

**SEROPREVALENCIA DE *Fasciola hepatica* EN PEQUEÑOS RUMIANTES DE  
BOAVITA, BOYACÁ**

**MELISSA CAMILA ORTIZ PINEDA**

201712515

**UNIVERSIDAD PEDAGÓGICA Y TECNOLÓGICA DE COLOMBIA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TUNJA, 2022**

**SEROPREVALENCIA DE *Fasciola hepatica* EN PEQUEÑOS RUMIANTES DE  
BOAVITA, BOYACÁ**

**MELISSA CAMILA ORTIZ PINEDA**

Trabajo de grado para optar por el título de  
Médico Veterinario Zootecnista

Director

DIEGO JOSÉ GARCIA CORREDOR. MVZ MSc.

**UNIVERSIDAD PEDAGÓGICA Y TECNOLÓGICA DE COLOMBIA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TUNJA, 2022**

**Nota de aceptación**

---

---

---

Firma del presidente del jurado

---

Firma del jurado

---

Firma del jurado

---

---

---

---

---

---

**Tunja,**

## TABLA DECONTENIDO

### INTRODUCCION

1. PROBLEMA .....	7
2. JUSTIFICACIÓN .....	10
3. OBJETIVOS .....	12
3.1 OBJETIVO GENERAL .....	12
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	12
4. MARCO TEÓRICO .....	13
4.1 Morfología del Parásito .....	15
4.2 Ciclo de Vida .....	16
4.3 Hospedador Intermediario .....	17
4.4 Signos Clínicos .....	19
4.5 Inmunología .....	21
4.6 Impacto Económico .....	21
4.7 Diagnóstico .....	22
4.8 Control y Tratamiento .....	24
4.9 Zoonosis .....	25
5. ESTADO DEL ARTE .....	27
6. METODOLOGÍA .....	30
6.1 Área de estudio .....	30
6.2 Tamaño de muestra .....	30
6.3 Recolección de muestras y procesamiento .....	31
6.4 Análisis estadístico .....	32
6.5 Consideraciones éticas .....	32
7. RESULTADOS .....	34
8. DISCUSIÓN .....	41
9. CONCLUSIONES .....	44
10. BIBLIOGRAFIA .....	45

## INTRODUCCIÓN

La Fascioliasis es una enfermedad causada por el trematodo *Fasciola hepatica*, el cual tiene una amplia distribución geográfica causando enormes pérdidas en el sector pecuario a nivel mundial (Becerra, 2001). Existen diferentes técnicas diagnósticas para detectar la enfermedad, usualmente, se utilizan técnicas coprológicas para la búsqueda de huevos del trematodo, lo cual permite identificar su presencia (Tsega *et al.*, 2015). Sin embargo, poseen algunas desventajas como la baja sensibilidad debido a que, factores como el inicio de la infección, la intermitencia en la ovoposición y de la carga parasitaria (George *et al.*, 2019), generan una identificación tardía del parásito cuando el daño hepático es avanzado y en ocasiones irreversible (Navarro *et al.*, 2020). Por lo anterior, enfoques recientes han empleado técnicas inmunológicas para mejorar la sensibilidad y precisión de la detección de trematodos en ovinos y caprinos; por ejemplo, el uso de ensayos inmunoabsorbentes ligados a enzimas de captura (ELISA), ofrecen un medio de diagnóstico serológico más rápido y sensible que podría detectar una infección aguda temprana antes de que ocurra un daño hepático significativo (Singh *et al.*, 2021). Es por esto que, el objetivo de esta investigación fue determinar la seroprevalencia de *F. hepatica* en pequeños rumiantes de Boavita, Boyacá. Se desarrolló un estudio descriptivo de corte transversal con muestreo aleatorio simple, en donde se tomaron muestras de sangre provenientes de 355 ovinos y caprinos de diferentes razas, edad, y sexo. También, se recolectaron parásitos que se encontraron en canalículos hepáticos de animales sometidos a faenado. Las muestras se procesaron mediante el Kit comercial ELISA BIO K 211 - Monoscreen AbELISA *F. hepatica*, con la finalidad de determinar la seroprevalencia de Fascioliasis y los resultados obtenidos fueron analizados con el programa estadístico Epi Info® versión 7.2.3.1. La seroprevalencia de *F. hepatica* fue del

72,96%, con mayor porcentaje de presentación en ovinos (84,62%) que en caprinos (70,40%). Se encontró asociación estadística significativa en caprinos entre las razas Alpina y Nubiana con seropositividad a la enfermedad. Con respecto a los ovinos hubo significancia estadística para la raza Camura. Dentro de los factores evaluados en las fincas, se determinó que la presencia de caracoles tiene una asociación significativa con la enfermedad, indicando que la existencia de *F. hepatica* está relacionada con esta variable. Por lo anterior, se evidenció conocimiento de la situación actual de la enfermedad en Boavita, así como la dinámica de su transmisión, la cual parece ser variable entre diferentes regiones, por lo que esto limita y dificulta el progreso hacia su control, además. esta información epidemiológica obtenida permitirá evaluar los riesgos de infección y el diseño de estrategias de manejo efectivas.

## 1. PROBLEMA

La Fascioliasis es una enfermedad causada por el trematodo *F. hepatica*, el cual genera graves problemas de salud en animales, principalmente a rumiantes en zonas urbanas y rurales de todo el mundo, conllevando a impactos económicos negativos (Elshraway y Mahmoud, 2017). Las cabras, los bovinos y las ovejas son los principales hospedadores definitivos del parásito; no obstante, en algunos casos, los seres humanos pueden actuar como hospedadores incidentales, por lo que la enfermedad se reconoce como una patología emergente (Collado *et al.*, 2020) con una amplia distribución geográfica, identificándose en más de 51 países (Ahmad *et al.*, 2021). Las infecciones por el parásito generan graves problemas de salud animal y pérdidas económicas derivadas de la mortalidad, morbilidad, disminución en la tasa de producción y crecimiento, rechazo y decomiso del hígado y una mayor susceptibilidad a infecciones secundarias, en donde el costo de las medidas de control en la cría de animales es considerable y excede los 3.000 millones de dólares cada año a nivel mundial (Khanjari *et al.*, 2014).

Por otra parte, se ha reportado el aumento de la incidencia y propagación de la Fascioliasis como consecuencia del cambio climático, la resistencia a los medicamentos por parte del parásito y la intensificación de las prácticas agrícolas (Donoso *et al.*, 2016). El desarrollo del trematodo hepático es dependiente de las características ambientales de acuerdo con la naturaleza de las fases del ciclo de vida libre, las cuales, tienen lugar completamente en el medio externo en agua dulce, y la fase vectorial, que se desarrolla dentro de un caracol del género *Lymnaea*, cuya presencia depende de las condiciones medio ambientales que se le provean (Jara-Campos *et al.*, 2020). A pesar de esto, la Fascioliasis se ha convertido en una de las enfermedades transmitidas

por vectores que presenta amplia distribución a nivel mundial en cuanto a latitud, longitud y altitud (Nyindo y Lukambagire, 2015).

El diagnóstico parasitológico comúnmente empleado para la identificación de la enfermedad se basa en la detección de huevos de *F. hepatica* en las heces de los ovinos y caprinos sospechosos, empleando técnicas de flotación o de sedimentación (Correa *et al.*, 2016). Sin embargo, este método requiere de mucho tiempo, es laborioso y de poca sensibilidad, especialmente en el caso de bajas cargas parasitarias, ya que detecta la infección solo después de que los parásitos hayan madurado y ovopositado dentro de los conductos biliares, posterior al daño hepático (Cacuango-Quishpe *et al.*, 2021). Sumado a esto, al poseer una sensibilidad baja, significa que no detecta el porcentaje real de animales positivos a la patología, lo que resulta en una detección incompleta y tardía, limitando el control oportuno de la enfermedad (Cornejo *et al.*, 2010). Por lo tanto, el diagnóstico del parásito a través del examen fecal es posible sólo 10 a 11 semanas después de la infección (Sarkari y Khabisi, 2017).

En Colombia, se han utilizado numerosos métodos de diagnóstico dirigidos a detectar la infección por *F. hepatica* en rumiantes *in vivo*, incluidos los recuentos de huevos en heces, la detección de anticuerpos en suero o pruebas de coproantígeno (Sierra Balcárcel *et al.*, 2017). Dentro de estos, se reporta la implementación de métodos serológicos alternativos para el diagnóstico temprano del parásito, en donde los ensayos inmunoenzimáticos ligados a enzimas (ELISA), se utilizan para la detección de anticuerpos y antígenos relacionados con la enfermedad (Calvani *et al.*, 2018).

En América Latina existen numerosos reportes sobre el diagnóstico de Fascioliasis como herramienta para la prevención y detección de la parasitosis. Sin embargo, al comparar los



diferentes resultados, se resalta la variabilidad antigénica que posee este trematodo (Domínguez *et al.*, 2018), como se ha evidenciado en estudios realizados en Venezuela (Colmenares *et al.*, 2017) y Perú (Cornejo *et al.*, 2010) . Es por esto, que detectar la prevalencia de *F. hepatica* en Boyacá contribuiría a la identificación temprana de la infección y por consiguiente a la disminución de las pérdidas económicas que se generan en las explotaciones de ovinos y caprinos. De allí surge la siguiente pregunta de investigación:

¿Cuál es la seroprevalencia de *F. hepatica* y los factores de riesgo asociados a su presencia en pequeños rumiantes de Boavita, Boyacá?

## 2. JUSTIFICACIÓN

Los pequeños rumiantes son considerados como la especie que ha acompañado al pequeño y mediano productor agropecuario durante muchos años, siendo una fuente importante de alimento y sustento en Colombia, ya que, derivado de su cría se obtienen productos como carne, leche, pieles y lana, las cuales, constituyen una importante materia prima a nivel artesanal y subproductos utilizables en industria y alimentos (Torres, 2016). Además, en la economía campesina colombiana, la concurrencia de diferentes especies de explotación pecuaria como bovinos, ovinos, y caprinos es frecuente, y se constituye como un factor que facilita la endemicidad de las enfermedades parasitarias. Así, se ha demostrado que los ovinos con infección crónica juegan un papel importante en el mantenimiento y diseminación de los parásitos, así como en la contaminación continua de los pastos. Principalmente en países como Colombia donde los productores no implementan las herramientas diagnósticas como parte de las buenas prácticas pecuarias de manejo (Jaramillo, 2016).

La Fascioliasis causa daños considerables a la salud, el bienestar y la productividad de los rumiantes, principalmente en zonas templadas, y su control se ve desafiado por la resistencia a los antihelmínticos (Vineer *et al.*, 2020). El diagnóstico de rutina se hace utilizando el examen coprológico, como la técnica de Dennis para la búsqueda de huevos, lo cual, es un hallazgo de gran utilidad, ya que informa de una infección o enfermedad actual; sin embargo, estas técnicas presentan algunas desventajas como la baja sensibilidad debido al periodo de prepatencia del parásito debido a que solo identifican estadios ovaes (Corrales *et al.*, 2021).

Por otra parte, la alta frecuencia de presentación de episodios de sequías e inundaciones podría traducirse en una mayor presentación de las enfermedades transmitidas por vectores y los parásitos como *F. hepatica* (Sripa y Echaubard, 2017). Por esto, se requieren prácticas de gestión en las granjas de pequeños rumiantes, adecuadas para prevenir pérdidas sin el riesgo de sobreatamiento y la posibilidad de favorecer el desarrollo de resistencia a los medicamentos en los parásitos (Fairweather *et al.*, 2020; Kamaludeen *et al.*, 2019; Kelley *et al.*, 2016).

En consecuencia, enfoques recientes han empleado técnicas inmunológicas para mejorar la sensibilidad y precisión de la detección de trematodos en ovinos y bovinos, por ejemplo, el uso de ensayos inmunoabsorbentes ligados a enzimas de captura (ELISA) para la detección de coproantígenos de trematodos hepáticos en heces (Julon *et al.*, 2020) y ELISA serológico para la detección de anticuerpos en muestras de suero sanguíneo (Zambrano *et al.*, 2020). Por lo tanto, la implementación de una prueba ELISA permitiría una identificación rápida y precisa del parásito conllevando a un manejo exitoso de la infección clínica, sumado al establecimiento de encuestas epidemiológicas que permitan identificar los principales factores de riesgo de la enfermedad (Robaina *et al.*, 2020).

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 OBJETIVO GENERAL**

Determinar la seroprevalencia de *F. hepatica* en pequeños rumiantes de Boavita, Boyacá.

#### **3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Establecer la seroprevalencia de *F. hepatica* mediante ELISA comercial en pequeños rumiantes del municipio de Boavita, Boyacá.
- Identificar los principales factores de riesgo asociados a la presentación de *F. hepatica* en pequeños rumiantes del municipio de Boavita, Boyacá.

#### 4. MARCO TEÓRICO

La Fascioliasis fue descrita por primera vez en 1379, ha sido reconocida como una enfermedad de importancia clínica y económica durante siglos. La infección causada por trematodos parásitos del género *Fasciola* puede infectar a diversos mamíferos, incluidos ovejas, vacas, cabras, ciervos y seres humanos (Calvani y Šlapeta, 2021). *Fasciola* es un trematodo digeneo (Phylum Platyhelminthes - Clase Trematoda – Subclase Digenea) donde en su etapa adulta habita en el hígado, los conductos o la vesícula biliar de vertebrados. Se han descrito algunas especies dentro del género, pero solo tres especies, *F. hepatica*, *F. gigantica* y *F. jacksoni* son las especies reconocidas taxonómicamente como válidas. Las especies *F. hepatica* y *F. gigantica* son de especial importancia tanto en el ganado bovino como en el ovino (De Waal, 2021).

Los dos representantes de mayor importancia socioeconómica son *F. hepatica* y *F. gigantica*. Las dos especies tienen ciclos de vida diheteroxenos, que involucran caracoles linoideos (de agua dulce) como hospedadores intermedios y mamíferos como hospedadores definitivos (Dutra *et al.*, 2022). *F. hepatica* y *F. gigantica* son morfológicamente y biológicamente similares (Iyiola *et al.*, 2021). Las diferencias en especificidad del huésped definitivo entre ambas especies definen la etiología y la manifestación clínica de la enfermedad (Ahmad *et al.*, 2021). A nivel ecológico, se ha descrito una adaptación diferencial de las especies en los diferentes hospedadores intermedios de caracol. *F. hepatica* a menudo utiliza caracoles como *Lymnaea tomentosa* y *Galba truncatula*, que están muy extendidas en zonas templadas y climas subtropicales (Davis *et al.*, 2020). *F. gigantica* generalmente prefiere caracoles como *Radix rubiginosa* y *R. natalensis*, que viven en los subtropicos y trópicos. En regiones

subtropicales, ambas especies de *Fasciola* pueden coexistir y la enfermedad se puede asociar con un híbrido entre *F. gigantica* y *F. hepatica* (Wu *et al.*, 2021).

Gran parte del conocimiento actual de la taxonomía y epidemiología de *Fasciola* spp. ha surgido de estudios observacionales y morfológicos tradicionales, sin embargo estos métodos no reflejan con precisión la diversidad completa de *Fasciola* spp. (Zeng *et al.*, 2022). Los estudios de genética molecular han contribuido significativamente a la comprensión de la taxonomía, genética y al desarrollo de enfoques avanzados para la identificación precisa y diferenciación de las especies de *Fasciola*. Es importante destacar que los métodos moleculares facilitaron el reconocimiento de la forma híbrida “*Fasciola intermedia*” entre *F. hepatica* y *F. gigantica* (Singh *et al.*, 2021).

Dado el impacto adverso de la infección por *Fasciola* en la salud humana y su importancia económica, la identificación rápida y precisa de las especies del parásito es necesaria para el manejo exitoso de la infección clínica y en el establecimiento de las encuestas de epidemiológicas (Gandhi *et al.*, 2019b). Realizar estudios de caracterización genética, detección y genotipado de *Fasciola* spp. mediante las técnicas moleculares permite en primera instancia refinar el estado taxonómico de la especie y evaluar su potencial como agente zoonótico (Hasan *et al.*, 2022). En la actualidad se desconocen las diferencias entre el híbrido de *F. hepatica* y *F. gigantica* versus otras especies de *Fasciola* en los niveles genómicos y transcriptómicos, así como los mecanismos de evolución del parásito en cuestión (Tran y Phung, 2020). En consecuencia, existe una clara necesidad de la aplicación de técnicas moleculares de alto rendimiento como el uso de la secuenciación de nueva

generación para evaluar la estructura genética de las poblaciones y los procesos de evolución involucrados.

#### **4.1 Morfología del Parásito**

*F. hepatica* es un helminto trematodo adulto de cuerpo ancho y aplanado dorso ventralmente de forma foliácea, que toma un color café, rosa o gris cuando se lo expone al formol (Haridwal *et al.*, 2021). Mide 18-51 mm de largo por 4-13 mm de ancho, está conformado por dos ventosas continuas, una ventral y una craneal de forma cónica (boca), cerca de esta estructura el aparato digestivo se divide en ramas primarias y secundarias (Ferreira *et al.*, 2021), por debajo del poro ventral se encuentra el poro genital (Bozorgomid *et al.*, 2020).

El gusano adulto es un parásito grande en forma de hoja, que mide 3 cm de largo por 1,5 cm de ancho y es de color marrón a gris pálido. El adulto posee dos ventosas para el apego, el succionador oral en el extremo anterior rodea la boca y el ventral, ubicado en la región distal del gusano. La superficie del cuerpo es un tegumento absorbente y a menudo está cubierto de espinas, los músculos se encuentran inmediatamente debajo del tegumento (Khled y Al-amery, 2019). No hay cavidad corporal y los órganos están empaquetados en un parénquima. El sistema digestivo es simple, la abertura oral desemboca en una faringe, un esófago y un par de ciegos intestinales ramificados que terminan a ciegas, es de suponer que el material no digerido se regurgita (Pedroso *et al.*, 2020). El sistema excretor consta de una gran cantidad de células ciliadas que impulsan los productos metabólicos de desecho a lo largo de un sistema de túbulos que finalmente se unen y se abren al exterior. El sistema nervioso es simple y consta de un par de troncos longitudinales que se conectan anteriormente con dos ganglios (Alemneh, 2019).

## 4.2 Ciclo de Vida

*Fasciola* spp. posee un ciclo de vida complejo donde participan caracoles acuáticos como huéspedes intermediarios. Son varias las especies de caracoles Lymnaeidae que han sido reportadas en todo el mundo (Haridwal *et al.*, 2021). Los trematodos adultos de *F. hepatica* viven en los conductos biliares de mamíferos como ovejas, vacas y seres humanos. Los huevos del parásito ingresan al duodeno con la bilis y posteriormente, terminan su ciclo en las heces. En condiciones favorables de temperatura, humedad y tensión de oxígeno, se desarrolla un miracidio ciliado dentro de los huevos después de 2-3 semanas. Un miracidio completamente desarrollado sale de cada huevo y nada enérgicamente durante 24 horas en busca de un caracol anfibio del género *Lymnaea* que actúa como huésped intermediario. Después de la penetración en el cuerpo del caracol, el miracidio pierde su cubierta ciliada y forma un esporocisto (Moazeni y Ahmadi, 2016). Éste, es en una masa compacta de células germinales dentro de la cual cada célula germinal se multiplica y produce hasta 200 redias, estas crecen hasta que rompen la pared del esporocisto, por lo tanto, se liberan en la glándula digestiva (hígado) del caracol. Al igual que el esporocisto, la redia está repleta de células germinales, que se multiplican y producen la etapa larvaria final, la cercaría, donde se producen hasta 20 de estas (González-Miguel *et al.*, 2021).

Después de nadar un poco, la cercaria migrará a una distancia corta por encima del nivel del agua en la superficie de alguna planta y se enquistará, perdiendo su cola para convertirse en metacercaria, que es la forma infectante para el hospedador final (Tsegaye y Abebe, 2021).



Cuando la metacercaria es ingerida, su pared es digerida hasta desenquistarse en el intestino delgado del hospedador. El trematodo joven, denominado marita, dentro de pocas horas atraviesa la pared intestinal y el espacio peritoneal hasta el hígado en el que penetra. Después de 6 semanas tras perforar el parénquima hepático las maritas llegan a los conductos biliares y allí maduran para formar trematodos adultos y empiezan a poner huevos mes y medio postinfección. Son hermafroditas, aunque se reproducen principalmente por fecundación cruzada, los huevos se producen de 10 a 12 semanas después de la infección. Por lo tanto, el ciclo de vida dura al menos 16 semanas, aunque puede tardar de 3-4 meses en condiciones favorables. Durante la migración al hígado, producen un síndrome febril agudo seguido de una etapa crónica latente, que puede durar años o décadas (Howell *et al.*, 2015). Finalmente, los huevos de *F. hepatica* son expulsados al medio ambiente con las heces, a través de la vesícula biliar. La humedad es esencial para la supervivencia y desarrollo del embrión de los huevos, ya que son susceptibles a las condiciones secas. Además, la embrionación toma 6 meses a 10°C, disminuyendo a 8 días a 30°C; los períodos de viabilidad disminuyen en temperaturas de 0°- 10°C. Los huevos permanecen viables por al menos 2 años, pero mueren si se exponen a temperaturas por debajo de 5°C por más de 2 semanas. También se requieren condiciones aeróbicas y un pH entre 4.2 y 9 (Kahl *et al.*, 2021).

### **4.3 Hospedador Intermediario**

Los caracoles *Lymnaea* son los huéspedes intermediarios de todos los trematodos hepáticos; *G. truncatula* es el huésped preferido de *F. hepatica* en la mayor parte del mundo y se ha encontrado en partes de África, América del Norte y del Sur y Asia (Tidman *et al.*, 2021).

Este es un parásito que se encuentra ampliamente distribuido, gracias a su gran adaptabilidad a la mayoría de las regiones y por poseer una alta capacidad de colonización en su hospedador intermediario. En Colombia, la especie *L. bogotensis* fue el primer molusco reseñado como hospedador intermediario de *F. hepatica* en focos de la enfermedad ubicados en el Altiplano Cundiboyacense. La sensibilidad del Limneido a la infección por el digeneo se estableció bajo condiciones de laboratorio y con base en las características morfológicas del aparato reproductor, se determinó que *L. bogotensis* era una especie sinónimo de *L. cousini*, descrita en 1887, localizada en Ecuador posteriormente; la presencia de *L. cousini* se registró en focos de Fascioliasis ovina y bovina de Norte de Santander, por encima de los 3.000 msnm (Uribe *et al.*, 2014).

Estos caracoles viven en hábitats semiacuáticos en las orillas de arroyos, estanques, flujos húmedos y desagües, incluso zanjas, o cualquier lugar donde el lodo húmedo expuesto permita el crecimiento de algas y que se expanda el hábitat del caracol. Son pequeños, miden de 1 a 10 mm de longitud y puede sobrevivir períodos de sequía por estivación (Acevedo-Charry *et al.*, 2021). Un entorno de pH ligeramente ácido es óptimo para *Lymnaea*, los niveles de pH excesivamente ácidos son perjudiciales, junto con esto necesitan una temperatura media diurna/nocturna de 10°C o más para su reproducción y para el desarrollo de *F. hepatica* dentro del caracol. Por el contrario, toda actividad cesa a los 5 °C, el cual también es el rango mínimo para el desarrollo y eclosión de los huevos del parásito. Sin embargo, solo cuando las temperaturas alcanzan los 15°C y se mantienen por encima de ese nivel, se produce una multiplicación significativa de caracoles y estadios larvarios de trematodos (Alemneh, 2019).

#### 4.4 Signos Clínicos

La Fascioliasis abarca dos fases importantes en el hospedador final: fase aguda y crónica. La primera fase es causada por migración de trematodos juveniles a través del parénquima hepático, dura de 1 a 3 meses después de la ingestión de metacercarias. En el animal se presenta dolor epigástrico, fatiga, fiebre, dolor abdominal en el cuadrante derecho, indigestión, pérdida de peso y malestar. Anomalías extrahepáticas, como infiltrados pulmonares, pleuropericarditis, meningitis y linfadenopatía, también son posibles (Torrel Pajares *et al.*, 2020).

Aunque el hábitat habitual de *F. hepatica* son los conductos biliares, a veces el parásito se aloja en puntos anormales del cuerpo, debido a la desviación de la ruta normal por razones desconocidas. El fenómeno se llama Fascioliasis ectópica, la cual se ha evidenciado en el tracto gastrointestinal, tejido subcutáneo, corazón, vasos sanguíneos, pulmón y cavidad pleural, cerebro (Taghipour *et al.*, 2019), órbita (Mas-Coma *et al.*, 2014), pared abdominal, apéndice, páncreas, bazo, ganglios inguinales, ganglios cervicales, músculo esquelético y epidídimo (Mas-Coma *et al.*, 2013). En las ovejas, el pseudoquistes no se forma de manera efectiva y la duela migra a través del hígado y otros tejidos, como los pulmones, causando hemorragia y muerte en la mayoría de los casos. El daño hepático causado por trematodos puede permitir que la bacteria *Clostridium novyi* ingrese y provoque la muerte súbita por hepatitis necrótica infecciosa (enfermedad negra) (Muhammad *et al.*, 2022).

En la Fascioliasis aguda, puede existir un brote de la enfermedad después de un período masivo, pero relativamente corto de ingesta de metacercarias. La ingesta alta es el resultado de ciertas condiciones climáticas y estacionales combinadas con la ausencia de medidas de control del parásito. Por lo general, el ganado se ve obligado a consumir forraje en áreas húmedas contaminadas como resultado de sobrepoblación y / o sequía (John et al., 2019). Los animales que padecen Fascioliasis aguda pueden no mostrar algún síntoma. Sin embargo, algunos animales pueden manifestar dolor abdominal e ictericia. La muerte generalmente se debe a la pérdida de sangre como resultado de hemorragias en el hígado debido a, las perforaciones generadas por el parásito inmaduro durante su proceso migratorio (Siles-Lucas et al., 2021). Por otra parte, la Fascioliasis subaguda se caracteriza por ictericia, anemia, daño tisular extenso que conduce a hemorragia, daño hepático, insuficiencia hepática y muerte en un plazo estimado de 8 a 10 semanas (Sharma, 2020).

La Fasciolosis crónica se observa de 4 a 5 meses después de la ingestión de cantidades más pequeñas de metacercarias, es la forma más común de presentación en ovinos, caprinos y bovinos. Ocurre cuando los parásitos llegan a los conductos biliares del hígado donde terminan su maduración. En esta forma de presentación, *F. hepatica* ingiere sangre, lo cual, desencadena anemia severa e inflamación crónica y agrandamiento de los conductos biliares que generan colestasis. Los signos clínicos se desarrollan lentamente, la anemia se hace más evidente, el apetito disminuye, las membranas mucosas de la cavidad oral y ocular son pálidas y algunos animales desarrollan edema submandibular debido a la hipoproteinemia derivada del proceso anémico (Navarro & Uzal, 2020).

## **4.5 Inmunología**

La mayor parte de la investigación inmunológica sobre trematodos se ha centrado en *F. hepatica*. En ganado bovino y ovino se puede adquirir la infección en cualquier edad y sin desarrollar inmunidad protectora (Soosaraei *et al.*, 2020). La respuesta inmune predominante en animales infectados de forma natural es Th2 reguladora, la cual se asocia a una adaptación por parte del hospedador a las infecciones crónicas, para evitar el daño tisular excesivo por acción de las citocinas Th1 inflamatorias, y también es inducida por antígenos de trematodos (Corral-Ruiz y Sánchez-Torres, 2020). Los anticuerpos son detectables de 2 a 3 semanas después del ingreso del parásito y los niveles permanecen altos durante todo el período de infección. Sin embargo, estas respuestas reguladoras Th2 no brindan inmunidad protectora contra trematodos hepáticos; sin embargo *F. hepatica* tiene la capacidad de suprimir la respuesta protectora (Lalrinkima *et al.*, 2021).

## **4.6 Impacto Económico**

Las pérdidas económicas provocadas por este parásito, derivan de la reducción en la calidad del producto, la disminución de la tasa de producción, el deterioro de la fertilidad y el aumento de los costos en animales de reemplazo y tratamientos antihelmínticos (Rashid *et al.*, 2019). En los países industrializados, la prevalencia de la infección por *F. hepatica* puede

alcanzar hasta el 77%, y las pérdidas debidas a la Fascioliasis en algunas áreas son superiores a los 93 millones de dólares al año (Abunna *et al.*, 2010). Existen reportes a nivel mundial relacionados con las pérdidas por *F. hepatica* en los cuales, se observan variaciones que van desde los 77 millones de dólares (USD) al año en pequeños rumiantes en Nigeria (Odeniran *et al.*, 2021), 2357 a 9992 USD en Sudáfrica (Jaja *et al.*, 2017), 152.718 USD en Egipto (Rassol *et al.*, 2020), US\$ 1,670,977 en Irán (Najjari *et al.*, 2020), 43, 024.458 USD en Etiopia (Zewde *et al.*, 2019), en Algeria € 64.000 por año (Amina-Khelifi *et al.*, 2018), por año en la zona central de Etiopía 3945 USD (Oljira *et al.*, 2022), 592.560 USD anuales en Zambia para pequeños productores (Nyirenda *et al.*, 2019), aproximadamente 42,8 millones de dólares en Suiza (Schweizer *et al.*, 2005) y en 18 países de Europa se estiman pérdidas de € 2.1 billones (Charlier *et al.*, 2020). Estas variaciones pueden deberse a las diferentes ubicaciones geográficas, duración del estudio, técnica diagnóstica empleada y número de animales muestreados (Liba *et al.*, 2017).

Por otro lado, en los Andes Peruanos se reportan pérdidas de 389.650 USD (Arias-Pacheco *et al.*, 2020), en Cuba 502.863 USD anuales (Palacio *et al.*, 2019) y en Colombia las pérdidas económicas anuales por esta parasitosis se han estimado en \$3,1 millones USD y la tasa de decomiso de hígados de 9,18% (Recalde-Reyes *et al.*, 2014).

#### **4.7 Diagnóstico**

El diagnóstico antemortem de la infección por *F. hepatica*, generalmente se basa en la detección microscópica o el recuento de huevos de parásitos en las heces después de la

concentración por sedimentación o flotación/sedimentación combinada (Alvarez Rojas *et al.*, 2014). Si bien estos métodos son a menudo establecidos en laboratorios de diagnóstico de rutina, las pruebas comerciales están disponibles (Cringoli *et al.*, 2004). Aunque la especificidad de estos métodos es alta y la detección de huevos indica infección actual, tiene la desventaja de la baja sensibilidad (30-70% dependiendo del método y área de estudio), particularmente en el ganado. Sin embargo, se ha demostrado que la sensibilidad de los métodos de detección de huevos depende en gran medida del volumen de heces que se analiza (Uribe *et al.*, 2014). Se han realizado avances en métodos alternativos basados en la detección de anticuerpos específicos en suero o leche y la detección de antígenos o ADN específicos de *F. hepatica* en las heces (Pinzón *et al.*, 2016).

La detección de anticuerpos específicos de *F. hepatica*, principalmente por ELISA, se ha propuesto como un método sensible. Existen pruebas ELISA que han sido descritas en la literatura; la primera, conocida como ELISA indirecto, utiliza productos secretores y excretos de *F. hepatica*, que son relativamente fáciles de producir y como consecuencia muchos laboratorios aplican su propia versión interna del ELISA (Mezo *et al.*, 2007). Los ensayos inmunoabsorbentes ligados a enzimas comerciales actualmente solo están validados y comercializados para *F. hepatica*, pero es probable que estos tengan una reacción cruzada con *F. gigantica*, lo que podría limitar su uso en áreas donde coexisten las dos especies (Delgado *et al.*, 2018). Los anticuerpos pueden detectarse de 2 a 4 semanas después de la infección, haciendo que las pruebas de anticuerpos sean más sensibles que la detección de huevos en la etapa temprana de la infección y pueden permanecer altas durante varias

semanas después del tratamiento. Los niveles de anticuerpos no se correlacionan directamente con la carga de parásitos (Ortiz-Pineda *et al.*, 2021).

#### **4.8 Control y Tratamiento**

Ante la falta de un fármaco alternativo al Triclabendazol que se dirija a la Fascioliasis aguda, los autores consideran que es aconsejable seguir utilizando este principio activo, con la esperanza de que al menos una proporción de la población de trematodos siga siendo susceptible; la carga se puede reducir lo suficiente como para salvar a algunos animales en un brote agudo. Esto puede ser seguido inmediatamente por el uso de Closantel, para eliminar adultos e inmaduros tardíos en caso que el Triclabendazol no sea completamente efectivo. Una alternativa es hacer seguimiento a los animales y verificar si hay huevos 6 semanas después del tratamiento con Triclabendazol, luego usar Closantel sí es necesario (Hanna *et al.*, 2015). Además, se ha demostrado que la adopción de esquemas agrícolas individuales que involucran sistemas de rotación de pastos puede conducir a una reducción significativa en la prevalencia de la infección parasitaria (Shrestha *et al.*, 2020).

Lo ideal sería evitar el pastoreo y sobrepastoreo de animales en pastizales con altas poblaciones de metacercarias a principios del invierno, puede ser aceptable pastorear ganado adulto en las áreas de alto riesgo en este momento, cuando sería peligroso pastorear ovejas. Lo anterior, debido a la resistencia relativamente mayor del ganado vacuno que del ovino a la etapa inmadura de la infección (Forbes, 2017).

El principal objetivo de los métodos de prevención de esta enfermedad es proteger completamente a los animales más susceptibles al contagio (Flores *et al.*, 2014). Para



controlar esta patología infecciosa de forma apropiada y segura, se deben tomar medidas encaminadas a los tres factores principales que hacen que se desarrolle el ciclo de *F. hepatica*: medio ambiente, hospederos intermediarios (caracoles) y hospedero definitivo (animales de producción). Dentro de las medidas de prevención aplicadas en estos casos se encuentran las naturales o físicas como limpieza del lugar y control del tiempo de pastoreo del ganado, que son aplicadas para prevenir la ingestión de este parásito, y farmacológicas que son utilizadas en su mayoría para curar a aquellos animales que ya padecen de la enfermedad. Otro factor que se debe controlar, es el hospedero intermediario y para ello, se debe realizar un control del área reconociendo sus respectivos hábitats (Gandhi *et al.*, 2019a).

#### **4.9 Zoonosis**

La Fascioliasis afecta especialmente a las poblaciones humanas que viven en condiciones de pobreza, por ejemplo pequeñas comunidades rurales de la Cordillera de los Andes de Bolivia, Ecuador y Perú soportan una parte significativa de la carga mundial de infecciones (Davis *et al.*, 2020); la adaptación de *F. hepatica* y del hospedero intermediario al ambiente andino de gran altitud es notable. Otros países endémicos son Egipto, Turquía, Irán, China y Vietnam; se evidencian informes de Fascioliasis emergente y reemergente en países de África, Asia y Oriente Medio (Qureshi *et al.*, 2019). Países europeos como Portugal, España y Francia todavía reportan Fascioliasis humana adquirida localmente. La infección es poco común en América del Norte, donde la mayoría de los casos notificados se diagnostican en viajeros e inmigrantes (Micic *et al.*, 2020). Los informes de Fascioliasis emergentes en nuevas áreas

dentro de los países endémicos sugieren que aún se necesita un trabajo significativo para describir la distribución y la carga de la infección (Kain *et al.*, 2018; Badirzadeh y Sabzevari, 2017).

Una característica importante de la epidemiología de *F. hepatica* es su distribución geográfica irregular. La prevalencia de la infección por Fascioliasis puede variar ampliamente dentro de áreas geográficas pequeñas (Silva *et al.*, 2020); esta variabilidad se explica por la distribución espacial del caracol (Owiny *et al.*, 2019). Además, la proximidad entre el hospedero intermediario y el ganado es crucial para mantener el ciclo de vida del parásito. En el Altiplano Boliviano, donde las tasas de infección pueden superar el 50% en humanos y ganado, existe una correlación espacial entre la infección animal y humana (Caravedo y Cabada, 2020). Sin embargo, los estudios en áreas con menor prevalencia pueden no mostrar una correlación entre las tasas de infección del ganado y las personas (Squire *et al.*, 2018).

## 5. ESTADO DEL ARTE

*F. hepatica* posee un ciclo de vida que requiere un hospedador intermediario y un hospedador definitivo, donde experimentan desarrollo y madurez a través de varias etapas larvarias. En Europa, Oceanía y América, solo *F. hepatica* es endémica, mientras que en regiones de África y Asia prevalecen *F. hepatica* y *F. gigantica* (Biruk, 2019). La Infección de los rumiantes domésticos por *Fasciola* spp. causa pérdidas de 3000 millones USD al año (Ruiz-Campillo *et al.*, 2017). La Fascioliasis genera un factor de impacto significativo en el bienestar animal y la calidad de los alimentos de origen animal, afectando considerablemente la salud pública (Ormea y Gotuzzo, 2018).

En Colombia existen áreas endémicas de Fascioliasis, como los departamentos de Boyacá, Nariño, Antioquia y Cundinamarca (Becerra, 2001), reportándose prevalencias en ovinos y caprinos que oscilan entre 4-70% (Díaz-Anaya *et al.*, 2017; Pinilla León *et al.*, 2019; Pulido-Medellín *et al.*, 2020). La temperatura, humedad, precipitación pluvial, altura, cultivos con riego, áreas pantanosas y mal drenadas con suelos ácidos, ausencia de protocolos rigurosos de desparasitación, aglomeración de ganado, vegetación contaminada y agua de arroyos consumida por los animales, e incluso la raza, edad y la condición corporal de los animales, son considerados factores de riesgo para la presentación de *F. hepatica* (Montero *et al.*, 2020). Sin

embargo, la mayoría de las prevalencias reportadas en ovejas y cabras son establecidas mediante la implementación de métodos coprológicos e inspección post-mortem.

A nivel mundial las prevalencias son variables tanto en ovinos como en caprinos. En África los valores oscilan entre el 1,2- 91% (Addy *et al.*, 2020; Evack *et al.*, 2020; Jaja *et al.*, 2017). En el continente americano las prevalencias fluctúan desde el 3% hasta el 66,7% (Celi-Erazo *et al.*, 2020; Valero *et al.*, 2012; Vázquez *et al.*, 2022). En los países asiáticos se encuentran entre 0,71 - 69,2% (Sharma, 2020; Shamsi *et al.*, 2020). En Australia y Oceanía entre 26,5-81% (George *et al.*, 2019; Lamb *et al.*, 2021), mientras en Europa las prevalencias se encuentran entre 0,12% y 86% (Alstedt *et al.*, 2022; Kamaludeen *et al.*, 2019).

En América Latina son pocos los avances en el diagnóstico de la infección por *F. hepatica* en rumiantes mediante la implementación de técnicas serológicas (Barreto *et al.*, 2018). Se han desarrollado métodos serológicos alternativos para el diagnóstico temprano del parásito y se han estandarizado pruebas inmunoenzimáticas como ELISA, en donde la técnica permite la detección de anticuerpos y antígenos evidenciándose que la sensibilidad y especificidad son mayores con el uso de antígenos de secreción-excreción como el extracto soluble de *F. hepatica* adulta (AFhES), a diferencia de los que utilizan antígenos somáticos totales (Sugiyama *et al.*, 2021). En Colombia se estandarizó una prueba t de ELISA para tres especies diferentes, en donde se tomaron 50 muestras de bovinos, 50 de ovinos y 39 de humanos con diagnóstico de Fascioliasis confirmado por serología y examen de materia fecal. Además, se implementaron cuatro presentaciones del antígeno excretor-secretor de *F. hepatica*, dando como resultado una sensibilidad de ELISA en humanos, ovinos y bovinos del 100% y especificidad de 97%, 85,2% y 96,2%, respectivamente (Sierra Balcárcel *et al.*, 2017b).

Así mismo, se estandarizó una prueba de ELISA para la detección de anticuerpos anti-*F. hepatica* en leche de bovino. Allí se tomaron 80 muestras de las cuales 44 se usaron como control positivo y 36 como control negativo, dando como resultado una sensibilidad y especificidad diagnóstica de la prueba de un 80% y del 72,2% respectivamente, con un intervalo de confianza del 95% (Uruburu *et al.*, 2013). Por otra parte, en humanos se evaluó la eficacia de la técnica de Western Blot utilizando antígenos de excreción-secreción de las formas adultas de *F. hepatica* (Fh E/S Ag) para el diagnóstico de la Fascioliasis humana, generando una sensibilidad del 95,5% con el uso de las bandas de 17 y 23 KDa y una especificidad del 100 % con un valor predictivo positivo de 100% y un valor predictivo negativo de 95,71% (Robaina *et al.*, 2020). Si bien, los resultados han sido bastante sólidos en bovinos y humanos, en pequeños rumiantes la estandarización de pruebas inmunológicas en el país ha sido casi nula.

En Colombia se han hecho diferentes estudios a partir de ELISA. En Quindío, se reportó en humanos una seroprevalencia del 0,38% (Recalde-Reyes *et al.*, 2014), así mismo, en humanos, bovinos y ovinos de Santander, se estableció una seropositividad del 18%, 54% y 46%, y se logró estandarizar un kit de ELISA (Sierra Balcárcel *et al.*, 2017). En Chiquinquirá, en bovinos se compararon tres métodos de diagnóstico en el cual 40% de los individuos fueron positivos a la prueba de ELISA (García Murillo *et al.*, 2009) y en un trabajo en diferentes zonas del país la seroprevalencia fue del 37,8% (Pinilla *et al.*, 2020)

## **6. METODOLOGÍA**

El presente estudio fue descriptivo de corte transversal con muestreo aleatorio simple, en el cual cada miembro de la población de estudio tuvo la misma probabilidad de ser seleccionado como parte de la muestra siendo esta representativa. Se determinó la seroprevalencia de Fascioliasis en pequeños rumiantes de Boavita, Boyacá mediante un Kit de ELISA comercial.

### **6.1 Área de estudio**

El estudio se llevó a cabo en el municipio de Boavita, ubicado en la provincia Norte del departamento de Boyacá, a una altura de 2114 msnm, con una temperatura media de 18°C. Dista a 184 km de Tunja, capital del departamento. Tiene una extensión de 136 km<sup>2</sup>. Al Norte limita con el municipio de Capitanejo (Santander), Tipacoque, Macaravita y el Río Nevado, al Oriente con los municipios de San Mateo y La Uvita, al occidente con los Municipios de Tipacoque y Soatá, al sur con el municipio de Susacón y Jericó (Alcaldía de Boavita, 2022).

### **6.2 Tamaño de muestra**

De acuerdo con el Censo Pecuario Nacional del año 2021 realizado por el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), en el municipio de Boavita (Boyacá) se reportaron 4650 ovinos y caprinos. Teniendo en cuenta esta información se determinó una muestra de 355 individuos, a partir de la siguiente fórmula obtenida a través del software epidemiológico Working in Epidemiology (WinEpi 2.0).

**Tamaño de la muestra  $n = [EDFF * Np(1-p)] / [(d^2 / Z^2 1-\alpha/2 * (N-1) + p*(1-p)]$**

Donde:

**d** = Límites de confianza como % de 100 (absoluto +/-%) = 5%

**N**= Tamaño de la población

**p** = Frecuencia % hipotética del factor del resultado en la población = 50% +/-5

**Z**  $1 - \alpha / 2$  = Valor de Z de dos lados, 1.96 para un intervalo de confianza del 95%

**a** = Probabilidad de cola, p. Ej., 0.05 para un intervalo de confianza del 95%

Efecto de diseño (para encuestas en grupo-EDFF)

### **6.3 Recolección de muestras y procesamiento**

Se recolectaron muestras de sangre provenientes de 355 ovinos y caprinos, mediante venopunción yugular de los individuos, donde se utilizó aguja calibre 18 de 3 pulgadas. Para la extracción de sangre se usó el sistema de tubos al vacío (tipo Vacutainer) y se extrajeron 7 ml de sangre con un tubo sin anticoagulante (Vacutainer tapa roja), el cual fue rotulado, almacenado y transportado al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia (Uptc). Las muestras de sangre se centrifugaron a 2500 r.p.m. durante 10 minutos para separar las células del suero. Luego, con una pipeta Pasteur se separó el suero o sobrenadante y se transfirió a un tubo de almacenamiento tipo eppendorf donde se refrigeró a -20°C hasta la realización de la prueba ELISA BIO K 211 - Monoscreen AbELISA *F. hepatica* (OPS y OMS, 2017).

#### **6.4 Análisis estadístico**

En el análisis de datos se consideraron positivas aquellas muestras que tuvieron una densidad óptica igual al promedio de las densidades ópticas de los sueros controles negativos más dos desviaciones estándar ( $x \pm 2$  de) y se calculó el porcentaje de muestras con presencia de anticuerpos para *F. hepatica*, sobre el total de muestras evaluadas.

Por otro lado, para determinar la asociación entre las variables de la encuesta epidemiológica y *F. hepatica*, se aplicó una prueba de medida de Razón de Prevalencia (RP), donde la variable dependiente (Y) incluyó los resultados obtenidos y las variables independientes (X) fueron todos los factores determinantes establecidos en la encuesta epidemiológica estructurada que se aplicó durante la toma de las muestras. Los factores determinantes fueron analizados mediante regresión logística (análisis multivariado). El procesamiento de la información se realizó en el software estadístico Epi Info 7.2.3.1.

#### **6.5 Consideraciones éticas**

De acuerdo con los principios establecidos en la Resolución 8430 de 4 de octubre de 1993, esta investigación es considerada como Investigación de Riesgo Mínimo, la cual se desarrolló cumpliendo los siguientes criterios:



- El presente estudio implementó como material biológico muestras de sangre de ovinos y caprinos provenientes de fincas del departamento de Boyacá, para los cuales sus tenedores expresaron la aceptación para participar en el estudio.
- Se mantuvo la privacidad y la confidencialidad de la información de los participantes conforme a la Ley Nacional 25326 de Habeas Data, con la finalidad de asegurar el anonimato de los propietarios de animales posiblemente positivos al parásito estudiado.
- Las personas que hicieron parte de la toma de muestras de sangre en ovinos y caprinos, tenían formación específica en Medicina Veterinaria y Zootecnia y las competencias necesarias para la realización del procedimiento mencionado.
- Teniendo en cuenta el Título IV de la Resolución 8430: De la bioseguridad de las investigaciones durante el desarrollo del proyecto, en todo momento, se cumplió con las normas de bioseguridad exigidas para la toma de muestras. De igual forma todos los procedimientos que se realizaron en el laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia fueron manejados con los protocolos de bioseguridad previamente establecidos.

Finalmente, los autores de la presente investigación declaran que no existe ningún tipo de conflicto de intereses, ni ninguna relación económica, personal, política, interés financiero ni académico que pueda influir en el juicio de los mismos.

## 7. RESULTADOS

La prevalencia aparente (PA) de los individuos muestreados fue de 72,96% (259/355). Los ovinos presentaron una prevalencia de 84,62% (33/39), mientras que los caprinos de 70,40% (226/331). Se estableció una prevalencia real (PR) del 73,43% con un valor predictivo positivo (VP+) del 99,60% y un valor predictivo negativo (VP-) del 97,30% (Tabla 1).

Tabla 1. PA y PR de *F. hepatica* en ovinos y caprinos de Boavita, Boyacá.

	<b>n</b>	<b>Positivos</b>	<b>PA%</b>	<b>PR%</b>	<b>VP+ %</b>	<b>VP- %</b>
<b>Prevalencia General</b>	360	259	72,96	73,43	99,60	97,30
<b>Especie</b>	<b>n</b>	<b>Positivos</b>	<b>PA%</b>	<b>PR%</b>	<b>VP+ %</b>	<b>VP- %</b>
Caprinos	321	226	70,40	70,82	99,60	97,60
Ovinos	39	33	84,62	85,32	99,80	94,50

Con respecto a las variables evaluadas en ovinos, las seroprevalencias más altas se encontraron en la raza Camura 100% (20/20); fue mayor en machos 100% (4/4) que en hembras 82,8% (29/35) y en individuos de 0-6 meses 100% (2/2), seguido de ovinos mayores a 36 meses de edad 100% (6/6) (Tabla 2).

Tabla 2. Prevalencia de *F. hepatica* en ovinos por raza, sexo y grupo etario en Boavita, Boyacá.

<b>Categoría</b>	<b>n</b>	<b>Positivos</b>	<b>PA%</b>	<b>PR%</b>	<b>VP+ %</b>	<b>VP- %</b>
<b>Raza</b>						
Camura	20	20	100	100	100	100
Mora	19	13	68,42	68,80	99,50	97,80
<b>Total</b>	39	33				
<b>Sexo</b>						
Macho	4	4	100	100	100	100
Hembra	35	29	82,86	83,53	99,80	95,10
<b>Total</b>	39	33				
<b>Grupo etario</b>						
0 - 6 meses	2	2	100	100	100	100
6-12 meses	12	11	91,67	92,52	99,90	88,90
12-24 meses	5	4	80	80,61	99,80	96
24-36 meses	14	10	71,43	71,87	99,60	97,40
>36 meses	6	6	100	100	100	100
<b>Total</b>	39	33				

Por otra parte, en caprinos las prevalencias mayores se encontraron en la raza Camura 100% (1/1), seguida de la Alpina 81,3% (87/107) y Nubiana 80,2% (61/76). Los machos fueron más prevalentes 74,2% (26/35) que las hembras 69,9% (200/286). Los grupos etarios de mayor presentación de la enfermedad fue en caprinos de 0-6 meses 79,2% (42/53), seguido de individuos de 6-12 meses 71,6% (43/60) y de 12-24 meses de edad 70,5% (36/51) (Tabla 3).

Tabla 3. Prevalencia de *F. hepatica* en caprinos por raza, sexo y grupo etario en Boavita, Boyacá.

<b>Categoría</b>	<b>n</b>	<b>Positivos</b>	<b>PA %</b>	<b>PR%</b>	<b>VP+ %</b>	<b>VP- %</b>
<b>Raza</b>						
Criolla	137	77	56,20	56,33	99,20	98,70
Alpina	107	87	81,31	81,95	99,80	95,60
Nubiana	76	61	80,26	80,88	99,80	95,90
Camura	1	1	100	100	100	100
<b>Total</b>	321	226				
<b>Sexo</b>						
Macho	35	26	74,29	74,78	99,70	97,10
Hembra	286	200	69,93	70,34	99,60	97,70
<b>Total</b>	321	226				
<b>Grupo etario</b>						
0 - 6 meses	53	42	79,25	79,84	99,70	96,20
6-12 meses	60	43	71,67	72,11	99,60	97,50
12-24 meses	51	36	70,59	71,01	99,60	97,60
24-36 meses	80	53	66,25	66,58	99,50	98,00
>36 meses	77	52	67,53	67,89	99,50	97,90
<b>Total</b>	321	226				

Se identificaron como posibles factores de riesgo la presencia de caracoles (RP=1,2835; IC=1,1092-1,4852; OR=2,903; p=0,0129), la raza Alpina (RP=1,2876; IC=1,1039-1,5019; OR=2,3517; p=0,0034) y Nubiana (RP=1,2608; IC=1,0777-1,4750; OR=2,2518; p= 0,0119), y como factor de protección la raza Criolla (RP= 0,6388; IC= 0,5265-0,7751; OR= 0,2716; p =

0,000) en caprinos, así como la raza Mora (RP= 0,6842; IC= 0,5041-0,9287; OR= 0; p=0,9716) en ovinos (Tabla 4). No hubo asociación estadística para factores como el sexo, los grupos etarios, manejo, fuente de agua y presencia de bovinos.

Tabla 4. Posibles factores de riesgo asociados con las infecciones por *F. hepatica* en ovinos y caprinos. Los resultados se muestran como razón de prevalencia (RP) e intervalo de confianza del 95 % (IC del 95 %). La significación se denota por un valor de  $p < 0,05$ .

<b>CAPRINOS</b>				
<b>Variable</b>	<b>Categoría</b>	<b>RP</b>	<b>IC 95%</b>	<b>Valor p</b>
<b>Raza</b>	Criolla	0,6388	0,5265-0,7751	<i>0,0000000781</i>
	Alpina	<b>1,2876</b>	<b>1,1039-1,5019</b>	<b><i>0,00455137</i></b>
	Nubiana	<b>1,2608</b>	<b>1,0777-1,4750</b>	<b><i>0,01590492</i></b>
<b>Grupo etario</b>	0 - 6 meses	1,1784	0,9810-1,4154	<i>0,16902272</i>
	6-12 meses	1,0409	0,8530-1,2701	<i>0,82208174</i>
	12-24 meses	0,9688	0,7654-1,2263	<i>0,92536097</i>
	24-36 meses	0,9045	0,7380-1,1085	<i>0,38341991</i>
	>36 meses	0,9585	0,7889-1,1646	<i>0,77166339</i>
<b>Sexo</b>	Macho	1,0159	0,7763-1,3295	<i>1</i>
	Hembra	0,9844	0,7522-1,2882	<i>1</i>

<b>OVINOS</b>				
<b>Raza</b>	Mora	0,6842	0,5041-0,9287	<i>0,02213201</i>
	Camura	<b>1,4615</b>	<b>1,0768-1,9837</b>	<b><i>0,02213201</i></b>
<b>Grupo etario</b>	0 - 6 meses	1,1935	1,0358-1,3753	<i>1</i>
	6-12 meses	1,125	0,8780-1,4415	<i>0,73924033</i>
	12-24 meses	0,9379	0,5921-1,4857	<i>1</i>
	24-36 meses	0,7764	0,5466-1,1027	<i>0,21296776</i>
	>36 meses	1,2222	1,0406-1,4355	<i>0,60277331</i>
<b>Sexo</b>	macho	1,2069	1,0381-1,4032	<i>0,86596137</i>
	hembra	0,7764	0,7127-0,9633	<i>0,21296776</i>
<b>FACTORES DE FINCA</b>				
<b>Manejo</b>	Extensivo	0,8957	0,7589-1,0573	<i>0,29658742</i>
	Extensivo rotacional	1,0831	0,9088-1,2908	<i>0,49590241</i>
	Estabulación	1,4509	1,3487-1,5608	<i>1</i>
	Estaca	1,455	1,3518-1,5660	<i>0,5901144</i>
<b>Fuente de agua</b>	Caño-quebrada	0,8474	0,7117-1,0088	<i>0,06188451</i>
	Acueducto	1,0152	0,8764-1,1760	<i>0,93698166</i>
<b>Presencia de caracoles</b>	-	<b>1,2835</b>	<b>1,1092-1,4852</b>	<b><i>0,01605123</i></b>
<b>Presencia de bovinos</b>	-	1,0038	0,8373-1,2035	<i>1</i>

Se encontró asociación estadística significativa en caprinos entre las razas Alpina y Nubiana con seropositividad a la enfermedad. Con respecto a los ovinos hubo significancia estadística para la raza Camura. Dentro de las prácticas de manejo evaluadas en las fincas, se determinó que la presencia de caracoles tiene una asociación significativa con la seropositividad a la enfermedad, indicando que la existencia de *F. hepatica* está relacionada con esta variable (Tabla 4).

El valor de RP e IC 95% permitió identificar la raza Alpina y Nubiana, junto con la presencia de caracoles, como posibles factores de riesgo para la presentación de *F. hepatica*. Mientras que, la raza Criolla y Mora se reportaron como factor protector para la presentación del agente infeccioso. Después de la identificación inicial de los factores de riesgo y protección mediante la realización de pruebas individuales de Chi-cuadrado, se realizó una regresión logística estratificada para buscar interacciones significativas entre estos factores y su asociación con la presencia de *F. hepatica*. Los resultados mostraron que la interacción entre la raza Alpina y Nubiana y la presencia de caracoles se asoció significativamente con la presencia de la enfermedad ( $p = 0,0034$ ,  $p = 0,0119$  y  $p = 0,0129$  respectivamente) (Tabla 5).

Tabla 5. Análisis de variables como posibles factores de riesgo y de protección asociados a infecciones por *F. hepatica* en ovinos y caprinos.

<b>Especie</b>	<b>Categoría</b>	<b>OR</b>	<b>95%</b>	<b>IC</b>	<b>Valor p</b>
Caprinos	Criolla	0,2716	0,1622	0,455	0
	Alpina	2,3517	1,3266	4,1688	<b>0,0034</b>
	Nubiana	2,2518	1,1964	4,2383	<b>0,0119</b>

ovinos	Mora	0	0	>1.0E12	<i>0,9716</i>
	Camura	14,68259	0	>1.0E12	<i>0,9716</i>
Factores de finca	Presencia de caracoles	2,903	1,2527	6,7275	<b><i>0,0129</i></b>



## 8. DISCUSIÓN

La seroprevalencia de *F. hepatica* en ovinos y caprinos es variable en diferentes zonas geográficas. En Pakistán Zafar *et al.* (2019) reportaron una prevalencia general de 37,24%, siendo más alta en ovinos 47,06% que en caprinos 32,04%. Así mismo, lo reportan Ruhoollah *et al.* (2022) con una prevalencia del 25,5%, en ovinos 13,58% y en caprinos 10,68%. En Nigeria, Isah (2019) identificó una prevalencia de 40,5%, siendo mayor en ovinos 39,1% que en caprinos 35%. Igualmente, Mensur *et al.* (2016) en Etiopia encontró una prevalencia general del 8,1%, siendo 11,9% en ovinos y 4,2% en caprinos. En México, Hernández *et al.* (2018) reportan una prevalencia de 28% en ovinos y 12% en caprinos. Es necesario aclarar que los estudios previos son enfocados en diagnóstico coproparasitológico, sin embargo, el diagnóstico serológico por su sensibilidad y especificidad permitirá establecer con mayor claridad el contacto de los animales con el parásito. En el presente estudio se obtuvo una prevalencia general de 72,96%, donde la mayor prevalencia fue en ovinos 84,62% que en caprinos 70,40%, lo cual se relaciona con lo reportado por los diferentes autores en las diferentes zonas geográficas. Lo anterior, se debe a los hábitos de pastoreo de la especie animal, ya que las cabras pastan en hojas y ramas de arbustos y árboles, pero las ovejas pastan en plantas en el suelo donde se encuentran principalmente las metacercarias, es por esto que la posibilidad de infección con metacercaria es mayor en ovejas que en cabras (Khanjari *et al.*, 2014).

Sin embargo, Çelik y Çelik (2018) en Turquía, mencionan que la prevalencia fue mayor en caprinos 14,4% que en ovinos 7,50%, y en Alemania Alstedt *et al.* (2022) reportan prevalencias de ovinos de 2,7% y 5,7% en caprinos. De acuerdo con Zerna *et al.* (2021), las cabras son muy

susceptibles a las infecciones por trematodos, debido a que las respuestas humorales y celulares frente a los productos excretorios-secretorios de *F. hepatica* en cabras no tienen un efecto protector sobre el establecimiento de trematodos y el desarrollo de enfermedades en infecciones primarias o secundarias. Además, la infección y prevalencia de *F. hepatica*, depende de factores relacionados con la biología de los hospedadores intermediarios y del parásito, el manejo de los rebaños, las variaciones climáticas (humedad, pluviosidad y temperatura), la alimentación, el estado de las pasturas, estrategias profilácticas en los animales, lo que justifica la variación en los resultados, debido a que pueden promover el desarrollo y permanencia del parásito en el entorno y en los animales (Bolaños, 2021).

Los animales cruzados parecen ser los más resistentes a este parásito (Piedrafita *et al.*, 2010; Spithill *et al.*, 1997), ejemplo de esto, es el resultado de lo observado en este estudio con los cruces raciales. Sin embargo, lo anterior, difiere de lo reportado por (Tadesse y Usman, 2022) quienes manifiestan que no hubo significancia estadística para factores como la especie, raza, edad y sexo.

En ovinos los grupos etarios con mayor prevalencia de Fascioliasis fueron los rangos de 0-6 meses y >36 meses de edad, mientras que en caprinos la mayor prevalencia se obtuvo para los individuos de 0-6 meses, seguido de aquellos de 6-12 meses. Zafar *et al.* (2019) encontró que las prevalencias fueron mayores en pequeños rumiantes menores a 12 meses de edad, lo cual se relaciona con el incompleto desarrollo del sistema inmunitario de los animales más jóvenes y también con los hábitos alimenticios de los animales (Anjum *et al.*, 2014). Sin embargo, Odeniran *et al.* (2021) reportan en su estudio mayor presentación de la enfermedad en adultos (>12 meses) en comparación con jóvenes (<12 meses). Así mismo lo mencionan Tsega *et al.*

(2015), revelando que la prevalencia de Fascioliasis fue mayor en ovejas y cabras con el aumento de la edad, por lo tanto, a menor edad menor prevalencia. Lo anterior, puede relacionarse con el compromiso del sistema inmune de animales mayores por multiparasitismo con agentes como *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp. y *Haemonchus* spp. (Ruhoollah *et al.* 2022).

Con respecto a la variable sexo, no se presentó asociación estadística con la presentación de Fascioliasis en los individuos evaluados. Sin embargo, las mayores prevalencias las obtuvieron los machos 100% y 74,29% frente a las hembras 82,8% y 69,9% en ovinos y caprinos respectivamente. Lo anterior posiblemente se deba a la diferencia entre la cantidad de machos y hembras (Cacuango-Quishpe *et al.*, 2021). Además, estudios como los de Carmona y Tort (2017), Isah (2019), López-Villacís *et al.* (2017) y Valderrama Pomé (2016), reportan que no hay significancia estadística entre la Fascioliasis y el sexo de los pequeños rumiantes.

Por otra parte, la presencia de caracoles del género *Lymnaea* tuvo asociación significativa con la seropositividad a la enfermedad, indicando que la existencia de *F. hepatica* está relacionada con esta variable. Lo anterior se debe a que la transmisión de éste agente patógeno está vinculada con la presencia del hospedador intermediario y por lo tanto, individuos infectados con el parásito eliminarán huevos que completaran su ciclo biológico gracias a condiciones de humedad, temperatura, estado del suelo y radiación solar, que favorecerán la permanencia del trematodo en el entorno y aumentaran las posibilidades de infección en pequeños rumiantes (Arenal *et al.*, 2018; Hoang Quang *et al.*, 2022; Knubben-Schweizer y Torgerson, 2015).

## 9. CONCLUSIONES

La prevalencia de *F. hepatica* en el municipio de Boavita (Boyacá) fue del 72,96%, donde la mayor prevalencia fue en ovinos 84,62% que en caprinos 70,40%. Se encontró asociación estadística significativa en caprinos entre las razas Alpina y Nubiana con seropositividad a la enfermedad. Con respecto a los ovinos hubo significancia estadística para la raza Camura. Dentro de las prácticas de manejo evaluadas en las fincas, se determinó que la presencia de caracoles tiene una asociación significativa con la enfermedad, indicando que la existencia de *F. hepatica* está relacionada con esta variable.

No hay estudios recientes sobre seroprevalencias en ovinos y caprinos en Colombia, por lo tanto, es indispensable realizar investigaciones que permitan conocer el estado actual de la Fascioliasis en ovinos y caprinos del país, lo que permitirá proponer y establecer programas de mitigación, manejo y control de esta parasitosis en pequeños rumiantes, con el objetivo de aumentar la productividad y evitar importantes pérdidas económicas en la industria ovina y caprina.

## 10. BIBLIOGRAFIA

- Abunna, F., Asfaw, L., Megersa, B., & Regassa, A. (2010). Bovine fasciolosis: Coprological, abattoir survey and its economic impact due to liver condemnation at Soddo municipal abattoir, Southern Ethiopia. *Tropical Animal Health and Production*, 42(2), 289–292. <https://doi.org/10.1007/s11250-009-9419-3>
- Acevedo-Charry, O., Murillo-Bedoya, D., Buitrago-Cardona, A., Ospina-L, A. M., Medina-Uribe, C. A., Colón-Piñeiro, Z., Gómez-Valencia, B., Herrera-Varón, Y., & Ochoa-Quintero, J. M. (2021). Passive acoustic sampling data of the Colección de Sonidos Ambientales Mauricio Álvarez-Rebolledo - Instituto Humboldt (IAvH-CSA) during 2018 and 2019 in Colombia. *Data in Brief*, 34. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2020.106648>
- Addy, F., Gyan, K., Arhin, E., & Wassermann, M. (2020). Prevalence of bovine fasciolosis from the Bolgatanga abattoir, Ghana. *Scientific African*, 8. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2020.e00469>
- Ahmad, T., Imran, M., Ahmad, K., Khan, M., Baig, M., Al-Rifai, R. H., & Al-Omari, B. (2021). A Bibliometric Analysis and Global Trends in Fascioliasis Research: A Neglected Tropical Disease. *Animals*, 11(12), 3385. <https://doi.org/10.3390/ani11123385>
- Alcaldía de Boavita. (7 de septiembre del 2022). *Municipio de Boavita*. <http://www.boavita-boyaca.gov.co/>
- Alemneh, T. (2019). An Introductory to Fasciolosis. *Concepts of Dairy & Veterinary Sciences*, 2(3). <https://doi.org/10.32474/cdvs.2019.02.000139>
- Alstedt, U., Voigt, K., Jäger, M. C., Knubben-Schweizer, G., Zablotski, Y., Strube, C., & Wenzel, C. (2022). Rumen and Liver Fluke Infections in Sheep and Goats in Northern and Southern Germany. *Animals*, 12(7). <https://doi.org/10.3390/ani12070876>
- Alvarez, C. A., Jex, A. R., Gasser, R. B., & Scheerlinck, J. P. Y. (2014). Techniques for the Diagnosis of Fasciola Infections in Animals. Room for Improvement. In *Advances in Parasitology* (Vol. 85, pp. 65–107). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800182-0.00002-7>
- Amina K, N., Ouchene, N., & Dahmani, A. (2018). *Fasciolosis due to Fasciola hepatica in ruminants in abattoirs and its economic impact in two regions in Algeria*. <https://www.researchgate.net/publication/324769609>
- Anjum, R., Khan, M. N., Sajid, M. S., & Javed, M. T. (2014). Frequency distribution of fasciolosis in small ruminants population at district Sargodha. *Global Veterinaria*, 12(1), 26–32. <https://doi.org/10.5829/idosi.gv.2014.12.01.81152>
- Arenal, A., García, Y., Quesada, L., Velázquez, D., Sánchez, D., Peña, M., Suárez, A., Díaz, A., Sánchez, Y., Casaert, S., van Dijk, J., Vercruyse, J., & Charlier, J. (2018). Risk factors for the presence of Fasciola hepatica antibodies in bulk-milk samples and their association with milk production decreases, in Cuban dairy cattle. *BMC Veterinary Research*, 14(1). <https://doi.org/10.1186/s12917-018-1654-2>
- Arias-Pacheco, C., Lucas, J. R., Rodríguez, A., Córdoba, D., & Lux-Hoppe, E. G. (2020). Economic impact of the liver condemnation of cattle infected with Fasciola hepatica in the Peruvian Andes. *Tropical Animal Health and Production*, 52(4), 1927–1932. <https://doi.org/10.1007/s11250-020-02211-y>

- Badirzadeh, A., & Sabzevari, S. (2017). Hepatic fascioliasis in Mashhad, Northeast Iran: First report. *Revista Da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 50(4), 571–574. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0526-2016>
- Barreto, T., Alfonso, Y., Lafaye, P., García Lázaro, M. del P., Pérez, L. A., Herrera-Velit, P., & Espinoza, J. R. (2018). Single-chain antibodies from alpaca for the detection of *Fasciola hepatica* antigens. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica*, 35(4), 573–580. <https://doi.org/10.17843/rpmesp.2018.354.3101>
- Becerra Rozo, W. (2001). Consideraciones sobre estrategias sostenibles para el control de *Fasciola hepática* en Latinoamérica. In *Rev Col Cienc Pec.* 14(1).
- Biruk Alemu Basore. (2019). Bovine Fasciolosis in Ethiopia-A review *Journal of Veterinary and Animal Research* Bovine Fasciolosis in Ethiopia-A review. *Journal of Veterinary and Animal Research*, 2(2), 1–12. [www.scholarena.com](http://www.scholarena.com)
- Bolaños, R. (2021). Trematodes: una revisión a la importancia de *Fasciola hepatica*. In *Revista Veterinaria ISSN.* 32(2). [www.vet.unne.edu.ar](http://www.vet.unne.edu.ar)
- Bozorgomid, A., Rouhani, S., Harandi, M. F., Ichikawa-Seki, M., & Raeghi, S. (2020). Genetic diversity and distribution of *Fasciola hepatica* haplotypes in Iran: Molecular and phylogenetic studies. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 19. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100359>
- Cacuango-Quishpe, J., Arteaga-Cadena, V., Villavicencio-abril., Guamán-Guamán R, Ulloa-Cortázar S, & Medina-Suescun E. (2021). Prevalence of fasciolosis (*Fasciola hepatica* linnaeus, 1758) in bovine slaughter houses in the province of imbabura, ecuador. *Neotropical Helminthology*, 15(1), 67–78. doi:10.24039/rnh20201511051
- Calvani, N. E. D., George, S. D., Windsor, P. A., Bush, R. D., & Šlapeta, J. (2018). Comparison of early detection of *Fasciola hepatica* in experimentally infected Merino sheep by real-time PCR, coproantigen ELISA and sedimentation. *Veterinary Parasitology*, 251, 85–89. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.01.004>
- Calvani, N. E. D., & Šlapeta, J. (2021). *Fasciola* Species Introgression: Just a Fluke or Something More? In *Trends in Parasitology*. 7(1): 25–34. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.09.008>
- Caravedo, M. A., & Cabada, M. (2020). Human Fascioliasis: Current Epidemiological Status and Strategies for Diagnosis, Treatment, and Control. *Research and Reports in Tropical Medicine, Volume 11*, 149–158. <https://doi.org/10.2147/rrtm.s237461>
- Carmona, C., & Tort, J. F. (2017). Fasciolosis in South America: epidemiology and control challenges. *Journal of Helminthology*, 91(2), 99–109. <https://doi.org/10.1017/S0022149X16000560>
- Çelik, Ö., Aslan Çelik, B. (n.d.). *Investigation of the Prevalence of Fasciola hepatica in Small Ruminants in the Siirt Region, Turkey* (Vol. 13, Issue 4). <http://ijpa.tums.ac.ir>
- Celi-Erazo, M., Alda, P., Montenegro-Franco, M., Pavon, D., Minda-Aluisa, E., Calvopiña, M., Pointier, J. P., Hurtrez-Boussès, S., Cevallos, W., Benítez-Ortíz, W., & Rodríguez-Hidalgo, R. (2020). Prevalence of *Fasciola hepatica* infection in *Galba cousini* and *Galba schirazensis* from an Andean region of Ecuador. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 20. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100390>
- Charlier, J., Rinaldi, L., Musella, V., Ploeger, H. W., Chartier, C., Vineer, H. R., Hinney, B., von Samson-Himmelstjerna, G., Băcescu, B., Mickiewicz, M., Mateus, T. L., Martinez-

- Valladares, M., Quealy, S., Azaizeh, H., Sekovska, B., Akkari, H., Petkevicius, S., Hektoen, L., Höglund, J., ... Claerebout, E. (2020). Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Preventive Veterinary Medicine*, 182. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105103>
- Científico, A., Pinzón, G., Pérez, E., Pinzón, E. G., Cárdenas, J. P., Marín, S. A., & Linares Villalba, S. (2016). Prevalence of bovine Fasciolosis in a zone of caldas Colombia with evidences of the disease. [www.ucaldas.edu.co](http://www.ucaldas.edu.co)
- Clavijo, T. N. A. (2016). *Caracterización de la agrocadena ovino-caprina en el municipio de Suesca vereda Tausaquira (Cundinamarca)*. [https://ciencia.lasalle.edu.co/administracion\\_agronegocios](https://ciencia.lasalle.edu.co/administracion_agronegocios).
- Colmenares, C., Méndez, L., Díaz-Bello, Z., Alarcón de Noya, B. (2007). Antígeno excreción-secreción de *Fasciola hepatica*: ultrafiltración y aplicación en inmunodiagnóstico. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 41 (2),259-266.
- Como, Zambrano, M. M., Medina, P. M., Pozo Muñoz, D. J., Andrade, S. C., Franco Diagnóstico, H. A., Elena Muñoz Zambrano, M., Placencia Medina, M., Andree Del Pozo Muñoz, J., Sevilla Andrade, C., & Huiza Franco, A. (2020). Serological diagnosis of *Fasciola hepatica* infection: a systematic review. In *Rev Gastroenterol Peru* (Vol. 40, Issue 2).
- Cornejo, H., Oblitas, fátima, & Cruzado, S. (2010). Evaluación de una prueba de Elisa con antígeno metabólico de *Fasciola hepatica* para el diagnóstico de Fasciolosis humana en cajamarca, Perú. In *Rev Peru Med Exp Salud Publica*. 27(4).
- Corrales, Y., Ferrer, E., Fernández, J., Gauta, J., García, M., Aguirre, A., & Pérez, A. (2021). Diagnosis and Risk Factors of Bovine and Human Fascioliasis in Cattle Farms from a Venezuelan Andean Rural Area. *Acta Parasitologica*, 66(3), 1048–1054. <https://doi.org/10.1007/s11686-021-00341-3>
- Corral-Ruiz, G. M., & Sánchez-Torres, L. E. (2020). *Fasciola hepatica*-derived molecules as potential immunomodulators. *Acta Tropica*. 210. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105548>
- Correa, S., Martínez, Y. L., López, J. L., & Velásquez, L. E. (2016). Evaluación de la técnica modificada de Dennis para el diagnóstico de fasciolosis bovina. *Biomedica*, 36, 64–68. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v36i2.2875>
- Cringoli, G., Rinaldi, L., Veneziano, V., Capelli, G., & Scala, A. (2004). The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Veterinary Parasitology*, 123(1–2), 121–131. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.05.021>
- Davis, C. N., Tyson, F., Cutress, D., Davies, E., Jones, D. L., Brophy, P. M., Prescott, A., Rose, M. T., Williams, M., Williams, H. W., & Jones, R. A. (2020). Rapid detection of *Galba truncatula* in water sources on pasture-land using loop-mediated isothermal amplification for control of trematode infections. *Parasites & Vectors*, 13(1), 496. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04371-0>
- Davis, C. N., Winters, A., Milic, I., Devitt, A., Cookson, A., Brophy, P. M., & Morphew, R. M. (2020). Evidence of sequestration of triclabendazole and associated metabolites by

- extracellular vesicles of *Fasciola hepatica*. *Scientific Reports*, 10(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69970-4>
- De Waal, T. (2021). Diseases of Dairy Animals: Parasites, Internal: Liver Flukes. *Encyclopedia of Dairy Sciences: Third edition*. 1 (451–458). <https://doi.org/10.1016/b978-0-08-100596-5.00741-1>
- Delgado CE., Botero LM., Suarez, K. (2018). Infección por *Fasciola hepática* en equinos alrededor del mundo, revisión sistemática. *Revista Sinergia*. 3, 85–98.
- Domínguez, M. F., González-Miguel, J., Carmona, C., Dalton, J. P., Cwiklinski, K., Tort, J., Siles-Lucas, M. (2018). Low allelic diversity in vaccine candidates genes from different locations sustain hope for *Fasciola hepatica* immunization. *Veterinary Parasitology*, 258, 46–52. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.06.011>
- Donoso, S., Gadicke, P., Landaeta, C. (2016). Review zoonosis transmitted by food can affect its epidemiology, as a result of climate change and processes of globalization. *Anim. Sci., Ex Agro-Ciencia*, 32(2).
- Dutra, F., Navarro, M., Romero, A., Briano, C., Pereira, M., & Uzal, F. A. (2022). Spatial and seasonal analysis and geovisualization of *Fasciola hepatica*–free bovine bacillary hemoglobinuria outbreaks in eastern Uruguay, 1999–2019. *Preventive Veterinary Medicine*, 199, 105553. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2021.105553>
- Elshraway, N. T., Mahmoud, W. G. (2017). Prevalence of fascioliasis (liver flukes) infection in cattle and buffaloes slaughtered at the municipal abattoir of El-Kharga, Egypt. *Veterinary World*, 10(8), 914–917. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.914-917>
- Evack, J. G., Schmidt, R. S., Boltryk, S. D., Voss, T. S., Batil, A. A., Ngandolo, B. N., Greter, H., Utzinger, J., Zinsstag, J., & Balmer, O. (2020). Molecular Confirmation of a *Fasciola gigantica* × *Fasciola hepatica* Hybrid in a Chadian Bovine. *The Journal of Parasitology*, 106(2), 316–322. <https://doi.org/10.1645/19-66>
- Ezequiel, J., Ronquillo, J., Rodríguez, J., Robles, J., Castañeda, E. (2018). *Situation of ovine and caprine fascioliasis with productive impact in San José Chiapa, Puebla*.
- Fairweather, I., Brennan, G. P., Hanna, R. E. B., Robinson, M. W., & Skuce, P. J. (2020). Drug resistance in liver flukes. In *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 12 (39–59). <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2019.11.003>
- Flores, B., Pinedo, R., Suárez, F., Angelats, R., & Chávez, A. (2014). Comunidades rurales de Jauja, Perú prevalence of fascioliasis in llamas and alpacas in two rural communities of Jauja, Peru. In *Rev Inv Vet Perú*. 25(2).
- Forbes, A. (2017). Liver fluke infections in cattle and sheep. *Livestock*, 22(5), 250–256. <https://doi.org/10.12968/live.2017.22.5.250>
- Gandhi, P., Schmitt, E. K., Chen, C. W., Samantray, S., Venishetty, V. K., & Hughes, D. (2019). Triclabendazole in the treatment of human fascioliasis: A review. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 113(12), 797–804. <https://doi.org/10.1093/trstmh/trz093>
- Gandhi, P., Schmitt, E. K., Chen, C.-W., Samantray, S., Venishetty, V. K., & Hughes, D. (2019b). Triclabendazole in the treatment of human fascioliasis: a review. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 113(12), 797–804. <https://doi.org/10.1093/trstmh/trz093>



- García, C., Eduardo, M., Judith, S., Medellín, P., Andrade, R. (2009). *Ciencia y Agricultura*. 7(2), 71–79. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=560058654008>
- George, S. D., George, A. J., Rolfe, P. F., & Emery, D. L. (2019). Comparative assessment of faecal diagnostics for detection and predictive modelling of endemic *Fasciola hepatica* infection in sheep and cattle on Australian farms. *Veterinary Parasitology*, 276. <https://doi.org/10.1016/j.vpoa.2018.100001>
- González-Miguel, J., Becerro-Recio, D., & Siles-Lucas, M. (2021). Insights into *Fasciola hepatica* Juveniles: Crossing the Fasciolosis Rubicon. In *Trends in Parasitology* (Vol. 37, Issue 1, pp. 35–47). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.09.007>
- Hanna, R. E. B., McMahon, C., Ellison, S., Edgar, H. W., Kajugu, P. E., Gordon, A., Irwin, D., Barley, J. P., Malone, F. E., Brennan, G. P., & Fairweather, I. (2015). *Fasciola hepatica*: A comparative survey of adult fluke resistance to triclabendazole, nitroxylnil and closantel on selected upland and lowland sheep farms in Northern Ireland using faecal egg counting, coproantigen ELISA testing and fluke histology. *Veterinary Parasitology*, 207(1–2), 34–43. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.11.016>
- Haridwal, S., Malatji, M. P., Mukaratirwa, S. (2021). Morphological and molecular characterization of *Fasciola hepatica* and *Fasciola gigantica* phenotypes from co-endemic localities in Mpumalanga and KwaZulu-Natal provinces of South Africa. *Food and Waterborne Parasitology*, 22. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2021.e00114>
- Hasan, M. M., Roy, B. C., Biswas, H., Rahman, M., Anisuzzaman, A., Alam, M. Z., & Talukder, Md. H. (2022). Efficacy of flukicides on *Fasciola gigantica*, a food-borne zoonotic helminth affecting livestock in Bangladesh. *Parasitology*, 149(10), 1339–1348. <https://doi.org/10.1017/S0031182022000580>
- Hoang Quang, V., Levecke, B., do Trung, D., Devleeschauwer, B., Lam, B. V. T., Polman, K., Callens, S., Dorny, P., & Dermauw, V. (2022). *Fasciola spp.* in Southeast Asia: a systematic review and meta-analysis protocol. *Systematic Reviews*, 11(1), 138. <https://doi.org/10.1186/s13643-022-02013-3>
- Howell, A., Baylis, M., Smith, R., Pinchbeck, G., Williams, D. (2015). Epidemiology and impact of *Fasciola hepatica* exposure in high-yielding dairy herds. *Preventive Veterinary Medicine*, 121(1–2), 41–48. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2015.05.013>
- Isah, U. M. (2019). Studies on the prevalence of fascioliasis among ruminant animals in northern Bauchi state, north-eastern Nigeria. *Parasite Epidemiology and Control*, 5. <https://doi.org/10.1016/j.parepi.2019.e00090>
- Iyiola, O. A., Shaibu, R. D., Shittu, O., Alayande, M. O., Rabi, M., Sulaiman, M. K., Obarombi, G. T. (2021). DNA barcode identification of a tropical liver fluke (*Fasciola gigantica*) in cattle from Ilorin, Northcentral Nigeria. *Biologia*, 76(12), 3685–3692. <https://doi.org/10.1007/s11756-021-00852-4>
- Jaja, I. F., Mushonga, B., Green, E., & Muchenje, V. (2017). Seasonal prevalence, body condition score and risk factors of bovine fasciolosis in South Africa. *Veterinary and Animal Science*, 4, 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.vas.2017.06.001>
- Jara-Campos, C., Escalante-Añorga, H., Siancas-Ruiz, F., Casana-Mantilla, W., & Benites-Murrieta, A. (1995). *Neotropical Helminthology* 123 *Órgano oficial de la Asociación Peruana de Helminología e Invertebrados Afines (APHIA)* (Vol. 13, Issue 2).

- Jaramillo, D. (2017). *Implementación de buenas prácticas ovinas en la Hacienda La Lyda, municipio de Holguín Valle*. <https://ciencia.lasalle.edu.co/zootecnia>
- John, B. C., Davies, D. R., Williams, D. J. L., Hodgkinson, J. E. (2019). A review of our current understanding of parasite survival in silage and stored forages, with a focus on *Fasciola hepatica* metacercariae. In *Grass and Forage Science* (Vol. 74, Issue 2, pp. 211–217). Blackwell Publishing Ltd. <https://doi.org/10.1111/gfs.12429>
- Julon, D., Puicón, V., Chávez, A., Bardales, W., Gonzales, J., Vásquez, H., Maicelo, J. (2020). Prevalence of *Fasciola hepatica* and gastrointestinal parasites in bovine of the Amazonas Region, Peru. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 31(1). <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i1.17560>
- Kahl, A., Samson-Himmelstjerna, G. von, Krücken, J., Ganter, M. (2021). Chronic wasting due to liver and rumen flukes in sheep. In *Animals*. 11(2): 1–20. <https://doi.org/10.3390/ani11020549>
- Kain, D., Mukkala, A. N., Boggild, A. K. (2018). Prolonged antibiotic use leading to *Clostridium difficile* colitis in an ill returned traveller with acute fascioliasis. *Journal of Travel Medicine*, 25(1). <https://doi.org/10.1093/jtm/tay012>
- Kamaludeen, J., Graham-Brown, J., Stephens, N., Miller, J., Howell, A., Beesley, N. J., Hodgkinson, J., Learmount, J., Williams, D. (2019). Lack of efficacy of triclabendazole against *Fasciola hepatica* is present on sheep farms in three regions of England, and Wales. *Veterinary Record*, 184(16). <https://doi.org/10.1136/vr.105209>
- Kelley, J. M., Elliott, T. P., Beddoe, T., Anderson, G., Skuce, P., & Spithill, T. W. (2016). Current Threat of Triclabendazole Resistance in *Fasciola hepatica*. In *Trends in Parasitology* (Vol. 32, Issue 6, pp. 458–469). <https://doi.org/10.1016/j.pt.2016.03.002>
- Khanjari, A., Bahonar, A., Fallah, S., Bagheri, M., Alizadeh, A., Fallah, M., Khanjari, Z. (2014a). Prevalence of fasciolosis and dicrocoeliosis in slaughtered sheep and goats in Amol Abattoir, Mazandaran, northern Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 4(2), 120–124. [https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(14\)60327-3](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(14)60327-3)
- Knubben-Schweizer, G., Torgerson, P. R. (2015). Bovine fasciolosis: Control strategies based on the location of *Galba truncatula* habitats on farms. *Veterinary Parasitology*, 208(1–2), 77–83. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.12.019>
- Lalrinkima, H., Lalchandama, C., Jacob, S. S., Raina, O. K., Lallianchhunga, M. C. (2021). Fasciolosis in India: An overview. In *Experimental Parasitology*. 222. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2021.108066>
- Lamb, J., Doyle, E., Barwick, J., Chambers, M., Kahn, L. (2021). Prevalence and gross pathology of liver fluke in macropods cohabiting livestock farms in north eastern NSW, Australia, and diagnosis using cELISA. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 16, 199–207. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.10.006>
- Liba, J. W., Atsanda, N. N., & Francis, M. I. (2017). Economic loss from liver condemnation due to Fasciolosis in slaughtered ruminants in Maiduguri abattoir, Borno State, Nigeria. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 4(1), 65–70. <https://doi.org/10.5455/javar.2017.d192>
- López-Villacís, I. C., Artieda-Rojas, J. R., Mera-Andrade, R. I., Muñoz-Espinoza, M. S., Rivera-Guerra, V. E., Cuadrado-Guevara, A. C., Zurita-Vásquez, J. H., & Montero-Recalde, M. A.

- (2017). *Fasciola hepática*: aspectos relevantes en la salud animal. *J Selva And Anim Sci*, 4(2), 137–146.
- María Díaz-Anaya, A., Chavarro-Tulcán, G. I., Pulido-Medellín, O., García-Corredor, D., Vargas-Avella, J. C. (2017). Coproparasitological study in grazing sheep in Boyacá, Colombia. In *Rev. Salud Anim.* 39(1).
- Martínez-Moreno A, Jimenez-Luque, Moreno T, Redondo E, Martín de las Mulas J, Pérez J. (1999). Liver pathology and immune response in experimental *Fasciola hepatica* infections of goats. *Veterinary Parasitology*, 82, 19–33.
- Mas-Coma, S., Agramunt, V. H., Valero, M. A. (2013). Direct and indirect affection of the central nervous system by *Fasciola* infection. In *Handbook of Clinical Neurology* (Vol. 114, pp. 297–310). <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-53490-3.00024-8>
- Mas-Coma, S., Agramunt, V. H., Valero, M. A. (2014). Neurological and Ocular Fascioliasis in Humans. In *Advances in Parasitology*. 84: 27–149. Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800099-1.00002-8>
- Mensur S, Ansuar I, Tesfaye A, Abdulkaf K, Ahmed Y. (2016). Small ruminant fasciolosis and its economic impact in an export abattoir of Ethiopia. *Livestock Research for Rural Development*, 28.
- Mezo, M., González-Warleta, M., Ubeira, F. M. (2007). The use of MM3 monoclonal antibodies for the early immunodiagnosis of ovine fascioliasis. *Journal of Parasitology*, 93(1), 65–72. <https://doi.org/10.1645/GE-925R.1>
- Micic, D., Oto, A., Charlton, M. R., Benoit, J.-L., & Siegler, M. (2020). Hiding in the Water. *New England Journal of Medicine*, 382(19), 1844–1849. <https://doi.org/10.1056/nejmcps1902741>
- Moazeni, M., Ahmadi, A. (2016). Controversial aspects of the life cycle of *Fasciola hepatica*. In *Experimental Parasitology*. 169:81–89. Academic Press Inc. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.07.010>
- Montero, A. B., Rodríguez, I. S., Veirano, G. S., Geldhof, P., Rendón, D. Z. (2020). Prevalencia y carga parasitaria mensual de nematodos gastrointestinales y *Fasciola hepatica* en bovinos lecheros de dos distritos del Valle del Mantaro, Junín, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 31(2). <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i2.17819>
- Morphological and molecular study of *Fasciola spp.* in sheep in Alkut city. (2019). *International Journal of Biosciences (IJB)*, 14(01), 121–130. <https://doi.org/10.12692/ijb/14.1.121-130>
- Muhammad Inuwa Adamu, Abba Haruna Adamu, & Najibullah Bakari Ado. (2022). The Prevalence of *Fasciola hepatica* in Slaughtered Goats and Sheep (A Case Study of Potiskum Abattoir). *Network for Research and Development in Africa*, 12(5), 55–61. <http://www.arcnjournals.org/images/NRDA-IJPASR-12-5-6.pdf>
- Najjari, M., Karimazar, M. R., Rezaeian, S., Ebrahimipour, M., Faridi, A. (2020). Prevalence and economic impact of cystic echinococcosis and liver fluke infections in slaughtered sheep and goat in north-central Iran, 2008–2018. *Journal of Parasitic Diseases*, 44(1), 17–24. <https://doi.org/10.1007/s12639-019-01156-w>
- Navarro, M. A., Uzal, F. A. (2020). Pathobiology and diagnosis of clostridial hepatitis in animals. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 32(2), 192–202. <https://doi.org/10.1177/1040638719886567>

- Nyindo, M., Lukambagire, A. H. (2015). Fascioliasis: An Ongoing Zoonotic Trematode Infection. In *BioMed Research International*. <https://doi.org/10.1155/2015/786195>
- Nyirenda, S. S., Sakala, M., Moonde, L., Kayesa, E., Fandamu, P., Banda, F., Sinkala, Y. (2019). Prevalence of bovine Fascioliasis and economic impact associated with liver condemnation in abattoirs in Mongu district of Zambia. *BMC Veterinary Research*, 15(1). <https://doi.org/10.1186/s12917-019-1777-0>
- Odeniran, P. O., Omolabi, K. F., Ademola, I. O. (2021). Economic impact assessment of small ruminant Fasciolosis in Nigeria using pooled prevalence obtained from literature and field epidemiological data. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 24. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100548>
- Oljira, W., Mideksa, B., Mekonnen, G., Kebebew, G., Jorga, E. (2022). Fasciolosis in sheep and goats slaughtered at abattoirs in Central Ethiopia and associated financial losses. *Food and Waterborne Parasitology*, 28, e00173. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00173>
- OPS., OMS. (2017). Manual Veterinario de Toma y Envío de Muestras. <http://www.agricultura.gov.br/>
- Ormea, V., Gotuzzo, E. (2018). The «one health» approach in Perú. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica*, 35(4), 663–666. <https://doi.org/10.17843/rpmesp.2018.354.4089>
- Ortiz-Pineda, M. C., Archila-Barrera, O. A., Bulla-Castañeda, D. M., Díaz-Anaya, A. M., Forero, J. C. G., Garcia-Corredor, D. J., Pulido-Medellín, M. O. (2021). Post mortem diagnosis of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered at the Sogamoso, Boyacá processing plant (Boyacá, Colombia). *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 32(5). <https://doi.org/10.15381/rivep.v32i5.21341>
- Owiny, M. O., Obonyo, M. O., Gatongi, P. M., Fèvre, E. M. (2019). Prevalence and spatial distribution of trematode cercariae in vector snails within different agro-ecological zones in Western Kenya, 2016. *Pan African Medical Journal*, 32. <https://doi.org/10.11604/pamj.2019.32.142.14418>
- Palacio, S., Bertor, J., Beltrao, M., Vázquez, A., Ortiz, R., Varona, M. (2019). Economic losses induced by *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Chacuba slaughterhouse, Camagüey, Cuba. *Cuban Journal of Agricultural Science*, 53(1), 35–39.
- Pedroso, R. C. da C., Cunha, S. N. da, Cunha-Neto, A. da. (2020). Helminths de importância para saúde pública em alfaces no Brasil: uma revisão sistemática/ Helminths of public health importance in lettuce in Brazil: a systematic review. *Brazilian Journal of Health Review*, 3(6), 19200–19225. <https://doi.org/10.34119/bjhrv3n6-304>
- Piedrafita, D., Spithill, T. W., Smith, R. E., Raadsma, H. W. (2010). Improving animal and human health through understanding liver fluke immunology. In *Parasite Immunology*. 32(8): 572–581. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3024.2010.01223.x>
- Pinilla, J., Muñoz, A., Uribe, N. (2020). Prevalence and risk factors associated with liver fluke *Fasciola hepatica* in cattle and sheep in three municipalities in the Colombian Northeastern Mountains. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 19. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100364>
- Pinilla León, J. C., Delgado, N. U., Florez, A. A. (2019). Prevalence of gastrointestinal parasites in cattle and sheep in three municipalities in the Colombian Northeastern Mountain. *Veterinary World*, 12(1), 48–54. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2019.48-54>

- Pulido-Medellín, M. O., Chavarro-Tulcán, G. I., & Díaz-Anaya, A. M. (2020). Prevalence and risk factors of gastrointestinal parasites in sheep from Ubaté, Cundinamarca, Colombia. *Revista Brasileira de Medicina Veterinaria*, 42(1). <https://doi.org/10.29374/2527-2179.BJVM098819>
- Qureshi, A. W., Zeb, A., Mansoor, A., Hayat, A., & Mas-Coma, S. (2019). *Fasciola hepatica* infection in children actively detected in a survey in rural areas of Mardan district, Khyber Pakhtunkhwa province, northern Pakistan. *Parasitology International*, 69, 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2018.11.003>
- Rashid, M., Rashid, M. I., Akbar, H., Ahmad, L., Hassan, M. A., Ashraf, K., Saeed, K., Gharbi, M. (2019). A systematic review on modelling approaches for economic losses studies caused by parasites and their associated diseases in cattle. In *Parasitology*. 146(2): 129–141). <https://doi.org/10.1017/S0031182018001282>
- Rassol, A. M., Ahmed, A. M., Sobhy, H. M., Abdelgayed, S. S., Hekal, S. H. (2020). Effects of Fascioliasis on the Economic Losses of Beef Liver at Abu Simbel Abattoir, Aswan Governorate, Egypt. *Advances in Animal and Veterinary Sciences*, 8(11), 1175–1179. <https://doi.org/10.17582/journal.aavs/2020/8.11.1175.1179>
- Recalde-Reyes, D. P., Padilla, L., Giraldo, M. I., Segovia, L. J., González, M. M., Osorio, J. C. (2014). Prevalence of *Fasciola hepatica* in humans and cattle in the department of Quindío-Colombia 2012-2013. *Infectio*, 18(4), 153–157. <https://doi.org/10.1016/j.infect.2014.09.001>
- Robaina, E. R. C., Álvarez Escobar, C. M., Torres, A., Semper, A. I. (2020). *Hepatic fasciolosis, a series of cases reported in Matanzas, Cuba*. <https://orcid.org/0000-0002-7932-9401>
- Ruhoollah, Khan, W., Al-Jabr, O. A., Khan, T., Khan, A., El-Ghareeb, W. R., Aguilar-Marcelino, L., Hussein, E. O. S., Alhimaidi, A. R., Swelum, A. A. (2023). Prevalence of gastrointestinal parasite in small ruminants of District Dir Upper Khyber Pakhtunkhwa Province of Pakistan. *Brazilian Journal of Biology*, 83. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.248978>
- Ruiz-Campillo, M. T., Molina-Hernandez, V., Escamilla, A., Stevenson, M., Perez, J., Martinez-Moreno, A., Donnelly, S., Dalton, J. P., Cwiklinski, K. (2017). Immune signatures of pathogenesis in the peritoneal compartment during early infection of sheep with *Fasciola hepatica*. *Scientific Reports*, 7(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-017-03094-0>
- Sarkari, B., & Khabisi, S. A. (2017). Immunodiagnosis of human Fascioliasis: An update of concepts and performances of the serological assays. In *Journal of Clinical and Diagnostic Research*. 11(6):05-10. <https://doi.org/10.7860/JCDR/2017/26066.10086>
- Sharma, K. (2020). Gastrointestinal Helminthic Challenges in Sheep and Goats in Afro-Asian Region: A Review. *Journal of Animal Research*, 10(1). <https://doi.org/10.30954/2277-940x.01.2020.1>
- Shrestha, S., Barratt, A., Fox, N. J., Vosough Ahmadi, B., Hutchings, M. R. (2020). Financial Impacts of Liver Fluke on Livestock Farms Under Climate Change—A Farm Level Assessment. *Frontiers in Veterinary Science*, 7. <https://doi.org/10.3389/fvets.2020.564795>
- Siles-Lucas, M., Becerro-Recio, D., Serrat, J., González-Miguel, J. (2021). Fascioliasis and Fasciolopsiasis: Current knowledge and future trends. In *Research in Veterinary Science*. 134:27–35. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.10.011>
- Silva, A. E. P., Freitas, C. da C., Dutra, L. V., Molento, M. B. (2020). Correlation between climate data and land altitude for *Fasciola hepatica* infection in cattle in Santa Catarina,

- Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 29(3), 1–7. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612020065>
- Singh, D. K., Singh, V. K., Singh, R. N., Kumar, P. (2021). *Fasciolosis: Causes, Challenges and Controls*. Springer Singapore. <https://doi.org/10.1007/978-981-16-0259-7>
- Soosaraei, M., Fakhar, M., Teshnizi, S. H., Enameh, R. Z., Hezarjaribi, H. Z., Asfaram, S., Faridnia, R., Kalani, H. (2020). Status of Fasciolosis among domestic ruminants in Iran based on abattoir data: a systematic review and meta-analysis. *Annals of Parasitology*, 66(1). <https://doi.org/10.17420/ap6601.240>
- Spithill, T. W., Piedrafitat, D., Smooker, P. M. (1997). Immunological Approaches for the Control of Fasciolosis. In *Australian Society for Parasitology*. 27:10.
- Squire, S. A., Yang, R., Robertson, I., Ayi, I., Squire, D. S., Ryan, U. (2018). Gastrointestinal helminths in farmers and their ruminant livestock from the Coastal Savannah zone of Ghana. *Parasitology Research*, 117(10), 3183–3194. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6017-1>
- Sripa, B., Echaubard, P. (2017). Prospects and Challenges towards Sustainable Liver Fluke Control. In *Trends in Parasitology*. 33(10): 799–812. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2017.06.002>
- Sugiyama, T., Ichikawa-Seki, M., Sato, H., Kounosu, A., Tanaka, M., Maruyama, H. (2021). Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) using recombinant *Fasciola cathepsin L1* for the diagnosis of human fasciolosis caused by *Fasciola hepatica/gigantica* hybrid type. *Parasitology International*, 82. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2021.102311>
- Tadesse, A., Usman, J. (2022). Status of small ruminant Fasciolosis and diagnostic test evaluation at Haramaya town municipal abattoir, East Harrarghe Zone, Ethiopia. *Ethiopian Veterinary Journal*, 26(1), 82–104. <https://doi.org/10.4314/evj.v26i1.6>
- Taghipour, A., Zaki, L., Rostami, A., Foroutan, M., Ghaffarifard, F., Fathi, A., Abdoli, A. (2019). Highlights of human ectopic fascioliasis: a systematic review. In *Infectious Diseases*. 51(11–12):785–792. <https://doi.org/10.1080/23744235.2019.1663362>
- Tidman, R., Abela-Ridder, B., De Castañeda, R. R. (2021). The impact of climate change on neglected tropical diseases: A systematic review. In *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. 115(2):147–168. <https://doi.org/10.1093/trstmh/traa192>
- Torrel, S., Vásquez, D., Moncada, R., Coronado, F., Aguilar, N., García, T., Castro, D. (2020). Ectopic *Fasciola hepatica* in lung of slaughtered cattle in the municipal abattoir of Cajamarca, Peru. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 31(3). <https://doi.org/10.15381/RIVEP.V31I3.18721>
- Tran, D. H., Hung, H. T. T. (2020). Detecting *Fasciola hepatica* and *Fasciola gigantica* microRNAs with loop-mediated isothermal amplification (LAMP). *Journal of Parasitic Diseases*, 44(2), 364–373. <https://doi.org/10.1007/s12639-019-01164-w>
- Tsega, M., Dereso, S., Getu, A. (2015). A Review on Ruminant Fasciolosis. *OALib*, 02(08), 1–8. <https://doi.org/10.4236/oalib.1101655>
- Tsegaye, G., & Abebe, K. (2021). A Review on Bovine Fasciolosis. *Global Veterinaria*, 23(3), 134–141. <https://doi.org/10.5829/idosi.gv.2021.134.141>
- 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 del citocromo oxidasa I. *Biomedica*, 34(4), 598–604. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v34i4.2312>
- Uruburu, M., Bedoya, J., Velásquez, L. (2013). ELISA indirecta para el diagnóstico de Fasciolosis bovina en leche. *Rev CES Med Vet Zoot*, 8(2), 93–100. <https://doi.org/10.21615/2850>
- Valderrama, A. (2016). Prevalencia de Fascioliasis en animales poligástricos de Perú, 1985-2015. *Revista de Medicina Veterinaria*, 32, 121. <https://doi.org/10.19052/mv.3861>
- Valero, M. A., Pérez-Crespo, I., Khoubbane, M., Artigas, P., Panova, M., Ortiz, P., Maco, V., Espinoza, J. R., & Mas-Coma, S. (2012). *Fasciola hepatica* phenotypic characterization in Andean human endemic areas: Valley versus altiplanic patterns analysed in liver flukes from sheep from Cajamarca and Mantaro, Peru. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(2), 403–410. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2012.01.009>
- Vázquez, A. A., Alba, A., Alda, P., Vittecoq, M., & Hurtrez-Boussès, S. (2022). On the arrival of fasciolosis in the Americas. In *Trends in Parasitology*. 38(3):195–204. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2021.12.001>
- Vineer, H., Morgan, E. R., Hertzberg, H., Bartley, D. J., Bosco, A., Charlier, J., Chartier, C., Claerebout, E., de Waal, T., Hendrickx, G., Hinney, B., Höglund, J., Jez Ek, J. I., Kašný, M., Keane, O. M., Martínez-Valladares, M., Mateus, T. L., McIntyre, J., Mickiewicz, M., ... Rinaldi, L. (2020). Increasing importance of anthelmintic resistance in European livestock: Creation and meta-analysis of an open database. *Parasite*, 27. <https://doi.org/10.1051/parasite/2020062>
- VSierra, R., Martínez, R. A., Gutiérrez, R., Dolores, C., Uribe, N. (2017a). Estandarización de ELISA para el diagnóstico de Fasciolosis bovina, ovina y humana. *Revista de La Universidad Industrial de Santander. Salud*, 49(4), 549–556. <https://doi.org/10.18273/revsal.v49n4-2017004>
- Wu, Z., Wang, J., Meng, Z., Jin, W., He, K., Zhang, W., Di, W. (2021). Identification of *Fasciola spp.* based on ITS-2 reveals the *Fasciola gigantica* infection in buffaloes in Nanning city, South China. *Veterinary Parasitology*, 300, 109585. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109585>
- Zafar, A., Khan, M. K., Ud Din Sindhu, Z., Abbas, R. Z., Masood, S., Abbas, Z., Mahmood, M. S., Saleemi, M. K., Khan, J. A., Hussain, R., Naseer, M. U., Iqbal, Z., Javed, H. (2019). Seroprevalence of *Fasciola hepatica* in small ruminants of District Chakwal, Punjab, Pakistan. *Pakistan Veterinary Journal*, 39(1), 96–100. <https://doi.org/10.29261/pakvetj/2018.024>
- Zeng, M., Wang, X., Lan, Z., Guo, X., Jiang, Y., Wu, T., Chang, Q., Wang, C. (2022). Identification of new polymorphic positions in rDNA sequences of the “intermediate” *Fasciola* forms. *Parasitology International*. 88, 102555. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2022.102555>
- Zerna, G., Spithill, T. W., & Beddoe, T. (2021). Current status for controlling the overlooked caprine fasciolosis. *Animals*. 11(6). <https://doi.org/10.3390/ani11061819>
- Zewde, A., Bayu, Y., Wondimu, A. (2019). Prevalence of Bovine Fasciolosis and Its Economic Loss due to Liver Condemnation at Wolaita Sodo Municipal Abattair, Ethiopia. *Veterinary Medicine International*, 2019. <https://doi.org/10.1155/2019/9572373>