DE LA FUNDACIÓN PROTECTORA DE ANIMALES EN
VÍAS DE EXTINCIÓN UBICADA EN LIVINGSTON, IZABAL
DURANTE MARZO, ABRIL, MAYO Y JULIO 2018.**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD
POR**

DIANA ROCÍO SANTOS MORALES

Al conferírsele el título profesional de

MÉDICA VETERINARIA

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, FEBRERO DE 2020

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO: M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
SECRETARIO: Dr. Hugo René Pérez Noriega
VOCAL I: M. Sc. Juan José Prem González
VOCAL II: Lic. Zoot. Miguel Ángel Rodenas Argueta
VOCAL III: Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
VOCAL IV: Br. Luis Gerardo López Morales
VOCAL V: Br. María José Solares Herrera

ASESORES:

M.A. LUDWIG ESTUARDO FIGUEROA
HERNÁNDEZ.
M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA.

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA *Fasciola hepatica* EN CÉRVIDOS DE LA FUNDACIÓN PROTECTORA DE ANIMALES EN VÍAS DE EXTINCIÓN UBICADA EN LIVINGSTON, IZABAL DURANTE MARZO, ABRIL, MAYO Y JULIO 2018.

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A:

MIS PADRES:

Hilmar Santos y Amparo de Santos Por su amor incondicional, por permitirme y sobre todo apoyarme a seguir mis sueños.

AGRADECIMIENTOS

- A MIS PADRES:** Por estar presentes en cada etapa de mi vida, brindarme educación superior y ser un ejemplo de principios y valores.
- A MIS AMIGOS:** A Luisa Daniela González y Ana Gabriela Molina, por su paciencia y apoyo incondicional durante toda la carrera y especialmente en esta fase de ella. A Derick López y Josselyn Esquite por brindarme el impulso a realizar esta investigación.
- A MIS ASESORES Y EVALUADOR:** Por hacer posible el desarrollo de esta investigación.
- A MI HERMANO:** Rubén Santos por enseñarme a perseguir lo que quiero, aunque el mundo crea que no es posible
- AL PERSONAL DE FAE:** Por permitirme llevar a cabo esta investigación en sus instalaciones.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. HIPÓTESIS	2
III. OBJETIVOS.....	3
3.1 General.....	3
3.2 Específicos	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1 Distribución geográfica	4
4.2 Morfología.....	4
4.3 Ciclo biológico.....	5
4.4 Especies susceptibles.....	5
4.5 Aspectos clínicos	6
4.6 Diagnóstico	8
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	10
5.1 Materiales	10
5.1.1 Recursos humanos.....	10
5.1.2 Recursos biológicos	10
5.1.3 Recursos de campo.....	10
5.1.4 Recursos de laboratorio.....	10
5.2 Metodología	11
5.2.1 Diseño del estudio	11
5.2.2 Localización geográfica del área de trabajo	11
5.2.2 Población de estudio	12
5.2.3 Procedimiento de campo	12
5.2.4 Procedimiento de laboratorio.....	12
5.2.5 Análisis de datos	13
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	14
VII. CONCLUSIONES.....	17

VIII.RECOMENDACIONES	18
IX. RESUMEN	19
SUMMARY.....	20
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	21
XI. ANEXOS	25

I. INTRODUCCIÓN

La distomatosis es una enfermedad causada por el trematodo *Fasciola hepatica*, este parásito puede afectar a cualquier mamífero, sin embargo, los rumiantes son el grupo de animales más susceptibles a padecer la enfermedad. (Javitt, Trujillo, Cárdenas, Perdomo, Martín & Rodríguez, 2012).

El ciclo biológico es indirecto, por lo tanto necesita de un hospedero intermediario, que son los moluscos de la familia *Lymnaeidae*, para completar su ciclo. La fase de metacercaria del parásito, es la que ingresa al hospedero definitivo a través de los pastos contaminados. El parásito adulto es de forma foliácea se ubica en los canalículos biliares, causando hiperplasia y fibroplasia en las áreas de estos mismos, en ocasiones puede penetrar el diafragma ubicándose en el parénquima pulmonar. (Javitt et. al., 2012; Ballweber 2016).

Izabal tiene las condiciones ideales para el desarrollo de dicho hospedero intermediario por lo que en esa región se completa el ciclo de *Fasciola hepática*. La fundación protectora de animales en vías de extinción, o por sus siglas FAE, está ubicada dentro de la finca “Hacienda Las Vegas” en el municipio de Livingston, Izabal. En la finca se tiene como producción pecuaria ganado bovino y bufalino. Estas dos especies han tenido historial de distomatosis hepática diagnosticada a través de la necropsia con observación directa del parásito.

Es necesario identificar la presencia del trematodo en cérvidos de la fundación debido a la susceptibilidad de los rumiantes de padecer distomatosis hepática. Este estudio pretende determinar la presencia del parásito y establecerá la carga parasitaria en tres especies de venado (*Axis axis*, *Mazama americana* y *Odocoileus virginianus*) a través del método AMS III.

Este método es eficiente para el diagnóstico de la enfermedad. Es un método de sedimentación en donde se observan directamente los huevos de *Fasciola hepatica* presentes en las heces.

II. HIPÓTESIS

Existe presencia de huevos de *Fasciola hepatica* en venados de la fundación protectora de animales en vías de extinción en Livingston, Izabal.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- Generar información a la FAE acerca del estatus epidemiológico de dicho parásito en tres especies de venados.

3.2 Específicos

- Identificar *Fasciola hepatica* en venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), venado hutzil (*Mazama americana*) y venado chital (*Axis axis*) a través de la técnica de sedimentación AMS III.
- Establecer el grado de infestación de animales cuyo resultado sea positivo al parásito.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Distribución geográfica

La distomatosis hepática es causada por *Fasciola hepatica* y menos frecuentemente por *F. gigantica*, ambos, son parásitos clasificados como trematodos que afectan animales mamíferos incluyendo al humano. El centro de control y prevención de enfermedades (2013), CDC por sus siglas en inglés, reporta que *Fasciola hepatica* es un parásito que se encuentra en más de 50 países, excepto Antártica. Se distribuye en partes de Latinoamérica, el Caribe, Europa, el Medio Oeste, África, Asia y Oceanía.

En Guatemala, Izabal es un departamento que se ha identificado como una zona de alto a mediano riesgo a inundaciones ya que cuenta con cuencas de alta afluencia hídrica que favorece el desarrollo del ciclo biológico. Estrada (2013), indicó que es el tercer departamento con mayor tasa de prevalencia durante el período de enero 2012 a mayo 2013 con un 30.6% en ganado bovino.

4.2 Morfología

La duela del hígado, como la llamó Jean de Brie en 1379, se caracteriza por su forma lanceolada o foliácea, mide de 20-30 mm de largo por 8-13 mm de ancho; tiene una distintiva área cefálica de cono con dos ventosas, una bucal y otra ventral; los huevos son largos (130-150 μm por 60-90 μm), ovoides y no tienen segmentos (Escamilla, 2015; [Medical Specialties Distributors] MSDS, 2001).

a. Ciclo biológico

Los huevos de *Fasciola* son ovipositados en los conductos biliares y se descargan en las heces. La siguiente parte del ciclo biológico se desarrolla en aguas frescas, después de muchas semanas, los huevos liberan el miracidio que ingresa al hospedero intermediario (caracoles que pertenecen a la familia *Lymnaeidae*). En condiciones óptimas, el desarrollo dentro del caracol se completa en 5 a 7 semanas convirtiéndose el miracidio en cercaria, las cercarias abandonan al caracol y enquistan como metacercarias (fase infectiva que puede sobrevivir en el ambiente por períodos prolongados de tiempo) en vegetación acuática u otras superficies (Colin, 2014).

Los mamíferos se infestan al consumir pastos o vegetación contaminada. Después de la ingestión, la metacercaria enquista en el duodeno y migra a través de la pared intestinal, la cavidad peritoneal y el parénquima del hígado a los conductos biliares, en donde se desarrollan y habitan los parásitos adultos (Colin, 2014).

4.4 Especies susceptibles

Byrne et. al (2016) indican que los rumiantes son las especies más afectadas por el parásito. Los rangos de severidad de la distomatosis hepática en los rumiantes van desde devastadores, principalmente en ovejas, alpacas y llamas hasta asintomáticas en ganado bovino. El curso de la enfermedad está determinado por el número de metacercarias ingeridas. La enfermedad en su curso agudo ocurre de dos a seis semanas después de la ingestión de un gran número de metacercarias (usualmente más de 2,000) en un corto período de tiempo (Byrne et. al, 2016; Ballweber, 2016).

Aunque la enfermedad es más común en ganado bovino y ovino también está presente en otros mamíferos como cérvidos, marsupiales, equinos, capibaras, entre otros. Los rumiantes silvestres que comparten pasturas con ganado doméstico son susceptibles a contraer dicha parasitosis (Arias, 2012).

Los reportes, según la edición 2017 del libro “*Hepatobiliary trematodes: Global status*” de Stephen Berger, la enfermedad ha sido descrita en cérvidos tales como venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*), ciervo rojo (*Cervus elaphus*), alce (*Alces alces*), corzo (*Capreolus capreolus*), y gamo común (*Dama dama*). Andrew French et al. (2016) indica que la prevalencia raramente es cuantificada en poblaciones salvajes ya que está limitada a observaciones incidentales.

Sin embargo, en 1974 y 1975 Presidente & McCraw, realizaron un experimento en Ontario, Canadá, en el cual indujeron la infección por *Fasciola hepatica* en venados cola blanca en donde los hallazgos de su estudio indican que el venado cola blanca es más resistente a la infección que el ganado bovino, venado de cola negra (*Odocoileus hemionus*), ciervo rojo (*Cervus elaphus*) y el corzo (*Capreolus capreolus*).

La respuesta a la infección parasitaria en venado cola blanca es similar a la descrita en el cerdo, no obstante, difiere en que el tiempo para eliminar *Fasciola hepatica* es más prolongado que en el cerdo (Presidente et al. 1975).

En venado chital la enfermedad está descrita con el agente etiológico *Fasciola gigantica*. Se ha determinado que la respuesta es similar a la descrita en el ganado bovino y es la segunda enfermedad parasitaria más común en esta especie después de paramphistomiasis tanto en vida libre como en cautiverio (Kumar, 2001; Rao, et al. 1969).

4.5 Aspectos clínicos

En ovejas, la fase aguda ocurre en temporadas y se manifiesta por distensión del abdomen; anemia; y muerte repentina la cual ocurre de dos a seis semanas después de la ingestión. El síndrome agudo se puede complicar con infecciones concurrentes de *Clostridium novyi*, resultando en la “enfermedad negra” (hepatitis

necrótica clostridial), aunque es menos común debido a la vacunación profiláctica de enfermedades clostridiales (Ballweber, 2016).

En la enfermedad subaguda, gran número de metacercarias son ingeridas (500-1,500) en períodos de tiempo más largos, sobreviven de siete a diez semanas, aun en casos de daño hepático severo, sin embargo, las muertes ocurren debido a hemorragias y anemia (Ballweber, 2016).

La distomatosis crónica se puede observar en cualquier temporada pero las manifestaciones clínicas se dan principalmente en invierno. Ocurre como resultado de ingestión moderada de metacercarias (200-500) en períodos de tiempo aún más prolongados; signos incluyen anemia, edema submandibular sin embargo puede ser asintomática (Ballweber, 2016).

Como se mencionó anteriormente, la severidad de la enfermedad depende de la cantidad de metacercarias ingeridas, la fase del desarrollo en el hígado, y las especies de hospedero involucrados. Durante la primera fase, los parásitos inmaduros, debido a su movimiento destruyen el tejido hepático y causan hemorragia (Ballweber, 2016).

La segunda fase ocurre cuando penetran los conductos biliares, en donde se alimentan de sangre y causan daño a la mucosa con sus espinas cuticulares. En la distomatosis aguda, el daño es extenso; el hígado aumenta de tamaño y se encuentra friable con depósitos de fibrina en la capsula. Los trayectos migratorios se pueden observar, y la superficie se observa irregular. En los casos crónicos, se desarrolla cirrosis. Los conductos hepáticos dañados aumentan de tamaño y se engrosan con paredes fibrosadas. En bovinos las paredes de los ductos biliares se calcifican. Las migraciones aberrantes ocurren más comúnmente en bovinos, y se pueden encontrar parásitos encapsulados en los pulmones (Ballweber, 2016).

4.6 Diagnóstico

El diagnóstico de *Fasciola hepatica* es un reto. La técnica más directa es a través de necropsia, examinando el hígado. Aunque este método provee información sobre la presencia del parásito en determinada área, esto no evalúa las variaciones anuales de infestación (Briskey, 2001).

Otro procedimiento para el diagnóstico de infestación es la examinación coproparasitológica para detección de huevos. Dos puntos a tomar en cuenta al interpretar los resultados son:

a) El período prepatente de *Fasciola hepatica*, que es de 2-3 meses. Como resultado, los huevos no se pueden observar en períodos iniciales de infestación. Los animales pueden tener alta carga parasitaria de fases inmaduras, pero no aparecerán huevos en las heces (Briskey, 2001).

b) El valor cuantitativo del recuento de huevos es cuestionable. El pool de huevos en la vesícula biliar pasa intermitentemente a las heces –el hígado de los cérvidos está desprovisto de vesícula biliar por lo que esto podría no tomarse en cuenta-. El recuento de huevos tiene poca relación con el número de trematodos en el hígado. Un animal con resultados de examen coproparasitológico negativos podría estar infestado. Un conteo alto de huevos podría significar un alto número de huevos siendo descargados de la vesícula ese día, pero no significa que haya alta carga parasitaria (Briskey, 2001).

Sin embargo un estudio realizado en Suiza reveló que la sensibilidad del diagnóstico al realizar inspección de carnes es menor que la evaluación coproparasitológica (92% sensibilidad), siendo esta más eficiente si se realizan múltiples muestreos. Otro estudio realizado en España determinó que no hay

diferencia estadísticamente significativa entre los dos métodos de diagnóstico para la detección de distomatosis. Por lo que la evaluación de heces para monitorear la enfermedad es el enfoque más útil por ser menos invasivo en poblaciones de ungulados silvestres (Alasaad et al.,2008; Rapsch, C, 2006).

La técnica AMS (Acid Medium Sustrate) creada por Telemann en 1908, es un método de diagnóstico de sedimentación, la cual originalmente se desarrolló para la detección de Schistosoma y huevos de otros trematodos (Hunter, Hodges, Jahnes, Diamond, & Ingalls, 1948).

La prueba AMS fue modificada tres veces hasta que llegó a la técnica AMS III, es un método que sustituye lavar tres veces con HCl y sulfato de sodio, en vez de eso utiliza agua antes de adicionar HCl, sulfato de sodio y éter. Aunque aún se utiliza la técnica AMS II ya que demuestra ser satisfactoria (Hunter et al., 1948).

La técnica AMS III (comparada con AMS I) demuestra que revela más huevos y las lecturas se realizan más fácilmente, además de que es más eficaz en la detección de huevos ya sea que estén inmaduros, maduros o degenerados. También puede ser utilizada satisfactoriamente al examinar heces de los individuos que ya han sido tratados (Hunter et al., 1948).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos humanos

- Estudiante investigador de la carrera de Medicina Veterinaria.
- Personal encargado de los recintos.
- Asesores:
 - M.A. Ludwig Estuardo Figueroa Hernández.
 - M.A. Jaime Rolando Méndez Sosa.

5.1.2 Recursos biológicos

- Muestras de heces fecales de tres especies de cérvidos (*Odocoileus virginianus*, *Axis axis* y *Mazama americana*) del área de estudio (34 en total).

5.1.3 Recursos de campo

- Bolsas plásticas
- Guantes de látex
- Marcador permanente
- Hielera
- Hielo

5.1.4 Recursos de laboratorio

- Medio AMS
 - Sulfato de sodio
 - Ácido clorhídrico al 28%
 - Agua
- Éter
- Tween 80
- Pipetas pasteur
- Centrífuga

- Tubos para centrifugar
- Láminas portaobjetos
- Láminas cubreobjetos
- Agua
- Gasas
- Guantes
- Bata blanca de manga larga
- Microscopio_

Centros de referencia:

- Laboratorio de parasitología de la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la universidad de San Carlos de Guatemala.
- Fundación protectora de animales en vías de extinción (FAE).

5.2 Metodología

5.2.1 Diseño del estudio

Descriptivo de corte transversal.

5.2.2 Localización geográfica del área de trabajo

Livingston se ubica en latitud norte 15° 49´ 36” y longitud oeste 85° 45´ 02”, la altura promedio msnm es de dos metros.

Limita al norte con los municipios de San Luis, departamento de Petén, Belice, el Golfo de Honduras y el Mar Caribe, al este con el municipio de Puerto Barrios y la bahía de Amatique, al sur con el municipio de Morales y al oeste con el municipio de El Estor y San Fernando Chahal, Alta Verapaz ([Secretaría de Planificación y Programación de la Presidencia] SEGEPLAN, 2010).

La finca “Hacienda Las Vegas” en donde está encuentra la fundación se ubica en el kilómetro 264.5 de la carretera a rio dulce CA-13.

5.2.2 Población de estudio

Se llevó a cabo el estudio en la totalidad de 34 cérvidos de la fundación, distribuidos de la siguiente manera:

- 2 venados huitziziles (*Mazama americana*).
- 26 venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*).
- 6 venados chital (*Axis axis*).

5.2.3 Procedimiento de campo

Se realizó la toma de muestra de heces con guantes en los recintos de los animales a las 7am, las cuales se recogieron directamente del suelo escogiendo las heces más frescas y tomando únicamente muestra de la parte más superior de la deposición fecal para evitar contaminación con el suelo. Se tomó una muestra por cada individuo. Las heces se colocaron en bolsas de plástico resellables debidamente identificadas, colocadas en hielera para su posterior procesamiento en el laboratorio de parasitología de la FMVZ.

5.2.4 Procedimiento de laboratorio

Se utilizó la técnica de sedimentación AMSIII:

- El primer paso es preparar el medio AMS de la siguiente manera:
 - Solución A: Disolver 45 ml de ácido clorhídrico al 28% en 55 ml de agua.
 - Solución B: Disolver 9.6 gramos de sulfato de sodio en 100 ml de agua.
- Mezclar ambas soluciones en partes iguales.
- En un tubo de ensayo de 25 ml de capacidad agregar una pequeña cantidad de agua y colocar 0.5 gramos de muestra de heces. Agitar vigorosamente.

- Adicionar agua para incrementar el volumen a 15ml y filtrar la suspensión a través de una gasa en otro tubo de ensayo.
- Centrifugar a 2,000 revoluciones por minuto durante un minuto.
- Decantar el sobrenadante.
- Agregar de 7-10 ml de medio AMS previamente preparado, 2-3 gotas de Tween 80 y 3-5 ml de éter al sedimento. Tapar el tubo con tapón y agitar vigorosamente con la mano por 20-30 segundos.
- Centrifugar nuevamente a 2,000 r.p.m. durante 1-2 minutos.
- Separar la capa de espuma flotante de la pared del tubo con un aplicador. Decantar el sobrenadante con la capa de espuma y limpiar la superficie interior del tubo.
- Colocar el sedimento con una pipeta larga y descargar en una lámina limpia.
- Colocar un cubreobjetos y examinar al microscopio.

5.2.5 Análisis de datos

Se presentó el resultado por medio de cuadros.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La muestra estuvo conformada por 34 cérvidos, siendo 26 venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*), 2 venados huitziziles (*Mazama americana*) y 6 venados chitales (*Axis axis*). Dentro del estudio los animales positivos dieron resultado negativo con el método de sedimentación AMS III.

Se realizaron cuatro muestreos en los meses de Marzo, Abril, Mayo y Julio, además del método de sedimentación AMS III también se utilizó el método de Dennis, sin embargo en ninguna de las ocasiones se encontró el parásito.

Tabla 1. *Presencia del parásito Fasciola hepatica en venados de la FAE, Guatemala 2018*

Especie	Positivos	Negativos	Total
<i>Odocoileus virginianus</i>	0	26	26
<i>Mazama americana</i>	0	2	2
<i>Axis axis</i>	0	6	6
Total	0	34	34

La FAE, está ubicada dentro de la finca “Hacienda Las Vegas” en el municipio de Livingston, Izabal. En la finca se ha tenido historial de distomatosis hepática diagnosticada a través de la necropsia con observación directa del parásito en ganado bovino y bufalino. La ausencia de infestación de *Fasciola hepatica* en heces de los cérvidos; puede deberse a factores relacionados al hospedero, la cantidad de metacercarias ingeridas (se deben ingerir >200 metacercarias), el período

prepatente, el cual es de 2-3 meses completando el ciclo en aproximadamente 17 semanas y las condiciones de manejo de los animales.

Dentro de las condiciones de manejo de la FAE, se tiene una dieta elaborada para los cérvidos, que incluye alimento balanceado para bovino, banano, acelga, repollo, lechuga y zanahoria. Dentro de cada recinto se tienen bebederos, los cuales se limpian todos los días y se proveen de agua fresca proveniente de pozo. Adicionado a esto; de acuerdo con la historia natural de los venados, estos prefieren las plantas de hoja ancha y las metacercarias tienden a ubicarse en los pastos. Todas estas condiciones limitan la posibilidad de ingerir la fase infectiva del parásito, lo que disminuye el riesgo a padecer la enfermedad (Ballweber, 2016).

Aunque Presidente, et. al (1975) determinaron que el venado cola blanca es resistente, las condiciones climáticas de Guatemala son distintas a las de Canadá, cabe mencionar también que existen distintas subespecies de *Odocoileus virginianus* a lo largo de su distribución geográfica por lo que no se puede descartar que la subespecie de Guatemala sea susceptible o resistente.

Arias et al. (2013) ejecutaron un estudio en el sur de España en donde no encontraron huevos en heces de corzo ni parásitos adultos en muestras de hígado, por lo que realizaron ensayos inmunoenzimáticos para determinar la exposición al trematodo en el que determinaron seroprevalencias de 29% para los antígenos excretorios/secretorios y 28% para la proteína recombinante FhrAPS. Por lo que se ha recomendado la utilización de estos métodos para el diagnóstico de distomatosis hepática en rumiantes silvestres.

La distomatosis hepática ha sido ampliamente descrita en rumiantes domésticos y se ha diagnosticado mediante distintos métodos (coprológicos, serológicos, imagenología), por el contrario, en rumiantes silvestres la información disponible es escasa. La mayoría de datos recolectados de hace más de 20 años. La enfermedad ha sido descrita en cérvidos tales como venados cola blanca (*O. virginianus*), ciervo rojo (*Cervus elaphus*), alce (*Alces alces*), corzo (*Capreolus*

capreolus), gamo común (Dama dama) y venado chital (*Axis axis*) pero no se encontró información disponible sobre el venado hutzil (*Mazama americana*) (Arias et. al, 2012).

VII. CONCLUSIONES

- No se encontró el parásito *Fasciola hepatica* en venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), venado hutzizil (*Mazama americana*) y venado chital (*Axis axis*) a través de la técnica de sedimentación AMS III.
- No se estableció el grado de infestación ya que los resultados fueron negativos en los 34 animales muestreados.

VIII. RECOMENDACIONES

- Realizar un estudio seroepidemiológico con ELISA con coproantígenos específicos para *Fasciola hepatica* para analizar la exposición de los cérvidos del estudio al trematodo.
- Inspeccionar hígados de especímenes de venados en las necropsias.
- Tipificar caracoles de la familia Lymnaeidae e identificar la presencia de estadios larvarios dentro de ellos.
- Realizar muestreos a lo largo de un año, tanto en época lluviosa como seca.

IX. RESUMEN

El estudio fue realizado para determinar la presencia de *Fasciola hepatica* en venados de la fundación protectora de animales en vías de extinción, que está ubicada dentro de la finca “Hacienda Las Vegas” en el municipio de Livingston, Izabal.

La finca tiene como producción pecuaria ganado bovino y bufalino. Estas dos especies han tenido historial de distomatosis hepática diagnosticada a través de la necropsia con observación directa del parásito, por lo que es necesario identificar la presencia del trematodo en cérvidos de la FAE debido a la susceptibilidad de los rumiantes de padecer distomatosis hepática.

Por tanto, se tomaron y analizaron muestras de heces de tres especies de venado (*Axis axis*, *Mazama americana* y *Odocoileus virginianus*) para detectar la presencia del parásito y establecer la carga parasitaria, a través de la técnica de sedimentación AMS III.

Se recolectaron 34 muestras, distribuidas de la siguiente manera; 26 de venado cola blanca, 2 de venado hutzizil y 6 de venado chital. De los resultados obtenidos; el cien por ciento de los animales fue negativo a la presencia de huevos del parásito en las heces.

No se determinó la presencia y tampoco se estableció la carga parasitaria de *Fasciola hepatica* en las heces de los animales muestreados. Si bien estos animales no presentaron signos de parasitosis y los resultados fueron negativos, no se puede descartar la infestación del parásito.

SUMMARY

The study was conducted to determine the presence of *Fasciola hepatica* in deer of the protective foundation of animals in danger of extinction (FAE, for its initials in Spanish), which is located within the farm "Hacienda Las Vegas" in the municipality of Livingston, Izabal.

The farm has cattle and buffalo cattle production. These two species have had a history of hepatic dystomatosis diagnosed through necropsy with direct observation of the parasite, so it is necessary to identify the presence of the trematode in FAE cervids due to the ruminants' susceptibility to suffer from hepatic dystomatosis.

Therefore, stool samples from three species of deer (*Axis axis*, *Mazama americana* and *Odocoileus virginianus*) were taken and analyzed to detect the presence of the parasite and establish the parasite load, through the AMS III sedimentation technique.

34 samples were collected, distributed as follows; 26 white-tailed deer, 2 huitzil deer and 6 chital deer. Of the results obtained; one hundred percent of the animals were negative for the presence of parasite eggs in feces.

The presence was not determined and the parasitic burden of *Fasciola hepatica* was not established in the feces of the sampled animals. Although these animals did not show signs of parasitosis and the results were negative, the infestation of the parasite cannot be ruled out.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acevedo, A. (1984). Prevalencia inicial de *Paraphistomum cervi* en bovinos en el departamento de Izabal, Guatemala (Tesis pregrado). Universidad de San Carlos, Guatemala.
- Alasaad, S., Granados, J., Cano, F., Meana, A., Zhu, X., & Pérez, J. (2008). Epidemiology of fasciolosis affecting Iberian ibex (*Capra pyrenaica*) in southern Spain. *Parasitology Research*, 102(4), 751-755. doi:<https://doi.org/10.1007/s00436-007-0830-2>
- Arias, M., Martínez, C., León, L., Paz, A., Díez, P., Morrondo, P., & Alonso, F. (2012). Detection of Antibodies In Wild Ruminants To Evaluate Exposure To Liver Trematodes. *Journal of Parasitology*, 103(5), 23-36. doi:<https://doi.org/10.1645/GE-2804.1>
- Arias, M., Piñeiro, P., Sánchez-Andrade, R., Suárez, J., Hillyer, G., Díez-Baños, P., & Paz-Silva, A. &. (2013). Relationship between exposure to *Fasciola hepatica* in roe deer (*Capreolus capreolus*) and cattle extensively reared in an endemic area. *Research in Veterinary Science*, 95(3), 1031-1035.
- Ballweber, L. (2016). *Fasciola hepatica* in ruminants. Recuperado de <https://www.msddvetmanual.com/digestive-system/fluke-infections-in-ruminants/fasciola-hepatica-in-ruminants>
- Berger, S. (2017). *Hepatobiliary trematodes: a global status*. California, Estados Unidos: GIDEON.
- Briskey, D. (2001). *Diagnosis of Liver Fluke Infection in Cattle*. Recuperado de http://us.merial.com/pdf/page_pdf/diagnosis_of_liver_fluke_infection_in_cattle.pdf
- Byrne, A. W., McBride, S., Lahuerta-Marin, A., Guelbenzu, M., McNair, J., Skuce, R. A., & McDowell, a. S. (2016). Liver fluke (*Fasciola hepatica*) infection in cattle

- in Northern Ireland: a large-scale epidemiological investigation utilising surveillance data. *Parasites and vectors*, 9(209), 1-14. doi:10.1186/s13071-016-1489-2
- CDC. (Centers for Disease Control and Prevention). (2013). *Parasites: Fasciolosis (Fasciola Infection)*. Recuperado de <https://www.cdc.gov/parasites/fasciolabiology.html>
- Colin, T. (2014). *Infectious disease: Fasciola hepatica*. Recuperado de <https://patient.info/doctor/fasciola-hepatica>
- Estrada, A. (2013). *Cohorte 2013, Especialización en epidemiología de campo*. Obtenido de http://www.ces.uvg.edu.gt/page/wp-content/uploads/woocommerce_uploads/2017/09/2013-Angel-Estrada-Intermedio.pdf
- Escamilla, M. (2015). Repercusión de parasitosis en el parámetro analítico de eosinofilia en pacientes de origen Subsahariano. Madrid, España: Universidad de Alcalá.
- French, A., Zadoks, R., Skuce, P., Mitchell, G., Gordon, D., Craine, A., . . . Taggart, M. (2016). Prevalence of Liver Fluke (*Fasciola hepatica*) in Wild Red Deer (*Cervus elaphus*): Coproantigen ELISA Is a Practicable Alternative to Faecal Egg Counting for Surveillance in Remote Populations. *Plos One*, 11(9), 1-18. doi:10.1371/journal.pone.0162420
- Hunter, G., Hodges, E. P., JAHNES, W., Diamond, L., & Ingalls, J. (1948). Methods of recovering eggs of *Schistosoma japonicum* from stools. *Journal of the royal army medical corps*, 8(2), 128-131.
- Javitt, M., Trujillo, N., Cárdenas, E., Perdomo, R., Martín, J., & Rodríguez, R. (2012). Presencia de moluscos del género *Lymnaea*, hospedadores intermediarios de *Fasciola hepatica*, en el Parque Recreacional "Los Arroyos" en el

municipio Agua Blanca del Estado Portuguesa. *Revista del Colegio de Médicos Veterinarios del Estado Lara*, 1(1), 23-27.

Kumar, S. (2001). *Studies on prevalence and aetiopathological aspect of common diseases in spotted deer in West Bengal (Tesis doctoral)*. West Bengal University of Animal and Fishery Services, India.

MSDSonline. (Medical Specialties Distributors). (2001). *Fasciola hepatica*. Recuperado de <https://www.msdsonline.com/resources/msds-resources/free-safety-data-sheet-index/fasciola-hepatica/>

Presidente, P., & McCraw, B. &. (1974). Early pathological changes associated with *Fasciola hepatica* infection in White-tailed deer. *The Canadian Journal of Comparative Medicine*, 38(3), 271-279.

Presidente, P., & McCraw, B. &. (1975). Experimentally induced *Fasciola hepatica* infection in white-tailed deer. II. Pathological features. *The Canadian Journal of Comparative Medicine*, 39(2), 166-177.

Rao, A. &. (1969). Histopathological changes in the liver of a spotted deer (*axis axis*) infected with *Fasciola gigantica*. *Indian Veterinary Journal*, 46(1), 36-38.

Rapsch, C., Schweizer, G., Grimm, F., Kohler, L., Bauer, C., Deplazes, P., . . . Torgerson, P. (2006). Estimating the true prevalence of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. *International journal for parasitology*, 36(10), 1153-1158. doi:10.1016/j.ijpara.2006.06.001

SEGEPLAN. (Secretaría de Planificación y Programación de la Presidencia). (2010). *Plan de desarrollo departamental Izabal 2011-2025*. Recuperado de <http://www.segeplan.gob.gt/nportal/>

Villatoro, L. (2008). *Diagnóstico de Fasciola hepatica y las perdidas que ocasiona en bovinos que se faenan en el rastro ANISA de Villa Nueva (tesis pregrado)*. Universidad de San Carlos, Guatemala.

XI. ANEXOS

Tabla 2. Ficha de control de casos

No .	Especie	Resultado	Grado de infestación
1.	<i>Mazama americana</i>		
2.	<i>Mazama americana</i>		
3.	<i>Axis axis</i>		
4.	<i>Axis axis</i>		
5.	<i>Axis axis</i>		
6.	<i>Axis axis</i>		
7.	<i>Axis axis</i>		
8.	<i>Axis axis</i>		
9.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
10.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
11.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
12.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
13.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
14.	<i>Odocoileus virginianus</i>		

15.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
16.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
17.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
18.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
19.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
20.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
21.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
22.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
23.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
24.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
25.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
26.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
27.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
28.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
29.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
30.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
31.	<i>Odocoileus virginianus</i>		

32.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
33.	<i>Odocoileus virginianus</i>		
34.	<i>Odocoileus virginianus</i>		

Ilustración 1 y 2: Recolección de muestras



Ilustración 3 y 4: Procesamiento de muestras

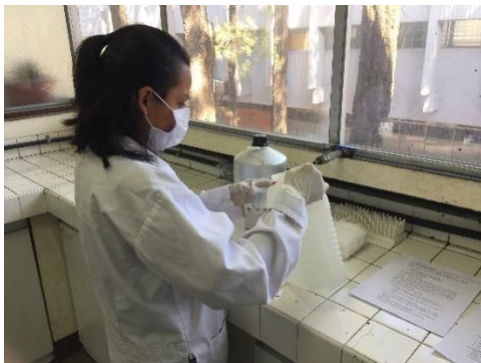


Ilustración 5: Recinto de venados.



Ilustración 6: Heces frescas de venado.



