



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
MAESTRIA EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.**

Departamento de Parasitología

**Frecuencia de infección natural por *Fasciola hepatica* en cabras y en limneidos
en una zona del valle central de Oaxaca, México.**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS DE LA
PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL

PRESENTA

JOSÉ RENÉ MEJÍA TORRES

TUTOR PRINCIPAL:

IRENE CRUZ MENDOZA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

COMITÉ TUTORAL:

HÉCTOR QUIROZ ROMERO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

MARCO ANTONIO MUÑOZ GUZMÁN

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

Ciudad Universitaria. Ciudad de México. Marzo 2018.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIAS

Este trabajo va dedicado a toda mi familia, GRACIAS, este es mi homenaje a ustedes. Puedo decir orgullosamente los llevo en mi corazón.

A Dios por guiar y bendecir mi camino...

A Alma y a mis bebés Yaretzin y Alan, con mucho amor, por ser el pilar fundamental de mi vida, gracias por hacerme feliz, por fortalecer mi corazón, por su amor incondicional, su confianza y por llegar a mi vida. Este esfuerzo y nuevo logro es por ustedes que cada día me hacen sentirme orgulloso.

A mi hermana Norma, mi cuñado Ricardo y a Brunito, que los quiero mucho, ustedes han sido las personas que han influido sustancialmente en mi formación, ya que me brindaron su confianza incondicional, comprensión, apoyo y la estabilidad de un hogar durante mi estancia en la FMVZ, UNAM.

A mis tíos, primos y sobrinos que siempre me brindaron su apoyo moral y en especial a mi tía Beta que siempre me apoyo incondicionalmente y me motivo para seguir adelante.

A la Dra. Irene Cruz Mendoza por sus consejos, paciencia, guía y su amistad que me ha brindado.

AGRADECIMIENTOS

A la UNAM, mi alma mater, por haberme otorgado la oportunidad de realizar mis estudios de Maestría.

Al apoyo de la beca CONACYT con número de registro 639933.

Este proyecto se realizó con apoyo parcialmente financiado por PAPIME No. PE261614. DGAPA. UNAM.

A la FMVZ, por aceptarme, apoyarme y facilitarme sus instalaciones para la elaboración de la investigación de este proyecto.

A mi asesora Dra. Irene Cruz Mendoza, por su paciencia, apoyo, amistad, enseñanza y conocimientos compartidos.

Al Dr. Héctor Quiroz Romero y al Dr. Marco Antonio Muñoz Guzmán, por formar parte de mi comité tutorial.

A las autoridades de la presa Bayito en el municipio de San José del Progreso, Oaxaca por permitirme realizar los muestreos.

A la Sra. Luz y la Sra. Natividad por permitir muestrear a sus cabras, sin ello no podríamos realizar el trabajo.

A la MVZ Nelyda Saldaña por su amistad, compañerismo y por su valioso apoyo, en la recolección de muestras de las cabras y de los caracoles.

Al MVZ. Ricardo Cervantes, de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Autónoma de Oaxaca por su apoyo y amistad.

Al comité académico: Dr. Juan Antonio Figueroa Castillo. Dra. Yazmin Alcalá Canto. Dra. Edna Naranjo García. y Dr. Marco Antonio Muñoz Guzmán. Por haberme dirigido.

A mis profesores de la FMVZ, UNAM, por la experiencia tan enriquecedora a través de sus conocimientos transmitidos, observaciones pertinentes y por su ejemplo a seguir.

A mis amigos de la FMVZ, UNAM, Nelly, Maru, Mateo, Agustín, y a todos ya que con cada uno compartimos ratos de estrés, de enojo, de alegría, de fiestas; les deseo una vida profesional llena de oportunidades.

RESUMEN

La fasciolosis es una enfermedad parasitaria zoonótica, ocasionada por el trematodo *Fasciola hepatica*, se localiza en el parénquima hepático y conductos biliares de los animales, tiene un ciclo biológico heteroxeno, que requiere de un huésped definitivo (rumiantes y otros) y un caracol del género *Lymnaea* spp como huésped intermediario. Hay escasa información acerca de la frecuencia sobre la fasciolosis en cabras, particularmente en el estado de Oaxaca, México, el objetivo fue, determinar la frecuencia de Infección natural por *F. hepatica* en caprinos y en caracoles limneidos, durante un año en el caudal de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca. Se realizaron exámenes coproparásitoscopicos a 34 caprinos adultos, para la detección de infección natural. Se clasificaron cinco biotopos como área de estudio, en el caudal de la presa Bayito, donde se recolectaron caracoles *Lymnaea* spp. En el laboratorio se identificaron los caracoles, se detectó la infección natural en los caracoles, empleando las técnicas de liberación de cercarias y compresión en placa, para observar fases evolutivas de *F. hepatica*. Se obtuvo una frecuencia de 52.9% en caprinos infectados naturalmente por *F. hepatica*, con una intensidad promedio de 12 (± 15) huevos de *F. hepatica* por g/heces. La infección natural por *F. hepatica* fue significativamente menor ($p < 0.05$) en el período de sequía en comparación con el período húmedo. Los 1318 caracoles se identificaron como *Lymnaea humilis*. Se obtuvo una frecuencia de 5.11% de infección natural por *F. hepatica* en caracoles, con una intensidad promedio de cuatro fases evolutivas por caracol. Se encontró una relación altamente significativa $P < 0.0001$ en el porcentaje de humedad con las cabras y caracoles infectados naturalmente. Se concluye que existe una relación directa de la humedad y la temperatura sobre el impacto en la frecuencia de Infección natural por *F. hepatica* en caprinos y en caracoles *Lymnaea humilis*. Se determina *L. humilis* como huésped intermediario de *F. hepatica*, en los biotopos estudiados de Oaxaca, México.

Palabras clave: *Fasciola hepatica*, *Lymnaea humilis*, caprinos e infección natural.

ABSTRACT

Fasciolosis is a parasitic zoonotic disease, caused by the fluke *Fasciola hepatica*, is located in the liver parenchyma and bile ducts of animals, has a heteroxene biological cycle, which requires a definitive host (ruminants and others) and a snail of the genus *Lymnaea* spp as intermediate host. There is scarce information about the frequency of fascioliasis in goats, particularly in the state of Oaxaca, Mexico, therefore, the objective was to determine the frequency of natural infection by *F. hepatica* in goats and limneid snails, during a year in the flow of the Bayito dam, in the Municipality of San Jose del Progreso, Oaxaca. Coproparasitoscopic examinations were performed on 34 adult goats, for the detection of natural infection. Five biotopes were classified as area of study, in the flow of the Bayito dam, where snails *Lymnaea* spp were collected. In the laboratory the snails were identified, the natural infection was detected in the snails, using the techniques of cercaria release and plate compression, to observe the larval phases of *F. hepatica*. A frequency of 52.9% was obtained in goats naturally infected by *F. hepatica*, with an average intensity of 12 (\pm 15) eggs of *F. hepatica* per g / feces. The natural infection by *F. hepatica* was significantly lower ($p < 0.05$) in the drought period compared to the wet period. The 1318 snails were identified as *Lymnaea humilis*. A frequency of 5.11% of natural infection by *F. hepatica* in snails was obtained, with an average intensity of four larval phases per snail. A highly significant relationship $P < 0.0001$ of the moisture was found with the infected goats and snails. It is concluded that there is a relation of humidity and temperature on the impact on the frequency of natural infection by *F. hepatica* in goats and snails *L. humilis*. *L. humilis* is determined as an intermediate host of *F. hepatica*, in the studied biotopes of Oaxaca, Mexico.

Key word: *Fasciola hepatica*, *Lymnaea humilis*, goats and Natural infection.

Contenido

RESUMEN	IV
ABSTRACT.....	V
1 INTRODUCCIÓN.....	1
2 REVISIÓN DE LA LITERATURA.....	2
2.1 Descripción de <i>Fasciola hepatica</i>	3
2.2 Huésped definitivo.....	3
2.3 Ciclo biológico	3
2.4 Relación entre miracidio de <i>F. hepatica</i> y caracoles limneidos.....	6
2.5 Huésped intermediario de <i>Fasciola hepatica</i>	11
2.6 Morfología.....	12
2.7 Biología de los caracoles	13
2.8 Hábitat	13
2.9 Estivación	15
2.10 Distribución geográfica	16
3 Fasciolosis en cabras.....	17
3.1 Lesiones patológicas postmortem	18
3.2 Frecuencia y prevalencia en cabras de México	19
4 JUSTIFICACIÓN	21
5 HIPÓTESIS.....	21
6 OBJETIVO GENERAL.....	22
6.1 Objetivos particulares.....	22
7 MATERIAL Y MÉTODOS	23
7.1 Localización geográfica del estudio	23
7.2 Animales de estudio y sistema de manejo	24
7.3 Examen coproparasitológico.....	25
7.4 Clasificación de los biotopos de estudio	25
7.5 Colecta de caracoles en los biotopos.....	27
7.6 Identificación Taxonómica	28
7.7 <i>Lymnaea</i> spp infectados naturalmente con estadios evolutivos de <i>F. hepatica</i>	29
8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	30

9	RESULTADOS	32
9.1	Infección natural en caprinos.....	32
9.2	Condiciones climáticas.....	33
9.3	Identificación de caracoles <i>Lymnaea (Fossaria) humilis</i>	34
9.4	Abundancia de caracoles <i>Lymnaea (F.) humilis</i>	35
9.5	Infección natural por <i>F. hepatica</i> en caracoles <i>Lymnaea humilis</i>	36
9.6	Relación de infección natural en cabras y en caracoles con las condiciones climáticas ..	38
10	DISCUSIÓN	40
11	CONCLUSIONES.....	46
12	REFERENCIAS.....	47

Lista de Cuadros.

Cuadro 1. Abundancia de caracoles <i>Lymnaea humilis</i> colectados en los biotopos en la presa Bayito de San José del Progreso, Oaxaca. -----	35
Cuadro 2. Relación de la infección natural en cabras y caracoles <i>Lymnaea humilis</i> con la humedad y la temperatura.-----	39

Lista de Figuras.

Figura 1: Localización de la presa Bayito en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca. -----	23
Figura 2: Localización de los biotopos en la desembocadura de la presa Bayito. -----	26
Figura 3: Esquema de la ubicación de los biotopos en la desembocadura de la presa Bayito.-----	26
Figura 4: Panorama de la presa Bayito y la desembocadura donde se localizan los biotopos. -----	27
Figura 5. Frecuencia e intensidad promedio de huevos de <i>F. hepatica</i> en caprinos infectados naturalmente. -----	32
Figura 6. Condiciones climáticas en la presa Bayito, de San José del Progreso, Oaxaca. -----	33
Figura 7. Número de fases evolutivas observadas en caracoles <i>L. humilis</i> examinados mediante las técnicas de compresión en placa y liberación de cercarias en los cinco biotopos.-----	37
Figura 8. Frecuencia e intensidad promedio de infección natural por <i>F. hepatica</i> en caracoles <i>L. humilis</i> .-----	38
Figura 9. Relación de la frecuencia de infección natural por <i>F. hepatica</i> en cabras y en caracoles <i>L. humilis</i> con las condiciones climáticas, en la presa Bayito de San José del Progreso, Oaxaca.-----	39

1 INTRODUCCIÓN

La fasciolosis es una enfermedad parasitaria zoonótica de distribución mundial que afecta la salud de una amplia variedad de animales. Es causada por *Fasciola hepatica*, trematodo digeneo de la Familia Fasciolidae, de cuerpo blando, similar a una hoja de laurel, conocido comúnmente como “conchuela de hígado” y “distomatosis”. Se localiza en los conductos biliares del hígado en el ganado vacuno, ovino, caprino, porcino, equino, animales salvajes y el hombre (Alpizar, *et al.*, 2013; Beltrán, *et al.*, 2011; Hammami, *et al.*, 2007). Los efectos patógenos causan pérdidas económicas significativas, en la productividad del sector pecuario, con gran importancia para la salud pública (Alpizar, *et al.*, 2013).

F. hepatica, tiene un ciclo biológico heteroxeno, que requiere de un huésped definitivo (rumiantes y otros) y un caracol del genero *Lymnaea* spp como huésped intermediario. Es esencial conocer la biología de los huéspedes intermediarios, que están distribuidos en todo el mundo. Son caracoles pulmonados, en su mayoría anfibios, habitan una gran variedad de ambientes dulceacuícolas temporales y permanentes. La dinámica de transmisión de *F. hepatica* sólo puede ser comprendida teniendo en cuenta los factores abióticos, que regulan la población de huéspedes intermediarios, así como, aquellas que influyen en el desarrollo de los estadios de vida libre del parásito (Ticona, *et al.*, 2010; Prepelitchi, 2009). Con respecto a los caracoles Hubendick (1951), reconoce 35 especies dentro de la familia Lymnaeidae, algunas de las cuales se han identificado en México, como *Lymnaea humilis*, *L. bulimoides*, *L. columella*, *L. cubensis*, *L. obrussa*, *L. truncatula*, *L. palustris* y *L. viatrix* (Cruz, *et al.*, 2011).

F. hepatica es prevalente en regiones ganaderas y en zonas de nivel socioeconómico bajo (Pérez, *et al.*, 2009). Hay poco conocimiento en la relación huésped-parásito en la fasciolosis en cabras, ya que se considera menos frecuente e importante, sin embargo, esta parasitosis ocurre en muchos territorios del mundo. La prevalencia de *F. hepatica* en cabras es variable en México, Díaz *et*

al. (1987), en Chilpancingo, Guerrero, encontró que de 49 cabras el 4% eran positivas al trematodo. Borbolla *et al.* (2006), en el rastro municipal de Culiacán, Sinaloa, al examinar las heces de 162 caprinos, encontró el 22.8% de animales positivos. Hernández *et al.* (2013), en la parte centro-norte de Puebla, a través del método de sedimentación reportaron el 12% de animales positivos a huevos de *F. hepatica* de un total de 60 caprinos.

Para obtener un conocimiento real, es necesario practicar un estudio sistemático durante un tiempo prudente, para conocer los factores ecológicos, epidemiológicos, parasitológicos y del huésped intermediario, que intervienen en el ciclo biológico de *F. hepatica* (Cabra y Herrera, 2007).

2 REVISIÓN DE LA LITERATURA

La fasciolosis se encuentra extendida prácticamente en todos los continentes, sigue siendo un desafío para la salud, el bienestar, la productividad y la reproducción del ganado (Charlier, *et al.*, 2014). La magnitud de esta enfermedad, se debe a la transmisión vectorial, que presenta una amplia distribución en latitud, longitud y altitud (Mas-Coma, *et al.*, 2008). En la República Mexicana esta parasitosis es frecuente en regiones con elevada pluviosidad, suelos con drenajes deficientes con retención de agua, condiciones ambientales favorables para su sobrevivencia y trasmisión.

El modo de trasmisión de *F. hepatica* por su tipo de ciclo, es esencial conocer la biología de los huéspedes intermediarios y definitivos. La dinámica de transmisión de la infección, se comprende tomando en cuenta los factores abióticos, que regulan las poblaciones de huéspedes intermediarios, y aquellos que influyen en el desarrollo de los estadios de vida libre del parásito (Pinheiro, *et al.*, 2004; Prepelitchi, 2009).

2.1 Descripción de *Fasciola hepatica*

Nombres vulgares de como designan a *F. hepatica* en diferentes estados de la Republica, caracolillo, palomilla, hígado picado, duela del hígado, arenilla, conchuela, cucuyache y sanguijuela del hígado (Mazzoti, *et al.*, 1956).

Clasificación Taxonomía de *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758).

Filo: Platyhelminthes

Clase: Trematoda

Orden: Digenea

Familia: Fasciolidae

Género: *Fasciola*

Especie: *F. hepatica* (Linnaeus, 1758) (Quiroz, 1990).

El adulto de *F. hepatica* es hermafrodita, sus características morfológicas son de cuerpo aplanado dorsoventralmente, tiene forma foliácea o lanceolada, de color café rojizo a grisáceo, presenta una ventosa oral, una ventosa ventral a la altura de los hombros, un tubo digestivo, mide de 18 a 50 mm de largo por 4 a 14 mm de ancho (Quiroz, 1990).

2.2 Huésped definitivo

El huésped definitivo es importante en la diseminación de la infección debido a su mayor capacidad para trasladarse (Pinheiro, *et al.*, 2004; Prepelitchi, 2009). Los huéspedes definitivos o reservorios son los bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, ciervos, llamas, animales silvestres y el hombre (Olaechea y Larroza, 2010; Mazzotti, 1956).

2.3 Ciclo biológico

Tomando en cuenta el periodo prepatente de 56 a 60 días de *F. hepatica* en pequeños rumiantes (Olazabal, *et al.*, 1999), su trayectoria intraorgánico dentro del huésped definitivo, durante las primeras 2 a 24 horas tras ingerir las metacercarias infectantes, estas se liberan de su cápsula, luego el parásito inmaduro penetra a

través de la pared intestinal y comienza la migración en la cavidad abdominal, por un periodo de 3 a 8 días, para alcanzar y perforar la cápsula de Glisson, estas Fasciolas juveniles miden de 3 a 5 mm, se encuentran en migración activa a través del parénquima hepático, durante un periodo de 6 a 8 semanas hasta que entra en los conductos biliares, para alcanzar la madurez sexual, el tamaño de *F. hepatica* adulta oscila entre 14 a 30 mm de longitud (Cwiklinski, *et al.*, 2016).

El periodo patente inicia, cuando comienzan a ovopositar en los conductos biliares, a partir de las semanas 9 a 10, alcanzan el 100% con una producción de 10,000 a 25,000 huevos por día (Cwiklinski, *et al.*, 2016; Iturbe y Muñiz, 2013). En otro experimento obtuvieron la mayor producción, entre las semanas 24 a 25 posterior a la infección, con 870 a 910 huevos de *F. hepatica* por gramo de heces (Zafra, *et al.*, 2006; Martínez, *et al.*, 1999). Posteriormente los huevos sin embrionar, llegan a la vesícula biliar donde son expulsados con la bilis hacia el intestino, para ser eliminados al exterior con las heces, deben de caer necesariamente en un medio acuático, que en condiciones favorables de temperatura, humedad, tensión de oxígeno disuelto y pH; alcancen su desarrollo (Moazeni y Ahmadi, 2016; Espino, *et al.*, 2000; Ibarra, *et al.*, 1997).

Los huevos poseen un cigoto en posición central rodeado de células vitelinas (Quiroz, 1990), son de color amarillo dorado, forma ovalada o elíptica, presentan un opérculo, el cascarón tiene una invaginación similar a un ombligo en su extremo posterior, su tamaño es grande (Husseini, *et al.*, 2010), miden de 130 a 200 μm de largo por 70 a 100 μm de ancho, la variación en el tamaño del huevo está influenciada por el hésped definitivo (Yuan, *et al.*, 2016; Samamé, *et al.*, 2016).

Los huevos de *F. hepatica* se clasifican en diferentes etapas de desarrollo:

- Los huevos muertos son de un color más oscuro, en comparación con los demás estadios en desarrollo y no eclosionan.
- Los huevos vacíos son descascarados sin contenido. La producción de un número mínimo de huevos vacíos es normal en *F. hepatica*, independientemente de su estado de sensibilidad a los fármacos.

- Los huevos no embrionados o sin desarrollar, contienen una masa de células (oocito y células vitelinas), que aún no han comenzado a dividirse y desarrollarse.
- La etapa de división celular se alcanza a los 7 u 8 días de incubación a 25°C. Las células embrionarias se han dividido y crecen a expensas de las células vitelinas, pueden verse moviéndose o pulsando dentro del huevo. Esto representa la primera etapa en el desarrollo de los tejidos diferenciados del miracidio.
- La etapa de la mancha ocular se logra de los 11 a 12 días de incubación. En esta etapa, el miracidio se forma casi completamente, la mancha ocular es visible como un punto negro. Los sacos germinales pueden ser percibidos posterior a la mancha ocular dentro del miracidio. Un cojín viscoso se forma en un extremo del huevo, debajo del opérculo (Fairweather, *et al.*, 2012).
- A menos de 10°C los miracidios dentro del huevo no se desarrollan, manteniéndose viables, hasta que las condiciones ambientales sean las adecuadas para su desarrollo (Quiroz, 1990).
- La etapa final del desarrollo se lleva a cabo después de 2 a 3 semanas, el miracidio emerge del huevo, deja el cascarón vacío con el opérculo abierto (Fairweather, *et al.*, 2012; Moazeni y Ahmadi, 2016).

La estimulación de la luz es importante en el tiempo de incubación de los huevos de *F. hepatica* (Iturbe y Muñiz, 2011), en condiciones adecuadas de temperatura, a 26°C y humedad relativa de 80% (Ibarra, *et al.*, 2011), el desarrollo de los miracidios se completa entre los 12 a 15 días, durante el mecanismo de eclosión los miracidios se activan, presentan movimientos dentro del huevo, lo que ocasiona una alteración de la permeabilidad de la membrana, en la superficie interna del cojín viscoso. El miracidio empuja el opérculo para encontrar la vía de salida del huevo, inmediatamente después de la emergencia miden de 150 µm por 40 µm, extendidos miden entre 220 a 500 µm y en promedio 300 µm por 70 µm (Hussein, *et al.*, 2010; Quiroz, 1990).

2.4 Relación entre miracidio de *F. hepatica* y caracoles limneidos

Los miracidio son de forma ovoide, con cilios alrededor de su cuerpo, presentan una papila apical denominada terobatrio anterior, manchas oculares semilunares o placas fotosensibles, después de eclosionar nadan vigorosamente para encontrar al caracol, solo tienen de 1.5 a 6 horas para penetrar exitosamente al limneido, si no lo logran mueren aproximadamente a las 12 horas (Ibarra, *et al.*, 2011; Iturbe y Muñiz, 2013b; Sokolina, *et al.*, 2012).

La atracción y contacto del miracidio con el caracol *Lymnaea* spp, no son al azar en el medio ambiente, están regulados por factores ambientales, características intrínsecas del miracidio, productos metabólicos que desechan los caracoles, como los ácidos grasos de cadena corta, que son atrayentes de los miracidios (Cruz, 1985), así mismo, esta afinidad está regulada por el pH del medio acuático, el oxígeno disuelto en el agua, la profundidad en la que viven los caracoles, la luz y principalmente la temperatura (Rico, 2008; Cruz, 1985).

El proceso de invasión se lleva a cabo cuando el miracidio tiene contacto con el caracol, son guiados mediante receptores quimiotácticos en presencia de sustancias del mucus, respondiendo a estímulos agrupándose alrededor del caracol, este gira sobre su eje para anclarse con sus papilas apicales y penetrar, entre las células de la pared del epitelio de la superficie lateral del pie, vertiendo secreciones histolíticas (hialuronidasa). Mediante movimientos rítmicos de constricciones y elongaciones de su cuerpo, facilita su penetración entre las células de los tejidos del caracol (Iturbe y Muñiz, 2012; Ibarra, *et al.*, 2011; Sokolina, *et al.*, 2012), el establecimiento exitoso del miracidio, conlleva a evadir una serie de mecanismos de defensa internos del caracol, para alcanzar un sitio determinado y obtener los elementos nutricionales para su desarrollo (Cruz, 1985). El miracidio tarda aproximadamente 24 horas a partir que penetra al caracol, en transformarse a esporocito (Sokolina, *et al.*, 2012).

El sitio adecuado del miracidio dentro del caracol es la glándula gástrica (hepatopáncreas) y las gónadas para el desarrollo óptimo de los estadios larvarios (Larrea, *et al.*, 2007; Cruz, 1985).

El miracidio en el hepatopáncreas provoca inflamación en los conductos de la glándula digestiva, oclusión local de los senos venosos y atrofia del tejido conjuntivo, dificultando al paso de la hemolinfa, oxígeno y alimentos. Lo anterior genera depósitos adiposos y autólisis de las células digestivas, por lo que el molusco puede morir de hambre o por toxicidad de los productos metabólicos del parásito, que genera necrosis hepática y alteraciones fisiológicas (Sokolina, *et al.*, 2012).

Hay dos tipos de Interacciones Inmunológicas; la celular y la humoral. Ciertamente se ha detectado la producción de amibocitos (linfocitos de caracoles), en *Lymnaea truncatula* como reacción a la presencia de formas larvarias.

La acción fagocítica de las larvas del parásito sobre los órganos genitales, provoca cambios anatómicos y metabólicos, lo cual disminuye la reproducción y fecundidad de los caracoles *L. truncatula* infectados (Cruz, 1985).

Se ha observado hiperplasia y aumento anormal en el tamaño (gigantismo) de los caracoles infectados, debido al incremento en la tasa de crecimiento de la concha, por consecuencia de la manipulación en el sistema endocrino, para incrementar el espacio disponible en el huésped y un desarrollo adecuado de las larvas del parásito (Gutiérrez, *et al.*, 2001; Gutiérrez, *et al.*, 2000). Los caracoles infectados reducen, su locomoción para ahorrarse energía (Cruz 1985).

Cada miracidio origina un solo esporocisto, a lo largo de la infección del caracol, el cual muestra un patrón de desarrollo normal de las generaciones de redias maduras y diferenciadas (Dar, *et al.*, 2011), se ha indicado que solo de uno a tres miracidios se desarrollan exitosamente, originando las siguientes generaciones de redias, con un periodo pre-patente de 53 ± 5.7 días (Dar, *et al.*, 2015; Iturbe y Muñiz, 2013; Dreyfuss, *et al.*, 1999).

Los miracidios entre los tres a seis días post-infección se localizan en el hepatopáncreas, pierden los cilios, manchas oculares, duplican su tamaño con

una forma más circular transformándose en esporocitos (Iturbe y Muñiz, 2013), con 5 a 10 masas germinativas que dan origen a las redias (Quiroz, 1990). De 9 a 12 días se extienden a las células renales y corazón del caracol. Entre los 15 a 18 días son maduros, tienen forma de salchicha, un extremo es cónico y el otro redondeado, mide aproximadamente 550 μm de largo (Carrada, 2007; Iturbe y Muñiz, 2013a). Se originan por partenogénesis, un promedio de 11 redias de primera generación por cada esporocisto (Iturbe y Muñiz, 2013a).

Entre los 21 a 27 días las células germinales del esporocito se desarrollan a redias, presentan un aparato bucal en el extremo anterior, que se comunica con la faringe de forma ovoide en las redias jóvenes, que progresivamente se vuelve esférica en las redias maduras, se continua con el saco intestinal rudimentario, poseen pseudópodos anteriores y posteriores como órganos de locomoción (Iturbe y Muñiz, 2013a; Rondelaud, *et al.*, 2009), con más de 50 masas germinativas (Quiroz, 1990), en promedio miden 3 mm de longitud (Carrada, 2007). Las redias se liberan rompiendo la pared del esporocito (Iturbe y Muñiz, 2013a).

A partir de los 30 a 33 días las redias de primera generación, liberan redias de segunda generación, estas se diferencian entre los 35 a 51 días post-infección, presentan células germinales, pseudópodos anteriores y posteriores, tienen una ventosa oral anterior con un saco rudimentario intestinal (Iturbe y Muñiz, 2013a), son capaces de ingerir grandes cantidades de tejido y de materia líquida para las reservas de glucógeno, generando una gran demanda metabólica en la glándula digestiva y en el tejido muscular del caracol (Cruz, 1985).

El número de redias no es afectado por los miracidios de origen ovino o bovino, con una producción de 140 a 170 (± 156) redias de primera generación por caracol (Dar, *et al.*, 2015), 103 redias de segunda generación por caracol (Iturbe y Muñiz, 2013a). Si la temperatura ambiente y el grado de alimentación del caracol son adecuados (Quiroz, 1990), entre los 78 a 81 días post-infección, hay presencia de redias intraorgánicas de tercera generación (Iturbe y Muñiz, 2013a).

Sin embargo, cuando las condiciones ambientales son desfavorables, ocurre una adaptación del parasito dentro del molusco, de tal forma que la trayectoria del

miracidio se retrasa o se interrumpe la producción las redias o cercarías, hasta que las condiciones ambientales sean las óptimas (Pinheiro, *et al.*, 2004; Prepelitchi, 2009; Sokolina, *et al.*, 2012).

Cuando el patrón de desarrollo es normal de la primera redia madre (primera generación), esta permanece viva durante toda la infección del caracol, al menos hasta el día 51 posinfección, puede producir hasta cuatro generaciones sucesivas de redias hijas (Rondelaud, *et al.*, 2009).

Entre los días 54 a 57 las células germinales de la segunda generación de redias originan a las primeras cercarias, son inmaduras sin movimiento de sus caudas, estas maduran a partir de los 63 a 72 días. Las cercarias emergen de las redias a través de su abertura tocológica (Iturbe y Muñiz, 2013a; Quiroz, 1990). La cercaria tiene la cabeza piriforme, miden de 260 a 340 μm de longitud por 200 a 240 μm de ancho, con la parte anterior más ancha que termina en un cono bien diferenciado (Carrada, 2007), son de color oscuro, poseen dos ventosas, ciegos intestinales, una cauda desarrollada que presenta movimientos vibratorios (Iturbe y Muñiz, 2013), con una longitud de 500 a 700 μm (Quiroz, 1990; Carrada, 2007).

Cuando el proceso de desarrollo intramolusco de las cercaria es exitoso, junto con los cambios bruscos de la temperatura sobre los caracoles, al comenzar las lluvias, se producen cambios fisicoquímicos en el caracol que estimula la liberación de cercarias (Landeros, *et al.*, 1980), a través del aparato respiratorio del caracol (Ibarra, *et al.*, 2011), esto sucede en ondas separadas por un período inter-ola de 6 a 8 días, con cuatro o cinco períodos de emergencia, que ocurren antes de la muerte del caracol limneido (Morley, 2015).

Las cercarias libres en el medio acuático externo nadan activamente hasta adherirse a la superficie del pasto, hierva, plantas o en la película superficial del agua, e inician la transformación a metacercarias, pierden la cola y segregan sustancias alrededor de ellas, que originan una doble pared de quinonas y productos mucilaginosos homogéneos, internamente bien definida. El enquistamiento dura de 20 a 30 minutos, miden de 0.2 a 0.3 mm, de forma redonda, de color blanquecino, requieren de 24 horas para madurar y poder ser

metacercarias infectantes o fértiles, esto conlleva un proceso activo que está regulado por factores físicos como la luz, son sensibles a temperaturas altas, soportan temperaturas bajas que las mantiene vivas durante la temporada invernal (Iturbe y Muñiz, 2013a; Carrada, 2007; Ibarra, *et al.*, 2011; Olazabal, *et al.*, 1999).

Se han obtenido diferentes producciones de cercarias, que van desde 1 a 649 cercarias maduras por miracidio (Iturbe y Muñiz, 2013a; Ibarra, *et al.*, 2011; Mas-Coma, *et al.*, 2001; Olazabal, *et al.*, 1999; Quiroz, 1990).

En caracoles *Pseudosuccinea columella* (= *Lymnaea columella*) infectados experimentalmente con dos y cinco miracidios de *F. hepatica* obtenidos de bovinos y ovinos, alcanzaron frecuencias de máxima liberación en los días 5, 10, 16 y 32 con una media de 30.8, 39.5, 50.5 y 103 metacercarias respectivamente, con una producción promedio final entre 300 a 470 (± 186.4) metacercarias de *F. hepatica*, con una duración del período patente de 37.5 ± 18 días, con una esperanza de vida del 78 al 90% de viabilidad de las metacercarias (Dar, *et al.*, 2015).

Valero y Mas-coma (2000) obtuvieron resultados de máxima longevidad y viabilidad a las 31 semanas (217 días) con dosis de 20 metacercarias por rata, a las 48 semanas (336 días) la longevidad y viabilidad disminuyo, con dosis de 150 metacercarias por rata. Olazabal *et al.* (1999), demostraron que la longevidad de las metacercarias se mantiene por un año, con el inconveniente que disminuyen su viabilidad con el tiempo de almacenamiento (edad) de las metacercarias.

Las metacercarias son ingeridas por el huésped definitivo junto con el pasto, al beber agua, al comer hierbas, henos y ensilados. El desenquistamiento de las metacercarias comienza activándose en el rumen en una atmósfera de anhídrido carbónico concentrado, a una temperatura de 39°C, luego pasa al tubo digestivo, mediante la acción de la bilis y otros jugos digestivos, provocan la apertura del orificio del quiste liberando una adolescaria, capaz de atravesar la pared intestinal, hasta llegar al hígado y conductos biliares (Carrada, 2007; Ibarra, *et al.*, 2011).

La alteración en la epidemiología de la fasciolosis como resultado de la relación del cambio climático, en la temperatura, la humedad y el número de días lluviosos,

en los últimos años, ha influido en el ciclo de vida de *F. hepatica* favoreciendo a los miracidios, cercarías y al huésped intermediario, los cuales requieren principalmente de humedad (Bosco, *et al.*, 2015).

2.5 Huésped intermediario de *Fasciola hepatica*

Se han realizado investigaciones del genero *Lymnaea* enfocados a la morfología y distribución geográfica a nivel mundial. En México hay antecedentes de algunas especies del genero *Lymnaea* infectadas naturalmente o experimentalmente, que juegan un papel importante como huésped intermediario de *F. hepatica* (Cruz, *et al.*, 2010; Hubendick, 1951; Mazzoti, *et al.*, 1956), en condiciones naturales coexiste una dependencia de invasión a partir de la edad y el periodo del año para el desarrollo de los moluscos (Sokolina, *et al.*, 2012), además algunos caracoles *Lymnaea* son más susceptibles que otras especies para el desarrollo de *F. hepatica* (Rico, 2008).

Para establecer la interacción hésped-parásito (Ramírez, *et al.*, 2003), en la epidemiología de la fasciolosis, como factor fundamental el ciclo biológico del huésped intermediario y el manejo de los animales, de tal forma que, la lluvia, la evapotranspiración (pérdida de humedad del suelo) y la temperatura afectan las poblaciones de caracoles limneidos y la sobrevivencia de las metacercarías (Olaechea, 2004), en las diversas regiones ecológicas del país (Landeros, *et al.*, 1980). Por lo que, el huésped intermediario juega un papel esencial en el ciclo de transmisión, ya que, las fases larvarias se multiplican asexualmente en él (Pinheiro *et al.*, 2004; Prepelitchi, 2009).

Taxonomía del huésped intermediario

Filo	Mollusca
Clase	Gastropoda
Subclase	Pulmonata
Orden	Limnophila
Familia	Lymnaeidae
Subfamilia	Lymnaeinae

Genero *Lymnaea*

Subgénero *Fossaria*

Especie *L. humilis*, *L. bulimoides*, *L. columella*, *L. cubensis*, *L. obrussa*, *L. truncatula*, *L. palustris* y *L. viatrix* (Ramírez, *et al.*, 2003; Mazzotti, 1955; Burch y Cruz, 1987; Hubendick, 1951).

2.6 Morfología

Los miembros de la familia Lymnaeidae exhiben una gran diversidad conquiológica, unida a una flexibilidad eco-fenotípica, tienen una difícil distinción clara entre especies (Pointier, *et al.*, 2009).

La concha es globosa en forma de cono, con las espiras y el cuerpo redondeados uniformemente, que se enrolla con orientación dextrógira, con la abertura en el lado derecho, la apertura no presenta opérculo, la cavidad del manto modificada en un pulmón con el que respiran, no presentan branquias y la rádula con dientes laterales bicúspides o tricúspides (Johnson, *et al.*, 2013; Iturbe y Muñiz, 2012; Thompson, 2004; Burch, 1989; Ramos, 2002).

La concha de los caracoles *Lymnaea* spp adultos varía en tamaño, los hay desde pequeños de 5 mm de longitud, en algunas especies, los más grandes alcanzar un tamaño de 30 mm de longitud (Burch, 1989; Johnson, *et al.*, 2013). El color va de gris claro a negro. La cabeza expuesta afuera del caparazón, poseen dos tentáculos en la parte frontal del pie, son estructuras planas, triangulares y en forma de oreja (Lloyd, *et al.*, 2007).

La estructura del hepatopáncreas de limneidos consiste en muchos tubos redondos y ovalados en la sección transversal unidos a la masa compacta por tejido conjuntivo, formados por células hepáticas y células de tejido elástico de sostén, son importantes ya que en estos conductos se localizan las larvas de *F. hepatica* mientras crecen, si hay una invasión severa hay destrucción completa de los conductos y tejidos que causa necrosis, no recuperable del hepatopáncreas y muerte del molusco (Sokolina, *et al.*, 2012).

2.7 Biología de los caracoles

Las especies de caracoles limneidos, son hermafroditas que ovopositan grandes cantidades de huevos en masas ovígeras gelatinosas (Burch, 1989), un solo caracol adulto produce hasta 25,000 caracoles nuevos, en un lapso de tres meses, a una temperatura de 22°C, con humedad relativa adecuada (Carrada, 2007). Los embriones muestran bajo nivel de actividad voluntaria. Después de la eclosión la actividad voluntaria se incrementa con el desarrollo somático (Sadamoto, *et al.*, 2000), son caracoles juveniles tempranos hasta los 14 días, de los 15 a 25 días son caracoles juveniles con un tamaño aproximado de 4.5 mm de longitud por 2.5 mm de ancho, se desarrollan rápidamente alcanzando la maduración sexual, con un tamaño aproximado de 6.5 mm por 3 mm, a los 26 a 32 días son adultos cuando comienzan a ovipositar y generalmente con múltiples generaciones en el lapso de un año. La longevidad varía de meses a tres años, pero habitualmente es más prolongada en latitudes tropicales (Johnson, *et al.*, 2013; Cruz, 2001; Burch, 1989).

Estudios previos demuestran que los caracoles *L. cubensis* que no se infectaron con miracidios de *F. hepatica* exhibieron mayor tasa de sobrevivencia, estos mismos, comenzaron a morir entre las semanas 15 a 27, en comparación con caracoles infectados con miracidios de *F. hepatica* que empezaron a morir entre las semanas 10 a 23 de edad (Gutiérrez, *et al.*, 2001; Gutiérrez, *et al.*, 2000). La tasa de fecundidad es más alta para los caracoles no infectados, alcanzan un mayor pico reproductivo en la semana 7 con 281 huevos viables por caracol, dejan de ovopositar en la semana 25, mientras que, los caracoles infectados logran un pico reproductivo en la semana 10 con 235 huevos viables por caracol, dejan de ovopositar en la semana 19, con una probabilidad mayor de eclosión de sus huevos, como una compensación por su baja fecundidad (Gutiérrez, *et al.*, 2000).

2.8 Hábitat

Los limneidos se han diversificado en todos los hábitats acuáticos, como manantiales, arroyos, ríos, estanques, lagos, humedales temporales (Burch, 1989;

Johnson, *et al.*, 2013), canales de drenaje y otros pequeñas cuerpos de agua, como zanjas particularmente aquellos que contienen huellas de animales (Bosco, *et al.*, 2015), praderas inundadas con presencia de agua dulce con corriente lenta. En biotopos arcillosos con agua clara, que en medios secos y fríos, que favorecen su desarrollo (Naranjo-García y Gómez, 2011; Carrada, 2007).

Se localizan en pequeños grupos, entre la vegetación cerca de orilla, enterrados, sumergidos en el agua o fijados en las rocas. La abundancia se mantiene en equilibrio intraespecifica e interespecifica (estado nutricional, tamaño y madurez sexual) (Ramos, 2002; Prepelitchi y Wisnivesky, 2013).

Adquieren flexibilidad ecológica, ya que tienen la capacidad de colonizar y sobrevivir en nuevos biotopos en una variedad de hábitats y condiciones extremas, con mayor importancia en la dispersión geográfica en los ecosistemas acuáticos (Iturbe y Muñiz, 2012; Ramírez, *et al.*, 2003), logran viajar hasta 200 km a través de canales y tuberías de riego, soportando caídas, zonas tormentosas debido a su bolsa ovigera que presenta este huésped intermediario (Soulsby, 1987).

Se han encontrado en áreas con altitudes entre los 4000 a 4500 msnm, adaptándose a las fluctuaciones climáticas extremas, donde el oxígeno decrecen, hay bajas temperaturas que oscilan entre 5 y 7°C con bajo porcentaje de humedad (Londoño, *et al.*, 2009).

Se alimentan de algas de los géneros *Oscillatoria*, *Spirogyra* y plantas de *Nasturtium officinale*, así como, de una fina película de bacterias que se adhiere a la superficie de objetos. Son los principales herbívoros en estos hábitats acuáticos (Iturbe y Muñiz, 2012; Burch 1989; Johnson, *et al.*, 2013). Su capacidad anfibia los mantiene fuera del agua por períodos largos sobre la vegetación o las piedras (Ramírez, *et al.*, 2003; Cruz, 1985), tienen la capacidad de soportar la contaminación, con alto contenido de materia orgánica y baja concentración de oxígeno (Naranjo-García, 2003), sin embargo, los limneidos consumen activamente oxígeno. Cuando la concentración está por debajo del 20% de

oxígeno disuelto, es insuficiente para los limneidos y aumentan su mortalidad (Agrahari y Kumar, 2013).

La temperatura es un factor abiótico importante, que influye en la supervivencia, el crecimiento y la fecundidad de los caracoles de agua dulce (Agrahari y Kumar, 2013). Si la temperatura se eleva, la abundancia de moluscos disminuye; lo mismo, sucede dentro del agua con temperaturas mayores a 25°C (Naranjo-García, 2003).

2.9 Estivación

Un aspecto importante en los hábitos de vida de los caracoles limneidos, es la capacidad de realizar estivación por tiempos prolongados, lo que les permite subsistir en cuerpos de agua temporales y en ambientes con sistema hídrico estacional marcado (Ramírez, *et al.*, 2003). Durante las épocas de estiaje, cuando disminuyen las lluvias, los cuerpos de agua permanentes bajan su nivel hasta secarse parcialmente o totalmente, los caracoles limneidos tienden a enterrarse hasta 10 o 15 cm de profundidad en la tierra, esta adaptación tiene un significado ecológico y epidemiológico importante en la sequía; es mantener a los limneidos bajo resguardo, para que continúen su ciclo en condiciones adversas fuera del agua (Cruz, 1985).

La amplia distribución de este género de caracoles con gran distancia entre regiones, juega un papel importante en la transmisión de *F. hepatica* en el ganado (Agrahari y Kumar, 2013). Así las prevalencias elevadas están directamente correlacionadas con la ubicación geográfica y las condiciones, tales como zonas pantanosas, áreas con bajo drenaje de agua y alta humedad, que proporcionan las condiciones adecuadas para la sobrevivencia del caracol. Así mismo, la presencia del caracol, las lluvias, la humedad o humedad del suelo y las temperaturas mayores a 9.5°C proporcionan condiciones idóneas para el desarrollo de *F. hepatica* (Rizwan, *et al.*, 2016).

2.10 Distribución geográfica

Las especies de la familia Lymnaeidae se encuentran ampliamente distribuidas en todo el mundo, sin embargo, la mayoría están mejor adaptadas a temperaturas templadas y tropicales. En México se pueden localizar en los litorales y vertientes del Golfo de México y el Pacífico, en los Valles del Altiplano y en las llanuras del norte, algunas especies con mayor o menor frecuencia en una amplia región de la República Mexicana (Cruz, *et al.*, 2010; Hubendick, 1951; Mazzoti, *et al.*, 1956; Cruz, 1985), como:

Lymnaea humilis (= ***Fossaria humilis***), se ha localizado en el Municipio de Tulancingo, Estado de Hidalgo (Cruz, *et al.*, 2002; Landeros, *et al.*, 1980); en Tlaxcala, Estado de Puebla (Cruz, 2001) y en Chapa de Mota, Estado de México (Rico, 2008).

L. bulimoides, se ha localizado en el Municipio de Santa Rosa y Valle de Tulancingo, Estado de Hidalgo (Landeros, *et al.*, 1980); en la Sierra Fría de Zacatecas (Ramos, 2002) y en Chapa de Mota, Estado de México (Rico, 2008).

L. attenuata, se ha localizado en la Laguna de San Guillermo y en el Valle de Tulancingo, Estado de Hidalgo (Landeros, *et al.*, 1980).

L. columella, se ha localizado en Tepic; en Mérida (Paraense, 1982) y en la región centro norte de México (Naranjo-García, 2003).

L. cubensis, se ha localizado en el Municipio de Santa Rosa; la Laguna de San Guillermo, de la Cuenca lechera de Tulancingo, Estado de Hidalgo (Landeros, *et al.*, 1980); en el Altiplano Central de México (Gómez, *et al.*, 1978); en el lago de Texcoco (Gutiérrez, *et al.*, 2001; Gutiérrez, *et al.*, 2000); en zonas de Atlixco, Estado de Puebla; en la Sierra Madre Oriental; en la Mixteca Poblana (Caicedo, *et al.*, 2011); en el otras regiones del Estado de Puebla (Sokolina, *et al.*, 2012); en el Sanzal, Bahía Todos Santos, Estado de Baja California Norte; en El Abra, Estado de San Luis Potosí; en el Río Tenoya, de Orizaba, Estado de Veracruz (Thompson, 2011) y en la localidad de San Rafael, Estado de Veracruz (Naranjo-García, 2003).

L. obrussa, (= ***Fossaria obrussa***), se ha localizado en la Sierra Laguna, Estado de Baja California Norte; en la Laguna Toronto; en la Boquilla, Dist. Camargo, Estado de Chihuahua; en Estado de Sonora (Thompson, 2011); en las localidades de Tenamgo y Julian Adame, en la Sierra Fría de Zacatecas (Ramos, 2002); en la cuenca del río Sabinas, en el Estado de Coahuila y en el arroyo de la Constanza, Estado de Durango (Mazzoti, 1955).

L. viatrix, se ha localizado en el Lago de Chapala, Estado de Jalisco; en Teoloyucan, Estado de México; en Ciudad del Carmen, Estado de Campeche; en Jalapa y Tecotlapa, Estado de Veracruz (Paraense, 1982; Thompson, 2011); en el Municipio de Teapa, Estado de Tabasco (Rangel y Gamboa, 2005).

L. stagnalis, se ha localizado en zonas de Atlixco, Estado de Puebla; en la Sierra Madre Oriental y en la Mixteca Poblana (Caicedo, *et al.*, 2011).

3 FASCIOSIS EN CABRAS

En México la población caprina es aproximadamente de 9 millones de cabezas (SAGARPA, 2017; FAOSTAT, 2017), Oaxaca finalizó con un censo de 7,473 caprinos en el año 2016 (SIAP, 2017). La crianza de cabras se realiza con la finalidad de subsistencia familiar y es un recurso monetario mediante la venta de chivos castrados o cabras de desecho (Mendoza y Ortega, 2008). La fasciolosis en las cabras se considera menos frecuente que en los ovinos; sin embargo, es una limitante significativa en la producción de cabras (Ezatpour, *et al.*, 2015).

La mayor prevalencia de infección de la fasciolosis durante las estaciones del año, se relaciona con los datos meteorológicos, indicando que a mayor precipitación, hay mayor prevalencia en la infección en los caracoles, que ocasiona mayor transmisión de fasciolosis en el ganado, en comparación con prevalencias bajas en la época de sequía, así mismo, esta tiene un efecto negativo sobre los huéspedes intermediarios (Ezatpour, *et al.*, 2015).

La fasciolosis se ha detectado en zonas templadas y frías, en tierras altas de las regiones tropicales y subtropicales (Afshan, *et al.*, 2013). Un estudio realizado por

Martínez, *et al.*, (1999), indican que las cabras son más sensibles a una infección múltiple que a una única dosis con metacercarias de *F. hepatica*, los animales que recibieron una sola dosis de 200 metacercarias no murieron durante el experimento, mientras que tres de las cinco cabras infectadas con cuatro dosis semanales de 50 metacercarias murieron a los 26, 27 o 39 semanas posinfección. Durante la infección primaria y reinfección los cambios patológicos son causados por la acción mecánica y toxica de las duelas hepáticas, afectando las funciones fisiológicas normales (Shrimali, *et al.*, 2016). Los signos clínicos incluyen pérdida de peso, palidez de la mucosa, edema submandibular, ascitis, apatía, depresión, anorexia, espumeo excesivo, pirexia, temblores musculares y la fasciolosis severa ocasiona muerte súbita en un corto tiempo (Bosco, *et al.*, 2015).

3.1 Lesiones patológicas postmortem

En las cabras al remover la piel el color de la carne es normal; el hígado esta alargado, congestionado y con fibrosis, de color oscuro, con manchas de sangre, friable en algunos animales, con áreas necrosadas, la cápsula del hígado esta perforada, la superficie puede estar cubierta con exudado fibrinoso. Al realizar cortes se observan *F. hepatica* juveniles de diferentes tamaños, la migración ocasiona numerosos túneles hemorrágicos en el parénquima hepático y ruptura de sinusoides e incluso de grandes vasos sanguíneos llenos de sangre, fibrina, infiltrado celular compuesto principalmente de eosinófilos, macrófagos, neutrófilos y daño tisular que rodea estos túneles (Afzal, *et al.*, 1997; Alcibar, *et al.*, 1985; Pérez, *et al.*, 1999).

Se observa en cabras muertas, presencia de abscesos compuestos de un centro necrótico rodeado por tejido de granulación, que se convierten finalmente en granulomas calcáreos, constituidos por células gigantes multinucleadas, macrófagos y eosinófilos. Cirrosis severa, principalmente en el lóbulo hepático izquierdo, con pérdida de la arquitectura lobular, proliferación de conductos biliares, fibrosis.

Las lesiones hepáticas características de la fasciolosis crónica varían de leve a grave o muy grave. Estas lesiones incluyen peri-hepatitis fibrosa moderada a severa, numerosas cicatrices tortuosas blancas en el parénquima hepático. Los antiguos túneles migratorios se componen de un abundante infiltrado de eosinófilos, numerosos macrófagos (algunos con haemosiderina), así como, tejido conjuntivo fibroso proliferado. A simple vista, los conductos biliares y la vesícula biliar se agrandan y se tornan de color blanquecino. Se observan algunos abscesos en el parénquima hepático (Alcibar, *et al.*, 1985; Perez, *et al.*, 1999; Martínez *et al.*, 1999). Los parámetros bioquímicos se afectan significativamente, debido a las concentraciones enzimáticas del lactato deshidrogenasa, que alcanza picos superiores al rango normal a partir de la semana 8va a 11va posinfección, manteniéndose hasta que mueren las cabras, indicando un proceso inflamatorio hepático y daño tisular provocado por la migración parenquimatoso de duelas juveniles. El daño al epitelio de los conductos biliares provoca la liberación de la enzima gamma-glutación-transferasa a la circulación, aumentando el nivel en suero, posterior al ingreso de las duelas en el conducto biliar, a partir de la 9na a 16va semanas (Martínez, *et al.*, 1999; Shrimali, *et al.*, 2016). Los niveles altos de las enzimas, aspartato transaminasa y alanina aminotransaminasa, indican lesión hepato-celular en la fasciolosis crónica en cabras (Shrimali, *et al.*, 2016).

Las concentraciones de los valores medios de hemoglobina y el volumen del paquete celular en todas las cabras infectadas con *F. hepatica* son inferiores al rango normal. La pérdida anormal de glóbulos rojos se debe a los hábitos alimenticios, o a factores hemolizantes producidos por las duelas hepáticas (Shrimali, *et al.*, 2016).

3.2 Frecuencia y prevalencia en cabras de México

Los productores mencionan que dentro de los parásitos internos más comunes en cabras en el estado de Oaxaca se encuentra *F. hepatica* (conchuela) (Mendoza y Ortega, 2008), en este estado, se cuenta con poca información sobre *F. hepatica*,

con una frecuencia de 16% en 225 hígados de un total de 1,396 caprinos sacrificados en el rastro Municipal (Mazzoti, *et al.*, 1956).

Munguía *et al.* (2006), mencionan que la prevalencia de *F. hepatica* en cabras está presente en la región Noroeste de México. Se ha encontrado en León, Guanajuato, la frecuencia fue de 8.41% en 409 hígados de un total de 4859 caprinos sacrificados. En San Luis Potosí, la frecuencia fue de 21.96% en hígados decomisados de caprinos. En Pachuca, Hidalgo, la frecuencia fue 0.44% en 8 hígados de un total de 1805 caprinos sacrificados. En Querétaro, la frecuencia fue de 9% en 450 hígados de un total de 5000 caprinos sacrificados y en Tlaxcala, la frecuencia fue de 2.95% en 8 hígados de un total de 268 caprinos sacrificados (Mazzoti, *et al.*, 1956).

La fasciolosis en las cabras se cree menos frecuente que las infecciones en ovinos, es poco su conocimiento de la transmisión de *F. hepatica* en forma natural, sin embargo, causa pérdidas económicas considerables, las directas por el decomiso de hígados en los mataderos y gastos por el tratamiento de la enfermedad. Las indirectas por la disminución en la producción de leche, deficiente conversión alimenticia, retraso en el crecimiento, baja fertilidad, etc. Siendo una limitante significativa en la producción de cabras (Torgerson y Claxton, 1999; Koramian, *et al.*, 2014; Villa, *et al.*, 2016; Ezatpour, *et al.*, 2015).

La fasciolosis es responsable de 6.3% de infecciones hepáticas en cabras y ovinos, con un patrón estacional en primavera y otoño, son los períodos principales para la transmisión (Ezatpour, *et al.*, 2015). Hernández *et al.* (2013), mencionan que existe una pérdida productiva y económica en el decomiso de hígados por *F. hepatica*, indican que en caprinos examinados obtuvieron mermas por un total de 30 kg de hígados (7/60), con un rendimiento de canal menor al 6%, esto disminuye la venta del animal a \$900, con una pérdida de \$60 pesos por caprino. Los brotes en ovejas por una infección aguda grave por *F. hepatica* tienen tasas de mortalidad hasta de un 50% (Bosco, *et al.*, 2015).

4 JUSTIFICACIÓN

Los estudios sobre fasciolosis en México, principalmente en el estado de Oaxaca, no reflejan la situación actual del problema ya que solo se cuenta con un reporte. Por tal motivo, es importante realizar muestreos sistematizados por lo menos durante un año, en cabras y en caracoles *Lymnaea* spp infectados en forma natural por *F. hepatica*. Con la finalidad de recabar, obtener y generar datos para suministrar información apropiada, que contribuya a mejorar las medidas de manejo del ganado y establecer estrategias de control adecuadas a la fasciolosis, es por ello, que se inició el estudio en el caudal de la presa Bayito del Municipio de San José del Progreso, Oaxaca, México.

5 HIPÓTESIS

Existe una relación en la infección natural por *F. hepatica* en cabras y en caracoles limneidos, con las condiciones climatológicas que afectan las diferentes épocas del año, en el caudal de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca, México.

6 OBJETIVO GENERAL

Determinar la frecuencia de Infección natural por *F. hepatica* en caprinos y en caracoles limneidos durante 16 meses en el caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.

6.1 Objetivos particulares

- Determinar la frecuencia de huevos de *F. hepatica* eliminados en materia fecal en cabras adultas, durante 16 meses en el caudal ecológico en la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.
- Identificar las especies de caracoles *Lymnaea* spp, presentes en los biotopos del caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.
- Determinar y cuantificar los estadios evolutivos de *F. hepatica* en limneidos infectados naturalmente, en el caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.
- Relacionar la infección natural por *F. hepatica* en cabras y en caracoles limneidos, con las condiciones climáticas durante 16 meses en el caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.

7 MATERIAL Y MÉTODOS

7.1 Localización geográfica del estudio

El estudio se realizó en el caudal ecológico de la presa Bayito que se localiza en la parte suroeste del Municipio de San José del Progreso, Oaxaca, en la región de los Valles Centrales de Oaxaca, entre las coordenadas longitud 96° 41' 32.71" oeste y latitud 16° 40' 58.13" norte, a una altura de 1,580 msnm (Figura 1) (Hernández, 2009).



Figura 1: Localización de la presa Bayito en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca (Google, INEGI. 2015).

El clima es templado seco a semicálido, con una temperatura media anual de 21°C con presencia de heladas blancas en los meses de diciembre a febrero, con viento dominante proveniente del noreste, el periodo de lluvias comprende 5 meses del año, de mayo a septiembre, los 7 meses restantes corresponden al periodo de sequía, con una precipitación anual de 651 mm, las primeras lluvias de

mayo a veces se presentan con granizo. Hidrografía; su fuente de agua proviene de la parte sureste montañosa, del río San José que alimenta la presa Bayito ubicada en la parte suroeste de este Municipio (Hernández, 2009).

En el Municipio de San José del Progreso, los suelos son planos, formados por materiales volcánicos muy delgados, procedentes de la desintegración de la roca madre. Se caracteriza por tener una profundidad de 10 centímetros, limitado por la presencia de roca, tepetate o caliche endurecido, este tipo de suelo se encuentra en lomeríos y algunos terrenos planos, con diversos tipos de vegetación, la fertilidad natural y la susceptibilidad a la erosión es muy variable dependiendo de otros factores ambientales. El uso de este tipo de suelo está condicionado por la disponibilidad de agua para el cultivo de maíz y nopal, pero puede ser utilizado para pastoreo limitado y se encuentran en las orillas de la comunidad (Hernández, 2009).

7.2 Animales de estudio y sistema de manejo

Se utilizaron 34 caprinos adultos de uno a tres años de edad, de raza criolla de ambos sexos, que pertenecen a dos familias que habitan cerca del caudal de la presa Bayito en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.

El sistema de alimentación se basa en el pastoreo natural extensivo de la zona, donde en la temporada de lluvias los animales son llevados a las montañas cercanas, en la época de sequía pastorean en zonas aledañas al caudal ecológico de la presa Bayito, ya que esta cuenta con áreas de vegetación y agua donde los animales abreven. Por la tarde-noche son alojados en corrales de 48 m² aproximadamente, con medio techo de lámina, piso de tierra, cercado con maya de alambre, sin recibir agua y alimento adicional, solo se realizan prácticas de desparasitación cuando hay presencia de signos clínicos visibles que mermen la producción.

7.3 Examen coproparasitoscópico

Se realizaron muestreos de heces en caprinos de Julio del 2014 a octubre del 2015, mensualmente durante 16 meses. Se obtuvieron 15 g aproximadamente de heces directamente del recto de cada caprino, con una bolsa de plástico con capacidad de 1 Kg, mediante la técnica de mano enguantada, cada muestra se identificó (No. de arete, sexo, edad aproximada), se colocaron en una hielera con refrigerantes para su traslado al laboratorio del Depto. de Parasitología de FMVZ-UNAM donde se mantuvieron refrigeradas a 4°C hasta ser examinadas, se procesaron por triplicado mediante la técnica de sedimentación de Benedeck descrita por Besné *et al.*, (2011). La identificación de los huevos de *F. hepatica*, se realizó a partir de sus características morfológicas: son de forma ovalada u ovoide, con una envoltura lisa de color amarillento a marrón, en una de sus extremidades posee un pequeño opérculo y sus medidas varían entre 130 - 140 μm de largo por 70 - 90 μm de ancho (Prepelitchi, 2009).

7.4 Clasificación de los biotopos de estudio

En la desembocadura del caudal (referente a la salida de agua corriente abajo) de la presa Bayito con una superficie de 3,795 m² aproximadamente, se eligieron 5 biotopos (Figuras 2, 3 y 4) con base a las categorías descritas por Manga *et al.* (1991):

El biotopo 1 exhibía humedad alta sin que fuera visible el agua y sin presencia de vegetación en sus alrededores.

Los biotopos 2 y 3 exhibían inundación de agua a lo ancho del caudal ecológico, con ligero movimiento de agua y una gran cantidad de vegetación.

Los biotopos 4 y 5 presentaban abundancia de agua en movimiento que corría con mayor rapidez, a veces las inundaciones de la zona más cercana, con abundante vegetación en los bordes.



Figura 2: Localización de los biotopos en la desembocadura de la presa Bayito (Google, INEGI. 2015).

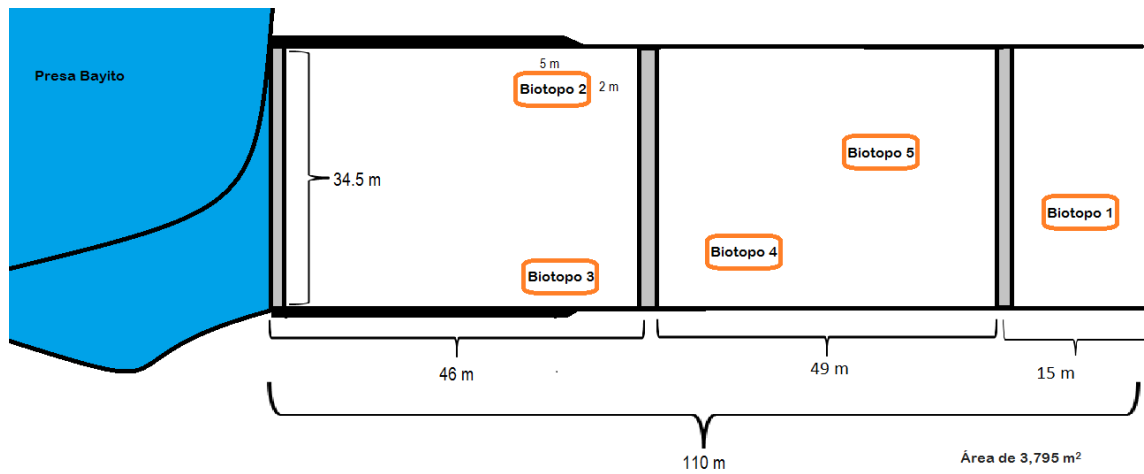


Figura 3: Esquema de la ubicación de los biotopos en la desembocadura de la presa Bayito.



Figura 4: Panorama de la presa Bayito y la desembocadura donde se localizan los biotopos.

7.5 Colecta de caracoles en los biotopos

Se realizó la búsqueda y captura de caracoles *Lymnaea* spp, entre Julio de 2014 a octubre de 2015 mensualmente durante 16 meses, abarcando el periodo húmedo y seco, en cada biotopo como área de estudio de 10 m² aproximadamente (Gutiérrez y Núñez, 2010; Hammami, *et al.*, 2007). Se calculó la abundancia (Número total de individuos de una especie huésped, infectados más no infectados en una muestra) (Bautista, *et al.*, 2015; Margolis, *et al.*, 1982), mediante la técnica de captura por unidad de esfuerzo durante 30 minutos sin reposición por una persona (Prepelitchi, 2009; Standley, *et al.*, 2013). Se capturaron los caracoles utilizando una cuchara de aluminio para no dañarlos, se colocaron en bolsas de polietileno con lodo, agua, algas, se registró la fecha, biotopo correspondiente y se trasladaron vivos al laboratorio del Depto de Parasitología de la FMVZ-UNAM.

En el periodo seco se buscaron caracoles sobre la superficie de la tierra, en restos de vegetación seca, debajo de troncos y piedras, también se cavó en algunas partes de los biotopos, para extraer tierra que se revisó *in situ*, en busca de caracoles o conchas vacías, una parte de la tierra se transportó al laboratorio del Depto. de Parasitología de FMVZ-UNAM, donde se colocó en charolas y se

agregó agua aireada con la finalidad de que emergieran los caracoles *Lymnaea* spp.

En cada biotopo simultáneamente con la colecta de caracoles se registraron los parámetros de temperatura y humedad relativa con un termo-higrómetro, se observó la cobertura de la vegetación, la precipitación pluvial se obtuvo de la estaciones climatológicas convencionales en la ciudad de Oaxaca, con latitud: 16.981935 y longitud: -96.781762 y altitud: 1567 metros a 50 km de distancia.

En el citado laboratorio los caracoles se contarón y clasificaron en cada biotopo, se colocaron en charolas identificadas, acondicionadas con tierra o lodo de su propio hábitat, para adaptarlos al ambiente del laboratorio. Una vez que se adaptaron, se pasaron a cajas Petri de 14 cm de diámetro de cultivo.

Las cajas de cultivo se prepararon con tierra de su mismo hábitat: en una cubeta se colocó la tierra, se agregó agua corriente hasta tener una consistencia acuosa, se filtró a través de una coladera metálica, sobre una charola metálica, se adicionaron 5 g de carbonato de calcio (gis molido) por kg de tierra. Se vertió $\frac{3}{4}$ de capacidad en las cajas Petri de esa mezcla, finalmente se esterilizarón en autoclave. Se realizó limpieza de las cajas de cultivo y se alimentaron los caracoles dos veces por semana con alimento comercial de peces (Tetramin).

7.6 Identificación Taxonómica

La morfometría de las conchas se observó bajo un microscopio estereoscópico, donde se verificó la orientación dextrógira de la concha, la carencia de opérculo, se midieron las conchas con un Vernier de acuerdo al método: LC = Largo de concha, AC = Ancho de concha (Burch y Cruz, 1987; Iturbe y Muñiz, 2012; MaCraw, 1957).

Se identificaron los gastrópodos de la familia Lymnaeidae mediante las características morfológicas de la concha y del órgano reproductor, basándose en los trabajos de Burch y Cruz (1987), MaCraw, (1957) y Hubendick (1951).

En la disección de los caracoles, primero se procedió a la relajación, sumergiéndolos dentro de un frasco de 20 ml lleno de agua fría (previamente

hervida), se agregó tabaco en la superficie del agua contenida en el frasco, se tapó y dejó reposar de 6 a 8 hrs, posteriormente se colocó en el refrigerador por 24 hrs a 4°C, una vez relajados, se sumergieron en agua caliente a 50 a 60°C por 40 segundos y finalmente se fijaron con alcohol al 70% (Naranjo-García y Gómez, 2011; Gutiérrez y Núñez, 2010). La observación del aparato reproductor de los limneidos, se procedió a la extracción de la masa cefalópoda de su concha con fórceps. Posteriormente se realizó la disección utilizando pinzas de relojero y bisturí o tijeras pequeñas, para los estudios anatómicos del aparato reproductor masculino (prepucio), con el apoyo de un estereoscopio (Cruz, *et al.*, 2002; Pointier, *et al.*, 2006; Paraense, 1982).

7.7 *Lymnaea* spp infectados naturalmente con estadios evolutivos de *F. hepatica*.

Los caracoles vivos se expusieron a la estimulación de liberación de cercarías de *F. hepatica*, se colocó un limneido en una bolsa de plástico de 10 cm², se agregaron de 50 a 60 ml de agua potable aireada, posteriormente se sometieron a cambios bruscos de temperatura, colocándolos en refrigeración a 4°C por 15 min, después se pusieron bajo una lámpara de luz blanca (100 watts) a 30 cm de distancia por 12 horas, con la finalidad de inducir la emisión de cercarías, a continuación cada bolsa se colocó sobre una caja Petri de 14 cm de diámetro, para observar las metacercarías con apoyo de un microscopio estereoscópico.

Al 27% de los caracoles limneidos, se les aplicó el método de comprimido en placa, para detectar limneidos positivos a fases evolutivas de *F. hepatica*, se colocó un caracol sobre un portaobjeto, se comprimió con otro portaobjeto, se observó al microscopio, la morfología y viabilidad de los esporocistos, redias y cercarías de *F. hepatica* en la masa interna del caracol (Prepelitchi, 2009; Cruz *et al.*, 2002; Iturbe y Muñiz, 2012).

8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La frecuencia de la infección natural por *F. hepatica* en cabras adultas se calculó con el número de animales infectados positivos a huevos dividido por el total de animales examinados durante los 16 muestreos (Bush, *et al.*, 1997; Rózsa, *et al.*, 2000).

La intensidad promedio se calculó con el número total de huevos de *F. hepatica* encontrados en las muestras dividido por el número de cabras infectadas con el parásito *F. hepatica* (Bush, *et al.*, 1997; Rózsa, *et al.*, 2000).

La frecuencia de caracoles *Lymnaea* spp infectados naturalmente con estadios evolutivos (esporocistos, redias y cercarías) de *F. hepatica*, se obtuvo mediante el número de limneidos infectados dividido por el número de limneidos examinados en cada periodo (Bush, *et al.*, 1997; Rózsa, *et al.*, 2000).

La intensidad promedio se calculó con el número total de esporocistos, redias, cercarías y metacercarias de *F. hepatica* encontrados en los limneidos examinados dividido por el número de limneidos infectados con el parásito *F. hepatica* (Bush, *et al.*, 1997; Rózsa, *et al.*, 2000).

La longitud en la relación prepucio / vaina del pene de los caracoles limneidos, se calculó mediante el análisis multivariado de varianza (ANOVA) con el programa estadístico SPSS versión 22. (Cruz, 2001; Cruz, *et al.*, 2001; Pointier, *et al.*, 2006).

El análisis estadístico de los resultados se realizó con un modelo lineal generalizado de la forma:

$$g(E(Y_i)) = g(\mu_i) = x_i' \beta$$

Donde

$\mu_i = (E(Y_i))$ = es una función lineal que relaciona las medias de las respuestas del predictor lineal $x_i' \beta$

x_i' = es el vector de variables independientes para la i-ésima observación y

β = es un vector de parámetros de regresión a estimar (Garson, 2013).

El componente Y_i es independiente y tiene una distribución de probabilidad Poisson debido a que las respuestas son ordinales (número de limneidos y número de cabras positivas).

Se utilizaron las covariables humedad y temperatura, como variables independientes.

Por otro lado, con un modelo similar se calculó la relación entre el número de cabras positivas y el número de caracoles positivos (Garson, 2013).

9 RESULTADOS

9.1 Infección natural en caprinos

En la Figura 5 se muestran los resultados de la frecuencia e intensidad de la infección natural por *F. hepatica* en cabras de estudio, con una frecuencia de 52.9% (18/34) e intensidad promedio de 12 (± 15) huevos de *F. hepatica* por gramo de heces: En agosto y octubre del 2014 se encontró la frecuencia de infección de 8.82% y 5.88% respectivamente. De mayo a julio y septiembre de 2015 se observó una frecuencia de infección de 14.71%, 5.88% y 20.59% respectivamente. La frecuencia de infección natural más alta de 29.41% (10/34) se observó en julio del 2015, con una intensidad promedio de 16 huevos de *F. hepatica*. La frecuencia de infección natural por *F. hepatica* fue significativamente menor ($p < 0.05$) en el período seco (octubre 2014 - abril 2015 y octubre 2015) en comparación con el período húmedo (julio a septiembre de 2014 y mayo a septiembre de 2015).

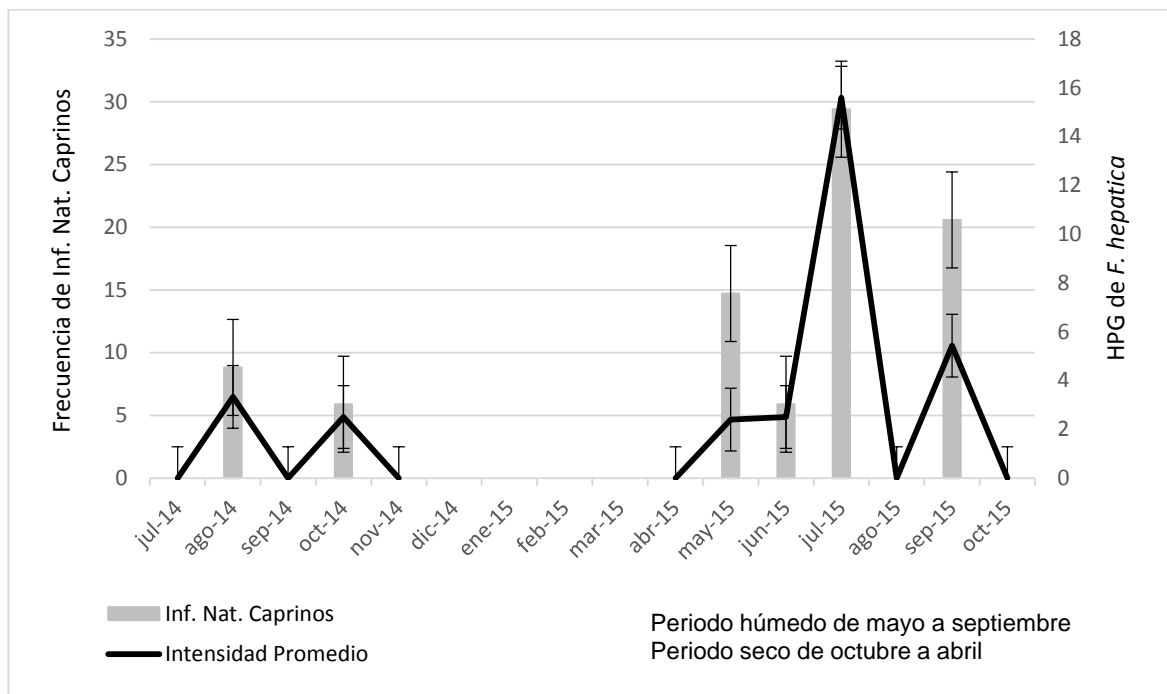


Figura 5. Frecuencia e intensidad promedio (\pm SD) del número de huevos de *F. hepatica* en heces de caprinos infectados naturalmente.

9.2 Condiciones climáticas

La máxima precipitación pluvial fue de 131.31 mm en septiembre de 2014 del periodo húmedo, con humedad relativa de 48.2%. La temperatura varió en un rango de 21°C a 44°C durante el periodo húmedo y seco. La precipitación en septiembre de 2015 del periodo húmedo fue 130.67 mm, con humedad relativa de 39.5% (Figura 6).

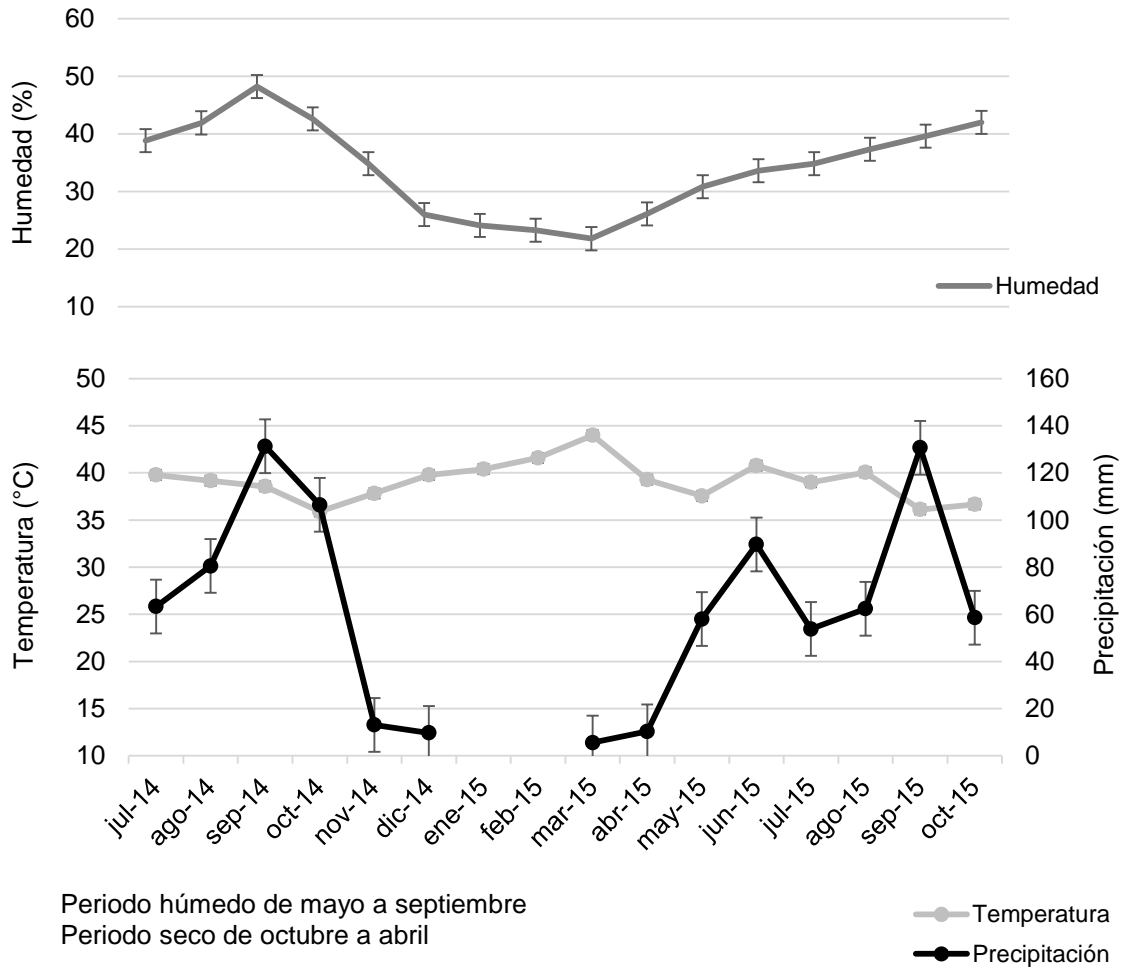


Figura 6. Condiciones climáticas en la presa Bayito, de San José del Progreso, Oaxaca, durante el periodo de estudio.

9.3 Identificación de caracoles *Lymnaea (Fossaria) humilis*

Se colectó un total de 1613 moluscos en los 5 biotopos estudiados, que pertenecen a 3 géneros, de los cuales, 147 fueron *Physa* spp (9.16%), 148 *Planorbella (Pierosoma) trivolvis* (9.18%) y 1,318 *Lymnaea (Fossaria) humilis* (81.71%).

Los 1318 caracoles fueron taxonómicamente identificados como *L. (F.) humilis* huésped intermediario de *F. hepatica*. Se observaron las siguientes características morfológicas: concha de forma cónica piramidal, 5 espirales con giro dextrógiro, el último giro de forma corta y punta obtusa, presentan suturas bien definidas, la abertura es ovalada, con el labio interno doblado en la región columelar, sin opérculo que cierre la abertura de la concha. El molusco sin concha exhibe una parte cefálica en la cual exterioriza 2 tentáculos triangulares, sobre la base del ángulo anterior están los ojos, la boca en posición longitudinal. El pie y el cuerpo son de color gris claro a oscuro, presentan un manto pigmentado con pequeñas manchas circulares, a través de este se distinguen algunos órganos del caracol.

Las estructuras principales del aparato reproductor de *L. humilis* son; el ovotestis, el tracto reproductor femenino, constituido por el oviducto, el útero y la vagina. El tracto reproductor masculino, constituido por la próstata, el conducto deferente que une al órgano copulador o vaina del pene, tiene forma alargada y delgada, con un doblez en asa aproximadamente a la mitad de su longitud, al final presenta una invaginación que se acopla al prepucio. El prepucio en esta parte donde recibe al pene es más ancho, el cual, se va adelgazando hacia la porción anterior para conectarse al poro genital, formando el complejo peneal, importante para la identificación de las especies de este género.

Los 50 limneidos analizados del complejo peneal, presentaron un tamaño promedio de 7.61 mm (\pm 0.77 mm) de longitud por 3.96 mm (\pm 0.43 mm) de ancho de la concha. El análisis ANOVA no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$), indicando que hay relación en la longitud de la vaina del pene con la longitud del

prepucio, con media de 1.05 mm (\pm 0.15 mm) y 1.35 mm (\pm 0.17 mm) respectivamente.

9.4 Abundancia de caracoles *Lymnaea (F.) humilis*

De 1318 *L. (F.) humilis* colectados, en el periodo húmedo la abundancia fue de 65% (861/1318). En el periodo seco la abundancia fue de 35% (457/1318).

Los biotopos 4 y 5 presentaron mayor abundancia, fue de 51.37% (677/1318) y 29.29% (386/1318) respectivamente. El biotopo 1 presentó menor abundancia, fue de 0.38% (Cuadro 1). Las observaciones revelan que la abundancia de los caracoles *L. humilis* fue significativamente mayor ($p > 0.05$) en el período húmedo en comparación con el período seco.

Cuadro 1. Abundancia de caracoles *Lymnaea humilis* colectados en los biotopos en la presa Bayito de San José del Progreso, Oaxaca.

			Abundancia en los biotopos					Total	Porcentaje de abundancia
			1	2	3	4	5		
Abundancia en los periodos	Húmedo	jul-14	3	9	106	73	0	191	14.49
		ago-14	0	14	12	182	38	246	18.66
		sep-14	0	3	16	158	181	358	27.16
	Seco	oct-14	0	8	78	64	167	317	24.05
		nov-14	0	0	0	0	0	0	0
		dic-14	0	0	0	13	0	13	0.99
		ene-15	0	0	0	0	0	0	0
		feb-15	0	0	0	0	0	0	0
		mar-15	0	0	0	0	0	0	0
		abr-15	0	0	0	0	0	0	0
	Húmedo	may-15	0	0	0	0	0	0	0
		jun-15	0	0	0	0	0	0	0
		jul-15	0	0	0	0	0	0	0
		ago-15	0	0	0	0	0	0	0
		sep-15	0	4	0	62	0	66	5.01
Seco	oct-15	2	0	0	125	0	127	9.64	
Total			5	38	212	677	386	1318	
Porcentaje de abundancia			0.38	2.88	16.08	51.37	29.29		100

Los caracoles *L. humilis* colectados en los 16 muestreos, presentaron una media en el tamaño de 5.82 mm (\pm 1.52 mm) de longitud por 3.05 mm (\pm 0.74 mm) de ancho de la concha, siendo el caracol de mayor tamaño registrado de 13 mm por 6.5 mm, y el de menor tamaño de 1.5 mm por 1 mm, los cuales están dentro del rango descrito para esta especie. No se encontraron diferencias significativas en el tamaño de *L. humilis* entre biotopos, meses, periodo húmedo y seco ($p=0.06$).

9.5 Infección natural por *F. hepatica* en caracoles *Lymnaea humilis*

De un total de 1318 caracoles *L. humilis*, al 27% (353/1318) se les aplicó la técnica de compresión en placa. De estos, 26 caracoles *L. humilis* contenían fases evolutivas, la frecuencia fue de 7.37% de infección natural por *F. hepatica*, con una intensidad promedio de 3 fases evolutivas de *F. hepatica* por caracol.

El B4 tuvo la mayor frecuencia, fue de 7.86% (18/229) caracoles infectados a fases evolutivas, con 11 esporocitos, 23 redias y 7 cercarias de *F. hepatica*. En el B3 la frecuencia fue de 5% (3/60), se observaron 4 esporocitos y 3 redias, en el B2 la frecuencia fue de 16.6% (2/12), se observaron 5 redias y en el B5 la frecuencia fue de 6% (3/50), se observaron 5 redias (Figura 7).

Al 53% (703) se les aplicó el método de liberación de cercarías. De estos, 28 caracoles *L. humilis* liberaron cercarias, por lo tanto, la frecuencia fue de 3.98% de infección natural por *F. hepatica*, con una intensidad promedio de 6 metacercarías por caracol.

El B4 tuvo la mayor frecuencia, fue de 4.76% (18/378), con una intensidad promedio de 8 (151/18) metacercarías por caracol, seguido del biotopo 5 (B5) con frecuencia de 3.23% (5/155), con una intensidad promedio de 2 (8/5) metacercarías por caracol (Figura 7).

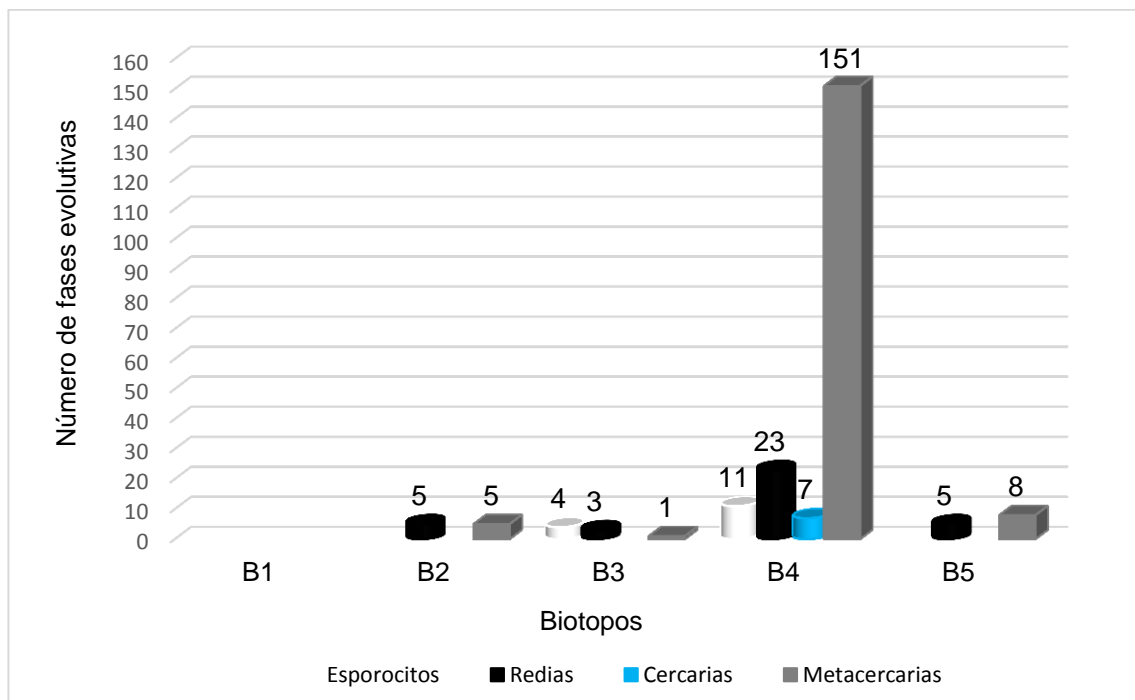


Figura 7. Número de fases evolutivas observadas en caracoles *L. humilis* examinados mediante las técnicas de compresión en placa y liberación de cercarias en los cinco biotopos.

La frecuencia general de infección natural en caracoles *L. humilis* por *F. hepatica* fue de 5.11% (54/1056) con una intensidad promedio de cuatro fases evolutivas por caracol.

La frecuencia de infección natural en el periodo húmedo fue de 3.41%, con una intensidad promedio de 16 fases evolutivas (esporocitos, redias, cercarias y metacercarias) por caracol, en agosto 2014 y septiembre de 2015 se presentó la mayor frecuencia. En el periodo seco la frecuencia fue de 1.70% de infección natural, con una intensidad promedio de 4 fases evolutivas (esporocitos, redias, cercarias y metacercarias) por caracol (Figura 8).

La infección natural por *F. hepatica* fue significativamente menor ($p < 0.05$) en el período seco (octubre 2014 - abril 2015 y octubre 2015) en comparación con el período húmedo (julio a septiembre de 2014 y de mayo a septiembre de 2015) (Figura 8).

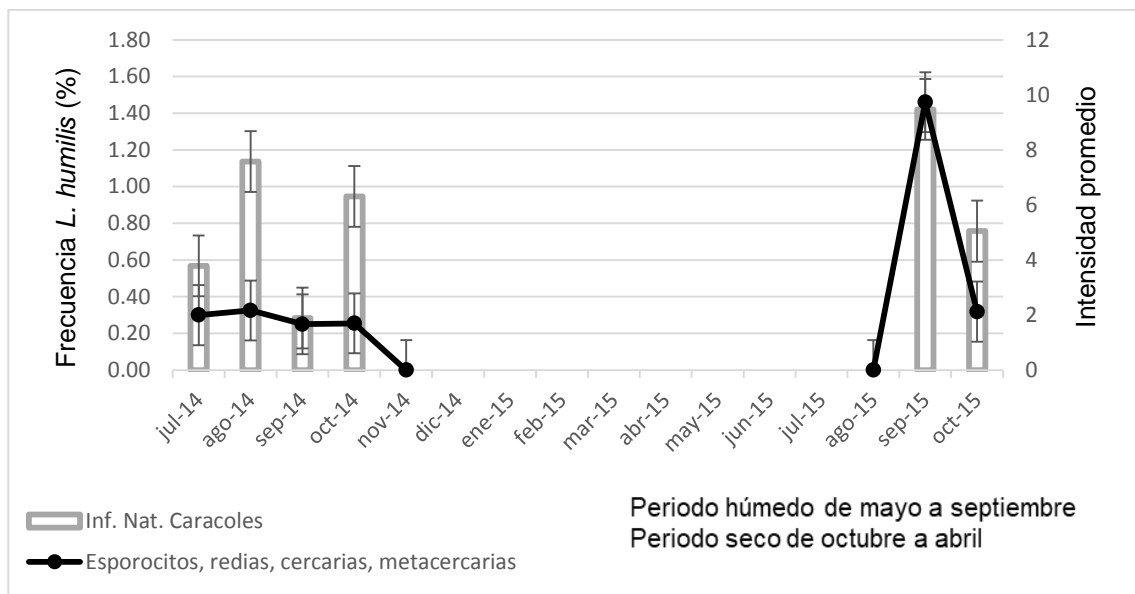


Figura 8. Frecuencia e intensidad promedio (\pm SD) de fases evolutivas de *F. hepatica* en caracoles *L. humilis* infectados naturalmente.

9.6 Relación de infección natural en cabras y en caracoles con las condiciones climáticas

El efecto del clima sobre la infección natural por *F. hepatica* en cabras y en limneidos, en el periodo húmedo duró aproximadamente 3.5 meses de julio a septiembre de 2014, la frecuencia de infección natural fue de 8.82% en las cabras y 1.99% en *L. humilis*, con un rango de temperatura de 35°C a 39°C, el rango de humedad relativa fue de 38.8% a 48.2% y la precipitación pluvial promedio de 91.71 mm. En la temporada de sequía (7 meses), en octubre la frecuencia de infección natural fue de 5.88% en las cabras y 0.95 en *L. humilis* con rango de temperatura de 35°C a 44°C y 0 mm de precipitación pluvial en enero y febrero 2015.

En el periodo húmedo del 2015, julio presentó la mayor frecuencia de 29.41% de infección natural solo en las cabras, en septiembre la frecuencia fue de 20.59% y en caracoles limneidos fue de 1.42% de infección natural por *F. hepatica*, el rango de temperatura se mantuvo de 36 a 40°C, la humedad relativa fue de 30 a 39%, la precipitación pluvial fue baja con promedio de 66 mm (Figura 9).

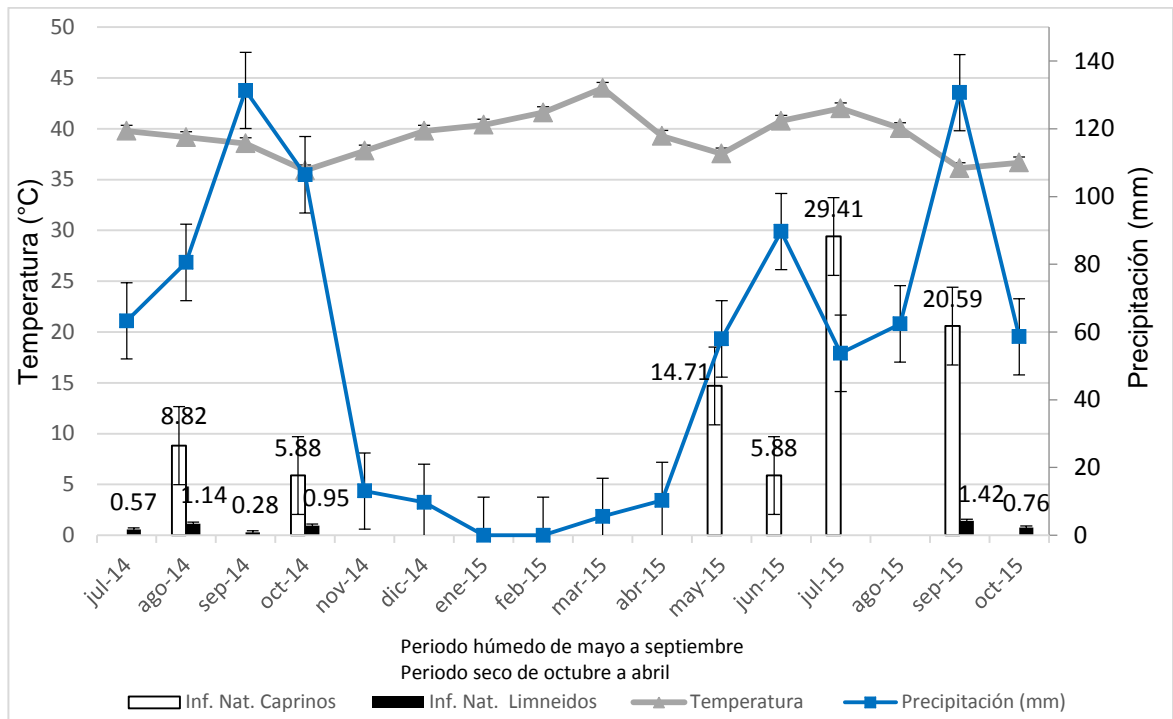


Figura 9. Relación de la frecuencia de infección natural por *F. hepatica* en cabras (barra blanca) y en caracoles *L. humilis* (barra negra) con las condiciones climáticas, en la presa Bayito de San José del Progreso, Oaxaca.

Se encontró una relación positiva altamente significativa ($P= 0.0001$) entre las cabras y los caracoles infectados naturalmente por *F. hepatica* con el porcentaje de humedad, mientras que, con la temperatura no se encontró diferencias significativas ($P=0.008$) en la relación entre las cabras y los caracoles infectados naturalmente por *F. hepatica* (Cuadro 2).

Cuadro 2. Relación de la infección natural en cabras y caracoles *Lymnaea humilis* con la humedad y la temperatura.

Factores climáticos	Caracoles infectados		Cabras infectadas		No de caracoles y cabras infectadas	
	β	P	β	P	β	P
Humedad	0.103	0.0001	0.034	0.0001		
Temperatura	0.107	0.0001	-0.064	0.008		
					0.076	0.036

10 DISCUSIÓN

La infección natural por *F. hepatica* en las cabras estudiadas, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca, la frecuencia fue de 52.9%, con una temperatura promedio de 38 a 40°C y humedad relativa de 38 a 48%, esto coincide con los datos de Villa *et al.* (2016), en la Mixteca de Oaxaca, en los exámenes coprológicos obtuvo una prevalencia de 49.19% en caprinos infectados naturalmente, esto demuestra que la fasciolosis está presente en las diversas regiones de Oaxaca (Silva, 2007).

Otros estudio en diferentes regiones han demostrado la presencia de *F. hepatica* en caprinos, entre estos, Hernández *et al.* (2013), en el Municipio de San José Chiapa, Puebla, que mediante la técnica de sedimentación encontraron el 12% de caprinos positivos a *F. hepatica* en los meses de Octubre y Noviembre. Por otro lado, Villa *et al.* (2016), en la Mixteca de Guerrero y Puebla, encontraron una prevalencia de 59.45% en cabras infectadas naturalmente. Munguía *et al.* (2006), mencionan que en la región Noroeste de México, hallaron una prevalencia de 24.5% en análisis fecales de cabras infectadas por *F. hepatica*.

Por otra parte, Boyce y Courtney (1990), en el centro norte de la Florida encontraron que la transmisión máxima de *F. hepatica* en las ovejas fue en los meses de febrero a abril, no hallaron transmisión en los meses de verano, para reiniciarse en los meses de invierno (noviembre-enero), en el presente trabajo los resultados obtenidos difieren del estudio anterior, debido a que la transmisión por *F. hepatica* fue en septiembre y en octubre de 2014 y 2015, a finales del verano y principios de otoño. Según Khallaayoune y El Hari (1991), en el noroeste de África, la tasa de prevalencia por *F. hepatica* en cabras marroquíes, fue alta en los meses de enero (23.8%) y agosto (17,1%).

La intensidad promedio general en este estudio fue de 12 (\pm 15) huevos de *F. hepatica* por gramo de heces, con picos en agosto (Periodo húmedo) y octubre (Periodo seco) del 2014. En el periodo seco (noviembre 2014 a abril de 2015) no se hallaron huevos de *F. hepatica* en heces, debido a las condiciones climáticas

extremas, con temperaturas que alcanzaron los 44°C y humedad relativa baja de 21.8%, reiniciando el periodo húmedo de 2015, en julio se presentó la máxima intensidad promedio con 16 (± 19) huevos de *F. hepatica* por gramo de heces, este resultado concuerda a lo reportado por Olaechea y Larroza (2010), en la Patagonia, Argentina, mediante análisis coprológicos obtuvieron el 75% de cabras positivas, con intensidad promedio de 15.7 (± 36) huevos de *F. hepatica* por gramo de heces.

Otro estudio realizado por Yuan *et al.* (2016), quienes obtuvieron una prevalencia que osciló entre 3.5 a 37%, de infección por *F. hepatica* en cabras, con intensidad media de 29 a 166 huevos por gramo de heces. Mientras que el estudio de Aguirre *et al.* (2005), indican que las cargas medias de 735.7 huevos de *F. hepatica* en las ovejas superaron 4.9 veces a las cargas medias de 66.1 huevos de *F. hepatica* en cabras. Samamé *et al.* (2016), mencionan que la cuantificación de huevos de *F. hepatica*, tiene el objetivo de señalar el riesgo al que están expuestos los animales. Por lo que, Malone y Craig (1990), indican que recuentos de un huevo por gramos de heces, las pérdidas son imperceptibles, con recuentos de 2 a 10 huevos por gramo de heces la merma es moderada y en los recuentos mayores a 10 huevos por gramo de heces se presentan pérdidas económicas considerables. En el presente trabajo se observó que las cabras tuvieron un promedio de 2 huevos de *F. hepatica* por gramos de heces y pérdidas económicas moderadas. Dentro de los factores asociados con este resultado, Giraldo *et al.* (2016), mencionan que se debe tomar en cuenta el grado de parasitismo en los animales; ya que la presencia de una baja cantidad de parásitos adultos disminuye la probabilidad de encontrar huevos en las heces, siendo un factor que puede estar asociado, con la ausencia de cambios patológicos y sintomatológicos en el animal. La frecuencia de infección natural por *F. hepatica* en caracoles *L. humilis*, fue de 5.11%, con intensidad promedio de 4 fases evolutivas por caracol, este resultado concuerda con el de Cruz *et al.* (2002), en Hidalgo, México, donde obtuvieron frecuencias de 1.1 a 2.5%, pero difieren con los de Cruz *et al.* (2005); en el mismo estado, donde obtuvieron una frecuencia de 75.2% de infección natural en *L.*

humilis. Un estudio realizado por Mazzotti (1956), en caracoles *L. humilis* procedentes de Hermosillo, Sonora, logro infectarlos con miracidios de *F. hepatica*, obteniendo una infección experimental del 7%. En otro estudio por Larrea *et al.* (2007), obtuvieron en caracoles examinados el 17% de infección natural, de los cuales el 12% fueron *L. columella* y el 27% *L. viatrix*. Rico (2008), demostró que los caracoles *L. humilis* (92.3-100%) son más susceptible a la infección experimental con 3 miracidios de *F. hepatica*, en comparación con los caracoles *L. bulimoides* (80 a 87%).

En este estudio se relaciona la infección natural en cabras y caracoles *L. humilis* con las variables climáticas, con rangos de temperatura promedio de 35°C a 39°C, rango de humedad relativa de 38.8% a 48.2 y precipitación pluvial promedio de 91.71 mm. En la temporada húmeda, se presentó la frecuencia de infección natural en cabras (8.82%) y en los moluscos *L. humilis* (1.89%) de julio a septiembre de 2014, estos resultados concuerdan con los de Cruz *et al.* (2005), en Tulancingo, Hidalgo, México, quienes indican que *L. humilis* estuvieron presentes de julio a noviembre, pero solo se infectaron durante la estación cálida y húmeda de agosto a noviembre con rangos de temperatura entre 23 a 44°C y humedad relativa entre 45 a 60%, encontrando una relación entre la infección natural del ganado y de los caracoles con la humedad del suelo.

En este estudio en el periodo de sequía (Noviembre 2014 a abril del 2015) no se hallaron caracoles, ni cabras infectadas naturalmente, ya que la temperatura máxima fue de 44°C, baja humedad relativa de 21.8%, sin precipitación pluvial (enero a marzo), esto se puede explicar en lo observado por Cruz *et al.* (2002), en Tulancingo, Hidalgo, México, quienes mencionan que es un clima templado- frio en invierno y lluvias en verano, lo que ocasiona que en estos ambientes estacionales, los caracoles *L. humilis* estivan en la época de sequía, revelando que en noviembre (periodo seco) realizaron riegos y los caracoles *L. humilis* respondieron al recurso de agua disponible manteniéndose activos.

En otro estudio realizado por Cruz *et al.* (2011), demostraron que el número de caracoles se relaciona positivamente con el porcentaje de humedad, pero no con la temperatura. En este estudio, se encontró una relación significativa $P=0.0001$ entre la humedad relativa y el número de caracoles infectados naturalmente, mientras que con la temperatura la relación fue negativa $P=0.008$.

En un estudio realizado por Núñez y Quiroz (1994), en toros de lidia en el estado de Guanajuato, México, señalan que la humedad en los potreros durante el periodo de sequía de febrero a mayo, hizo suponer la presencia de metacercarías en el pasto, ya que la frecuencia fue de 51.94% en animales positivos en junio, esto reveló la presencia de metacercarías viables en marzo, la reducción de la frecuencia de infección al 5.71%, sugiere que no hubo o fue muy baja la infestación en abril y mayo, interpretándose que las pocas metacercarías ingeridas lograron ser adultos de *F. hepatica* en agosto. Algo similar se presentó en este estudio, ya que el pico de infección natural en cabras fue en la siguiente temporada húmeda, en los meses de septiembre y octubre 2015.

Cruz *et al.* (2002), en Tulancingo, Hidalgo, México, obtuvieron una frecuencia de 25.20% de infección natural en caracoles *L. humilis*, positivos a 7 esporocitos, 17 redias y 14 cercarias de *F. hepatica* en agosto y noviembre. En este trabajo la frecuencia fue de 7.37% de infección natural en caracoles *L. humilis*, positivos a 15 esporocitos, 36 redias y 7 cercarias de *F. hepatica* de julio a octubre.

En este estudio se obtuvo una frecuencia de 3.98% en caracoles *L. humilis* infectados naturalmente, los cuales, liberaron 165 metacercarías, con una intensidad promedio de 6 metacercarías por caracol de julio a septiembre. Estos resultados son más bajos que los obtenidos por Cruz *et al.* (2011), quienes obtuvieron caracoles infectados naturalmente, con máxima liberación de 15,564, 76 y 368 metacercarias, de junio a noviembre. Otro estudio realizado por Caicedo *et al.* (2011), obtuvieron en caracoles *Fossaria cubensis* y *Pseudosuccinea collumella*, la emisión de 100 metacercarias por caracol.

En este estudio, la abundancia total fue de 1318 caracoles *L. humilis*, con máxima abundancia de 27.16% y 24.05% en septiembre y octubre (periodo húmedo)

respectivamente. Estos datos concuerdan con Cruz *et al.* (2002), en Tulancingo, Hidalgo, México, quienes obtuvieron una abundancia de 1673 *L. humilis*, con mayor abundancia de septiembre a noviembre. Así mismo, Cruz *et al.* (2004), en Chapa de Mota, Estado de México, obtuvieron una abundancia de 3372 *F. humilis*, de los cuales el 75.2%, estaban infectados naturalmente por fases evolutivas de *F. hepatica*, alcanzando su máxima abundancia entre septiembre y noviembre en los biotopos que presentaban mayor humedad y temperatura, encontrando una correlación positiva entre el número de caracoles, la temperatura y la humedad relativa.

En otro estudio que se realizó en la misma región por Cruz *et al.* (2011), obtuvieron una abundancia de 662 caracoles *L. humilis* y 238 caracoles *L. bulimoides*, indicando que emergieron durante o inmediatamente del inicio de la precipitación pluvial.

En este estudio, en el periodo seco (noviembre 2014 a abril de 2015), las condiciones climáticas fueron extremas, con temperatura que alcanzó 44°C, baja humedad relativa de 21.8% y 0 mm de precipitación pluvial, no se hallaron caracoles en ningún de los 5 biotopos, esto se explica con lo que menciona Rangel y Gamboa (2005), la ecología de los cuerpos de agua temporales es compleja, por las diversas etapas que pasa este sistema, desde una inundación que puede durar unos cuantos meses, hasta una temporada de sequía extrema el resto del año, lo que genera que los caracoles que habitan estos cuerpos de agua tiendan a adquirir diversas estrategias de sobrevivencia, como el fenómeno de estivación, en el cual, los caracoles se mantienen en un periodo de latencia, enterrándose en el sustrato para evitar la desecación y bajan su metabolismo durante la sequía, para que en cuanto empiecen las lluvias emerjan. En este trabajo al comienzo de la siguiente temporada húmeda, la precipitación pluvial fue baja, la cual fue incrementando hasta alcanzar los 130 mm, que es cuando se hace presente la emergencia de los caracoles en septiembre y octubre 2015 con abundancia de 66 y 127 caracoles respectivamente.

Cruz *et al.* (2004), menciona que el microambiente es fundamental para la recuperación de los caracoles, ya que obtuvieron mayor recolección de limneidos en los biotopos que presentaban niveles altos de humedad y temperatura, no recolectaron caracoles en biotopos más fríos y secos.

Los 1318 caracoles *L. humilis*, presentaron medidas promedio de 5.82 (\pm 1.52) de longitud por 3.05 (\pm 0.74) de diámetro de la concha. El caracol de mayor tamaño midió 13 por 6.5 mm y el de menor tamaño de 1.5 por 1 mm, están dentro del rango reportado por McCraw (1957); Burch y Cruz (1987); Burch (1989). Cruz *et al.* (2002), en Tulancingo, Hidalgo, México, colectaron 1511 caracoles *L. humilis* con tamaños promedio, los más chicos de 4.9 mm de largo por 2.9 mm de diámetro y en los más grandes 10.5 mm de longitud por 5.5 mm de diámetro de la concha.

En este trabajo se identificó a *L. humilis*, mediante la determinación anatómica de la relación de la longitud de la vaina del pene con la longitud del prepucio, esto concuerda con lo indicado por McCraw (1957). Samadi *et al.* (2000), mencionan que los caracteres anatómicos, al contrario de los caracteres conquiológicos, podrían usarse para diferenciar taxones, ya que los caracteres anatómicos más relevantes son el tamaño de la próstata y las longitudes respectivas de la vaina del pene con el prepucio. Este resultado se diferencia del sistema genital de *F. cubensis*, la vaina del pene es aproximadamente la tercera parte del prepucio. Los caracoles *P. columella* presentan la vaina del pene redondeada y corta, el prepucio es más largo y ligeramente fino (Yong, *et al.*, 1991). En *L. viatrix* var. *B. elongata* el prepucio es marcadamente más ancho y el 40% más largo que la vaina del pene (Paraense, 1976). En *L. cousini* el complejo peneal ha facilitado su identificación taxonómica, la longitud de la vaina del pene siempre es mayor que la longitud del prepucio, además se observa un anillo de papilas alrededor de la vaina del pene en el extremo donde se inserta el vaso deferente (Uribe, *et al.*, 2014).

Es importante mencionar que el flujo en la desembocadura de la presa Bayito, en el municipio de San José del Progreso, Oaxaca, se caracteriza por ser un lugar donde los pequeños productores llevan a pastorear a sus animales, existe la presencia de caracoles *L. humilis*, lo que favorece la transmisión de la fasciolosis en cabras. Sin embargo, durante la colecta de caracoles se observó que descenden bovinos, ovinos y equinos a consumir agua y pasto, por lo cual es probable que puedan estar infectados con *F. hepatica*.

11 CONCLUSIONES

Se concluye que la frecuencia de infección natural por *F. hepatica* fue de 52.9% en caprinos y de 5.11% en caracoles *L. humilis*, se presenta de forma estacional en el periodo húmedo (Mayo a septiembre).

Existe una relación directa entre el porcentaje de humedad y la frecuencia de Infección natural por *F. hepatica* en caprinos y en caracoles *Lymnaea humilis*, presentándose la fasciolosis en caprinos durante el periodo húmedo de junio a octubre.

La relación inversa entre la abundancia de caracoles y el porcentaje de humedad, es un factor importante que afecta la estivación de los caracoles en el periodo seco en esta región estacional, durante el periodo de estudio en el caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, Oaxaca.

Se determinó que el caracol identificado corresponde a la especie *Lymnaea (Fossaria) humilis*, el cual se desarrolla y se comporta exitosamente como huésped intermediario de *F. hepatica*.

Siendo este el hallazgo que establece el primer reporte en el caudal ecológico de la presa Bayito, en el Municipio de San José del Progreso, ubicado en los valles centrales de Oaxaca, México.

12 REFERENCIAS

- Afshan, K., Qayyum, M., Raza, R, S. S., Mukhtar, M., Mushtaq, M., Miller, J. E. 2013. Serological and coprological comparison for rapid diagnosis of *Fasciola hepatica* infection in small ruminants from sub-tropical area of Pakistan. *Small Rumin. Res.* 113(1): 267–72.
- Afzal, M. M., Khan, Q., Manzoor, H. 1997. An outbreak of acute fasciolosis in goats. *Pak. Vet. J.* 17(3):154-155.
- Agrahari, P., Kumar, S. D. 2013. Influence of abiotic factors on the molluscicidal activity of a bait containing limonene targeted at the pest snail *Lymnaea acuminata*. *Int. J. Pest Manag.* 59(3): 217–23.
- Aguirre, D. H., Cafrune, M. M., Salatin, A. O., Abeyá, A. A. 2005. Fasciolosis clínica en cabras de Metán (Salta, Argentina). *Rev. FAVE. Cie. Vet.* 4:1-2.
- Alcibar, M. P., Anaya, Y. R., y Flores, C.R. I. 1985. Evaluación de la infectividad de miracidios y metacercarias de *Fasciola hepatica* en bovinos y ovinos con relación a su origen. *Tec. Pec. Mex.* 48:39–45.
- Alpízar, E. C., Bianque, O. J., Jiménez, A. E., Hernández, J., Berrocal, A., Romero, J. J. 2013. *Fasciola hepatica* en ganado bovino de carne en Siquirres y lesiones anatomo-histopatológicas de hígados bovinos decomisados en mataderos de Costa Rica. *Agron. Costarricense.* 37(2):7–16.
- Bautista, H. C. E., Monks, S., Pulido, F. G., Rodríguez, I. A. E. 2015. Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. *Parasitol. Estudios en Biodiversidad.* 1(2): 11-18. <http://digitalcommons.unl.edu/biodiversidad/2>
- Beltrán, F. M., Muñoz, Z. E., Del Pozo, L. F., Gutiérrez, C. S. 2011. Choledocal fasciolosis by *Fasciola hepatica* in surgery of chronic calculous cholecistitis. *Ana. Fac. Med.* 72(2):141–45.
- Besné, M. A., Figueroa, C. J. A., Quiroz, R. H., Ramírez, G. A., Ramos, M. E. 2011. Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología. 5ta edición. Ed. UNAM. FMVZ, México. 1-165.
- Bosco, A., Rinaldi, L., Musella, V., Amadesi, A., Cringoli, G. 2015. Outbreak of acute fasciolosis in sheep farms in a Mediterranean area arising as a possible consequence of climate change. *Geospat. Health.* 9(2): 319-324.

- Borbolla, I. J. E., Gaxiola, C. S. M., Castro, C. N. Pérez, C. J. A., Gaxiola, M. J. 2006. Situación de las parasitosis pulmonares y hepáticas de caprinos en Culiacán, Sinaloa. Memoria del VII Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria. 93.
- Boyce W. M., Courtney C. H. 1990. Seasonal transmission of *Fasciola hepatica* in north central Florida (U.S.A.). Int. J. Parasitol. 20(5): 695-696.
- Burch, B. J. 1989. North American Freshwater Snails. Malacological publications, Michigan. 2(6): 1-80.
- Burch, B. J., Cruz, R A. 1987. Clave genérica para la identificación de gastrópodos de agua dulce en México. 1ra edición. ed. Instituto de biología, UNAM. México: 1-45.
- Bush, O. A., Lafferty, D. K., Lotz, M. J., Shostak, W. A. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis: Revisited. J. Parasitol. 83(4): 575-583.
- Cabra, A. A., Herrera, H. C. C. 2007. Estudio de prevalencia de la *Fasciola hepatica* y caracol *Lymnaea spp.* en predios del municipio de Simijaca Cundinamarca. Tesis. Facultad de Medicina Veterinaria. Universidad de La Salle, Bogotá, D.C.:1-184.
- Caicedo, R. R. E., Toxtle, T. J. D., Calderón, N. M. P. 2011. Zoogeografía de los moluscos de importancia veterinaria en el estado de Puebla y su efecto en la salud humana y animal. Acta Iberoam. Conserv. Anim. 1: 359-363.
- Carrada, B. T. 2007. *Fasciola hepatica*: Ciclo biológico y potencial biótico. Rev. Mex. Patol. Clin. 54(1): 21-27.
- Charlier, J., Vercruysse, J., Morgan, E., Van Dijk, J., Williams, D. J. L. 2014. Recent advances in the diagnosis, impact on production and prediction of *Fasciola hepatica* in cattle. J. Parasitol. 141(3):326-35.
- Cruz, M. I. 2001. Identificación, ciclo de vida, dinámica poblacional, grado de infección de caracoles y transmisión de fasciolosis bovina bajo condiciones de campo y de laboratorio. Tesis doctoral. FMVZ, UNAM. 1-135.
- Cruz, M. I. En: Quiroz, R. H., Figueroa, C. J. A., Ibarra, V. F., López, A. M. E. 2011. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos. Epidemiología de la fasciolosis animal y humana. 1ra edición. Versión electrónica. 137-167.

- Cruz, M. I., Figueroa, J. A., Correa, D., Ramos, M. R., Lecumberri, L., Quiroz, R. H., 2004. Dynamics of *Fasciola hepatica* infection in two species of snails in a rural locality of Mexico.” *Vet. Parasitol.* 121: 87–93.
- Cruz, M. I., Ibarra, V. F., Naranjo, G. E. Quintero, M. M. T., Lecumberri, L. J. 2002. Identificación taxonómica, estacionalidad y grado de infección con *Fasciola hepatica* de moluscos huéspedes y no huéspedes intermediarios del trematodo en el rancho de la Universidad Autónoma de Hidalgo, en Tulancingo, Hidalgo, México. *Vet. Méx.* 33(2): 189-200.
- Cruz, M. I., Ibarra, V. F., Quintero, M. M. T., Naranjo, G. E., Lecumberri, L. J., Correa, D. 2005. Seasonal transmission of *Fasciola hepatica* in cattle and *Lymnaea (Fossaria) humilis* snails in central Mexico. *Parasitol. Res.* 95: 283–286.
- Cruz, M. I., Naranjo-García. E., Quintero, M. M. T., Correa, D., Quiroz, R. H. En: Quiroz, R. H. Figueroa, C. J. A. 2010. Estudio de la Fasciolosis en México de 1879 a 2006. Primeras aportaciones al conocimiento de los hospederos intermediarios de *Fasciola hepatica* en México. Primera edición., ed. UNAM. México. 163-174.
- Cruz, M. I., Quiroz, R. H., Correa, D., y Gómez, E. G. 2011. “Transmission dynamics of *Fasciola hepatica* in the Plateau Region of Mexico. Effect of weather and treatment of mammals under current farm management.” *Vet. Parasitol.* 175(1–2):73–79.
- Cruz, R. A. 1985. Aspectos malacológicos de la Fasciolosis. Instituto de biología, UNAM. México. 1: 101-117.
- Cwiklinski, K., O’neill, S. M., Donnelly, S., Dalton, J. P. 2016. A prospective view of animal and human Fasciolosis. *Parasite Immunol.* 0: 1–11.
- Dar, Y., Vignoles, P., Rondelaud, G., Dreyfuss, G. 2015. Role of the lymnaeid snail *Pseudosuccinea columella* in the transmission of the liver fluke *Fasciola hepatica* in Egypt. *J. Helminthol.* 89: 699–706.
- Dar, Y., Vignoles, P., Dreyfuss, G., Rondelaud, G. 2011. The development of rediae of *Fasciola hepatica* in *Radix natalensis* subjected twice to bimiracidial exposures. *J. Helminthol.* 85: 210–214.
- Díaz, B. A., Mejía, G. R. A., Millán., S. F. 1987. Helmintos en caprinos de la zona centro del estado de Guerrero, México. Memoria del VIII Reunión Animal de Parasitología Veterinaria. Cuernavaca, Morelos, México: 27.

- Dreyfuss, G., Rondelaud, D., Varelle, M. C. 1999. Oviposition of *Lymnaea truncatula* infected by *Fasciola hepatica* under experimental conditions. *Parasitol. Res.* 85: 589-593.
- Ezatpour, B., Hasanvand, A., Azami, A., Anbari, A., Ahmadpour, F. 2015. Prevalence of liver fluke infections in slaughtered animals in Lorestan, Iran. *J. Parasit. Dis.* 39(4): 725–729.
- Fairweather, I., McShane, D. d., Shaw, L., Ellison, S. E., O’Hagan, N. T., York, E. A. 2012. Development of an egg hatch assay for the diagnosis of triclabendazole resistance in *Fasciola hepatica*: Proof of Concept. *Vet. Parasitol.* 183(3–4):249–59.
- FAOSTAT. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2017. Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/>. (Acceso en Agosto 2017).
- Garson, G. D. 2013. Generalized linear models / Generalized estimating equation. Statistical Associates Blue Book Series. ISBN-10:1626380155: 1-250. www.statisticalassociates.com.
- Giraldo, P. E., Pérez, C. J., Aguilar, M. S., Linares, V. S. 2016. Prevalencia de Fasciolosis bovina en una zona de Caldas Colombia con evidencias de la enfermedad. *Rev. U.D.C.A. Act. Div. Cient.* 19(1): 139-148.
- Gómez, A. T., Pérez, R. I., Bravo. 1978. Fasciolosis en México: Estado actual y huéspedes intermediarios. *Rev. Lat. Amer. Microbiol.* 20: 121-127.
- Google, INEGI. 2015. Digital Globe. Datos del mapa satelital México. <https://www.google.com.mx/maps/place/San+Jos%C3%A9+del+Progreso,+Oax./@16.6804695,96.6995228,3408m/data=!3m1!1e3!4m5!3m4!1s0x85c743d766bf78b:0x59a4eb581bf07bd9!8m2!3d16.6858754!4d-96.6843954>.
- Gutiérrez, A., Perera, G., Yong, M., Sánchez, J., Wong, L. 2000. Life history traits of *Fossaria cubensis* (Gastropoda: Lymnaeidae) under experimental exposure to *Fasciola hepatica* (Trematoda: Digenea). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 95(5): 747–752.
- Gutierrez, A., Yong, M., Wong, L., Sánchez, J. 2001. The combined effect of isolation and *Fasciola hepatica* infection on the life history traits of *Fossaria cubensis*. *J. Invertebr. Pathol.* 78: 66–71.

- Gutiérrez, G. D. E., Núñez, V. 2010. Método de colección de moluscos: Gasterópodos continentales. División Zoología Invertebrados, Museo de La Plata, FCNyM–UNLP. Argentina. 1:1-9.
- Hammami, H., Hamed, N. Ayadi, A. 2007. Epidemiological studies on *Fasciola hepatica* in Gafsa Oases (South West of Tunisia). J. Parasite. 14:261–64.
- Hernández, H. E. J., Franco, G. J. F. Villarreal, E. A. O., Camacho, R. C. J., Hernández, R. D. 2013. Fascioliasis presente en ovinos y caprinos con impacto productivo en el Centro-Norte de Puebla. Área: Producción Agrícola, hortícola y Pecuaria. BUAP. 1-5.
- Hernández, H. P. 2009. Diagnóstico y plan municipal de desarrollo rural sustentable del municipio de San José del Progreso, Ocotlán, Oax. Consejo municipal de desarrollo rural sustentable de San José del Progreso, Ocotlán, Oaxaca. México.1-295.
- Hubendick, B. 1951. Recent Lymnaeidae. Their Variation Morphology Taxonomy. Nomenclature and Distribution. ed. Kungl. Sven. Vet. A Kad Randl. 1-223.
- Husseini, A. A. N., Hassan, M. I., Khalifa, M. A. R. 2010. Development and hatching mechanism of *Fasciola* eggs, light and scanning electron microscopic studies. Saudi. J. of Biol. Sci. 17: 247–251.
- Ibarra, V. F., García, S. E., Fernández, R. M., Vera, M. Y., Castillo, B. R., Hernández, C. A. 1997. Eficacia fasciolicida de dos componentes de síntesis química in vitro e in vivo en ovinos. Vet. Méx. 28(4): 291–96.
- Ibarra, V. F., Vera, M. Y., Munguía, X. J. En: Quiroz, R. H., Figueroa, C. J. A., Ibarra, V. F., López, A. M. E. 2011. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos. Epidemiología de la fasciolosis animal y humana. 1ra edición. Versión electrónica. 137-167.
- INAFED. Instituto para el Federalismo y el Desarrollo Municipal. 2010. Enciclopedia de los municipios y delegaciones de México. Estado de Oaxaca. <https://www.youtube.com/watch?v=rIZpS2qZKTI>.
- Iturbe. E. P., Muñiz, P. F. 2011. Desarrollo de huevos de *Fasciola hepatica* a partir de huevos aislados de la vesícula biliar de ovinos y vacunos, expuestos a luz y oscuridad. Neotrop. Helminthol. 5(1): 89-93.
- Iturbe. E. P., Muñiz, P. F. 2012. *Galba truncatula* induced to infection with miracidia of *Fasciola hepatica*, collected in Huayllapampa, San Jerónimo, Cusco, Perú. Neotrop. Helminthol. 6(2):1-7.

- Iturbe, E. P., Muñiz, P. F. 2013a. Ciclo biológico y potencial biótico de *Fasciola hepatica* en *Galba truncatula*. Neotrop. Helminthol. 7(2): 243-254.
- Iturbe, E. P., Muñiz, P. F. 2013 b. Desarrollo de *Fasciola hepatica* y su potencial biótico en *Rattus norvegicus* Holtzman. Neotrop. Helminthol. 7(2): 255-263.
- Johnson, D. P., Bogan, E. A., Brown, M. K., Cordeiro, J. R., Garner, T. J., Hartfield, D. P., Lepitzki, A. W. D., Mackie, L. G., Pip, E., Tarpley, A. T., Tiemann, S. J., Whelan, V. N., Strong, E. E. 2013. Conservation Status of Freshwater Gastropods of Canada and the United States. American Fisheries Society. 38(6): 1-37. www.fisheries.org.
- Khallaayoune, K. El Hari, M. 1991. Variations saisonnieres del'infestation par *Fasciola hepatica* chez la chèvre dans la région du Haouz (Maroco). Ann Rech Vet. 22: 219–226.
- Kleiman, F., Pietrokovsky, S., Prepelitchi, L., Carbajo, A. E., Wisnivesky, C. C. 2007. Dynamics of *Fasciola hepatica* transmission in the Andean Patagonian valleys, Argentina. Vet. Parasitol. 145: 274–286.
- Koramian, H., Arbabi, M., Mahami, O. M., Delavari, M., Hooshyar, H., Asgari, M. 2014. Prevalence of ruminants fascioliasis and their economic effects in Kashan, center of Iran. Asian Pac. J. Trop. Biomed. 4(11): 918-922.
- Landeros, M. A., Ibarra, V. F., Escudero, C. J., Milián, S. F. 1980. Determinación de algunos hospederos intermediarios de *Fasciola hepatica*, en la cuenca lechera de Tulancingo, Hgo. Téc. Pec. 47–51.
- Larrea, C. H., Flórez, F. M., Vivar, G. R., Huamán, M. P., Velásquez, P. J. 2007. Hospederos intermediarios de *Fasciola hepatica* en el Perú. Rev. Horiz. Méd. 7(1): 39-45.
- Lloyd, J., Boray, J., Campbell, N. 2007. Identifying liver fluke snails. PRIMEFACT. NSW DPI. 476:1-5. www.dpi.nsw.gov.au/primefacts.
- Londoño, B. P., Chávez, V. A., Li, E. O., Suárez, A. F., Pezo, C. D. 2009. Presencia de caracoles Lymnaeidae con formas larvarias de *Fasciola hepatica* en altitudes sobre los 4000 msnm en la sierra sur del Perú. Rev. Inv. Vet. Perú. 20(1): 58-65.
- MaCraw, M. B. 1957. Studies on the anatomy of *Lymnaea humilis* Say. Canadian J. Zool. 35(6): 751-768.

- Malone, J. B., Craig, T. M. 1990. Cattle liver flukes: risk assessment and control. Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian. 12(5): 750-754.
- Manga, G. Y., Gonzalez, L. C., Otero, C. B. 1991. Natural Infection of *Lymnaea truncatula* by the liver fluke *Fasciola hepatica* in the Porma, León, NW Spain. J. Helminthol. 65:15–27.
- Margolis, L., Esch, G. W., Holmes, J. C., Kuris, A. M., Schad, G. A. 1982. The use of ecological terms in parasitology (report of an AD HOC committee of the american society of parasitologists. J. Parasitol., 68(1): 131-133.
- Martínez, M. A., Jiménez, L. V., Moreno, M., Redondo, E. S. H., Mulas, J. M., Pérez, J. 1999. Liver pathology and immune response in experimental *Fasciola hepatica* infections of goats. Vet. Parasitol. 82:19–33.
- Mas-Coma, S., Funatsu, I. Bargues, M. 2001. *Fasciola hepatica* and lymnaeid snails occurring at very high altitude in South America. J. Parasitol. 123: 115-127.
- Mas-Coma, S., Valero, M. A., Bargues, M. 2008. Effects of climate change on animal and zoonotic helminthiasis. Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz. 27(2): 443-452.
- Mazzoti, L. 1955. *Lymnaea obrussa* say, huésped intermediario de *Fasciola hepatica*. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales, México, D. F. 15(3):163–165.
- Mazzoti, L., Ruiz, S. R. Ramírez, J., 1956. Estudios sobre *Fasciola hepatica*. Incidencia en animales sacrificados, en varias regiones de México. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales, México, D. F. 16(3): 27–32.
- Mazzotti, L. 1956. *Lymnaea humilis* (Say), huésped intermediario de *Fasciola hepatica*. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales 16(4): 21-23.
- Mendoza, J. A., Ortega, S. J. L. 2008. Caracterización de la caprinocultura en el municipio de Tepelmeme Villa de Morelos, Oaxaca, México. Rev. Chapingo Ser. Zo. Áridas. 8(2): 75-80.
- Moazeni, M., Ahmadi, A. 2016. Controversial aspects of the life cycle of *Fasciola hepatica*. Exp. Parasitol. 169: 81–89.
- Morley, J. N. 2015. Ecology of Free-Living Metacercariae (Trematoda). Adv. Parasitol. 89:1-78.

- Munguía, X. J. A., Álvarez, A. L. P., Ibarra, V. F. 2006. Frecuencia y control químico de Fasciolosis hepática en caprinos del Noroeste de Sonora. Memorias del XXX Congreso Nacional de Buiatría. Acapulco, México. 27-34.
- Naranjo-García. E. 2003. Moluscos continentales de México: Dulceacuícolas." Rev. Biol. Trop. 51 (3): 495-505.
- Naranjo-García. E., Gómez, E. C. 2011. En: Bautista, Z. F., Delfín, G. H., Palacio, P. J. L. Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales. Moluscos. 2da. Ed. UNAM. 477-498.
- Núñez, G. M. T., Quiroz, R. H. 1994. Efecto de tratamientos sistemáticos con nitroxil en la reducción de huevos de *Fasciola hepatica* en ganado de lidia. Vet. Méx. 25(4): 341-43.
- Olaechea, F. 2004. *Fasciola hepatica*. Sitio Argentino de Producción Animal. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. 449: 1-9.
- Olaechea, F., Larroza, M. 2010. Comparación de la morfología y la viabilidad de huevos de *Fasciola hepatica* en distintos hospedadores en Patagonia. Rev. Vet. Argentina. 27(268): 1-5.
- Olazabal, M. E., Morales, M. A., Serrano, P. H., Brito, E. A. 1999. Obtención de metacercarias de *Fasciola hepatica* en *Lymnaea cubensis* y relación parásito-hospedero en ratas Wistar y ratones Balb/c. Vet. Méx. 30(1): 109-15.
- Paraense, W. L. 1976. *Lymnaea viatrix*: a study of topotypic specimens (Mollusca: Lymnaeidae). Rev. Brasileira Biol. 36: 419-428.
- Paraense, W. L. 1982. *Lymnaea viatrix* and *Lymnaea columella* in the Neotropical region: a distributional outline. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 77(2): 181-188.
- Pérez, J., Mulas, M., Carrasco, L., Gutierrez, P. N., Martínez, C. S., Martínez, M. A. 1999. Pathological and immunohistochemical study of the liver and hepatic lymph nodes in goats infected with one or more doses of *Fasciola hepatica*. J. Comp. Pathol. 120(2): 199-210.
- Pérez, M. A., García, M., Quijada, J., García, H., Aguirre, A., Armas, S., Gauto, J. 2009. *Fasciola hepatica* en bovinos doble propósito de una finca de Tucacas (Falcón, Venezuela). REDVET. 10(4): 1-15.
- Pinheiro, J., Maldonado, A. J., Attias, M., Ianfredi, R. M. 2004. Morphology of the rediae of *Echinostomaparaensei* (Trematoda: Echinostomatidae) from its

intermediate host *Lymnaea columella* (Mollusca, Gastropoda). Parasitol. Res. 93(3): 171-177.

Pintor, T. J. B. 2006. Estimación de pérdidas económicas, por decomiso de hígados de ganado bovino infectado con *Fasciola hepatica* y sacrificados en el rastro municipal de Morelia, Michoacán. Tesis licenciatura. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 1-36.

Pointier, J. P., Cazzaniga, N. J., González, S. C., Gutiérrez, A., Arenas, J. A., Barges, M. D., Mas-Coma, S. 2006. Anatomical studies of sibling species within Neotropical lymnaeids, snail intermediate hosts of fascioliasis. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Brasil. 101(4): 431-435.

Pointier, J. P., Noya, O., Alarcón, N. B., Théron, A. 2009. Distribution of Lymnaeidae (Mollusca: Pulmonata), intermediate snail hosts of *Fasciola hepatica* in Venezuela. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Brasil. 104(5): 790-796.

Prepelitchi, L. 2009. Ecoepidemiología de *Fasciola hepatica* (Trematoda, Digenea) en el norte de la provincia de corrientes destacando aspectos ecológicos de *Lymnaea Columella* (Pulmonata, Lymnaeidae) y su rol como hospedador intermediario. Tesis doctoral. Universidad de Buenos Aires, Argentina. 2-185.

Prepelitchi, L., Wisnivesky, C. C. En. Salomón, O. D., Yedlin, G. E., Manzur, J. L. 2013. Moluscos de interés sanitario. *Fasciola hepatica*: epidemiología y control en la región noreste de Argentina. 1ra ed. Puerto Iguazu. INMeT. 54-79.

Quiroz, R. H. 1990. Parasitología, Fasciolosis. Ed. Limusa. México, D. F. 231-235.

Ramírez, R., Paredes, C., Arenas, J. 2003. Moluscos del Perú. Rev. Biol. Trop. 51(3): 225-284.

Ramos, S. S. E. 2002. Distribución taxonómica de caracoles de agua dulce (Molusca: Basommatophora) en la región de la sierra fría de Zacatecas. SNIB-CONABIO. L145: 1-64.

Rangel, R. L. J., Gamboa, A. J. 2005. Estructura de la comunidad y dinámica poblacional de gasterópodos en una zona enzoótica de fasciolosis en Tabasco, México. Acta Zool. Mex. 21(2): 79-85.

Rico, T. C. P. 2008. Susceptibilidad de caracoles del género *Lymnaea* a la infección por *Fasciola hepatica* determinada por PCR. Tesis de Maestría. FMVZ. UNAM. 1-72.

- Rizwan, H. M., Sajid, M. S., Khan, M. N., Saqib, M. 2016. Seroepidemiology of Goat Fascioliasis in District Sargodha, Punjab, Pakistan Based on Excretory Secretory Antigens of the Indigenous Strains of *Fasciola gigantica*. *Rev. Méd. Vét.* 167: 10–17.
- Rondelaud, D., Belfaiza, M., Vignoles, P., Moncef M., Dreyfuss, G. 2009. Redial generations of *Fasciola hepatica*. *J. Helminthol.* 83: 245–254.
- Rózsa, L., Reiczigel, J., Majoros, G. 2000. Quantifying parasites in samples of hosts. *J. Parasitol.* 86(2): 228–232.
- Sadamoto, H., Yamanaka, M., Hatakeyama, D., Nakamura H., Kojima, S., Yamashita, M., Ito, E. 2000. Developmental Study of Anatomical Substrate for Conditioned Taste Aversion in *Lymnaea stagnalis*. *Zool. Sci.* 17: 141–148.
- Samadi, S., Roumegoux, A., Bargues, M. D., Mas-Coma, S., Yong, M., Pointier, J. P. 2000. Morphological studies of lymnaeid Snails from the human fascioliasis endemic zone of Bolivia. *J. Moll. Stud.* 66: 31–44.
- Samamé, A. L. M., Chávez, V. A., Pinedo, V. R. 2016. Fasciolosis en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) de la Sierra. *Rev. Inv. Vet. Perú.* 27(1): 137-144.
- Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2014. (Acceso en Agosto 2017). <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2014B698.aspx>.
- Shrimali, R. G., Patel M. D., Patel, R. M. 2016. Comparative efficacy of anthelmintics and their effects on hematobiochemical changes in fasciolosis of goats of South Gujarat. *Vet. World.* 9: 524-529.
- Silva, R. Q. 2007. La Fasciolosis no es el principal problema de parasitosis del ganado ovino en la región de la Mixteca Oaxaqueña, del municipio de Asuncion, Nochixtlan, Oaxaca. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México. 1-53.
- SIAP, Sistema de información Agroalimentaria y Pesca, 2017. http://infosiap.siap.gob.mx/anpecuario_siapx_gobmx/indexnal.jsp.
- Sokolina, F., Zumaquero, R. J. L., Ignatiev, G., Villaseñor, O. C. N., Sánchez, V. J. T., Cabrera, F. H., Tay, Z. J. 2012. Estudio de los tejidos de moluscos *Lymnaea truncatula* y *Lymnaea cubensis* infectados por miracidios de *Fasciola hepatica*. *Rev. Med. UNAM.* 1-7.

- Soulsby, E. J. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7a ed. Interamericana. México: 1-823.
- Standley, J. C., Prepelitchi, L., Pietrokovsky, M. S., Issia, L., Russell, S. J., Wisnivesky, C. C. 2013. Molecular characterization of cryptic and sympatric lymnaeid species from the *Galba / Fossaria* group in Mendoza Province, Northern Patagonia, Argentina. *Parasit. Vectors*. 6(304): 1-11.
- Thompson, F. G. 2004. An identification manual for the freshwater snails of Florida. *FLMNH invertebrate zoology: Malacology and marine invertebrates*. 1-70.
- Thompson, G. F. 2011. An annotated checklist and bibliography of the land and freshwater snails of México and Central America. *Bulletin of the Florida Museum of Natural History*. 50(1): 1-299.
- Ticona, S. D., Chávez, V. A., Casas, V. G., Chavera, C. A., Li, E. O. 2010. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en bovinos y ovinos de Vilcashuamán, Ayacucho. *Rev. Inv. Vet. Perú*. 21(2):168–74.
- Torgerson, P., Claxton, J. En: Dalton, J. P. 1999. *Epidemiology and Control. Fasciolosis*. CABI Publishing. Dublín City University Republic of Ireland. 1-544.
- Uribe, N., Becerra, W. M., Velásquez, L. E. 2014. *Lymnaea cousini*, huésped de *Fasciola hepatica* en el trópico alto andino de Colombia y sus nuevos haplotipos, confirmados con el marcador mitocondrial del gen de la citocromo oxidasa I. *Biomedica*. 34: 598-604.
- Valero, M. A., Panova, A., Pérez, C. I., Khoubbane, M., Peixoto, R., Mas-Coma, S. 2011. Correlación entre la emisión de huevos y el desarrollo del útero en aislamientos de *Fasciola hepatica* de humanos y animales. XV Congreso Colombiano de Parasitología y Medicina Tropical. *Biomédica*. 31(3): 1-337.
- Valero, M. A., Mas-coma, S. 2000. Comparative infectivity of *Fasciola hepatica* metacercariae from isolates of the main and secondary reservoir animal host species in the Bolivian Altiplano high human endemic region. *Folia Parasitol*. 47: 17-22.
- Villa, M. A., Molina, M. P., Hernández, G. K., Olivares, P. J. Sarracent, P. J., Zumaquero, R. J. 2016. Comparative diagnosis of serum IgG1 and coproantigen ELISA for Fasciolosis detection of goats in México. *BioMed. Res. Int*. 16:1-8.
- Yuan, W., Liu, J. M., Lu, K., Li, H., Duan, M. M., Feng, J. F., Hong, Y., Liu, Y. P., Zhou, Y., Tong, L. B., Lu, J., Zhu, C. G., Jin, G. M., Cheng, G. F., Lin, J. J. 2016.

Molecular identification and seasonal infections of species of *Fasciola* in ruminants from two provinces in China. *J. Helminthol.* 90: 359–363.

Zafra, R., Pérez, J., Martínez, M. F. J., Buffoní, L., Martínez, M. A., Pérez, E. R. A. 2006. Fasciolosis caprina: estudio comparativo de infecciones crónicas experimentales. *Sitio Argentino de Producción Animal.* 7(2): 8-17.