

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN
CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE
MEDICINA VETERINARIA**



**“EVALUACION DEL ENDOPOLIPARASITISMO EN OVINOS,
CAPRINOS Y EQUINOS DEL ANEXO SAN ANTONIO DE
CHACLACAYO DEL DISTRITO DE VINCHOS – AYACUCHO 2013”**

Tesis para optar el Título Profesional de:

MEDICO VETERINARIO

Presentado por:

Bachiller : **KELLY ROJAS RICALDE.**

AYACUCHO – PERÚ

2014

**“EVALUACIÓN DEL ENDOPOLIPARASITISMO EN OVINOS,
CAPRINOS Y EQUINOS DEL ANEXO SAN ANTONIO DE
CHACLACAYO DEL DISTRITO DE VINCHOS – AYACUCHO 2013”**

Recomendado : 18 de noviembre de 2014

Aprobado : 15 de diciembre de 2014



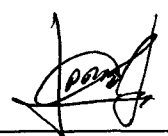
M.V. FLORENCIO CISNEROS NINA
Presidente del Jurado




M.V.Z. MAGALY RODRÍGUEZ MONJE
Miembro del Jurado



M.V.Z. JULIO CESAR SOTO PALACIOS
Miembro del Jurado



M.V. JULIO ALBERTO RUIZ MAQUEN
Miembro del Jurado



Dr. ROMULO AGUSTIN SOLANO RAMOS
Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar agradecer a ti Dios por bendecirme para llegar hasta donde he llegado, porque hiciste realidad este sueño anhelado.

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga y a la Escuela de Formación Profesional de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agrarias.

A la M.V.Z. Magaly Rodríguez Monje, mi agradecimiento por haberme orientado y brindado sugerencias para la realización de este trabajo de investigación.

A mis docentes que durante toda mi carrera profesional han aportado con un granito de arena a mi formación, y en especial al M.V. Florencio Cisneros, M.V. Julio Ruiz, M.V.Z. Julio Soto, Ing. Rogelio Sobero, Jorge Zamora, por sus consejos, su enseñanza y más que todo por su amistad.

Agradecer a todas las personas que han formado parte de mi vida estudiantil por su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón, sin importar en donde estén quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga

ÍNDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
RESUMEN	vi
INTRODUCCION	viii
OBJETIVOS	x
Objetivo General	x
Objetivos Específicos	x
CAPITULO I	
REVISION BIBLIOGRAFICA	1
1.1 Antecedentes	1
1.2 Historia de los ovinos	3
1.3 Historia de los caprinos	5
1.4 Historia de los equinos	6
1.5 Endoparasitismo en animales domésticos	7
1.5.1 Nematodos	8
1.5.2. Características internas	8
1.5.3 Características externas	11
1.5.4 Ciclo biológico	12
1.5.5 Orden strongylida	15
1.6 Factores que afectan el desarrollo de los nematodos	29
1.7 Diagnostico coproparasitológico	29
1.8 Cestodiasis intestinal (moneziosis)	32

CAPITULO II	
MATERIALES Y METODOS	37
2.1. Ubicación	37
2.2. Duración del trabajo	37
2.3. Materiales	38
2.3.1. Material biológico	38
2.3.2. Materiales para colección y transporte de muestras	38
2.3.3. Equipos de laboratorio	38
2.3.4. Materiales de vidrio	38
2.3.5. Reactivos	38
2.3.6. Otros	39
2.4. Metodología	39
CAPITULO III	
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
3.1. Población de equinos, ovinos y caprinos	44
3.2. Porcentaje de parásitos en equinos, ovinos y caprinos	46
3.3. Carga parasitaria en equinos, ovinos y caprinos	51
3.4 Endopoliparasitismo en equinos, ovinos y caprinos	54
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	56
4.1 CONCLUSIONES	56
4.2 RECOMENDACIONES	57
4.3 REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	59
ANEXOS	64

INDICE DE GRAFICOS

Gráfico 1: Porcentaje de muestras positivas y negativas al análisis.....	31
Gráfico 2: Porcentaje de especies de endoparásitos encontrados en equinos.....	33
Gráfico 3: Porcentaje de especies de endoparásitos encontrados en ovinos.....	34
Gráfico 4: Porcentaje de especies de endoparásitos encontrados en caprinos.....	35
Gráfico 5: Carga parasitaria de endoparásitos en equinos.....	36
Gráfico 6: Carga parasitaria de endoparásitos en ovinos.....	37
Gráfico 7: Carga parasitaria de endoparásitos en caprinos.....	38
Gráfico 8: Carga parasitaria del Endopoliparasitismo en equinos, ovinos y caprinos.....	39

RESUMEN

El presente trabajo se llevó a cabo entre los meses de Agosto a noviembre del 2013 en el Anexo San Antonio de Chacacayo del Centro Poblado de Paccha , Provincia de Huamanga, Distrito de Vinchos, Departamento de Ayacucho el objetivo fue identificar el endopoliparasitismo de equinos, ovinos y caprinos. Se recolectaron 60 muestras de heces, 20 para cada especie, las que fueron analizadas en el laboratorio. Del total de muestras analizadas, se tuvo el 75% de muestras positivas. El mayor porcentaje de parásitos en los equinos fue parascaris con un 34.81%, seguido de *Trichostrongylus sp.* con 26.58%, *Estrongylus sp.* con 18.35%, *Dictyocaulus sp.* con 9.49%, *Estrongyloides* 8.86% y menor porcentaje *Oesophagostomun sp.* con 1.9%. En ovinos la mayor cantidad al *Trichostrongylus* con 36%, *tenia sp.* con 27.50 %, *strongyloides sp.* con 6.5%, *Eimeria ovis* con 6%, *Thyzanosoma actinoides* con 5%, *Moniezia expanza* con 4.5%, *Cooperia sp.* y *Chavertia ovina* con 4%, *Oesophagostomun sp.* con 3.5% y en menor porcentaje tenemos a *fasciola* con 3%. En caprinos el mayor porcentaje para

Fasciola hepática con 24.79%, *Trichostrongylus sp.* con 21.79%, *Trichuris ovis* con 19.66%, *Estrongyloides sp.* con 16.24%, *Chavertia ovina* con 12.82% y con menor porcentaje al *Dictyocaulus sp.* con 4.70%. Según la carga parasitaria en los equinos, fue mayor para el *Parascaris equorum* con 688 HPG, *Dictyocaulus sp.* con 500 HPG, *Estrongyloides sp.* con 467 HPG, *Trichostrongylus sp.* con 382 HPG, *Estrongyloides sp.* con 363 HPG y en menor grado el *Oesophagostomun sp.* con 300 HPG infestación leve. En ovinos la mayor es para el *Trichostrongylus sp.* y *Chavertia ovina* con 800 HPG en promedio, seguido de *Tenia sp.* con 786 HPG, *Oesophagostomun sp.* con 700 HPG, *Thyzanosoma actinoides* con 500 HPG, *Strongyloides sp.* con 433, *Eimeria ovis* y *Cooperia sp.* con 400 PHG, *Moniezia expanza* con 300 HPG, *Fasciola hepática* con 200 HPG, En caprinos la mayor carga es el *Trichuris ovis* con 575 HPG, *Fasciola hepatica* con 528 HPG, *Chavertia ovina* con 500 HPG, *Estrongyloides sp.* con 475 HPG, *Trichostrongylus sp.* con 464 HPG, y una menor carga para el *Dictyocaulus sp.* con 275 HPG,

Palabras claves: Endopoliparasitismo, Huevos por gramo de heces, carga parasitaria.

INTRODUCCION

El poliparasitismo es normalmente producido por infecciones mixtas de nematodos, los que son huéspedes específicos de estas especies: *Graphinema aucheniae*, *Mazamastrongylus peruvianus*, *Camelostongylus mentulatus*, *Nematodirus spatiger* y otros géneros compartidos con los rumiantes domésticos: *Ostertagia* (Teladorsagia), *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Bunostomum*, *Chabertia*, *Oesophagostomum*, *Trichuris*, *Skrajabinema* y *Capillaria* cuando conllevan las mismas áreas de pastoreos. Cestodos como las Moniezas, protozoarios de las especies: Eimerias, toxoplasma y cryptosporidium así como artrópodos. En estas condiciones, las enfermedades parasitarias ocasionan pérdidas cuantiosas a los productores, las cuales se estiman en un millón y medio de dólares anuales (Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999). En tales modalidades de crianza poco se conoce la situación del poliparasitismo más aun en nuestra región no hay reportes que reflejen el grado de prevalencia etaria, gama de parásitos o poliparasitismo, parásitos comunes, parásitos

específicos, etc. La mayoría de los estudios se ocupan de los parásitos en un ganado en concreto. Motivo por el cual se pretende determinar el grado de prevalencia de los parásitos ya que estos parásitos ocasionan una gama de alteraciones fisiopatológicas originadas por su penetración, migración y hábitos alimenticios; tales como anemia e hipoproteinemia por la pérdida de sangre; disminución del apetito, por el dolor causado mediante la acción traumática ejercida por los parásitos; mayor actividad metabólica, para compensar la pérdida de sangre y proteínas extraídas por el parásito; y modificación de la composición corporal y del metabolismo energético (Cebra CK, et al. 2007).

En tal sentido el desconocimiento de las especies de parásitos que afectan a nuestros animales como ovinos, caprinos y equinos del Anexo San Antonio de Chaclacayo del Centro Poblado de Paccha, Distrito de Vinchos nos permitirá adoptar medidas estratégicas de control y en base a resultados recomendar a los productores el adecuado tratamiento y el medicamento específico para cada especie animal. Formulándose los siguientes objetivos:

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

- Determinar el endopoliparasitismo en equinos, ovinos y caprinos del Anexo de San Antonio de Chaclacayo Distrito de Vinchos - Ayacucho.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar especies de endoparasitos en equinos, ovinos y caprinos del Anexo de San Antonio de Chaclacayo del Distrito de Vinchos - Ayacucho.
- Determinar la Carga endoparasitaria en equinos, ovinos y caprinos del Anexo de San Antonio de Chaclacayo del Distrito de Vinchos- Ayacucho .

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. ANTECEDENTES

Una encuesta helmintológica llevada a cabo mediante análisis coprológico cuantitativo y necropsias parasitarias a un total de 72 ovinos y 72 caprinos adultos provenientes de la localidad de Pedregal, Edo Falcón, Venezuela, reveló que no existen diferencias estadísticamente significativas entre las prevalencias de estrogilos digestivos, *Strongyloides papillosus*, *Moniezia expansa* y *Trichuris ovis*, en los ovinos y caprinos muestreados. Así mismo no se encontraron diferencias estadísticamente significativas para los conteos de huevos por gramo (hpg) de estrogilos digestivos. La disposición espacial de los vermes y del hpg fue en agregados. Los más altos conteos de hpg y las mayores cargas de vermes fueron albergados por sólo el 15,3% de los hospedadores, quienes a similitud del concepto usado en parasitología humana, podrían ser denominados “acumuladores de

parásitos” o “Worm y animals”. Se discuten las medidas de control a aplicar, considerando el tratamiento diferencial de los animales de acuerdo a la carga, considerando criterios como la predisposición individual a las infecciones parasitarias (Morales, 1998).

Se determinó la incidencia de parásitos gastrointestinales en la provincia de Lambayeque y se ensayó en un bioclimático para establecer la relación existente entre la humedad relativa y temperatura con la incidencia parasitaria en caprinos. Se tomó una muestra de 100 caprinos de ambos sexos que fueron monitoreados mensualmente durante 1 año mediante análisis coprológicos. De un total de 1200 muestras de heces analizadas, 1159 fueron positivas (96.58 por ciento). Con un promedio de infestación de 8.62 por ciento huevos tipo *Stronglyus* por gr. de heces. Los sectores con mayor incidencia fueron Corral de Arena (Olmos), El Marco (Jayanca) y Los Angeles (Jayanca) con 100 por ciento de muestras positivas (Milian, 1989).

Se realizó un estudio coprológico empleando la técnica de flotación McMaster (Willis-Molloy) a un total de 650 equinos (*Equus caballus*), raza Pura Sangre de Carrera, 300 machos y 350 hembras, todos de 2 años de edad, procedentes de centros de cría de la región central de Venezuela durante el periodo de cuarentena 2010 en el Hipódromo “La Rinconada” Caracas, Venezuela. El estudio parasitológico reveló la presencia de huevos de estróngilos en 477 equinos (73%), huevos de *Parascaris equorum* (Goeze, 1782) en 23 (4%) y 150 negativos

(23%). La presencia de estróngilos se mantuvo por equino entre un rango de 550-1850 HPG (Huevos por gr de heces), mientras que *P. equorum* fue para 250-600 HPG. Estos resultados parecen indicar un plan sanitario inadecuado y específicamente en el control de parásitos. Es posible una resistencia parasitaria a los desparasitantes de uso convencional, pero también pudiera estar asociado a los cambios climáticos que modifican el ciclo biológico de estos parásitos. En conclusión, se registró la presencia de parásitos gastrointestinales en equinos de Pura Sangre de Carreras, durante el periodo de cuarentena en el Hipódromo "La Rinconada" Caracas, Venezuela (Avelardo, 2010).

1.2 HISTORIA DE LOS OVINOS

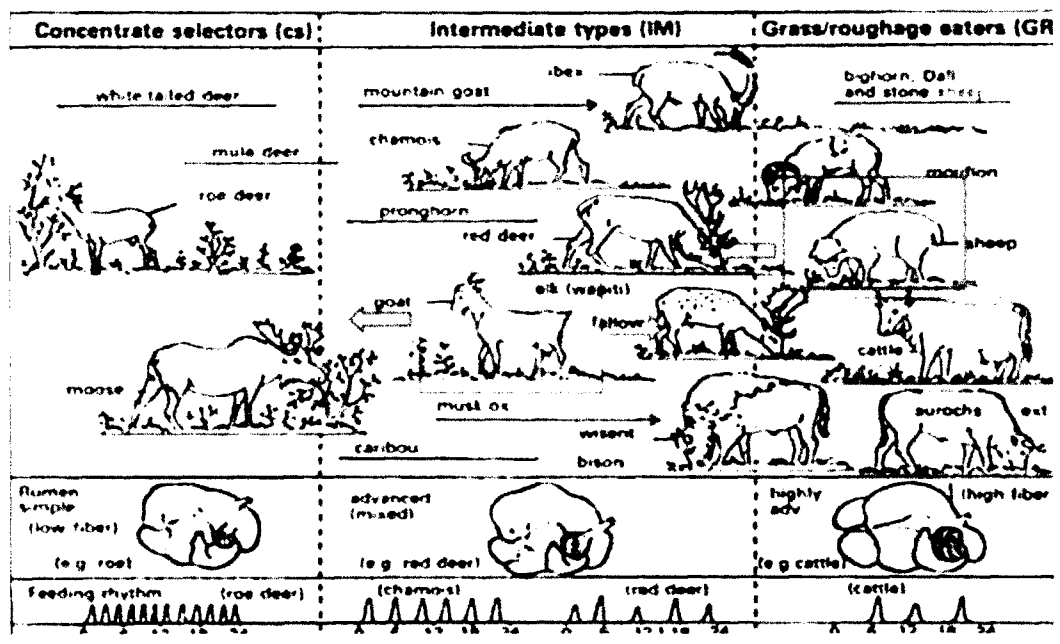
Se estima que la domesticación de las ovejas se inició en el periodo neolítico (ganadería neolítica) entre 8000 y 5000 años A.C, en este mismo periodo ocurre la domesticación del perro (*Canis familiaris*) a partir de su antecesor el lobo (*Canis lupus*), de la cabra (*Capra hircus*) de su antecesor *Capra aegagrus*, buey (*Bos Taurus*) a partir del Uro (*Bosprimigenius*) y el cerdo (*Sus domesticus*) a partir del jabalí (*Sus scrofa*) (Zohary et al, 1998).

Estudios basados en investigación arqueológica y de genética molecular han identificado el origen de la domesticación de la oveja en el oriente medio, correspondientes a la región del antiguo Egipto, Mesopotamia y Persia, en esta zona geográfica se dio la primera

transformación de la formas de vida de las comunidades primitivas, en donde pasaron de ser comunidades nómadas de economía recolectora a ser comunidades sedentarias de economía productora (Zohary et al, 1998).

Las ovejas a través de un largo proceso evolutivo bajo la influencia selectiva de la naturaleza y del hombre mostraron gran adaptación y amplia distribución geográfica encontrándose en la mayoría de climas donde habita el hombre.

CLASIFICACION LOS RUMIANTES (HOFMANN, 1988)



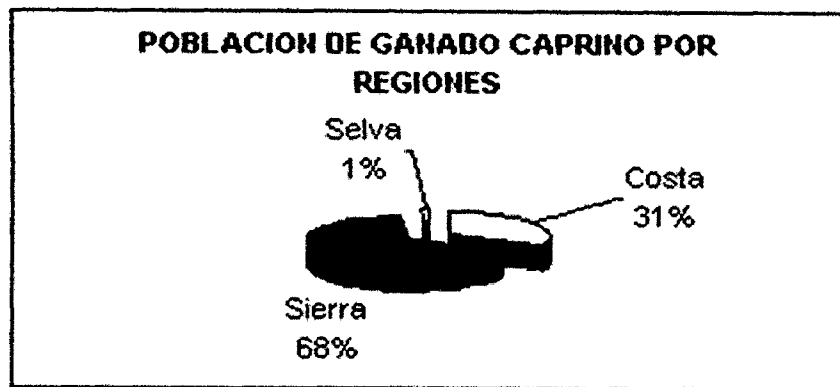
Posición de especies rumiantes de Europa y América del Norte a lo largo de la continuidad y tipos de alimentación morfofisiológicos (Hofmann 1988).

1.3 HISTORIA DE LOS CAPRINOS

La crianza de caprinos en el Perú presenta diversos factores que limitan su desarrollo; como por ejemplo, casi la totalidad de animales viven en un solo grupo y sin controles sanitarios. Además carecen de un programa de mejoramiento genético y de técnicas apropiadas de manejo. Otro de los factores que limita el desarrollo del sector es la carencia de créditos y asistencia técnica, los inadecuados canales de comercialización, no tienen una cadena productiva articulada y baja capacidad de negociación de sus productos (Arroyo,1990; Arroyo, 1998).

La población de ganado caprino llega a 2 004 374 cabezas en el año 2001, encontrándose distribuida en mayor proporción en la región Sierra (68%) y Costa (31%), siendo escasa en la selva (1%). La producción de carne de caprino sigue una tendencia decreciente en los últimos cinco años, llegando a 6 466.9 t.m. en el año 2001. No existen estadísticas oficiales para la producción de leche caprina, sin embargo se estima una producción anual de 18 800 t.m. (Arroyo,1990; Arroyo, 1998).

Los principales departamentos con mayor población de caprinos son Piura, Ayacucho, Lima, Huancavelica e Ica, representando a más del 55% del total nacional.



Fuente: MINAG-OIA, 1994

1.4 HISTORIA DE LOS EQUINOS

La evolución del caballo puede seguirse a través del registro fósil hasta llegar al Hyracotherium (también llamado Eohippus), un pequeño mamífero herbívoro que vivió durante el Eoceno. El Hyracotherium era un animal con tamaño similar al de un zorro, y tenía cuatro dedos en las patas delanteras y tres en las traseras, terminando cada uno en una uña. En esa época aparecieron a la vez en Norteamérica y Eurasia diversas especies y géneros relacionados. Parece ser que las especies euroasiáticas desaparecieron; sin embargo, las especies americanas dieron lugar durante el Oligoceno al género Meshippus del tamaño de una gacela, que tenía sólo 3 dedos en las patas delanteras. Algo más tarde, en el Mioceno, al Meshippus le sucedió el Hypohippus y Anchitherium; se cree que ambas especies colonizaron después Eurasia desde América del Norte. Otros descendientes de Meshippus fueron el Miohippus y Merychippus; este último género desarrolló dientes con coronas muy altas, lo que le permitió, a diferencia de Hyrachotherium, que pastaba hierba, ramonear las hojas y brotes de

árboles y arbustos. Entre los descendientes de Merychippus estaba el Hipparion, que durante el Plioceno se desplazó y expandió desde Norteamérica hasta Eurasia, y el Pliohippus (primer antepasado de un solo dedo), antecesor de Pleshippus y de su sucesor, el caballo moderno, es decir, el género Equus (Evans, 1990).

1.5 ENDOPOLIPARASITISMO EN ANIMALES DOMESTICOS

Las enfermedades parasitarias se encuentran entre las causas más frecuentes e importantes, la palabra parásito proviene del griego Para, que significa al lado de; y sitos, cuyo significado es alimento. Un parásito es aquel ser que vive a expensas de un individuo de otra especie, estrechamente asociado durante una parte o la totalidad de su ciclo vital. El parásito utiliza al huésped como su biotopo o vivienda, dejando al huésped las funciones de regular, total o parcialmente, sus relaciones con el medio ambiente (Quiroz, 1994; Lapage, 1982).

Para identificar el tipo de endoparásitos es importante determinar las características de cada organismo, para ello se dividen en grupos: Protozoarios y helmintos (cestodos, trematodos y nematodos) (Quiroz, 1994; Lapage, 1982).

La palabra helminto deriva del griego helmins o helmintos. Hace referencia a los vermes. Es un término que debe aplicarse solo a las especies, parasitas o no, que pertenecen a los phylaPlatyhelminthes o Nematelminthes (Quiroz, 1994; Lapage, 1982).

1.5.1 Nematodos

La clase Nematoda, que pertenece al phylum de los nemathelminthes, contiene a todos los parásitos redondos de importancia veterinaria (Solorio y Navarro, 1992). Estos helmintos son cilíndricos, uno de los dos extremos, o ambos pueden estar acuminados (puntiagudos o afilados), no existiendo separación entre las distintas partes corporales. La superficie corporal raras veces es lisa, siendo en la mayoría de los casos anillada. Son largos, cilíndricos y delgados en ambos extremos. Los adultos miden 1 a 30 cm. de longitud. Tienen un tracto digestivo completo, cutícula resistente y elástica. El área bucal está especializada para fijarse al huésped y alimentarse de él. (Lapage, 1982; Quiroz, 1994; Soulsby, 1987).

1.5.2 Características Internas

El sistema digestivo es tubular y flota dentro de la cavidad corporal, que está llena de líquido. La abertura bucal o estoma, en su forma más simple, no es más que un poro, pero con frecuencia está formada por dos o tres labios. En organismos altamente evolucionados, la abertura bucal es ancha y desemboca a una cápsula bucal que es de tamaño variable. En la cápsula bucal, de muchos géneros de esta superfamilia, y en especial en los de la familia Ancylostomatidae, también se observan unas placas que se forman a partir del recubrimiento capsular o de la cutícula, que por analogía reciben el nombre de dientes (Bowman, 2004).

El intestino es un tubo simple que tiene su origen en el esófago; está recubierto por un epitelio de muy poca variación celular en toda su longitud. El ano, presenta un recubrimiento cuticular y por lo general se encuentra cerca de la cola(Bowman, 2004).

El sistema básico excretor es primitivo. Sus tubos colectores desembocan en el poro excretor común que se localiza en la región esofágica. El sistema nervioso consiste en un tronco dorsal, tronco ventral y cuatro troncos laterales, los que se comunican entre sí por varias comisuras, de éstas nacen ramas nerviosas que se distribuyen a los órganos (Bowman, 2004).

Los nematodos presentan separación de sexos. Los órganos sexuales, que son tubos filiformes, flotan libremente en la cavidad corporal, igual que el sistema digestivo. Los órganos sexuales de la hembra son simples o dobles en estas especies. Los ovarios, el oviducto y el útero son largos. Los huevos o las larvas en su caso, se expulsan a través de la vulva, la cual puede estar cubierta por una oreja vulvar que se forma a partir de la cutícula. La vulva se puede encontrar localizada en cualquier parte del cuerpo y su posición se utiliza en la identificación de algunos grupos taxonómicos (Martínez, 1996).

El sistema genital del macho consta de un tubo dividido de modo impreciso en tres o cuatro partes: los testículos, generalmente singulares; el conducto espermático; la vesícula seminal, tubular, y el

conducto eyaculador musculoso, que termina en el intestino final formando con la cloaca (Martínez, 1996).

En contraste con las hembras, en el macho falta una abertura genital propia. Los espermatozoos alcanzan la madurez sexual en el sistema genital femenino, en el llamado receptáculo seminal. En casi todos los nematodos, en relación con el sistema genital existe un órgano copulador espacialmente caracterizado, en general, consta de dos bastones quitinosos simétricamente dispuestos, la función de éstos es de penetrar en la vagina, abrirla y contribuir a la fijación de los órganos copuladores y conducir los espermatozoides hacia la misma (Borchert, 1981; Dunn, 1983 y Martínez, 1996).

Los nematodos del orden Strongylidae son también llamados “bursa nematodos”, un término descriptivo que se refiere al hecho de cada macho tiene una proporcionada bolsa copulatoria al final de la cola. El huevo de los nematodos es variable en tamaño y forma; el más grande es apenas visible a simple vista. Puede ser redondo, subglobular u ovoide o en formas de bastón. Pueden tener uno o dos extremos aplanados; su superficie puede ser rugosa, lisa y presentar perforaciones o mamilas. Puede contener un cigoto o larva a punto de eclosionar. Su color varía de amarillo claro a marrón. El huevo puede presentar también un opérculo en un extremo, un capuchón superficial o un tapón del grueso de la cubierta en cualquiera de los dos extremos (Borchet, 1981; Dunn, 1983; Martínez, 1986).

pasto las L3 poseen gran movilidad, pero ésta se expresa sólo si existe suficiente humedad (Armour, 1980; Steffan y Fiel, 1986).

"Las larvas infectantes no se distribuyen homogéneamente a lo largo del pasto. Si bien es cierto que la mayor concentración se encuentra entre el nivel del suelo y los 10 cm. de altura, esto no es constante, pues las L3 migran activamente en función de la humedad que tiene la planta. Además, responden en forma inversa a la intensidad lumínica, de manera que resultaría lógico encontrar larvas a mayor altura a la salida o la entrada del sol, y los días nublados y lluviosos. Por el contrario, al progresar el día, cuando la radiación solar seca el rocío, es probable que las larvas no progresen en su avance vertical y permanezcan en el conjunto de ramas y hojas depositadas sobre el suelo" (Nary y Fiel, 1994).

En ciclo directo común, las larvas evolucionan en el ambiente, y experimentan dos mudas, produciéndose la infección por ingestión de la L3. Después de la infección, se realizan dos mudas más hasta alcanzar la larva L5 o adulto inmaduro. Con la cópula se inicia un nuevo ciclo biológico. El desarrollo de los parásitos gastrointestinales, tiene lugar totalmente en la luz del intestino, o bien pueden introducirse en el interior de la mucosa. Sin embargo, en ciclo de muchas especies se produce una fase migratoria, en la que las larvas viajan a distancias considerables a través del cuerpo antes de alcanzar su destino final (de elección) (Mehlhorn et al. 1993).

Una característica de muchos géneros de nematodos, es la detención temporaria del ciclo parasitario, o inhibición del desarrollo, como larva 4 inicial (L4i). Este fenómeno se conoce como hipobiosis. Y juega un rol importante en la epidemiología del parásito. En el Hemisferio Sur el proceso de hipobiosis ocurre durante los meses de primavera e inicios del verano. (Fiel y Steffan, *et al* 1988). Estudios realizados bajo condiciones de laboratorio en el Área de Parasitología y Enfermedades Parasitarias de la UNCPBA demostraron que, para nuestro país, el incremento de la temperatura y la luminosidad actúan como inductores de la hipobiosis en las larvas 3 (L3) infectantes de *O.ostertagia*. Sin embargo, se conoce muy poco acerca de los mecanismos moleculares asociados a éste fenómeno (Fernández y Fiel, 1998).

Si bien se han detectado modificaciones en la concentración de algunas proteínas de *H. contortus* y *O. ostertagi* durante el condicionamiento artificial para la hipobiosis, y que han sido relacionadas con el proceso de inducción para la inhibición estos resultados solo aportan evidencia limitada sobre el proceso de inhibición (Urquhart, 2001).

Los NGI son de los parásitos que más frecuentemente parasitan a los rumiantes en todo el mundo, especialmente en zonas templadas y húmedas en animales de pastoreo, causando gastroenteritis parasitarias, procesos generalmente endémicos, de curso crónico y

mortalidad baja, producido por varias especies que se localizan en el abomaso e intestino (Urquhart, 2001).

Los nematodos gastrointestinales más importantes y que comúnmente parasitan a los bovinos pertenecen a los siguientes géneros: *Trichostrongylus spp*, *Haemonchus spp*, *Ostertagia spp*, *Nematodirus spp*, *Cooperia spp*, *Oesophagostomum spp*, *Bunostomum spp* y *Trichuris spp*. (Urquhart, 2001).

1.5.5 ORDEN STRONGYLIDA

El orden Strongylida incluye muchos de los nematodos de gran importancia encontrados en el tracto gastrointestinal de los rumiantes, caballos, y cerdos.

SUPER FAMILIA Trichostrongyloidea

1.5.5.1 Género Trichostrongylus spp

Son más pequeños que otros nematodos. Miden 5 mm y parecen en conjunto una vellosidad, muy finos y de color pardo rojizo. Incluye especies parasitarias del abomaso e intestino delgado (Borchert, 1981).

La bolsa copulatoria de los machos tiene grandes lóbulos laterales y un lóbulo dorsal, que están separados de modo poco evidente. De las costillas que sostienen la bolsa, las ventro-ventrales son significativamente más pequeñas y finas que las latero-ventrales.

Ambas costillas están claramente separadas entre sí. La dorsal es estrecha y en su extremo distal se ramifica. Cada una de estas ramas termina en 2 puntas. El extremo posterior de la hembra se afina por detrás del ano, haciéndose cónico o terminando en una corta punta (Borchert, 1981).

Los huevos son ovoides, alargados, y en uno de los polos parecen ligeramente picudos o afilados. Los machos tienen las espículas cortas, robustas y retorcidas. Las especies más frecuentes son: Las especies de *Trichostrongylus* spp. están extensamente distribuidas en todo el mundo. Hay tres especies de importancia en los animales domésticos (Borchert, 1981).

a.- Especies Huésped Localización

Trichostrongylus axei Rumiantes Abomaso

Trichostrongylus colubriformis Rumiantes Intestino delgado

Trichostrongylus vitrinus Rumiantes Intestino delgado

El género *Trichostrongylus* spp. incluye a los miembros más pequeños de la familia *Trichostrongylidae*. Debido a que son delgados y se extienden 10 mm o menos de largo es muy difícil verlos sin un microscopio. No tiene cápsula bucal y la apertura del poro excretor es fácilmente observable en la región anterior esofágica de los gusanos adultos. Las hembras tienen un extremo

posterior acumivado acentuado y no poseen una prominencia vulvar. Los machos son fácilmente identificables por sus espículas (Cordero y Rojo, 1999; Merck, 2000).

b.- Ciclo biológico

El ciclo biológico de las tres especies es similar y sigue el modelo familiar con huevos de tipo strongylo y una fase preparasitaria de vida libre. Las larvas infectivas de la especie de rumiantes normalmente emigran a la vegetación, en donde son cubiertas por una lámina de humedad, y están dispuestas para ser ingeridas por animales en el pasto (Urquhart, 2001).

La fase pre-parasitaria no es migratoria. Dependiendo de la especie, el desarrollo a adulto es llevado a cabo en la mucosa del abomaso o del intestino delgado. El periodo prepatente es de 2 a 3 semanas en los rumiantes (Urquhart, 2001).

c.- Patogénesis

Las L3 desenvainadas penetran entre las glándulas gástricas, en el caso de *T. axei* con la subsiguiente salida de los adultos inmaduros, 10 a 12 días más tarde, causa erosiones en la superficie de la mucosa (Urquhart, 2001).

Estos nematodos no son normalmente patógenos primarios en las regiones templadas del mundo. La habilidad que posee *T. axei*

para infectar tanto a equinos como a rumiantes, le permite extender las infecciones, cuando se utiliza el pastoreo mixto de caballos y rumiantes como medida de control de parásitos (Urquhart, 2001).

1.5.5.2 Género Haemonchusspp

Las especies de *Haemonchus* spp son las más grandes de los nematodos del abomaso de los rumiantes (10 a 30 mm). Varían de 10 a 30 mm de largo y son rojizos cuando están recién alimentados, ya que chupan sangre. Utilizan una lanceta diminuta en su pequeña cápsula bucal. Las hembras tienen apariencia de un palo de barbero, ya que sus ovarios blancos se envuelven en espiral alrededor de los intestinos rojos y llenos de sangre (Urquhart, 2001).

Los machos son rojos, más pequeños que las hembras. Las hembras son a franjas rojas y blancas, oblicuas. La bolsa copulatoria del macho se distingue porque tiene lóbulo dorsal asimétrico con una costilla dorsal ramificada a modo de "Y", que en ocasiones puede ser confundida con las espículas. El género *Haemonchus* contiene dos especies de gran importancia (Urquhart, 2001).

Esta parasitosis produce roturas en las paredes del abomaso, anemia, diarrea. Pueden ocurrir muertes repentinas de animales en buen estado, principalmente de terneros. Es uno de los parásitos más frecuentes (Urquhart, 2001).

a.- Ciclo biológico

Los huevos, de la bosta pasan a los pastos y pueden vivir hasta 6 meses sin el huésped. Pocos sobreviven las bajas temperaturas. Los animales toman los huevos del pasto. Desde su ingestión como huevos hasta que las hembras ponen huevos (período prepatente) transcurren 19 días. Se alojan en el abomaso (Urquhart, 2001).

1.5.5.3 Genero Ostertagia

Este género es la causa principal de gastritis parasitaria en rumiantes de áreas templadas, son en parte finos como cabellos llegan a tener hasta 2 cm. de longitud, poseyendo una cápsula bucal pequeña. Su cutícula está hinchada, provista de 25-35 pliegues longitudinales y papilas cervicales y prebursales. La costilla dorsal de la bolsa copuladota, en la que existe un lóbulo bursal accesorio, está dividida distalmente en dos ramas, poseyendo ambas 1-2 prolongaciones distales. Las especulas son pardas, en la mayor parte de los casos hasta 500 micras de longitud, y terminan en 2-3 apéndices. La vulva está situada en la última quinta parte del cuerpo y se halla cubierta por una expansión cuticular aliforme. Los huevos tienen uno de sus lados algo aplanado y uno de los polos agudo (Urquhart, 2001).

a.- Especie Huésped Localización

Ostertagia ostertagia Ganado vacuno Abomaso

Distribución: Mundial; Ostertagia es especialmente importante en climas templados y en regiones subtropicales con precipitaciones invernales (Urquhart, 2001).

1.5.5.4 Género Nematodirus

Este género ha sido clasificado durante muchos años en la familia Trichostrongylidae, pero actualmente está incluido en la familia Molineidae. Las especies de este género se localizan en el intestino delgado. El macho tiene una longitud de 8-16 mm y la hembra de 19-25 mm. En su extremo anterior presentan un ensanchamiento de la cutícula que forma una vesícula cefálica pequeña. Las hembras están claramente dilatadas hacia la tercera-cuarta parte a consecuencia del útero, el cual contiene pocos huevos, pero muy grandes. La bolsa copuladora posee dos grandes lóbulos laterales y un pequeño lóbulo dorsal, en la cara interna de los cuales aparecen unas elevaciones. Las espículas son finas y largas. No existe gubernáculo. La vulva está situada en la mitad posterior del cuerpo. Los huevos son grandes y contienen menos de 16 blastómeros (4-8) cuando se encuentran en heces recientes. La extremidad caudal de la hembra está truncada y posee una prolongación en forma de bastoncito o espina (Urquhart, 2001).

1.5.5.5 Género Cooperiaspp

Cooperia spp se encuentran en el intestino delgado y con menor frecuencia en el abomaso. Son relativamente pequeñas, de color rojizo y en el extremo anterior tiene una vesícula cefálica, muy característica.

Morfología. Machos de 4,6- 6,8 mm x 75-80 micras. Espículas de la misma longitud (135-145 micras) Hembras de 5,8-8,05 mm x 75-100 micras,. Vulva y ano a 1,25-1,4 mm y 110- 160 micras, respectivamente, de la punta de la cola. Huevos de 63-81 x 32 micras (Urquhart, 2001).

a.- Localización: Mucosa duodenal

Las especies más frecuentes son: Cooperia oncophora, C. punctata, C. pectinata (Urquhart, 2001).

b.- Ciclo biológico

El ciclo biológico es directo; los parásitos excretan con sus heces huevos de forma ovoide, incoloros y de cáscara fina. Su tamaño oscila entre 70-100 μ de longitud por 40- 60 μ de anchura. Los huevos salen al exterior en fase de blástula con un número variable de blastómeros (16-32) la excreción de huevos es variable y depende del huésped (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y de la prolificidad del parásito. Una vez eliminados con las heces, si

las condiciones son adecuadas, en el interior del huevo se desarrollan las larvas 1 (L 1) que eclosionan en la masa fecal, mudan dos veces pasando a larva 2 (L2) y a larva 3 (L3), que ya son infectantes. Estas retienen la cutícula de la fase anterior y emigran a la hierba donde permanecen hasta ser ingeridas por un huésped. En condiciones favorables se forman L3 en 5-14 días aunque en condiciones naturales puede alargarse hasta 3-4 meses (Urquhart, 2001).

La infección de los bovinos se realiza por la ingestión de L3 con la hierba. Tras la ingestión (a los 30 min. aprox.), las larvas pierden la vaina en el aparato digestivo del animal, por efecto de diversos estímulos del hospedador (amortiguador bicarbonato~CO₂, CO₂ gaseoso,). Este estímulo hace que la larva segregue un fluido de muda que actúa sobre la cutícula provocando su ruptura, con lo que la larva ayudada por sus movimientos puede salir (Urquhart, 2001).

Las larvas desenvainadas penetran en distintas zonas dentro de la mucosa digestiva *Haemonchus contortus* se localiza preferentemente en el abomaso *Trichostrongylus* spp se sitúan en el primer tercio del intestino delgado, entre el epitelio y la membrana basal de la mucosa. La *Cooperia* spp. penetra en la mucosa intestinal entre las vellosidades intestinales (Urquhart, 2001).

Una vez en la mucosa, las larvas mudan otra vez y pasan a larva 4 (L4) en el interior de las glándulas o profundamente en los espacios

entre las vellosidades intestinales, según las especies. Después de la última muda se transforman en larva 5 (L5) o preadultos que maduran sexualmente y pasan a adultos. Tras la cópula, las hembras comienzan a poner huevos, cerrándose el ciclo. En determinadas circunstancias, el desarrollo larvario en el hospedador puede detenerse durante cuatro o cinco meses; en el caso de *Haemonchus* inmediatamente después de formadas las L4. Aunque la naturaleza exacta del estímulo no está totalmente aclarado, el fenómeno denominado hipobiosis o inhibición larvaria tiene lugar cuando las condiciones ambientales son adversas (Urquhart, 2001).

1.5.5.6 Género *Oesophagostomum*

También conocido como gusanos “nodulares”, la especie que parasita a los bovinos es el *Oesophagostomum radiatum*. El proceso se debe, fundamentalmente, a las larvas en la pared entérica y se presenta preferentemente en los meses de invierno. Se caracteriza por procesos por trastornos intestinales que se traducen por diarrea incoercible, con la consiguiente baja del estado general del animal y caquexia, y por la presencia de formaciones nodulares, que encierran larvas en distintas fases de desarrollo, situadas fundamentalmente en el colon (Urquhart, 2001).

a.- Ciclo Biológico

Los huevos son excretados con 16 o más blastómeros con las heces y a los 6-8 días, cuando la temperatura es de 20-22 grados centígrados, se forman las L1, que después de dos mudas dan lugar a las L3 diferenciables por el número de células intestinales. Resisten hasta dos meses, pero soportan mal el invierno (Urquhart, 2001).

Cuando son ingeridas con la hierba, se liberan de la cutícula de la fase anterior y penetran en la submucosa donde mudan para volver a la luz entérica (Urquhart, 2001).

1.5.5.7 Género Bunostomum

a.- Especies Huéspedes Localización

Bunostomum plebotomum Ruminantes Intestino delgado

Es un parásito que vive en el yeyuno e íleon de los ruminantes. La especie más importante del ganado vacuno es Bunostomum phlebotomum. Son parásitos hematófagos, de 12-17 mm (machos) y 20-25 mm (hembras) de longitud (Urquhart, 2001).

El ciclo biológico es directo. Los huevos miden 85-105x 45-60 μm y tienen menos de 16 blastómeros. La infección se produce por oral. El periodo de prepotencia oscila desde 1 hasta 2 meses (Urquhart, 2001).

La patogenia está marcada por la extracción de sangre que realizan preadultos y adultos, fijados a la mucosa entérica. La parasitosis se caracteriza por anemia, hipoproteinemia, hipocolesterinemia y edemas, además de un cuadro diarreico intermitente (Urquhart, 2001).

1.5.5.8 Género *Trichuris*

Género del phylum nemátoda cuyas especies afectan a la mayoría de los mamíferos y son conocidas comúnmente como gusanos en forma de látigo, pues la parte anterior del cuerpo es larga y delgada, mientras que la parte posterior es corta y gruesa (Urquhart, 2001).

Las especies que parasitan a los bovinos son:

- *Trichuris discolor*. Se localiza en el ciego y colon de la vaca. Los machos miden 45-59 mm, tienen una espícula de 2 mm y vaina espinosa. Las hembras tienen 43-55 mm de longitud y son de color amarillo-naranja (Urquhart, 2001).
- *Trichuris globulosa*. Se localiza en el ciego de vacas, ovejas, cabras y otros rumiantes. El macho mide 40- 70 mm. La espícula mide 4.2-4.8 mm y la vaina termina en una expresión esférica que lleva espinas más largas que en la parte anterior. La hembra mide 42-60 mm y los huevos, 68-72 x 32-36 μm . Esta y la *T. ovis* son consideradas como sinónimas, debido a que ambas

especies presentan idéntico modelo isoenzimático (Urquhart, 2001).

a.- Ciclo Biológico

Las hembras ponen diariamente varios centenares de huevos sin segmentar, que son eliminados con las heces. Alcanzan el estadio infectante de L1 dentro del huevo, en condiciones favorables de humedad, temperatura, oxigenación, composición del suelo y otros factores ambientales. Son muy perjudiciales la sequedad y el sol directo. En condiciones no adecuadas pueden requerir hasta 7 meses. Así, temperaturas superiores a 37 °C matan las larvas en 15 minutos, pero sobreviven unos 7 meses a -8 °C. Los rumiantes se infectan al ingerir los huevos; estos eclosionan en las porciones posteriores del intestino delgado, mudan a L2, que se introducen en la muscularismucosae del ciego y parte inicial del colon. Tras varias mudas alcanzan el estadio adulto a los 53-55 días (Urquhart, 2001).

b.- Patogenia

El estadio más patógeno es el preadulto, pero la mayoría de las infecciones son ligeras y asintomáticas. Cuando hay gran número de parásitos, la acción patógena consiste principalmente en irritación mecánica del ciego y colon (Urquhart, 2001).

La implantación profunda del extremo anterior de los gusanos en la mucosa intestinal y su continuo movimiento, origina la perforación de capilares y desgarramientos de tejidos, provocando pequeñas hemorragias cuya sangre es ingerida por los nematodos. Es posible que los tricuros elaboren sustancias hemolisantes, cuya absorción por hospedador de lugar a anemia hemolítica, también se considera que facilita la invasión bacteriana, con formación de nódulos y abscesos locales (Urquhart, 2001).

c.- Signos clínicos

Los terneros y bovinos jóvenes presentan diarrea aguda, colitis hemorrágica y enflaquecimiento progresivo. En general puede observarse deshidratación (Urquhart, 2001).

d.- Lesiones

Las alteraciones más importantes son engrosamientos edematosos, formación de mucus, petequias y lesiones circunscritas en la mucosa, sobre todo en el ciego y raramente en el colon. Microscópicamente hay lesiones catarrales y necróticas en ciego y colon, congestión, hiperemia, ganglios linfáticos mesentéricos engrosados, inflamación de los capilares de lámina propia e infiltraciones celulares de eosinófilos y

neutrófilos. Cuando hay infecciones bacterianas secundarias, son frecuentes los nódulos y abscesos (Urquhart, 2001).

e.- Diagnóstico

Se realiza mediante la detección de los huevos en heces por métodos coprológicos de flotación o hallazgos de adultos en la necropsia. El diagnóstico diferencial se hace con los huevos de *Capillaria* spp (Urquhart, 2001).

f.- Tratamiento

Son eficaces el methrydine (200 mg/kg pv); el febendazol (5-20 mg/kg pv); el oxfendazol a dosis de 2.5 mg/kg pv presenta una eficacia del 88- 99% frente a parásitos adultos, y entre el 66- 100% frente a formas larvarias. Debe preferirse la ivermectina (0.2 mg/ kg pv) pues presentan más 99.9% de eficacia (Urquhart, 2001).

g.- Profilaxis

Se requiere una higiene perfecta. Los suelos y pastos muy contaminados deben evitarse durante meses para que agentes naturales, como la luz solar y la desecación, maten los huevos (Urquhart, 2001).

1.6 Factores que afectan el desarrollo de los nematodos

La tasa a la cual los nematodos eclosionan y se desarrollan a través de sus etapas larvianas en los pastos y su longevidad durante cada etapa, depende de las condiciones ambientales y de las especies parásitas. La temperatura y humedad son los parámetros críticos para las etapas parásitas de vida libre. Un desarrollo rápido y altas tasas de sobrevivencia, ocurren durante períodos de clima cálidos (más de 10° C) y húmedos. El frío, calor extremo y seco bajan la tasa de sobrevivencia de las larvas. La temperatura ideal para el desarrollo larvario de muchas de las especies, es entre 22° C y 26° C (Hansen y Perry, 1994).

Algunas especies parasitarias continuarán desarrollándose a temperaturas tan bajas como 5° C, pero a una tasa mucho menor y también puede haber desarrollo larvario a temperaturas mayores a 30°C, pero la mortalidad es también alta. La humedad ideal para el desarrollo larvario es de 100% y la humedad mínima requerida es de 85% (Hansen y Perry, 1994).

1.7 Diagnóstico Coproparasitológico

El examen coproparasitológico consiste en la observación macro y microscópica de la materia fecal en busca de parásitos (completos o fragmentos) y huevos de los mismos. Las muestras deben estar libres de contaminantes físicos, empleando siempre que sea posible la toma

de muestras frescas tomadas directamente del recto del animal, se debe evitar procesar muestras viejas que presenten deshidratación, pues ello dificulta la suspensión del espécimen en los líquidos de diagnóstico. Además, puede haber cambios en las estructuras propias de cada fase evolutiva, lo cual interfiere con un diagnóstico preciso (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994).

El examen de las heces puede revelar infecciones por parásitos que se encuentran localizados en el abomaso, el intestino y el hígado; en ellas es posible encontrar quistes u oocistos de protozoarios, huevos, larvas o ejemplares adultos de helmintos, y excepcionalmente larvas de insectos (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994).

Dependiendo de la forma y la especie de parásito que se investigue será el procedimiento o método a emplear. La técnica de flotación es muy útil en el estudio coproparasitológico, por la efectividad, la manera sencilla y rápida de su procedimiento y aplicación, además del bajo costo que representa (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994).

La presencia de huevos y/o larvas en las heces confirma un diagnóstico parasitario, sin embargo su ausencia o presencia en pequeñas cantidades no significa necesariamente que el animal no padece la parasitosis (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994)

El número de animales que se debe incluir en el estudio varía de acuerdo a las características de la población y al tipo de estudio a

realizar. Con el uso de variables controladas y criterios de inclusión se determina estadísticamente el tamaño de muestra, empleando los métodos estadísticos que confieren mayor precisión, sobre todo cuando se intenta hacer estudios epidemiológicos (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994).

Para su remisión, las muestras deben estar en bolsas de polietileno selladas y debidamente identificadas; procurando refrigerar las o agregar una solución de formaldehído al 5% (4 partes de heces por 1 de formol), para evitar su descomposición cuando no vayan a ser analizadas en corto tiempo. Las muestras para cultivo larvario no deben contener ningún conservador químico ya que de ellas se pretende obtener el desarrollo de huevos al estado larval, el cual se vería impedido (Thienpont, *et al.*, 1979; Rodríguez, *et al.*, 1994).

Las técnicas macroscópicas incluyen la prueba directa y el tamizado. Las técnicas microscópicas cualitativas para la observación de fases evolutivas de los diferentes parásitos en la materia fecal, incluyen: la directa o simple, la flotación, la migración larvaria (Baermann) y el cultivo larvario. La técnica microscópica cuantitativa para el conteo de huevos por gramo de materia fecal es la denominada Mc Master (Thienpont *et al.*, 1979). La técnica que se utilizó fue la de flotación.

1.8 Cestodosis intestinal (monieziosis).

La monieziosis o cestodosis intestinal, también conocida como teniasis o solitaria, es ocasionada por cestodos (gusanos planos segmentados) del género *Moniezia* con sus dos especies *M. expansa* y *M. benedeni*, ambas localizadas en la luz del intestino delgado de los rumiantes (Urquhart, 2001).

La monieziosis se presenta en animales que pastorean ya sea en forma continua o con pastoreo diurno y “encierro nocturno”. La razón de lo anterior es la presencia de los hospedadores intermediarios, ácaros terrestres no parásitos, de la familia Oribatidae (géneros *Galumna*, *Schelorbates*, *Zygoribatula* y *Oribatula*) que exclusivamente se encuentran como habitantes normales del suelo, en especial en los pastizales. El gusano se localiza en el intestino delgado de los bovinos, ovinos y caprinos. Cuando está maduro se inicia la eliminación de unos segmentos llamados proglótidos en el excremento, que están repletos de huevos. La enfermedad se presenta en animales que pastorean en forma continua o con pastoreo diurno y “encierro nocturno” pues requieren de un pequeño artrópodo llamado ácaros (ácaros oribátidos) que habita normalmente en la tierra. En él se forma una larva del parásito llamada cisticercoide. Los animales adquieren la cestodosis intestinal al ingerir, junto con la pastura, los ácaros oribátidos que contienen a la fase infectante, el cisticercoide. Muchas veces los cabritos jóvenes se parasitan al reducirse la disponibilidad de

forraje, esto hace que coman más cerca del piso, aumentando las probabilidades de adquirir la "teniasis" (Urquhart, 2001).

La presencia de cestodos del género *Moniezia* ocurre tanto en animales jóvenes como en adultos, sin embargo, la presentación clínica de la parasitosis dependerá de la edad y estado nutricional del hospedador. Así se tiene que la monieziosis subclínica, o sea, aquella donde existe un reducido número de parásitos sin existir manifestaciones de la enfermedad, ocurre en los animales adultos o en los cabritos poco después del destete pero con buen estado nutricional. Esta presentación es consecuencia de la sólida inmunidad que logran los animales adultos o bien nutridos tras una infestación previa, permitiendo el establecimiento de solo pocos gusanos que no son capaces de desencadenar signos clínicos de la enfermedad. Es posible una ligera ineficiencia biológica en esos animales, particularmente en los animales en crecimiento donde se observa una alteración negativa en su conversión alimenticia (Urquhart, 2001).

La infección clínica por *Moniezia* se da principalmente en cabritos entre los 2 y 8 meses de edad y en especial en aquellos con un pobre estado nutricional, donde es factible una gran carga parasitaria. En esta presentación, el establecimiento de varios parásitos ocurre por la inmunidad poco desarrollada o deprimida de los animales mal nutridos o que padecen otra enfermedad, tal situación se agrava cuando el cestodo ejerce su acción quimiófaga que resulta más grave en un

animal en pleno crecimiento. Así mismo, la obstrucción y la relación entre el tamaño del parásito con la luz intestinal del animal joven, complican el cuadro. En los cabritos subnutridos, se exagera esa condición. Se hace más evidente el retraso severo del crecimiento, pobre estado de carnes, dilatación del vientre, episodios alternados de diarrea y constipación y signos de anemia como debilidad y palidez de mucosas. Los animales afectados se retrasan al pastorear, se echan frecuentemente y su capa se muestra sucia y con pelo hirsuto (Urquhart, 2001).

El diagnóstico de la cestodosis intestinal resulta dificultoso si sólo se consideran los signos de la enfermedad, pues son confundibles con otros problemas parasitarios o con la malnutrición por un pobre aporte en cantidad y/o calidad del alimento disponible. Por lo anterior, se deberá efectuar el diagnóstico parasitológico a través de la técnica macroscópica directa. Al momento de la defecación o cuando se obtiene una muestra directamente del recto del animal, se observan los segmentos o proglótidos grávidos del parásito. También es posible la detección de huevos por medio de técnicas de concentración por flotación o Mc Master. Esta última no deberá considerarse como cuantitativa, pues una gran cantidad de huevos observados no necesariamente indica una carga parasitaria masiva, más bien es probable que en la materia fecal examinada, hayan existido fragmentos de un segmento grávido con miles de huevos (Urquhart, 2001).

Es posible observarlos directamente al coleccionar una muestra de materia fecal. Microfotografía de un huevo de Moniezia. Su detección se hace por las técnicas coproparasitológicas de flotación o Mc Master (Urquhart, 2001).

Para el tratamiento, no existe un medicamento específico contra la monieziasis, sólo están disponibles los de amplio espectro (tienen acción contra nematodos gastroentéricos y pulmonares, algunos también atacan a la Fasciola hepática) (Urquhart, 2001).

Principio activo Dosis (mg/kg peso vivo) Vía de administración

Netobimín	15.0	Oral	Albendazol	7.6	Oral	Sulfóxido de albendazol	5.0	Subcutánea
Febantel	10.0	Oral	Fenbendazol	10.0	Oral	Oxfendazol	10.0	Oral

para el control de la cestodosis intestinal se recomienda la elaboración de un calendario de desparasitación tomando como base la época del año (otoño y primavera) y la población susceptible (cabritos), sin embargo, resulta valiosa la eliminación de parásitos en el resto del rebaño (Urquhart, 2001).

Se recomienda realizar estudios hematológicos (valor de hematocrito) para conocer el estado general del animal y evaluar el efecto parasitario, ya que hay ocasiones en que el animal puede estar bien en su estado corporal pero con una anemia subclínica muy marcada, causada por géneros hematófagos. Sin embargo, lo más confiable es

realizar la necropsia de un caso clínico representativo del rebaño e identificar a los parásitos adultos. El tratamiento de los NGE contempla un conjunto de acciones que combinen los tratamientos antihelmínticos estratégicos con prácticas de control que limiten los riesgos de la infección (Urquhart, 2001).

La aplicación de fármacos contra NGE en el pasado resultaba una actividad fácil de realizar, económica y eficaz, sin embargo, el uso continuo e indiscriminado de los antihelmínticos ha favorecido la aparición de parásitos resistentes a esos productos, lo cual representa uno de los problemas de salud más importantes en el mundo y que ha orillado al desaliento y en muchos casos hasta la desaparición de la producción de animales. Las estrategias actuales de control se enfocan a evitar o retrasar la resistencia a antihelmínticos. Algunas de ellas son:

- El manejo del pastoreo.
- Desparasitación selectiva por medio del Sistema FAMACHA.
- La vacunación contra NGE.
- La suplementación alimenticia.
- Control biológico, mediante el uso de depredadores naturales (hongos) de las larvas exógenas de los NGE.
- Uso de partículas o agujas de cobre.
- El empleo de animales resistentes.
- Herbolaria (Urquhart, 2001).

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. UBICACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en el Anexo San Antonio de Chaclacayo del Centro Poblado de Paccha, Provincia de Huamanga-Distrito de Vinchos.

2.2. DURACIÓN DEL TRABAJO

El trabajo tuvo una duración de cuatro meses, que comprendió desde agosto a noviembre 2013.

2.3. MATERIALES

2.3.1. MATERIAL BIOLÓGICO

Se trabajaron con muestras de heces de ovinos, caprinos y equinos de diferentes propietarios del Anexo San Antonio de Chaclacayo del Centro Poblado de Paccha, con un total de 60 muestras de heces (20 equinos, 20 ovinos y 20 caprinos).

2.3.2. MATERIALES PARA LA COLECCIÓN Y TRANSPORTE DE MUESTRAS

- Guantes de látex.
- Bolsas de polietileno.
- Frascos de plástico.

2.3.3. EQUIPOS DE LABORATORIO

- Microscopio óptico.
- Centrifuga.

2.3.4. MATERIALES DE VIDRIO

- Lámina porta objetos
- Lámina cubre objetos
- Vasos de precipitado.

2.3.5. REACTIVOS

- Solución de lugól parasitológico
- Cloruro de sodio al 0.9%
- Solución saturada de azúcar

2.3.6. OTROS

- Gradilla.
- Goteros.
- Palitos mondadientes.
- Mortero.
- Pílon.
- Tamiz.
- Cámara fotográfica.
- Escobilla para tubos.
- Tubos falcón.

2.4. METODOLOGÍA

a. Examen macroscópico

Luego de coleccionar las muestras se observó la consistencia, el color, el olor, teniendo en consideración la presencia o ausencia de estrías de sangre o coágulos y otros.

b. Examen microscópico

Para realizar el estudio microscópico se hizo teniendo en cuenta la certeza del diagnóstico. Copromicroscopia directa, copromicroscopia cualitativa de flotación, copromicroscopia cuantitativa de Mc Máster.

2.4.1. COLECCIÓN Y PRESERVACION DE MUESTRAS

La colección de las muestras (heces), se llevó a cabo entre los meses de setiembre a octubre del presente año en horas de la mañana de 7:00 y 8:00 am.

2.4.2. COLECCION DE HECES:

Material:

- Guantes de plástico o de jebe
- Frascos limpios o bolsas de plástico.
- Solución de formol al 10%
- Material de identificación: Etiqueta, lápiz.

Procedimiento:

- 1.- Se colecto directamente del recto o del suelo, recientemente eliminada y se rotulo cada muestra.
- 2.- Se depositó en bolsas de polietileno correctamente identificadas.
- 3.- Se colectó aproximadamente 5 g. de heces.

2.4.3. COPROMICROSCOPIA CUALITATIVA DE SEDIMENTACION

Materiales:

- Lamina Portaobjetos y cubreobjetos
- Tamiz (colador de té o de doble capa de gas medica)
- Mortero y/o vagueta

- Solución azucarada
- Tubo de prueba de 15ml
- Recipientes de 50 ml.

Procedimiento:

- 1.- Se pesó de 2 a 3 gr. De heces y
- 2.- Se homogenizo con agua bidestilada en 42 ml.
- 3.- Luego se Tamizo y filtró en un tubo de ensayo de 15 ml.
- 4.- Se centrifugo a 1500 r.v.p.m.
- 5.- Se desechó el sobrenadante y se reemplazó con la solución azucarada hasta llenar el tubo,
- 6.- Se agitó de 3 a 4 veces hasta su homogenización
- 7.- Se tomó con un gotero y se colocó en la lámina porta objetos y se cubrió con una laminilla cubre objetos
- 8.- Se observó al microscopio.

2.4.4. COPROMICROSCOPIA CUANTITATIVA DE McMASTER:

Materiales:

- Balanza
- 2 recipientes de 50 ml.
- Mortero y/o vagueta
- Tubo de prueba de 15 ml.
- Tamiz (colador de té o doble capa de gasa medica)
- Solución azucarada.
- Cámara de Mc Master y Gotero.

Procedimiento:

El procedimiento es similar al Método de sedimentación hasta el punto 6 luego se toma con un gotero o pipeta parte de la suspensión y llenar la cámara Mc Máster y esperar 2 a 3 minutos para que los huevos se nivelen, se observó al microscopio y se realizó la lectura respectiva.

2.4.5. INTERPRETACIÓN

Infestación	Carga	Interpretación
Leve	< 5000	*
Moderada	Entre 5000-50000	**
Grave	> 50000	***

Fuente: (Pérez, 2008)

2.4.6. DISEÑO METODOLÓGICO

2.4.6.1. Tipo de Investigación:

Aplicativo

2.4.6.2. Nivel de Investigación:

Investigación Descriptiva Analítica

2.4.6.3. Método:

Estadístico

2.4.6.4. Diseño:

El análisis estadístico de acuerdo a los resultados obtenidos se utilizó estadísticas descriptivas basadas en porcentajes, gráficos y promedios.

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUCION

3.1. POBLACION DE EQUINOS, OVINOS Y CAPRINOS.

En el grafico 1 se muestra la cantidad y porcentaje de muestras positivas a endoparasitismo del Anexo San Antonio de Chacacayo del Centro Poblado de Paccha, del total de muestras analizadas (60), se tiene el 75% de muestras positivas es decir en equinos se tienen un 20% de positivos, ovinos el 25% y caprinos el 30% de muestras positivas.

Resultados similares a los nuestros reporta Avelardo (2010) quien realizó un estudio coprológico empleando la técnica de flotación McMaster (Willis-Molloy) a un total de 650 equinos (*Equus caballus*), raza Pura Sangre de Carrera. El estudio parasitológico reveló la presencia de huevos de estróngilos en 477 equinos (73%), huevos de *Parascarisequorum* en 23 (4%) y 150 negativos (23%).

Resultados casi similares a los nuestros encontró Guerrero (2006) quien utilizó 100 equinos de la raza Anglo-Argentina con edades entre los dos y nueve años, de los cuales reporto que en la parasitología equina los parásitos más comunes son *Strongylus* sp., *Oxyurus* sp., *Trichostrongylus* sp., *Trichonema* sp. y *Triodontophorus* sp.

El gráfico 3 muestra el porcentaje de endoparásitos encontrados en ovinos teniendo en mayor cantidad al *Trichostrongylus* sp. con 36%, seguido de *tenia* sp. Con 27.50%, *Strongyloides* sp. con un 6.5%, *Eimeria ovis* con 6%, *Thyzanosoma actinoides* con un 5%, *Moniezia expanza.* con 4.5%, *Cooperia* sp. y *Chavertia ovina* con 4%, *Oesophagostomun* sp. con un 3.5% y en menor porcentaje tenemos a *Fasciola hepatica* con 3%

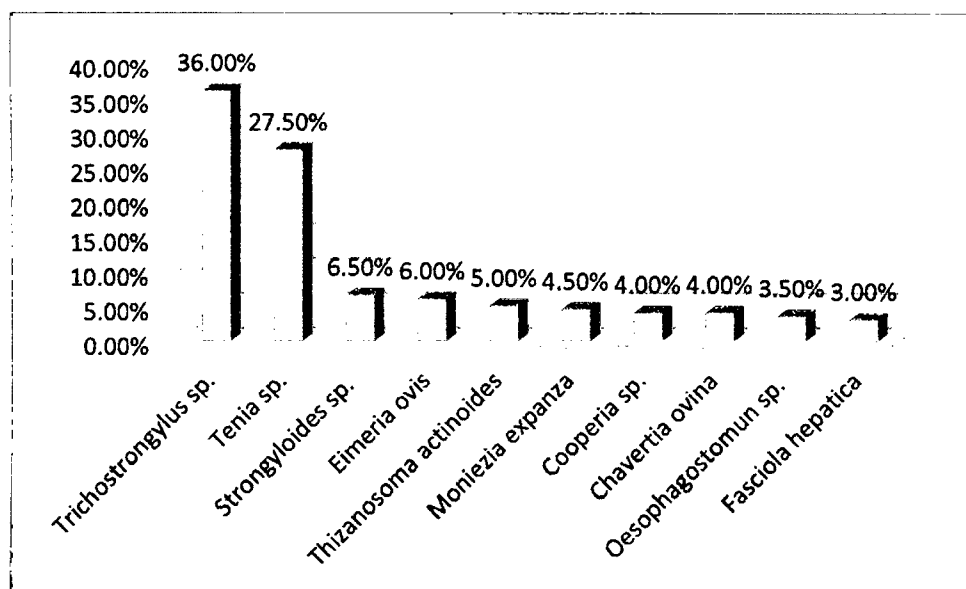


Gráfico 3: Porcentaje de especies de endoparásitos encontrados en ovinos.

Resultados similares a los nuestros realizados en una encuesta helmintológica llevada a cabo mediante análisis coprológico cuantitativo y necropsias parasitarias a un total de 72 ovinos y 72 caprinos adultos provenientes de la localidad de Pedregal, Edo Falcón, Venezuela, reveló que no existen diferencias estadísticamente significativas entre las prevalencias de estromgilos digestivos, Strongyloides papillosus, Moniezia expansa y Trichuris ovis, en los ovinos y caprinos muestreados. Así mismo no se encontraron diferencias estadísticamente significativas para los conteos de huevos por gramo (hpg) de estromgilos digestivos. La disposición espacial de los vermes y del hpg fue en agregados. Los más altos conteos de hpg y las mayores cargas de vermes fueron albergados por sólo el 15,3% de los hospedadores, quienes a similitud del concepto usado en parasitología

humana, podrían ser denominados “acumuladores de parásitos” o “Worm y animals”. Se discuten las medidas de control a aplicar, considerando el tratamiento diferencial de los animales de acuerdo a la carga, considerando criterios como la predisposición individual a las infecciones parasitarias (Morales, 1998).

El grafico 4 muestra el porcentaje de endoparásitos encontrados en caprinos teniendo el mayor porcentaje para *Fasciola hepática* con un 24.79%, seguido de *Trichostrongylus sp.* con un 21.79%, *Trichuris ovis* con un 19.66%, *Estrongyloides sp.* con un 16.24%, *Chavertia ovina* con un 12.82% y con menor porcentaje al *Dictyocaulus sp.* con 4.70%.

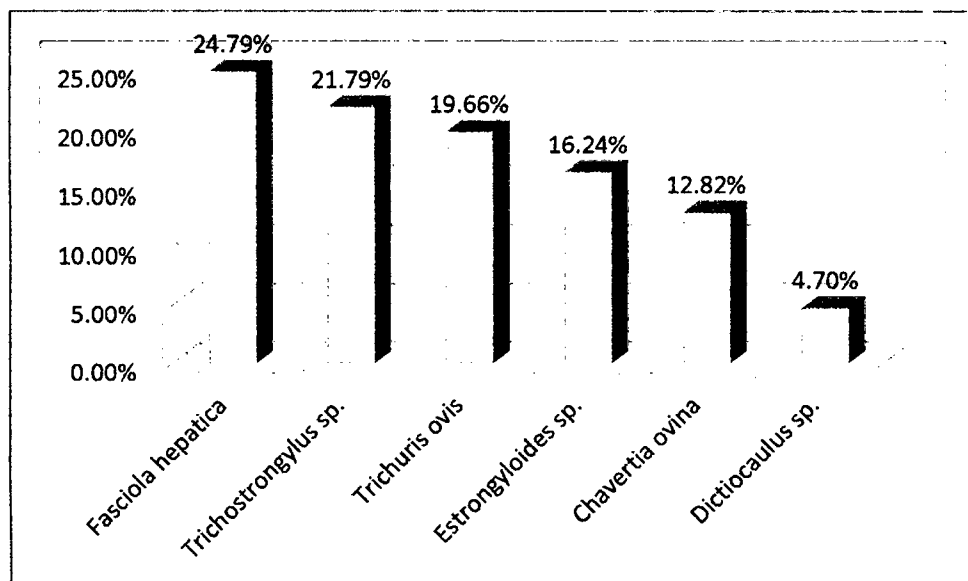


Gráfico 4: Porcentaje de especies de endoparásitos encontrados en caprinos.

Asi mismo Urquhart (2001) Indica que la infección clínica por *Moniezia* se da principalmente en cabritos entre los 2 y 8 meses de

edad y en especial en aquellos con un pobre estado nutricional, donde es factible una gran carga parasitaria. En esta presentación, el establecimiento de varios parásitos ocurre por la inmunidad poco desarrollada o deprimida de los animales mal nutridos o que padecen otra enfermedad, tal situación se agrava cuando el cestodo ejerce su acción quimiófaga que resulta más grave en un animal en pleno crecimiento. Asimismo, la obstrucción y la relación entre el tamaño del parásito con la luz intestinal del animal joven, complican el cuadro. En los cabritos subnutridos, se exagera esa condición. Se hace más evidente el retraso severo del crecimiento, pobre estado de carnes, dilatación del vientre, episodios alternados de diarrea y constipación y signos de anemia como debilidad y palidez de mucosas. Los animales afectados se retrasan al pastorear, se echan frecuentemente y su capa se muestra sucia y con pelo hirsuto.

Resultados diferentes a los nuestros reporto Aguilera (1996) quien realizó un estudio epidemiológico del sistema digestivo de las cabras en la temporada 1993-1994, en la quinta región de Chile. Para esto se hizo una identificación y cuantificación mensual de los parásitos gastrointestinales y hepáticos. Además mensualmente se estimaron los huevos eliminados por el método de Mac Máster. No se encontraron parásitos en el abomaso y una Pequeña cantidad fue recolectada desde los intestinos delgado y grueso. Los parásitos encontrados fueron *Nematodirus filicollis*, *Chabertia ovina*, *Skrjabinema ovis* y

Moniezia Expansa. El número de Nematodirus aumento durante las estaciones de otoño e invierno. Estos resultados son diferentes ya que el estudio se realizó durante todo el año lo cual no se hizo en nuestra investigación.

3.3. CARGA ENDOPARASITARIA EN EQUINOS, OVINOS Y CAPRINOS.

El gráfico 5 muestra la carga endoparasitaria encontrada en los equinos, teniendo una mayor carga para el *Parascaris equorum* con 688 HPG siendo una infestación leve, *Dictyocaulus sp.* con 500 HPG, *Estrongyloides sp.* con 467 HPG, *Trichostrongylus sp.* con 382 HPG, *Estrongyloides sp.* con 363 HPG y en menor grado el *Oesophagostomun sp.* con 300 HPG en promedio siendo para todas las infestaciones leve.

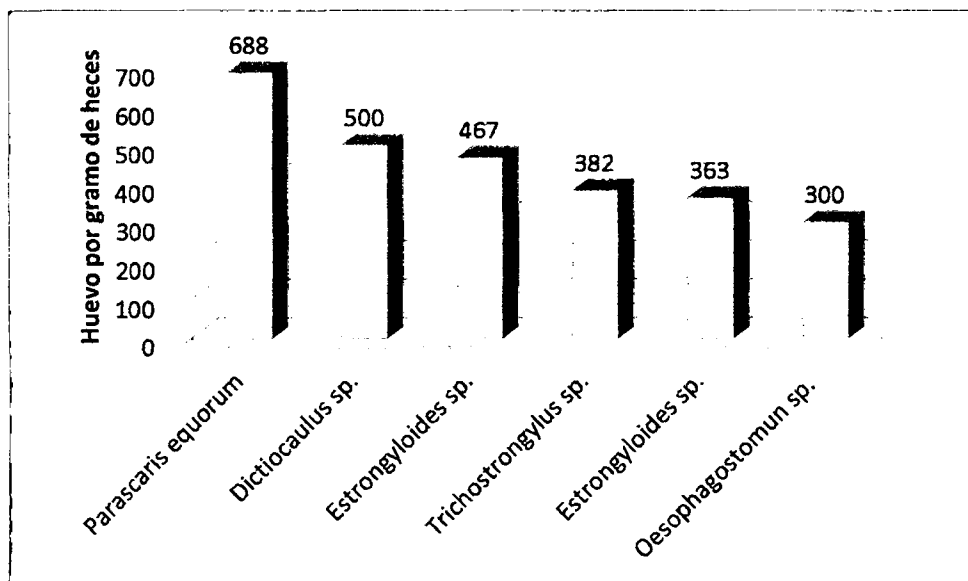


Gráfico 5: Carga parasitaria de endoparásitos en equinos.

Resultados similares a los nuestros reporta Avelardo (2010) quien realizó un estudio coprológico empleando la técnica de flotación McMaster (Willis-Molloy) a un total de 650 equinos (*Equus caballus*), raza Pura Sangre de Carrera, La presencia de estróngilos se mantuvo por equino entre un rango de 550-1850 HPG (Huevos por g de heces), mientras que *P. equorum* fue para 250-600 HPG.

El gráfico 6 muestra la carga endoparasitaria de los ovinos encontrando en mayor cantidad para el *Trichostrongylus sp.*, y *Chavertia ovina* con 800 HPG en promedio, siendo una infestación leve, seguido de *Tenia sp.* con 786 HPG, *Oesophagostomun sp.*, con 700 HPG, *Thyzanosoma actinoides* con 500 HPG , *Strongyloides sp.*, con 433, *Eimeria ovis* y *Cooperia sp.* con 400 PHG, *Moniezia expanza* con 300 HPG, *Fasciola hepática* con 200 HPG , siendo la menor carga lo que se considera para todas las especies un nivel de infestación leve.

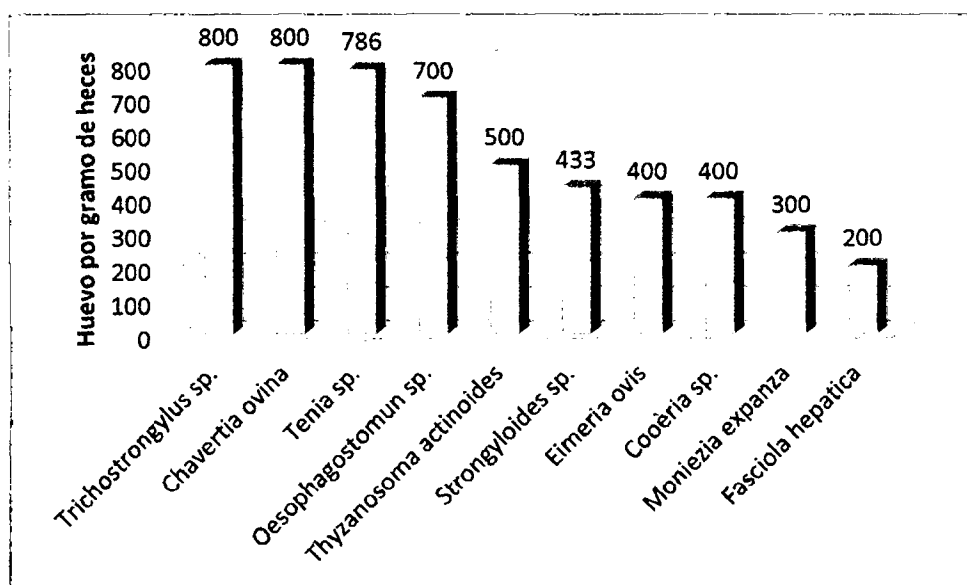


Gráfico 6: Carga parasitaria de endoparásitos en ovinos.

Resultados que son similares a los nuestros por los parásitos encontrados reporto Morales (1998) quien realizó una encuesta helmintológica llevada a cabo mediante análisis coprológico cuantitativo y necropsias parasitarias a un total de 72 ovinos y 72 caprinos adultos provenientes de la localidad de Pedregal, Edo Falcón, Venezuela, quien encontró los siguientes endoparásitos en mayor proporción, *Strongyloides papillosus*, *Moniezia expansa* y *Trichuris ovis*, en los ovinos y caprinos muestreados.

El gráfico 7 muestra la carga endoparasitaria para los caprinos encontrando la mayor carga para el *Trichuris ovis* con 575 HPG, *Fasciola hepática* con 528 HPG, *Chavertia ovina* con 500 HPG , *Estrongyloides sp.* con 475 HPG, *Trichostrongylus sp.* con 464 HPG, y una menor carga para el *Dictyocaulus sp.* con 275 HPG, siendo el nivel de infestación leve para todas las especies de endoparásitos.

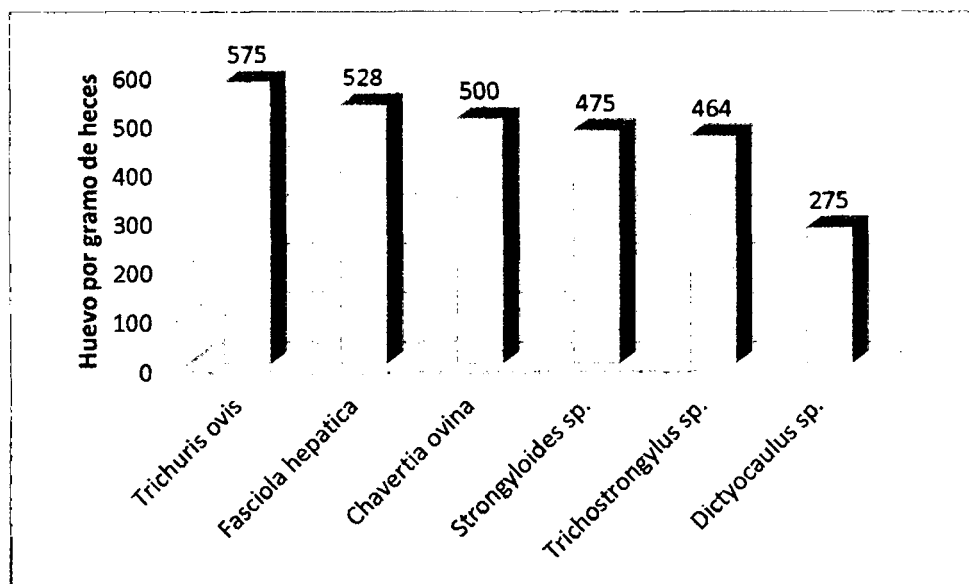


Gráfico 7: Carga parasitaria de endoparásitos en caprinos.

Resultados similares a los nuestros encontró Milian (1989) quien determinó la incidencia de parásitos gastrointestinales en la provincia de Lambayeque y se ensayó en un bioclimático para establecer la relación existente entre la humedad relativa y temperatura con la incidencia parasitaria en caprinos. Se tomó una muestra de 100 caprinos de ambos sexos que fueron monitoreados mensualmente durante 1 año mediante análisis coprológicos. De un total de 1200 muestras de heces analizadas, 1159 fueron positivas (96.58 por ciento). Con un promedio de infestación de 8.62 por ciento huevos tipo *Stronglyus* por gramo de heces

3.4 ENDOPOLIPARASITISMO EN EQUINOS, OVINOS Y CAPRINOS

El grafico 8 muestra el endopoliparasitismo encontrado en los equinos, ovinos y caprinos, teniendo que en todas las especies se encontró el *Trichostrongylus sp.* , seguido del *Estrongyloides sp.* en todas las especies, en equinos y ovinos el *Oesophagostomun sp.*, *Chavertia ovina* y *Fasciola hepática* para ovinos y caprinos, las demás especies son específicas para cada especie animal.

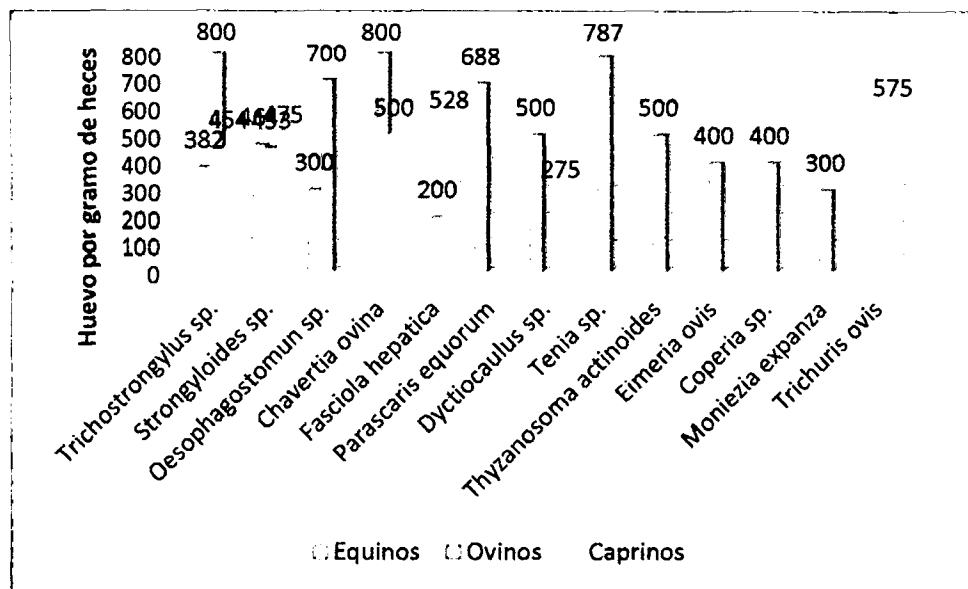


Gráfico 8: Carga parasitaria del Endopoliparasitismo en equinos, ovinos y caprinos

Según reporta Avelardo (2010) Refiere que es posible una resistencia endoparasitaria a los antiparasitarios de uso convencional, pero también pudiera estar asociado a los cambios climáticos que modifican el ciclo biológico de estos endoparásitos.

No se tiene otros trabajos similares a éste

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 CONCLUSIONES

- Del total de muestras analizadas en equinos, ovinos y caprinos positivos a endopoliparasitismo del Anexo San Antonio de Chaclacayo del Centro Poblado de Paccha, se tiene el 75% de muestras positivas en equinos se tienen 20% de positivos, ovinos 25% y para caprinos 30% de muestras positivas.
- El porcentaje de endoparásitos encontrados en equinos es *Parascaris equorum* con 34.81%, seguido de *Trichostrongylus sp.* , en ovinos es *Trichostrongylus sp.* con 36%, seguido de *Tenia sp.* con 27.50 %, y para caprinos es *Fasciola hepática* con 24.79%, seguido de *Trichostrongylus sp.* con 21.79%.
- la carga endoparasitaria encontrada en equinos, fue mayor para el *Parascaris equorum* con 688 HPG, *Dictyocaulus sp.* con 500 HPG, en promedio siendo una infestación leve, mientras que para los ovinos es mayor para el *Trichostrongylus sp.* y *Chavertia ovina* con 800 HPG, seguido de *Tenia sp.* con 786 HPG, y para caprinos es mayor para el *Trichuris ovis* con 575 HPG, *Fasciola hepática* con 528 HPG, *Chavertia ovina* con 500 HPG, siendo el nivel de infestación leve.
- El endopoliparasitismo encontrado en equinos, ovinos y caprinos, es *Trichostrongylus sp.* , seguido del *Estrongyloides sp.* en todas las especies, equinos y ovinos el *Oesophagostomun sp.*, *Chavertia*

ovina y *Fasciola hepática* para ovinos y caprinos, las demás especies son específicas para cada especie animal.

4.2 RECOMENDACIONES

- Programar charlas de educación y sensibilización de los pobladores del Centro Poblado de San Antonio de Chaclacayo acerca de las especies de endoparásitos encontrados y así evitar el contacto con los agentes parasitarios de interés zoonótico.

- Establecer campañas masivas de desparasitación en las especies de animales domesticas en el Distrito de Vinchos.

- Realizar investigación considerando los factores de riesgo que hacen que favorezca el nivel de infestación de los endoparásitos.

- Realizar investigaciones secuenciales para determinar el nivel de infestación en diferentes épocas del año.

4.3 REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

- AGUILERA M. 1996. Estudio epidemiológico del parasitismo gastrointestinal y hepático de un rebaño caprino de la quinta región. Tesis (Med Vet). Universidad de Concepción. Fac. de Medicina Veterinaria. Chillan.48 p.
- ARMOUR, J; DUNCAN, M. 1987. Arrested larval development in cattle nematodes. Parasitol. Today 3:171-176.
- ARROYO, A. 1990. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caballos pura sangre de carrera (*Equus Caballus*) durante el periodo de cuarentena 2010 en el Hipodromo "La Rinconada" Caracas, Venezuela
- AVELARDO, A. 2010. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caballos pura sangre de carrera (*Equus Caballus*) durante el periodo de cuarentena 2010 en el Hipódromo "La Rinconada" Caracas, Venezuela
- BORCHET A. 1981. Parasitología Veterinaria. Zaragoza, España. Acribia, pp. 39-43
- BOWMAN DWIGHT D. 2004. Georgis Parasitología para Veterinarios. 8. Ed. Elsevier España, S.A.pp 161-180.
- CORDERO DEL CAMPILLO M. F.A. ROJO VÁZQUEZ. 1999. Parasitología Veterinaria. Mc Graw-Hill-Interamericana De España pp178, 234-254.

- CORDERO, DEL CAMPILLO M. 2000. Parasitología Veterinaria, Ed. MacGraw-Hill, -Interamericana De España pp178, 234-254.
- EVANS, J. ET AL. 1990. The Horse (2ª ed.). New York, NY: Freeman. ISBN 0-7167-1811-1. OCLC 20132967
- FERNANDEZ, A. S; FIEL, C. A. 1998. Estudio sobre los factores que inducen a la hipobiosis de *O. ostertagi* en bovinos. Rev. Med. Vet 79:177-183. 41
- FIEL, C. A., STEFFAN, P. E., VERCESI, H. M., AMBRÚSTOLO, R. R., CATANIA, P., CASARO, A. P., ENTROCASSO, C. M; BIONDANI, C. A. 1988. Variación estacional del parasitismo interno de bovinos en el sudeste de la Prov. de Buenos Aires (Argentina) con especial referencia al fenómeno de "hipobiosis". Rev. Med. Vet. (Bs As) 69:57-64.
- GRONVOLD J. FIELD 1987. Experiment on the ability of worms (Lumbricidae) to reduce the transmission of infective larvae of *Cooperia oncophora* (Trichostrongyloidea) from cow pats to grass. The journal of parasitology 73, 113.
- GRONVOLD, J., K. HOGH-SCHMIDT. 1989. Factors influencing rain splash dispersal of infective larvae of *Ostertagia ostertagi* (Trichostrongylidae) from cow pats to the surroundings, Vet. Parasitol. 31: 57-70.
- GUERRERO, S. 2006. Caracterización de los cinco principales parásitos gastrointestinales y efecto de la aplicación de en equinos

en la región de la Sierra Central, Ecuador. Proyecto Especial de Ingeniero Agrónomo. Zamorano, Honduras. 21 p.

- HANSEN, J., PERRY, B., 1994. The Epidemiology, Diagnosis and Control of Helminth Parasites of Ruminants. Published by the International Laboratory for Research on Animal Diseases, P.O. Box 30709, Nairobi, Kenya
- JOHNSTONE COLIN, 1998. Parásitos y enfermedades de los animales domesticos. Copyright©.University of Pensilvania.
- NARI, A., C. FIEL., 1994. Enfermedades parasitarias de importancia económica en bovinos. Bases epidemiológicas para su prevención y control. Editorial Agropecuaria Hemisferio Sur, Montevideo, p. 76.
- MANUAL MERK DE VETERINARIA., 2000, Quinta edición; Océano Grupo Editorial S.A., Impreso en España.
- MARTÍNEZ BM. 1986. Manual de parasitología médica. México, DF. La prensa medica mexicana, pp218-230
- MEHLHORN, H Y PIEKARSKI, G. 1993. "Fundamentos De Parasitología. Parasitos del Hombre y De Los Animales Domésticos". Editorial Acribia S.A. 3ra edición. Zaragoza. España.
- MILIAN, F.; ARÉVALO TELLO, W.; BENZAQUEN T, L. NOLTE, E. 1984-1989. Incidencia de parásitos gastrointestinales en caprinos de la provincia de Lambayeque. Investigación sobre forrajes y xerófitas y caprinocultura.

- MINSA. 1984. Seminario nacional de zoonosis y enfermedades de transmisión alimentaria. Lima Perú.
- MORALES, G.; PINO, L.; SANDOVAL, E. Y JIMÉNEZ, D. 2005. Helmintosis gastrointestinales de los bovinos en Venezuela. Revista Digital CENIAP HOY Número 8 mayo-agosto, 2005. Maracay, Aragua, Venezuela.
- PÉREZ, G. 2008. Atlas de Parasitología en pequeños animales. Editorial Intermedica. Buenos Aires Argentina. p. 22 – 23
- QUIROZ RH., 1994. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. Ed Limusa. México, pp 16-17 42
- QUIROZ, R. H. 1984. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Ed. Limusa. México. p. 15 –523.
- RODRÍGUEZ, J. 2002. Parásitos y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Colombia.
- SOLORIO RJL, NAVARRO RA. 1992. Helmintos más Comunes en Rumiantes. Nematodos Gastroentericos. En: Principios de Helminología Veterinaria Rumiantes y Cerdos (Memoria). 25º Aniversario de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Morelia, Michoacán, 18-22 de mayo. FMVZ-UMSNH, pp45-50.
- STEFFAN, P; FIEL, C. 1986. Caracterización e importancia económica de la endo-ectoparasitosis de los Bovinos de carne en la Provincia de Buenos Aires (Rep. Argentina). Therios .36: 19-34.

- SOULSBY E.J.L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 7 ed. México DF: Interamericana. pp 613-615
- THIENPONT DR, ROCHETT F, VANPARIJS QFJ. 1979. Diagnóstico de las Helmintiasis por Medio del Examen Coprológico. Beerse Bélgica. Janssen Research Foundation, pp 19-25.
- URQUHART, GEORGE M.; ARMOUR, JAMES; DUNN, A.M.; JENNINGS, A.M. 1996. (en inglés). *Veterinary parasitology* (2nd edition). Blackwell Science.
- URQUHART G.M., 2001. Parasitología Veterinaria. Departamento de parasitología y enfermedades parasitarias Universidad de Zaragoza. Edit. Acribia, S.A. Zaragoza (España) p.63
- ZOHARY, D.; TCHERNOV, E.; KOLSKA HORWITZ, L. 1998. The role of unconscious selection in the domestication of sheep and goats, *Journal of Zoology* 245 (2): 129-135.
- (www.viarural.com.ar/viarural.com.ar/ganaderia/bovinos/parasitosbovinos/nematodeshaemonchus.htm)
- <http://p/cnia.gov.ar/helminto>.

ANEXOS



Foto 1 Lugar de Muestreo.



Foto 2 Colección de heces en ovinos.



Foto 3 Colección de heces en caprinos.



Foto 4 Colección de heces en equinos.



Foto 5 Análisis laboratorial.



Foto 6 Preparación de muestras para analisis



Foto 7 Observación al microscopio.

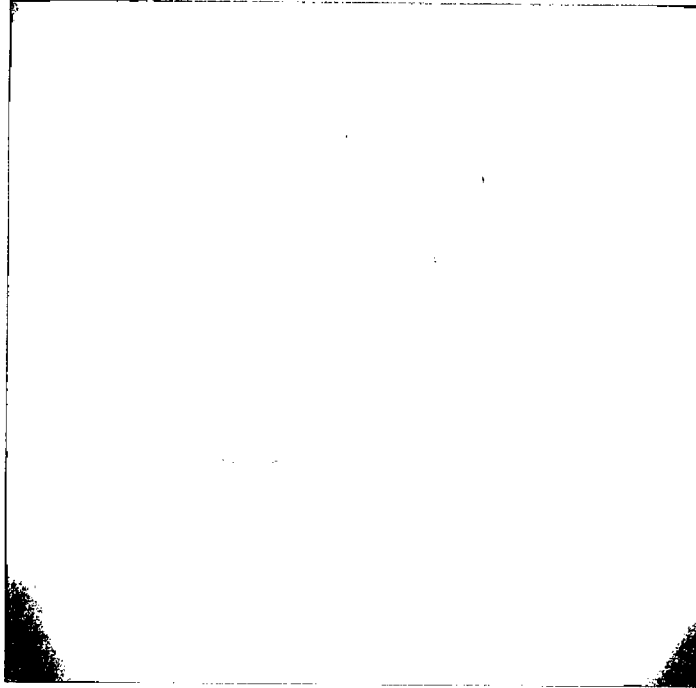


Foto 8 Huevo de Oesophagostomun sp.

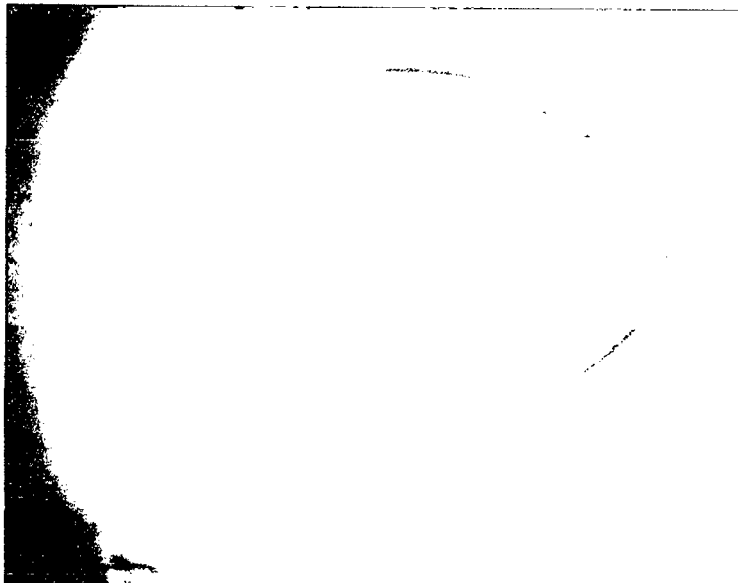


Foto 9 Huevo de Fasciola Hepática.



Foto 10 Huevo de Eimeria sp.



Foto 11 Huevo de Moniezia expansa.



Foto 12 Huevo de Cooperia.

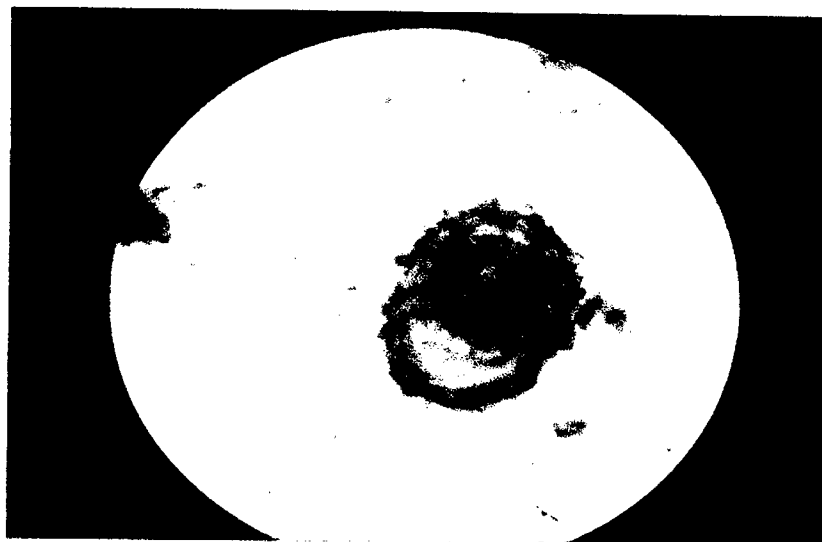


Foto 13 Huevo de Parascaris equorum.

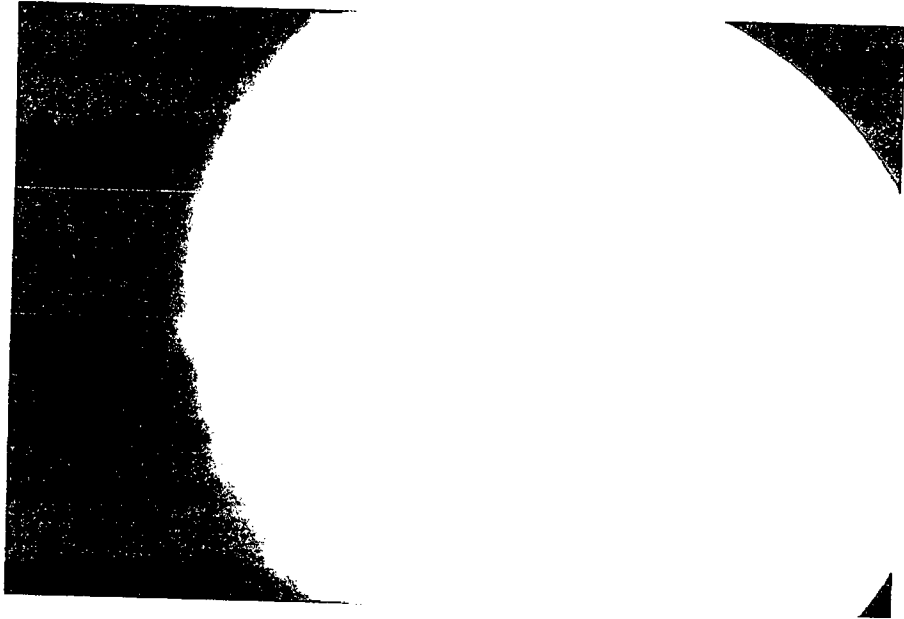


Foto 14 Huevo de Parascaris equorum.

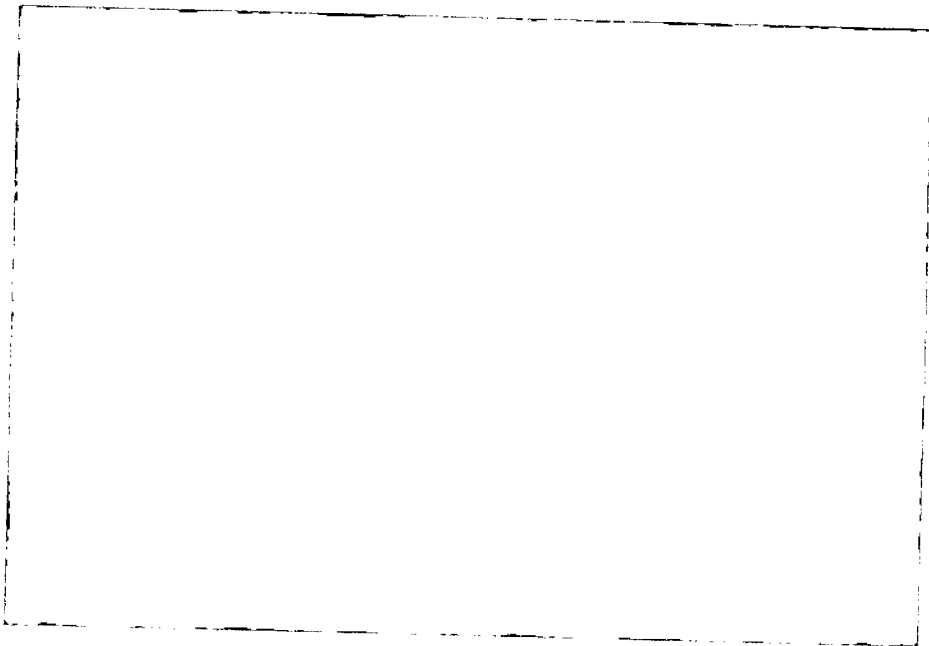


Foto 15 Huevo de Trichostrongylus