

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**PREVALENCIA DE TREMÁTODOS EN EL GANADO
VACUNO LECHERO EN LA ZONA DE TARTAR -
VALLE DE CAJAMARCA, 2016**

TESIS

Para optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller
IRIS ROCÍO GALLARDO SALAZAR

Asesor
Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES

CAJAMARCA - PERÚ
2017

DEDICATORIA

A mis padres Isidro y Josefina, por su amor, apoyo, entendimiento, confianza y por ser mis maestros de vida, por su sabiduría al guiarme por el camino del bien.

A mi hermana Andrea, por su comprensión que me da cada día.

A mi esposo e hijo, que forman parte de mi vida y me dan su amor, apoyo y las ganas de seguir adelante.

LA AUTORA

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Veterinarias Alma Máter, por haberme dado la oportunidad de seguir una Carrera Profesional.

Al Dr. Severino Torrel Pajares, por su apoyo constante como asesor en el desarrollo de la presente investigación.

A todos mis profesores y amigos, que me brindaron su apoyo, sin el cual no se habría podido realizar este trabajo de investigación.

LA AUTORA

RESUMEN

La presente investigación fue realizada en la “Zona Tartar” – valle Cajamarca conformada por los caseríos “Tartar Grande”, “Tartar Chico” y “Columbo”, entre los meses de enero y febrero del 2016, con la finalidad de determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica* y de Paramphistomidos en vacunos lecheros; así como también el porcentaje de infección mixta. Se utilizó 296 animales mayores de 1 año de edad, de los cuales 138 procedieron de 13 predios de “Tartar Grande”, 135 de 14 predios de “Tartar Chico” y 23 animales de 4 predios del caserío “Columbo”. El muestreo de los animales fue al azar. Las heces fueron extraídas directamente del recto en aproximadamente 100 g. La técnica de diagnóstico utilizada fue la de sedimentación natural modificada por Rojas y Torrel. La prevalencia fue calculada mediante la fórmula $P = [(N^{\circ} \text{ casos positivos} / \text{total de población estudiada}) \times 100]$. En los resultados se determinó una prevalencia de 22,6% para *Fasciola hepatica*; 38,5% para Paramphistomidos e infección mixta de 6,4%. Se concluye que la mayor prevalencia de trematodos corresponde a Paramphistomidos en el periodo estudiado.

Palabras clave: Cajamarca, *Fasciola*, Paramphistómido, prevalencia, trematodos.

ABSTRACT

This research was conducted in the "Tartar Zone" - valley Cajamarca made up of the villages "Tartar Large", "Tartar Chico" and "Columbo", between the months of January and February 2016, in order to determine the prevalence of *Fasciola hepatica* and Paramphistomidos in dairy cattle; as well as the percentage of mixed infection. 296 animals older than 1 year of age, of which 138 came from 13 farms of "Tartar Great", 135 14 premises of "Tartar Chico" and 23 animals 4 plots the village "Columbo" was used. Sampling of animals was randomized. Feces were taken directly from the rectum in approximately 100 g. The diagnostic technique used was modified by natural sedimentation Rojas and Torrel. The prevalence was calculated by the formula $P = [(No. \text{ positive cases} / \text{total study population}) \times 100]$. Results show a prevalence of 22.6% for *Fasciola hepatica* was determined; 38.5% for Paramphistomidos and mixed infection of 6.4%. It is concluded that the highest prevalence of trematodes corresponds to Paramphistomidos during the study period.

Keywords: Cajamarca, Fasciola, Paramphistomidae, prevalence, trematodes.

ÍNDICE

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

Pág.

CAPÍTULO I

Introducción..... 1

Objetivos..... 3

CAPÍTULO II

MARCO TEORICO..... 4

2.1. Antecedentes del parásito..... 4

2.2. Base teórica..... 5

 2.2.1. Fasciolosis 5

 2.2.2. Paramphistomosis 12

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS..... 25

3.1. Ubicación..... 25

3.2. Materiales y equipos..... 26

 3.2.1. Material biológico..... 26

 3.2.2. Material de trabajo de campo 26

3.2.3. Material y equipo de laboratorio	26
3.3. Metodología.....	27
3.3.1. Trabajo de escritorio.....	27
3.3.2. Trabajo de campo	30
3.3.3. Trabajo de laboratorio	31
3.4. Diseño estadístico.....	32
CAPÍTULO IV	
RESULTADOS	33
4.1. Prevalencia de Fasciola hepática.....	33
4.2. Prevalencia de Paramphistomidos.....	33
4.3. Infección Mixta de Fasciola hepática y Paramphistomidos.....	34
CAPÍTULO V	
DISCUSIÓN.....	35
CAPÍTULO VI	
CONCLUSIONES.....	37
CAPÍTULO VII	
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA.....	38
ANEXO.....	42
ANEXO 1. Fotografías.....	42
Figura 1. Extrayendo muestra de heces.....	42

Figura 2. Codificación de la muestra.....	42
Figura 3. Pesaje de heces.....	42
Figura 4. Homogenizar con batidora	43
Figura 5. Filtrando la muestra	43
Figura 6. Decantación y obtención del sedimento	43
Figura 7. Vaciado del sedimento a la placa Petri y teñido con 3 gotas de lugol fuerte	43
Figura 8. Observación en estereoscopio a 16x	43
Figura 9. Huevo de <i>Fasciola hepatica</i> y Paramphistomido ...	43
Anexo 2. Distribución de los 296 animales muestreados de la “Zona Tartar”, valle de Cajamarca; según caserío, propietario y resultados de diagnóstico.....	44
Anexo 3. Total casos positivos a trematodos en animales muestreados de la “Zona Tartar”, valle de Cajamarca	47
Anexo 4. Estadística: Prueba de Z de proporciones de una población y error standard de la prevalencia.....	48

LISTA DE CUADROS

Cuadros	Pág.
Cuadro 01. Población de animales por caserío.....	28
Cuadro 02. Porcentaje de animales por caserío a ser muestreados.....	29
Cuadro 03. Número de animales a ser muestreados por caserío.....	29
Cuadro 04. Prevalencia de <i>Fasciola hepatica</i> , en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.....	33
Cuadro 05. Prevalencia de Paramphistomidos, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.....	34
Cuadro 06. Infección mixta de <i>Fasciola hepatica</i> y de Paramphistomidos en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.....	34

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

Perú tiene una población de 5'156,044 de vacunos, teniendo una producción de leche de 850 millones de litros por año, con un promedio de 167 litros por cabeza. La industria lechera se concentra básicamente en las cuencas de Lima, Cajamarca y Arequipa (INEI, 2012).

Cajamarca es una de las principales cuencas lecheras, produce aproximadamente 900,000 kg de leche/día (MINAG, 2,004). Predominando la explotación de la raza Holstein (INEI, 2012).

Los establos dedicados a la producción lechera ven limitada su productividad por enfermedades infecciosas, metabólicas y principalmente las parasitarias. La Fasciolosis y Paramphistomosis, son las principales enfermedades parasitarias debido a que en Cajamarca, como en otras zonas de la sierra del Perú, existen condiciones climatológicas favorables para el desarrollo de los hospederos intermediarios entre los cuales destaca el caracol del género *Lymnaea* (MINAG, 2004).

La Fasciolosis es una de las parasitosis más difundidas y con mayor presencia en el ganado, con influencia directa en la economía, debido a la reducción de la producción de leche, carne, decomisos de hígado y gastos derivados en su tratamiento antihelmíntico (Cordero y col., 2002).

La Paramphistomosis bovina es una trematodosis producida por digenos, en su mayoría miembros de la familia Paramphistomidae (Sanabria, 2,006). El cuadro clínico que producen es caracterizado por ocasionar enteritis severa,

patología que se manifiesta durante la permanencia de las formas juveniles de los parásitos en la submucosa (Cordero y col., 2002). Es una de las principales enfermedades que afecta la producción lechera en el la zona de “Tartar”, del valle de Cajamarca, siendo la prevalencia en el ganado vacuno 59,15% (Huaman, 2011), por lo que es necesario contribuir a la actualización de datos de prevalencia con la finalidad de controlar este problema que afecta a los bovinos en la zona de Tartar del valle de Cajamarca.

1. OBJETIVOS

1.1. Objetivo general

Conocer la prevalencia de tremátodos en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar - Valle de Cajamarca. Utilizando la técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel.

1.2. Objetivos específicos

- a) Determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica*, en el ganado vacuno lechero de la “Zona de Tartar” - valle de Cajamarca.
- b) Determinar la prevalencia de Paramphistómidos en el ganado vacuno Lechero de la “zona de Tartar” - valle de Cajamarca.
- c) Determinar la infección mixta de *Fasciola hepatica* y de Paramphistómidos en el ganado vacuno lechero de la “Zona de Tartar” – valle de Cajamarca.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES DEL PARÁSITO

En 11 fundos de ganado bovino lechero de la campiña de Cajamarca, se determinó una prevalencia de 46.63% a Paramphistómidos, mediante prueba coprológica (Rasco, 2007).

La prevalencia encontrada de Paramphistomosis en bovinos de la campiña de Cajamarca en el fundo La Victoria, los meses de noviembre del 2008 a febrero del 2009, mediante el análisis coproparasitológico, es de 70% (Portocarrero, 2008).

La prevalencia de Paramphistomosis mediante el método de sedimentación, fue de 19,33%, mientras que a la necropsia de 22%. La sensibilidad y especificidad del análisis coproparasitológico fue de 87,87% y 100%, comparado con el análisis a la necropsia. El trabajo se realizó en los camales municipales de Cajamarca y Baños del Inca del 2009 (Torrel, 2009).

La prevalencia encontrada de Paramphistomosis en bovinos de la campiña de Cajamarca, mediante el análisis coproparasitológico para la Zona de Tartar, que comprende los caseríos de Tartar Grande, Tartar Chico y Columbo y que se realizó entre los meses de octubre del 2,010 a enero del 2,011 es de 59,15,% (Huamán, 2011).

La prevalencia de infección mixta (Fasciolosis y Paramphistomosis) de los caseríos que comprende la “Zona Norte” del valle de Cajamarca al análisis copromicroscópico mediante el método de Sedimentación

Lenta de Dennis, Stone y Swanson Modificada por el laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de CC.VV. de la UNC, fue de 28,9% (Cusquisibán, 2014).

Estudios desarrollados en la zona norte del valle de Cajamarca determinaron una prevalencia de la Paramphistomosis superior al 40% en el ganado vacuno lechero. Así mismo, se demostró que existe infecciones mixtas por la asociación entre *Fasciola hepatica* y *Paramphistomidos* superior al 25%, esto debido a que ambos tremátodos utilizan los mismos hospederos intermediarios como el caracol del género *Lymnaea*, mencionado por (Vera, 2011).

El porcentaje de Fasciolosis bovina encontrada en animales sacrificados en el camal municipal de Cajamarca mediante la necropsia fue de 77.54% (Ruiz, 2015).

2.2. BASE TEÓRICA

2.2.1. FASCIOSIS

También llamada Distomatosis hepática; es una de las parasitosis más difundidas e importantes a nivel mundial en el ganado de pastoreo. Aunque el término incluye todas las infecciones causadas por especies del género *Fasciola*, las dos especies más importantes son la *hepatica* localizada en zonas templadas y zonas frías de elevada altitud en los trópicos y subtrópicos y la *gigantica*, la que predomina en zonas tropicales (Urquhart y col., 2001).

Etiología

Fasciola hepatica es un helminto hermafrodita más común del hígado, prevalente en áreas templadas en regiones de gran altitud de los trópicos y sub trópicos. Los hospedadores son la

mayoría mamíferos herbívoros y entre ellos también los humanos (Kassai, 2002).

Clasificación taxonómica

La clasificación de *Fasciola hepatica* es la siguiente, referida por: (Soulsby, 1987)

Phylum	:	Platyhelminthes
Subphym	:	Cercomeria
Superclase	:	Cercomeridea
Clase	:	Trematoda
Sub clase	:	Digenea
Orden	:	Fascioliformes
Superfamilia	:	Fasciolidae
Familia	:	Fasciolidae
Subfamilia	:	Fasciolinae
Género y especie	:	<i>Fasciola hepatica</i>

Morfología

La *Fasciola* juvenil tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm cuando penetra en el hígado (Urquhart y col., 2001). *Fasciola hepatica* adulta mide 30 x 13 mm, de color marrón grisáceo y aplanado dorsalmente en forma de hoja. Su extremo anterior tiene una prolongación cefálica de 3-4 mm de longitud, que hacia atrás se ensancha formando a modo de hombros, luego el cuerpo propiamente dicho, a partir del primer tercio se estrecha, para terminar algo romo (Borchert, 1964). Su cuerpo

esta profusamente revestido de espinas dirigidas hacia atrás (Urquhart y col., 2001). Sus órganos internos (aparato digestivo y reproductor) son ramificados, especialmente los ciegos, que son largos y con numerosos divertículos laterales; los dos testículos ocupan la parte media corporal; el cirro también está bien desarrollado y la bolsa del cirro incluye también a la próstata y la vesícula seminal. El ovario y el útero están localizados anteriormente a los testículos, las glándulas vitelógenas formadas por finos folículos, ocupan márgenes laterales del trematodo. Los conductos de los folículos se unen formando dos conductos transversales que drenan en la glándula Mehlis, desde la cual se comunican con el ootipo (Cordero y col., 1999).

Los huevos miden de 130-150 por 63-90 micras y no están embrionados cuando son eliminados con las heces (Soulsby, 1987).

Ciclo biológico

El ciclo de vida de *Fasciola hepatica* es indirecto. Es decir necesita de un hospedador Intermediario como el caracol. Los parásitos adultos, localizados en los conductos biliares del hígado producen huevos fecundados los cuales abandonan el trematodo y llegan por los conductos biliares a la vesícula biliar, allí es donde pasan al duodeno con la bilis y salen del huésped con las heces al exterior sin embrionar (Borchert, 1964).

Para continuar con su desarrollo es necesario un medio hídrico, como charcos, canales de curso lento, (Quiroz, 2003). Para continuar con su desarrollo los huevos requieren de su separación de la masa fecal y aun a temperatura ambiente que oscila entre 10°C y 30°C, por ello es indispensable estar recubierto de una fina capa de agua (Cordero y col., 2002), el

nacimiento y desarrollo del miracidio ocurre a los 9 días a una temperatura de 26°C, es ciliado y tiene una medida de 150 x 40 micras, abandona el huevo por el opérculo. Su desarrollo ulterior tiene lugar en un hospedador intermediario, ya que no puede sobrevivir más de 24 horas en vida libre. La acción foto trópica positiva de la mancha ocular atrae al miracidio a la superficie del agua; nada de un lado a otro hasta que llega a un caracol del género *Lymnaea* (Quiroz, 2003) y las cercarías son vermes jóvenes aprovisionadas de una larga cola, salen del caracol, y nadan hasta alcanzar la vegetación, pierden la cola y se enquistan, dando lugar a la metacercaria que es la forma infectante (Urquhart y col., 2001).

Patogenia

El poder patógeno de *Fasciola hepatica*, varía de acuerdo con algunos factores, como la especie y humedad (por ejemplo los ovinos son más susceptibles que los bovinos), la cantidad de cercarias ingeridas y si es una infección o son re infestaciones. La patogenicidad de las cercarias también varía de acuerdo con la temperatura en las que se desarrollan, por ejemplo entre 22-24 °C, las metacercarias son más patógenas para ovinos y conejos, mientras que a 15 o 32 °C. Son menos patógenas (Quiroz, 2003)

La forma aguda y crónica producida por diferentes estadios de *Fasciola hepatica* en el hígado es de la siguiente manera. La forma aguda se puede presentar de 5 - 6 semanas de haberse producido una ingesta de gran cantidad de metacercarias desencadenando una invasión rápida de fasciolas jóvenes en el hígado (Blood y col., 1,988); esto causa una destrucción del parénquima hepático dando lugar a una insuficiencia hepática aguda, hepatitis traumática hemorrágica aguda, a los que hay que añadir los efectos de la hemorragia de la cavidad peritoneal,

presencia de exudado serofibrinoso y disminución en la síntesis de albúmina. Las fasciolas inmaduras se alimentan de tejido hepático pero accidentalmente pueden ingerir una pequeña cantidad de sangre lo que produce una discreta anemia durante las 4 a 5 semanas de infestación. La Fasciolosis crónica se desarrolla lentamente debida a la actividad de las fasciolas adultas en los conductos biliares, estas producen colangitis hiperplásica, obstrucción biliar, destrucción del tejido hepático, fibrosis hepática y anemia (Blood y col., 1988; Quiroz, 2003). La destrucción de los tejidos en los trematodos en movimiento puede crear un microambiente favorable para la activación de esporas de clostridios (Merck y CO., 1988). En el ganado vacuno, la reacción orgánica es más enérgica que en el ganado ovino, produciéndose una intensa reacción tisular, fibrosis y calcificación de los conductos biliares, que actuando como una barrera mecánica, confieren una significativa resistencia frente a futuras reinfecciones. Se ha demostrado que una infección única suele resolverse espontáneamente, con un periodo de patencia no superior a 30- 40 semanas (Cordero y col., 1999).

Sintomatología

La *Fasciola hepatica* puede presentar tres formas clínicas: aguda, sub aguda y crónica. En los bovinos el síndrome clínico es la forma crónica y presenta frecuentemente pérdida de peso, anorexia y palidez de las mucosas. Los animales afectados se muestran poco vivaces e incluso letárgicos. El edema sub mandibular y la ascitis no son características constantes; y en ningún momento se palpa el hígado ni existe dolor a la palpación o percusión en la región hepática. Los animales afectados muestran una intensa diarrea acompañada con pérdida de peso y anemia (Cordero y col., 1999).

Epidemiología

La epidemiología de la Fasciolosis depende de la presencia del caracol *Lymnaea*, condiciones idóneas de humedad y temperatura, factores topográficos y sistemas de pastoreo utilizados (Cordero y col, 1999).

En el Perú afecta todos los pisos altitudinales del país, con menos frecuencia en la selva baja y con más frecuencia en la región quechua. Se han reportado tasas de infección hasta el 100% a lo largo de la sierra que constituye una zona enzoótica de la enfermedad. Caprinos y porcinos son importantes como reservorios domésticos en algunas áreas de la región quechua (Rojas, 1990).

Diagnóstico

El diagnóstico de *Fasciola hepatica* está basado en el empleo de métodos coproparasitológicos para el hallazgo de huevos operculados característicos del parásito, y una determinación cuantitativa de la infección, especialmente en los casos crónicos y sub-agudos. La forma directa para la identificación y cuantificación de los huevos, no es posible hasta después de tres meses de la infestación (Quiroz, 2003).

Los métodos de sedimentación son los más usados por su sencillez, ya que se requiere de agua limpia, una pequeña cantidad de detergente y vasos en donde se realiza la decantación, si se quiere hacer un diagnóstico coproparasitológico cuantitativo, hay que pesar las heces y considerar el factor de dilución y la cantidad observada de huevos para tener la cantidad por gramo de heces, por lo general es cinco gramos. En bovinos, la efectividad de esta prueba es del orden del 70% en un solo examen, con una serie de tres aumenta a 93% (Quiroz, 2003). Mediante la técnica de

sedimentación natural modificada por Rojas y Torrel, alcanza una sensibilidad de 93% (Rojas y col., 2013). Sin embargo, los resultados encontrados no reflejan el 100% del total de animales infectados, teniendo un adicional porcentaje significativo de falsos negativos (Quiroz, 2003). La forma indirecta es la detección de anticuerpos frente al parásito la técnica ELISA y la hemaglutinación pasiva son métodos más fiables (Urquhart y col., 2001).

Diagnóstico diferencial

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con los huevos de Paramphistomidos, que son más grandes de tonos más claros y de estructura más gruesa que los de *Fasciola hepatica* de color amarillo marrón (Borchert, 1964).

Control

Las medidas de control de *Fasciola hepatica* deben ir destinadas idealmente a eliminar los tremátodos de los animales afectados, reducir la población de los caracoles que son huéspedes intermediarios, e impedir el acceso del ganado a los pastos infestados por estos caracoles. Los caracoles tienen que ser eliminados del pasto por medio de los drenajes y la aplicación del sulfato de cobre (Cordero y col., 2002).

Tratamiento

La terapéutica de la *Fasciola hepatica* debe ir dirigida tanto contra las Fasciolas adultas localizadas en los conductos biliares, como contra las formas inmaduras en migración por el parénquima hepático, con el fin de restaurar la función hepática. En la Fasciolosis aguda y subaguda se puede utilizar el Triclabendazol, por su alta eficacia sobre Fasciolas inmaduras,

también puede utilizarse el clorsulón, Closantel, Albendazol. La Oxiclosanida es el único fasciolicida utilizable durante la lactación ya que no es necesario el periodo de supresión (Cordero y col., 1999).

2.2.2. PARAMPHISTOMOSIS

Es una infección parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies de trematodos de la familia Paramphistomidae, alojados en el rumen, retículo, abomaso e intestino de los bovinos, ovinos y caprinos en pastoreo (Quiroz, 2003).

Familia Paramphistomidae

Los Paramphistomidos (Trematodo: Digenea) son organismos endoparásitos con ciclo de vida indirecto, en el que interviene un hospedador intermediarios (molusco) y uno definitivo, generalmente un mamífero. Las formas adultas de los Paramphistomidos se localizan en el rumen e intestino delgado de los rumiantes como: Bovinos, ovinos, cabras, búfalos y antílopes. Ocasionalmente se registran formas erráticas en el hígado (Quiroz, 2003).

Clasificación taxonómica

Su clasificación taxonómica es la siguiente (Cordero y col., 2002).

Reino : Animal
Phylum : Platelmino
Clase : Trematoda
Subclase : Digenea
Superorden : Anepitheliocystida

Orden : Echinostomatida

Familia : Paramphistomidae

Géneros : *Paramphistomum*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*

Morfología y fisiología

Huevos. Los huevos pueden llegar a medir de 114 a 176 μm de largo, y de 63 a 71 μm de ancho, siendo el promedio 145 μm por 67 μm , tienen forma ovalada (el polo operculado es más delgado que el polo opuesto). A diferencia de los huevos de *Fasciola hepática*, los Paramphistomidos son más claros y tienen el cigoto localizado en la parte medial posterior (el cigoto del huevo de *Fasciola hepática* está localizado en posición medial anterior). La cubierta es delgada e incolora y las células embrionarias se encuentran completamente delimitadas. En el polo posterior se observa una protuberancia (Cruz, 2003).

Miracidio. Es la forma infectiva para el hospedero intermediario. El miracidio es ancho en su parte anterior con una papila móvil y una glándula apical, que permiten la penetración en el caracol (hospedero intermediario). Su tegumento se halla recubierto de cilios que permiten su desplazamiento en el agua (Cordero y col., 2002).

Esporocisto. Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del molusco, es de forma sacciforme y mide 55 por 96 μm , al cabo de 11 días los esporocistos ya están maduros y contienen cada uno de ellos un máximo de 8 redias (Cordero y col., 2002).

Redia. Miden de 1,2 x 0,15 mm de tamaño, los cuales después de 20 días, se liberan y producen las redias hijas, y alrededor de

los 39 días, a nivel de las glándulas del intestino medio producen redias nietas (Cordero y col., 2002).

Cercaria. Las cercarias maduras son de color marrón oscuro y poseen 2 manchas oculares. Miden de 350 x 280 μm , poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50 μm . Las cercarias abandonan los caracoles en los momentos de gran claridad, en condiciones óptimas durante las horas de mayor intensidad solar nadan cerca de la superficie del agua de un lado para otro y se fijan a las plantas (Cordero y col., 2002).

Metacercaria. Forma quística infectiva, que son ingeridas por los animales que pastan. Los quistes, miden 250 μm y están rodeados de unas membranas resistentes, una externa de estructura fibrosa y otra interna (Cordero y col., 2002).

Paramphistomido adulto. El color de los ejemplares adultos vivos es rojo claro o rosado. El cuerpo es de forma cónica no aplanada ligeramente cóncavo ventralmente y convexo dorsalmente. Así también, el cuerpo está recubierto por un tegumento con papilas distribuidas por todas las regiones.

En el extremo anterior, el parasito en estado fresco alcanza un promedio de 2 mm de diámetro y $4 \pm 0,75$ mm de ancho y en el posterior $4 \pm 0,88$ mm de diámetro; en la ventosa oral (extremo anterior) el diámetro es de 1 mm y en la ventosa ventral de $1,5 \pm 0,5$ mm (extremo posterior) (Vera, 2011).

Ciclo Biológico

Cuando los huevos son eliminados, mezclados con las heces del hospedador definitivo, se encuentran, en los primeros estadíos de la segmentación. El tiempo de desarrollo hasta la fase de miracidio varía según la temperatura, pero se ha demostrado *invitro* que es de aproximadamente 44 días a 16 °C.

Cuando los miracidios abandonan el huevo, nadan en el agua y penetran en un caracol acuático a través del neumostoma posterior de la cavidad del manto; también pueden penetrar por las partes expuestas del caracol. Al respecto, los caracoles jóvenes son más receptivos que los adultos, porque la cavidad del manto está completamente llena de agua y la abertura pulmonar está siempre abierta. Posteriormente, los miracidios pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 12 horas se forma un esporocisto alargado de 93 por 53 mm.

El desarrollo en el caracol puede completarse en cuatro semanas en condiciones favorables (26 – 30°C). Existe un gran número de esporocistos a los 11 días, que ya se encuentran maduros y contienen cada uno un máximo de 8 redias. Las redias se liberan y experimentan un notable crecimiento y al cabo de unos 21 días post-infección, miden entre 0,5 y 1,0 mm de longitud y contienen entre 09 y 32 cercarias. En ciertas condiciones se forman redias hijas, cuando las cercarias son eliminadas de las redias, aún son inmaduras y necesitan un tiempo de maduración antes de abandonar el molusco, que es de 15 días a 27°C.

Las cercarias son eliminadas del caracol cuando se estimulan con la luz, son fácilmente reconocibles como "anfistoma" por la presencia de la ventosa oral y la posterior. Son activas por algunas horas, y luego se enquistan en la vegetación u otros objetos que se encuentran en el agua. Al cabo de unos 20 minutos, el enquistamiento se ha completado, y las nuevas metacercarias se oscurecen hasta ser casi negras. La viabilidad de esta fase se mantiene durante un periodo de alrededor de tres meses (Borchert, 1964).

Después de la ingestión de las metacercarias enquistadas con la hierba, todo el desarrollo en el hospedero definitivo tiene lugar en el tracto digestivo. Después de desenquistarse en el duodeno, las fases juveniles se fijan y alimentan en dicha localización durante aproximadamente seis semanas antes de desplazarse hacia los pre estómagos donde alcanzan la madurez. El periodo de prepatencia oscila entre 7 y 10 semanas y los huevos aparecen en las heces a los 56 días en los bovinos, en los 69 días en las cabras y a los 71 días en ovinos (Soulsby, 1987).

Hospedadores

Hospedadores Definitivos. Se considera como hospedadores definitivos a los herbívoros entre los que encontramos: Bovinos (toros y búfalos) siendo estos los hospedadoras más comunes, seguidos de cabras, ovejas; también se podrían tener en cuenta a los camélidos y jirafas aunque en menor escala (Cordero y col., 2002).

Hospedadores Intermediarios. Los hospedadores intermediarios son los moluscos pulmonados de agua dulce. Estos moluscos pertenecen principalmente a las familias: *Bulinidae* (*Bulinus*) y *Lymnaeidae* (*Lymnaea* y *Fossaria*). (Cordero y col., 2002).

Patogenia

La enfermedad clínica aparece sólo cuando hay enormes cantidades de parásitos inmaduros en duodeno y abomaso, y las que emigran producen enteritis aguda. Los trastornos clínicos producidos por los trematodos adultos fijados a la mucosa del rumen, son menores que los originados por las fases juveniles migrantes, las cuales provocan gastroenteritis aguda o crónica. En el ganado joven muchas veces tiene curso mortal, aunque en

el mayor número de los casos el cuadro clínico se caracteriza por diarreas sanguinolentas. En infestaciones intensas, los trematodos adultos provocan una lesión de la capa superficial y de los tejidos subyacentes del rumen. Las formas adultas en el rumen llegan a destruir gran parte de la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados. Los trematodos inmaduros se incrustan en la mucosa del duodeno-yeyuno y nódulos linfáticos del mesenterio (Soulsby, 1987).

Aparece infiltración edematosa en la pared intestinal, existiendo también enteritis hemorrágica y destrucción de las células glandulares y nerviosas. Hay necrosis tisular debido a la destrucción celular y a la reabsorción de sustancias tóxicas. La acción mecánica llega a la submucosa destruyendo las glándulas digestivas del intestino delgado y del abomaso ocasionando un síndrome de mala digestión y mala absorción. Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica con impregnación de tejido linfoide y la formación de anticuerpos. Suele aparecer edema debajo del maxilar inferior (quijada de botella) y presentarse diarrea negruzca de olor fétido (Lapage, 1984).

Debido a que la enfermedad aguda es provocada por la forma inmadura, usualmente no se encuentran huevos en las heces. En la necropsia, las fases juveniles aparecen apiñadas, de color rosa pardo y unidas a la mucosa duodenal, ocasionalmente también se encuentran en el yeyuno, abomaso y en el rumen; las formas maduras se encuentran bien adheridas a la mucosa (Soulsby, 1987).

Síntomas

Las primeras manifestaciones clínicas se ponen de manifiesto a las 2 semanas de la infección como diarrea fétida y profusa, anorexia importante, pérdida de peso e incluso muerte. Los

animales beben agua frecuentemente producto de la deshidratación. En los animales adultos disminuye la producción láctea. Los trastornos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa de la panza son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en el ganado vacuno joven (Cordero y col., 2002).

En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más evidente es diarrea acompañada por anorexia y sed intensa. En ocasiones, en el ganado vacuno se produce hemorragia rectal. La mortalidad en los brotes agudos puede alcanzar el 90% (Urquhart y col., 2001).

Un factor importante, desde el punto de vista patogénico, es la actividad ejercida por los estados inmaduros del parásito en la primera parte del intestino delgado. Las formas inmaduras salen del quiste en el intestino delgado y penetran en la mucosa causando erosiones, petequias y necrosis. Estas lesiones causan trastorno intestinal con pérdida de apetito que en ocasiones llega a anorexia completa. Al mismo tiempo se produce una pérdida plasmática, desarrollándose una hipoalbuminemia; esta pérdida proteica unida a la reducción del apetito causa importantes consecuencias fisiopatológicas. Además la baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de edemas generalizados. De esta manera se observa diarrea, reducción del apetito a tal grado que puede llegar a anorexia completa; como consecuencia de la anorexia hay pérdida de peso y disminución de la condición corporal, hidropericardio, hidrotórax, edema submandibular, atrofia de la grasa corporal y ascitis, entre otros signos. Finalmente puede ocurrir la muerte, o de lo contrario, el animal

sobrevive con cierto grado de atrofia muscular (Cordero y col., 1999).

La caracterización clínica de los animales con Paramphistomosis Bovina, un 100% de animales presentaron diarrea y pelo insurto; el 80 % mucosa bucal pálida; 45% emaciación y un 5% edema sub glotiniario (Torrel, 2009).

Epidemiología

La mortalidad en grupos de animales infestados masivamente puede llegar a 90%. La mayor parte de los brotes ocurre al final del verano, otoño y principios de invierno, época en que los pastos se encuentran muy contaminados por metacercarias. Pueden afectarse los rumiantes de cualquier edad, pero se encuentran especialmente expuestos los bovinos jóvenes de un año de edad. La endemicidad de la paramphistomosis depende de acumulaciones de agua permanente, presentes en las acequias de regadío, en los potreros, ríos y estanques, de los cuales los caracoles se diseminan a zonas anteriormente secas como consecuencias de las inundaciones durante las lluvias intensas. La producción posterior de cercarias, generalmente coinciden con el retroceso de las aguas por lo que resultan accesibles al pastoreo por los rumiantes. El ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart y col., 2001).

La presencia de Paramphistomidos está asociada a ambientes húmedos con abundante vegetación, temperaturas moderadas que constituyen hábitat idóneo para el hospedador intermediario, en general el riesgo de infección a lo largo del año está directamente relacionado con las precipitaciones fluviales (Urquhart y col., 2001).

Lesiones

Los parásitos adultos adheridos al epitelio del rumen las papilas aparecen anémicas, de color pálido, comparado con el color verde grisáceo que rodea al tejido; hay zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del trematodo al estar fijados en la base de las papilas; éstas se encuentran frecuentemente atrofiadas en sus puntas o cuando los Paramphistomidos se desprenden, quedan unos botones prominentes en la mucosa que marcan el sitio donde estaban fijados. En el intestino, las formas juveniles provocan enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café, rojo oscuro y sangre o el contenido de color viscoso. Puede haber presencia de edemas. La evidencia de anemias en varios órganos depende de la duración del problema y la cantidad de parásitos, los cadáveres pueden estar extremadamente emaciados. En otros casos la grasa corporal sufre atrofia serosa, hay hidrotórax, hidropericardio y ascitis (Quiroz, 2003).

En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos están edematosos; los que están en los primeros 2 o 3 metros del intestino están hiperémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los Paramphistomidos jóvenes pueden perforar la pared del intestino y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados y la vesícula biliar distendida. Las formas jóvenes pueden encontrarse en la mucosa del rumen y abomaso; la pared del abomaso está edematosa con erosiones y petequias provocadas por el parásito.

En las lesiones microscópicas en el rumen hay proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas que muestran

signos de degeneración. También se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y sub mucosa del rumen (Quiroz, 2003).

En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionadas, distendidos y algunas veces rotos, en general, la necrosis es superficial; sin embargo, algunas veces llega a la capa muscular de la mucosa. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas por eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas; además pueden encontrarse Paramphistómidos embebidos en la glándula, las capas musculares de la mucosa y submucosa con congestión alrededor del parásito (Quiroz, 2003).

La caracterización patológica de la Paramphistomosis bovina, de 20 muestras positivas: el 80 % de animales presentaron caída de papilas ruminales con mucosa ruminal pálida; el 45% queratinización de la mucosa ruminal; 20% presentaron rumen aparentemente normal y el 5% omaso aparentemente normal (Torrel, 2009).

Inmunidad

Diversos factores determinan o intervienen en la respuesta inmune, por ejemplo el número de metacercarías en la primera infección, el número de parásitos en el rumen y el tamaño de estos. Al respecto, se han utilizado metacercarias irradiadas que producen infección intestinal pero no ruminal, dando lugar a una fuerte inmunización frente a la infección inmune a la infestación. La Paramphistomosis es una enfermedad de animales jóvenes, en los que pequeñas infecciones sucesivas producen una inmunidad completa. Esto se produce cuando los parásitos

jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide, generando así la formación de anticuerpos (Quiroz, 2003).

Esta inmunidad tiene como resultado no sólo una marcada reducción del número de parásitos, sino también una protección del efecto letal que esta parasitosis ejerce sobre el hospedero. En el ganado vacuno se desarrolla una cierta inmunidad, por lo que los brotes de la enfermedad están habitualmente restringidos a los animales jóvenes. Sin embargo, los adultos albergan un escaso número de parásitos adultos. Por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart y col., 2001).

Diagnóstico

El diagnóstico se basa en los signos y síntomas, siendo los más característicos: Anorexia, polidipsia y diarrea con olor fétido; así también es basado en la historia de exposición a pastos sospechosos y la presencia de trematodos juveniles (rosados de 1 - 3 mm de largo) en las heces diarreicas (Urquhart y col., 2001).

Como el daño lo producen las formas inmaduras, a menudo no se encuentran huevos en las heces de los animales enfermos.

La necropsia puede mostrar el daño típico de la mucosa y los parásitos juveniles (Barriga, 2002).

En el diagnóstico de laboratorio para confirmar las formas juveniles se necesita un examen coproparasitológico; se recomienda un homogenizado de 200 g de heces, lavadas en tamiz de 53 μ de abertura. El residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre un recipiente

con fondo negro en donde aparecen trematodos, observándose como puntos de color rosa con su gran acetábulo (Quiroz, 2003).

Se han empleado diferentes pruebas serológicas. Extractos antigénicos de gusanos adultos e inmaduros y de metacercarias, pueden emplearse en pruebas intradérmicas. Últimamente la inmunofluorescencia y el Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA), empleando como antígeno extracto de vermes adultos, ofrecen resultados aceptables (Cordero y col., 2002).

Diagnóstico Diferencial

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con la fasciolosis. Los resultados de la coprología podrían inducir a error por la similitud de los huevos de ambos trematodos; por otro lado, en las pruebas serológicas se producen reacciones cruzadas. Por todo ello, la interpretación de lesiones y sobre todo el hallazgo de los trematodos durante la necropsia resultan ser definitivos (Cordero y col., 2002).

Control

El control de paramfistomosis bovina ha de basarse en la actuación sobre el hospedador intermediario y su hábitat, y sobre el hospedador definitivo.

Las medidas orientadas a entorpecer la supervivencia de los caracoles implican todas aquellas operaciones para reducir la presencia de agua en exceso en los prados drenados (Paz, 2007).

Ya que los vectores son caracoles acuáticos, las ovejas y vacas deben pastar en pastos altos; se deben cercar las zonas en las que existe agua, o bien tratar los hábitats de los caracoles con

molusquicidas. El drenaje de estanques y charcas constituye una medida de control más permanente (Soulsby, 1993).

Un factor contribuyente de la infección es la presencia de animales portadores (vacas) que pastan en el mismo potrero que los becerros. Aunque parece de utilidad tratar a los portadores, eliminar la población de anfishomas dentro de ellos puede tener el inconveniente de que, junto con los parásitos, desaparezca la inmunidad y se presente la Paramphistomidos en los animales adultos, lo cual rara vez ocurre (Dunn, 1978).

Tratamiento

Para el tratamiento de Paramphistomosis se han utilizado Rafoxanide, Oxiclozanida, Niclofolán y otros antihelmínticos, aunque su eficacia es variable frente a los estadios maduros e inmaduros. Por ejemplo, Niclosamida (90 mg/Kg) tiene en las ovejas una eficacia del 99.9 % frente a los estadios inmaduros, pero solo un 18 % frente a los maduros (Boray, 1971).

Los resultados obtenidos con el Niclofolán han sido dispares, pero Boray (1971) obtuvo, con una dosis de 6 mg/Kg, una eficacia del 96% y del 43%, frente a Paramphistomos inmaduros y maduros, respectivamente. El Sulfóxido de Biotinol (40 mg/Kg) llega a alcanzar una eficacia del 100 % frente a los estadios inmaduros (Boray, 1971).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en la “Zona Tartar” del valle de Cajamarca, comprendiendo los caseríos: Tartar Grande, Tartar Chico y Columbo; las muestras de heces fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca; presenta las siguientes características geográficas y climatológicas (*):

Altitud	: 2 536 msnm
Latitud sur	: 7° 10'
Longitud Oeste	: 78°30'
Clima	: Templado seco
Temperatura promedio anual	: 15,4° C
Temperatura mínima promedio anual	: 8,9° C
Temperatura máxima promedio anual	: 22,04° C
Precipitación pluvial anual	: 707,4 mm
Humedad relativa promedio anual	: 62,9%
Presión barométrica	: 740,5 milibares.

(*)Fuente: Fuente: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología SENAMHI, Cajamarca. 2015.

3.2. MATERIALES Y EQUIPOS

3.2.1. Material biológico

Se trabajó con un total de 296 muestras de heces de vacunos mayores de 1 año de edad.

3.2.2. Material de trabajo de campo

- Mameluco
- Botas de jebe
- Sogas
- Jabón
- Bolígrafo
- Lapiceros de tinta indeleble
- Naricera
- Tablero de campo
- Cuaderno de notas
- Caja de tecnoport
- Bolsas de polietileno
- Cámara fotográfica digital

3.2.3. Material y equipo de laboratorio (Técnica Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel (Rojas y col., 2013).

- Balanza de precisión con medición en gramos.
- Vasos plásticos de 400 ml de capacidad, 8 cm de diámetro superior, 6 cm de diámetro inferior, 10,5 cm de altura.
- Vasos de vidrio cónico de 260 ml de capacidad, 7 cm de diámetro superior, 2 cm de diámetro inferior, 12 cm de altura.
- Embudo de 8 cm de diámetro de apertura, con malla metálica de 5,5 de diámetro, 80 hilos/pulg, 213 micras de diámetro los orificios de malla metálica.

- Placas Petri de 10 centímetros de diámetro, 1 cm de altura, marcadas con líneas paralelas de 1 centímetro de separación.
- Baguetas.
- Estereoscopio con luz incorporada.
- Batidora eléctrica (de utilización manual).
- Estilete.
- Lapicero de tinta indeleble.
- Lugol parasitológico fuerte (10 g de yoduro de potasio más 5 g de iodo metálico diluido en 100 ml de agua).

3.3. METODOLOGÍA

El trabajo de investigación se desarrolló en trabajo de: Escritorio, campo y laboratorio.

3.3.1. Trabajo de escritorio

Determinación del Número Muestral

El número muestral fue de 296 bovinos, obtenido mediante la fórmula “n muestral para poblaciones conocidas”, referido por (Bolaños, 2012).

$$n = \frac{NZ^2 \cdot p \cdot q}{(N-1) Z^2 p \cdot q E^2}$$

Dónde:

N = Total de la población.

z = Nivel de confianza o seguridad (1,96)

p = Proporción esperada o a favor (59%)

q = 1 – p proporción en contra

E = precisión o margen de error máximo (5%).

$$n = \frac{(1,96)^2 \times 1442 \times 0,59 \times 0,41}{(1442- 1)(0.05)^2 + (1,96)^2 \times 0,59 \times 0,41}$$

$$n = \frac{3.8416 \times 1442 \times 0,59 \times 0,41}{1441(0,0025) + 3,8416 (0,2419)}$$

$$n = \frac{1340,026144}{4,53178304}$$

$$n = 295,7$$

$$n = 296 \text{ bovinos}$$

Determinación del porcentaje de animales que fueron considerados a ser muestreados.

Se tuvo que realizar la siguiente metodología:

Cuadro 01. Población de animales por caserío.

CASERIOS	N° DE VACUNOS
Tartar Grande	670
Tartar Chico	658
Columbo	114
TOTAL	1442

Fuente: SENASA, 2014.

Aplicación de la fórmula:

$$\% \text{ de muestras} = \frac{\text{Población de vacunos del caserío} \times 100}{\text{Población de vacunos "Zona Tartar"}}$$

Cuadro 02. Porcentaje de animales por caserío a ser muestreados.

"Zona Tartar" (caseríos)	Población de vacunos (n°)	Animales a ser muestreados (%)
Tartar Grande	670	46,46
Tartar Chico	658	45,63
Columbo	114	7,91
TOTAL	1442	100

Fuente: Elaboración por el autor

Determinación del número de animales a muestrear teniendo en cuenta el número muestral (296 bovinos) y el porcentaje de animales por caserío.

Aplicación de la fórmula:

$$\text{N° de muestras} = \frac{\% \text{ a muestrear por caserío} \times \text{N° de muestras requeridas}}{100 \%}$$

Cuadro 03. Número de animales a ser muestreados por caserío.

CASERIOS	% de animales a ser muestreados	N° de animales a ser muestreados por caserío
Tartar Grande	46,46	138
Tartar Chico	45,63	135
Columbo	7,91	23
TOTAL	100	296

Fuente: Elaboración por el autor

3.3.2. Trabajo de campo

De los animales considerados a ser muestreados

Los vacunos considerados a ser muestreados fueron: 138 vacunos de Tartar Grande, 135 vacunos de Tartar Chico y 23 vacunos del caserío de Columbo. El muestreo fue al azar.

De la toma de muestras de heces

La toma de la muestra de heces, se realizó en primeras horas de la mañana, en el momento que los animales estuvieron en sus corrales de recría y en los establos para el ordeño. Por cada animal se extrajo una muestra de heces directamente del recto aproximadamente 100 g; para lo cual se utilizó bolsas de polietileno y se identificó cada muestra obtenida (*Ver Anexo 1, Fig. 1 y Fig. 2*), para luego ser trasladadas inmediatamente al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias, para el análisis respectivo.

Consideraciones en la Toma de Muestras

Unidad epidemiológica de interés o clúster: Se define como "agregados de animales o de rebaños semejantes contiguos y bajo las mismas condiciones de riesgo, los cuales serían afectados por el agente infeccioso si este es introducido en el grupo" (SENASA, 2014).

Unidad primaria de muestreo (UPM): Describe a los predios seleccionados durante la fase del diseño estadístico inicial (SENASA, 2014).

Unidades elementales de muestreo (UEM): Define a los animales que se encuentran dentro de las UPM o predios seleccionados (SENASA, 2014). Hay que considerar que inicialmente cualquier predio, es potencialmente un clúster y se

procede a la selección de las UPM en base a un listado de predios originado del censo agropecuario del año 1994, proporcionado por el Instituto Nacional de Estadística e Informática del Perú INEI, ahora en actual uso del SENASA (SENASA, 2014).

3.3.3. Trabajo de Laboratorio

Para el diagnóstico de Fasciolosis y Paramphistomosis, se utilizó la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel (Rojas y col., 2013). (Ver Anexo 1, Fig. de la 3 a la 9).

Procedimiento

- Homogenizar la muestra total de heces obtenida directamente del recto del vacuno (aproximadamente 100 g.).
- En un vaso de plástico de 400 ml de capacidad, pesar 1g de heces.
- Agregar aproximadamente 200 ml de agua de caño, homogenizar la muestra con un agitador eléctrico (batidora eléctrica de mano) por aproximadamente 10 segundos.
- Pasar por un embudo con malla metálica de 80 hilos por pulgada hacia otro vaso de vidrio de forma cónica de 250 ml de capacidad, agregar más agua de caño hasta llenar a 1 cm del borde del vaso.
- Dejar reposar por 5 minutos.
- Decantar el sobrenadante dejando aproximadamente 15 ml de sedimento en el vaso.
- Colocar 3 gotas de lugol parasitológico fuerte y esperar 5 minutos para colorear los huevos.
- Vaciar el sedimento a una placa Petri rayada y observar al estereoscopio a 16 aumentos (10X ocular por 1,6X de objetivo).

- Lectura, la presencia de uno o más huevos de paramphistómidos el resultado será “positivo”, la ausencia como “negativo”.

3.4. DISEÑO ESTADÍSTICO

Se utilizó la fórmula de prevalencia (Thrusfield, 1990).

$$P = \frac{\text{Número de casos positivos}}{\text{Población estudiada}} \times 100$$

Se aplicó una estadística descriptiva utilizando tablas y prueba de Z de proporción para la hipótesis, y error estándar (Ver Anexo 4).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1. Prevalencia de *Fasciola hepatica*

Se determinó una prevalencia de *Fasciola hepatica* de 22,6 %; en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, de la zona de Tartar del Valle de Cajamarca, correspondiente a 67 casos positivos, de una población estudiada de 296 animales, distribuidos en los caseríos de Tartar Grande, Tartar Chico y Columbo. Ver Cuadro 04.

Cuadro 04. Prevalencia de *Fasciola hepatica*, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar - valle de Cajamarca.

Población Total (N°)	Población Estudiada (N°)	Casos positivos (N°)	Prevalencia (%)	Error estándar (±)
1442	296	67	22,6	2,43

4.2. Prevalencia de Paramphistomidos

Se determinó una prevalencia de Paramphistomidos de 38,5 %; en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, de la zona de Tartar del Valle de Cajamarca, correspondiente a 114 casos positivos, de una población estudiada de 296 animales, distribuidos en los caseríos de Tartar Grande, Tartar Chico y Columbo. Ver Cuadro 05.

Cuadro 05. Prevalencia de Paramphistomidos, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar - valle de Cajamarca.

Población Total (N°)	Población estudiada (N°)	Casos positivos (N°)	Prevalencia (%)	Error estándar (±)
1442	296	114	38,5	2,82

4.3. Infección Mixta de *Fasciola hepatica* y de Paramphistomun

Se determinó una Infección Mixta *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos de 6,4 %; en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, de la zona de Tartar del Valle de Cajamarca; correspondiente a 19 casos positivos, de una población estudiada de 296 animales, distribuidos en los caseríos de Tartar Grande, Tartar Chico y Columbo. Ver Cuadro 06.

Cuadro 06. Infección mixta de *Fasciola hepatica* y de Paramphistomidos en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – valle de Cajamarca.

Población Total (N°)	Población estudiada (N°)	Casos positivos (N°)	Infección mixta (%)	Error estándar (±)
1442	296	19	6,4	1,42

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en la presente investigación, muestran que la prevalencia de tremátodos en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar - Valle de Cajamarca causado por *Fasciola hepatica* es de 22,6% y por Paramphistomidos es de 38,5%; en tanto la infección mixta es de 6,4%; es decir animales que resultaron positivos a la presencia de huevos tanto a *F. hepatica* como a Paramphistomidos (*Anexo 4: Tablas 1, 2 y 3*).

Al analizar los resultados del presente estudio, observamos que la prevalencia de *Fasciola hepatica* es menor a la de Paramphistomidos, esto puede deberse a que la campaña de desparasitaciones en bovinos lecheros del valle Cajamarca se realizan en el mes de enero y lo es preferentemente contra *Fasciola*, no siendo igual frente a los Paramphistomidos, dado a que no existe un trematocida de alta eficacia.

En relación a la prevalencia encontrada de Paramphistomosis, nuestro resultado no concuerda con lo señalado por Huamán (2011), quien entre los meses de octubre 2010 a enero 2011 y en esta misma zona de estudio determina el 59.15% de prevalencia, lo cual puede deberse a que su estudio abarca un amplio margen de tiempo (4 meses) donde probablemente de octubre a diciembre aún no desparasitaron. Sin embargo, el 38.5% encontrado en nuestra investigación se acerca más al resultado de Rasco (2007), que refiere haber encontrado 46.63% de prevalencia en 11 fundos de ganado lechero de la campiña de Cajamarca, utilizando la técnica de sedimentación. De la misma manera con Vera (2011), que refiere que la

prevalencia de Paramphistomidos es de 40% en bovinos lecheros de la “Zona Norte” del valle de Cajamarca.

En cuanto a la prevalencia de *F. hepatica* de 22,6% encontrado en nuestro estudio, es muy inferior a lo reportado por Huamán (2011), quien determinó el 40,58% de *Fasciola hepática* en bovinos, en la zona de “Tartar” del valle de Cajamarca; lo cual indica una probabilidad de que algunos animales tomados para nuestro estudio fueron desparasitados contra este helminto días antes de tomar las muestras fecales, cuando el parásito habría estado en periodo prepatente.

La infección mixta tanto por la presencia de *F. hepatica* y por los Paramphistomidos encontrado es de 6,4% en nuestro estudio, se debe a que estos trematodos comparten el mismo hospedador intermediario como los caracoles del género *Lymnaea*, el porcentaje de infección mixta es muy inferior a lo reportado por Huaman (2011), quien refiere el 21,75% de prevalencia encontrado en la zona de “Tartar” del valle de Cajamarca, diagnosticado mediante el análisis coproparasitológico; del mismo modo reportado por Cusquisibán (2014), quien refiere el 28,9% de prevalencia encontrado en la “Zona Norte” del valle de Cajamarca, diagnosticado mediante la técnica Sedimentación Lenta de Dennis, Stone y Swanson Modificada por el laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de CC.VV. de la UNC.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

De 296 bovinos muestreados de la zona de “Tartar” del valle de Cajamarca que comprende los caseríos de Tartar Grande, Tartar Chico, y Columbo se concluye que:

- 6.1. La prevalencia de *Fasciola hepatica* en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, en la “Zona de Tartar”, en el Valle de Cajamarca, determinado para el periodo enero y febrero 2016, es de 22,6%.
- 6.2. La prevalencia de Paramphitomidos en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, en la zona de Tartar, en el Valle de Cajamarca, determinado para el periodo enero y febrero 2016, es de 38,5%.
- 6.3. La infección mixta de *Fasciola hepatica* y Paramphitomidos en el ganado vacuno lechero mayores a un (01) año de edad, en la “Zona de Tartar”, en el Valle de Cajamarca, determinado para el periodo enero y febrero 2016, es de 6,4%.

CAPÍTULO VII

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

Barriga, O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago de Chile: Germinal. p260.

Blood, D., Radostits, O., Henderson, J. 1988. **Medicina Veterinaria.** 6ta. Edición. Editorial Interamericana S.A. México. Pp 986-993.

Bolaños, E. 2012. Muestra y muestreo, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo Escuela Superior de Tizayuca. México. Disponible en http://www.uaeh.edu.mx/docencia/P_Presentaciones/tizayuca/gestion_tecnologica/muestraMuestreo.pdf. Revisado en abril 2015.

Boray, J. 1971. The pathogenesis of ovine intestinal Paramphistomosis due to Paramphistomum ichikawai. In: Gaafar GM, Urquhart J, Euzeby J, Soulsby JL, Lammler G (eds). Pathology of parasitic diseases. Lafayette: Purdue University Studies. pp 209-216.

Borchert, A. 1964. Parasitología Veterinaria. 3ra. Edición. Editorial Acribia. Zaragoza, España. Pp45-87.

Cordero, M. y Rojo, F.1999. Parasitología Veterinaria. Me Graw Hill. México. Primera Edición. Editorial Edigrafos. Madrid, España.pp225-228.

Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., Carvalho, M., 2002. Parasitología Veterinaria. 3ra. Reimpresión. Editorial Mc Graw- Hill. México. Madrid, España. Pp225-271.

Cruz, F. 2003. Enfermedades Gastrointestinales Producidas por Trematodos en Bovinos. Primera Edición. Pp89-93.

Cusquisibán, M. 2014. Trematodos en el Ganado Vacuno en la Zona del Valle de Cajamarca 2014. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. p39.

Dunn, A. 1978. Enfermedades Parasitarias de los Bovinos. Tercera Edición. Editorial Manual Moderno,S.A de C.V. p 564.

Huamán, O. 2011. Prevalencia de Paramphistomosis Bovina en la Zona de Tartar del Valle de Cajamarca. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional Cajamarca. p33.

INEI, 2012. IV Censo Nacional Agropecuario. Resultados definitivos. Disponible:<http://proyectos.inei.gob.pe/web/DocumentosPublicos/ResultadosFinalesIVCENAGRO.pdf>

Kassai, T. 2002. Helmintología Veterinaria. Primera Edición. Editorial Acribia S.A. Zaragoza, España. p 258.

Lapage, G. 1984. Parasitología Veterinaria. Novena Edición. pp 236-239.

Merck y CO., Inc. 1988. El Manual Merck de Veterinaria. 3ra. Edición, Editorial Centrum. Madrid-España. p 244-246.

MINAG, 2004. Dirección General de Información Agraria. INEI – PERÚ. Compendio Estadístico. p 305.

Portocarrero, L. 2008. Eficacia del Rafoxanide en el tratamiento del *Paramphistomum* sp. en vacunos en la campiña de Cajamarca. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional Cajamarca. p48.

Quiroz, H. 2003. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Segunda Edición. Editorial Limusa S.A. México. Pp232-283.

Rasco, M. 2007. Prevalencia de *Paramphistomum sp* en ganado vacuno lechero de Cajamarca. Tesis Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. p52.

Rojas, J., Torrel, S., Raico, M. 2013. Validación de la técnica de Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel en el diagnóstico de Fasciolosis crónica en bovinos, Cajamarca. Perú. Memorias de la XXIII ALPA de la Asociación Latinoamericana de producción Animal. La Habana, Cuba. pp 2424-2427.

Rojas, M. 1990. Parasitismo de los Rumiantes Domésticos: Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. 1ra. Edición. Editorial Majiosa. Lima-Perú. Pp112-130.

Ruiz, J. 2015. Helmintos que ocasionan pérdidas económicas por comisos de vísceras y carcasas en bovinos, ovinos y porcinos beneficiados en el camal municipal provincial de Cajamarca. 2014. Tesis Médico Veterinario. Universidad Nacional Cajamarca. p51

Sanabria, R. 2006. Paramphistomosis en los ovinos. Revista Informativa, Argentina. Pp56 – 62.

Soulsby, E. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7ma. Edición. Editorial Interamericana S.A. México. p883.

Soulsby, E. 1993. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. Séptima Edición. México 65.

Torrel, S. 2009. Caracterización clínica patológica de Paramphistomosis bovina en Cajamarca: sensibilidad y especificidad del análisis coproparasitológico y respuesta al control con Closantel. Tesis. Doctoral. Universidad Nacional Cajamarca.

Thursfield, M. 1990. Epidemiología veterinaria. Edit. Acribia. Zaragoza, España. p.339.

Urquhart, G., Arnour, J., Duncan, J., Dunn, A., Jennings, F. 2001. Parasitología Veterinaria. Segunda Edición. Editorial ACRIBIA. S.A. Zaragoza- España. Pp115-132.

Vera, Y. 2011. Prevalencia de Paramphistomosis Bovina en la Zona de Tres Molinos del Valle de Cajamarca. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional Cajamarca. p48.

ANEXO 1**FOTOGRAFÍAS**

Trabajo de campo



Figura 1. Extrayendo muestra de heces.

Trabajo de laboratorio: Técnica de sedimentación natural modificada por Rojas y Torrel.



Figura 2. Codificación de las muestras.



Figura 3. Pesando 1 g de heces.



Figura 4. Homogenizando con batidora.



Figura 5. Filtrando la muestra y dejar sedimentar.



Figura 6. Decantando la muestra.



Figura 7. Vaciado del sedimento en placa Petri y colocando 3 gotas de lugol fuerte.

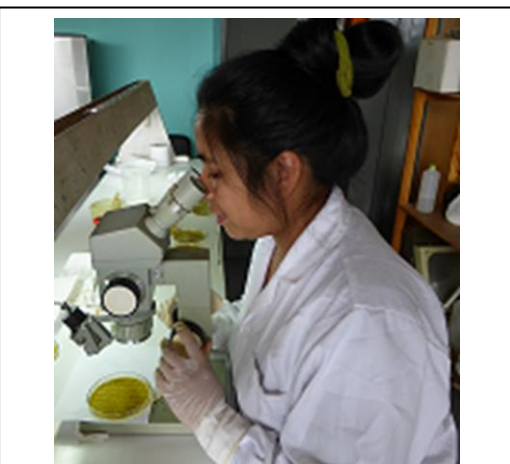


Figura 8. Observación en estereoscopio a 16x.

Vista en estereoscopio a 16x



Vista en microscopio a 400x

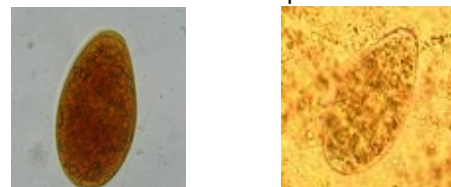


Figura 9. Huevos de *Fasciola* y *Paramphistomo*.

Anexo 2

Distribución de los 296 animales muestreados de la “Zona Tartar”, valle de Cajamarca; según caserío, propietario y resultados del diagnóstico.

CASERÍO: TARTAR GRANDE				
Predio o Propietario	Cantidad animales muestreados (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> (N°)	Cantidad de casos positivos a Paramphistómido (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> más Paramphistómido (N°)
Tartar-UNC	20	07	1	1
Francisco Caballero	6	3	3	0
Antonieta Caballero	4	1	2	0
Catalina Chugnas	5	1	0	0
Fdo. San Antonio	13	4	7	2
Gregoria Huatay	6	0	1	0
Lorenza Ravines	11	8	10	8
Andrea Chuquiruna	9	2	5	1
Carmen Morales	10	5	3	1
Marielena Tanta	13	0	4	0
Teresa Cerquín	18	12	4	2
Catalino Chicoma	13	2	9	1
Lucía Quispe	10	0	5	0

TOTAL	138	45	54	16
CASERÍO: TARTAR CHICO				
	Cantidad animales muestreados (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> (N°)	Cantidad de casos positivos a Paramphistómido (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> más Paramphistómido (N°)
Ramos Escobar	11	4	2	0
José Samán	10	0	4	0
Ocas	8	0	4	0
Antonieta Tacilla	9	2	4	0
Gregorio	12	1	5	0
Margarita Estacio	8	0	1	0
Daniel Gutiérrez	18	1	3	0
S/N	7	1	3	0
Morales	10	0	1	0
Esteban Quiliche	5	3	0	0
Victoriano Estacio	7	1	4	1
Jovita Manya	12	2	7	1
Margarita Rafael	6	0	0	0
María Mantilla	12	1	7	0
TOTAL	135	16	45	2

CASERÍO: COLUMBO				
	Cantidad animales muestreados (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> (N°)	Cantidad de casos positivos a Paramphistomido (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> más Paramphistomido (N°)
Julia Huamán	8	3	7	0
Rosa	5	1	3	1
Lola Pachamango	6	1	1	0
Francisca Pachamango	4	1	4	0
TOTAL	23	6	15	1

Anexo 3

Total de casos positivos a tremátodos en animales muestreados de la “Zona Tartar”, valle de Cajamarca.

Procedencia (Caserío)	Cantidad animales muestreados (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> (N°)	Cantidad de casos positivos a Paramphistómido (N°)	Cantidad de casos positivos a <i>Fasciola hepatica</i> más Paramphistómido (N°)
Tartar Grande	138	45	54	16
Tartar Chico	135	16	45	2
Columbo	23	6	15	1
TOTAL	296	67	114	19

Anexo 4

Estadística

Se aplicó la prueba de z de proporciones de una muestra y el error estándar de la prevalencia.

Prueba de Z de proporciones de una población para *Fasciola hepatica*

Hipótesis Nula: $P \leq 0.40$

Hipótesis Alternativa: > 0.40

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaiones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}$ = desviación estándar de la proporción

Z = - 6,098

Como Z es menor a 1,96 (valor de Z) entonces aceptamos la hipótesis nula.

Prueba de Z de proporciones de una población para Paramphistómidos

Hipótesis Nula: $P \leq 0.59$

Hipótesis Alternativa: > 0.59

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaiones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}$ = desviación estándar de la proporción

$$Z = - 7,17$$

Como Z es menor a 1,96 (valor de Z) entonces aceptamos la hipótesis nula.

Desvío estándar es: $\pm 2,82\%$.

Prueba de Z de proporciones de una población mixta para *Fasciola hepática* y Paramphistómidos

Hipótesis Nula: $P \leq 0.28$

Hipótesis Alternativa: > 0.28

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaciones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}$ = desviación estándar de la proporción

Z = - 8,26

Como Z es menor a 1,96 (valor de Z) entonces aceptamos la hipótesis nula.

Desvío estándar es: $\pm 1,42\%$

Error Standard

Tabla 1. Prevalencia de Fasciola hepatica, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.

Población Estudiada Número	Número de Casos Positivos	Prevalencia (%)	Intervalos de Confianza al 95%±	Error Estándar±
296	67	22,6	4,76	2,43

Prueba de Z: $P > 0,05$

Tabla 2. Prevalencia de Paramphistómidos, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.

Población Estudiada Número	Número de Casos Positivos	Prevalencia (%)	Intervalos de Confianza al 95%±	Error Estándar±
296	114	38,5	5,54	2,82

Prueba de Z: $P > 0,05$

Tabla 3. Prevalencia de infección mixta de Fasciola hepática y de Paramphistómidos, en el ganado vacuno lechero de la zona de Tartar – Valle de Cajamarca.

Población Estudiada Número	Número de Casos Positivos	Prevalencia (%)	Intervalos de Confianza al 95%±	Error Estándar±
296	19	6,4	2,79	1,42

Prueba de Z: $P > 0,05$