



UNIVERSIDAD ALAS PERUANAS

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

**PRESENCIA DE LA FAMILIA PARAMPHISTOMIDAEEN BOVINOS FAENADOS DEL
CAMAL MUNICIPAL DE LA PROVINCIA DE CORONEL PEDRO PORTILLO –
UCAYALI.**

Para optar el título profesional de

MÉDICO VETERINARIO

DIANA YUPEHUAYUNGA

BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA

LIMA – PERÚ

2014

ÍNDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
INTRODUCCIÓN	1
MARCO TEÓRICO	2
MATERIALES Y MÉTODOS	17
RESULTADOS	20
DISCUSIÓN	23
CONCLUSIONES	26
RECOMENDACIONES	27
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28
ANEXOS	36

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Adolfo Hormaza mi estimado padre que en vida fue un gran ejemplo a seguir, sus enseñanzas y su espíritu son mi constante inspiración que ha permitido que luche por el anhelado sueño de ser una profesional y a Nora Del Castillo mi querida madre por su motivación, hábitos y consejos; la vida no es fácil y debemos luchar para llegar a la cima del éxito.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por bendecirme e iluminar mis pasos y acompañarme siempre.

A mi padre que no esta físicamente, gracias papá por haber sido parte importante de mi vida, por el amor, los valores, consejos, humildad sencillez y honestidad, soy lo que soy gracias a ti y deseo que desde el cielo te sigas sintiendo orgulloso de mi.

A mi madre por su amor, consejos, educación, paciencia, dedicación, confianza y el apoyo constante para seguir con mis sueños y objetivos que me tracé en la vida.

A mi familia por motivarme a seguir adelante y no desistir con mi objetivo, a José Laos mi tío que confió en mí y me apoyo siempre.

A María Torres y Blenda García, mis amigas por brindarme su ayuda y apoyo emocional.

A la Dra. Nidia Puray, mi Directora de tesis por su experiencia, dedicación única y apoyo incondicional, orientándome de principio a fin en la realización de mi tesis.

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo determinar la presencia de la familia Paramphistomidae en bovinos faenados. El estudio se realizó en el camal municipal de la provincia de Coronel Pedro Portillo, región Ucayali, entre los meses de noviembre de 2012 a julio de 2013. Se recolectaron 582 muestras de rumen y retículo de bovinos faenados que fueron procesados mediante el método de Travassos. Se obtuvieron 407 muestras positivas al parásito con un 63,93%. Demostrándose que los estadios adultos se localizaron en el rumen con un 93,12% y en rumen – retículo en un 6,88%. Así mismo, se determinó la presencia de los paramfistomidos en animales menores de 3 años con un 27,83% y los animales mayores de 3 años en un 42,10%, considerándose la edad como factor de riesgo.

Palabra clave: Rumen, retículo, travassos, parásito, paramfistomido.

ABSTRACT

The research aimed to determine the presence of Paramphistomatidae in slaughtered cattle. The study was conducted at the Coronel Pedro Portillo city's slaughterhouse in the province of Ucayali between November of 2012 and July of 2013. There were 582 samples of slaughtered cattle's rumen and reticulum collected by the Travassos method. 407 positive samples were obtained with parasites which represents 63,39 % percent. The aforementioned demonstrates that parasites in adult stages are present in 93,12 % percent in the rumen and 6,88 % percent in the rumen-reticulum area. Furthermore, it was determined that Paramphistomido was present in 27,83 % percent of cattle under three years old, and 42,10 % percent in those animals older than three years old, considering age as a risk factor.

Key word: Rumen, reticulum, Travassos, parasite, paramphistomido.

I. INTRODUCCIÓN

La familia Paramphistomidae son endoparásitos de ciclo de vida indirecto, en el que interviene como hospedero intermediario los caracoles de las familias Lymnaeidae, Bulinidae y Planorbidae y como hospedero definitivo generalmente los mamíferos (rumiantes domésticos y silvestres).

Los paramfistomidos son de distribución mundial, emergente y endémica de regiones tropicales y sub-tropicales, presentando un gran impacto sobre la salud de los bovinos. Los signos clínicos no son patognomónicos pero se mencionan que los bovinos cursan con: diarrea, desnutrición, pérdida de peso, reducción en la producción de leche y disminución en la conversión alimenticia, por lo cual se produce pérdidas económicas en los centros ganaderos.

Los paramfistomidos en estadios juveniles se localizan en el duodeno y la primera porción del yeyuno causando enteritis con necrosis y/o hemorrágica, los estadios adultos se localizan mayormente en el rumen y con menor frecuencia en el retículo.

Además autores como Dirksen, Radostits y Urquhart mencionan que los animales jóvenes están mas propensos a esta parasitosis a diferencia de los adultos quienes presentarían cierto grado de inmunidad convirtiéndose en reservorios importantes de la infección para los caracoles.

Por lo tanto, se busca incrementar los estudios sobre la presencia de esta parasitosis en el Perú, dada la escasa información que existe al respecto. Y así poder informar a la población del porcentaje de animales afectados y que podrían estar perjudicando la producción pecuaria. Por ende el objetivo de estudio fue determinar la presencia de la familia Paramphistomidae en bovinos faenados en el camal municipal de la provincia de Coronel Pedro Portillo - Ucayali.

II. MARCO TEÓRICO

2. Familia Paramphistomidae sp.

2.1. Generalidades

Este parásito afecta a diversos rumiantes domésticos (bovinos, ovinos y caprinos) y silvestres tales como cérvidos y en menor escala camélidos y jiráfidos (1).

Posee un ciclo de vida indirecto, interviniendo un hospedero intermediario que son los caracoles acuáticos de la familia Lymnaeidae, Bulinidae y Planorbidae. Esta parasitosis es conocida como “fasciola del rumen”, “fasciolosis intestinal” o “fasciolosis gástrica” (2,3).

2.2. Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica con relación al género se ha ido determinando en los últimos años por Tantalean y Trigueros en el Perú (1,2).

Reino	: Animal
Phylum	: Platyhelminthes
Clase	: Trematodo
Subclase	: Digenea
Orden	: Paramphistomiformes
Superfamilia	: Paramphistomoidea
Familia	: Paramphistomidae
Géneros	<i>Paramphistomum</i> <i>Cotylophoron</i> <i>Calicophoron</i>

2.3. Aspectos Morfológicos y Biológicos

2.3.1. Morfología del parásito adulto

Los paramfistomidos son especímenes cuya características morfológicas son muy distintas ya que no tienen la forma típica de las otras especies de trematodos. Estos en lugar de ser dorsoventralmente aplanados, son cónicos, cilíndricos, ovales, piriformes o elípticos y miden entre 5 – 13 mm de longitud x 2 - 5 mm de ancho según la especie, tiene forma de un conoide o una pera, siendo el extremo anterior más estrecho que el de la *Fasciola hepática*, el color de los ejemplares adultos vivos van de grisáceo a rojo claro (ver Anexo 1,2) (1, 4 - 10).

Así mismo, se caracterizan por la posición terminal de la ventosa ventral y la carencia de una armadura de espinas en el cuerpo, que es reemplazada frecuentemente por unas papilas tegumentales, papilas que se presentan en toda la abertura oral y alrededor de los márgenes del acetábulo y que están constituidas por papilas ciliadas en forma de vellosidades y papilas no ciliadas, estos últimos asociados a estructuras sensoriales (11,12).

El género *Paramphistomum* tiene forma de pera, ligeramente cóncavo y convexo ventro dorsal, mientras que *Calicophoron* son cónicos, piriformes, algunas veces aplanado y curvado ventralmente, a diferencia del género *Cotylophoron* que son alargados, ovales y aplanado, pero los 3 géneros a nivel de la ventosa oral carecen de divertículos . En las mediciones tenemos que: el *Calicophoron calicophorum* mide 11 - 13 x 5.5 - 7 mm, *Paramphistomum cervi* 5 – 13 x 2 – 5 mm y *Cotylophoron Cotylophorum* 5 - 8 x 2.5 - 3.5 mm (5, 13).

2.3.1.1. Tegumento

Es una capa acelular basófilo más o menos homogénea, cuyo espesor varia entre 6 y 17 μm . En la zona externa de tipo sincitial, se encuentran mitocondrias, retículo endoplasmático, distintos tipos de vacuolas y en algunos casos gránulos de glucógeno y otras inclusiones. La zona interna del tegumento esta formada por citones, células nucleadas embebidas en las profundidades del parénquima que poseen vacuolas,

retículo endoplasmático, mitocondrias, cuerpos de Golgi, depósitos de glucógeno y distintos tipos de vesículas, además de núcleo (1).

Entre ambas zonas existen puentes citoplasmáticos, una capa de fibras de tejido conectivo denominada membrana basal y músculos circulares y longitudinales. En el tegumento existe glucógeno, polisacáridos, lípidos, mucopolisacáridos, mucoproteínas y enzimas (fosfatasa ácida y alcalina, esterasas y aminopeptidasas). El tegumento está implicado en la absorción de nutrientes, en la protección contra los efectos de las enzimas y del sistema inmunitario del hospedero y a veces en la lisis y digestión extracorpórea de células del mismo (1).

2.3.1.2. Aparato digestivo

La ventosa oral es de 1 x 1.08 mm y la ventral localizada en el extremo posterior, está rodeada de una protuberancia que mide 1 – 2.5 mm (14).

Además, la ventosa oral no tiene divertículos y el esófago carece de bulbo posterior. La ventosa anterior algunas veces tiene un par de bolsas, no hay laringe pero sí hay faringe, y el ciego intestinal que es simple (1, 5).

La ventosa ventral o acetábulo se encuentra cerca del extremo posterior, poseen frecuentemente terminal o ventro-terminal, más grande y potente que la oral. El intestino se divide en dos ramas ciegas, es largo y sinuoso, no ramificado, alcanzando la altura del acetábulo (1, 5, 7, 15).

2.3.1.3. Aparato excretor

El sistema osmorregulador es de tipo proto-nefridial. La unidad funcional es la célula flama, que se caracteriza por tener forma de estrella, con un núcleo grande, citoplasma granuloso y cilios. Varias células flama se unen entre sí formando micro-túbulos que se continúan con túbulos principales y desembocan en una vesícula excretora. Esta se abre al exterior mediante un poro excretor que se encuentra en el extremo posterior del cuerpo (16).

2.3.1.4. Sistema nervioso central

Esta formado por un anillo periesofágico del cual se originan una serie de fibras y ganglios que se distribuyen por todo el cuerpo. Este sistema sensorial esta presente en los adultos. Sin embargo las formas de vida libre como los miracidios y las cercarías pueden estar provistos de placas o pigmentos fotosensibles. Se han encontrado papilas táctiles en la región de la ventosa bucal y las placas sensoriales de las formas juveniles desaparecen en los adultos (5).

2.3.1.5. Aparato Genital

Los parásitos de la Familia Paramphistomidae son seres hermafroditas. Estos trematodos carecen de cirro y saco de cirro, presentan una papila genital eréctil, pueden presentar o carecer del gonotilo. El poro genital se abre en posición medial, en la zona ventral, en el tercio anterior del cuerpo (5).

2.3.1.5.1. Aparato Genital Masculino

Los conductos del sexo masculino se organizan en una vesícula seminal proximal (pars seminalis) seguida del tipo muscular (pars muscosa) y prostática (pars prostática). El grado de pars prostática y muscosa son las que define lo genérico. La disposición de los testículos es variable según especie, puede ser en forma de tándem, de lado a lado y oblicuo tándem (17, 18)

Los testículos presentan escasa lobulación como es el caso de *Paramphistomum cervi* posee dos testículos de 1.6 x 2 mm, y se hallan situados medialmente, uno detrás de otro (14), *Cotylophoron cotylophorum* y *Calicophorum calicophorum*, son bastante lobulados y verticales (19).

La diferenciación entre los géneros *Paramphistomum* y *Cotylophoron* se basa en la estructura del atrio genital, el gonotilo presente en *Cotylophoron* y ausente en *Paramphistomum* (19).

2.3.1.5.2. Aparato Genital Femenino

Los ovario esta en lugar medio o sub medio, delante o detrás de los testículos.

Las glándulas vitelógenas son laterales y en general están bien desarrolladas. Del ovario sale un corto oviducto que termina en una cámara pequeña que recibe el nombre de Ootipo (1).

Los óvulos formados dentro del ovario, llegan a través del oviducto al Ootipo, donde son fecundados por los espermatozoides y comienzan la formación del huevo. El Ootipo se comunica dorsalmente con el exterior mediante el canal de Laurer que actúa como vagina y constituye el órgano copulador femenino por el que se introduce el cirro del macho y en el que se depositan los espermatozoides (1).

2.3.1.6. Huevos

Los huevos de la familia paramphistomidae miden 140 – 158 x 72 – 85 µm, similares a los de *fasciola hepática*, grandes y operculados. Sin embargo son de color claro, a diferencia de *Fasciola hepática* que son de color amarillo, lo cual se adquiere por la localización de los parásitos adultos, la producción media de huevos es de 75/verme/día. De la especie *Paramphistomum* mide 114 – 176 por 73 – 100 µm, de *Cotylophoron* 125 – 135 por 61 – 68 µm y de *Calicophoron* 108 – 135 por 63 – 81 µm (4, 14, 20, 21).

2.3.2. Morfología de los estadios larvarios

2.3.2.1. Miracidio

Es el estado infectivo para el hospedero intermediario, larva ciliada de vida libre que presenta una forma fusiforme, con dimensiones de 155 – 340 µm de largo por 34 – 100 µm de ancho, rodeado por cilios y carente de manchas oculares; diferenciada de los miracidios de *fasciola hepática*, que si presenta una mancha ocular oscura. El miracidio presenta una glándula apical voluminosa, situada en el primer tercio anterior y a lo largo de su eje longitudinal, el que desemboca en una abertura común rodeándose de dos pares de glándulas de penetración unicelulares con papilas sensoriales externamente (22 – 25).

2.3.2.2. Esporocisto

Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del hospedero intermediario localizándose a lo largo del tubo digestivo y la mayoría de las veces cerca del hepatopáncreas. Así dentro de las 24 horas, el miracidio pierde el epitelio ciliado y se transforma en el esporocisto de 70 – 80 um por 42 – 60 um de largo, con un apéndice caudal temporal de 60 um y el que gradualmente crece hasta alcanzar la madurez llegando a medir 700 um de largo. El esporocisto, es un saco o bolsa en cuyo interior presenta unas agrupaciones de células denominadas “células germinales”, que posteriormente originaran a las redias, estas ya formadas ocupan la parte anterior del esporocisto (5, 23).

2.3.2.3. Redia

Es el segundo estadio larvario en el hospedero intermediario, de forma mas diferenciada. La redia tiene una forma alargada de un tamaño que varia de 0,6 a 1,5 mm, presenta una faringe y un ciego que son de similar tamaño. La redia en su interior contiene alrededor de veinte masas germinales. Las redias hijas también son alargadas, pero son más pequeñas. La faringe y el ciego, son del mismo tamaño. Por otra parte, existen dos pares de glándulas unicelulares en la faringe (26, 27).

2.3.2.4. Cercaria

Es la forma larvaria que sale del hospedero intermediario, esta tiene una gruesa cola pulsátil que le permite el desplazamiento. Además presenta una fuerte pigmentación en todo el cuerpo con dos manchas oculares triangulares nítidas y oscuras, próxima a la faringe en el extremo anterior. La ventosa ventral se encuentra próxima al extremo distal del cuerpo, encontrándose bien estructurada (24, 27).

2.3.2.5. Metacercaria

Este estadio se halla enquistado en pastos aledaños a zonas con alta humedad. Esta es la forma infectiva para el hospedero definitivo. Las metacercarias son esféricas y a veces de forma ovalada, con un diámetro de unos 250 um. El cuerpo es opaco, característica observada por la presencia de células cistógenas y la formación de

pequeños gránulos de pigmento dispersos en la superficie. El acetábulo esta formado y los sistemas digestivos y excretores, son idénticos a los de los parásitos adultos. Están rodeadas de una membrana resistente y sobreviven en condiciones favorables hasta 12 semanas (1, 4).

2.4. Biología de la Familia Paramphistomidae

2.4.1. Ciclo biológico

Los ciclos biológicos de las distintas especies de la familia Paramphistomidae son básicamente similares (ver Anexo 3) (5, 9). Los parásitos adultos se localizan en el rumen y retículo, raramente en omaso y abomaso. Los huevos son excretados con las heces al exterior y en condiciones de humedad con temperatura de 15 a 24°C se completa la embrionación, desarrollándose de cada huevo un miracidio (1, 5 - 7).

Luego al cabo de 12 a 21 días, dependiendo de la especie de paramphistomidos se desarrolla el miracidio, que nada en busca de su hospedero intermediario que son los caracoles acuáticos principalmente de los géneros (*Lymnae*, *Bulinus*, *Planorbis*), penetrando a través de su neumostoma posterior de la cavidad del manto y en ciertas ocasiones por otras partes expuestas del caracol. Posteriormente, pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 24 horas, se forma un esporocisto alargado (1, 5, 7, 9, 20).

El desarrollo de los esporocistos se realiza al cabo de 11 días, presenta un poro de nacimiento a través del cual emergen las generaciones de redias. Luego las cercarías son eliminadas de las redias, y aun son inmaduras, necesitando un tiempo de maduración en los tejidos del molusco antes de ser eliminadas, este periodo dura 13 días a temperatura de 27° C (1, 20).

Las cercarías abandonan al caracol y tienden a congregarse en la superficie del agua desarrollándose una nueva fase larvaria de metacercaria, que al enquistarse y adherirse a la hierba u otra forma vegetal comestible, viene hacer la forma infectante para el hospedero definitivo, pudiendo sobrevivir adheridas al pasto por más de 12 semanas dependiendo de las condiciones del clima que presenta (1, 5, 6, 28).

El acceso al hospedero definitivo se produce por ingestión, cuando este consume hierba con metacercarias, después de ser ingeridas con el forraje, se desenquistan en el duodeno y primera porción del yeyuno, donde las glándulas de Bruner proporcionan un ambiente ideal para el desarrollo de la forma inmadura del parásito hasta que ella llega a estar bastante madura como para resistir el ambiente ácido del abomaso durante la migración hacia el rumen (1).

Las formas juveniles fijadas en curso de 50 a 100 días migran retrógradamente hasta llegar al rumen y se adhieren a la mucosa ruminal entre las papilas, además es donde maduran sexualmente en unas 3 a 4 semanas. La vida media en los hospedadores definitivos puede prolongarse hasta los 4 años (1, 28, 29).

El periodo pre patente de esta infección, transcurre desde que el estado evolutivo infectante es ingerido hasta que el parásito, una vez maduro sexualmente comienza a eliminar huevos por las heces, que en promedio para las diversas especies de paramfistomidos va entre los 96 a 130 días para bovinos y 95 a 107 para rumiantes menores (1).

2.5. Patogenia

Los trematodos adultos en los pre – estómagos no son patógenos y están fijados a la mucosa del rumen y retículo que son bien tolerados, incluso en cargas elevadas. El factor importante desde el punto de vista patogénico es la actividad ejercida por los estadios inmaduros en la primera parte del intestino delgado, donde se alimentan de detritos celulares (1, 4, 9, 14, 30).

Las formas juveniles en la mucosa del duodeno ejercen acción traumática, debido a la destrucción tisular y reabsorción de sustancias tóxicas. La acción patógena de estas formas en intestino y abomaso pueden ser graves, la acción mecánica llega a la submucosa que destruye en cierto grado las glándulas digestivas. La acción expoliatriz debida a consumo de líquidos y células intestinales esta en relación con la cantidad de parásitos (5).

Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide y generan la formación de anticuerpos. Estos trematodos adultos e inmaduros se fijan en su ventosa ventral, succionan parte de la mucosa y perturban la irrigación sanguínea (5).

2.6. Epidemiología

La presencia de este parásito en regiones tropicales y subtropicales puede llegar afectar al 80% de un hato. Además los géneros como el *Cotylophoron*, *Calicophoron* (10). Están asociados a ambientes húmedos (precipitaciones), con abundante vegetación, fácilmente inundadas como: áreas de cultivo de arroz, pasto de césped natural con agua lenta, zonas de lagos, pantanos, charcos, canales de riego, estanques, bebederos y así el ganado se infecta principalmente en los periodos de verano, otoño e inicio de invierno (7, 31).

El ambiente mencionado es adecuado para el hospedero intermediario donde intervienen moluscos pulmonados de agua dulce que pertenecen a los géneros *Bulinus*, *Glyptanissus*, *Indoplanorbis*, *Planorbis* y *Lymnaea* siendo estos últimos lo más frecuentes en Europa y América (1, 7, 28).

Esta parasitosis es una enfermedad re-emergente que en los últimos años se ha diagnosticado en diferentes países europeos como Italia, Francia, España y en América Latina como: México, Argentina, Perú, Brasil, Ecuador, Nicaragua y Venezuela.

En el continente europeo, se reportaron especie de paramfistomidos, *Paramphistomum cervi*, *P. ichikawai*, *P. microbothrium*, *P. daubneyi* y *P.gotoi* y la especie *Cotylophoron*. En Gran Bretaña y Polonia se han identificado *P. cervi* y *P. microbothrium*, en el caso de Bulgaria la especie que predomina es *P. ichikawai*, *P. cervi* y esporádicamente el *P. daubneyi* (32, 33).

En Francia, se realizó un estudio retrospectivo de un período de 10 años para analizar los cambios en la prevalencia de paramfistomosis, mostrando así un aumento progresivo entre 1990–1999 que pasó desde 5.2% a 44.7% (34). En el mismo país, realizando pruebas cualitativas y cuantitativas coprológicas se reportó

Paramphistomum spp con el 27.6% (35) y en el estudio realizado en Galicia (España) señalan la presencia de *Calicophoron daubneyi* en bovinos con el 18.8% (36).

En Australia en una zona subtropical se encontró bovinos con *Calicophoron calicophorum* y *Paramphistomum ichikawai*, la primera especie fue la más abundante siendo causa probable de la pobre productividad cárnica en los animales afectados (37, 38).

La paramfistomosis en el continente Asiático es una de las principales parasitosis que afecta el ganado de la India, motivo por el cual ha sido estudiada muy a menudo ya que las condiciones son favorables para el desarrollo de estos trematodos (39) dando como reportes en ovinos de 7.3% (40) y en bovinos de 5.94%, Mientras otros estudios realizados en camales se encontró un 29.76% (39).

En países vecinos como Nepal, la prevalencia esta entre el 26% y 58 % (41), en Pakistán realizaron estudios en búfalos que revela la presencia de *P. cervi* del 0.8% (42) y en Turquía del 13,6% en bovinos (43). En Serbia se registró la especie *Paramphistomum microbothrium* en ciervos con 53%, identificado a través de estudios histológicos (44) y en los mataderos de la Costa Sur del Mar de Caspio se obtuvieron varias especies de paramphistomidaes siendo descrito por primera vez *Calicophoron calicophorum* (45)

En África, el *Calicophoron microbothrium*, viene hacer la especie con mayor frecuencia diagnosticada en bovinos, ovinos y cabras (18, 46, 47), en Argelia se reportó el primer hallazgo de la especie *Paramphistomum daubneyi* en bovinos, reportando la presencia de 6.93% (48, 49).

En América Latina se reportan la presencia de la familia Paramphistomidae. En Uruguay la especie *Calicophoron daubneyi* con el 7% (50), en Venezuela la presencia de *Cotylophoron* en bovinos con el 25.3% (51, 52), en Brasil se reportó la presencia de *Paramphistomum ichikawai* en bovinos, mediante estudios morfológicos y *Paramphistomum cervi* en ciervos (53, 54).

En México se encontró ovinos con *Paramphistomum* y *Cotylophoron* y con mayor frecuencia en bovinos, también se realizó un estudio en distintos camales sobre la relación con los parámetros climáticos de *Paramphistomum cervi* con prevalencia que van de 3.33% a 96.67%, con un promedio anual de 39.10% (55), en el mismo país se presencié *Paramphistomum sp.* que fue de 72.72 % (56), en Colombia se registró la presencia de *P. cervi*, *C. cotylophorum* y *C. panamensis* en bovinos y *C. cotylophorum* en ovinos (19) y en Ecuador se reportó la presencia de *Paramphistomum spp.* en fincas con un 41.67% mientras que en bovinos faenados fue 73.40% (57).

En el Perú se reportó *P. cervi* en el departamento de Loreto procedente de un *Bos taurus* (58). En Pucallpa se notificó *Paramphistomum sp.* en ovinos (59), también se presencié la especie *Calicophorom microbothrioides* en el valle de Cajamarca (60) y el 13% en animales beneficiados (61), en Pasco se reportó la presencia de la familia Paramphistomidae con una prevalencia de 29.06% (20), en Iquitos se reportó Paramfistomidos en un 44.2% (62).

2.7. Lesiones

Los parásitos adultos están adheridos al epitelio del rumen, las papilas presentan palidez, hay zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del trematodo al estar fijado en la base de las papilas, lo cual se encuentra atrofiadas o cuando se desprenden, quedando unos botones prominentes en la mucosa que marca el sitio en donde estaban fijados (5).

Los paramfistomas jóvenes penetran en la mucosa causando erosiones, petequias y necrosis, causando trastorno intestinal con pérdida del apetito, provocando enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café o rojo oscuro. También pueden perforar la pared del intestino (5).

Se produce una pérdida de albumina plasmática, desarrollándose una hipoalbuminemia. La baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de edemas generalizadas, observando hidropericardio, hidrotórax, edema pulmonar, ascitis y edema submandibular (1).

La evidencia de palidez en varios órganos depende de la duración del problema y cantidad de parásitos. En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos están edematosos, los primeros dos o tres metros del intestino están hiperémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados (1, 5).

En lesiones microscópicas en el rumen hay evidente proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas. Se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y submucosa del rumen (1, 5).

En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn están descamadas y necróticas, los capilares están congestionadas, distendidos y algunas veces rotos. En general la necrosis es superficial, sin embargo a veces llega a la capa muscularis mucosa. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas, encontrando paramfistomas embebidos en la glándula, capa muscularis mucosa o en la mucosa (5).

2.8. Importancia Económica

Existen pérdidas económicas importantes en regiones tropicales y subtropicales, encontrándose porcentajes de letalidad del 30% al 70% en Israel, Sudáfrica, India, Australia y América (6).

Las pérdidas productivas se pueden expresar en las fases agudas o crónicas de la enfermedad llegando a causar la muerte de animales jóvenes altamente infectados, provocando disminución de peso, menor conversión alimenticia y baja producción láctea en explotaciones lecheras y ganado de engorde (1, 62).

2.9. Métodos de Diagnóstico

2.9.1. Diagnóstico coproparasitológico

Consiste en la aplicación de métodos que permitan el hallazgo y la identificación del parásito. Dentro de los exámenes coproparasitológicos se encuentra la técnica de sedimentación y la técnica de flotación (5).

2.9.1.1. Examen cualitativo

Permite realizar el mayor número de análisis en el menor tiempo. Su eficacia dependerá de su conservación (5).

a) Técnica de sedimentación

Este procedimiento sirve para comprobar la presencia de huevos; peso específico es superior al de la solución salina o a la solución concentrada de sacarosa y como consecuencia de su densidad no llegan a la superficie, sino que se sedimentan en el fondo con el fin de lograr la sedimentación (14, 21).

b) Técnica de flotación

Los huevos de trematodos son frecuentemente mas pesados que los de otros helmintos, por lo que las técnicas de flotación no suelen detectarlos a excepción del sulfato de zinc. Para la mayoría de los huevos de helmintos la gravedad específica que permite que floten de manera selectiva oscila entre 1.10 y 1.20, como en el caso de trematodos y algunos nematodos flotan en soluciones de hasta 1.30 y 1.35 (21).

2.9.1.2. Examen cuantitativo

Indica el número de huevos presentes en cada gramo de heces. El resultado constituye una indicación aproximada del número de parásito adultos presentes en el interior del hospedero (63).

a) Método de McMaster

Es usada para demostrar y contabilizar huevos en muestras fecales, el McMaster utiliza cámaras de conteo que posibilitan el examen microscópico de un volumen conocido de suspensión fecal (2 - 0.15 ml). Por lo tanto, si se usa el peso de heces y volumen de líquido de flotación, como requerimiento especial el sulfato de zinc, entonces el número de huevos por gramo de heces puede ser calculado. Con esta técnica de McMaster se ha podido realizar el conteo de huevos de *Paramphistomum*, *Trichuris*, *Fasciola hepática*, *Strongyloides* entre otros (2, 63).

b) Método de Dennis

Otra técnica específica para trematodos es el método de Dennis que se utiliza solución de detergente por lo cual los números de huevos contados se divide por dos y se expresa en huevos por gramo (h.p.g) de la muestra (12).

2.9.2. Diagnósticos serológicos

a) Inmunofluorescencia indirecta (IFI)

Es una técnica de inmunomarcación que hace uso de anticuerpos unidos químicamente a una sustancia fluorescente para demostrar la presencia de una determinada molécula. La inmunofluorescencia secundaria o indirecta hace uso de dos anticuerpos, el anticuerpo primario es el que reconoce y se une a la molécula diana, mientras que el secundario que se encuentra marcado con el fluoróforo, reconoce al primario y se une a él (1, 9).

b) Ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA)

Es una técnica de inmuno ensayo en la cual el antígeno inmovilizado se detecta mediante un anticuerpo enlazado a una enzima capaz de generar un producto detectable con cambio de color o algún otro tipo. En ocasiones, hay anticuerpos primarios que reconoce al antígeno y que a su vez es reconocido por un anticuerpo secundario que lleva enlazado la enzima (1).

2.9.3. Otros

a) Método de Travassos

Es un método para estimar la cantidad de parásitos en el sistema digestivo. Este método consiste en ligar los compartimientos del sistema digestivo, ligadura entre abomaso e intestino delgado. Seccionar las partes y se obtiene: rumen, abomaso, intestino delgado e intestino grueso y se procede con cada segmento a vaciar el contenido en un recipiente y contar los parásitos (64).

2.10. Tratamiento, Prevención y Control

El tratamiento de la paramfistomosis se ha utilizado oxiclozanida que es muy eficaz y se considera el antihelmíntico de elección frente a las fases adultas e inmaduras en ganado vacuno y ovino (4, 7, 9, 30).

En el caso de prevención y control consiste en el drenaje de estanques y charcos que constituye una medida de control más permanente (9). En evitar la exposición de los rumiantes a pastos sospechosos, tratarlos periódicamente o en controlar los caracoles (7).

Los terneros son mas sensibles a la infestación que los animales adultos es por eso razón separar a los animales jóvenes tan pronto sea posible ya que los animales de mayor edad son una fuente de infestación para los primeros (74).

Como medida preventiva es evitar que los animales en pastoreo acudan a aquellos lugares de los pastos que están en sitios bajos, en aguas estancadas, depresiones de terrenos o cuyos alrededores pueda existir el hospedero intermediario que son los caracoles por lo cual los bovinos deben pastorear en lugares altos también se deben vallar las zonas en las que haya agua o bien tratar el hábitat de los caracoles con molusquicidas (9, 14).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. Espacio y tiempo

El presente trabajo de investigación se realizó en el camal municipal de la Provincia de Coronel Portillo de la región Ucayali en el km 12.500 de la carretera Federico Basadre a 2 km entrando al margen derecho y el procesamiento e identificación se desarrolló en el laboratorio central de la Escuela Académica Profesional de Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas, en el distrito de Pachacamac – Lima, en el periodo de noviembre de 2012 a julio de 2013.

2. Población y muestra

Para el tamaño muestral se utilizó la fórmula de poblaciones infinitas. Y para el estudio se realizó a todos los bovinos que ingresaron al camal municipalidad en un periodo de dos meses.

Fórmula de poblaciones infinitas:

$$n = \frac{Z^2 p * q}{e^2}$$

Donde:

n: Tamaño poblacional

z: nivel de confianza, 1.96

p: probabilidad de aceptación 44.2% (61)

q: probabilidad de rechazo (1-p)

e: error estándar, 0.05

$$n = \frac{1.96^2 0.442 * (0.558)}{0.05^2}$$

$$n = 379$$

Con un tamaño mínimo muestral de 379 muestras, llegando a recolectar 582 muestras de rumen – retículo.

3. Diseño de la investigación

El estudio es descriptivo de corte transversal, el trabajo se desarrollo en el camal municipal de la Provincia de Coronel Portillo región Ucayali, donde se considero a todos los bovinos que ingresaron al camal, luego se registro los datos diseñadas por el investigador, después se realizo el método de Travassos del rumen y retículo para la recolección de los parásitos , por ultimo fueron trasladados al laboratorio central de la Escuela Académica Profesional de Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas – Distrito de Pachacamac, Lima para la identificación del parásito.

4. Procedimiento

a) Registro de datos

En una ficha elaborada por el investigador se registraron los datos de edad, género y procedencia de los bovinos beneficiados en el camal (Ver Anexo 4).

b) Colección de muestras

La recolección se hizo mediante el método de travassos, observando el rumen y retículo de los bovinos beneficiados.

Método de Travassos

Procedimiento:

Se ligó los extremos del rumen y retículo. Las ligaduras entre ambos compartimientos quedan cerradas, luego se realizó un corte longitudinal de ambos compartimientos.

Después se vertió el contenido en un recipiente y por último con el cuchillo se raspó suavemente para retirar los parásitos adheridos o embebidos en la mucosa (14).

c) Almacenamiento y Registro de resultados

Una vez obtenida las muestras, se colocó en un envase con alcohol al 70% para conservar a los parásitos y luego ser trasladados al laboratorio de la Universidad Alas Peruanas – Lima, para la respectiva identificación del parásito con la ayuda del estereoscopio.

5. Diseño estadístico

Los resultados obtenidos fueron expresados mediante estadístico porcentual.

IV. RESULTADOS

1. Bovinos parasitados por trematodos de la familia Paramphistomidae en el camal municipal de Coronel Portillo de la región Ucayali, 2013.

En el cuadro 1 se demostró que de 582 bovinos faenados, sólo presentaron estadios adultos de la familia Paramphistomidae un 69.93%, mediante el método de travassos (ver Anexo 5).

Cuadro 1. Presencia por paramfistomidos en bovinos en el camal municipal de Coronel Pedro Portillo – Ucayali 2013

	Método de Travassos		
	Positivo	Negativo	Total %
Paramphistomidos	407(69,93)	175(30,07)	582(100,00)

*

2. Ubicación de los paramfistomidos en bovinos faenados en el camal municipal.

Se observó que los parásitos se localizaron en el rumen en un 93,12%, y en ambos compartimientos en un 6,88% (ver Anexo 6, 10, 11).

Cuadro 2. Presencia de paramfistomidos según localización, recolectado de los bovinos faenados en el camal.

Animales parasitados con paramphistomidos		
	N°	%
Rumen	379	93,12
Rumen y retículo	28	6,88
	407	100,00

*

3. Presencia de paramphistomidae en bovinos según las variables edad, procedencia y género.

Según la procedencia se observa que Huánuco, Ucayali, Loreto y Cerro de Pasco presenta paramphistomidae en un 41,07%, 28,01%, 0,69% y 0,17%.respectivamente (Ver Anexo 7).

En el caso del grupo etario se observó que los animales mayores de 3 años presentan un 42,10%, mientras que animales de 3 a menos años presentaron 27,83% (Ver Anexo 8).

Con respecto al género, se observó que en las hembras se presentó un 68,38% y en machos 1,55% (Ver Anexo 9).

Cuadro 3. Presencia de trematodos de la familia Paramphistomidae según procedencia, grupo etario y sexo de los bovinos faenados en el camal (N=582).

		Positivo		
		*N	**n	%
Procedencia	Huánuco	330	239	41,07
	Ucayali	245	163	28,01
	Loreto	6	4	0,69
	Cerro de Pasco	1	1	0,17
***Grupo etario	De 3 a menos años	285	162	27,83
	Mayores de 3 años	297	245	42,10
Sexo	Hembra	565	398	68,38
	Macho	17	9	1,55
Total			407	69.93%±3,8

*N= numero total de animales

**n=numero de animales positivos

***OD=3,58

V. DISCUSIÓN

Los estudios llevados a cabo en camales del Perú para presenciar los paramfistomidos son muy escasos, solo se reportan estudios en base a la observación de huevos mediante técnicas coproparasitológicas, por lo expuesto el objetivo de la investigación fue determinar la presencia de los estadios adultos (ver Anexo 12) de la familia paramphistomidae, observándose que de 582 bovinos faenados solo 407 animales resultaron positivo a la parasitosis (cuadro 1), lo que demuestra la presencia de los trematodos de la familia Paramphistomidae en un 69,93%, mediante el método de travassos. El porcentaje hallado coinciden con los reportes de Velastegui y Guerra (57, 62) en la Provincia de Napo, Ecuador, quienes hallaron en animales faenados una prevalencia de 73,40% y en el Perú por Pinedo la prevalencia de trematodos en ganado bovino fue de un 44,2%, lo que indica que en el estudio lo animales tienen un parasitismo moderadamente alto comparado con los dos estudios anteriormente mencionados. Según autores (37, 47, 57) la presentación de los paramfistomidos se debería a diversos factores como el sistema de manejo, hábitos de pastoreo, las condiciones climáticas, potencial biológico de los caracoles y la resistencia de las metacercarias para la contaminación del ganado.

En la investigación se observa que en el cuadro 2 se determina que el parásito se localiza en el rumen en un 93,12% mientras que en ambos compartimientos (rumen retículo) con un 6,88%. Así mismo diversos autores mencionan (1, 4-8, 14, 30, 65) que los parásitos adultos están ubicados en rumen y retículo, debido a que se alimentan del material líquido y semilíquido, absorbiendo aminoácidos y monosacáridos que es la fuente de su nutrición, en cambio los estadios juveniles se fijan en el primer tercio del intestino delgado (4, 5, 9, 14). Lo que indicaría que los paramphistomidos hallados fueron estadios adultos.

Respecto a la presencia de los paramfistomidos según procedencia (cuadro 3) se determinó que las 4 regiones están infectadas por esta parasitosis presentando un alto grado de parasitismo en Huánuco y Ucayali en un 41,07% y 28,01% respectivamente, en Loreto y Cerro de Pasco se presenta en menor porcentaje con un 0,69% y 0,17% respectivamente. Además, las zonas se ven favorecidas por las condiciones climáticas donde las temperaturas fluctúan entre 18°C a 39°C, con una humedad de 88% que son ideales para la supervivencia del hospedero intermediario (4, 5, 10,14).

Vale destacar que el muestreo se llevo a cabo en la Provincia de Coronel Pedro Portillo, región de Ucayali. Donde los ganaderos procedentes de Huánuco y Ucayali, tienen acceso a la carretera para llegar con facilidad al centro de faenamiento, y por ende el porcentaje de bovinos beneficiados es mayor, mientras que en los otros 2 regiones los resultados son mínimos como se observa en Loreto donde los ganaderos invierten mas dinero en el transporte por que los ganados son transportados por medio fluvial, demorándose días para llegar a su destino y en Pasco tienen conexión vial pero los ganaderos prefieren vender los bovinos para el engorde y obtener mayor ganancia que beneficiarlos en la zona .

Al relacionar la edad de los animales con la presencia de paramfistomidos se determinó que hay diferencia estadística significativa y es considerado factor de riesgo, comprobándose que bovinos mayores de 3 años presentan parasitismo en un 42,10%, mientras que a los animales menores de 3 años tuvieron un 27,83%. Al comparar los resultados con otros estudios (20, 57, 62) demostraron que bovinos mayores de 3 años presentaron un alto grado de parasitosis con un promedio de 47,1% y animales menores de 3 años tuvieron un 22.2%, realizado mediante técnicas coproparasitológicas.

De igual manera se reportan en otros países (66, 67,72) donde se realizaron estudios en animales faenados resultando positivos animales mayores de 3 años con un promedio de 46,2% y animales menores de 3 años con un 23,2% y esto se debería a que podría existir una relación de infección en los animales con el tiempo de exposición a las áreas con pastos contaminados (20). Sin embargo, difiere a los resultados hallados por Velastegui y Guerra (57) donde la presencia de paramfistomidos es mayor en animales

menores de 3 años presentando un 33,13% mientras que en animales mayores de 3 años se encontraron 16,9%, y lo justifica a la respuesta inmune donde la carga parasitaria disminuye conforme la edad avanza, dado que el organismo presenta cierto grado de inmunidad después de la primo-infección desarrollando una protección del 90% (1, 4, 10, 14, 30, 47).

Con respecto a la variable género, se observa la presencia de paramfistomidos tanto en hembras como en machos con un 68,38% y 9% respectivamente, al mismo tiempo se puede observar (cuadro 3) que hay mayor cantidad de hembras beneficiadas, ya que por lo general llegan mas vacas que toros al camal municipal, debido a que los bovinos machos son comprados en los centros de acopio y luego destinados a Lima para engorde.

Además en algunos estudios se demuestra que las hembras están más infectadas que los machos, esto se atribuye a que los machos jóvenes son guardados en los corrales para engorde y las hembras son enviadas a pastoreo (69). Así mismo, se determina que es dependiendo al sistema de manejo que realizan los ganaderos (57) y se refleja en el estudio realizado por Pinedo (62) donde no encuentra diferencia entre hembras y machos, dado que ambos presentan las mismas condiciones de pastoreo y están expuestos al parásito (70).

Por otra parte se debe de mencionar que los animales que son beneficiados están aparentemente sanos y se ha demostrado que los bovinos adultos no presentarían signos clínicos por su respuesta inmunitaria en cambio en animales jóvenes con alta carga parasitaria se observa lesiones en la mucosa del intestino delgado, causando destrucción e inflamación en el tejido mientras que los parásitos adultos a nivel del rumen y retículo son considerados menos patógenos pudiendo presentar signos clínicos como: desnutrición, pérdida en la ganancia de peso que conlleva al deterioro de la salud animal, disminución de la conversión alimenticia y reducción en la producción de leche. A nivel mundial se estima cuantiosas perdidas económicas que superan los 3 billones de dólares por año (1,4 ,5 ,9)

VI. CONCLUSIONES

- Se confirma la presencia de la Familia Paramphistomidae en un 69,93% en bovinos beneficiados en el camal municipal de Coronel Pedro Portillo-Ucayali.
- Se encontró paramfistomidos adultos en el rumen con un 93, 12% y en el rumen – retículo con 6,88 %.
- Se observa que los animales faenados mayores de 3 años tienen mayores probabilidades de tener la parasitosis.

VII. RECOMENDACIONES

- Se necesita realizar estudios de investigación que profundicen si el paramfistomido es zoonótico.
- Realizar estudios sobre las verdaderas pérdidas económicas que podría ocasionar esta parasitosis en nuestra ganadería.
- Hacer estudios sobre su distribución definiendo las áreas epidemiológicas de las especies involucradas en nuestra amazonia.
- Colocar vallas en praderas altas, que no estén cerca a quebradas, lagunas, riachuelos, canales de riego, ni charcos, para así evitar la posible ingestión de las metacercarias en los ganados.
- Tener un programa de control de desparasitación para el ganado vacuno.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Cordero Del Campillo M, Rojo A, Martínez R, Sánchez C, Hernández S, Navarrete C I, et al. Parasitología veterinaria. México: Editorial McGrawhill-interamericana; 1999.
2. Pinedo Y. Paramfistomosis bovina: Parasitosis emergente en el Perú. Sirivs. 2011.
3. Sánchez N, Tantalean M. Presencia de *Cotylophoron cotylophorum* (Trematoda, Paramphistomidae) en bovinos de Loreto, Perú. Rev. Perú. Biol. 2009; 16 (1): 141 - 142.
4. Urquhart G, Armour J, Duncan J, Dunn A, Jennings F. Parasitología veterinaria. 2^{da} ed. España: Editorial Acribia; 2001.
5. Quiroz H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México: Editorial Limusa; 2000.
6. Dirksen GH, Dieter M, Stober. Medicina interna y cirugía del bovino. 4^{ta} edición. Argentina: Intermedica; 2005. Pg.1172.
7. Barriga O. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago, Chile: Editorial-Germinal; 2002.
8. Lapage G. Parasitología veterinaria. 2^{da} ed. Londres: Editorial Oliver y Boyd; 1968.
9. Soulsby E. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7^{ma} ed. México: Editorial-Interamericana; 1987.
10. Junquera P. *Paramphistomum sp.*, gusanos trematodos parásitos del rumen en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. Suiza; 2007.

11. Tandon V, Maitra SC. Scanning electron microscopic observations on the tegumental surface of two rumen flukes (Trematoda: Paramphistomata). *Journal of Helminthology*. 1982; 56(2): 95-104.
12. Mattison RG, Hanna REB, Nizami WA. Ultrastructure and histochemistry of the tegument of juvenile paramphistomes during migration in Indian ruminants. *Journal of Helminthology*. 1994; 68: 211-221.
13. Panyarachu B, Sobhon P, Chotwiwatthanakun C, Anupunpisit V, Anuracpreeda P. *Paramphistomum cervi*: surface topography of the tegument of adult fluke. *Experimental parasitología*. 2010; 125(2): 9-95
14. Borchert A. *Parasitología Veterinaria*. Editorial Acribia, España; 1976.
15. Kumar V. *Trematodes infections and diseases on man and animals*. Edit Kluwer Academic PublishersGroup.1998. Pg. 368.
16. Vignau. *Parasitología práctica y modelos de Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos*. 1^{ra}.edición la Plata, Buenos Aires, Argentina. 2005. Pg. 51.
17. Gibson DI, Jones A, Rodney AB. *Keys to the Trematoda: vol 1*. London: CABI Pub. and the Natural History Museum. 2002. Pg. 521.
18. Dinnik JA. Intestinal paramphistomiasis and *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder in Africa. *Bulletin of Epizootic Diseases in Africa* 1964; 12: 439-454.
19. Alarcón E, Velásquez L. Descripción morfológica de *Cotylophoron cotylophorum* (Digenea: Paramphistomidae) hallado en bovinos de Rionegro, Antioquia, Colombia. *Rev Colom Cienc Pecua*. 2009; 22(2).
20. Paucar SE. Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. [Tesis para optar el título profesional de medicina veterinaria]. Perú: Universidad Mayor de San Marcos; 2008.
21. Hendrix CH. *Diagnóstico Parasitológico Veterinario*. 2^{da} ed. Madrid, España: Editorial: Mosby - Doyma; 1999.

22. Sey O. Life - cycle and geographical distribution of *Paramphistomum daubneyi* Dinnik, 1962 (Trematoda: Paramphistomata). Acta Vet Acad Sci Hung.1979; 25: 115-130.
23. Kechemir N. Description and life cycle of *Paramphistomum microbothrium*, Fiscoeder, 1901(Trematoda: Paramphistomidae). Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie. 1988; 56:147-159.
24. Percedo M, Larramendy. Infestacion natural de *Fossaria cubensis*, Pfeiffer, 1839, por estadios larvarios de la familia Paramphistomidae. Rvta Cuba Cienc Vet. 1989; 20(4): 233-238.
25. López LP, Romero J, Velásquez LE; Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermediario (*Lymnaea truncatula* y *Lymnaea columella*) en una granja del trópico alto en el Occidente de Colombia. Rev Colomb Cienc Pecu. 2008; 21: 9-18.
26. Santos ICS, Laramja RJ, Martins JRS, Cereser V.II. Hospedeiro intermediário do *Paramphistomum* (Fischoeder, 1901), *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835), Guaíba, RS, Brasil. Vol. IPVDF. 1986; 9: 19-25.
27. Müller G, Lara SIM, Ribeiro PB. Infecção natural e experimental de *Drepanotrema kermatoides* (Planorbidae) com *Paramphistomum* sp. no Rio Grande do Sul, Brasil. Rev Brasil Parasitol Vet. 1992; 1: 23-26.
28. Jensen R, Mackey DR. Enfermedades de los bovinos en los corrales de engorda. México: Hispanoamericana. 1973, 413p.
29. Olsen OW. Parasitología Animal. 1^{ra} ed. Barcelona: Aedos; 1977.
30. Kassai T. Helminología veterinaria. 1^{ra}.Edición. España: Editorial Acribia, S.A.; 1998. Pg. 13, 14.

31. Pfukenyi DM, Mukaratirwa S, Willingham AL, Monrad J. Epidemiological studies of amphistome infections in cattle in the Highveld and lowveld communal grazing areas of Zimbabwe. *Journal of Veterinary. Research.* 2005; 72: 67-86.
32. Odening K, Samnaliev P. A new amphistome cercaria from *Lymnea truncaluta* in Europe. *Ann. Parasitol. Hum.* 1987; 62: 117-121.
33. Postal JM. Les paramphistomoses gastro duodenales des ruminants. Contribution à l'étude de leur épidémiologie: Cas du foyer vendéen these Méd. Vét. Haute Loire, Francia. *École Nationale Veterinaire D`Alfort.* 1984; 194: 125p.
34. Mage E, Bourgne H, Toullieu JM, Rondelaud D, Dreyfuss T. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: changes in cattle and in *Lymnea truncatula* from central France over the past 12 years. *Veterinary Research.* 2002; 33: 439-447.
35. Stancampiano L, Corradini D, Bulgarelli M, Micagni G, Battelli G. Parasites of the digestive tract in beef cattle imported from France to Italy. *Parassitologia.* 2007; 49: 101-6.
36. Gonzales-Warleta M, Ladosa S, Castro-Hermida JA, Martínez-Ibeas AM. Bovine paramphistomosis in Galicia (Spain): prevalence, intensity, aetiology and geospatial distribution of the infection. *Vet. Parasitol.* 2013; 31; 191 (3-4), 63-252.
37. Rolfe PF, Boray JC, Nichols P, Collins GH. Epidemiology of Paramphistomosis in cattle. *International Journal of Parasitology.* 1991; 21: 813-9.
38. Kelly JD, Henderson AWK. *Calicophoron calicophorum* (trematodo: Paramphistomatidae) and Paramphistomiasis in domestic cattle in the east Kimberley district of Western Australia. *Tropical Animal Health and production.* 1973; 5: 192-195.
39. Kumara P, Hafeez M. Prevalence of Paramphistomosis in cattle in Chittoor district of Andhra Pradesh. India. *Journal of Parasitic Diseases.* 2005; 29: 1-8.

40. Tariq KA, Chishti MZ, Ahmad F, Shawl AS. The epidemiology of paramphistomosis of sheep (*Ovis Aries* L.) in the North West temperate Himalaya region of India. *Vet. Res. Commun.* 2008; 32: 383-91.
41. Mahato SN, Rai K. Prevalence of Paramphistomosis in cattle in the Kosh zone of Nepal. *Veterinary Review - Kathmandu* 1992; 7: 63-64.
42. Nasreen A, Mohammad IR, Mirbahar KB, Memom MI, Soomro SA. Prevalence of Helminthiasis in Buffaloes in cattle Colony Hyderabad. *Journal of Biological Sciences* 2001; 1(3): 158-159.
43. Sevimli Fk, Kose M, Kozan E, Dogan N. Paramphistomiasis y distomatosis en bovinos de la provincial de Afyon. *Sociedad Turca de Parasitología.* 2005; 29(1).
44. Pavlovic I, Savic B, Ivanovic S, Cirovic D. First occurrence of *Paramphistomum microbothrium* (Fischoeder 1901) in roe deer (*Capreolus capreolus*) in Serbia. *J. wildl. Dis.* 2012; 48: 520-2.
45. Coskun S, Eslami A, Halajian A, Nikpey A. Amphistome species in cattle in South coast of caspian sea. *Iran J Parasitol.* 2012; 7(1): 5-32.
46. Dinnik JA, Dinnik NN. The growth of *Paramphistomum microbothrium* Fishoeder to maturity and its longevity in cattle. *Bulletin of Epizootic Diseases in Africa* 1962; 10: 27-31.
47. Horak IG. Paramphistomiasis of domestic ruminants. *Advances in Parasitology* 1971; 9: 33-72.
48. Pacenovskiy J, Zàhor Z, Krupicer I. The first finding of *Paramphistomum daubneyi* (Dinnik, 1962) in beef cattle in Algeria. *Vet. Med.* 1987; 32: 84-379.
49. Titi A, Mekroud A, Sedraoui S, Vignoles P, Rondelaud D. Prevalence and intensity of *Paramphistomum daubneyi* infections in cattle from north-eastern Algeria. *J. helminthol.* 2010; 84: 81-177.

50. Sanchis J, Sanchez R, Macchi MI, Piñeiro P, Suarez JL, Cazapal C. Infection by Paramphistomidae trematodes in cattle from two agricultural regions in NW Uruguay and NW Spain. *Vet. Parasitol.* 2012; 16; 191:71-165.
51. Díaz C. Parasitología de los Animales Domésticos en Venezuela. Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico. Maracaibo, Estado Zulia. Venezuela.1970, 1097p.
52. Moreno LJ, Domínguez M, Para. Helmintos Gastrointestinales de bovinos de los Estados Guàricos, Zulia y Apure en Venezuela. *Veterinaria Tropica.*1980; 1: 35-42.
53. Soares CF, Araujo JL, Araujo AMD. Incidencia de *Paramphistomum ichikawai* Fukui, 1922 (trematoda: Paramphistomatidae) en bovinos no Estado do Parà, Brasil. *Rev. Brazilian. Journal of Veterinary Parasitology* 1993; 2(1): 67-69.
54. Do Nascimento CG, Do Nascimento AA, Mapeli EB, Tebaldi JH, Duarte JMB, Hoppe EG. Naural infection by Paramphistomoidea Stiles and Golberger, 1910 trematodes in wil marsh Deer (*Blastocerus dichotomus* Illiger, 1815) from sèrgio Mottas's hydroelectric power station flooding area. *Rev. Brasil Parasitol. Vet.* 2006; 15(4): 133-137.
55. Rangel LJ, Albores ST, Gamboa J. Seasonal trends of *Paramphistomum cervi* in Tabasco, Mexico. *Vet. Parasitol.* 2003; 116: 217-22.
56. Romero L. Seguimiento histórico de *Paramphistomum cervi*, parásito exótico difundido en el Estado de Morelos. México 2011.
57. Velastegui FJ, Guerra J. Prevalencia de parasitosis por *Paramphistomum spp.* en ganado bovino del Cantón el Chaco, Provincia del Napo [Tesis para optar el título profesional de medicina veterinaria]. Ecuador: Universidad Central Del Ecuador; 2012.
58. Tantalean MR, Martínez D, Juárez. Estudio de algunos trematodos del Perú. *Rev. Per Med Tropical. U.N.M.S.M.* 1975; 3 4(1): 46-56.

59. Trigueros A. Parasitosis gastrointestinal en ovinos pelibuey en trópico húmedo peruano. En: XXVI Reunión Científica Anual de la APPA. Pucallpa: Asociación Peruana de Producción Animal, 2003.
60. Rojas CM. Parasitismo de los rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima: ed. Maijosa 383p; 2011.
61. Torrel PT. Paramphistomosis en Cajamarca. Universidad Nacional De Cajamarca Facultad de Ciencias Veterinarias, 20p; 2008.
62. Pinedo Y. Prevalencia de trematodos de la familia paramphistomatidae en bovinos en el distrito de Yurimaguas, provincia del Alto Amazonas-Loreto. [Tesis para optar el título profesional de medicina veterinaria]. Perú: Universidad Mayor de San Marcos; 2009.
63. Núñez J. Fundamentos de Parasitología Veterinaria. Buenos Aires: Editorial: Hemisferio Sur; 1987.
64. Rojas M. Nosoparasitosis de los Rumiantes Domésticos Peruanos. 2^{da} ed. Lima, Perú; 2004.
65. Bowman DD, Lynn RC, Eberhard ML. Parasitología para Veterinaria. 8^{va} ed. España, 2004.
66. Keyyu JD, Kassuku AA, Msalilwa LP, Monrad J, Kyvsgaard NC. Cross - sectional prevalence of helminth infections in cattle on traditional, small - scale and large - scale dairy farms in Jringa District, Tanzania. Veterinary Research Communicarions. 2006; 30: 45-55.
67. Scala A, Ligios C, Satta G, Gaetani W, Sini T. Parassitosi bovine: rilevi epidemiologici in Sardegna. Praxis Veterinaria. 1997; 3: 10-13.
68. Arias M, Lomba C, Panceira A, Vásquez L, Cienfuegos S. Trematodosis parasitarias en bovinos sacrificados en el Noroeste de España. Parasitología y enfermedades parasitarias. 2006; 325-332.

69. Szmidt V, Abrous M, Adjidècc, Dreyfuss T, Lecompte A, Cabaret J. Prevalence of *Paramphistomum daubneyi* infection in cattle in central France. *Vet Parasitol.* 2000; 87: 133-138.
70. Paz A. Parafistomosis Bovina: Enfermedad Emergente en el Área Mediterránea. España; 2006
71. Schmidt GD, Roberts LS. *Foundations of Parasitology.* 8^{va} ed. Nueva York: Mc Graw Hill Higher education; 2009.
72. Radostits OM, Gay CC, Blood CD, Hinchcliff KW. *Medicina Veterinaria: Tratado de las enfermedades del Ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino.* 9^{na} ed. España: Mac Grow - Hill - Interamericana; 2002. Pg.192
73. Eduardo SL. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischeoeder. 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. II. Revision of the genus *Paramphistomum*. *Systematic Parasitology.* 1982; 4: 189-238.
74. Levine ND. *Tratado de Parasitología veterinaria.* 1^{ra} ed. España. Editorial Acribia Zaragoza; 1978.

ANEXOS

ANEXO 1

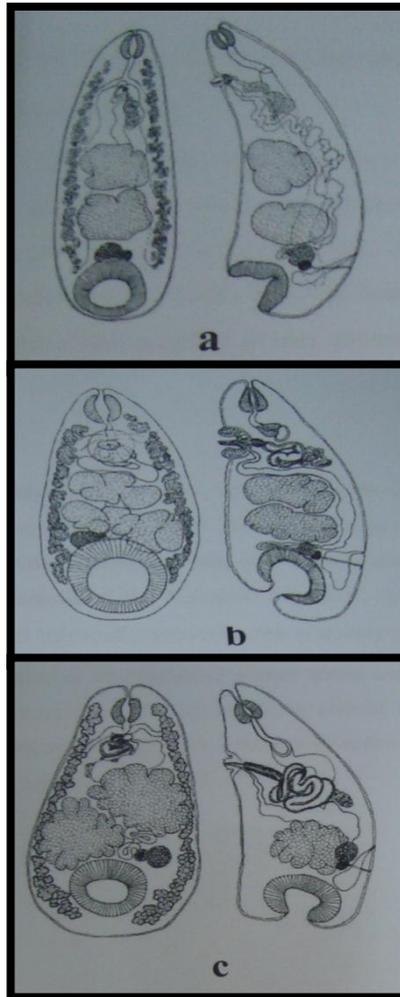


Figura 1 Trematodos adultos de la familia paramphistomidae, vista ventral y sagital. 2a. *Paramphistomum cervi*. 2b. *Cotylophoron cotylophorum*. 2c. *Calicophoron calicophorum*.

Fuente: Eduardo SL; 1982 (72).

ANEXO 2

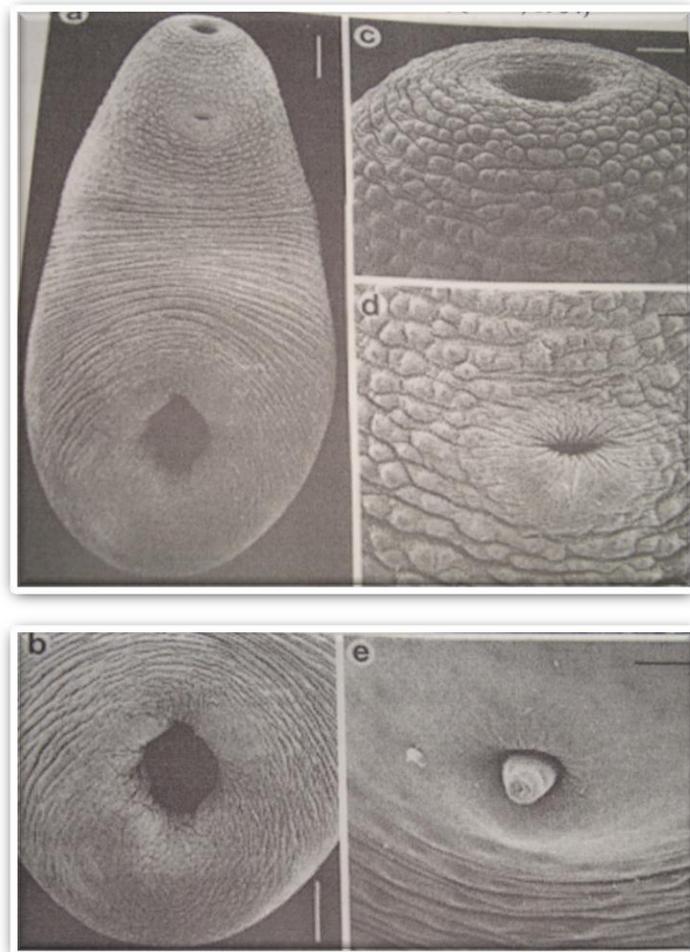


Figura 2 Morfología general de *Paramphistomum* sp. a. Vista ventral, b. Región acetabular, c. Extremo anterior, tegumento papilar, d. Región del poro genital, e. Eversión de una papila genital.

Fuente: Eduardo SL; 1982 (72).

ANEXO 3

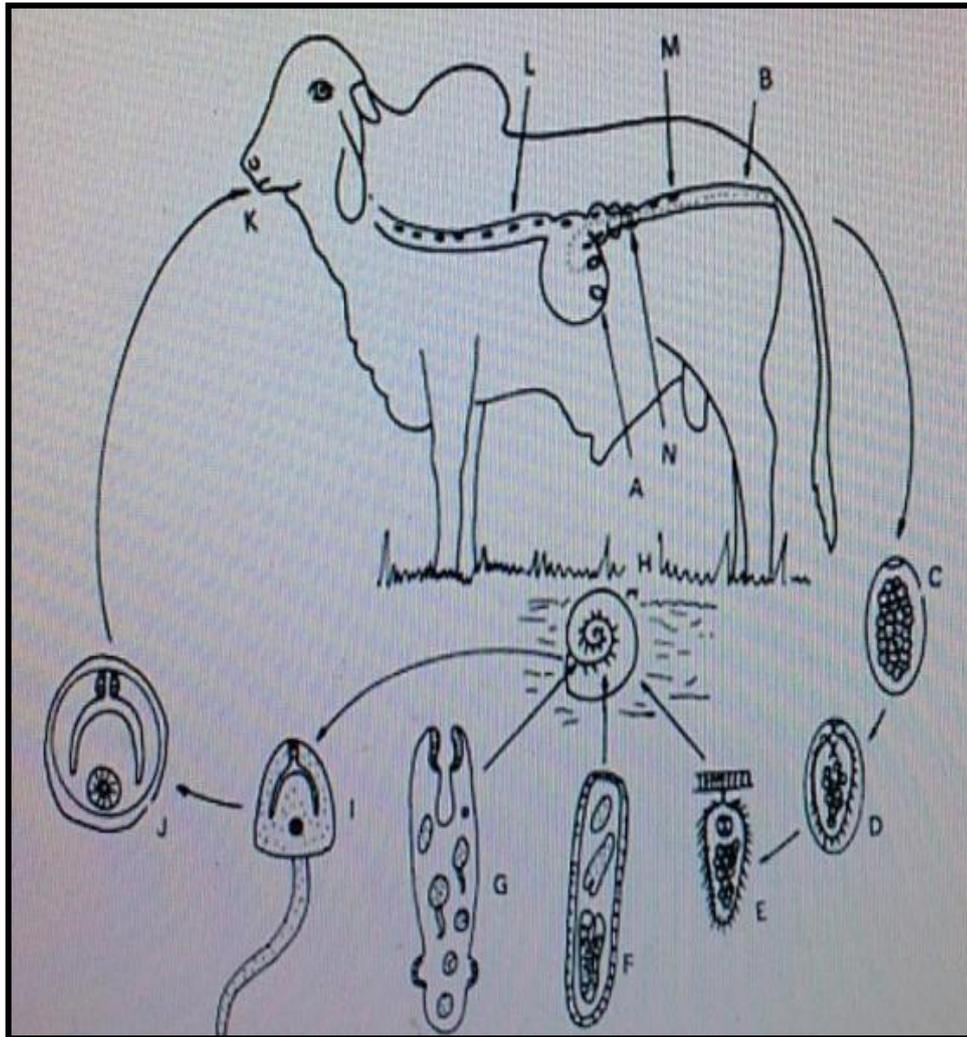


Figura 3 Ciclo biológico de los paramfistomidos.

Fuente: Quiroz H; 2000 (4).

ANEXO 5

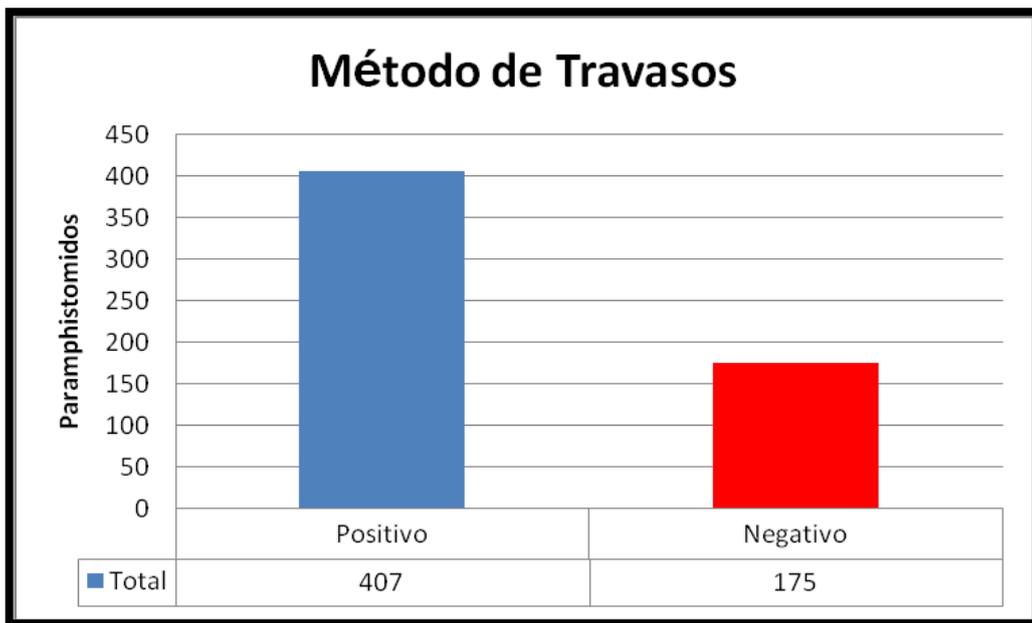


Gráfico 1: Presencia por paramfistomidos en bovinos en el camal municipal de Coronel Pedro Portillo Ucayali, 2013.

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 6

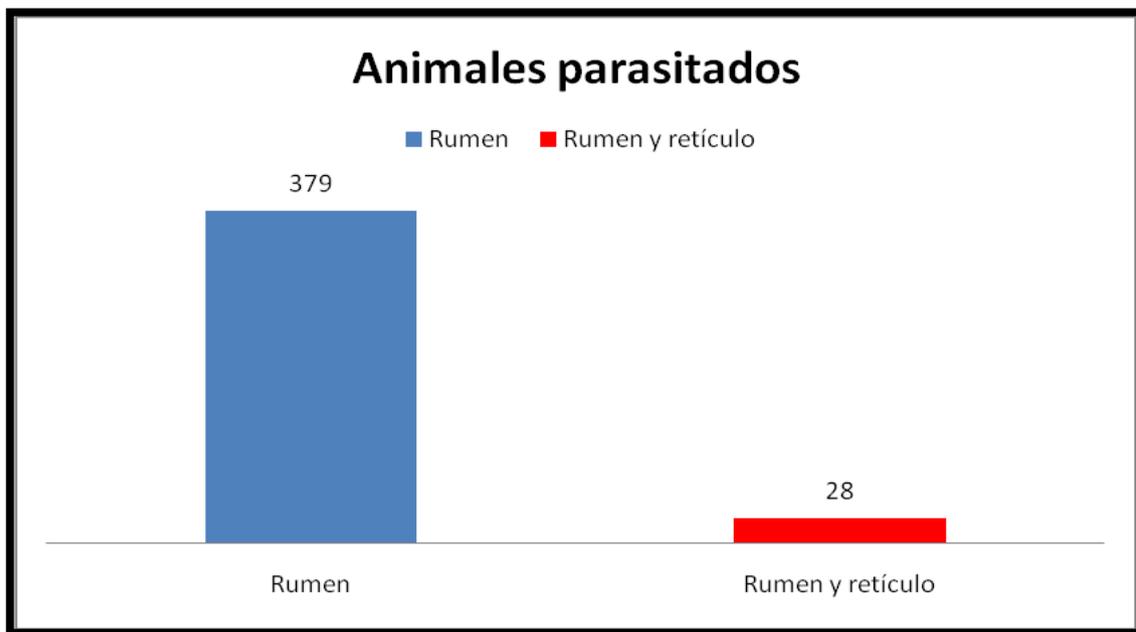


Gráfico 2: Presencia de Paramphistomidos según localización, recolectado de los bovinos faenados en el camal

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 7

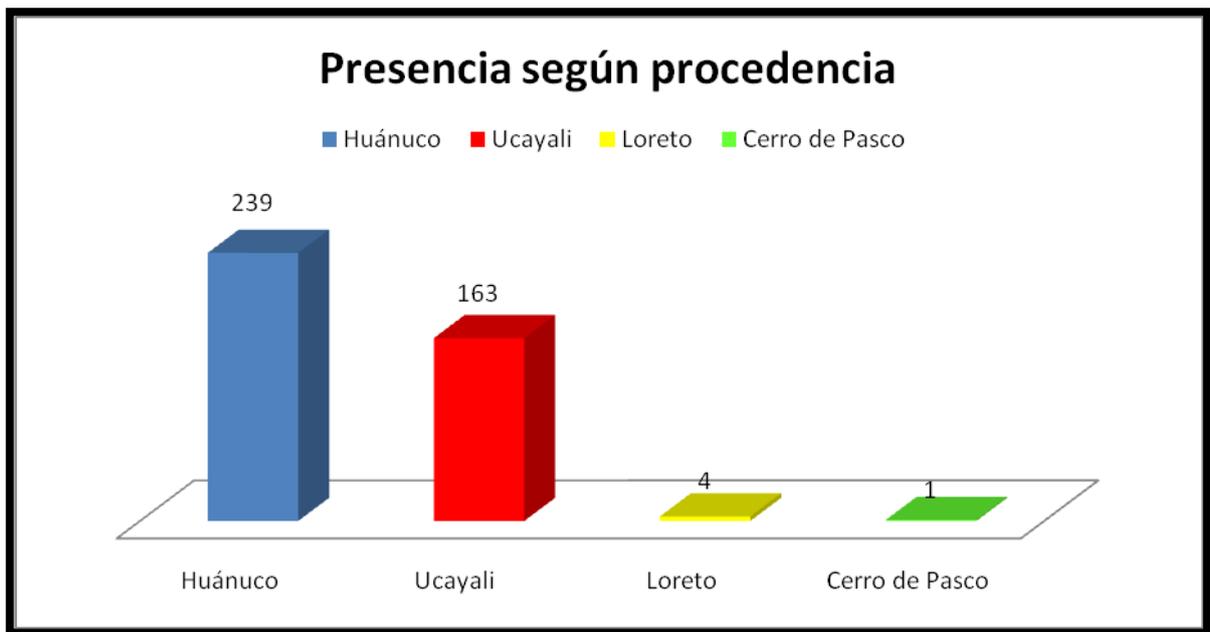


Gráfico 3: Presencia de trematodos de la familia Paramphistomidae según procedencia de los bovinos faenados en el camal.

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 8

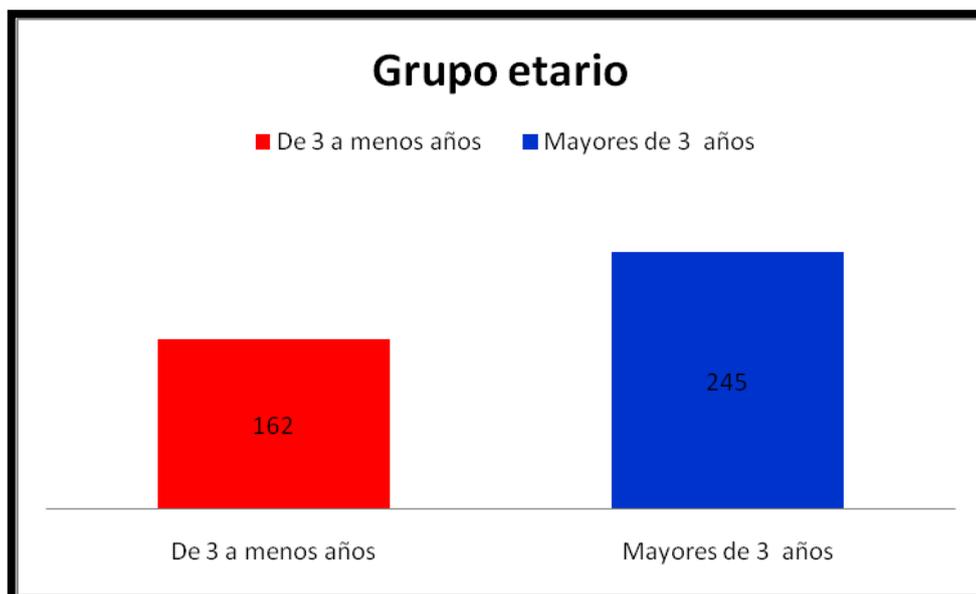


Gráfico 4: Presencia de parasitosis según grupo etario de los bovinos faenados en el camal municipal

Fuente: Elaboración propia.

ANEXO 9

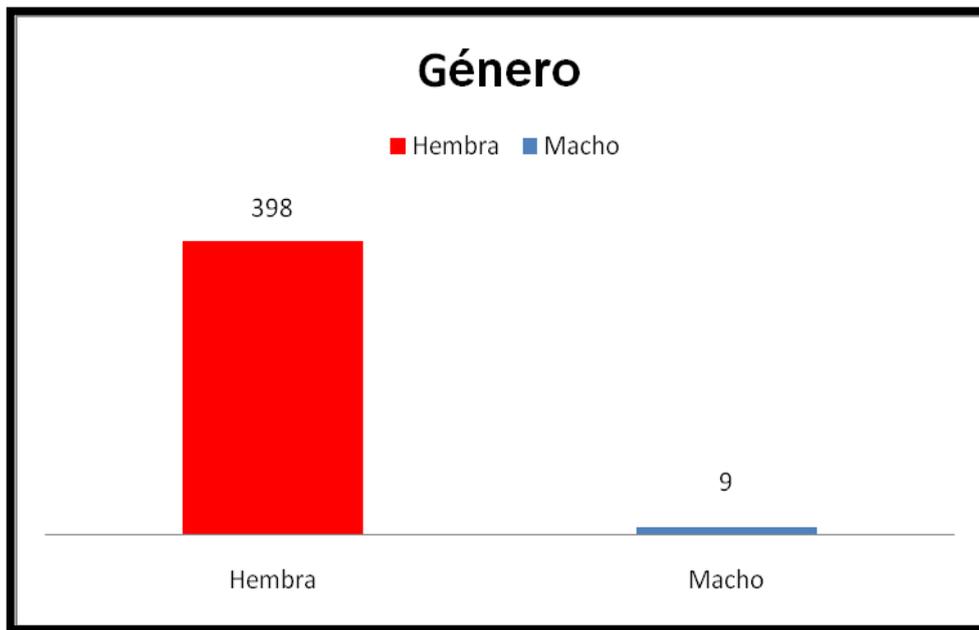


Gráfico 5: Presencia de la familia paramphistomidae según género
Fuente: Elaboración propia

ANEXO 10



Figura 4 Paramphistomidos adheridos a la mucosa del rumen.

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 11



Figura 5: Paramfistomidos adheridos a la mucosa del retículo.

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 12



Figura 6: Parásitos adultos vistos en fresco

Fuente: Elaboración propia