

**UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA**

**E. A. P. DE MEDICINA VETERINARIA**

**“FASCIOSIS EN VICUÑAS (*Vicugna vicugna*)  
EN EL DISTRITO DE PACCHA, PROVINCIA DE  
YAULI – JUNÍN”**

**TESIS**

**Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario**

**AUTOR**

**Luis Miguel Samamé Arrieta**

**Lima – Perú**

**2014**

## DEDICATORIA

*A mis padres Luis y Flora, por su amor, comprensión y apoyo sin medida.*

*A mis hermanos Cyndi y Javier, porque su compañía me inspiró y motivó a concluir todas mis metas.*

*A mi abuelo Juan Arrieta, porque desde el cielo me ilumina y me da fuerzas para no rendirme y seguir adelante en todo lo que me proponga.*

*A mi Pia, por su Amor y comprensión, por entregarme esa fuerza que faltaba para poder concluir con éxito esta importante etapa. Gracias por ser parte de mi vida.*

## AGRADECIMIENTOS

*A la Dra. Amanda Chávez, por su paciencia, confianza y apoyo en todas las etapas de la tesis.*

*A Rosita, por ser más que una tutora, una amiga.*

*A la Dra. Eva Casas, por la confianza y todos sus consejos.*

*A mis amigos de Parásito, que siempre tuvieron tiempo para escucharme y disfrutar conmigo tantas anécdotas en el laboratorio: Karen, Helen, Katty, Merly, Fiorela, Benjamón, Chechi, Cristina, Karina, Ely, Nancy, Wilson, Hernán, Elena.*

*A la SAIS Tupac Amaru, dirigida  
por el Dr. Baudilio Santiago.*

*A la comunidad campesina de  
Paccha y los amigos vicuñeros por su  
colaboración durante la toma de muestras.*

*A Rosa Epifania y Fredy Fabián  
por su amistad y apoyo en el muestreo.*

*Al Dr. Néstor Falcón por la ayuda  
en el asesoramiento estadístico.*

*A Rudy, Roxana, Juan y Eduar por  
su asesoramiento en la última etapa de la  
tesis.*

*A Lucho Jara por su apoyo y  
preocupación constante.*

## ÍNDICE

	Pág
<b>RESUMEN</b> .....	i
<b>ABSTRACT</b> .....	ii
<b>LISTA DE CUADROS</b> .....	iii
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	iv
<b>LISTA DE ANEXOS</b> .....	v
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b> .....	3
<b>2.1 ETIOLOGÍA</b> .....	3
<b>2.1.1 Clasificación taxonómica</b> .....	3
<b>2.1.2 Aspectos morfológicos y anatomía</b> .....	3
<b>2.1.2.1 Morfología general</b> .....	3
<b>2.1.2.2 Morfología de los estadios larvarios</b> .....	4
<b>2.1.2.2.1 Miracidio</b> .....	4
<b>2.1.2.2.2 Esporocisto</b> .....	5
<b>2.1.2.2.3 Redia</b> .....	5
<b>2.1.2.2.4 Cercaria</b> .....	5
<b>2.1.2.2.5 Metacercaria</b> .....	5
<b>2.1.3 Ciclo biológico</b> .....	6
<b>2.2 EPIDEMIOLOGÍA</b> .....	8
<b>2.2.1 El parásito</b> .....	8
<b>2.2.2 Hospedero intermediario</b> .....	8
<b>2.2.3 Hospedero definitivo</b> .....	9
<b>2.2.4 Factores ambientales</b> .....	10

2.2.4.1	Humedad y precipitación pluvial.....	10
2.2.4.2	Temperatura.....	10
2.2.4.3	Altitud.....	10
2.2.5	Prevalencia de fasciolosis en animales silvestres.....	11
2.3	PATOGENIE Y LESIONES.....	11
2.4	INMUNIDAD.....	12
2.5	ASPECTOS CLÍNICOS DE LA ENFERMEDAD.....	13
2.5.1	Forma aguda.....	13
2.5.2	Forma subaguda.....	14
2.5.3	Forma crónica.....	14
2.6	DIAGNÓSTICO.....	14
2.6.1	Diagnóstico clínico.....	15
2.6.2	Diagnóstico post-mortem.....	15
2.6.3	Diagnóstico inmunológico.....	15
2.6.4	Diagnóstico coprológico.....	16
2.6.4.1	Técnica de sedimentación.....	16
2.6.4.2	Técnica de flotación.....	17
2.7	TRATAMIENTO.....	17
2.8	PREVENCIÓN Y CONTROL.....	17
2.8.1	Control en el hospedero definitivo.....	18
2.8.1.1	Alternativa farmacológica.....	18
2.8.1.2	Alternativa inmunológica.....	18
2.8.2	Control del hospedero intermediario.....	19
2.8.2.1	Control físico.....	19
2.8.2.2	Control químico.....	19
2.8.2.3	Control biológico.....	19
2.9	IMPACTO ECONÓMICO.....	20

<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	21
<b>3.1 LUGAR DE ESTUDIO</b> .....	21
<b>3.2 TAMAÑO MUESTRAL</b> .....	21
<b>3.3 MUESTREO</b> .....	22
<b>3.3.1 Consideraciones éticas</b> .....	22
<b>3.3.2 Toma de muestras</b> .....	22
<b>3.4 ANÁLISIS DE LAS MUESTRAS</b> .....	22
<b>3.4.1 Lectura</b> .....	23
<b>3.4.2 Cuantificación</b> .....	23
<b>3.5 ANÁLISIS DE DATOS</b> .....	24
<b>3.5.1 Frecuencia</b> .....	24
<b>3.5.2 Análisis estadístico</b> .....	24
<b>IV. RESULTADOS</b> .....	25
<b>V. DISCUSIÓN</b> .....	28
<b>VI. CONCLUSIONES</b> .....	32
<b>VII. RECOMENDACIONES</b> .....	33
<b>VIII. BIBLIOGRAFÍA CITADA</b> .....	34
<b>IX. ANEXOS</b> .....	42

## RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue determinar la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* en vicuñas en el distrito de Paccha, provincia de Yauli – Junín, así como, estimar la frecuencia y determinar la asociación con las variables sexo y estrato etario; además determinar la carga parasitaria (hpg). Considerando que se tratan de animales silvestres, se tomaron muestras del mayor número de vicuñas posibles provenientes de un chaccu realizado durante la época de esquila en el mes de setiembre del 2010. Las muestras de heces fueron tomadas directamente del recto de los animales, siendo almacenadas y conservadas en refrigeración a 4°C para su traslado y evaluación en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. El diagnóstico de la frecuencia de *F. hepatica* se realizó mediante la técnica de sedimentación rápida y la determinación de la carga parasitaria, huevos por gramo de heces (hpg), mediante el método de Mc Master modificado. Se encontró una frecuencia de *F. hepatica* del 32.9%. Respecto a la variable sexo, se halló frecuencias en macho y hembra del 35.8 y 29% respectivamente, y respecto a la variable estrato etario, las frecuencias en cría, juvenil y adulto fueron de 5.6, 45.7 y 33.3 % respectivamente. No se encontró diferencia significativa ( $p < 0.05\%$ ) entre las variables sexo, sin embargo, hubo asociación significativa con la variable estrato etario, donde los animales juveniles presentaron un alta frecuencia. La carga promedio fue de 23.7 hpg.

**Palabras clave:** *Fasciola hepatica*, camélidos sudamericanos, Mc Master modificado, distomatosis, Junín.



## ABSTRACT

The aim of this study was to determine the presence of *F. hepatica* eggs in vicuña Paccha district, province Yauli - Junín and estimate the frequency and determine the association with the sex and age strata; further determine the parasite load (epg). Whereas treat wild animals, samples of as many possible vicuñas from a chaccu made during shearing time in the month of September 2010. Stool samples were taken directly from the rectum of the animals were taken, being stored and preserved in refrigerator at 4 ° C for transfer and evaluation at the Laboratory of Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, National University of San Marcos. Frequency diagnosis of *F. hepatica* was performed by rapid sedimentation technique and determination of parasite load, eggs per gram of feces (epg) by the modified Mc Master method. *F. hepatica* frequency of 32.9% was found. Regarding the gender variable frequencies were found in male and female of 35.8 and 29% respectively, compared to age stratum variable frequencies in breeding, juvenile and adult were 5.6, 45.7 and 33.3% respectively. No significant difference ( $p < 0.05\%$ ) among the variables of sex was found, however, there was significant association with age stratum variable, where juvenile animals showed a high frequency. The average load was 23.7 epg.

**Keywords:** *Fasciola hepatica*, camelids, modified Mc Master, distomatosis, Junin.

## LISTA DE CUADROS

	<b>Pág.</b>
<b>Cuadro 1.</b> Frecuencia de <i>Fasciola hepatica</i> en vicuñas según estrato etario y sexo en el distrito de Paccha, provincia de Yauli - Junín, 2010.....	26
<b>Cuadro 2.</b> Carga Promedio de huevos de <i>Fasciola hepatica</i> (hpg) en vicuñas según estrato etario y sexo en el distrito de Paccha, provincia de Yauli - Junín, 2010.....	26

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
<b>Figura 1.</b> Pared quística de metacercaria.....	6
<b>Figura 2.</b> Huevos de <i>Fasciola hepatica</i> hallados en vicuñas en el distrito de Paccha, Yauli-Junín. 2010. Los huevos midieron en promedio 72.7 x 127.8 µm (40x), con un rango de 61.9-83 x 104.2-151 µm.....	27

## LISTA DE ANEXOS

	<b>Pág.</b>
<b>Apéndice 1.</b> Tamaño de huevos (100) de <i>Fasciola hepática</i> en vicuñas, Yauli - Junín, 2010.....	42
<b>Apéndice 2.</b> Comparación del tamaño de huevos de <i>Fasciola hepatica</i> en vicuñas con alpacas y llamas.....	42
<b>Apéndice 3.</b> Comparación de la forma de huevos de <i>Fasciola hepatica</i> en vicuñas con alpacas y llamas.....	42

## I. INTRODUCCIÓN

La fasciolosis o distomatosis es causada por el tremátode *Fasciola hepatica*, la misma que es considerada una de las enfermedades parasitarias más importantes en la ganadería del Perú, ocasionando severas pérdidas económicas en al menos 50 millones de dólares americanos por año (Espinoza *et al.*, 2010). Debido al perjuicio que ocasiona en los productos del ganado, al decomiso de vísceras infectadas y en los costos asociados como: tratamiento, baja ganancia de peso, reducida fertilidad, mortalidad y abortos, entre otros, además de los problemas de salud pública que ocasiona (Acha y Szyfres, 2002).

La *Fasciola* se desarrolla en el hígado de una variedad amplia de hospedadores definitivos domésticos y silvestres, desde poligástricos, como bovinos, ovinos, venados, camélidos sudamericanos y caprinos, a monogástricos, como equinos, caninos, cuyes, conejos, vizcachas, e inclusive al hombre, que actúa como hospedador accidental (Rojas, 1993). La biología de *Fasciola hepatica* implica un ciclo biológico heteroxeno, requiriendo para ello un hospedero definitivo y un intermediario (caracol de la familia Lymnaeidae). Los parásitos adultos invaden el hígado y depositan sus huevos, los cuales son eliminados junto con las heces. En el medio ambiente se desarrollan aprovechándose del hospedero intermediario y así transformarse sucesivamente dentro de él, y por último abandonarlo ya como una cercaria, que se liberará en el ambiente húmedo y buscará enquistarse en las pasturas. Los animales al ingerir el pasto contaminado se verán afectados, primero con las formas juveniles y luego por las adultas, que se localizan en los conductos biliares (Soulsby, 1993; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

En general, afecta a los animales de regiones con lluvias moderadas a intensas, aunque también aparece en regiones más secas en los valles pantanosos y a lo largo de arroyos o canales de riego que cobijan al caracol intermediario. (Olaechea, 2007). Las características

epidemiológicas requeridas para completar el ciclo biológico y transmisión de la enfermedad causada por *F. hepatica* son diversas, complejas y únicas. Una adecuada temperatura ambiental y humedad, numerosos reservorios de agua, viabilidad del hospedero intermediario, hábitos dietéticos, animales infectados (ganado ovino y bovino principalmente) son factores determinantes para la diseminación de la enfermedad en la población. (Olaechea, 2007).

La vicuña (*Vicugna vicugna*) es una especie silvestre rústica, capaz de adaptarse a los ambientes adversos del altiplano; sin embargo, estuvo en peligro de extinción en el Perú, debido a la caza irracional, falta de protección y alteración de su hábitat (Zúñiga, 2009). Asimismo nuestro país alberga la mayor producción de fibra a nivel mundial, comercializando hasta 3 000 kg por año, lo que genera un ingreso económico en las comunidades altoandinas. El contacto de las vicuñas con el ganado doméstico conlleva a posibles transmisiones de parásitos gastrointestinales entre especies ganaderas, atentando de esta manera contra su conservación, además de poder actuar como un importante reservorio de *Fasciola hepatica*; cumpliendo un rol epidemiológico en la transmisión y diseminación de la enfermedad; así como su repercusión en la producción de fibra, e incluso puede traer consigo la muerte del animal teniendo un impacto económico negativo.

La infección por *Fasciola hepatica* ha sido descrita con alguna frecuencia en sus distintas formas (aguda, subaguda y crónica) en camélidos sudamericanos domésticos (Cafrune *et al.*, 2004; Leguía, 1999). En cambio los registros de esta parasitosis en camélidos silvestres, son más escasos, estudios en latinoamerica como los de Cafrune *et al.* (2004) en vicuñas y Olaechea y Abad (2005) en guanacos de Argentina, ambos con un tipo de crianza de semi-cautividad, señalando frecuencias variables entre 8 a 26% y 10% respectivamente; así como 14% en guanacos (*Lama guanicoe*) silvestres (Issia *et al.*, 2007).

La fasciolosis en el caso de las especies silvestres como la vicuña puede comprometer seriamente su supervivencia, por ello, el objetivo del presente estudio fue determinar la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* en las heces de vicuñas (*vicugna vicugna*) en el distrito de Paccha, provincia de Yauli – Junín, así como cuantificar la carga y establecer si las variables estrato etario y sexo están asociadas con el desarrollo de la enfermedad, para posteriormente establecer formas de prevención y control.

## II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 ETIOLOGÍA

#### 2.1.1 Clasificación taxonómica

Phylum:	Platyhelminthes
Clase:	Trematoda
Subclase:	Digenea
Superorden:	Anepitheliocystidia
Orden:	Echinostomatida
Suborden:	Prosostomata
Familia:	Fasciolidae
Género:	Fasciola
Especie:	<i>Fasciola hepatica</i>

(Soulsby, 1993; Cordero del Campillo *et al.*, 1999)

#### 2.1.2 Aspectos morfológicos y anatomía

##### 2.1.2.1 Morfología general

*Fasciola hepatica* es un trematodo hematófago hermafrodita, aplanado dorso ventralmente, de forma foliácea y color café parduzco. Puede alcanzar medidas de 2 a 3 cm. de largo por 1 cm. de ancho (Urquhart *et al.*, 2001). Su superficie corporal es un tegumento cubierto de espinas a modo de púas dirigidas hacia atrás, que se disponen en hileras transversales sobre la superficie ventral hasta la mitad de la cara dorsal del parásito (Rojas, 2004; Urquhart *et al.*,

2001; Carrada, 2007). En su extremo anterior se encuentra una porción anterior cefálica de 3-4 mm de longitud, donde se ubica la boca la cual está rodeada por la ventosa oral de aproximadamente 1mm de longitud. Después de la porción cefálica, el parásito presenta un ensanchamiento en forma de hombros y a este nivel se encuentra la ventosa ventral, la cual le sirve para fijarse a las paredes de los conductos biliares. Entre estas dos ventosas se abre el poro genital, el que se identifica por la convergencia de los tractos reproductores masculino y femenino. El cuerpo continúa ensanchado pero a partir del primer tercio se estrecha para terminar en forma roma (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2004).

El aparato digestivo está formado por la prefaringe (equivalente a una cavidad bucal), faringe, esófago y ciego, el cual está dividido en dos tubos ramificados muy desarrollados que cumplen la función de absorción de nutrientes. El aparato reproductor masculino está compuesto por dos testículos uno detrás del otro y situados en los dos tercios anteriores del cuerpo. Mientras que el aparato reproductor femenino situado a la derecha de la línea media y anterior a los testículos, lo conforman el ovario y el útero; mientras que las glándulas vitelógenas ocupan los márgenes laterales del trematodo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Drugueri, 2005).

Los huevos tienen forma elipsoidal y miden entre 130 a 150  $\mu\text{m}$ . de largo por 63 a 90  $\mu\text{m}$ . de ancho. La cáscara es relativamente gruesa y lisa de color amarillento, debido a la tinción de los pigmentos biliares. Uno de sus extremos posee una estructura a manera de tapa llamada opérculo. El huevo se mantiene metabólicamente activo y utiliza hidratos de carbono y lípidos (vitelo) como fuente de energía. Pueden resistir temperaturas de 0 a 37 °C, pero sólo desarrollan entre los 10 a 30°C (Acha y Szyfres, 2003; Soulsby, 1993; Cordero del Campillo, *et al.* 1999)

## **2.1.2.2 Morfología de los estadios larvarios**

### **2.1.2.2.1 Miracidio**

Es una larva con el tegumento ciliado formada dentro del huevo después de la puesta; es la forma infectiva para el hospedero intermediario, caracol limneido; presenta manchas oculares lo que la diferencia de Paramphistomidae. Morfológicamente es alargado y ancho en el extremo anterior presentando una papila móvil y una glándula apical, además un sistema excretor rudimentario y un grupo de células germinativas que son las progenitoras de la siguiente



generación de estadios larvales (Soulsby, 1993; Cordero del Campillo, *et al.* 1999; Barriga, 2002).

#### **2.1.2.2.2           Esporocisto**

Esta larva tiene forma sacciforme con una longitud aproximada de 1mm. Carece de aparato digestivo, nervioso o reproductor a pesar de tener células flamígeras. Se cree que obtienen sus nutrientes a través de la pared del cuerpo debido a que carecen de boca (Cordero Del Campillo *et al.*, 1999;)

#### **2.1.2.2.3           Redia**

Se forma de las masas germinales presentes en el esporocisto. De forma sacciforme con una longitud de 1 a 3 mm. En su extremo anterior tiene una boca que se comunica con una faringe musculosa que se caracteriza por tener un engrosamiento circular detrás del nivel de la faringe y un par de expansiones conspicuas al inicio del cuarto posterior. El sistema excretor incluye células flamígeras semejantes a las del parásito adulto pero en menor número y dos poros excretores (Cordero Del Campillo *et al.*, 1999; Drugueri, 2005).

#### **2.1.2.2.4           Cercaria**

Es una larva móvil debido a que posee un flagelo terminal a manera de cola, la cual mide 500 micras. El cuerpo solo mide de 260 a 320 por 200 a 240 micras y posee ventosas, ciegos intestinales, aparato excretor, sistema nervioso y primordio genital; además de glándulas cistógenas oscuras y granulares (Soulsby, 1993; Cordero Del Campillo *et al.*, 1999).

#### **2.1.2.2.5           Metacercaria**

Es esférica y a veces de forma ovalada, con una medida alrededor de 250 a 300 por 200 a 250 micras. Su estructura corresponde con la del parásito adulto excepto por las gónadas no funcionales. Es la forma infectiva para el hospedero definitivo y se localiza enquistada en la vegetación con alta humedad que normalmente es consumida por los animales (Urquhart *et al.*, 2001).

La pared del quiste de la metacercaria es conformada por 4 capas que le permite sobrevivir hasta 12 meses en este estado, además que le confieren una alta resistencia a bajas temperaturas, inclusive si las pasturas infectadas están cubiertas por nieve. Los quistes son muy susceptibles a la desecación (Cordero Del Campillo *et al.*, 1999).

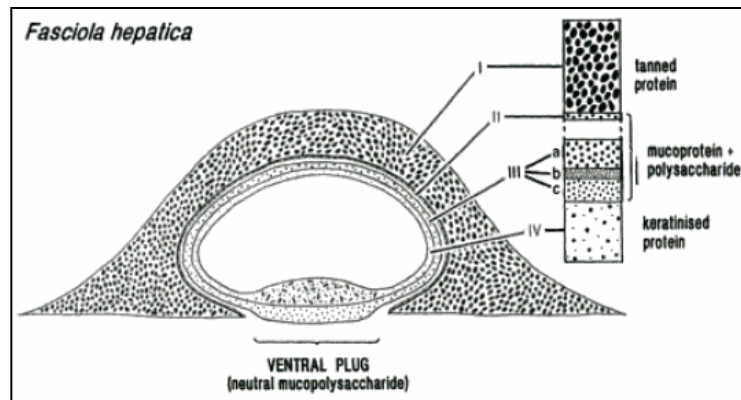


Figura 1. Pared quística de metacercaria de *Fasciola hepatica* (Dixon, 1966)

### 2.1.3 Ciclo biológico

El ciclo de la *Fasciola hepatica* es de tipo indirecto o heteroxeno, cuenta con la participación de un hospedador definitivo, donde se produce la reproducción sexual, y un hospedero intermediario, donde se da la reproducción asexual (Rojas, 2004, Olaechea, 2007).

Los parásitos adultos hermafroditas se localizan en los conductos biliares del hospedador definitivo, depositan los huevos y son llevados por la bilis al intestino delgado a través del conducto colédoco y son arrastrados hacia el exterior junto con las heces. Una *Fasciola* adulta puede poner un promedio de 20,000 huevos por día dependiendo de factores como: grado de parasitación, edad del hospedador y tiempo de infección (Rojas, 2004; Gállego, 2007).

Una vez los huevos en el medio ambiente requieren para su incubación un tiempo de 9 a 15 días y su eclosión depende de la temperatura (entre 10°C a 30°C), además de humedad, dióxido de carbono y oxígeno presente en el medio. Las variaciones en la temperatura participan significativamente en la eclosión, así a temperaturas que varían entre 22 a 26 °C, la eclosión puede darse entre 7 a 9 días, mientras que a temperaturas por debajo de 10 °C el desarrollo se detiene (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga, 2002; González, 2001; Carrada, 2007).

El embrión se divide y en dos semanas se forma la mórula para luego desarrollar la larva ciliada miracidio, que al salir del huevo comienza a nadar buscando al hospedero intermediario (caracol de la familia *Lymnaeidae*), al cual tiene que encontrar en menos de 24 horas debido a que sus reservas energéticas son limitadas, de lo contrario morirá. Cuando encuentra al caracol lo penetra a través del tegumento de su pie mediante contracciones musculares por movimiento ciliar, apoyado por la lisis de las células del hospedador debido al potencial enzimático del miracidio, luego migra hacia la cámara pulmonar dando lugar al estadio de esporocisto. Cada esporocisto al cabo de 15 días aproximadamente dará entre cinco y ocho redias, siendo esta la primera generación y si las condiciones medioambientales resultan desfavorables para el caracol, mediante multiplicación asexual, se forma la segunda generación de redias, de lo contrario la siguiente generación es de cercarias. Se ha estimado que por cada miracidio salen cerca de 250 cercarias. El desarrollo completo dentro del molusco, en condiciones naturales lleva entre 7 a 10 semanas (Soulsby, 1993; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Drugueri, 2005; Carrada, 2007).

Las cercarias salen del hospedador y rápidamente se fijan a las hojas de hierbas u otras plantas e incluso al nivel del agua luego pierden la cola móvil. Sus glándulas cistógenas secretan una cubierta resistente que en un periodo de 2 ó 3 días contribuirán con el proceso de enquistamiento, dando lugar a la metacercaria (forma infectiva del hospedero definitivo). Algunas cercarias también pueden enquistarse en el agua, donde suelen permanecer en suspensión adheridas a las burbujas. Las metacercarias soportan mejor las bajas temperaturas pero son sensibles a temperaturas altas (Soulsby, 1993; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Mas-Coma *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2004; Rojas, 2004)

El hospedero definitivo se infecta después que ingiere el alimento (plantas y/o agua contaminado con metacercarias, se desenquistan y liberan las fasciolas juveniles en el intestino delgado, atraviesan la pared duodenal ayudadas por sus glándulas histolíticas, migran por el peritoneo alrededor de las dos horas de ingestión; luego de 2 a 6 días penetran en la cápsula de Glisson del hígado y migran por el parénquima hepático. Al cabo de 5 a 6 semanas los parásitos asentados en los conductos biliares alcanzan la madurez sexual y son capaces de producir huevos. Los huevos saldrán con las heces entre las 8 y 10 semanas post infección (Urquhart *et al.*, 2001; Acha y Szyfres, 2003; Rojas, 2004; Shore, 2007).

## **2.2 EPIDEMIOLOGÍA**

### **2.2.1 El parásito**

La *F.hepatica* está ampliamente distribuida en diferentes pisos altitudinales y con mayor frecuencia en la sierra del Perú (Rojas, 2004). Numerosas especies animales son afectadas por este parásito: monogástricos, poligástricos, además de una gran variedad de animales domésticos y silvestres; posee habilidad zoonótica pudiéndose infectar accidentalmente al hombre. Tiene alta prolificidad, pudiendo producir hasta 20 mil huevos al día. En las heces los huevos no se desarrolla por lo que requieren ser dispersados en el agua y bajo estas condiciones pueden supervivir varios meses, aunque la sequedad los destruye fácilmente (Leguía, 1991; Quiroz, 2000).

La vida del miracidio en el medio ambiente es muy corta y muere si no encuentra al caracol dentro de las 24 horas, pero una vez dentro de este hoppedador intermediario puede desarrollar entre 600 y 1000 cercarias, lo que le da un alto poder de infección. La metacercaria en condiciones favorables como son: alta humedad y temperatura baja (0 y 4°C) es capaz de sobrevivir hasta 1 año (Leguía, 1991).

Las lesiones que causa la *F. hepatica* están asociadas a las formas parasitarias inmaduras que migran el parénquima hepático y a la actividad hematófaga del estadio adulto en los conductos biliares, por lo tanto dependen de la cantidad de vermes que van a invadir el hígado. El progreso de las alteraciones depende de la fase, la duración y la intensidad de la infección, además del estado nutritivo e inmunitario del hospedero (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Manrique y Cuadros, 2002).

### **2.2.2 Hospedero intermediario**

Los hospederos intermediarios de la *F. hepatica* son los moluscos pulmonados de agua dulce que pertenecen a la familia *Lymnaeidae*, son de color pardo grisáceo, cónicos y su tamaño varía de 1 a 10 mm, se caracterizan por tener una concha helicoidal ovalada que se enrolla en plano vertical y hacia la derecha, lo que le confiere la denominación de dextrógira, además, presentan un peristoma simple y carecen de opérculo (Leguía, 1991)

Se desarrollan en terrenos con humedad permanente (manantiales), así como en aguas poco profundas y renovables (Barriga, 2002). Son hermafroditas y un solo caracol puede producir

hasta 25,000 descendientes en condiciones de temperatura y humedad ambiental adecuadas. Pueden hibernar enterrándose en el subsuelo húmedo y sobrevivir hasta por un año cuando las condiciones climáticas son desfavorables (Leguía, 1991).

Las especies más importantes reportadas en nuestro país son: *Fossaria viatrix* (*Lymnaea viator*), *L. diaphana*, *L. columella* (*Pseudosuccinea columella*) y *L. cousini* (Rojas, 2004; Londoño, 2006). Distribuyéndose desde Tumbes hasta Tacna y en Sudamérica, en casi todo el continente. Asimismo, la especie *Galba truncatula* también ha sido reportada en nuestro país siendo su primer reporte a nivel nacional en Puno y el segundo en las localidades de Masmachiche y Llocllapampa, provincia de Jauja, región Junín (Flores *et al.*, 2014).

### 2.2.3 Hospedero definitivo

La *Fasciola hepatica* tiene una amplia variedad de hospederos definitivos (incluido el hombre) en los que figuran mamíferos domésticos de importancia ganadera como bovinos, ovinos, camélidos, caballos, burros, cabras, cerdos, cuyes y conejos. Se ha estimado que más de 300 millones de bovinos y 250 millones de ovinos del mundo pastorean en áreas donde *F. hepatica* está presente, poniendo en riesgo entre 2,7 a 17 millones de personas (Boray, 1997).

El parásito también se hospeda en camélidos sudamericanos tanto domésticos y silvestres, como vicuñas y guanacos. Las alpacas son también altamente sensibles a la distomatosis, habiéndose reportado una prevalencia de 18% con una mortalidad de 1% en zonas de Puno (MINAG, 1973).

Si bien la distomatosis no es en la actualidad significativa para la vicuña silvestre, es necesario demostrar con estudios detallados su implicancia para tener éxito en el traslado de vicuñas a áreas fuera de su hábitat natural. Las investigaciones no pueden limitarse a chequeos rutinarios de la altura sobre el nivel del mar, la disponibilidad de forraje, la protección contra predadores y la presión de la caza furtiva (Hoffmann *et al.*, 1983).

Las costumbres alimenticias de las vicuñas son exclusivamente pastoreadoras, prefiriendo territorios con asociaciones dominadas por *Calamagrostis* y *Festuca*. Seleccionan gramíneas cortas, herbáceas y algunas plantas (almohadillas y arrosietadas) seleccionando los pastos más suculentos (Hoffmann *et al.*, 1983).

Las vicuñas son bebedoras obligadas y el recurso agua limita su distribución (Vilá, 1999). Las vicuñas no poseen la capacidad de subsistir a base de líquido vegetal, a diferencia del guanaco por lo que escogen plantas suculentas y tienen que beber agua diariamente desplazándose a beber durante las horas de más calor. Posee también el hábito de bañarse en los riachuelos sumergiéndose hasta la quijada (Hoffmann *et al*, 1983).

## **2.2.4 Factores ambientales**

### **2.2.4.1 Humedad y precipitación pluvial**

La humedad es uno de los factores fundamentales para la conservación de los diversos estadios larvarios de la *Fasciola*, así como también para la supervivencia del caracol, dependiendo de la época del año y de los lugares de crianza (Leguía, 1991). El desarrollo de la *Fasciola* dentro del caracol se produce efectivamente cuando la precipitación supera a la transpiración y se alcanzan los niveles de saturación, estas condiciones también son esenciales para el desarrollo de los huevos del parásito y que los miracidios encuentren a los caracoles (Urquhart *et al.*, 2001).

El periodo mínimo de desarrollo de *Fasciola hepatica* bajo condiciones óptimas de humedad es de 16-18 semanas y la precipitación pluvial mínima es de 50 mm/m<sup>2</sup> (Leguía, 1991).

### **2.2.4.2 Temperatura**

El parásito requiere de una temperatura óptima para desarrollar sus fases ambientales, la cual se encuentra dentro de un rango entre 10 y 30°C. La temperatura crítica es de 10°C, es la mínima necesaria para el desarrollo y eclosión de los huevos, el desarrollo de los estadios dentro del caracol, la emergencia de las cercarías, además del desarrollo y reproducción de los caracoles (Leguía, 1991). Por debajo de esta temperatura no se desarrollan ni las formas larvarias dentro de los caracoles ni se da la reproducción del caracol, paralizándose ambos procesos a 5°C (Malone *et al.*, 1998; Torgerson y Claxton, 1999).

### **2.2.4.3 Altitud**

Las formas larvarias de *Fasciola hepatica* y las especies de caracoles hospederos intermediarios pueden sobrevivir a altitudes superiores a 4000 msnm, alcanzando una altitud máxima de supervivencia a los 4500 tal como lo demostró Londoño en el 2004.

### 2.2.5 Prevalencia de fasciolosis en animales silvestres

Bajo condiciones naturales siempre existen parásitos en la vicuña silvestre, que se encuentran generalmente en un equilibrio dinámico con el hospedero. En muchos casos se llega al desarrollo de situaciones subclínicas, sin manifestación clara de una enfermedad, pero con cierto debilitamiento del individuo, que se expresa en su disposición a ser atacado por otros agentes patógenos adicionales. No se reportan antecedentes de *Fasciola hepatica* en vicuñas silvestres, pero hay reportes de mortalidad por prima infección en animales trasladados de zonas limpias a otras áreas donde existe el parásito (Zúñiga, 2009). Estudios sobre de *Fasciola hepatica* en vicuñas criadas en semi-cautividad, en Salta-Argentina, presentaron prevalencias entre 7.7 a 25.7 %, mediante técnicas coprológicas, con una intensidad media de la infestación de 166,2 huevos por gramo de heces (Cafrune *et al.*, 2004)

## 2.3 PATOGENIE Y LESIONES

La transmisión empieza cuando las formas infectivas de la *F. hepatica*, enquistadas en el forraje o provenientes de agua contaminada, son ingeridas por el hospedador definitivo, una vez liberadas las metacercarias penetran en la mucosa intestinal con dirección a la cavidad abdominal. Una vez en el peritoneo, son capaces de migrar a diferentes tejidos (páncreas, timo, nódulos linfáticos, pulmones, incluso infectar al feto del hospedero definitivo en gestación) y tienen preferencia por el tejido hepático, principalmente el lóbulo izquierdo o ventral, llegando luego de 4 a 6 días aproximadamente después de la infección. En este momento los dístomas que tienen forma lanceolada y miden de 1–2 mm, empiezan a atravesar la cápsula de Glisson, formándose túneles en el hígado (Barriga, 2002).

La *Fasciola hepatica* es capaz de producir severas alteraciones patológicas en el hospedero, y es dependiente del número de metacercarias ingeridas, si se trata de una reinfección, la temperatura, la edad y la especie de hospedador. El factor más importante desde el punto de vista patogénico es la actividad hematófaga de las fasciolas adultas en los conductos biliares y sólo el 40% tienen éxito, implantándose en el hígado (Soulsby, 1993; Quiroz, 2000)

Las formas juveniles originan destrucción tisular durante su migración, produciendo destrucción, necrosis y hemorragias, por la irritación de su tegumento espinoso, generando inflamación aguda en los conductos de perforación. Las áreas necróticas pueden ser invadidas por bacterias y formar abscesos. Asimismo, las formas inmaduras debilitan y perforan la cápsula

de Glisson en su migración, provocando peritonitis (Borchert, 1981; Leguía 1991; Quiroz, 2000).

En conductos biliares se presentan por acción mecánica con procesos inflamatorios crónicos en los puntos de fijación de los vermes, conllevando a una cirrosis hepática colangiолítica con proliferación de los conductos biliares y severa colangitis hiperplásica (Borchert, 1981; Quiroz, 2000). Se observa también pérdidas de sangre por hemorragias en el hígado (forma aguda) y por los hábitos hematófagos de los tremátodos, calculándose que una *Fasciola* adulta puede sustraer 0.5ml. de sangre al día. Como consecuencia de la anemia los animales desarrollan, en casos crónicos, un edema submandibular debido a la disminución osmótica de la sangre y presentan el vientre dilatado (ascitis), aunque estas manifestaciones no son constantes (Leguía, 1991; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Kassai, 2002).

Los dístomas se alimentan de bilis del hospedador, reduciendo su cantidad y alterando su composición con productos de secreción y excreción del mismo parasito, interfieren también el flujo normal de la bilis, por obstrucción. Estas variaciones pueden influir sobre la flora intestinal y con ello la digestión, favoreciendo inclusive el incremento de la presencia de *Salmonella* en la vesícula biliar, los cuales se encuentran con frecuencia de 10 veces superior en los portadores de *Fasciola* que en los animales sanos (Borchert, 1981; Quiroz, 2000).

## 2.4 INMUNIDAD

La respuesta inmune y su eficacia frente a una reinfección a *F. hepatica* es muy variable entre los diferentes hospederos definitivos, siendo los bovinos y caprinos los que adquieren cierta resistencia en comparación con ovejas y conejos, los cuales son hospederos muy receptivos y no desarrollan resistencia a la reinfección. El tamaño de los hígados también cumple un rol con relación a la resistencia. Uno de mayor tamaño como el de los bovinos, posee mayor cantidad de tejido conectivo y frente a una infección por dístomas produce fibrosis y calcificación de los conductos biliares, que le otorgará una resistencia significativa para futuras reinfecciones. La manifestación de la resistencia se evidencia en la reducción del número y tamaño de las fasciolas y su patencia (Mulcahy *et al.*, 1998; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

La respuesta inmune puede ser diferenciada y presentarse de acuerdo el estadio infectivo del dístoma. Contra las fasciolas juveniles, la inmunidad ocurre a nivel peritoneal en donde van a ser atacadas y muertas por los eosinófilos y durante su migración por la cavidad peritoneal son



cubiertas por anticuerpos opsonizantes. Seguidamente los eosinófilos se adhieren al parásito descargando su contenido enzimático sobre el tegumento. Luego los macrófago fagocitan a los parásitos dañados, evitando que las fasciolas juveniles alcancen el hígado. Existiendo por ello un eosinofilia marcada en animales con fasciolosis (Quiroz, 2000).

La inmunidad contra la *Fasciola* adulta se da en el hígado, en los bovinos se observa una expulsión de hasta el 85% de la población de parásitos adultos entre las semanas 16 y 30 post infección. Además le precede un periodo de 4 a 6 semanas de actividad biológica reducida, disminuyendo el número de huevos eliminados en las heces. Durante esta fase de eliminación aparecen células plasmáticas, macrófagos, linfocitos, eosinófilos, células cebadas y leucocitos globulares en la mucosa de los conductos biliares (Quiroz, 2000)

## **2.5 ASPECTOS CLÍNICOS DE LA ENFERMEDAD**

La fasciolosis se presenta de tres formas clínicas: aguda, subaguda y crónica. La presentación depende de la época del año, la cantidad y disponibilidad de metacercarias presentes en el medio y las que puedan ingerir el hospedero en un periodo de tiempo determinado, además del número de parásitos presentes en el hígado y de su estado de desarrollo. La gran mayoría de estudios se basan principalmente en hallazgos de necropsia en bovinos y ovinos, encontrándose en esta última especie la presentación en las tres formas clínicas de la enfermedad (aguda, subaguda y crónica), mientras que en bovinos, la presentación más frecuente es la forma crónica (Leguía, 1991; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Urquhart *et al.*, 2001).

### **2.5.1 Forma aguda**

Esta presentación clínica se produce luego que el animal ha ingerido grandes cantidades de metacercarias en un período corto de tiempo, tratándose de una hepatitis traumática, ocasionada por la migración masiva de fasciolas inmaduras precoces (1-4 semanas) a través del parénquima hepático y desarrollándose una anemia hemorrágica aguda, lo que puede ocasionar la muerte súbita sin manifestaciones clínicas aparentes. Si el proceso se manifestara clínicamente, el animal puede presentar: debilidad general, letargia, falta de apetito, disnea, palidez de las mucosa, dolor abdominal, en ciertos casos ascitis y hepatomegalia. El cuadro y la muerte se producen con rapidez (1 a 2 días), las cuales suelen ser acompañadas con la eliminación de secreciones sanguinolentas por el ano y la nariz (Leguía, 1991; Radostits *et al.*, 2002). Se

observa principalmente hacia el final del verano, cuando pasan a la hierba gran cantidad de cercarias (Soulsby, 1993; Leguía, 1991; Cordero Del Campillo *et al.*, 1999).

### **2.5.2 Forma subaguda**

Es un tipo de presentación intermedia, que se produce cuando los animales ingieren grandes cantidades de metacercarias en un periodo de tiempo más prolongado que el anterior caso, debido a que los vermes inmaduros migran y realizan una acción traumática, se desarrolla una anemia hemorrágica de presentación gradual. Los signos clínicos incluyen: palidez de las membranas mucosas, anorexia, adelgazamiento, dolor a la palpación de zona hepática, ascitis y en menor porcentaje se observa casos de edema submandibular (Leguía, 1991; Radostits *et al.*, 2002).

### **2.5.3 Forma crónica**

La parasitosis crónica se produce a consecuencia de un efecto acumulativo a través del tiempo, debido a que el animal ingiere una cantidad pequeña de metacercarias durante largos períodos. Es una forma bastante frecuente en animales de abasto como ovinos y bovinos (pudiendo estos últimos soportar una mayor carga parasitaria sin manifestaciones clínicas importantes), además de otros animales y el hombre (Acha y Szyfres, 2003; Blood y Radostits, 1992).

La manifestación clínica la produce la población de parásitos adultos en el hígado localizados en los conductos biliares, siendo los signos más notorios: pérdida de peso acompañada de una anemia hemorrágica crónica, hipoalbuminemia, mucosas pálidas y suelen presentar ascitis y edema submandibular. Los animales enfermos pueden sobrevivir durante varias semanas e incluso meses (Cordero Del Campillo *et al.*, 1999).

## **2.6 DIAGNÓSTICO**

Para el diagnóstico de fasciolosis se cuenta con diferentes métodos o técnicas como: coprológicas, inmunológicas, hallazgo directo por cirugía y necropsia de animales, entre otras. Se debe tener en cuenta la etapa de infección en la que se encuentra el animal y la sintomatología clínica observada.

### **2.6.1 Diagnóstico clínico**

La fasciolosis es un proceso enzoótico cuyas manifestaciones clínicas dependen de la especie de hospedero afectado, del número y fase de desarrollo de las fasciolas presentes en hígado (Leguía, 1991).

### **2.6.2 Diagnóstico post-mortem**

Mediante una necropsia se llega a un diagnóstico definitivo de la enfermedad, se les realiza a animales recientemente muertos. Si se trata de fasciolosis aguda, se pueden observar los parásitos inmaduros que miden 1 mm. de tamaño y crecen a razón de 1mm. por semana, hasta las 6 semanas, mientras se van dirigiendo en búsqueda del conducto biliar, dejando a su paso lesiones que evidencia una fibrosis parasitaria focal. El hígado se encuentra hipertrofiado y con hemorragia en el parénquima, además de hematomas subcapsulares, congestión venosa y peritonitis fibrosa. Se pueden encontrar un gran número de vermes juveniles en el parénquima, inclusive en el peritoneo, bazo, páncreas y pulmones. En la fasciolosis subaguda la cantidad de parásitos oscila entre 500 y 1500 tremátodos, de los cuales la mitad son adultos y las lesiones son compatibles también con hipertrofia y hemorragia hepáticas (Rojo-Vázquez y Ferre-Pérez, 1999).

En la fasciolosis crónica, los signos dependen de la cantidad de parásitos existentes, encontrándose un aproximado de 300 fasciolas en los conductos biliares y se observan lesiones como engrosamiento y calcificación de los conductos biliares, además son características una colangitis, oclusión biliar, fibrosis hepática y ganglios linfáticos periportales y mesentéricos agrandados que al corte tienen color marrón verdoso. Según el curso de la enfermedad, la inflamación en el peritoneo puede ser proliferativa o exudativa (Rojo-Vázquez y Ferre-Pérez, 1999).

### **2.6.3 Diagnóstico inmunológico**

Este tipo de diagnóstico nos ofrece varios métodos que permiten detectar en forma temprana (1 a 2 semanas post infección) en sueros humanos y animales, aplicables en todas las etapas de la enfermedad. Se tienen las siguientes técnicas: inmunodifusión, inmunolectroforesis, contrainmunolectroforesis, ELISA y Western Blot.

En la técnica de inmunoelectroforesis se detectan anticuerpos contra el antígeno 2 y que da lugar a la formación del arco 2 y es muy específica, sin embargo, la técnica de ELISA tiene un alto valor diagnóstico por la especificidad de su antígeno, se usa para el hallazgo de anticuerpos séricos y de coproantígenos, el cual ha demostrado también ser altamente sensible, que permite la detección de la infección activa por *Fasciola hepatica* tanto en la fase prepatente como en la fase patente de la infección (Leguía, 1991; Espino *et al.*, 2000; Duménigo y Finlay, 1998).

El ELISA indirecto se usa como herramienta útil para el diagnóstico en detección de anticuerpos contra *Fasciola hepatica* en la leche y suero, brindando porcentajes altos de sensibilidad y especificidad en ganado vacuno y ovino. Se observan ventajas de esta técnica respecto a otras técnicas serológicas, pues los estudios lo corroboran obteniéndose sensibilidades de 96.8, 74.2 y 47.6 % para Fas2-ELISA, Western blot y Arco 2, aunque el arco 2, posee una mayor especificidad (98.24%) frente al 91.2% de ELISA y 88.6% de Western blot (Maco *et al.*, 2002).

#### **2.6.4 Diagnóstico coprológico**

Es el tipo de diagnóstico más económico pero también el menos sensible, en comparación con las pruebas serológicas que muestra mayores valores de sensibilidad en la detección de la fase crónica y aguda de la infección, debido a que sólo se obtienen diagnósticos de la fase crónica, momento en el cual el parásito ya es sexualmente maduro y se encuentra en las vías biliares emitiendo los huevos suficientes que son excretados por las heces, así que el diagnóstico se da a partir de las 8-10 semanas de infección, a causa del bajo número de huevos eliminados durante etapas tempranas de la infección (Happich y Boray, 1969; Taira *et al.*, 1997).

##### **2.6.4.1 Técnica de sedimentación**

Estos métodos son los más usados, se usan para diagnósticos cualitativos y cuantitativos, aprovechando el peso específico de los huevos de tremátodos que es mayor que el del agua y la velocidad de sedimentación que es de 10 mm por minuto, mucho mayor que la de los restos de las materias fecales (Dennis *et al.*, 1954; Parffit, 1970; Conceição *et al.*, 2002). Debido a que no se detectan formas prepatentes de infección, esta técnica no resulta ser 100% eficaz ni refleja el 100% de animales infectados, teniendo un adicional porcentaje significativo de falsos negativos (Quiroz, 2000). Su uso resulta limitado en hospedadores infectados con pocos tremátodos o que se encuentran en periodo de invasión, Este examen coprológico toma en

promedio 20 minutos por muestra, lo que resulta mayor al tiempo empleado con técnicas serológicas (Girão y Ueno, 1985; Gorman *et al.*, 1991; Quiroz, 2000)

#### **2.6.4.2 Técnica de flotación**

Esta técnica necesita adicionar soluciones de alta densidad como son: sulfato de zinc saturado o yodo mercurato de potasio, lo cual además resulta necesaria la evaluación de costo de insumos, así como los cuidados respecto a la corrosión y deformación de huevos. Es una técnica confiable y con precisión alta; considerando las preocupaciones ambientales, el yodo mercurato de potasio está siendo prohibido en varios países (Quiroz, 2000).

### **2.7 TRATAMIENTO**

El tratamiento contra la fasciolosis siempre a resultado complicado, ya sea por su eficacia como por su toxicidad. No todos los fármacos poseen la misma eficacia contra todas sus fases de desarrollo (juveniles y adultos). La medicación debe dirigirse contra las fasciolas adultas y contra las inmaduras, con la finalidad de restaurar la función hepática. Para el tratamiento de casos agudos resultará necesario el uso de productos eficaces contra las formas juveniles que afectan el parénquima hepático y para procesos crónicos se emplearán productos que afecten fasciolas adultas (Ticona, 2007).

Los fasciolicidas que se disponen en la actualidad pertenecen a los siguientes grupos: derivados nitrofenólicos (nitroxinil, niclofolán), salicilanilidas (bromosalanos, dianfenitidina, oxiclozanida, rafoxanida y closantel), sulfamidados (clorsulón), bencimidazoles (albendazol, triclabendazol), probencimidazoles (netobimín, febantel) y compuestos bifenólicos (bitionol). De todos estos, el Triclabendazol, constituye una droga efectiva contra todos los estadios del parásito (Sumano y Ocampo, 1997; Torgerson y Claxton, 1998).

### **2.8 PREVENCIÓN Y CONTROL**

El control debe estar orientado a prever o limitar el contacto entre el parásito y su hospedero definitivo, tratando de ofrecer pasturas seguras. Es necesario establecer estrategias de control y prevención que abarquen su acción contra las diversas etapas del ciclo del parásito.

## **2.8.1 Control en el hospedero definitivo**

### **2.8.1.1 Alternativa farmacológica**

En la elección del fármaco se considera su eficacia frente a las distintas fases de *Fasciola hepatica*. El uso de antihelmínticos es la práctica más común para la lucha contra los parásitos, teniendo como objetivo eliminar el agente causal de la enfermedad e interrumpir la excreción de los huevos que salen con la materia fecal, previniendo la infección de los caracoles y la contaminación de las pasturas. Los programas de control deben realizarse teniendo en cuenta aspectos regionales epidemiológicos, de manejo y clima (Robles y Olaechea, 2001).

### **2.8.1.2 Alternativa inmunológica**

El conocimiento de los mecanismos inmunológicos adquiridos por el ganado resistente a la infección ocasional están sirviendo para continuar los estudios de una alternativa inmunológica, siendo aún un reto el desarrollo de una vacuna para *Fasciola* spp. La citotoxicidad mediada por células dependiente de anticuerpo dirigido a la superficie del tegumento de trematodos inmaduros o juveniles es un mecanismo de acogida efectora inmune, lo que sugiere que los antígenos en la superficie de trematodos jóvenes pueden representar los principales candidatos para una vacuna (Toet *et al.*, 2014).

Los trabajos realizados han permitido descubrir moléculas Target con una gran importancia para utilizarlas como antígeno en la elaboración de vacunas. Estas moléculas estudiadas son: las proteínas de unión a ácidos (FABP), las cisteína proteasas (catepsinas L y B), GST (Glutathion-S-Transferasa), hemoglobina, leucin aminopeptidasa (LAP), y proteínas del tipo saponinas (Spithill *et al.*, 1997, 1999).

La glutatión S-transferasa (GST) abarca la familia de isoenzimas implicadas dentro la desintoxicación celular de una amplia gama de sustratos. En sus estudios se usaron ovejas y bovinos que recibieron múltiples vacunaciones con la GST, las cuales disminuyeron su carga parasitaria de 37 a 70% (Spithill *et al.*, 1999).

## **2.8.2 Control del hospedero intermediario**

El control se basa en métodos que limitan el tamaño de las poblaciones de caracoles, pueden ser físicos, químicos y biológicos, sin embargo, la eliminación de las colonias es difícil y ecológicamente cuestionable (Leguía, 1999).

### **2.8.2.1 Control físico**

Busca distribuir o limitar los hábitats de caracoles mejorando el drenaje, reduciendo así la humedad, haciendo que mueran los caracoles; el cercado de las áreas pantanosas excluye los animales en pastoreo de zonas de caracoles. (Leguía, 1999; Quiroz, 2000).

Una alternativa moderna, propone aprovechar el fototropismo negativo que tiene el caracol, el cual se tiende a ocultar bajo tierra buscando sombra; es por eso que si se le da mayor angulosidad a los bordes de la acequia (aprox. 130°), permitiría que los rayos solares incidan durante un mayor tiempo en el fondo y las esquinas, disminuyendo su contacto con el agua, contribuyendo a cortar el ciclo del caracol (González y Raunelly, 2009).

### **2.8.2.2 Control químico**

El uso de molusquicidas (niclosanida, pentaclorofenato de sodio, N-tritilmorfolina y sulfato de cobre) resulta ser muy efectivo, pero con el inconveniente de ser perjudiciales para el medio ambiente y romper el equilibrio biológico, además de ser poco prácticos y costosos (Leguía, 1999).

### **2.8.2.3 Control biológico**

Se encuentra en fase experimental, según algunos estudios, se emplea plantas que contienen saponinas, bacterias, algas, moscas, nematodos y otros caracoles del género *Maritza* sp; además de patos, peces, pájaros, larvas de moscas *Scyomidae* sp. Pueden reducir el crecimiento y reproducción de los caracoles, por predación, infección o competición, pero hasta ahora los resultados son de escasa aplicación (Torgerson y Claxton, 1998).

## **2.9 IMPACTO ECONÓMICO**

La fasciolosis genera en nuestra ganadería un gran impacto económico, siendo un problema importante en salud pública por la alta prevalencia de la infección humana, principalmente en niños. En la economía ganadera, por las altas tasas de ganado infectado, se estiman pérdidas de US \$ 50 millones por año (basado en prevalencias y número de hígados decomisados) (Espinoza *et al*, 2010).

En CSA la infección puede generar pérdidas que se expresan en un 40% menos de incremento de peso de tuis, en la producción de la fibra con un 30% menos, en la posibilidad limitada de explotación de CSA domésticos en zonas distomatósicas, etc. (Leguía, 1999).



### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. LUGAR DE ESTUDIO**

El estudio se realizó en el cerro Pumacocha perteneciente al distrito de Paccha, provincia de Yauli, región Junín; la primera semana del mes de setiembre del 2010.

El distrito de Paccha se sitúa en la parte centro-oriental de la Provincia de Yauli, Departamento de Junín. La Carta Nacional geográfica lo ubica en la latitud sur a 11°28'12" y en los 75°57'32" de longitud del meridiano de Greenwich, a una altitud de 3,742 m.s.n.m. (I.N.E.I. 2010)

El área donde habitan las vicuñas del presente estudio (Cerro Pumacocha), posee un terreno de poca pendiente, con presencia de bofedales típicos de la puna húmeda y altitudes entre los 3 800 a 4 500 m.s.n.m. (SENAMHI, 2010).

El clima se caracteriza por ser seco todo el año, teniendo bien marcada la diferencia entre la estación húmeda o de lluvias entre noviembre hasta el mes de abril y la estación seca el resto de meses del año. Durante el 2010, la provincia de Yauli presentó una temperatura máxima anual de 15.6°C y la mínima anual de -7.8°C. (SENAMHI 2010).

#### **3.2. TAMAÑO MUESTRAL**

La especie en estudio, al ser animal silvestre, fue manejada bajo ciertas circunstancias, así se aprovechó la época de esquila para la toma de muestras, por lo que se realizó un Chaccu o "rodeo" (Tuppia, 2009), técnica ancestral de arreo que permite la captura de animales vivos, a cargo de personas especializadas, quienes tardan poco más de dos minutos por animal,

obteniéndose de esta forma la muestra de heces de cada uno de los animales capturados, un total de 143 muestras.

### **3.3. MUESTREO**

#### **3.3.1 Consideraciones éticas**

Se contempló las normas éticas para la investigación señaladas por el Comité de Ética de la F.M.V.

#### **3.3.2 Toma de muestras**

Muestras de heces de aproximadamente 50 gr. por animal, fueron colectadas directamente del recto, utilizando bolsas de plástico. Se registraron los siguientes datos: fecha de muestreo, sexo, estrato etario (crías, juveniles, adultos). El material fecal colectado fue almacenado en recipientes térmicos con refrigerante para su traslado y posterior evaluación en el Laboratorio de Parasitología de Lima, de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

### **3.4. ANÁLISIS DE LAS MUESTRAS**

Para la evaluación coproparasitológica, se utilizó la técnica de sedimentación rápida de Lumbreras (TSRL) (Lumbreras *et al*, 1962). Cuya metodología se describe seguidamente:

- Mezclar en un mortero aproximadamente 4-8 gr. de heces con agua corriente.
- Homogenizar y filtrar a través de un tamiz (80 hilos por pulgada), colocándola en una copa de precipitación.
- Reposar por 30 min, eliminando el sobrenadante.
- Agregar agua hasta alcanzar 1 cm de la superficie del recipiente, dejar reposar y eliminar sobrenadante.
- Extraer una cantidad pequeña de sedimento, colocarla en una lámina agregándole unas gotas de lugol parasitológico y visualizar los huevos en microscopio a 10X.
- Repetir la misma operación hasta la observación de los huevos de *F. hepatica* o hasta agotar el sedimento.

### 3.4.1 Lectura

Una muestra fue considerada positiva a la evaluación, cuando se observa al menos un huevo típico de *F. hepatica* (forma ovoide, operculado y medidas de 120 x 70 micras). En tanto, se consideró una muestra negativa a aquella que no presenta huevos que muestren los detalles antes descritos, al término de la lectura de todo el sedimento.

Adicionalmente, se realizó la evaluación morfológica de los huevos de *F. hepatica* de vicuñas, midiendo el tamaño (largo, ancho y área) y la forma de los mismos en  $\mu\text{m}$  (figura 2). Se determinó el tamaño multiplicando las medidas del largo por el ancho, siendo huevos redondos: largo/ancho=1 y huevos elípticos: largo/ancho>1, según Abrous *et al.* (1998).

### 3.4.2 Cuantificación

Con el propósito de estimar el número de huevos por gramo de heces (hpg) de *F. hepatica*, se realizó como evaluación complementaria la cuantificación de huevos en muestras positivas, utilizándose la técnica de Conceição *et al.* (2002); con algunas modificaciones como el uso de tres tamices (Girão y Ueno, 1985). Se describen los pasos seguidos:

- Pesar 10 gr. de heces y mezclar con 60ml de solución detergente al 5%.
- Homogenizar el contenido agitando vigorosamente por 1 a 2 minutos.
- Filtrar el contenido con agua del grifo a través de un tamiz de malla (60 hilos por pulgada) a un frasco cónico de 1000ml.
- Reposar durante 10 minutos, y posteriormente eliminar el sobrenadante para luego volver a resuspender el sedimento con agua del grifo. Realizar este proceso de sedimentación en cuatro ocasiones.
- Filtrar el último sedimento con agua del grifo en un conjunto de tamices dispuestos uno sobre otro (60, 80 y 100 hilos por pulgada) en orden de la abertura de los tamices.
- Después de esta última sedimentación y la decantación, recuperar el sedimento en un tubo falcón de 50ml y llenar con agua del grifo hasta completar su volumen.
- Agitar el tubo falcón para volver a resuspender el sedimento y con una pipeta Pasteur llenar a la cámara de McMaster.

La lámina de McMaster presenta dos cámaras de un volumen de 0.15ml. Todos los huevos de *F. hepatica* presentes dentro de las cámaras fueron contabilizados. Se obtuvo un promedio

de la observación de 6 cámaras por muestra; determinándose el número de hpg de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\text{hpg} = \frac{\text{Total de N}^\circ \text{ de huevos observados}}{\text{Número de cámaras}} \times \frac{50\text{ml}/10\text{gr}}{0.15\text{ml}}$$

### 3.5. ANÁLISIS DE DATOS

#### 3.5.1 Frecuencia

Una vez determinado el número de muestras fecales positivas, se estimó la frecuencia relativa porcentual de la enfermedad haciendo uso de la siguiente fórmula (Daniel, 2004).

$$P = \frac{\text{N}^\circ \text{ de positivos}}{N} \times 100$$

donde:

P: Frecuencia

N: Tamaño muestral

#### 3.5.2 Análisis estadístico

Se utilizó, la prueba de Chi Cuadrado con sus respectivos valores de confianza al 95% empleando para ello, el software estadístico SPSS versión 10.0, para determinar la asociación de las variables grupo etario y sexo con la presencia de la enfermedad, estableciendo la significación estadística de 0.05%.

#### IV. RESULTADOS

La presencia de huevos de *Fasciola hepatica* en vicuñas silvestres fue evaluada en el distrito de Paccha, provincia de Yauli, fue evaluada mediante el método de sedimentación espontánea; obteniéndose una frecuencia de  $32.9 \pm 7.7\%$  al 95% de confianza (cuadro 1).

Se observa la también los resultados de frecuencia de *Fasciola hepatica* en vicuñas según el sexo; hallando valores de 35.8% para machos y 29% para hembras. Según el estrato etario, los animales juveniles presentaron la frecuencia más alta de 45.7%. No se halló diferencia significativa en relación al sexo ni al estrato etario.

Así mismo, se cuantificó la carga parasitaria, encontrándose un promedio geométrico de 23.7 hpg (huevos por gramos de heces) de *Fasciola hepatica*; similares resultados fueron hallados en relación a las variables estudiadas. (Cuadro 2).

**Cuadro 1.** Frecuencia de *Fasciola hepatica* en vicuñas según estrato etario y sexo en el distrito de Paccha, provincia de Yauli - Junín, 2010.

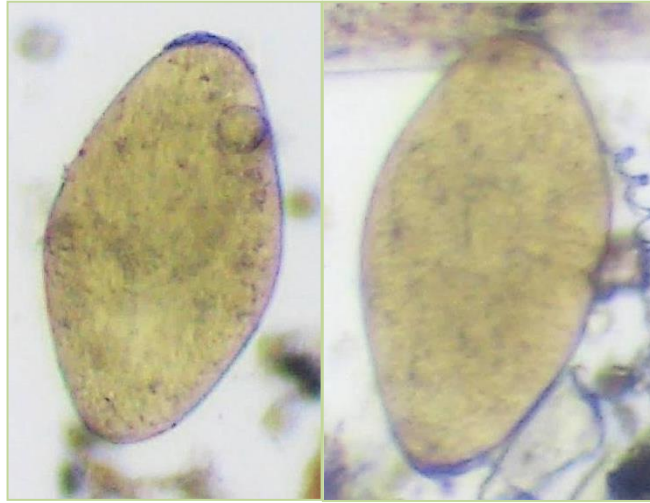
<b>Especie</b>	<b>Animales Muestreados</b>	<b>Animales Positivos</b>	<b>Frecuencia %</b>
<b>Estrato etario</b>			
Crias	18	1	5.6
Juveniles		16	45.7
Adultos	35	30	33.3
<b>Sexo</b>	90		
Machos		29	35.8
Hembras	81	18	29.0
	62		
<b>TOTAL</b>	<b>143</b>	<b>47</b>	<b>32.9 ± 7.7</b>

\*Intervalo de Confianza del 95%

**Cuadro 2.** Carga Promedio de huevos de *Fasciola hepatica* (hpg) en vicuñas según estrato etario y sexo en el distrito de Paccha, provincia de Yauli - Junín, 2010.

<b>VARIABLES</b>	<b>n° positivas</b>	<b>PG (hpg)</b>	<b>Rangos</b>
<b>Estrato etario</b>			
Cria	1	25	25
Juvenil	16	24.9	(8-375)
Adulta	30	23	(8-601)
<b>Sexo</b>			
Macho	29	25.9	(8-601)
Hembra	18	20	(8-158)
<b>TOTAL</b>	<b>47</b>	<b>23.7</b>	<b>(8-601)</b>

PG Promedio geométrico



**Figura 2.** Huevos de *Fasciola hepatica* hallados en vicuñas en el distrito de Paccha, Yauli-Junín. 2010. Los huevos midieron en promedio 72.7 x 127.8  $\mu\text{m}$  (40x).

## V. DISCUSIÓN

La fasciolosis constituye la segunda enfermedad parasitaria de mayor importancia en la ganadería del Perú, produciendo grandes pérdidas económicas (Espinoza *et al.*, 2010). Esta infección que afecta animales domésticos y silvestres, ha sido descrita anteriormente en camélidos sudamericanos domésticos en nuestro medio, sin embargo, los estudios en camélidos silvestres son escasos (Cafrune *et al.*, 2004; Olaechea y Abad, 2005; Issia *et al.*, 2007).

En los años ochenta, algunos autores cuestionaron la presencia de *Fasciola hepatica* en alturas superiores a los 4 000 m.s.n.m. (Región Jalca o Puna), debido a las variaciones drásticas de temperatura diurna-nocturna llamadas comúnmente “heladas” que determinan un ambiente seco y árido, siendo desfavorables para el desarrollo del parásito (Leguía, 1991), sin embargo, los estudios realizados por Londoño *et al.* (2009) demostraron que debido al calentamiento global, había variado las condiciones ambientales a esas altitudes al encontrar especies de caracoles, hospederos intermediarios de *Fasciola hepatica* albergando formas larvarias de distoma hepático; por lo que se evidencia su adaptación a temperaturas extremas en regiones superiores a los 4000 m.s.n.m.

Los resultados del presente estudio confirman la presencia de *Fasciola hepatica* en vicuñas (*Vicugna vicugna*) silvestres que habitan en el Cerro Pumacocha (3 800 a 4 500 m.s.n.m.), distrito de Paccha, departamento de Junín, revelando una frecuencia de 32.9%. Estudios en latinoamerica como los de Cafrune *et al.* (2004) en vicuñas y Olaechea y Abad (2005) en guanacos de Argentina, ambos con un tipo de crianza de semi-cautividad, señalan frecuencias variables entre 8 a 26% y 10% respectivamente. Estudios en guanacos (*Lama guanicoe*) silvestres (Issia *et al.*, 2007), señalan prevalencias del 14%.



La frecuencia hallada en el estudio, puede ser explicada debido al hecho de compartir el hábitat propio de las vicuñas con ganado doméstico llevado por el hombre, el cual ante el crecimiento demográfico ha ingresado al ambiente de estos animales, llevando consigo otras especies como ovejas, camélidos sudamericanos domésticos y equinos (caballos y mulas) que ayudan a facilitar el transporte de los pastores. Característica de pastoreo conjunto que se evidenció al momento de la toma de muestras, ya que se pudo advertir muestras fecales de otros animales. Además, se conoce que grupos de vicuñas suelen pastear con tropas de alpacas durante ciertas horas de la mañana, así como pueden estar acompañados con otras especies (Michaud, 2009).

Se conoce por estudios anteriores que ovinos (Ticona, 2007) y camélidos sudamericanos de la sierra central, han presentado diversos grados de infección por dístoma hepático, con valores moderados y altos, así mismo, recientemente se hallaron en Junín, prevalencias de 49.5 y 73.8% en llamas y alpacas respectivamente (Flores *et al.*, 2014). Siendo considerados como importantes reservorios de la *Fasciola hepatica* al cumplir un rol epidemiológico en la transmisión y diseminación de la fasciolosis; debido a dispersión de huevos de dístoma en heces; además esto evidencia alta resistencia a las condiciones ambientales, debido que pueden persistir por varios meses a bajas temperaturas (-16°C) y posteriormente continuar su desarrollo al encontrar condiciones ambientales favorables (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; González, 2001; Barriga, 2002; Carrada, 2007), permitiendo una infección cruzada con las vicuñas presentes en la zona.

Es probable que la frecuencia real de esta parasitosis podría estar subestimada, ya que nuestra evaluación se realizó mediante exámenes coproparasitológicos, cuya sensibilidad varía entre 33 a 92% y está relacionada con la cantidad de heces (3 a 30gr.) procesadas (Meissonnier, 2007). Se sabe que la sensibilidad en las pruebas coprológicas podrían incrementarse haciendo un análisis seriado de las heces (Rapsch *et al.* 2006), sin embargo, por la dificultad en el manejo de esta especie animal capturados sólo una vez al año, sólo se pudo extraer la cantidad suficiente para el diagnóstico (aprox. 15gr.). Es probable que los resultados de frecuencia hallados en nuestro estudio no reflejen la prevalencia real de dístomatosis en vicuñas de la zona.

Existen otros métodos de diagnóstico más sensibles y costosos como un ELISA indirecto para la detección de Ac y otro de coproantígeno para la detección de antígenos de secreción y excreción para *F. hepatica* en alpacas (Li *et al.* 2005), con sensibilidad y especificidad del 100% para camélidos sudamericanos; existe además la detección de anticuerpos circulantes

contra antígenos Fas2, mediante técnica Fas2-Elisa de (Neyra *et al.*, 2002); con una sensibilidad y especificidad del 95%; lamentablemente, estas técnicas no son de uso comercial.

Nuestros resultados no mostraron diferencias ( $p < 0.05$ ) en relación a la frecuencia de *F.hepatica* y sexo de los animales muestreados, debido a que tanto el macho como la hembra están expuestos a similares condiciones de pastoreo, estando sometidos a los mismos riesgos de infección. Las características de convivencia entre machos y hembras están ligadas al comportamiento social de la vicuña, los cuales se organizan por grupos familiares conformados en promedio por un macho territorial con 3 a 4 hembras y ubicados en terrenos estables, generalmente permanentes durante todo el año (Vilá, 2000).

Al relacionar la frecuencia de fasciolosis con el estrato etario de los animales, no se halló diferencia estadística, sin embargo, se observó que la infección es más alta en juveniles. Las vicuñas juveniles forman grupos migratorios (tropillas de solteros) que no poseen terrenos establecidos y caminan de manera errante; por diversas áreas, se conoce además, que se desplazan muchos kilómetros en pocos días en busca de terrenos donde permanecer para nutrirse (Michaud, 2009), de esta manera queman más energías por lo que necesitan mayor consumo de forraje, presentando mayor posibilidad de exposición a una infección en comparación a un adulto cuyo requerimiento energético es menor por permanecer en un terreno estable. Además, los animales jóvenes resultan ser los más afectados en comparación que los adultos (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

De igual manera, se ha demostrado que otras especies como vacunos adquieren cierta resistencia, mientras tanto ovinos y alpacas son catalogadas como el grupo de especies más susceptibles a *Fasciola hepatica* y no desarrollan resistencia alguna a la reinfección (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). En alpacas se describe la ocurrencia de una fasciolosis aguda, que cursa con anemia hemorrágica, que lleva muchas veces a muertes súbitas sin manifestaciones clínicas aparentes. (Leguía, 1991; Radoistis y Gay, 1992). En el estudio, no se pudo realizar una evaluación clínica de los animales, mucho menos una necropsia o un seguimiento por ser una especie silvestre protegida.

La cuantificación de los huevos de *Fasciola hepatica* tiene el objetivo de señalar el potencial al que están expuestos los animales. En este estudio se determinó mediante el promedio geométrico la carga de los huevos, la cual fue de 23.7 hpg con rangos de 8 a 601, de no existir estos estudios en camélidos sudamericanos, se utiliza la información en ovinos que muestran grados de infestación según la carga de 50 a <200 (leve), 200 a 500 (intermedias) y

>500hpg (graves) (Soulsby, 1993; Kassai, 2002). Al comparar nuestros resultados con los hallados por Flores *et al.* (2014) el cual varió de 12.6 y 19.9 hpg en llamas y alpacas respectivamente, con rangos de 6 a 39 y de 6 a 50 hpg respectivamente, indicarían una carga parasitaria en su mayoría leve; no obstante algunos de los animales mostraron cargas graves en vicuñas, lo que probablemente explicaría que se encuentren algunos restos de animales muertos, sin embargo, es necesario realizar más estudios para establecer el grado de susceptibilidad en vicuñas ante infecciones por *F. hepatica*.

Como dato complementario, se estableció las características biométricas del huevo de este parásito en vicuñas, realizándose 100 micromediciones a los huevos presentes, obteniéndose en promedio una medida de 72.7 $\mu\text{m}$  de ancho por 127.8 $\mu\text{m}$  de largo (Apéndice 1). Haciendo una comparación del tamaño de los huevos de *F. hepatica* en las vicuñas del estudio con los conseguidos por Flores *et al.* (2014) en CSA domésticos (Apéndice 2), se demuestra que los provenientes de vicuñas (9288.0  $\mu\text{m}^2$ ) son más grandes que los de llamas (9122.4  $\mu\text{m}^2$ ) y alpacas (8855.4  $\mu\text{m}^2$ ). Además, por la forma de los huevos de *F. hepatica*, después de las alpacas (1.84), los de vicuña (1.80) son más elípticos que de las llamas (1.76) (Apéndice 3). Confirmando que las especies hospedadores definitivas influyen en el tamaño de los huevos y de la forma adulta de la *F. hepatica* (Valero *et al.*, 2001).

Según las observaciones en campo, el manejo de las vicuñas muestreadas para el estudio se limitó a un método controlado de captura legal (Chaccu), la cual se realiza una vez al año y el animal sólo es aprovechado para extraerle la fibra. Esta manipulación se realiza en un periodo de tiempo muy corto, siendo lamentable que la extracción de la fibra sea la única práctica contemplada, además se observó animales en baja condición corporal con problemas de piel como sarna y caspa; obviando procedimientos médicos de control y prevención como dosificaciones, pesajes, selección, evaluación y registros. Todo esto evidencia un gran riesgo para los animales y que seguirán presentando problemas de salud si es que no se toman medidas correctivas como controles anuales, que pueden ser realizados en forma conjunta con el Chaccu, y no lamentar la pérdida de una especie asociada a la riqueza animal de nuestro país.

## VI. CONCLUSIONES

La frecuencia de *F. hepatica* hallada en vicuñas en el distrito de Paccha, provincia de Yauli, Junín fue de  $32.9 \pm 7.7\%$  (47/143).

No se halló diferencia estadística entre la frecuencia de *F. hepatica* con las variables sexo y estrato etario.

La carga parasitaria promedio de huevos de *F. hepatica* en vicuñas fue de 23.7 hpg.

## **VII. RECOMENDACIONES**

Realizar un manejo sanitario de los animales que son capturados y seleccionados para la esquila.

Realizar estudios complementarios orientados a identificar los hospederos intermediarios involucrados en la zona de estudio.

### VIII. BIBLIOGRAFÍA CITADA

1. **Abrous M, Comes AM, Gasnier N, Rondelaud D, Dreyfuss G, Chauvin A, Ménard A, Agoulon A, Cabaret J. 1998.** Morphological variability in *F. hepatica* eggs in ruminants, rodents and lagomorphs. *J. Heminthol.* 72 (4): 313-317.
2. **Acha PN, Szyfres B. 2003.** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3<sup>a</sup> ed. Washington: OPS. 413p.
3. **Barriga O. 2002.** Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos de – América Latina. 2<sup>a</sup> ed. Santiago de Chile: Germinal. 247p.
4. **Blood D, O Radostits. 1992.** Medicina Veterinaria. Séptima Edición. Edit. Interamericana, McGraw- Hill. México, 2:1598 p.
5. **Boray JC. 1997.** Chemotherapy of infections with Fasciolidae. In Boray JC (ed). Immunology, pathobiology and control of fasciolosis. Rahway, NJ: MSD AGVET. p 83-97.
6. **Bowman DD, Linne RC, Eberhard ML. 2004.** Georgis Parasitología para veterinarios. 8<sup>a</sup> ed. Madrid: Elsevier. 300 p.
7. **Cafrune MM, Aguirre DH, Freytes I. 2004.** Fasciolosis en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en semi-cautiverio de Molinos, Salta, Argentina, con notas de otros helmintos en este hospedador. *Vet. Arg.* 21: 513-520.

8. **Carrada BT. 2007.** *Fasciola hepatica*: Ciclo biológico y potencial biótico. Rev Mex Patol Clin 54(1): 21-27.
9. **Conceição M, Durão R, Costa I, Correia da Costa J. 2002.** Evaluation of a simple sedimentation method (Modified McMaster) for diagnosis of bovine fasciolosis. Vet Parasitol 105: 337-343.
10. **Cordero del Campillo M, Rojo-Vásquez FD, Martínez AR, Sánchez MC, Hernández S, Navarrete I, Diez P, Quiroz H, Carvalho M. 1999.** Parasitología Veterinaria. España: Mc-Graw Hill Interamericana. 968 p.
11. **Daniel WM. 2004.** Bioestadística: Base para el análisis de las ciencias de la Salud. 4ta edición. Mexico. Editorial Limusa S. A. 203 p.
12. **Dennis WR, Stone WM, Swanson LE. 1954.** A new laboratory and field diagnostic test for fluke ova in feces. JAVMA 124: 47-50.
13. **Dixon KE. 1966.** The physiology of excystment of the metacercaria of *Fasciola hepatica*. L. Parasitology 56: 431-456.
14. **Drugueri. 2005.** Distomatosis. Foro Zoe Tecnocampo. [Internet], [15 octubre 2011]. Disponible en: <http://www.zoetecnocampo.com/forog/Forum2/HTML/000213.html>
15. **Duménigo BE, Finlay CM. 1998.** Detección y cuantificación de coproantígenos de *Fasciola hepatica* en ganado ovino. Rev Cubana Med Trop 50 (Suppl. 1): 82-84.
16. **Espinoza JR, Terashima A, Herrera-Velit P, Marcos LA. 2010.** Fasciolosis humana y animal en el Perú: impacto en la economía de las zonas endémicas. Rev Peru Med Exp Salud Públ 27: 604-612.
17. **Espino AM, Borges A, Duménigo BE. 2000.** Coproantígenos de *Fasciola hepatica* de posible utilidad en el diagnóstico de la fascioliasis. Rev Panam Salud Pública/Pan Am J Public Health 7(4): 225-231.

18. **Flores B, Pinedo RV, Suárez F, Angelats R, Chávez V. 2014.** Prevalencia de fasciolosis en llamas y alpacas en dos comunidades rurales de Jauja, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 25(2): 284-292.
19. **Gállego J. 2007.** Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. España: Ed Universitat Barcelona. 516 p.
20. **Girão ES, Ueno H. 1985.** Técnica de Quatro Tamises para o Diagnóstico Coprológico Quantitativo da Fasciolose dos Ruminantes. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 20 (8): 905-912.
21. **González GM. 2001.** Incidencia de *Fasciola hepatica* en la cabaña ganadera austriana. *Revista técnica frisana*: 61-63.
22. **González S, Raunelli F. 2009.** Strategic control and prevalence of *Fasciola hepatica* en Cajamarca, Perú. A pilot study. *Intern J Appli Rs Vet Med*. 7(4): 145-52.
23. **Gorman T, Moreno P, Lorca M, Ibarra L, Alcaíno H. 1991** Inmunodiagnóstico de la fasciolosis animal mediante una prueba inmunoenzimática (ELISA). *Parasitol al Día* 15: 87-93.
24. **Happich FA, Boray JC. 1969.** Quantitative diagnosis of chronic fasciolosis. 1. Comparative studies on quantitative faecal examinations for chronic *Fasciola hepatica* infection in sheep. *Aust. Vet J* 45: 326-328.
25. **Hoffmann R, Otte K, Ponce C. 1983.** El Manejo de la Vicuña Silvestre. Tomo I. Eschborn : GTZ. 705p.
26. **I.N.E.I. 2010.** Compendio estadístico Junín 2010. [Internet] [5 octubre 2011]. Disponible en:  
[http://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/publicaciones\\_digitales/Est/Lib0968/libro.pdf](http://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/publicaciones_digitales/Est/Lib0968/libro.pdf)



- 27. Issia L, Ovejero R, Carmanchahi P, Pietrokovsky S, Wisnivesky-Colli C. 2007.** Primer registro de *F. hepatica* en guanacos silvestre de Mendoza, Argentina. En: V Congreso Latinoam Especialistas en Pequeños Rumiantes y CSA. Buenos Aires.
- 28. Kassai T. 2002.** Helmintología veterinaria. Zaragoza: Acribia. 296p.
- 29. Leguía G. 1991.** Distomatosis hepática en el Perú: Epidemiología y Control. Lima: Ciba Geigy Hoescht .41 p.
- 30. Leguía G. 1999.** Enfermedades parasitarias de camélidos sudamericanos. Lima: Del Mar. 190p.
- 31. Li O, Leguía G, Espino A, Duménigo B, Díaz A, Otero O. 2005.** Detección de anticuerpos y antígenos para el diagnóstico de *F. hepatica* en alpacas naturalmente infectadas. Rev Inv Vet Perú; 16: 143-153.
- 32. Londoño P. 2006.** Presencia de caracoles Lymnaeidae con formas larvarias de *Fasciola hepatica* en altitudes entre 4000 a 5000 msnm en La Raya-Cusco. Tesis para optar el título de Médico Veterinario UNMSM. Lima. Perú. 72 p.
- 33. Londoño P, Chávez A, Li O, Suárez F, Pezo D. 2009** Presencia de caracoles Lymnaeidae con formas larvarias de *Fasciola hepatica* en altitudes sobre los 4000 msnm en la sierra sur del Perú. Rev Inv Vet Peru.; 20(1):58-65.
- 34. Lumbreras H, Cantella R, Burga R. 1962.** Acerca de un procedimiento de sedimentación rápida para investigar huevos de *Fasciola hepatica* en las heces, su evaluación y uso en el campo. Rev. Med. Per. 31, 167-174.
- 35. Maco FV, Marcos LR, Terashima A. 2002.** Fas2-ELISA y la técnica de sedimentación rápida modificada por lumbreras en el diagnóstico de la infección por *Fasciola hepatica*. Rev Med Hered. 13 (2): 49-57.
- 36. Malone JB, Gomme R, Hansen J, Yilma JM, Slingenberg J, Snijders F, Nachtergaele F, Ataman E. 1998.** A geographic information system on the potential

distribution and abundance of *Fasciola hepatica* and *F. gigantica* in east Africa based on Food and Agriculture Organization databases. *Vet Parasitol* 78:87-101.

37. **Manrique MJ, Cuadros CS. 2002.** Fasciolosis: Buscando Estrategias de Control. Arequipa-Perú: Akuarella Editores. p 126.
38. **Mas-Coma MS, Esteban JG, Bargues MD. 1999.** Epidemiology of human fasciolosis: a review and proposed new classification. *B World Health Org* 77: 340-346.
39. **Meissonnier E, Mage C. 2007.** Les méthodes de détection de *Fasciola hepatica* dans les troupeaux bovins en France. *Methods of detection of Fasciola hepatica in cattle in France. Bull. Acad. Vét.* 160 : 395-406.
40. **Michaud C. 2009.** La Vicuña (*Vicugna vicugna mensalis*) en el Perú: Historia, Biología de la especie, sistemas de manejo actual y su relación con el bienestar animal. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 47p.
41. **[MINAG] Ministerio de Agricultura. 1973.** Estudios de la evaluación de problemas de carne en el Perú. Tomo V. Lima, Perú.
42. **Mulcahy GF, O'Connor S, McGonigle A, Dowd DG, Clery SJ, Andrews JP, Dalton. 1998.** Correlation of specific antibody titre and avidity with protection in cattle immunized against *Fasciola hepatica*. *Vaccine.* 16: 932-939.
43. **Neyra V, Chavarry E, Espinoza JR. 2002.** Cysteine proteinases Fas1 and Fas2 are diagnostic markers for *F. hepatica* infection in alpacas (*Lama pacos*). *Vet Parasitol* 105: 21-32.
44. **Parffit JW. 1970.** A method for counting Fasciola eggs in cattle faeces in the field. *Veterinary Record* 87: 180-182.
45. **Olaechea FV, Abad M. 2005.** An outbreak of fascioliasis in semicaptive guanacos (*Lama guanicoe*) in Patagonia (Argentina). First report. En XX International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology. Christchurch, New Zealand.

- 46. Olaechea FV. 2007.** *Fasciola hepatica*. En: Suárez VH, Olaechea FV, Romero JR, Rossanigo CE, eds. Enfermedades parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América. Argentina: INTA. p 159-168.
- 47. Quiroz, HR. 2000.** Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México: Uteha. 875p.
- 48. Radostits OM, Gay CC, Blood CD, Hinchcliff KW. 2002.** Medicina Veterinaria: Tratado de las enfermedades del Ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. 9<sup>a</sup> ed. España: Mac Graw-Hill-Interamericana. 1920 p.
- 49. Rapsch C, Schweitzer G, Grimm F, Kohler L, Bauer C, Deplazes P, Braun U, Togerson PR. 2006.** Estimating the true prevalence of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. Intern J. Parasitol. 36: 1153-1158.
- 50. Robles C, Olaechea F. 2001.** Salud y enfermedades de las majadas. En: Ganadería sustentable en la Patagonia Austral. Borrelli, P., Oliva G, Ed PRODESAR, INTA-GTZ. p 223-242.
- 51. Rojas CM. 2004.** Nosoparasitosis de los Rumiantes Domésticos Peruanos. 2<sup>a</sup> ed. Lima: Maijosa. 146p.
- 52. Rojo-Vázquez FA, Pérez I. 1999.** Fasciolosis. En: Cordero del Campillo, FA, M. Rojo-Vázquez, eds. Parasitología Veterinaria. Madrid-España: McGraw-Hill Interamericana de España. P 260-272.
- 53. Sapmaz F, Kalkan IH, Guliter S, Nazhoğlu A. 2013.** A clinical presentation of a very rare infection: parenchymal *Fasciola hepatica*. Turkiye Parazitoloj Derg 37(4):305-6.
- 54. [SENAMHI] Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú. 2011.** Datos históricos del clima-Junín. Portal oficial [Internet]. [acceso 9 febrero 2013]. Disponible en: [http://www.senamhi.gob.pe/include\\_mapas/dat\\_esta\\_tipo.php?estaciones=000549](http://www.senamhi.gob.pe/include_mapas/dat_esta_tipo.php?estaciones=000549)

- 55. Shore L. 2007.** Diagnostic Medical Parasitology. 5<sup>a</sup> ed. Washington: AMS Press. 1202p.
- 56. Soulsby EJ. 1993.** Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7<sup>a</sup> ed. México: Interamericana. 823 p.
- 57. Spithill TW, Piedrahita D, Smooker PM. 1997.** Immunological approaches for the control of fasciolosis. Int J Parasitol. 27(10):1221-1231.
- 58. Spithill TW, Smooker PM, Sexton JL. 1999.** Development of vaccines against *Fasciola hepatica*. Fasciolosis. CAB International. 1999: 377-410.
- 59. Sumano HL, Ocampo LC. 1997.** Farmacología veterinaria. 2<sup>a</sup> ed. España: McGraw-Hill Interamericana. 300 p.
- 60. Taira N, Yoshifuji H, Boray JC. 1997.** Zoonotic potential of infection with *Fasciola* spp. By consumption of freshly prepared raw liver containing immature flukes. Int J Parasitol 27:775-779.
- 61. Ticona D. 2007.** Prevalencia de *Fasciola hepatica* en bovinos y ovinos de Vilcashuamán. Ayacucho: Estudio coproparasitológico. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 70 p.
- 62. Toet H, Piedrafita DM, Spithill TW. 2014.** Liver fluke vaccines in ruminants: strategies, progress and future opportunities. Int J Parasitol. 44(12):915–927.
- 63. Torgerson P, Claxton J. 1999.** Epidemiology and Control. In Fasciolosis. Dalton JP. New York: CABI Publishing. p 113-149.
- 64. Tuppia M. 2009.** Manejo sustentable de la vicuña con inclusión social, económica, ambiental. Lima, Perú: Dirección General Forestal y Fauna Silvestre, Ministerio de Agricultura. 27 p.
- 65. Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennigs FW. 2001.** Parasitología Veterinaria. 2<sup>a</sup> ed .Zaragoza: Acribia. 355 p.

- 66. Valero M, Darce NA, Panova M, Mas-Coma S. 2001.** Relationships between host species and morphometric patterns in *F. hepatica* adults and eggs from the northern Bolivian Altiplano hyperendemic región. *Veterinary Parasitology* 102 (2001): 85-100.
- 67. Vilá BL. 1999.** Importancia de la etología en la conservación y manejo de las vicuñas. *Etología*: 7: 63-68.
- 68. Vilá BL. 2000.** Comportamiento y organización social de la vicuña. En: Gonzales B, Bas F, Tala C, Iriarte A, eds. *Manejo Sustentable de la vicuña*. Chile: p 175-192.
- 69. Zúñiga M. 2009.** Control de *Fasciola hepatica* en vicuña de Tullpacancha – Huancavelica – Perú. En: *V Congreso Mundial sobre Camélidos Sudamericanos*. Riobamba. Ecuador.

## IX. ANEXOS

**Apéndice 1.** Tamaño de huevos (100) de *Fasciola hepatica* en vicuñas, Yauli - Junín, 2010.

	Rango ( $\mu\text{m}$ )		Promedio	SD	Tamaño ( $\mu\text{m}^2$ )	Forma
	ancho / largo					
<b>Vicuña</b>	61.9-83/104.2-151		72.7/127.8	3.8/8	9288	1.8

SD: Desviación estándar

**Apéndice 2.** Comparación del tamaño de huevos de *Fasciola hepatica* en vicuñas con alpacas y llamas.

	Promedio ( $\mu\text{m}$ )	Tamaño ( $\mu\text{m}^2$ )
<b>Vicuñas</b>	72.7 / 127.8	9288.0
<b>Llamas</b> <sup>†</sup>	72.0 / 126.7	9122.4
<b>Alpacas</b> <sup>†</sup>	69.4 / 127.6	8855.4

<sup>†</sup>Flores, 2014

**Apéndice 3.** Comparación de la forma de huevos de *Fasciola hepatica* en vicuñas con alpacas y llamas.

	Promedio ( $\mu\text{m}$ )	Forma
<b>Alpacas</b> <sup>†</sup>	69.4 / 127.6	1.84
<b>Vicuñas</b>	72.7 / 127.8	1.80
<b>Llamas</b> <sup>†</sup>	72.0 / 126.7	1.76

<sup>†</sup>Flores, 2014