

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



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE DISTOMATOSIS
HEPÁTICA MEDIANTE LA TÉCNICA AMS III, EN BOVINOS
DE LAS VEGAS DEL RÍO SAN JOSÉ, CHIQUIMULA,
GUATEMALA, AÑO 2018**

ALVARO EDUARDO MONROY LINARES

Médico Veterinario

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2018

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



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE DISTOMATOSIS
HEPÁTICA MEDIANTE LA TÉCNICA AMS III, EN BOVINOS DE LAS
VEGAS DEL RÍO SAN JOSÉ, CHIQUIMULA, GUATEMALA, AÑO
2018**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

ALVARO EDUARDO MONROY LINARES

A conferírsele el título profesional de

Médico Veterinario

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2018

**UNIVERSIDAD 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. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
VOCAL IV:	Br. Jasmín Adalí Sian Gamboa
VOCAL V:	Br. María Fernanda Amézquita Estévez

ASESORES

M.A. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA

M.V. ALEJANDRO JOSÉ HUN MARTÍNEZ

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 DE DISTOMATOSIS HEPÁTICA MEDIANTE LA TÉCNICA AMS III, EN BOVINOS DE LAS VEGAS DEL RÍO SAN JOSÉ, CHIQUIMULA, GUATEMALA, AÑO 2018

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

Como requisito previo a optar al título profesional de:

MÉDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

A DIOS:

Por bendecirme de una manera inimaginable, por darme las fuerzas necesarias para permitirme culminar mi carrera universitaria y porque me ha guiado y protegido a lo largo de mi formación profesional.

A MIS PADRES:

Por apoyarme incondicionalmente en cada uno de mis sueños, por sus sacrificios, por su paciencia, por sus consejos y por su esfuerzo para brindarnos a mis hermanas y a mí una oportunidad de superación.

A MIS HERMANAS:

Por acompañarme a lo largo de todos estos años, por su paciencia y sus ocurrencias en los momentos de estrés; pero, sobre todo, por estar ahí siempre que las necesité.

A MI ABUELO:

Eduardo Linares Villela, que ahora es un ángel en mi vida, porque desde pequeño ha sido mi ejemplo a seguir, por inculcarme el amor hacia el campo y los animales, por enseñarme a través de sus acciones a ser una persona humilde y trabajadora, pero, sobre todo, porque yo sé que aunque ya no esté con nosotros, se siente orgulloso de verme convertido en un Médico Veterinario.

AGRADECIMIENTOS

A MI PADRE:

Por haberme motivado siempre a superarme y a ser un buen profesional, por todos y cada uno de sus consejos, porque ha sido un ejemplo para mí de lucha y superación, de hijo, de hermano y de padre. Gracias por sufragar los gastos de mi preparación académica, espero algún día poder retribuirle un poco de lo mucho que me ha dado.

A MI MADRE:

Por ser ante todo una excelente amiga, confidente y consejera; por estar siempre pendiente de mis hermanas y de mí, gracias por su paciencia para escucharme, por compartirnos versículos bíblicos aptos para cada una de las pruebas que hemos atravesado y por enseñarnos a ser personas de fe.

A DANIA:

Por ser mi apoyo en los primeros años de la Universidad y porque sé que muchas veces dejaste de hacer tus cosas para poder ayudarme con las mías.

A PAMELA:

Por compartir tantos momentos conmigo, por las largas tardes de pláticas y risas, por enseñarme que el esmero y la dedicación tienen siempre su recompensa.

A MIS AMIGOS:

A Carlos Girón, Sergio Reyes, Brian Pérez, Dieter Wohlers, Edson Cancinos, Pablo Aguilar, Mariana Castillo, German rodas y a todos mis compañeros de la Universidad, por ser mi apoyo y cómplices en un sinfín de experiencias. Gracias también a mi primo Hugo Ruiz, a Manuel Rigoberto y a Jason Soto, por su amistad incondicional y por ser para mí los hermanos que nunca tuve.

A MIS ASESORES:

Por su apoyo en mi proceso del trabajo de graduación, muchas gracias por haber agilizado los trámites para culminarlo lo antes posible.

AL M.V. HUGO GIRÓN:

Muchas gracias Dr. Por compartirme sus experiencias en la medicina de bovinos, por tomarme en cuenta para sus giras de trabajo y eventos de formación profesional, pero sobre todo le agradezco por su amistad y por hacerme sentir parte de su familia.

AL ING. JULIO ORTIZ:

Ingeniero, muchas gracias por compartirme siempre su conocimiento en cuanto a manejo técnico de explotaciones bovinas, gracias por su amistad incondicional y por sus enseñanzas y consejos para la vida.

A FINCA MARÍA OLGA:

Por abrirme sus puertas y darme la oportunidad de formar parte de su equipo de trabajo en mis

prácticas profesionales. Agradecimientos especiales a su propietario, el Lic. Rodrigo Lainfiesta Rímola y a su hermano el Dr. Julio Lainfiesta, por permitirme conocer el fascinante mundo de la genética bovina y de las biotecnologías de reproducción animal.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	OBJETIVOS.....	3
2.1	Objetivo general.....	3
2.2	Objetivos específicos.....	3
III.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1	<i>Fasciola hepatica</i>	4
3.1.1	Taxonomía.....	4
3.1.2	Generalidades.....	4
3.1.3	Morfología.....	5
3.1.4	Ciclo biológico.....	7
3.2	Distomatosis.....	9
3.2.1	Sinónimos.....	9
3.2.2	Etiología.....	9
3.2.3	Epidemiología.....	10
3.2.4	Potencial biótico de la parasitosis.....	11
3.2.5	Patogenia.....	11
3.2.5.1	Fasciolosis aguda.....	12
3.2.5.2	Fasciolosis crónica.....	12
3.2.6	Lesiones.....	13
3.2.7	Diagnóstico.....	14
3.2.7.1	Diagnóstico clínico.....	15
3.2.7.1.1	Fasciolosis aguda.....	16
3.2.7.1.2	Fasciolosis crónica.....	16
3.2.7.2	Diagnóstico por necropsia.....	16
3.2.7.3	Diagnóstico de laboratorio.....	17

3.2.7.4	Detección de huevos <i>F .hepatica</i> en materias fecales.....	17
3.2.7.4.1	Técnica de flotación.....	18
3.2.7.4.2	Técnica de sedimentación.....	18
3.2.7.4.3	Tamizado de materiales fecales.....	18
3.2.7.5	Análisis bioquímica en sangre.....	19
3.2.7.6	Pruebas inmunológicas.....	20
3.2.7.7	Diagnóstico diferencial.....	21
3.2.8	Tratamiento.....	21
3.2.9	Control.....	22
3.2.9.1	Eliminar el parásito del animal en pastoreo.....	23
3.2.9.2	Limitar las posibilidades de infección con metacercarias.....	24
3.2.9.3	Reducir la población de caracoles.....	24
3.2.9.4	Control químicos, aplicación de molusquicidas.....	24
3.2.10	Control físico.....	25
3.2.11	Control biológico.....	25
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
4.1	Materiales.....	26
4.1.1	Recursos humanos.....	26
4.1.2	Recursos biológicos.....	26
4.1.3	Recursos de campo.....	26
4.1.4	Recursos de laboratorio.....	27
4.1.5	Centros de referencia.....	27
4.2	Metodología.....	28
4.2.1	Diseño de estudio.....	28
4.2.2	Área de estudios.....	28
4.2.3	Estimación de la muestra.....	28
4.2.4	Recolección de las muestras.....	29

4.2.5	Transporte de las muestras.....	29
4.2.6	Procesamiento de las muestras.....	29
4.3	Técnica de laboratorio.....	30
4.3.1	Técnica AMS III.....	30
4.3.2	Preparación.....	30
4.3.3	Procedimiento.....	30
4.4	Análisis estadístico.....	31
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
VI.	CONCLUSIONES.....	34
VII.	RECOMENDACIONES.....	35
VIII.	RESUMEN.....	36
	SUMMARY.....	37
IX.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	38
X.	ANEXOS.....	41

I. INTRODUCCIÓN

Fasciola hepatica es un parásito comúnmente encontrado en el parénquima del hígado y en los conductos biliares de los bovinos, es de distribución mundial y causa importantes pérdidas económicas a los productores, ya sea por la muerte de los animales infectados, por una disminución en su producción o bien, por decomisos a nivel de rastro de hígados afectados.

Su importancia en salud pública radica en que se considera una zoonosis, pues se ha demostrado que en lugares con una alta incidencia de casos de distomatosis hepática en animales, también existen casos en humanos, quienes se infectan al ingerir vegetales acuáticos o plantas terrestres de tallo corto que han sido cultivadas con la ayuda de agua dulce contaminada con metacercarias.

En la mayor parte de sistemas de producción extensiva de ganado bovino ubicados en la cabecera departamental de Chiquimula, los animales pastorean en potreros de topografía plana ubicados en la periferia del Río San José, del cual se extrae el agua a través de un sistema de canales para llevarla posteriormente hacia los potreros, donde es utilizada como agua de bebida para los animales y para realizar riegos por inundación de las pasturas; dichos canales poseen una corriente lenta de agua, lo cual aunado a la inundación de los potreros, son factores predisponentes para la existencia del caracol del género *Lymnaea*, el cual actúa como huésped intermediario en el ciclo evolutivo de *F. hepatica*.

Actualmente no existen estudios que determinen la presencia de distomatosis hepática en el área, sin embargo, algunos matarifes han reportado hígados afectados a nivel de rastro. Con la realización de este estudio se pretende determinar la presencia de distomatosis hepática, en bovinos que estén en Chiquimula, Chiquimula; para lo cual se utilizará el método de diagnóstico AMS III (Acid Medium Substrate), pues se ha demostrado que brinda resultados más

certeros y confiables que el método de Dennis, ya que permite una mejor visualización de los huevecillos de *F. hepatica*, así como una mayor diferenciación de estructuras.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

- Determinar la presencia de distomatosis hepática en bovinos ubicados en las vegas del Río San José, Chiquimula.

2.2 Objetivos Específicos

- Determinar el porcentaje de los bovinos que presentan distomatosis hepática en las vegas del Río San José, Chiquimula.
- Determinar la procedencia de los animales que den un resultado positivo al diagnóstico de la enfermedad.
- Categorizar según el sexo y la edad, a los animales positivos a distomatosis hepática a través de la prueba AMS III.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 *Fasciola hepatica*

3.1.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Phylum: Platyhelminthes

Clase: Trematoda

Subclase: Digenea

Orden: Echinostomida

Suborden: Echinostomata

Familia: Fasciolidae

Género: *Fasciola*

Especie: *Fasciola hepática*

(Berrueta, Facultad de Medicina UNAM, 2016)

3.1.2 Generalidades

La *Fasciola hepatica* es un parásito que se localiza en el parénquima y en los conductos biliares de sus hospedadores. Parasita a numerosas especies de mamíferos, aunque se considera que los hospedadores más comunes son los rumiantes, tanto domésticos como silvestres (Galindo, 2004).

En salud pública, la *F. hepatica* tiene una gran importancia, debido a que puede infectar al humano. La infección se adquiere debido a la ingesta de vegetales acuáticos, como berro, lechuga y alfalfa, o de plantas terrestres de tallo corto, que han sido cultivadas en la vecindad de cuerpos de agua dulce contaminados con metacercarias, que es la forma infectante de éste parásito. Se

considera que en donde existen casos de estas parasitosis en animales, también los hay en humanos (Berrueta, 2016).

Es el más común e importante parásito que afecta el hígado, es de distribución mundial y causa importantes pérdidas económicas a los productores, pues producen muertes y una disminución de la producción de los animales, o decomisos de hígados a nivel de rastro. Como parásito errático, puede llegar a los pulmones y al tejido subcutáneo de los bovinos. Es un parásito de distribución mundial, especialmente en regiones con sistemas de producción de ganado bovino. La propagación de este parásito a nuevas regiones, depende de la distribución del huésped intermediario (caracol del género *Lymnaea*) o de rumiantes infestados (Cruz, 2012).

Existe un conjunto de factores predisponentes para el desarrollo de este parásito, entre los cuales están la presencia de cuerpos de agua dulce con corrientes lentas ó bien agua estancada con vegetación acuática, donde se desarrolle el caracol que en Europa y América Central, es el caracol *Lymnaea truncatula*; mientras que en América del Norte se han reportado casos que involucran al caracol *Cinuella lubrica*. Temperatura ambiental igual o superior a los 10°C, pues a temperaturas iguales o menores a 5°C, no existe una reproducción de los caracoles ni el desarrollo a cercaría de la *F. hepatica* (Cruz, 2012).

3.1.3 Morfología

Comúnmente se le conoce como “Mariposa” o “Duela” del hígado, la *F. hepatica* es un verme aplanado en sentido dorsoventral y con simetría bilateral, con forma de hoja; posee un cono cefálico y en su extremo anterior forma una proyección cónica que se extiende súbitamente para formar las así llamadas “espaldas”, posee también dos ventosas de sujeción en la parte anterior de su

cuerpo, una ventosa oral o peribucal y una ventosa ventral o acetábulo (Berrueta, 2016).

Cuenta con una cubierta cuticular espinosa, formada por tegumento sincitial con ornamentaciones, también posee tejido parenquimatoso y una musculatura de tres capas. Tiene un aparato digestivo incompleto, con ciegos intestinales muy ramificados; la boca desemboca en una porción cilíndrica muscular, la faringe, con la que sorbe la sangre del hospedador (Berrueta, 2016).

Su aparato excretor (osmorregulador) de tipo protonefridial, es un sistema tubular con células en flama; cada una de ellas se abre a un túbulo terminal, los que a su vez, se vierten en 2 conductos colectores, uno a cada lado del cuerpo, que se vacían en una vejiga excretora, la cual desemboca en el poro excretor que generalmente se encuentra en localización terminal (Berrueta, 2016).

El sistema nervioso está compuesto por pares de troncos nerviosos longitudinales ubicados en el área ventral, dorsal y lateral, interconectados por comisuras, los cuales se extienden desde dos ganglios dorsales localizados cerca de la faringe. También posee ramas nerviosas menores, tanto motoras como sensoriales, que inervan a los diferentes órganos y al tegumento (Berrueta, 2016).

En cuanto a su aparato reproductor, se puede decir que *F. hepatica* es hermafrodita, reproduciéndose ya sea por autofecundación o por fertilización cruzada. El sistema reproductor masculino está compuesto por 2 testículos ubicados en el área central de los dos cuartos intermedios del cuerpo del parásito, dos espermiductos que se unen en un canal deferente que termina en el órgano copulador llamado cirro, que con frecuencia es retraído en una especie de bolsa, conocida como "bolsa del cirro". En esta misma bolsa se encuentran la vesícula seminal y la glándula prostática. En la cópula, el cirro protruye a través del poro genital, situado de manera ventral (Góngora & Cruz, 2006).

Respecto al sistema reproductor femenino, se sabe que éste está formado por un ovario, un oviducto corto que se une a la vesícula seminal, que es donde se lleva a cabo la fertilización; cerca del ootipo, existe una pequeña cámara rodeada por dos grupos de glándulas de Mehlis y en la que confluyen el oviducto y las glándulas vitelinas, dispuestas en los campos laterales. Debajo del ootipo se encuentra el útero que se prolonga hasta un poro genital, cercano al masculino, dentro del atrio genital. Los oocitos que abandonan el ovario completan la meiosis después de la penetración del esperma, asociándose a las células vitelinas y con la contribución de las glándulas de Mehlis (Góngora & Cruz, 2006).

Generalmente presenta una coloración que va del gris-rosa a una tonalidad parduzca. Pueden alcanzar un tamaño de 30 mm de largo por 15 mm de ancho. (Mateus, 1983)

Los huevos son de forma oval, de color amarillento a verduzco derivado de la bilis, están dotados de un opérculo a través del cual sale el miracidio (larva) y miden unas 80x140 micras (Mateus, 1983).

3.1.4 Ciclo biológico

F. hepatica tiene un ciclo vital indirecto, pues necesita de un hospedador intermediario que es un caracol anfibio generalmente del género *Lymnaea*. El parásito adulto produce sus huevos por medio de la autofecundación, esto sucede en los conductos biliares del hospedador; dichos huevos llegan a la vesícula biliar de donde pasan al intestino conforme se va vaciando la vesícula para posteriormente salir al medio ambiente a través de las heces del hospedador definitivo (Rumiante) (Bravo, 2007).

Una vez en el exterior, los huevos necesitan temperaturas de entre 10 y 30 °C y una humedad alta. Pasadas dos semanas, el embrión se divide y en dos

semanas forma la mórula, dando paso al crecimiento de una larva periciliada o miracidio; la porción anterior ensanchada lleva una papila cónica diminuta y una mancha ocular prominente, adelgazándose hacia la porción posterior. En promedio, mide 128 x 25 μm . El miracidio móvil levanta el opérculo y comienza a nadar, posee fototropismo positivo y geotropismo negativo. Mientras el clima sea húmedo, los miracidios pueden sobrevivir varias semanas en el ambiente, sin encontrar aún a su hospedador intermediario. Al ponerse en contacto con la superficie o manto de caracol, el miracidio pierde los cilios, transformándose en un esporocisto joven que penetra al molusco (Bravo, 2007).

El esporocisto maduro tiene forma de salchicha, presentando un extremo cónico y el otro redondeado, localizándose generalmente dentro del manto; mide aproximadamente 550 μm de largo. Las dos semanas siguientes se multiplica, dando lugar a las redias germinales. Éstas son masas celulares muy activas, situadas dentro de la glándula digestiva (hepatopáncreas) o la cavidad corporal del molusco. El proceso de poliembriónía suele tener dos generaciones y dura de 25 a 35 días, regulado por la temperatura ambiental. En promedio, las redias miden 3 mm (Quiroz, 2005).

Del caracol salen hacia el agua las cercarias gimnocercas (*gymnocercus*), que poseen la parte anterior, más ancha y piriforme, la cual remata en el cono bien diferenciado; los dos tercios posteriores forman la cola móvil y granulosa, que remata en una estructura digitiforme. Miden en promedio 270 a 340 μm de largo por 270 μm de ancho cefálico; la cola alcanza una longitud de 700 μm . Las cercarias se enquistan sobre las hierbas y plantas acuáticas; al perder la cola, aparecen las metacercarias envueltas por una cubierta polimérica de quinonas y otras sustancias mucilaginosas. Son muy sensibles a las temperaturas altas y la desecación, pero soportan temperaturas muy bajas, posibilitando así la supervivencia invernal. Se ha estimado que por cada miracidio salen cerca de 250 cercarias. Las cercarias maduras abandonan el caracol, se fijan a la vegetación,

pierden la cola y forman quistes de 0,2 mm aproximadamente, las así llamadas metacercarias. Estas metacercarias son la fase infectiva y pueden sobrevivir durante meses, también en hierba bien seca. El ganado ingiere las metacercarias durante el pastoreo, aunque también es factible que en los animales estabulados, los animales adquieran infección al beber agua, o al comer hierbas, henos y ensilados contaminados con metacercarias (Bravo, 2007).

En el interior del hospedador final, las jóvenes duelas eclosionan de los quistes durante las primeras 24 horas post-infestación, y posteriormente atraviesan la pared intestinal entrando en la cavidad abdominal. Tras tres semanas de migración llegan al hígado, donde proceden a introducirse en los conductos biliares pasando a través del tejido hepático, un proceso especialmente dañino para el hígado y que puede durar entre 6 y 8 semanas. Una vez en los conductos biliares completan su desarrollo a adultos y comienzan a reproducirse. El período de prepatencia en bovinos jóvenes puede alcanzar los 60 días (Bravo, 2007).

3.2 Distomatosis

3.2.1 Sinónimos

Fasciolosis hepática o Fasciolasis hepática.

3.2.2 Etiología

F. hepatica es el trematodo hermafrodita más comúnmente encontrado en el hígado de los bovinos en América Tropical, conocido como duela o mariposa del hígado. Afecta principalmente al ovino, caprino, bovino, y accidentalmente al hombre, aunque especies como los caprinos, porcinos y equinos pueden actuar como reservorios (Bravo, 2007).

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

3.2.3 Epidemiología

La presencia de *F. hepatica* está estrechamente ligada a factores ambientales claves para el desarrollo del caracol anfibio del género *Lymnaea*, que actúa como hospedero intermediario y es esencial para la formación de las cercarias (Fredes, 2004).

Entre los factores epidemiológicos importantes, está la disponibilidad de hábitats con condiciones adecuadas de temperatura y humedad. Estas condiciones las encuentra el caracol de preferencia en las orillas de riachuelos, abrevaderos, charcas o praderas inundadas, es decir, donde haya agua dulce de corriente lenta y exista una temperatura ambiental media igual o superior a 10°C, pues a temperaturas menores a 5°C se detiene tanto la reproducción de los caracoles, como la eclosión de los huevos de *F. hepatica* (Fredes, 2004).

Las condiciones óptimas de humedad se producen cuando las precipitaciones superan la transpiración y alcanzan niveles de saturación; esta condición es también esencial para que los miracidios puedan llegar a los caracoles y para la dispersión de las cercarias liberadas de éstos. El ganado en pastoreo en regiones con una capa freática poco profunda o con inundaciones frecuentes corre un riesgo elevado de infectarse ya que, para sobrevivir, el hospedador intermediario necesita hábitats húmedos que quedan sumergidos o inundados periódicamente (como los terrenos regados por el método de inundación). Microhábitats relativamente pequeños (canales de riego o drenaje,

zanjas, charcas o diques para que beba el ganado, etc.) ofrecen condiciones suficientes para el desarrollo de los caracoles y permiten así la infección de los pastos (Fredes, 2004).

3.2.4 Potencial biótico de la parasitosis

Las fases larvianas de *F. hepatica* se multiplican abundantemente (poliembrionía), por ello el potencial biótico reproductivo es enorme. Considérese que a partir de un solo huevo fértil se producirán miles de formas infectantes, las que se distribuyen por las acequias y canales de riego, quedando adheridas sobre las hojas de los berros, lechugas, alfalfa y otras plantas acuáticas, contaminándose también las praderas, los pastizales, el agua para beber o regadío y, finalmente, el ganado y los seres humanos. Considérese que a partir de un solo huevo fértil se producirán miles de formas infectantes. El potencial biótico de los caracolillos es alto, pues un solo individuo suele producir hasta 25,000 caracoles nuevos en sólo tres meses, principalmente cuando la temperatura es cercana a 22°C, con humedad adecuada (Bravo, 2007).

La fasciola adulta pone entre 10,000 y 20,000 huevos al día. La eliminación fecal de huevos no es constante, hay variaciones de horario y estacionales. Una sola oveja afectada por la carga parasitaria biliar, podría eliminar entre 2 a 2.5 millones de huevos diarios, además de los arrojados al ambiente por otros rumiantes (Bravo, 2007).

3.2.5 Patogenia

La fasciolosis tiene diferentes formas de presentación, las cuales están asociadas a la cantidad y frecuencia de ingestión de metacercarias por parte del hospedero, describiéndose así dos tipos de cuadros clínicos (Quiroz, 2005).

3.2.5.1 Fasciolosis aguda

Corresponde principalmente a la migración de los tremátodos inmaduros desde el intestino hasta las vías biliares. Este cuadro clínico se produce por el consumo de gran cantidad de metacercarias, en un corto período de tiempo. La migración masiva de fasciolas juveniles a través del parénquima provoca una hepatitis traumática con destrucción celular, hemorragias, anemia y muerte en casos graves. Los estadios más patógenos son los de 6 a 8 semanas, ya que son ellos los responsables de la gran destrucción del parénquima hepático y debido a ella de la abundante hemorragia. Este cuadro se produce fundamentalmente en la especie ovina, es de curso rápido y puede llegar a la muerte del animal aproximadamente a los 12 días después de la aparición de los primeros síntomas. Esta forma clínica es imposible de diagnosticar por exámenes coproparasitológicos, ya que los estadios juveniles no producen huevos (etapa prepatente de la infección) (Fredes, 2004).

Durante el período invasivo, el cuadro clínico comprende: dolor localizado en epigastrio y/o cuadrante superior derecho con irradiación a escápula del mismo lado, hepatomegalia, brotes febriles irregulares, náusea, diarrea, malestar general, hiporexia, mialgias, artalgias, urticaria fugaz con dermatografismo poco frecuente. En la biometría hemática puede apreciarse leucocitosis con desviación a la izquierda, anemia e hipereosinofilia (30 - 70%) (Berrueta, 2016).

3.2.5.2 Fasciolosis crónica

Es la presentación menos severa clínicamente de la fasciolosis, aunque es la más común. Se produce por el consumo de pastos leve o moderadamente contaminados durante un largo período de tiempo, lo cual permite que el animal infectado reaccione inmunológicamente y resista la infección (Góngora & Cruz, 2006).

Se presenta transcurridos unos 3 a 5 meses post-infección, y las manifestaciones clínicas están asociadas a la presencia de fasciolas en vías biliares. Los parásitos causan hiperplasia de las paredes con una fibrosis importante, y daño extenso en la arquitectura hepática debido en gran medida a enzimas parasitarias, pudiendo causar así la obstrucción parcial o total de los canalículos biliares, lo cual genera síntomas como dolor abdominal, náuseas, vómito, anorexia, hepatomegalia blanda, fiebre, un cuadro similar al de una colecistitis crónica agudizada. Se consideran consecuencias de la fasciolosis crónica la colecistitis, colangitis, bacterobilia, pancreatitis, cirrosis periportal, y fibrosis hepática. La ictericia se hace evidente ante una obstrucción completa. La eosinofilia se presenta en alrededor del 50% de los casos. Todas estas alteraciones generan pérdida de peso, debilidad, baja en la producción de leche, entre otras (Berrueta, 2016).

Se han reportado casos con una carga parasitaria importante y ausencia de manifestaciones clínicas, lo que puede considerarse una amenaza silenciosa, ya que los parásitos pueden sobrevivir varios años, y si el paciente cursa asintomático o con manifestaciones clínicas inespecíficas, el daño hepático podría ser irreversible. También se han identificado migraciones erráticas (fasciolosis ectópica) en diferentes tejidos y síndromes con componente alérgico, e ictericia (de tipo obstructivo) (Berrueta, 2016).

3.2.6 Lesiones

La fase aguda se caracteriza por presentar hepatomegalia, y complicaciones como la presencia de hematomas subcapsulares o abscesos blanquecinos en la cara visceral del hígado (Mateus, 1983).

El mayor daño es causado por las duelas jóvenes, durante su migración a través del tejido hepático y al penetrar en los conductos biliares. Este proceso

destruye los tejidos hepáticos y causa hemorragias. Las espinas irritan adicionalmente el tejido que reacciona inflamándose, lo que provoca fibrosis y muerte celular. Los hígados afectados se vuelven voluminosos y quebradizos. Algunas duelas pueden acabar encapsuladas por los tejidos y formar quistes del tamaño de una nuez. También se ven afectados los conductos biliares, presentando una dilatación e inflamación y pueden incluso llegar a calcificarse (Ballweber, 2017).

3.2.7 Diagnóstico

El diagnóstico clínico de la fasciolosis es difícil, debido a que la intensidad de los síntomas y signos está condicionada por la magnitud de la carga parasitaria, lo cual hace que los animales que hayan ingerido pocas metacercarias permanezcan asintomáticos, a lo que se le denomina fasciolosis silenciosa. Sin embargo, existen otros métodos de diagnóstico según la fase de la infección en que se encuentre el hospedero definitivo (Bravo, 2007).

En la fase inicial de migración (fasciolosis aguda) se emplean pruebas como:

- Serología: ELISA e inmunofluorescencia indirecta. Se han concentrado los esfuerzos en la obtención de antígenos de excreción/secreción (E/S) y moléculas recombinantes para mejorar las pruebas serológicas, de gran utilidad en el diagnóstico temprano de la enfermedad (fase de invasión).

Varias cisteínproteinasas, abundantes en los parásitos juveniles y adultos se emplean como marcadores específicos para el serodiagnóstico de la fasciolosis. También se han utilizado cisteinproteinasas recombinantes con resultados similares.

- Bioquímica sanguínea: los animales con fasciolosis aguda presentan leucocitosis con eosinofilia, lo cual es una ayuda complementaria de diagnóstico, más no una prueba de diagnóstico en sí (Berrueta, 2016).

En la fase de estado o fasciolosis crónica, generalmente se emplean pruebas como los exámenes parasitológicos, los cuales son positivos transcurridos de 3 a 4 meses post-infección, cuando los parásitos adultos eliminan huevos y éstos pueden identificarse en:

- Exámenes coproparasitológicos (CPS) de concentración por sedimentación. La eliminación de huevos es irregular y puede ser baja o inexistente en infecciones con uno o pocos parásitos en infecciones crónicas.
- La presencia del huevo operculado de *Fasciola hepática*.
- Detección de coproantígenos: a través del método de ELISA.
- Métodos invasivos: mediante el estudio de contenido duodenal y biopsia de tejidos (Berrueta, 2016).

3.2.7.1 Diagnóstico clínico

Ante la sospecha de fasciolosis debe de realizarse una anamnesis correcta de la zona donde se encuentran los animales enfermos, recabando información detallada donde se verá si existen zonas húmedas con corrientes de agua lenta, los cuales son lugares propicios para el desarrollo de poblaciones del caracol del género *Lymnaea*; se hará una búsqueda de estos caracoles tratando de detectar su presencia. Generalmente el productor o propietario de los animales conoce alguna historia previa de la enfermedad (Estrela, 2003).

3.2.7.1.1 Fasciolosis aguda

Dependiendo de la época del año y el clima puede haber infestaciones masivas en bovinos y ovinos, que luego de dos o tres semanas se puede manifestar como una fasciolosis aguda especialmente en ovinos o vacunos jóvenes. Los animales muestran síntomas clínicos de fasciolosis con fiebre ligera, abatimiento, debilidad, aumento del volumen del hígado, con dolor y ascitis. Estos síntomas de aparición rápida, son acompañados por la muerte de algunos animales (Estrela, 2003).

3.2.7.1.2 Fasciolosis crónica

Los hospederos se infestan con metacercarias paulatinamente, por lo que el período de migración del parásito pasa sin signos aparentes. Los parásitos se van acumulando en los canalículos del hígado provocando una fasciolosis crónica con síntomas como la presencia de una anemia progresiva con aparición de edema frío en párpados, submaxilar, cuello y pecho. A la percusión se nota un aumento de la zona hepática. Pueden tener diarreas (Estrela, 2003).

3.2.7.2 Diagnóstico por necropsia

Los signos clínicos de la fasciolosis son inespecíficos, por lo que se necesita la confirmación por la necropsia o del laboratorio. Mediante la realización de la necropsia se llega a un diagnóstico definitivo de la enfermedad. Se practica en animales recientemente muertos o se sacrifica al animal que presente los signos más graves de la enfermedad. Si se trata de fasciolosis aguda, se encuentran hemorragias en el parénquima hepático, producidas por la migración de los parásitos inmaduros durante las primeras 8 semanas post-infestación. Hay una

gran inflamación del hígado, con trayectos en el parénquima con sangre coagulada. Hay además hematomas subcapsulares, congestión venosa y peritonitis fibrosa. Si se corta el hígado en láminas de 1 centímetro de grosor, se pueden encontrar en el parénquima gran número de formas jóvenes de *F. hepatica* (Estrela, 2003).

En la fasciolosis crónica los síntomas dependen del número de parásitos existentes. Se manifiesta con colangitis, fibrosis hepática, ganglios linfáticos agrandados y al corte de los canales biliares se les ve engrosados y con depósitos calcáreos (en bovinos) con la presencia de parásitos adultos. Se han utilizado "tracers", preferentemente ovinos, limpios de *F. hepatica* que se hacen pastorear en áreas infectadas o en potreros problema por determinados períodos de tiempo. Luego se les saca por doce semanas a áreas sin infestación y se les realiza la autopsia. Este método ha dado buen resultado para estudios epidemiológicos y para detectar áreas problemas en un establecimiento (Estrela, 2003).

3.2.7.3 Diagnóstico de laboratorio

Cuando el examen clínico y la necropsia no se pueden realizar, es necesario recurrir al laboratorio para que ayude en el diagnóstico de la enfermedad. Las diferentes pruebas que se pueden realizar detectan a la fasciolosis en las distintas etapas de evolución, debido a que las lesiones hepáticas producidas por la enfermedad, deberían alterar indicadores sanguíneos capaces de evidenciar anemia y funciones hepáticas anormales (Estrela, 2003).

3.2.7.4 Detección de huevos de *F. hepatica* 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 (Estrela, 2003).

Los métodos se basan en la concentración de los huevos de *F. hepatica* de las materias fecales, para ser visualizados en el microscopio. Estos métodos se basan en la flotación, sedimentación o en el tamizado de materias fecales (Estrela, 2003).

3.2.7.4.1 Técnica de flotación

Se utilizan soluciones saturadas de alta densidad con sulfato de zinc o sulfato de magnesio. Estas soluciones hacen flotar los huevos favoreciendo su visualización. Estos métodos tienen la desventaja que las sustancias usadas son corrosivas para metales y pueden deformar o destruir los huevos (Estrela, 2003).

3.2.7.4.2 Técnica de sedimentación

Se basa en que el tiempo de caída de los huevos de *F. hepatica* 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 (Estrela, 2003).

3.2.7.4.3 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 *F. hepatica*. 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 (Estrela, 2003).

Para la aplicación de cualquiera de estas técnicas es muy importante la extracción de la muestra. La infestación 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. Los datos obtenidos por la visualización de los huevos pueden ser cuantitativos o cualitativos. Los resultados cuantitativos son dados en huevos/gr. de materia fecal, por lo tanto, hay que pesar las muestras analizadas (Estrela, 2003).

En los laboratorios donde se utiliza la sedimentación, generalmente se dan los resultados en forma cualitativa debido a que:

- Las técnicas coprológicas para *F. hepatica* tienen mucha variación en cuanto al poder de recuperación de los huevos.
- Los canalículos biliares y la vesícula biliar, son una barrera importante para la eliminación de huevos, lo que hace que ésta sea discontinua.
- Los huevos eliminados de la vesícula biliar se distribuyen al azar en un gran volumen de materia fecal, lo que hace necesario la realización de varios análisis para que éstos sean confiables.
- Es muy difícil, sobre todo en bovinos, relacionar el número de huevos/gr. de materia fecal, con el grado de infestación de los animales.
- La no visualización de huevos en un análisis de materia fecal no indica necesariamente un diagnóstico negativo. Puede haber porciones de materias fecales sin huevos o simplemente las fasciolas presentes son inmaduras (Estrela, 2003).

3.2.7.5 Análisis bioquímico en sangre

Las lesiones producidas en el hígado por la presencia de fasciolas inmaduras y adultas, liberan enzimas que pasan al torrente sanguíneo que pueden ser detectadas (Estrela, 2003).

Generalmente en rumiantes se preconiza asimismo el uso diagnóstico de la actividad glutamato dehidrogenasa (GLDH), la enzima glutamato deshidrogenasa es mitocondrial en el parénquima hepático y por lo tanto su aumento es indicativo de la destrucción de hepatocitos. Sus valores se elevan en plasma luego de los 7 a 14 días de la infección con *F. hepatica*, en la etapa en que sus larvas migran por el parénquima. Luego el parásito, de las 8-12 semanas pasa a los canalículos biliares lo que provoca un aumento de la enzima glutamil-transpeptidasa. Esta enzima se origina en la lesión de los canalículos. Estas 2 enzimas son indicadoras de una enfermedad aguda y subaguda y permiten un diagnóstico temprano (Mussart & Coppo, 2009).

3.2.7.6 Pruebas inmunológicas

Se basa en la capacidad del huésped de desarrollar una respuesta inmune a toda sustancia extraña que actúa como antígeno. La *F. hepatica* está filogenéticamente lejana de sus hospederos y constituyen una fuente antigénica provocando una respuesta de tipo humoral y celular que permanece en el animal (Estrela, 2003).

Algunas de estas sustancias son parte de la estructura del parásito, antígenos somáticos, otras son el resultado de su actividad fisiológica, antígenos metabólicos o de excreción/secreción. La detección de anticuerpos se ha realizado con técnicas como: fijación de complemento, aglutinación pasiva, inmuno-electroforesis. Reacciones de tipo anafiláctico intradérmico reacción del tipo de tuberculina se han utilizado en bovinos con resultados aleatorios. Técnicas recientes más sensibles y específicas han sido desarrolladas utilizando la inmuno

absorción de enzimas (ELISA, Fast-ELISA, Dot-ELISA) para ser utilizadas en rumiantes. En el momento, con nuevas tecnologías, se han purificado antígenos y producido antígenos recombinantes, lo que ha mejorado la sensibilidad y especificidad de éstas técnicas por lo que se espera que su aplicación sea más difundida (Estrela, 2003).

3.2.7.7 Diagnóstico diferencial

En humanos, el dolor abdominal y la eosinofilia se presentan en la mayor parte de los casos de infección por *F. hepática*, por lo que debe realizarse el diagnóstico diferencial con otras enfermedades parasitarias, entre ellas ascariasis, uncinariasis, strongyloidosis, larva migrans visceral, abscesos hepáticos y hepatitis virales (Berrueta 2016).

En rumiantes la fasciolosis aguda se debe diferenciar de hemonchosis, hepatitis necrótica infecciosa, ántrax, enterotoxemia, deficiencias de cobre o cobalto, parasitosis gastrointestinales (principalmente ostertagiosis) y la enfermedad de Johne (Cruz, 2012).

3.2.8 Tratamiento

Por las condiciones en que se desenvuelven usualmente los sistemas de producción de ganadería vacuna, es bastante complicado desarrollar un efectivo programa de control. No obstante, es necesaria la complementación de tratamientos antiparasitarios con medidas de manejo que tiendan a minimizar el riesgo de infección de los animales en pastoreo, asumiendo que la erradicación de la fasciolosis en un establecimiento ganadero es prácticamente inalcanzable (Serrano, 2015).

Para reducir el número de parásitos en el animal se utilizan drogas fasciolicidas. Existen varias fórmulas en el mercado con diferente eficiencia sobre

los estadios inmaduros y adultos del parásito, lo que deberá tenerse en cuenta para un uso eficiente de los mismos. Se deberá evaluar también la categoría animal (los animales jóvenes son más susceptibles) y la época del año para tratar de evitar la continua infección. Es muy importante elegir apropiadamente el producto ya que la amplitud de la eficacia de los mismos es fundamental para controlar los distintos estadios evolutivos del parásito en los animales infectados (César, 2012).

En general los benzimidazoles funcionan muy bien, el mejor es el triclabendazol porque afecta las formas inmaduras. Lo malo es que tienen un tiempo de retiro prolongado para vacas en producción lechera, por lo que lo recomiendan principalmente para vacas secas. El fármaco de elección en el tratamiento de fasciolosis es el triclabendazol, administrado en 1 a 2 dosis de 10 a 12 mg/kg, postprandial, el cual destruye formas inmaduras y adultas del parásito. Otras alternativas de tratamiento son el closantel a dosis de 10 mg/kg o bien se puede utilizar albendazol a doble dosis. Existen productos a base de clorsulón, el cual es un derivado sulfonamídico de amplio uso como antiparasitario interno fasciolicida en el ganado bovino y ovino; es muy eficaz contra los adultos de *Fasciola hepatica* y contra algunos de sus estadios inmaduros; el tratamiento consiste en utilizar clorsulón en dosis de 7 a 8 mg/kg (Cruz, 2012).

Algunos fasciolicidas no son efectivos contra estadios inmaduros, por lo que no son recomendables en casos agudos de la enfermedad. Se debe tener en cuenta el espectro de eficacia del fasciolicida debido a que el parásito provoca grandes daños al hígado, ya sea durante la migración a través del tejido (hasta las 6 semanas de la infección) o cuando ocupa los canalículos biliares (semana 7 de la infección en adelante). En condiciones de infección continua, se pueden encontrar todos los estadios de evolución del parásito por lo que la amplitud de la eficacia se vuelve fundamental en la práctica (Serrano, 2015).

3.2.9 Control

La implementación de un programa racional de control de la fasciolosis debe apoyarse en la dinámica estacional de la infección en las pasturas y en los animales, sumado a la evaluación y contención de los factores de riesgo vinculados con la infección y dependientes del manejo del rodeo o majada. El objetivo de un programa de control debería involucrar un esquema preventivo de infección de los animales a través de la provisión de pasturas con bajos niveles de infección por metacercarias (Serrano, 2015).

Las acciones a desarrollar en un plan de control deberían apuntar a:

- Eliminar el parásito del animal en pastoreo.
- Limitar las posibilidades de infección con metacercarias.
- Reducir las poblaciones de los caracoles intermediarios del ciclo de *F. hepatica* (Serrano, 2015).

3.2.9.1 Eliminar el parásito del animal en pastoreo

Desparasitar a los bovinos mayores de siete meses con drogas específicas contra *Fasciola*. El objetivo del tratamiento es eliminar el agente causal de la enfermedad e interrumpir la excreción de los huevos con la materia fecal, para así prevenir la infección de los caracoles y la contaminación de las pasturas (Mateus, 1983).

Si bien los programas de control deben realizarse teniendo en cuenta aspectos regionales epidemiológicos, de manejo y clima, una estrategia de tratamientos en establecimientos con problemas puede ser:

- Principios de invierno, para eliminar los parásitos instalados desde el verano y reducir la contaminación de las pasturas.
- Durante el verano, para eliminar los parásitos ingeridos en invierno.

El movimiento de los animales a pasturas libres de contaminación, es lo más recomendable después de los tratamientos (Serrano, 2015).

3.2.9.2 Limitar las posibilidades de infección con metacercarias

Si en las áreas de pastoreo existen cursos de agua bien delimitados es posible minimizar el riesgo de infección de los animales con un alambrado transitorio o permanente que no permita acceder a los pastos infectados con metacercarias. Sin embargo, esta práctica puede limitar la superficie de pastoreo por lo que, si este aspecto se torna crítico, se debe entonces recurrir a la rotación de los potreros combinado con tratamientos antihelmínticos. En el esquema de rotación, cuando los animales van a acceder a los potreros limpios se debe tener en cuenta que, dependiendo del principio activo utilizado en el último tratamiento, los animales podrán excretar nuevamente huevos de *F. hepatica* en un lapso que variará entre 1 y 10 semanas, provocando la contaminación de las pasturas (Serrano, 2015).

3.2.9.3 Reducir la población de caracoles

Debido a que el caracol del género *Lymnaea* es vital para el ciclo y transmisión de los tremátodos, se puede inferir que la eliminación de los mismos del ambiente evitaría la presentación de la enfermedad en los animales. Teniendo en cuenta que la eliminación de las colonias de caracoles es difícil y ecológicamente cuestionable, los métodos utilizados que limitan el tamaño de las poblaciones de caracoles pueden ser químicos, físicos y biológicos (Serrano, 2015).

3.2.9.4 Control químico, aplicación de molusquicidas

Tradicionalmente se ha recomendado la utilización de sulfato de cobre. Es recomendable la primera aplicación al inicio del verano para eliminar las poblaciones que sobrevivieron al invierno. La ventaja es que en esta época hay poca vegetación y esto facilita el contacto entre el molusquicida y el caracol; la desventaja es que aún los hábitats están muy húmedos siendo difícil el acceso y es mayor la cantidad de molusquicida a usar. Una segunda aplicación podría realizarse al final del verano, con el objeto de eliminar la progenie de los sobrevivientes a la primera aplicación. Es de destacar que el uso de químicos conlleva riesgos tales como acumulación de residuos tóxicos en agua y suelo, además del efecto negativo en la fauna circundante (Serrano, 2015).

3.2.10 Control físico

Estos procedimientos se resumen en mejorar los drenajes de las pasturas y buscar distribuir o limitar los hábitats de caracoles drenando áreas pantanosas, canalizando corrientes de agua, limpiando canales de riego, construyendo represas y evitando el derrame permanente de los bebederos (Serrano, 2015).

3.2.11 Control biológico

Existen plantas, algas, bacterias y algunos animales que pueden reducir el crecimiento y reproducción de los caracoles anfibios del género *Lymnaea*, por predación, infección o competición. Hay casos documentados donde se ha demostrado que los patos se comen a estos caracoles, reduciendo así las poblaciones de los mismos (Olaechea, 2007).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Recursos humanos

- Estudiante.
- Dos docentes asesores.
- Técnico del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad San Carlos de Guatemala.

4.1.2 Recursos biológicos

- 103 bovinos de la cabecera departamental de Chiquimula, de los cuales se obtendrán las muestras coprológicas a procesar.

4.1.3 Recursos de campo

- Vehículo.
- Gasolina.
- Botas de hule.
- Hielera de 5 litros de capacidad.
- Bolsas de hielo.

- Libreta de apuntes.
- Lapicero/ Pluma.
- Masking Tape.
- 103 bolsas nylon de 5 libras.
- Cámara fotográfica.

4.1.4 Recursos de laboratorio

- 500g de Sulfato de Sodio (Na_2SO_4) al 99%.
- 1 litro de HCl 28%.
- 500 ml de éter.
- Tween 80.
- Pipetas Pasteur.
- Balanza digital de 0.1 a 400 gramos.
- Centrífuga.
- Tubos para centrífuga de 12ml de capacidad.
- Mascarilla N95.
- Guantes de látex.
- Beaker de 80 ml.
- Gradillas para tubos de centrífuga de 24.5 x 7 x 4.5 centímetros.
- Microscopio óptico.
- Láminas portaobjetos estándar.
- Láminas cubreobjetos de 24 x 48 milímetros.
- Gasa.
- Tijeras.

4.1.5 Centros de referencia

- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad San Carlos de Guatemala.
- Departamento de Parasitología de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Internet.

4.2 Metodología

4.2.1 Diseño de estudio

El estudio tiene un diseño descriptivo de corte transversal.

4.2.2 Área de estudio

Para efectos del estudio se seleccionó la población de bovinos ubicados en las vegas del Río San José, en la cabecera departamental de Chiquimula, ya que en dicho lugar las explotaciones extensivas de ganado bovino utilizan potreros que se encuentran en la periferia de dicho río, los cuales son regados a través del método de inundación, por medio de un sistema de tomas que esparcen el agua del río en los potreros, proporcionando a su vez el agua de bebida a los animales. Además, se han reportado a nivel de rastro casos de hígados afectados, sin embargo, no existen casos documentados formalmente.

4.2.3 Estimación de la muestra

El cálculo de la muestra se realizó a través del programa Epidat, versión 4.2; tomando como base una población total de 140 animales que se encuentran pastoreando en las vegas del Río San José, en potreros donde el agua de bebida proviene del río y es distribuida a los potreros mediante un sistema de tomas con

una corriente lenta, lo cual puede ser un factor predisponente para la presencia del caracol del género *Lymnaea*.

La muestra fue calculada con un 95% de confianza y un error de estimación del 5%. Tomando como base una prevalencia del 5.9% (González, 2011). La cantidad de animales a muestrear fue de 55. Se trabajó con seis explotaciones, de las cuales se tomó 10 animales al azar de cada una de las cinco con mayor cantidad de bovinos y de la explotación más pequeña únicamente se escogieron 5, para muestrear el total de 55 animales que comprendía la muestra.

4.2.4 Recolección de las muestras

Se tomaron muestras de heces directamente del recto de los bovinos, utilizando bolsas plásticas de 5 libras, las cuales fueron identificadas individualmente con masking tape y lapicero, colocando el número de arete o número de registro de cada animal y el respectivo número de muestra.

4.2.5 Transporte de las muestras

Las muestras de heces fueron transportadas al laboratorio de parasitología dentro de una hielera plástica con hielo, para evitar que las heces sufrieran una descomposición por el aumento de temperatura que pudiera causar resultados erróneos en la prueba de análisis.

4.2.6 Procesamiento de las muestras

Dichas muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad San Carlos de Guatemala, utilizando para su efecto la Técnica AMS III (Acid medium substrate)

para determinar la presencia de *Fasciola hepática* en las heces de los bovinos muestreados.

4.3 Técnica de laboratorio

4.3.1 Técnica AMS III

4.3.2 Preparación

Preparar el medio AMS de la siguiente manera:

- Solución A: Disolver 45 ml de HCl al 28% en 55 ml de agua.
- Solución B: Disolver 9.6 g de Na₂SO₄ en 100 ml de agua
- Mezclar solución A y la solución B 1:1 antes de usar.

4.3.3 Procedimiento

- Colocar 0.5 g de muestra fecal, tomado de varias porciones de las heces, en un tubo pequeño que contenga una pequeña cantidad de agua y agitar vigorosamente.
- Adicionar agua para incrementar el volumen a 15 ml y filtrar la suspensión fecal a través de una gasa en un tubo apropiado para centrifugación (capacidad de 20 – 25 ml).
- Decantar el sobrenadante después de centrifugar a 2,000 r.p.m. por un minuto.
- Agregar 7 – 10 ml de medio AMS, 2 – 3 gotas de Tween 80 y 3 – 5 ml de éter al sedimento. Después agitar a mano el tubo con un tapón apretado vigorosamente por 20 a 30 segundos.
- Centrifugar a 2,000 r.p.m. por 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 en una lámina limpia ya sea inclinando el tubo o aspirando el sedimento con una pipeta larga y descargar sobre una lámina. Colocar un cubreobjetos y examinar microscópicamente (González, 2011).

4.4 Análisis estadístico

Se realizaron cálculos de porcentajes, una tabla de distribución de frecuencias y gráficas para la interpretación de resultados.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El total de animales muestreados fue de 55, la selección de los animales se realizó incluyendo animales de todas las edades posibles y de ambos sexos, para que la muestra fuese lo más representativa posible. No se incluyeron animales menores a 1 año de edad, pues éstos, generalmente se quedan dentro de los corrales o son enviados a pastorear a potreros en otras áreas, ya que en su mayoría, son sistemas de producción lechera en los que únicamente hay un amamantamiento restringido (Ver cuadro 3) (Rosete, 2018).

Los resultados del análisis coproparasitológico empleando la Técnica AMS III, fueron de 31 animales positivos y 24 negativos, lo que representa un 56.36% (IC al 95% de 43.3% a 69.5%) de animales positivos y un 43.64% de animales negativos a *Fasciola hepatica*, en el área de las vegas del Río San José, en Chiquimula, Guatemala. Al consultar los registros de las unidades de producción a las que pertenecen los animales muestreados, se constató que éstos nacieron y se han desarrollado hasta el día de hoy en los potreros ubicados en el área en la que se efectuó el estudio (Ver cuadro 1).

Se evidenció que hubo tanto hembras como machos positivos al diagnóstico coproparasitológico de *F. hepatica*. El 53.33% de los machos muestreados y el 60% de las hembras, fueron positivos al diagnóstico de dicho parásito. Considerando que, de los 55 animales de la muestra, únicamente 15 son machos, los cuales eran utilizados como reproductores, o bien, terneros obtenidos a través de inseminación artificial para el mismo fin, debido a que la mayor parte de productores venden los terneros machos ya que su actividad económica principal es la producción de leche (Ríos, 2008).

Respecto al porcentaje de animales positivos de cada una de las edades muestreadas, los resultados son: animales de 1 y 2 años de edad, el 50%; animales de 3 años de edad el 55.56%; animales de 4 años de edad, el 54.55%; animales de 5 años de edad, el 77.78%; animales de 6 años de edad, el 66.67% y animales de 7 años de edad únicamente el 33.33%; mientras que de los animales de 8 años de edad, el 0% fue positivo a *F. hepatica* (Ver cuadro 2) (Ríos, 2008).

En cuanto a los 24 animales que dieron un resultado negativo a la prueba de diagnóstico coproparasitológico AMS III, pudo deberse a que se encontraban en la fase inicial de la infección al momento de ser muestreados y, en dicha fase, el parásito se encuentra en un proceso de migración desde intestino hacia las vías biliares, sin haber alcanzado aún la madurez sexual necesaria para eliminar huevos a través de las heces de su hospedero definitivo (Fredes, 2004).

Vale la pena mencionar que según estudios, la Técnica AMS III es el método de diagnóstico a través del análisis de heces, más certero para *F. hepatica*, reduciendo significativamente la probabilidad de tener falsos negativos, pues un trabajo realizado por Chang (2008), demostró la detección del 62.5% más de casos positivos comparando la Técnica AMS III versus la Técnica de Dennis y colaboradores.

VI. CONCLUSIONES

- El 56.36% (IC al 95% de 43.3% a 69.5%) de los animales muestreados resultó positivo a *F. hepatica*, siendo negativo el 43.64% restante.
- El área de Las Vegas del Río San José, Chiquimula, es un área endémica para distomatosis hepática en bovinos.
- El 60% de las hembras y el 53.33% de los machos sujetos al estudio, dieron un resultado positivo al diagnóstico de *F. hepatica*.
- Las edades con la mayor proporción de animales positivos, fue la de 5 años, con 77.78% y la de 6 años de edad con 66.67%.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar un estudio que determine la presencia de caracoles del género *Lymnaea* en el área donde pastorean los animales que fueron sujetos a la investigación.
- Incluir en los planes profilácticos de los hatos de producción bovina ubicados en Las Vegas del Río San José, Chiquimula, la desparasitación de rutina con fármacos que actúen contra *F. hepatica*, pues ya se evidenció la presencia del parásito en la región.
- Realizar análisis coproparasitológicos a lo largo del año para determinar el comportamiento de la enfermedad.
- Emplear sulfato de cobre en las aguadas y la limpieza de los canales de agua en los potreros, para disminuir las condiciones propicias para el desarrollo del caracol del género *Lymnaea*.
- Realizar una prueba complementaria a los animales que den un resultado negativo al diagnóstico coproparasitológico, para descartar la posibilidad de que existan falsos negativos por la presencia de estadíos juveniles de *F. hepatica* que aún no eliminan huevos a través de las heces de los bovinos infectados.

VIII. RESUMEN

Fasciola hepatica es el parásito más comúnmente encontrado en el parénquima hepático y los canalículos biliares de los bovinos. En salud pública, la distomatosis hepática es considerada como una zoonosis. En la mayor parte de los sistemas de producción extensiva de ganado bovino, ubicados en la cabecera departamental de Chiquimula, los animales se encuentran en potreros que son regados por medio de inundación, con agua proveniente del Río San José, la cual sirve también de bebida para los animales y llega a ellos a través de un sistema de canales con corrientes lentas, lo cual aunado a la humedad de los potreros, son factores importantes para el desarrollo del caracol del género *Lymnaea*, el cual actúa como huésped intermediario en el ciclo evolutivo de *F. hepatica*.

Se realizó un estudio descriptivo de corte transversal, el cual tuvo como objetivo determinar la presencia de distomatosis hepática en bovinos de las vegas del Río San José, Chiquimula; para lo cual se extrajeron muestras de heces fecales de 55 bovinos, las cuales fueron analizadas a través de la Técnica AMS III. Se determinó que el 56.36% de los animales muestreados presentaron un resultado positivo a la presencia de *F. hepatica* a través de la Técnica AMS III, esto representa al 53.33% de los machos y al 60% de las hembras que fueron sujetos al estudio. La procedencia de todos estos animales era del área en la que se realizó el estudio, habiendo nacido y desarrollándose allí. Los resultados negativos del diagnóstico coproparasitológico, se le atribuyen a la existencia de una infección en fase temprana en dichos animales, lo cual ocasiona que no exista una eliminación de huevos en heces y por tanto da un resultado negativo a la prueba diagnóstica.

SUMMARY

Fasciola hepatica is the parasite most commonly found in the hepatic parenchyma and bile canaliculi of cattle. In public health, hepatic dystomatosis is considered a zoonosis. In most of the systems of extensive production of cattle, located in Chiquimula, the animals are in pastures that are watered by means of flood, with water from the San José River, which also serves as a drink for animals and comes to them through a system of channels with slow currents, which coupled with the humidity of the paddocks, are important factors for the development of the snail *Lymnaea* genus, which acts as an intermediate host in the evolutionary cycle of *F. hepatica*.

A descriptive cross-sectional study was made, which aimed to determine the presence of hepatic dystomatosis in bovines from the vegas of the San José River, Chiquimula; for which stool samples were taken from 55 cattle, which were analyzed through the AMS III Technique. It was determined that 56.36% of the sampled animals presented a positive result to the presence of *F. hepatica* through the AMS III Technique, this represents 53.33% of the males and the 60% of the females that were subject to the study. The origin of all these animals was from the area in which the study was conducted, having been born and developed there. The negative results of the coproparasitological diagnosis, are attributed to the existence of an infection in the early phase in these animals, which causes that there is no elimination of eggs in feces and therefore gives a negative result to the diagnostic test.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ballweber, L. R. (2017). *MSD Veterinary Manual*. Kenilworth, New Jersey, USA: Merck & Co. Recuperado de <http://www.msdrvetermanual.com/digestive-system/fluke-infections-in-ruminants/fasciola-hepatica-in-ruminants>
- Berrueta, T. U. (2016). *Facultad de Medicina UNAM*. México: Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina UNAM. Recuperado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/fasciolosis.html>
- Berrueta, T. U. (2016). *Facultad de Medicina UNAM*. México: Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina UNAM. Recuperado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/trematodos.html>
- Bravo, T. C. (2007). *Fasciola hepatica, ciclo biológico y potencial biótico*. *Medigraphic Artemis*, 54, 21-27.
- Chang, M. (2008). Evaluación de la Técnica AMS III, contra la técnica tradicional de Dennis y colaboradores para el diagnóstico de Distomatosis Hepática en ovinos de la Aldea El Carpintero, Chiantla, Huehuetenango. (Tesis de pregrado). Universidad San Carlos de Guatemala.
- César, D. (2012). *Fasciolosis en bovinos y ovinos*. *Santa Elena Laboratorios*, 3, 1-4.
- Cruz, M. M. (2008). *Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Bovinos*. México: Departamento de Reproducción FMVZ UNAM. Recuperado de <http://www.ammveb.net/clinica/fasciolosis.pdf>

- Estrela, H. C. (2003). Diagnóstico de Fasciola hepática. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 34, 1-4. Recuperado de http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/44-diagnostico_fasciola_hepatica.pdf
- Fredes, F. (2004). *Patología Veterinaria*. La Pintana, Santiago, Chile: Unidad de Patología, Universidad de Chile. Recuperado de <http://www.patologiaveterinaria.cl/Monografias/Numero1/05.htm>
- Galindo, J. F. (2004). Fasciolosis Bovina. *Sitio Argentino de Producción Animal*. 43, 1-7. Recuperado de http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/37-fasciolosis_bovina.pdf
- Góngora, R., y Santa Cruz, G. (2006). *Prevalencia de Fasciola hepatica en bovinos faenados en el matadero municipal de la Ciudad De La Paz, octubre 2005 a marzo 2006* (Tesis de pregrado). Universidad Autónoma Gabriel René Moreno, Bogotá, Colombia.
- González, M. (2011). *Determinación de la prevalencia de Fasciola hepatica en caprinos, a través del método AMS III, en el municipio de Chimaltenango, del departamento de Chimaltenango, Guatemala año 2011* (Tesis de pregrado). Universidad San Carlos de Guatemala, Guatemala, Guatemala.
- Mateus, G. (1983). *Parásitos Internos de los Bovinos*. Turrialba, Costa Rica: CATIE.
- Mussart, N. B., y Coppo, J. A. (2009). *Indicadores sanguíneos de daño hepático en novillos cruza cebú parasitados por Fasciola hepatica*. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 29, 1-5. Recuperado de revistas.unne.edu.ar/index.php/vet/article/download/1854/1604

- Olaechea, F. (2007). *Instituto de Tecnología Agropecuaria*. Bariloche, Argentina: Ediciones INTA. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_fasciola_heptica_en_ovinos.pdf
- Quiroz, H. (2005). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*. Distrito Federal, México: Editorial Limusa, S. A.
- Ríos, G. (2008). *Análisis de costeo para un sistema de producción de lechería especializada*. Universidad Nacional de Colombia. Medellín, Colombia. Recuperado de: <http://www.scielo.org.co/pdf/dyna/v75n155/a04v75n155.pdf>
- Rosete, J. (2018). *Control del amamantamiento en vacas para reducir el anestro post parto*. Unión Ganadera Regional de Jalisco. Recuperado de http://www.ugrj.org.mx/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=523
- Serrano, J. (2015). *Productos y Servicios Ganaderos*. Colombia: Prosegran. Recuperado de <http://jairoserano.com/2015/02/fasciola-heptica-en-rumiantes/>

X. ANEXOS

Anexo 1. Resultados del examen coprológico.

No. De la muestra	Código del animal	Edad	Sexo	Raza	Procedencia	Resultado	
						Positivo	Negativo
1	1017	1 año	Macho	Angus	Chiquimula	+	
2	2077	1 año	Hembra	Simmental	Chiquimula		-
3	302/7	1 año	Hembra	Simmental	Chiquimula		-
4	5057	1 año	Macho	Brahman	Chiquimula		-
5	5067	1 año	Macho	Brahman	Chiquimula	+	
6	5027	1 año	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
7	6097	1 año	Macho	Brahman	Chiquimula	+	
8	6077	1 año	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
9	6037	1 año	Hembra	Angus	Chiquimula		-
10	6117	1 año	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula	+	
11	4246	2 años	Macho	Gyr	Chiquimula		-
12	4356	2 años	Macho	Brahman	Chiquimula	+	
13	0026	2 años	Macho	Brahman	Chiquimula		-
14	0046	2 años	Macho	Brown Swiss	Chiquimula	+	
15	101/6	2 años	Macho	Simmental	Chiquimula		-
16	097	2 años	Hembra	Simmental	Chiquimula	+	

17	0071	3 años	Macho	Brahman	Chiquimula	+	
18	8938	3 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula	+	
19	8893	3 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
20	8883	3 años	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
21	8848	3 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula		-
22	8895	3 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula	+	
23	8837	3 años	Hembra	Gyr	Chiquimula		-
24	8911	3 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
25	8846	3 años	Hembra	Gyr	Chiquimula		-
26	8844	4 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
27	089	4 años	Hembra	Holstein	Chiquimula	+	
28	4196	4 años	Hembra	Holstein	Chiquimula		-
29	8855	4 años	Hembra	Holstein	Chiquimula	+	
30	8958	4 años	Hembra	Gyr	Chiquimula	+	

		años					
31	8913	4 años	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
32	8939	4 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula		-
33	8963	4 años	Hembra	Gyr	Chiquimula	+	
34	8909	4 años	Hembra	Gyr	Chiquimula		-
35	8916	4 años	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
36	8861	4 años	Hembra	Holstein	Chiquimula	+	
37	8928	5 años	Hembra	Hosltein	Chiquimula	+	
38	8939	5 años	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
39	8868	5 años	Hembra	Simmental	Chiquimula	+	
40	8919	5 años	Hembra	Simmental	Chiquimula	+	
41	311	5 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
42	001	5 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
43	38/13	5 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula		-

44	009	5 años	Hembra	Brown Swiss	Chiquimula	+	
45	025	5 años	Hembra	Holstein	Chiquimula	+	
46	738	6 años	Hembra	Brahman	Chiquimula		-
47	812/1	6 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
48	26/1	6 años	Hembra	Gyr	Chiquimula		-
49	4/26	6 años	Hembra	Brahman	Chiquimula	+	
50	360/11	6 años	Hembra	Gyr	Chiquimula	+	
51	781	6 años	Macho	Gyr	Chiquimula	+	
52	1846/5	7 años	Macho	Brahman	Chiquimula		-
53	1853/5	7 años	Macho	Brahman	Chiquimula		-
54	746/5	7 años	Hembra	Holstein	Chiquimula	+	
55	1521/4	8 años	Macho	Brown Swiss	Chiquimula		-
Total						31	24

Fuente: Elaboración propia

Anexo 2. Resultados del análisis coproparasitológico de bovinos de las vegas del Río San José, Chiquimula, 2018.

Sexo	No. De muestras	Positivas	Negativas
Machos	15	7	7
Hembras	40	24	17
Total		31	24

Fuente: Elaboración propia

Anexo 3. Porcentaje de animales positivos de cada una de las edades muestreadas para el diagnóstico de *Fasciola hepatica* en las vegas del Río San José, Chiquimula, Guatemala, año 2018.

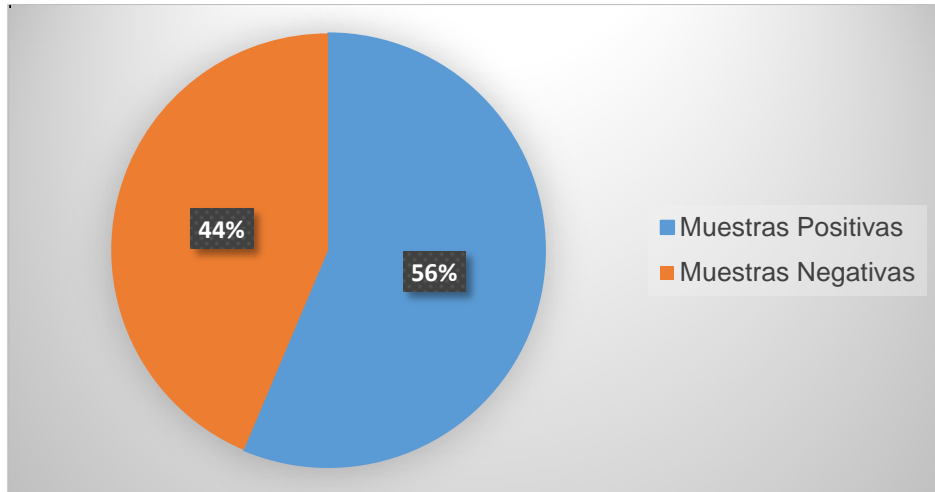
Edad	Porcentaje de resultados positivos
1 y 2 años	50%
3 años	55.56%
4 años	54.55%
5 años	77.78%
6 años	66.67%
7 años	33.33%

Fuente: Elaboración propia

Anexo 4. Categorización por sexo y edad de los bovinos muestreados para el diagnóstico de *Fasciola hepatica* en las vegas del Río San José, Chiquimula, Guatemala, año 2018.

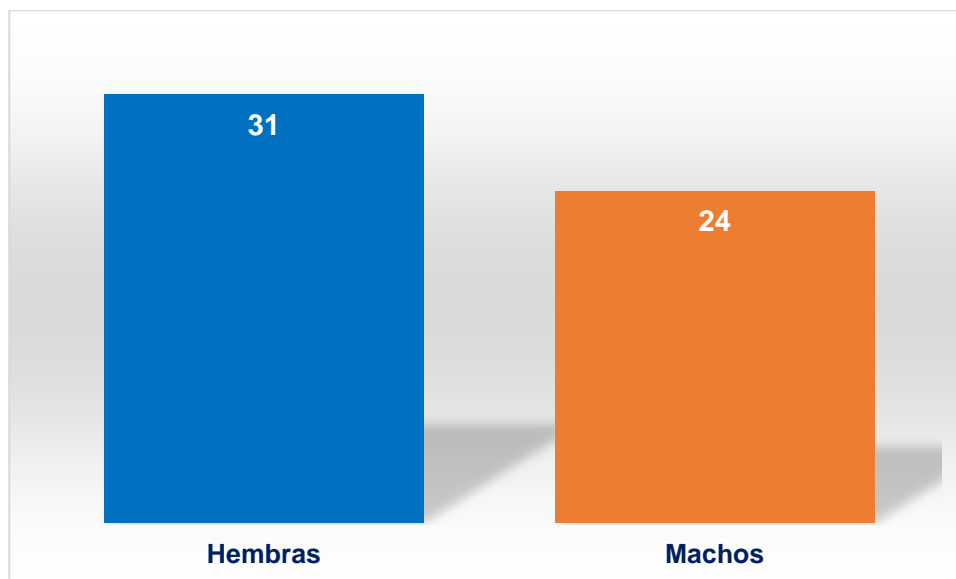
Edad	Machos		Hembras	
	Positivos	Negativos	Positivas	Negativas
1 año	3	1	2	4
2 años	2	3	1	0
3 años	1	0	4	4
4 años	0	0	6	5
5 años	0	0	7	2
6 años	1	0	3	2
7 años	0	2	1	0
8 años	0	1	0	0
Total	7 machos (+)	7 machos (-)	24 hembras (+)	17 hembras (-)

Fuente: Elaboración propia



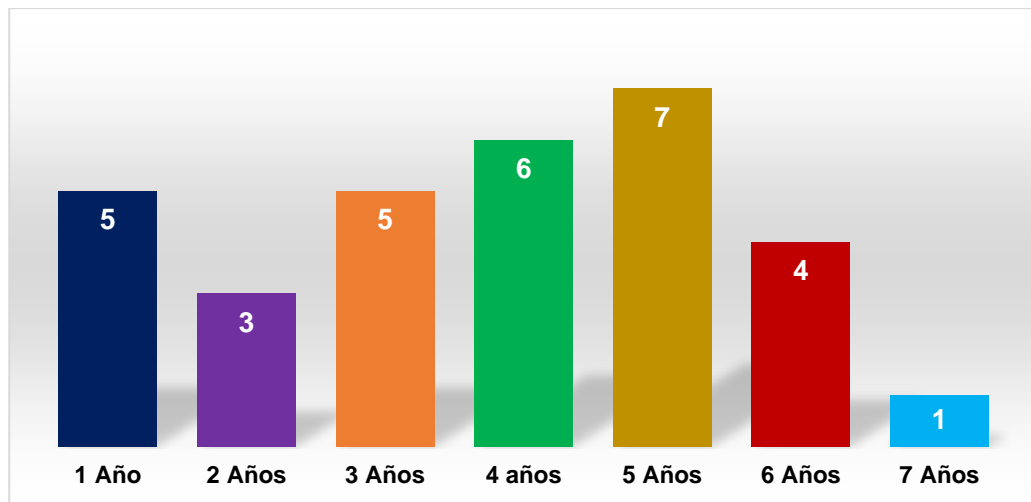
Anexo 5. Resultados del análisis coproparasitológico de bovinos de las vegas del Río San José, Chiquimula, 2018.

Fuente: Elaboración propia



Anexo 6. Categorización por sexo de los animales positivos a *Fasciola hepatica*

Fuente: Elaboración propia



Anexo 7. Categorización por edad de los animales positivos a *Fasciola hepatica*

Fuente: Elaboración propia

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

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE DISTOMATOSIS
HEPÁTICA MEDIANTE LA TÉCNICA AMS III, EN BOVINOS DE LAS
VEGAS DEL RÍO SAN JOSÉ, CHIQUIMULA, GUATEMALA, AÑO
2018**

f. 
ALVARO EDUARDO MONROY LINARES

f. 
M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
ASESOR


M.V. Alejandro José Hun Martínez
ASESOR

f. 
M.A. Ludwig Estuardo Figueroa Hernández
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. 
M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
DECANO

