

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO**  
**FACULTAD MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**ESCUELA PROFESIONAL MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**



**TESIS**

**RESISTENCIA DE LOS HELMINTOS GASTROINTESTINALES  
FRENTE A ALBENDAZOL Y PRAZICUANTEL EN  
BORREGUILLAS CORRIEDALE EN EL CIP –  
CHUQUIBAMBILLA**

**PRESENTADA POR:**

**Bach. ELARD ELVIS ESTEBA APAZA**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

**MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA**

**PUNO – PERÚ**

**2018**

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

“RESISTENCIA DE LOS HELMINTOS GASTROINTESTINALES FRENTE A  
ALBENDAZOL Y PRAZICUANTEL EN BORREGUILLAS CORRIEDALE EN EL CIP  
– CHUQUIBAMBILLA”

PRESENTADO POR:

Bach. ELARD ELVIS ESTEBA APAZA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

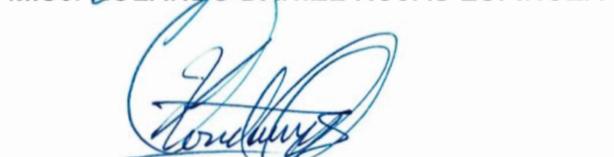


APROBADA POR:

PRESIDENTE:

  
M.Sc. ROLANDO DANIEL ROJAS ESPINOZA

PRIMER MIEMBRO:

  
D.Sc. ZACARIAS CONDEMAYTA CONDEMAYTA

SEGUNDO MIEMBRO:

  
M.Sc. NUBIA LILIA CATACORA FLORES

DIRECTOR / ASESOR:

  
M.Sc. ABIGAIL TERESA DE LA CRUZ PEREZ

Área : Salud animal

Tema : Resistencia de Helminths Gastrointestinales frente a Benzimidazoles

Fecha de sustentación: 02/05/2018

## Dedicatoria

Esta tesis se la dedico a Dios que ha estado siempre conmigo guiándome por el buen camino, y quien me ha dado fuerzas para seguir adelante.

A mis queridos padres Edgar Néstor Esteba y Maria Dilma Apaza por brindarme su apoyo incondicional tanto moral y económicamente, por sus buenos consejos, por su comprensión, por el infinito amor y por ayudarme y acompañarme siempre en los momentos más difíciles de mi formación profesional.

A mis hermanos Magaly, Duberly y a mis primos Alex, Hugo, Juaquin, jhon, por su gran apoyo y comprensión para seguir adelante y cumplir mis metas

*Elard Elvis Esteba Apaza.*

## Agradecimiento

A mí querida Universidad Nacional del Altiplano - Puno, mi alma mater.

A mí Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, en la que me forme como profesional.

A los docentes de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por transmitirme los conocimientos y experiencias de esta hermosa carrera profesional.

Al centro de Investigación y Producción (CIP) – Chuquibambilla, y Director M.Sc. Rolando Daniel Rojas Espinoza, quien me ha dado las facilidades para poder ejecutar mi proyecto de investigación científica.

Agradezco a mi director de tesis M.Sc. Abigail Teresa De La Cruz Perez, gracias por haber confiado en mi persona. Por su exigencia, paciencia y comprensión.

A mis jurados M.Sc. Rolando Daniel Rojas Espinoza, Dr. Zacarías Condemayta Condemayta, M.Sc. Nubia Lilia Catacora Flores; Gracias por el tiempo prestado para la revisión de nuestro trabajo de investigación.

A todos mis verdaderos amigos.- Raúl Bejar Quisana; Rolando Condori Mamani; Juan Cesar Quispe, que me apoyaron permanente e incondicionalmente porque estuvieron en todo momento en la redacción y ejecución del presente estudio.

***Gracias a todos ustedes.***

**INDICE GENERAL**

<b>ÍNDICE DE TABLAS</b> .....	8
<b>ÍNDICE DE ACRÓNIMOS</b> .....	9
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	12
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	14
2.1 HELMÍNTIASIS GASTROINTESTINAL.....	14
2.1.1 Etiología.....	14
2.1.2 Taxonomía.....	15
2.1.3 Ciclo biológico.....	16
2.1.3.1Nemátodos gastrointestinales.....	16
2.1.3.2 Céstodos.....	17
2.1.4 Patogenia signos y síntomas.....	19
2.1.5 Diagnóstico.....	22
2.2 CONTROL Y TRATAMIENTO.....	23
2.2.1 Tratamiento farmacológico.....	24
2.2.1.1 Albendazol .....	25
2.2.1.2 Praziquantel.....	26
2.3 RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA.....	27
2.3.1 Factores que favorecen su aparición RA.....	28
2.3.2 Mecanismos RA.....	30
2.3.3 Detección RA.....	31
2.4 ANTECEDENTES.....	33
<b>III. MATERIAL Y MÉTODOS</b> .....	45
3.1 LUGAR DE ESTUDIO.....	45
3.2 DISTRIBUCIÓN DE LOS ANIMALES EN EL ESTUDIO.....	45
3.2.3 FARMACOS USADOS EN LOS TRATAMIENTOS.....	45
3.3 METODOLOGÍA.....	46
3.3.1 CAMPO.....	46
3.3.2 LABORATORIO.....	47
3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	50
<b>IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b> .....	52
<b>V CONCLUSIONES</b> .....	60
<b>VI RECOMENDACIONES</b> .....	61
<b>VII REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA</b> .....	62
<b>ANEXO</b> .....	70

ANEXO A: FOTOGRAFÍAS.....	71
ANEXO B : CUADROS DE ANOVA EN EL ESTUDIO.....	72
ANEXO C: MATERIALES EMPLEADOS.....	72
MATERIAL DE CAMPO.....	74
MATERIALES Y EQUIPOS DE LABORATORIO.....	74

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> : Fotografía A1 recolección de muestras.....	<b>71</b>
<b>Figura 2</b> . : Fotografía A2 administración de antiparasitarios.....	<b>71</b>
<b>Figura 3</b> . : Fotografía A3 análisis de laboratorio.....	<b>71</b>

**ÍNDICE DE TABLAS**

<b>TABLA 1:</b> Taxonomía de los Nemátodos en ovinos.....	15
<b>TABLA 2:</b> Taxonomía de los Céstodos en ovinos .....	16
<b>TABLA 3:</b> Grupos de fármacos usados.....	23
<b>TABLA 4:</b> Distribucion de grups experimentales .....	45
<b>TABLA 5:</b> Albendazol contra <i>Nematodirus spp.</i> .....	52
<b>TABLA 6:</b> Albendazol contra otros estromgílicos.....	53
<b>TABLA 7:</b> Praziquantel contra <i>Moniezia benedeni</i> .....	56
<b>TABLA 8:</b> Praziquantel contra <i>Moniezia expansa</i> .....	57

## ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

CIP : Centro de Investigación y Producción

FMVZ: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

UNAP: Universidad Nacional del Altiplano Puno

RA : Resistencia Antihelmíntica

PGI : Parásitos Gastrointestinales

HGI : Helmintos Gastrointestinales

ATP : Adenosin Trifosfato

ABZ : Albendazol

PZ : Praziquantel

IVM : Ivermectina

FBZ : Fenbendazol

hpg : Huevos por Gramo

n : Numero

INEI : Instituto Nacional de Estadística e Informática

SENAMHI: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú

NGI : Nematodos Gastrointestinales

PRCH: Prueba de Reducción del Conteo de Huevos.

TRCH: Test de Reducción del Conteo de Huevos por gramo de heces.

WAAVP: (Siglas en inglés). Asociación Mundial para el Avance de  
Parasitología Veterinaria.

## RESUMEN

El estudio se realizó en el CIP Chuquibambilla y en el laboratorio de Parasitología de la FMVZ de la UNAP, entre los meses de Mayo y Agosto del 2017. Se planteó estimar la resistencia de HGI frente a Albendazol y Praziquantel en borreguillas Corriedale. Se utilizaron 80 animales positivos a parasitosis, determinado por el método de flotación, que fueron distribuidos en 4 grupos de 20 borreguillas cada grupo: G1 y G2 que fueron tratadas con Albendazol, contra *Nematodirus* spp. y otros estrombilidos, G3 y G4, tratadas con Praziquantel contra *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*. Se recolectaron muestras fecales los días 0, 10 y 14, para hacer el conteo de hpg por el método de Mc Master. Los datos de la variable y del número de hpg fueron sometidos a un ANOVA y al estadístico del t-student, para luego ser sometidos a la PRCH mediante la fórmula propuesta por la Asociación Mundial para el Avance de la Parasitología Veterinaria y así estimar la resistencia antihelmíntica. Los resultados fueron: Para albendazol, contra *Nematodirus* spp. y otros estrombilidos, al día 10, hubo una resistencia del 12.48% y 28.04% respectivamente; al día 14, fue del 15.15%, y 28.41% respectivamente; Mientras que para Praziquantel, contra *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*, al día 10, hubo una resistencia del 3.12% y 3.04%; al día 14, fue del 6.25% y 3.37% respectivamente. Se concluyó, que para albendazol, en caso de otros estrombilidos tuvo una resistencia estimada alta, lo cual no ocurre para *Nematodirus* spp. que tuvo una resistencia leve, mientras que para praziquantel *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*, no mostraron resistencia, por superar el umbral propuesto.

PALABRAS CLAVES: Albendazol Helmintos Ovino, Praziquantel, Resistencia.

## ABSTRACT

The study was carried out in the CIP Chuquibambila and in the Parasitology laboratory of the FMVZ of the UNAP, between the months of May and August of the 2017. It was proposed to estimate the resistance of HGI against an Albendazol and Praziquantel in corriedale sheepskin. We used 80 positive animals by the flotation method, which were distributed in 4 groups of 20 ewes each group: G 1 were traced with Albendazol, against *Nematodirus* spp. and other strongiíllidos, G 2, treated with Praziquantel against *Moniezia benedeni* and *Moniezia expansa*, G 3 and G 4, 20 without treatment (control of G1 and G2). Faecal samples were collected on days 0, 10 and 14, to make the HPG count by the Mc Master method. The data of the variable and the number of HPG were processed and analyzed through measures of central tendency, to be subjected to the test of egg count reduction, by means of the formula proposed by the World Association for the Advancement of Parasitology. Veterinary and thus estimate the anthelmintic resistance. The results were: For albendazol, against *Nematodirus* spp. and other streptoelids, 10 days after treatment, there was a resistance of 8.85% and 28.01% and at 14 days, of 10.56%, and 28.20% respectively; While for Praziquantel, against *Moniezia benedeni* and *Moniezia expansa*, 10 days after treatment, there was a resistance of 3.79% and 7.73% and at 14 days of 3.76% and 10.06% respectively. It is concluded that for albendazol, other strongyles had a high estimated resistance, which does not occur for *nematodirus* spp; while for praziquantel, *Moniezia benedeni* and *Moniezia expands*, because the estimates of the PRCH do not exceed the proposed threshold.

KEY WORDS: Albendazole, Helminths, Praziquantel, Resistance, Sheep.

## I. INTRODUCCIÓN

En el Perú, la crianza de ovinos tiene una importancia económica, social y ecológica, existe una población de 9`341,731 ovinos. El Departamento de Puno tiene una población de 2`036,687 ovinos, constituyéndose el principal productor de ganado ovino en el país (INEI- 2012).

Sin embargo, hoy en día la ganadería afronta serios problemas, en especial en el estado sanitario, donde las enfermedades parasitarias producidas por los helmintos gastrointestinales como Nemátodos y Céstodos que ocasionan pérdidas económicas de los productores dedicados a esta actividad, ya que estos producen disminución del apetito, menor conversión alimenticia, crecimiento deficiente, problemas de diarrea, disminución notable de la producción de carne y lana, también el decomiso de viseras infectadas (Guerrero ; Leguia, 1987 y Casas , 1999) .

El uso de antihelmínticos representa una de las herramientas más eficaces para el control del parasitismo en los animales. El uso adecuado y racional de estos fármacos permite que los animales expresen su potencial productivo, evitando así las pérdidas económicas (Perez, 2011).

En los distintos lugares de crianza de ovinos, de la región de Puno, así como en el CIP Chuquibambilla, los fármacos más usados para controlar las helmintiasis son el albendazol y el praziquantel, pero debido a la elevada eficacia de éstos y a la complejidad de utilizar otras metodologías de control, los criadores basan toda su estrategia de prevención en el uso indiscriminado y continuo de los recursos químicos Cristel y Suarez (2006). Como resultado de este manejo y la aplicación de estrategias desafortunadas se ha favorecido el desarrollo de resistencia a los antihelmínticos (Van Wyk 2001).

La resistencia antihelmíntica es la disminución en la efectividad del antiparasitario contra una población de parásitos, este fenómeno es ampliamente conocido en helmintos gastrointestinales de ovinos, cabras y caballos, y se atribuye principalmente al uso continuo de productos químicos para el control de tales parásitos (Taylor et al., 2002). Esto ocurre porque después de cada tratamiento sobrevive un pequeño número de individuos que son resistentes al fármaco utilizado, y éstos son los únicos que se reproducirán y contaminarán las pasturas con sus huevos (Jackson, 1993). El establecimiento de una población resistente a un antihelmíntico es un proceso de carácter irreversible (Sievers y Alocilla 2007).

Existen dos métodos para detectar resistencia antihelmíntica: las pruebas *in vitro* y las de campo. Esta última es sencilla, porque es posible determinarla con escaso número de animales y se puede aplicar a cualquier tipo de fármaco; mide la reducción del número de huevos de nematodos por gramo de heces antes y después del tratamiento (Coles et al., 2006; Vidyashankar, 2012).

En nuestro medio, hoy en día, no hay estudios sobre la resistencia de helmintos gastrointestinales frente a benzimidazoles, como es el Albendazol para el caso de nemátodos, e isoquinolonas, como el Praziquantel para el caso Céstodos, que se utilizan en los programas de desparasitación en ovinos. Por lo tanto, este estudio pretende demostrar la resistencia, lo cual permitirá contribuir al diseño de estrategias de control para estos parásitos. Se plantearon como objetivos: Determinar la resistencia de los nemátodos gastrointestinales y cestodos frente a albendazol y praziquantel en borreguillas corriedale.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 HELMINTIASIS GASTROINTESTINAL

#### 2.1.1 Etiología.

La helmintiasis gastrointestinal en ovinos, es causada por los helmintos gastrointestinales, que son un grupo de parásitos pluricelulares, que pueden ser planos o redondos. Poseen simetría bilateral, su cutícula es blanda y parasitan a los ovinos en sus cavidades internas del tracto gastrointestinal (abomaso e intestinos). Afectan a ovinos de todas las edades, pero es más importante en corderos y borreguillas, ya que en estos causan diarreas, anemias, pérdida del vigor y enflaquecimiento progresivo (Goodwin, 1975). En ocasiones producen otros cuadros clínicos, pudiendo causar la muerte (Martines et al, 2007).

Estos parásitos pertenecen al grupo de los Nemátodos y céstodos, esta asociación entre especies es frecuente (Ramires y Franco, 1998). Los nemátodos gastrointestinales, abarcan un gran número de géneros y especies, dentro del orden Strongylida, que afectan al tracto gastrointestinal de los ovinos. *Haemonchus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Trichostrongylos spp.*, *Cooperia spp.*, *bunostomun spp.*, *strongyloides spp.* y *Nematodirus spp.*, se localizan en la mucosa del tracto gastrointestinal, tanto en el abomaso como en el intestino delgado (Chávez y Guerrero, 1965). Respecto a los céstodos es producida por las tenias *Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni* y *Thysanosoma actinioides*. Además, se han reportado que tiene como otros hospederos al ovino, caprino y bovino. Las tenias adultas se localizan en el intestino delgado del ovino (Leguia y Casas , 1999).

### 2.1.2 Taxonomía

El término helminto, no tiene ninguna connotación taxonómica es sinónimo de **verme** o **gusano** y no tiene valor clasificatorio, que se usa sobre todo en parasitología. Los de mayor importancia en medicina veterinaria se encuentran dentro de dos grandes Phylum: Phylum Nemátoda y Plathyhelminthes.

**Tabla 1: Taxonomía de los Nemátodos en ovinos.**

---

<b>Clase :</b> Secermentea	
<b>Orden :</b> Strongylida	
<b>Familia:</b> Trichostrongylidae	<b>Género:</b> Ostertagia
	<b>Género:</b> Trichostrongylus
	<b>Género:</b> Haemonchus
	<b>Género:</b> Cooperia
	<b>Género:</b> Strongyloides sp
<b>Familia:</b> Dictyocaulidae	<b>Género:</b> Dictyocaulus
<b>Familia:</b> Molinidae	<b>Género:</b> Nematodirus
<b>Familia:</b> Ancylostomatidae	<b>Género:</b> Bunostomum
<b>Familia:</b> Prototstrongylidae	<b>Género:</b> Muellerius
<b>Clase :</b> Adenophorea	
<b>Orden:</b> Enoplida	
<b>Familia :</b> Trichuridae	<b>Género:</b> Trichuris
<b>Familia:</b> Capillaridae	<b>Género:</b> Capillaria
<b>Clase :</b> Chromadorea	
<b>Orden :</b> Rhabdithida	
<b>Familia :</b> Chabertidae	<b>Género:</b> Oesopagostomum
	<b>Género:</b> Chabertia

---

**Tabla 2: Taxonomía de los Céstodos en ovinos.**

---

**PHYLUM PLATHYHELMINTHES**

---

**Clase:** Cestoidea**Orden:** Cyclophyllidea**Familia:** Taenidae**Genero:** *Moniezia***Genero:** *Thysanosoma***Clase :** trematoidea

---

Fuente: Novoa y Flores, (1991).

**2.1.3 Ciclo biológico****2.1.3.1 Nemátodos gastrointestinales.**

El ciclo de vida es directo. Los huevos de los parásitos son expulsados junto con las heces de los ovinos, en estado de blastomerización, los cuales bajo condiciones de humedad y temperatura adecuadas evolucionan de la siguiente manera: En los huevos “tipo *Strongylus*”, en el ambiente las células blastoméricas dan lugar a la formación de larvas de primer estadio (L1), que después de eclosionar, mudan y se transforman en larvas de segundo estadio (L2), estas vuelven a mudar y se convierten en larvas de tercer estadio (L3), esta última es la larva infectiva. Los huevos tipo *Strongylus* son mostrados por la mayor parte de Nemátodos con excepción de *Trichuris*, *Capillaria* y *Nematodirus* (Guerrero y Alva, 1986; Rojas, 1990; Leguía y Casas, 1999).

Mientras que, en los huevos de *Nematodirus*, las larvas de primer segundo y tercer estadio se desarrollan dentro del huevo

y su eclosión se realiza cuando la larva infectiva está completamente formada, además requieren estímulos mecánicos y térmicos para lograr que la forma infectiva pueda eclosionar del huevo (Guerrero y Alva, 1986; Leguía y Casas, 1999). Sin embargo, larvas de *Nematodirus*, se pueden encontrar a lo largo del año debido a que la L3 desarrolla dentro del huevo, dándole resistencia contra la desecación (Guerrero *et al.*, 1973).

Cuando los ovinos consumen pasto contaminado con larvas infectivas (L3), penetran las glándulas gástricas o la mucosa del intestino delgado y grueso, de acuerdo a la especie mudan y se convierten en larvas de cuarto estadio (L4) que retornan a la luz del abomaso o intestino para alcanzar su estado adulto. Como regla general, el periodo pre patente varía de 3 a 5 semanas excepto cuando se produce la hipobiosis, fenómeno en el cual la L4 puede permanecer varios meses sin desarrollarse dentro de la mucosa del abomaso o intestino. (Leguia y Casas, 1999).

#### **2.1.3.2 Céstodos**

El ciclo de vida es indirecto. Las tenías adultas parasitan el intestino delgado de los ovinos (hospedador definitivo), produciendo proglótidos, de los cuales, los proglótidos maduros, aislados o en grupos, son eliminados con las heces a los pastizales donde se desintegran al medio ambiente, dejando en libertad los huevos.

En otros casos estos salen ya disueltos entre los excrementos por haberse liberado en el tracto intestinal. Resisten regularmente las condiciones del medio, necesitando de un mínimo de humedad para sobrevivir varios meses (Fernandez, 1991).

Al ser ingeridos por artrópodos coprófagos (hospedero intermediario), quedan libres las oncosferas que perforando su intestino se ubican en la cavidad abdominal, transformándose en cisticercoides, tipo de larva quística de disposición esférica con varias envolturas y un apéndice caudal externo, lo cual contiene un solo escólex con seis ganchos embrionarios. Los cisticercoides, en número de uno o dos por ácaro, completan su desarrollo en el invertebrado entre 1 y 6 meses, dependiendo de la temperatura, persistiendo variables durante toda la vida del ácaro, que puede alcanzar hasta 20 – 22 meses, si las estaciones frescas y lluviosas son, prolongadas (Ramires y Franco, 1998).

Los ovinos se infectan al ingerir pastizales contaminados con artrópodos portadores. El cisticercoide consumido, que dará origen a una tenía, tras liberarse la larva en el estómago, fijar su escólex en la mucosa intestinal para completar su desarrollo, comenzando a eliminar los primeros proglótidos maduros al cabo de un periodo pre patente de 1 – 2 meses. El número de parásitos que logra desarrollarse es muy variable. Pese a que la ingestión de cisticercoides puede resultar masiva. A veces puede sobrepasar el centenar por animal, con hallazgos de vermes en diferentes etapas de desarrollo. La vida media de las tenías es

corta. Desapareciendo de los hospedadores en unos pocos meses, por lo que la reserva y persistencia de la contaminación en las áreas de pasto depende muy directamente de la proporción de huevos aportados al terreno y del particular eco biología de los intermediarios (Cordero del Campillo et al., 1999).

#### **2.1.4 Patogenia signos y síntomas**

Los efectos de los parásitos gastrointestinales pueden causar la disminución del apetito, alteraciones en el metabolismo del nitrógeno, hipoproteinemia, disminución de la síntesis de lana, de músculos y tejidos gastrointestinales, cambios en el metabolismo del agua y minerales (Entrocasso, 1992).

En los ovinos infectados disminuye el crecimiento de lana. También se produce disminución de los depósitos de grasa y proteína, y disminución de los niveles de anticuerpos séricos (Green et al. 1999). Esto se explica porque hay poca proteína en sangre, disminuye el apetito, el animal no come o come poco, por lo que no ingresa y sigue en un círculo vicioso a veces va acompañado de anemia (Pachalag et al. 1973). También se ha observado osteoporosis combinado con osteomalacia (Sykes et al. 1975; Sykes, 1978).

En abomaso, ocurre alargamiento de las glándulas y las criptas parasitadas con disminución de ácido. Esto provoca un aumento de pH, lo que impide la absorción de nutrientes. En el intestino delgado, ocurre acortamiento y atrofia de las vellosidades además de erosiones en el epitelio, que llevan a una menor absorción de

aminoácidos, minerales y grasa, con la posterior disminución de digestibilidad de los diversos nutrientes (Sykes, 1993).

Numerosas especies de nemátodos y platelmintos son capaces de producir enfermedad clínica y subclínica en el ovino. Los géneros de parásitos gastrointestinales de más frecuente presentación en rumiantes son *Ostertagia*, *Nematodirus*, *Trichostrongylus*, *Haemonchus* y *Cooperia* (Boch, 1982; Soulsby, 1987; Vlassof et al. 2001).

*Ostertagia* puede reducir ganancia de peso, modificar la actividad secretora del abomaso y elevar su Ph. (Coop et al. 1986).

Los parásitos del género *Trichostrongylus* se encuentran principalmente en Intestino delgado, aunque también se le puede hallar en abomaso. Disminuyen los depósitos de grasa, proteína calcio y fósforo (Sykes et al. 1979).

Los especies del género *Nematodirus* se encuentran principalmente en el intestino delgado de los rumiantes (Levine, 1978) y las formas larvarias en la mucosa del mismo, entre las vellosidades y las criptas intestinales (Herlich, 1978).

*Haemonchus contortus* es otra especie importante por su patogenicidad. Los signos observables son depresión de los niveles de hemoglobina, debilidad muscular, mucosas pálidas, letargia, edema submaxilar y abdominal, estreñimiento, pérdida de peso y lana quebradiza (Levine, 1978; Blood y Radostits, 1992).

*Cooperia* es otro género frecuente de encontrar en ovinos, se encuentra habitualmente en intestino delgado y con menor

frecuencia en abomaso, produciendo signos clínicos y lesiones similares a las encontradas en una tricostrongylosis (Soulsby, 1987).

El género *Ostertagia* produce infecciones crónicas, subagudas, agudas e incluso muertes (Dunn, 1978). En el caso de Cestodos de los género *Moniezia* y *Thysanosoma*, los efectos producidos en los ovinos, especialmente corderos, son anemia, enflaquecimiento progresivo, lana seca o quebradiza, diarrea y estreñimiento además de retraso del crecimiento e incluso la muerte (Ulbe, 1974). Como hallazgos atomopatológicos se encuentran la necrosis superficial en el intestino delgado (Boch, 1982).

Cuando la infección es masiva, se observan cólicos y diarrea alternada con estreñimiento. Raras veces producen acción irritativa, mecánica (obstrucción intestinal y de los conductos biliares), diversos tipos de enteritis, según la carga parasitaria y la anemia hemolítica a los animales fuertemente infectados, debido a la afinidad de los céstodos por la vitamina B12. (Soulby, 1993). Finalmente la infección por céstodos generalmente presenta un curso subclínico (Rojas C. , 1990) y los signos pasan desapercibidos cuando se trata de animales adultos; el cuadro morbosos se deja sentir más en jóvenes con el catarro intestinal crónico, acompañado de anemia, palidez de la piel y mucosas, erizamiento de la lana, adelgazamiento progresivo y retrasos en el crecimiento (Cordero del Campillo et al. 1999).

### 2.1.5 Diagnóstico

En el caso de los estrombilidos se puede realizar por los signos y síntomas, complementados por el análisis epidemiológico. No obstante es de utilidad la revisión general del rebaño, las condiciones nutricionales del mismo, la presencia de diarreas y otros signos clínicos (disminución del apetito, retardo en el desarrollo, disminución en la ganancia de peso, pobre condición de carnes) y la condición de la fibra (Leguia y Casas , 1999). También se puede hacer mediante laboratorio colectando heces directamente del animal. Para realizar exámenes fecales mediante las técnicas cualitativas y cuantitativas para la identificación de los huevos según géneros y especies. El género *Nematodirus* es fácilmente identificado, pero cuando se detecta la presencia de huevos tipo *estrombilidos*, debe realizarse cultivo para poder identificar las larvas del tercer estadio (Fernandez, 1991; Novoa y Flores , 1991).

Por otro lado, en el caso de Céstodos, se puede realizar el diagnóstico de infecciones masivas por los signos clínicos (cólicos abdominales y diarrea alternada con estreñimiento). Y otro punto a considerar son las heces, en la que se observan segmentos de color blanquecino, que vienen a ser los proglótidos (Soulby, 1993).

En el laboratorio se realiza el examen de heces por medio de técnicas cualitativas, para la concentración de huevos, donde se identificará tomando en cuenta su morfología, tamaño, grosor de la cubierta y sobre todo, el típico aparato piriforme (Cordero del Campillo et al., 1999).

Si bien es cierto que los exámenes coprológicos son de gran ayuda para confirmar el diagnóstico de una parasitosis, se debe tener en cuenta que el examen parasitológico post mortem o necropsia parasitaria es la forma más exacta de determinar, identificar y cuantificar las especies de helmintos (Valenzuela, 1992).

## 2.2 CONTROL Y TRATAMIENTO

Las estrategias de control tradicionales, incluyen el uso de medicamentos antiparasitarios, también llamados control químico. Las formas de aplicación son parenteral (intramuscular, subcutánea y la vía oral que es fácil de administrar, aunque las dosis deben ser mayores debido a que la absorción del fármaco puede ser incompleta, debe realizarse con todas las técnicas de manipulación animal, se realizara de manera lenta evitando irritar la mucosa de los órganos gastrointestinales (Botana, 2002). El uso de antihelmínticos requiere un conocimiento detallado de la epidemiología de los parásitos existentes y de su ciclo biológico lo que para cada enfermedad parasitaria, debe efectuarse un estudio epidemiológico para cada región y delimitar las medidas de control recomendadas (Blood y Radostits, 1992; Vlassoff y col., 2001).

**Tabla 3.**

Grupos de fármacos usados, con su mecanismo de acción, para cada grupo de parásitos gastrointestinales.

Nemátodos	Céstodos
Imidazotiazoles, Tetrahidropiridinas <b>(Bloqueadores ganglionares)</b> Piperazina <b>(Receptores GABA)</b>	Isoquinolinas <b>(Permeabilidad al calcio)</b>

---

Dietilcarbamacina,  
Organofosforados, carbamatos,  
Lactonas macrocíclicas y Arsenicales  
**(Inactivación enzimática)**  
Benzimidazoles y probenzimidazoles  
**(Fijadores de tubulina)**  
Salicilanilidas y fenólicos  
**(Fosforilación)**

---

Fuente: Lara, D (2007).

Dentro de otras estrategias tenemos el control no químico, que consiste en el uso de alternativas como: plantas con propiedades antiparasitarias, selección de animales naturalmente resistentes, suplementación alimenticia, que dificultan el establecimiento de parásitos debido a que el hospedador presenta una mejor respuesta inmune, control biológico y manejo de praderas, donde la rotación de los animales por diferentes zonas de forrajes, se logran que las larvas y los parásitos presentes queden expuestos a las condiciones medio ambientales (temperatura, humedad, radiación solar) y mueran por inanición (Lara D, 2007).

### 2.2.1 Tratamiento farmacológico

Los fármacos más utilizados en la actualidad, son el albendazol, oxifendazol, mebendazol y fenbendazol, que pertenecen al grupo de los benzimidazoles (Cordero del Campillo et al., 1999). Actúan sobre diferentes especies de helmintos como nemátodos y céstodos; y a nivel de sus huevos y fases larvarias. También se usa el praziquantel y epsiprantel que son cestocidas exclusivos del grupo isoquinolinas (Zavaleta, 2012).

### 2.2.1.1 Albendazol

Es insoluble en agua y soluble en alcohol se administra por vía oral, a una dosis de 5 - 10 mg/kg de peso vivo (Sumano y Ocampo, 1997). Se absorben rápidamente, alcanzando en 2 – 30 horas cerca de los niveles plasmáticos más altos (Cordero del Campillo et al., 1999). El albendazol se absorbe mejor que otros benzimidazoles, aunque en el caso de los rumiantes, la absorción es menor ya que en el líquido ruminal lo degrada parcialmente (Sumano y Ocampo, 1997).

Su mecanismo de acción es a nivel de la tubulina del parasito, donde interfiere con la actividad del microtúbulo con la tubulina, donde el albendazol impide la polimerización de los microtúbulos y como consecuencia evita el alargamiento de estos; se ha podido determinar que pueden desintegrar el microtúbulo en algunos parásitos. La unión de la droga con la tubulina es irreversible. El albendazol daña de forma selectiva los microtúbulos citoplasmáticos de las células intestinales de los nematodos pero no del huésped, ocasionando la ruptura de las células y la pérdida de funcionalidad secretora y absorptiva. En consecuencia, se produce una disminución de la captación de glucosa y la depleción de los depósitos de glucógeno (Soulsby, 1987).

Otro mecanismo es la inhibición sobre algunas enzimas como el fumarato reductasa; y también tiene un efecto sobre la intercepción de la glucosa del medio (intestino) inhibiendo de esta

manera el paso de la energía (ATP), muy importante para la sobrevivencia del parásito (Zavaleta, 2012).

### **2.2.1.2 Praziquantel**

Es un derivado de la pirasina isoquinolona y se encuentra en forma de polvo de color blanco; es higroscópico, de sabor amargo, con olor suave o sin olor, soluble en agua y más soluble en alcohol (Sumano y Ocampo, 1997).

El praziquantel se absorbe rápidamente en el intestino después de la administración por vía oral, con dosis de 10 - 15 mg/kg de peso vivo/dosis única. Se metaboliza en el hígado, lo que da por resultado productos de los cuales se afirma que no posee actividad. Se elimina principalmente por orina y su vida media de eliminación es de alrededor de tres horas (Sumano y Ocampo, 1997). La concentración plasmática máxima se alcanza a los 30 a 60 minutos para descender luego lentamente. Es rápidamente metabolizado en el organismo y la excreción se realiza casi totalmente en 24 horas (Litter, 2007).

El mecanismo de acción del Praziquantel es incrementando la permeabilidad de la membrana celular del parásito a los iones de calcio, lo que conlleva a una parálisis espástica de su musculatura y desprendimiento de este de sus sitios de fijación, su efecto es irreversible, posteriormente provoca vacuolizaciones focales irreversibles seguido de la desintegración del tegumento del parásito lo que ocasiona su lisis; también se menciona que bloquea la síntesis de ATP (Sumano y Ocampo, 1997).

### 2.3 RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA

Hoy en día, es común encontrar una serie de estrategias farmacológicas (antiparasitarios) eficientes a disposición del productor para el control terapéutico y protocolo antiparasitario; sin embargo, una problemática mayor viene con el hecho que en muchos casos, el uso incorrecto e indiscriminado de estas sustancias ha generado resistencia en poblaciones de parásitos (Lara, 2007).

La Resistencia Antihelmíntica (RA) se define básicamente como la disminución de eficacia de un antihelmíntico frente a poblaciones parasitarias que normalmente y, a una dosis determinada, son susceptibles al mismo (Sangster y Gill, 1999). También se define como el aumento significativo de los individuos de una población parasitaria capaces de soportar niveles de fármaco que han probado ser letales para la mayoría de los ejemplares de la misma especie (Nari, 2001).

Por otro lado, ha sido definida como la capacidad heredable que tiene una fracción de una población para tolerar dosis tóxicas de sustancias químicas que son letales para otras poblaciones de la misma especie, siendo la heredabilidad de la resistencia la característica más importante de este fenómeno. La resistencia no debe ser confundida con tolerancia, que se refiere a la falta de respuesta innata de la población parasitaria para cada droga, independientemente de la exposición previa (Suarez, 2001).

Por lo tanto, la resistencia a los antihelmínticos es un fenómeno que permite a los parásitos adaptarse y sobrevivir en una situación nueva y

adversa para sus intereses como es impuesta para el uso de estos compuestos (Nari, 2001).

La RA puede ser múltiple que se presenta cuando los parásitos son resistentes a más de dos grupos de antihelmínticos diferentes, cruzada que se presenta cuando se involucran sustancias químicas de modo de acción diferentes y paralela, que a diferencia de las anteriores se da cuando los parásitos de una población resistente a una sustancia química son también resistentes a otro producto que tiene similar mecanismo de acción (Marquez, 2003).

### **2.3.1 Factores que favorecen su aparición RA**

Dentro de los factores que favorecen la aparición de RA, se pueden mencionar factores genéticos y de adaptabilidad de los parásitos, factores externos u operaciones como la naturaleza química, el grado de persistencia, el umbral y el modo de aplicación de los fármacos (Lara, 2007).

La utilización masiva y reiterada de antihelmínticos, las subdosificaciones, tamaño de la población de parásitos “en refugio” y rotaciones inadecuadas de los compuestos, también han favorecido el desarrollo de cepas resistentes (Cordero del Campillo et al., 1999).

El fenómeno de la población en refugio, que es el más importante en la selección de resistencia antihelmíntica en comparación con otros fenómenos, es una proporción de PGI que aún no se encuentran sujetos a la selección por los tratamientos químicos; dentro de las poblaciones en refugio de PGI se encuentran larvas

resistentes en pastos, parásitos de animales no tratados y larvas hipobióticas. (Van Wyk, 2001).

En condiciones climáticas y sistemas pastoriles que permiten la exposición a continuas reinfecciones, así como la adquisición de altas cargas parasitarias, el tamaño de las poblaciones en refugio condicionará la manifestación más o menos rápida de resistencia. Cuando la población en refugio es menor (praderas en sequía) el uso de antihelmínticos puede llevar a una rápida selección de resistencia; por el contrario, la selección de resistencia es más lento cuando las poblaciones en refugio son más grandes (praderas en lluvias), debido a que los PGI susceptibles producirán un mayor efecto de dilución (Fiel, 2001).

Por otro lado, los parásitos que poseen ciclos de vida directos y cortos, sufren mayor presión de selección para el desarrollo de resistencia, que aquellos con ciclos de vida indirectos o complejos, ya que estos últimos poseen varios estadios de sus ciclos de vida presionados por la selección ambiental, fuerza opuesta a la presión que selecciona para resistencia por fármacos (Sangster y Gill, 1999).

Sin embargo, la RA debe diferenciarse de la falta de eficacia de un producto, ya que puede estar originada en la calidad del producto o en su forma de uso sub dosificaciones, ajuste erróneo del peso vivo, pérdida del producto durante la aplicación, calibración de pistolas y jeringas (Fiel, 2001).

### 2.3.2 Mecanismos RA

Estos pueden ser intrínsecos y adquiridos. En los intrínsecos, un parásito es naturalmente insensible a una droga, debido a la ausencia de receptores o a la imposibilidad del fármaco para entrar a la célula (Marquez, 2003). En los adquiridos se presentan en los (PGI), que inicialmente son susceptibles a la acción terapéutica de un antihelmíntico y posteriormente dejan de serlo luego de la ocurrencia de modificaciones genéticas que son heredables de generación en generación. Los parásitos adultos, dentro del hospedador seleccionan sus genes de resistencia cuantas veces tengan contacto con un antiparasitario en un proceso hereditario e irreversible. Con la continua selección y reproducción de los nemátodos resistentes, aumenta la frecuencia de genes resistentes en la población tratada, por lo que más nemátodos resistentes sobreviven hasta producir el fracaso del tratamiento antihelmíntico (Sangster, 1999).

Por ello, se debe prevenir precozmente su establecimiento para retardar la acumulación de los genes de resistencia. Los híbridos resultantes de la combinación de genes de resistencia y sensibles retardan la aparición de poblaciones de parásitos resistentes (Saenz, 1991).

Los cambios genéticos que conducen a la RA y que conllevan a una serie de modificaciones bioquímico moleculares determinantes en la disminución del efecto de una droga en el PGI resistente, pueden ser: Cambios estructurales y/o funcionales de las células que modifican la captación

(llegada) de la droga al sitio de acción, produciendo modificaciones en su metabolismo / inactivación y/o eflujo celular afectando la capacidad de la droga para acumularse intracelularmente, alteración del sistema enzimático necesario para la acción farmacológica de la droga, alteración de los receptores celulares por disminución en el número o en su afinidad, lo cual afecta la unión del fármaco con su sitio de acción y por lo tanto, su efecto farmacológico y variaciones en diferentes procesos celulares que compensan o contrarrestan el efecto inducido por un fármaco (Mottier y Lanusse, 2002).

### **2.3.3 Detección RA**

La RA puede sospecharse al administrar cierto tipo de antihelmíntico, y encontrar una baja respuesta, y por ende, baja en la producción, y detectarse realizando algunas pruebas para determinar que PGI y que medicamentos están fallando (Marquez, 2003). Se puede realizar la prueba de reducción del conteo de huevos de nemátodos, siguiendo las normas recomendadas por la Asociación Mundial para el Avance de Parasitología Veterinaria (WAAVP), por sus siglas en inglés (Coles et al., 1992).

Brevemente, debería consignarse que los métodos in vivo son actualmente considerados como referencia para el diagnóstico de la RA. Estos métodos determinan, por necropsia de los animales tratados, el número de nemátodos adultos que sobreviven al tratamiento o en su defecto la postura de huevos

por las hembras de los nematodos sobrevivientes al mismo, a través de una PRCH. La PRCH compara el número de hpg antes y después del tratamiento, no requiere el sacrificio de los hospedadores y es el más difundido en todo el mundo ya que puede ser utilizado en las diferentes especies de herbívoros y resulta seguro para determinar la susceptibilidad o resistencia a todos los tipos de antihelmínticos bajo condiciones de campo. En general se asume que reducciones inferiores al 90 o 95% y con intervalos de confianza al 95% son menores al 90% son indicativos de RA (Coles et al., 1992).

Además se están evaluando alternativas de diagnóstico in vitro a través de los efectos de los antihelmínticos sobre el desarrollo o movilidad de diferentes estadios de los nemátodos pero, hasta el momento, su uso ha sido limitado a trabajos experimentales y se hace necesaria una mayor estandarización de los mismos para su empleo masivo. Existen también métodos que utilizan marcadores moleculares los que generalmente presentan mayor sensibilidad que los métodos in vivo para detectar nematodos resistentes, especialmente cuando estos fenómenos están emergiendo (Hoglund et al., 2009; Guzman et al., 2011). Sin embargo, actualmente estos métodos no pueden cuantificar o indicar la magnitud del fenómeno y por lo tanto la correlación entre la detección de resistencia y la eficacia de una determinada droga es difícil de establecer. Por ejemplo, y para un determinado establecimiento, no parece tener sentido el dejar de

utilizar un antihelmíntico que muestra reducciones en la postura de huevos cercanos al 100% aunque los marcadores moleculares indiquen presencia de resistencia. (Vidyashankar, 2012).

Sin embargo, esta técnica muestra como punto débil la falta de fortaleza estadística para contrarrestar ciertos desbalances debidos, fundamentalmente, al número de la muestra, la variabilidad de la infestación estimada a través del hpg (Suarez, 2001) y sus interacciones (Cabaret y Berrag, 2004). Además de la falta de precisión en determinar RA a partir de reducciones cercanas al umbral de corte propuesto (Coles *et al.*, 1992).

Un método más confiable para evaluar la sensibilidad de los nemátodos a los antihelmínticos es la prueba de eficacia controlada que presenta dificultades por su costo al sacrificar animales y por la variabilidad también hallada en las cargas parasitarias, dificultad que se acentúa al utilizar un escaso número de animales (Suarez, 2001).

## 2.4 ANTECEDENTES

En Diciembre del 2005, Ciudad de Rivas - Nicaragua, se reportó parasitosis persistente en los tratamientos implementados con albendazol. Se realizó un test de reducción del contaje de huevos por gramo (HPG) en el hato ovino, se utilizaron 45 borregos de 5 a 8 meses de edad que tuvieran más de 500 hpg en promedio. Se formaron en cinco grupos, el primero recibió Ivermectina, el segundo Levamisol, el tercer Ricobendazol, el cuarto Albendazol el cuarto

grupo dosificación oral de albendazol al 10%, mientras que el grupo 5 permaneció como control sin tratamiento. El contaje de reducción de huevos por gramo de heces post tratamiento mostró una reducción del 92.73% para Ivermectina, un 94.84% para levamisol, mientras que para Albendazol y Ricobendazol la reducción fue del 69.22%. Se hizo cultivo de larvas posteriormente, mostrando crecimiento de *Haemonchus sp.*, el cual es el primer reporte en este país de este género que sea resistente a albendazol y ricobendazol (Rimbaud, 2006).

En la sierra de Tabasco y Norte de Chiapas- México en una investigación de RA, se hizo seguimiento de la efectividad de Albendazol, Levamisol y Ivermectina, en rebaños de ovinos época seca y de lluvia. Se utilizó la metodología de la Asociación Mundial para el Avance de Parasitología Veterinaria (WAAVP, por sus siglas en inglés). En 2012 la efectividad de Albendazol contra NGI fue en promedio 61.6 %, y con Levamisol fue de 99.9 %. El uso constante de los AH ha originado baja efectividad en el control de los principales NGI de ovinos, aun en la combinación de Ivermectina y Levamisol (Garduño et al., 2012).

Se realizó un estudio con el objeto de evaluar la presencia de RA en ovinos tratados con Ivermectina y fenbendazol. Se usaron 36 borregas raza Suffolk Down de 8 meses de edad, agrupados en 3 grupos de 12 animales. Grupo I, sin tratamiento (control), Grupo II, tratado con 0,2 mg/kg de IVM vía subcutánea. Grupo III, tratado con 5 mg/kg de FBZ vía oral. Se obtuvieron muestras fecales los días 0, 7 y 15 posteriores

al tratamiento. Se determinó el porcentaje de reducción del recuento fecal de huevos de nemátodos (PRCH) y se le calculó el límite inferior del intervalo al 95% de confianza (Linf-IC95%). Se realizaron coprocultivos para la determinación de los géneros parasitarios. Las borregas del Grupo II tratado con IVM, presentaron PRCH de 34% el día 7 y de 77% el día 15. El Linf-IC95% para este grupo fue de 38%. En el coprocultivo no se observó desarrollo de larvas. El Grupo III tratado con FBZ, presentó PRCH de 41 y 74% para los días 7 y 15 respectivamente, con un Linf-IC95% de 40%. En este grupo los géneros que presentaron el mayor porcentaje de eclosión de larvas fueron *Teladorsagia* y *Trichostrongylus*. Se concluye que en las borregas estudiadas los nemátodos gastrointestinales presentan resistencia a IVM y FBZ (Toro et al., 2014).

Se realizó en Comanche de La Paz, Bolivia entre los meses de julio a octubre, con el fin de determinar el efecto de tres antiparasitarios comerciales (ABZ 5%, ABZ 20% y FBZ 10%) a través necropsia in situ para el recuento de cestodos en conductos biliares, pancreáticos e intestino delgado en ovinos criollos infestados con *Moniezia expansa* y *Thysanosoma actinioides*. Como material biológico se utilizó 40 corderos, de 7 meses positivos a la cestodiasis. La población en estudio conformó en 4 grupos de 10 individuos iniciándose el tratamiento el día cero con la necropsia. El G1 recibió ABZ 5%, 8.3 mg/kg peso, G2, ABZ 20%, 10 mg/kg, G3, FBZ 10%, 10 mg/kg, G4, fungió como grupo testigo sin tratamiento. El parámetro de evaluación fue la presencia ó ausencia de cestodos adultos en las necropsias

realizadas de dos animales por grupo en los días 0, 14, 28, 42 y 56. La eficacia se evaluó a 14, 28 y 42 días, de 100% habiendo utilizado ABZ 5% y ABZ 20%, 100%, 36% y 34.7% para el FBZ 10%. El efecto extensión e intensidad fue de 100% de los tres antiparasitarios infestados con *Thysanosoma actinioides*, analizados en los días 14, 28 y 56, para el ABZ 20%, 100%, 100% y 0% para el ABZ 5%, 100%, 0% y 0% para el FBZ 10%, con relación a la infestación con *Moniezia expansa*, analizados en los mismos días, se destacan el ABZ 20% y ABZ 5% con 100% y por último el FBZ 10% con 100%, 100% y 0%. El ANVA se encontraron diferencias estadísticas para las interacciones antiparasitario por tipo de parásito, antiparasitario por tiempo de evaluación y se concluye que los antiparasitarios ABZ 5% y ABZ 20% redujeron el número de cestodos, con lo que se demostró como productos recomendados para los tratamientos contra los parásitos y de hecho en el control de *M. expansa* y *T. actinioides* en la producción de ganado ovino (Selva Andina Res Soc., 2011).

La utilización de antihelmínticos por largos períodos como principal medida de control de las parasitosis y en la mayoría de los casos, benzimidazoles y avermectinas. Este estudio describe la actividad antihelmíntica in vivo en poblaciones naturales de nematoides trichostrongilídeos de caprinos. Se han seleccionado 18 rebaños provenientes de los biomas Caatinga (n = 12) y Mata Atlántica (n = 6), del Estado de Bahía, Brasil, creados en pastos comunales en la región semiárida. Grupos de ocho a 10 animales fueron tratados con Albendazol (ABZ), Ivermectina (IVM), Levamisol (LEV), Moxidectina

(MOX) y Closantel (CLOS). Los resultados de la prueba de reducción de la Cuenta de Huevos en las Heces indicaron resistencia simultánea de los géneros *Haemonchus sp.* y *Trichostrongylus spp.* para el ABZ, IVM, LEV, MOX y CLOS. Los porcentaje de eficacia variaron de 0-92%, 0-75%, 0-91%, 69-97% y 0-85% para ABZ, IVM, LEV, MXD y CLOS, respectivamente, en el bioma Catinga y el 0-59% para el ABZ y el 9-59% para el IVM en el bioma Mata Atlántica. Se ha comprobado en los rebaños eficacia inferior al 95% para estos antihelmínticos, con la excepción de un solo rebaño en el que la eficacia para MOX fue del 97%, lo que sugiere la presencia de NGI resistentes a las principales clases de antihelmínticos en rebaños caprinos de estos biomas (Borges et al., 2015).

El trabajo se realizó en la Hacienda “El Rosario” del cantón Mejía, Quito-Ecuador; con el objetivo de evaluar eficacia de los antihelmínticos albendazol, febendazol, levamisol y doramectina sobre la carga parasitaria gastrointestinal en ovinos, utilizando la técnica cuantitativa de Mc Master. Se incluyeron 384 ovinos seleccionados al azar, de los cuales se tomaron para el estudio 25 mayores y 25 menores de un año con una carga parasitaria igual o mayor de 500 HPG (huevos por gramo). Se organizaron grupos de 10 animales para cada producto más un grupo testigo. Se administró a cada unidad de estudio según la edad y peso, la dosis recomendada por el laboratorio productor. Se recolectaron muestras a las 24 horas, 10, 25 y 40 días post tratamiento. Se determinó que la doramectina tuvo el 100% de eficacia a las 24 horas y 10 días post tratamiento, en los dos grupos en

cambio el albendazol solo tuvo acción 100% en el grupo de los mayores de un año a los 10 días de post aplicación y en el otro grupo una eficacia del 27,86% a los 10 días ; mientras que los grupos tratados con levamisol y febendazol solo demostraron una eficiencia del 27,36% y 27,86% en menores de un año de edad al décimo día de tratamiento y en mayores de un año una acción del 37,99% y 52,38% .En conclusión los resultados demuestran mejor eficacia de la doramectina, mientras que los otros presentan una resistencia a los demás productos usados, por lo que se recomienda su utilización (Herrera, 2012).

En un estudio con el objetivo de evaluar la efectividad del albendazol y praziquantel contra *Thysanosoma actinooides*, se realizó un muestreo de heces en ovinos. Los animales fueron muestreados directamente del recto y se realizó una observación macroscópica minuciosa de las mismas para identificar proglótidos del cestodo. El análisis coproparasitoscópico cualitativo se aplicó para detectar, bajo el microscopio, la presencia de huevecillos de *T. actinooides*. Los animales positivos se distribuyeron en tres grupos (control y tratados), de 20 ovinos cada uno, con edad entre dos y cinco años, de forma homogénea en cuanto a sexo y peso, con objetivo de evaluar los fármacos correspondientes. Los resultados ofrecieron efectividad del 45 % con el Albendazol y de 95% con el Praziquantel, de modo que se pueda contar con ese último producto para el tratamiento (Olivares et al., 2010).

En una Comunidad de Chimborazo - Ecuador, se realizó un muestreo aleatorio estratificado en los diferentes rebaños, categorizándolos en función del sexo y edad, para la aplicación y evaluación de Albendazol y Praziquantel, se utilizó un Diseño de Bloques Completamente al Azar, durante 120 días de investigación, determinándose que la prevalencia de Cestodos (*Moniezia expansa*), es superior en animales jóvenes, debido a que los animales adultos desarrollan inmunidad ante la presencia de este parásito. Los resultados para Praziquantel, en eficacia promedio, fue de 97.50%, como en la recuperación de la condición corporal de los animales con 2.97 kg como incremento de peso, por lo que se recomienda iniciar un programa para el control de *Moniezia expansa* mediante el manejo de potreros y utilización de desparasitantes, post examen parasitario, subsiguientemente se deberá realizar exámenes parasitarios cada tres meses hasta erradicar la incidencia, para el tratamiento de animales infestados con *Moniezia expansa* se deberá utilizar Praziquantel en dosis de 10 mg/kg de peso vivo, ya que demostró mejor eficacia durante el experimento (Garcia, 2011).

En un estudio realizado en dos fundos en Cajamarca - Perú 2007, con el fin de determinar RA de NGI al Fenbendazol 10%, Albendazol 10 %; Levamizol 15% e Ivermectina 1%. En cada fundo se utilizaron 50 bovinos por hatos positivos NGI, Las dosis fueron para Fenbendazol y Levamizol, 7.5 mg/Kg., Albendazol 10 mg/Kg. e Ivermectina 0.2mg/Kg. Las heces se recolectaron, 3 días antes y al día 10 post dosificación. La RA, se determinó mediante el Test de Reducción del Conteo de

Huevos por gramo de heces (TRCH) y Cultivo de Larvas. Los datos obtenidos se procesaron haciendo uso de la planilla electrónica. En los resultados se encontró RA a Levamizol en ambos fundos; alcanzando porcentajes de reducción de huevos de 67% en el fundo “Tres Molinos” y 17% en “Ingatambo”; no hubo indicio de resistencia antihelmíntica a Fenbendazol, Albendazol e Ivermectina en ambos fundos, encontrando el 100% de reducción de huevos; respectivamente. En el grupo control del fundo “Tres Molinos” se identificó los generos *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus* y *Oesophagostomum*“ y en “Ingatambo” *Haemonchus* , *Trichostrongylus* y *Oesophagostomum*; manifestándose resistentes al grupo Levamizol los géneros *Haemonchus* y *Trichostrongylus* , en ambos fundos . Se concluye que existe Resistencia Antihelmíntica a Levamizol (Rojas J. , 2007).

Se realizó un estudio, en el CIP- LA RAYA de Puno 2016 con la finalidad de determinar RA en alpacas. Se colectaron muestras de heces de 56 alpacas que Se empleó el método coproparasitológico de flotación para determinar la positividad y el método de Mc Master modificado para determinar la carga parasitaria en (HPG). Encontrándose una resistencia general de nemátodos gastrointestinales de 35.75% y 16.67% frente a la Ivermectina y Albendazol. En cuanto a céstodos, las crías de las alpacas presentaron una resistencia general de 29.17% frente al Praziquantel y 12,50% frente al albendazol. Las crías hembras presentaron 25% y 8.33% de resistencia frente al Praziquantel y albendazol (Dueñas, 2016).

Se determinó la RA de cestodos frente a albendazol y febendazol en ovinos de tres rebaños de La Paz: Al azar se eligieron en cada rebaño 30 ovinos de 8 a 9 meses de edad, y los tratamientos fueron: grupo control, grupo tratado con 10 mg/kg de albendazol y grupo tratado con 10 mg/kg de febendazol. Los parámetros estudiados fueron: la prueba de reducción de la oviposición (FECRT) y necropsia. Los corderos fueron sacrificados 21 días después del tratamiento y el número de parásitos fueron contados. La reducción de la oviposición se evaluó en la semana 2 y 3 post tratamiento. Se observó mayor a 95% de reducción de la oviposición en el rebaño 1 para ambos fármacos. En el rebaño 2 se observó un 57% de reducción de la oviposición para febendazol y 68% de reducción para albendazol, con *T. actinoides* el más resistente seguido por *M. expansa*. En el rebaño 3 la resistencia frente a febendazol fue observado principalmente en *Thysanosoma actinoides* y seguido por *Moniezia expansa*. En animales sacrificados el porcentaje de eficacia fue: en el rebaño 1 mayor de 80% para ambos antiparasitarios, en el rebaño 2 para febendazol con 42%, para albendazol de 64 % de reducción de *T. actinoides* y en el rebaño 3 la REDVET. 2 eficacia fue menor al rebaño 2 para febendazol y albendazol de *T. actinoides* y *M. expansa*. Se concluyó que existe resistencia antihelmíntica frente a febendazol de *T. actinoides* y *M. expansa* en ovinos en los rebaños 2 y 3, mientras la resistencia a albendazol está en proceso de establecimiento (Ariel et al., 2011).

En un estudio en 28 ovinos entre razas dorper y blackbelly en México se hizo seguimiento de la efectividad de albendazol, levamisol e

Ivermectina contra NGI. Para hacer que el lote fuera más uniforme se dividió en cuatro grupos de 7 animales cada uno. Tres antihelmínticos se dosificaron para tres grupos de ovejas, en base al peso que presentaba cada animal. Para determinar la presencia de carga parasitaria de huevos de nematodos gastrointestinales, se utilizó la técnica de Mc Master, y se encontró que a lo largo del estudio se presentó casi siempre cierta carga de huevos de nematodos en los animales. Para confirmar la presencia de resistencia de los nematodos gastrointestinales a los productos antihelmínticos se utilizó el programa RESO (Desarrollado por la División de Salud Animal de CSIRO), la cual nos afirma que la resistencia antihelmíntica en las ovejas de una granja de Belice, por los nematodos gastrointestinales es una realidad, la cual concluimos que los alelos de resistencia contra nematicidas se encuentran en mayor desarrollo, para la Ivermectina, luego para el albendazol una resistencia ligera y con nivel más bajo, el Levamizol. Se discutió la eficiencia de los antihelmínticos, basados en el comportamiento de la reducción de la carga parasitaria por nematodos gastrointestinales durante el estudio, la cual evidenció un déficit de su acción desparasitante en algún momento, sin poder eliminar al 100% de hembras inmaduras y adultas de nematodos (Ton y Jessica Pamela, 2008).

Se realizó estudio en cincuenta y cinco corderos machos, de 3 a 4 meses de edad, que fueron infectados de forma natural *con M. expansa* asignados aleatoriamente a 5 grupos de 11 animales. Los grupos fueron tratados con praziquantel a 3.75 mg / kg, albendazol a

3.8 mg / kg, febantel a 5 mg / kg u oxfendazol a 5 mg / kg. El quinto grupo fueron controles dosificados con agua del grifo. Todos los corderos en el grupo de control se infectaron con *M. expansa* cuando los animales fueron sacrificados 3 días después del tratamiento. El examen de las heces recolectadas diariamente en bolsas recolectoras de materia fecal de Mc Master mostró que más del 90% de todos los proglótidos encontrados se eliminaron de los corderos tratados durante el primer día después del tratamiento. Todos los corderos tratados con albendazol o febantel se eliminaron de la infección por cestodos, mientras que los corderos tratados con praziquantel y oxfendazol tenían algunos escépticos presentes en el examen. El cálculo de la eficacia extensa mostró que era 90,9% para praziquantel u oxfendazol y 100% para albendazol o febantel. La eficacia intensa aritmética (geométrica) fue 95,9 (89,5) % para praziquantel, 100 (100) % para albendazol o febantel y 98,6 (90,4) % para oxfendazol. La extensión e intensidad de la infección por cestodos se redujeron significativamente por todos los compuestos probados en comparación con el grupo control y no hubo diferencias significativas en la eficacia entre los 4 fármacos (Bauer C. 1990).

En cuanto a los mecanismos de producción de la resistencia, se dan cuando los genes que codifican para tubulina, sufriendo mutaciones causando la pérdida del receptor de alta afinidad localizado en el extremo N-terminal de dicha proteína (Prichard et al., 1980). Según Dobson y col (1996), se determinó que la resistencia a los benzimidazoles es más común en *H. Contortus*, *T. Colubriformis* y

*Ostertagia circumcincta*. Se han identificado dos isotipos de la tubulina: que son isotipo 1 e isotipo 2, los cuales corresponden a genes separados (Lubega, 1994).

En otros trabajos, los nemátodos se ha observado que la mayor incidencia a la resistencia a los benzimidazoles ha sido asociada con cambios genéticos principalmente en el isotipo 1. Tres cambios de aminoácidos fueron observados en el isotipo 1 de tubulina entre *H. contortus* susceptibles también se demostró una correlación total entre la resistencia a benzimidazol y la mutación en el isotipo 1 de la tubulina. (BZD-S) (Geary et al., 1992).

### III. MATERIAL Y MÉTODOS

#### 3.1 LUGAR DE ESTUDIO

El Presente estudio, para la parte experimental, se realizó en el CIP Chuquibambilla de la UNAP, a cargo de la FMVZ, ubicado en el distrito de Umachiri, provincia de Melgar de la región Puno, entre las coordenadas Latitud Sur 14° 47' 37"y Longitud Oeste 70° 47' 50", a una altitud de 3974 "m.s.n.m." Posee una extensión de 4316 has. Durante el año presenta 2 épocas bien definidas, durante el transcurso del año, generalmente la temperatura varía de -1°C a 21°C y rara vez baja a menos de -3 °C o sube a más de 25 °C, para actividades de tiempo caluroso son desde mediados de abril hasta mediados de junio y desde mediados de julio hasta finales de noviembre. La alimentación es con pastos naturales por lo que disminuyen sus condiciones nutritivas y de palatabilidad, también con pastos cosechados y henificados puestos que conservan sus condiciones de buen alimento y palatabilidad, Astorga J. (citado en Alencastre R. 1997).

Mientras, para la parte analítica, se realizó en el Laboratorio de Parasitología FVMZ ubicada en el distrito, provincia y región de Puno.

(SENAMHI, 2016).

#### 3.2 DISTRIBUCIÓN DE LOS ANIMALES EN EL ESTUDIO

Tabla 4: Distribución de las borreguillas en los grupos experimentales

Albendazol	n	Praziquantel	n	TOTAL
<i>Nematodirus spp</i>	20	<i>Moniezia benedeni</i>	20	40
Otros estrongílicos	20	<i>Moniezia expansa</i>	20	40
<b>3. Total</b>	40		40	80

## 2.3 FARMACOS USADOS EN LOS TRATAMIENTOS

Albendazol 15 % (Vetalben 15 de laboratorios Quimtia).

Praziquantel 10% (Saniquantel de laboratorio Montana).

## 3.3 METODOLOGÍA

### 3.3.1 CAMPO

Una semana antes de iniciar la fase experimental, se obtuvieron muestras fecales de la ampolla rectal de borreguillas en horas de la mañana, las que fueron recolectadas en bolsas de polietileno previamente rotuladas y registradas.

Estas muestras fueron almacenadas en cajas térmicas de tecnopor con refrigerante, posteriormente fueron transportadas al laboratorio de parasitología para su procesamiento y evaluación.

En primer lugar se evaluaron dichas muestras mediante el método coproparasitológico de flotación, donde se hallaron muestras positivas con huevos de nematodos gastrointestinales (*Nematodirus spp* y otros strongílidos) y huevos de céstodos (*Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*) los cuales pasaron a hacer los grupos experimentales.

Luego se procedió con el método de Mc master, para el conteo de huevos por gramo de heces , donde fueron seleccionadas las muestras cuya carga parasitaria superaron los 150 hpg de heces, normado por la Asociación Mundial para el Avance de la parasitología Veterinaria (WAAVP) para hacer trabajos sobre resistencia parasitaria.

Se formaron 4 grupos: al primer y segundo grupo, conformados por 20 borreguillas cada grupo cuyas muestras fueron positivas a *Nematodirus spp.* y otros estromgílicos respectivamente, se les asignó el albendazol como antiparasitario, mientras que al tercer y cuarto grupo, que también fueron conformados por 20 borreguillas en cada grupo, en cuyas muestras se hallaron huevos de tenías de las especies *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*, se les asignó el praziquantel como antiparasitario.

El día 0, que fue el inicio de la fase experimental, se recolectaron muestras fecales de ambos grupos y luego se les administraron los antiparasitarios respectivos, por vía oral, previo pesaje y marcado de los animales. Las dosis empleadas fueron: 5mg de Albendazol por / kg de peso vivo y 10 mg de Praziquantel / kg de peso vivo.

Las muestras del día 0, fueron transportadas al laboratorio de parasitología veterinaria para realizar el conteo de hpg mediante el método coprológico de Mc Master.

Los días 10 y 14 posteriores a la administración de los antiparasitarios se recolectaron muestras fecales, para hacer el seguimiento con el conteo de hpg, también mediante el método de Mc Master.

### 3.3.2 LABORATORIO

Se emplearon, dos métodos:

- 3.3.2.1** El Método de flotación que es un método cualitativo con la que se revelan la presencia de elementos parasitarios, siendo rápida, sensible y complementaria con el método cuantitativo. Se disuelve

materia fecal en soluciones de alta densidad las que provocan la flotación de los huevos de nemátodos, cestodos, etc. Para obtener un resultado preciso al realizar una flotación fecal, es necesario utilizar la solución correcta.

El procedimiento que se realizó para este método fue: Se pesaron 2 a 3 gramos de heces de las muestras, para ser colocados en el mortero. Se adicionó 10 a 15ml de solución azucarada para homogenizar en el mortero.

El homogenizado se filtró mediante un embudo con malla.

El filtrado se transfirió a los viales de 10 ml, hasta que forme un menisco convexo, por encima del borde.

Se colocó la lámina cubreobjetos en contacto con la superficie líquida del menisco formado y se esperó de 10 a 15 minutos, para que los huevos floten completamente hacia la lámina cubre objetos.

Luego esta lámina se transfirió al portaobjetos para su observación en el microscopio a un aumento de 10 x.

**3.3.2.2.** El método de Mc Master, es un método cuantitativo, que permite determinar el número de huevos en la materia fecal, se expresa en hpg de heces (Vignau, 2005).

El método empleado en este trabajo fue el de Mc Master segunda modificación, donde el procedimiento fue:

Se homogenizó 2 gramos de heces en 28 ml de solución saturada de azúcar.

Se filtró el homogenizado a través de un tamiz, a un recipiente de 50 ml.

El filtrado se trasvasó a dos tubos de ensayo de 15ml.

Se agitaron los filtrados con bagueta de vidrio, en cada tubo de ensayo inmediatamente se obtuvieron pequeñas cantidades de muestras con pipetas desechables las cuales fueron transferidas a dos compartimientos de la cámara de Mc Master.

Se esperó de 3 a 5 minutos para que los huevos ascienden a la superficie del líquido (cara inferior de la lámina superior de la cámara de Mc Master).

Luego se llevó al microscopio para enfocar la superficie superior del líquido donde pudieron verse las líneas de las cámaras bien enfocadas. Luego se efectuó con el conteo dentro del recuadro de lectura, aun aumento de 10 x.

De los números que se obtuvieron, se calculó el número de “hpg” para cada tipo de huevo parasitario, luego se calcula la cantidad de huevos:

$$hpg: \frac{(N^{\circ} \text{ de huevos en un } 1^{\circ} \text{ área}) + (N^{\circ} \text{ de huevos en el } 2^{\circ} \text{ área})}{2} \times 100$$

Cada compartimiento tiene una altura de 0.15 cm y en el cubre objetos tiene trazado un cuadrado de 1 cm de lado, dividido para facilitar el contaje. Por lo tanto, el volumen que se examina en cada cámara es de 0.15 ml (Vignau, 2005).

**3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO:****ESTADÍSTICOS PARA LOS DATOS CUANTITATIVOS****MEDIDA DE TENDENCIA CENTRAL****PROMEDIO**

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^N x_i}{N}$$

$x_i$ :  $i$ ésima Observación

$N$ : número de observaciones

**MEDIDA DE DISPERSIÓN****DESVIACION ESTÁNDAR**

$$S = \sqrt{\frac{\sum (x - \bar{x})^2}{N - 1}}$$

$x_i$  :  $i$ ésima observación

$\bar{x}$  : media de las observaciones

$N$  : número de observaciones presente

**COEFICIENTE DE VARIACIÓN**

$$CV = \frac{\text{desviacion estandar}}{\text{media}} \times 100$$

$S$  :desviación estándar de la muestra

$\bar{x}$  :media de las observaciones

Los datos de la variable y del número de hpg, fueron sometidos a un análisis de varianza simple, donde las medias del número de hpg antes y después del tratamiento, fueron contrastadas mediante la prueba de t – estudent, cuya fórmula fue:

$$t = \frac{M_1 - M_2}{\sqrt{S_1^2/n_1 + S_2^2/n_2}}$$

**Donde:**

$M_1$ = Media de hpg antes del tratamiento (dia 0)

$M_2$ = Media de hpg despues del tratamiento (dia 10 y dia 14)

$S_1^2$ =Varianza de hpg antes del tratamiento (dia 0)

$S_2^2$ =Varianza de hpg despues del tratamiento (dia 10 y dia 14)

$n_1$ = Poblacion de animales antes del tratamiento (dia 0)

$n_2$ = Poblacion de animales despues del tratamiento (dia 10 y dia 14)

Se realizó la Prueba de reducción del conteo de huevos (PRCH) cuya fórmula sugerida por Mc Kenna (2006) fue:

$$PRCH = 100 X \left( 1 - \frac{T_2}{T_1} \right)$$

Donde;  $T_2$  y  $T_1$  representaron el promedio del hpg observado durante el post y pre tratamiento respectivamente la PRCH.

Para finalmente estimar el porcentaje de resistencia antihelmíntica con la siguiente formula que también fue expresado en porcentaje:

$$RA = 100 - PRCH$$

Se consideraron como resistentes cuando los valores del PRCH fueron inferiores al 90 %. Este umbral fue adoptado de acuerdo a las indicaciones sugeridas por la Asociación Mundial para el Avance de la Parasitología Veterinaria (WAAVP) para la detección de resistencia (Coles et al. 1992).

#### IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Estimación de la resistencia de nemátodos gastrointestinales, en borreguillas corriedale, frente a Abendazol.

**Tabla 5:**  
Resistencia de *Nematodirus spp.* frente a Albendazol

Seguimiento	$\bar{X}$ (hpg)	Reducción (%)	Resistencia (%)
Día 0	825 <sup>a</sup>	-	-
Día 10	103 <sup>b</sup>	87.52%	12.48%
Día 14	125 <sup>b</sup>	84.85%	15.15%

( $p \leq 0.05$ ).

*Letras distintas a y b, indican diferencia estadística significativa.*

En la tabla 5, se muestran las medias del conteo de hpg, la comparación de porcentajes de resistencia, para los días 0, 10 y 14 respectivamente. De acuerdo a la comparación de medias, estos datos mostraron una diferencia estadística significativa, entre las medias del conteo de hpg del día 0 y las medias de los días 10 y 14, habiéndose producido una disminución desde 825 hpg del día 0 hasta 103 y 125 hpg en los días 10 y 14. Los porcentajes de reducción de hpg fueron del 87.52% a los 10 días y del 84.85% a los 14 días, en cambio los porcentajes de resistencia fueron del 12.48% y del 15.15 % a los 10 y 14 días respectivamente.

Estos resultados nos podrían indicar que se estaría empezando a crear resistencia por parte de los *Nematodirus spp.* frente al albendazol, ya que los porcentajes de reducción hallados en la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos (PRCH) son ligeramente inferiores al umbral, del 90 %, propuesto por la Asociación Mundial para el Avance de Parasitología Veterinaria (WAAVP).

**Tabla 6:**  
Resistencia de otros estromgílicos frente a albendazol

Seguimiento	$\bar{X}$ (hpg)	Reducción (%)	Resistencia (%)
Día 0	6840 <sup>a</sup>	-	-
10 días	1918 <sup>b</sup>	71.96%	28.04%
14 días	1943 <sup>b</sup>	71.59%	28.41%

( $p \leq 0.05$ ).

*Letras distintas a y b, indican diferencia estadística.*

En la tabla 6, se muestran las medias del conteo de hpg, la comparación de dichas medias, los porcentajes de reducción y los porcentajes resistencia, de los días 0, 10 y 14 respectivamente. Comparando las medias, los datos mostraron una diferencia estadística significativa, entre las medias del conteo de hpg del día 0 y las medias de los días 10 y 14, habiéndose una disminución desde 6840 hpg del día 0 hasta 1943 y 1918 hpg en los días 10 y 14 respectivamente. Los porcentajes de reducción de hpg fueron del 71.96% a los 10 días y 71.59% a los 14 días, en cambio los porcentajes de resistencia fueron del 28.04% y del 28.41% a los 10 y 14 días respectivamente.

Con éstos resultados podríamos decir que la resistencia, por parte de otros estromgílicos frente al albendazol, es alta y preocupante, ya que del total de nemátodos pertenecientes a éste grupo, más de la cuarta parte seguirían produciendo huevos después de realizado el tratamiento, éstos porcentajes de reducción fueron muy inferiores al umbral, del 90%.

Se considera que hay resistencia cuando después de cada tratamiento sobrevive un pequeño número de individuos que son resistentes al fármaco utilizado, y éstos son los únicos que se reproducirán y contaminarán las pasturas con sus huevos (Jackson, 1993), en nuestro estudio se pudo

estimar que existiría una resistencia alta por parte de otros strongídeos frente al tratamiento con albendazol a una dosis 5 mg/kg por vía oral, mientras que lo ocurrido con el género *Nematodirus*, cuyos porcentajes de resistencia son leves, mostraría que se estarían empezando a formar poblaciones de nemátodos resistentes en éste género.

Los porcentajes de resistencia para *Nematodirus spp.* obtenidos en nuestro estudio, son similares a otro realizado en Chile, donde Robles (1983) encontró que los *Nematodirus* seguían oviponiendo después del tratamiento, hallando una resistencia que alcanzó el 9.7% en un predio y hasta 26.5% en otro, dicho autor también mencionó que es probable que esa resistencia innata de dicho género se haya magnificado en los últimos decenios por el extensivo y repetitivo uso del antiparasitario en el ganado vacuno del sur de Chile, lo cual podría ser cierto, ya que Silvestre (2002) manifiesta que, el uso frecuente de un mismo antihelmíntico ejerce una eficiente de selección para el advenimiento de resistencia en nematodos que tienen la habilidad de sobrevivir a determinado compuesto químico, que en este caso es el albendazol.

En cuanto a los porcentajes de resistencia obtenidos para otros strongídeos en el presente estudio, estos fueron superiores al reporte de Dueñas (2016), quién en alpacas del CIP la Raya Perú determinó para una resistencia de NGI del 16.67%. Rimbaud (2006), que hizo el estudio en ovinos de Nicaragua reportó un porcentaje de resistencia del 30.78% el cual es similar a nuestro estudio, además mencionó que haciendo coprocultivo de las muestras obtenidas post tratamiento, estas mostraron crecimiento de *Haemonchus contortus*.

Toro et al (2014), en un trabajo realizado en Chile, en ovinos tratados con fenbendazol, hallaron una resistencia general del 26% a los 15 días, los cuales son similares a nuestro trabajo. Estos porcentajes de resistencia, posiblemente fueron hallados debido a que el sistema de los campos de pastoreo es utilizado sin considerar la soportabilidad de los pastizales y sin considerar el tiempo de descanso mínimo para evitar el aumento de la población de larvas infectantes en los pastos, también podría atribuirse al poco conocimiento del personal para uso de fármacos y sobre todo la no determinación del peso vivo para aplicar la dosis correcta (Dueñas, 2016). Además las diferencias de resistencia de los fármacos en diferentes lugares, posiblemente sean debido a que los autores mencionados trabajaron en diferentes pisos ecológicos a los nuestros, como la altitud y humedad del ambiente, y también muy posiblemente se debería a que los resultados de diversos autores están basados en diferentes especies, diferentes métodos de evaluación, con distintos tamaños de muestra y con variaciones en el tiempo de evaluación, asevera Dueñas, (2016). Esta situación cobra gran importancia debido a que la intensidad de los tratamientos y los cambios inadecuados de los antihelmínticos en corto tiempo, favorece con frecuencia el surgimiento de cepas de parásitos resistentes a estos compuestos químicos (Van Wyk, 2001 y Anziani, 2003). Barriga (2002), indica que se debe tratar a los animales al final de la etapa de pastoreo utilizando un grupo de antiparasitario.

La rotación de antiparasitarios que es otra medida a tomar, consiste en alternar drogas con diferentes mecanismos de acción, la rotación rápida (varias veces al año) tiende a inducir resistencia contra todas las drogas

usadas, mientras que la rotación lenta (1 vez al año) puede producir resistencia a la primera droga mas no a la segunda Barriga, (2002). De acuerdo a la utilización masiva y reiterada de antihelmínticos en los ovinos, ha favorecido el desarrollo de cepas resistentes a los fármacos utilizados; ello ha hecho que se complique el control de los parásitos en general de acuerdo al estudio que se ha determinado que el uso constante del Albendazol en ovinos ha originado resistencia de los helmintos gastrointestinales. Sin embargo, el uso de varios fármacos a la vez es una solución temporal, ya que la resistencia se puede generar rápidamente en ambos productos provocando resistencia lateral, cruzada o múltiple (Coles *et al.*, 2006). A demás, la resistencia se debería el uso inadecuado del fármaco, mal cálculo de la dosis a administrar, la no rotación de potreros, uso frecuente y por tiempo prolongado de un grupo antiparasitario y algunas veces aplicación de dosis sin considerar la especie parasitaria (Torres, 2001).

#### 4.2 Estimación de la resistencia de céstodos, en borreguillas Corriedale, frente a praziquantel.

**Tabla 7:**

Resistencia de *Moniezia benedeni* frente a praziquantel.

Seguimiento	$\bar{X}$ (hpg)	Reducción (%)	Resistencia (%)
Día 0	640 <sup>a</sup>	-	-
10 días	20 <sup>b</sup>	96.88%	3.12%
14 días	40 <sup>b</sup>	93.75%	6.25%

( $p \leq 0.05$ ).

Letras distintas a y b, indican diferencia estadística significativa.

En la tabla 7, se muestran las medias del conteo de hpg, la comparación de medias, los porcentajes de reducción del conteo de huevos y los

porcentajes resistencia, para los días 0, 10 y 14. De acuerdo a la comparación de medias, estos datos mostraron una diferencia estadística significativa, entre las medias del conteo de hpg del día 0 y las medias de los días 10 y 14, habiéndose producido una disminución desde 640 hpg del día 0 hasta 20 y 40 hpg en los días 10 y 14. Así mismo se observa que los porcentajes de reducción de hpg fueron del 96.88% a los 10 días y 93.75% a los 14 días, los porcentajes de resistencia fueron del 3.12% y del 6.25 % a los 10 y 14 días respectivamente.

**Tabla 8:**

Resistencia de *Moniezia expansa* frente a praziquantel.

Seguimiento	$\bar{X}$ (hpg)	Reducción (%)	Resistencia (%)
Día 0	3060 <sup>a</sup>	-	-
10 días	93 <sup>b</sup>	96.96%	3.04%
14 días	103 <sup>b</sup>	96.63%	3.37%

( $p \leq 0.05$ ).

Letras distintas a y b, indican diferencia estadística significativa.

En la tabla 8, se muestran las medias del conteo de hpg, la comparación de dichas medias, los porcentajes de reducción del conteo de huevos y los porcentajes de resistencia, para los días 0, 10 y 14. De acuerdo a la comparación de medias, estos datos mostraron una diferencia estadística significativa, entre las medias del conteo de hpg del día 0 y las medias de los días 10 y 14, habiéndose producido una disminución desde 3060 hpg del día 0 hasta 93 y 103 hpg en los días 10 y 14. Así mismo se observa que los porcentajes de reducción de hpg fueron del 96.96% a los 10 días y 96.63% a los 14 días, los porcentajes de resistencia fueron del 3.02% y del 3.35 % a los 10 y 14 días respectivamente.

Estos resultados, en los casos de *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*, nos podrían indicar que no habría resistencia frente al tratamiento con praziquantel, debido a que los porcentajes de reducción estimados según la PRCH son superiores al umbral propuesto por la WAAVP, por lo que se le atribuiría a la buena efectividad del fármaco.

Los porcentajes de resistencia para los casos de céstodos, en el estudio, son inferiores a los obtenidos por Dueñas (2016), quien determinó una resistencia del 29.17% en el control de céstodos con Praziquantel en 60 alpacas evaluadas; así mismo indica que, en crías de alpacas se encontró una resistencia de 16.67%, nuestros resultados podrían diferir debido a que se trabajó con especies de céstodos, mientras que en el citado autor se halló solo una resistencia general.

Linares (2007), quién utilizando Praziquantel en ovinos, encontró una resistencia 10.4 % y Baueril (1990), quien en ovinos infectados con *Moniezia expansa*, reportó resistencia del 9.1%, los cuales no necesariamente denotarían la presencia de resistencia ya que éstos resultados no superan ampliamente a nuestro umbral propuesto por la WAAVP, sin embargo éstos resultados son superiores a los nuestros.

Por otro lado los porcentajes de resistencia son similares a los reportes de García (2011), quién realizó una evaluación en ovinos, registrando una resistencia de 2.5 %, con lo cual se le atribuye buena efectividad del praziquantel para el tratamiento de céstodos. No obstante Martínez (1984), manifiesta que en la actualidad existe una tendencia de combinar el control de la parasitosis Albendazol y Praziquantel, con ello se logra el 0.0 % de resistencia. Otro estudio similar de Sumano (1997) señala las bondades del

Praziquantel vía oral en 84 ovinos jóvenes con diagnóstico de cestodiasis, la cual obtuvo una eficacia del 98 - 100%. Al comparar esta información con la del presente estudio, los animales jóvenes son más sensibles a la muerte parasitaria en aquellas regiones que no han sido tratados con ningún antiparasitario.

A estos resultados corroboran la posibilidad de uso del Praziquantel, como una opción en el control de la parasitosis por céstodos en ovinos; y además Olivares *et al.*,(2010), manifiesta que, la acción del Praziquantel es también sobre los cestodos; en tanto que, después de 5 minutos de contacto con el medicamento se viene la degeneración del tegumento. Por otra parte (Rojas J. , 2007), menciona que la eficacia de un antiparasitario depende de la concentración tóxica que se presenta al parásito, por un tiempo suficiente para producir un daño irreversible ó para desprenderlo de su sitio de localización.

Finalmente la comparación de los resultados del presente estudio con aquellos reportados en la literatura muestran que con el transcurso de los años, en el país se ha producido una resistencia frente a los antihelmínticos sobre los parásitos gastrointestinales de los ovinos, para lo cual se indica que es necesario poner atención en algunos aspectos que favorecen la selección de nemátodos gastrointestinales como el inadecuado cálculo de la dosis en relación al peso de los animales, algunas veces la aplicación de la dosis sin considerar la especie parasítica, dosificación muy frecuente, movimiento de animales, sobrepastoreo, uso de una familia de desparasitante por mucho tiempo, o bien, el de varios nombres comerciales con una misma sustancia activa.

## V CONCLUSIONES

Las resistencias estimadas para Albendazol, contra *Nematodirus* y otros strongílidos, a los 10 días post tratamiento, fueron del 12.48% y 28.04% y a los 14 días, del 15.15% %, y 28.41% respectivamente.

Las resistencias estimadas para Praziquantel, contra *Moniezia benedeni* y *Moniezia expansa*, a los 10 días post tratamiento, fueron del 3.12% y 3.04%; y a los 14 días, fueron del 6.25 % y 3.37 % respectivamente.

## VI RECOMENDACIONES

- Implementar programas de desparasitación, con rotación de grupos químicos y verificando el uso correcto de los fármacos, de acuerdo a las indicaciones que establezcan los laboratorios que producen dichos productos farmacológicos.
- Para el uso del antiparasitario hacer un buen diagnóstico por medio del examen coprológico en el tratamiento.
- Para el tratamiento en ovinos infestados con céstodos se deberá utilizar Praziquantel ya que se demostró mejor eficacia y menos resistencia antihelmíntica.

## VII REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

- Anziani, O. y., & Muchiut, S. (2014). Resistencia Antihelmintica múltiple (closantel, Febendazole, Ivermectina y Levamisole9 en Haemonchus Spp. Buenos aires, Argentina, pag. 22-27.
- Ariel, T., Lourdes, V., Willy, M., Manuel, L., Articulo, D., Pacajes, P., & Paz, D. La. (2011). Determinación de la eficacia antihelmíntica del Albendazol y Fenbendazol en Moniezia expansa ( Rudolphi 1810 ) y Thysanosoma actinioides (Diesing 1834 ) ( Cestoda : Anoplocephalidae ) en ovinos criollos infectados naturalmente en una estancia de la comun. *Selva Andina Research Society*, (Rudolphi 1810), 2-16.
- Barriga, O. (2002). Las Enfermedades Parasitarias de los animales Domesticos en America latina .
- Bauer. C. 1990: Comparative efficacy of Praziquantel. Albendazol. febantel and oxfendazole against Moniezia expansa. Vet. Rec. 127: 353-354.
- Blood, D.C., O.M. Radostits. (1992). Medicina Veterinaria. 7ª ed., Ed. Interamericana-McGraw-Hill, México D.F. México.
- Boch, J., R. Supperer. (1982). Parasitología en Medicina Veterinaria. Editorial hemisferio sur. Buenos Aires.
- Borchert A. (1975). Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia Zaragoza España. Impreso en España.
- Borges S.L., Oliveira A.A., Mendonça L.R., Lambert S.M., Viana J.M., Nishi S.M., Julião F.S. y Almeida M.A.O.(2015). [Anthelmintic resistance in goat herds in the Caatinga and Mata Atlântica biomes.] Resistencia antihelmíntica em rebanhos caprinos nos biomas Caatinga e Mata Atlântica. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 35(7):643-648
- Chavez, G., y Guerrero, C. (1965). Parasites and parasitic diseases of lama pacos (alpacas).
- Coles,C.F,Jackson;WPomroy; R. Princhard; G. von Samson-Himmelstjerna; A.Silvestre;M. Taylor y J. Vercruysse. (2006). "the detec-2006. " the

detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance". *Veterinary Parasitology* 136: pag.167-185.

Coles, G.C.; Bauer, C.; Borgsteede, F.H.; Geerts, S.; Klei, T.R.; Taylor, M.A.; WALLER, P.J. (1992) *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) Methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance*. *Vet. Parasitol.* 44: 35-44.

Coop, R.L., (1986) W.D. SMITH, R.B. GRAHAM, K.W. ANGUS, F. JACKSON.. Effect of concurrent infection with *Ostertagia circumcincta* and *Trichostrongylus vitrinus* on the performance of lambs. *Res. Vet. Sci.* 40: 241-245

Cordero del Campillo, M.; V. Rojo; F. Martínez; A. Sánchez; R. Hernández; L. Navarrete; R. Quiroz; V. Carvalho (1999). *Parasitología Veterinaria*. Madrid: McGraw-Hill. 990p.

Cristel S, V. Suarez. (2006). Resistencia antihelmíntica, evaluación de la prueba de reducción del conteo de huevos. *RIA* 35, pag. 29-43.

Dueñas, G. (2016). Grado de resistencia de los helmintos gastrointestinales frente a albendazole ivermectina y prazicuantel en alpacas de la raza Huacaya en el CIP la raya (UNA-PUNO), PERU.

Dunn, A. (1978). *Veterinary Helminthology*. 2nd ed., W. Heinemann, Medical Books Ltd., London. England.

Entrocasso, C. (1992). Efectos del parasitismo gastroentérico en el crecimiento del cordero. En: *Medicina preventiva de rebaños ovinos III*. Valdivia, Chile. pp:35-45.

Fernandez, B. (1991). *Avances perspectivas del conocimiento de los Camelidos Sudamericanos*. Chile.

Food and Agriculture Organization of the United Nations. Resistencia a los antiparasitarios estado actual con énfasis en América Latina. 2003; pag.51

- Fiel, C. (2001). Resistance of Cooperia to ivermectic treatments in grazing cattle of the Humid Pampa, Argentina Parasitol. 213-219. Buenos Aires, Argentina.
- Garcia, S. (2011). Estudio Sanitario- Productivo de la afección endoparasitaria por Cestodos en ovinos meztisos. RioBamba, Ecuador.
- Garduño, Roberto y Torres- Hernandez, Glafiro y Eugenia, Maria y Gives, (2012). Resistencia Antihelmintica de nematodos, parásitos en ovinos . Recuperado 14 de diciembre de 2017.
- Geary, T.G., Nulf, S.C., Favreau, M.A., Tang, L., Prichard, R.K., Hatzenbuehler, N.T., Shea, M.H., Alexander, S.J., Klein, R.D., (1992). Three beta-tubulin cDNAs from the parasitic nematode *Haemonchus contortus*. Mol. Biochem. Parasitol. 50, 295–306.
- Green, r.s., C.A. Morris, p.g.c. Douch, m. Wheeler, c.j. West, s.m. HickeY. (1999). Means and heritabilities of concentrations of antibody to *Trichostrongylus colubriformis* and other nematode parasites in lambs from three to seventeen months of age. *Livestock Prod. Sci.*58: 129-135.
- Guerrero, C. Y., y Leguia, G. (1987). enfermedades infecciosas y parasitarias de alpacas.
- Guerrero, C; J. Alva; M. Rojas. (1973). Actividad anthelmintica del L-tetramisole contra infecciones experimentales de *Lamanema chavezii* en alpacas *Lama pacos*. Rev. Inv. Pec. IVITA-UNMSM 2: 141-144 .
- Guerrero, C. y J. Alva. (1986). Gastroenteritis nematódica y sarna en alpacas. Rev UNMSM-IVITA. 21:25-33.
- Guzmán, M.; Fiel, C.; Steffan, P.; Riva, E.; Scarcella, S.; Lucchesi, P. (2011). Genotype characterization of strains of *Haemonchus contortus* susceptible or resistant to benzimidazol treatment in Argentina. Proceedings of 23rd. International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Session D, p. 104. Versión digital en: <http://cni.inta.gov.ar/helminto/pdf%20posters/Cesar%20Fiel/Haemonchusmolecular.pdf> (verificado: 09 de octubre de 2013).

- Goodwin, D. 1975. Producción y manejo del ganado ovino. Ed. Acribia, Zaragoza. España.
- Herlich, H. (1978). The importance of helminth infections in ruminants. *W. Animal. Rev.* 26: 22-26.
- Herrera, L.(2012). Evaluación de cuatro antihelmínticos sobre parásitos gastrointestinales de Ovinos en Hacienda El Rosario. Quito, Ecuador. edit. Quito UCE.
- Hoglund, J.; Morrison, D.A.; Charlier, J.; Dimander, S.O. 2009. Assessing the feasibility of targeted selective treatments for gastrointestinal nematodes in first-season grazing cattle based on mid-season daily weight gains. *Vet. Parasitol.* 164: 800-85.
- INEI , (2012). Instituto Nacional de Estadística e Informática. IV Censo Nacional Agropecuario.
- Jackson, F. (1993). Determinación de resistencia antihelmíntica(*Fasciola hepatica*) en ovinos frente albendazole y triclabendazole. La paz, Bolivia.
- Lara D. (2007). Resistencia a los antihelmínticos en nematodos de rumiantes y estrategias para su control. Bogotá: Produce medios.. 168 p.
- Leguia, G., & Casas , E. (1999). Enfermedades parasitarias y atlas parasitologico. Lima, Peru: ED. de Mar. 190p.
- Levine, N. (1978). Tratado de Parasitología Veterinaria. Ed. Acribia, Zaragoza. España.
- Litter, M. (2007). Compendio de Farmacología. (C. edicion, Ed.) Mexico: Edit. Ateneo.
- Lubega, G.; Klein, R.; Geary, T. y Prichard, R. “*Haemonchus contortus*: the role of two  $\beta$  tubulin gene sugfamilies in the resistance to benzimidazole Anthelmintic”. *Biochem. Pharmacol* 47 (1994): 1705-1715. Citado por: Mottier, L. y Lanusse, C. Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos, 2002.
- Lubega, G.; Klein, R.; Geary, T. y Prichard, R. “*Haemonchus contortus*: the role of two  $\beta$  tubulin gene sugfamilies in the resistance to benzimidazole Anthelmintic”. *Biochem. Pharmacol* 47 (1994): 1705-1715. Citado por:

- Mottier, L. y Lanusse, C. Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos, 2002.
- Marquez, D. (2003). Resistencia a los antihelmínticos: Origen Desarrollo y Control .
- Martínez O., FJ, Hernández, S, López Cobos, E, Becerra, C, Acosta, I y Martínez-Moreno, A. (2007). Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology*, vol. 143, pp. 7- 13.
- McKenna PB. (2006) Further comparison of fecal egg count reduction test procedures. Sensitivity and specificity. *New Zealand Vet Jour*, 54: 365-366
- Mottier, L.; Lanusse, C. (2002). Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos. [ww1.inta.gov.ar/producto/helminto/pdf%20resistencia/Mottier2](http://ww1.inta.gov.ar/producto/helminto/pdf%20resistencia/Mottier2).
- Nari, A. (2001). Evaluación de un programa de control de nematodos gastrointestinales en ovinos. Medidas para dilatar la aparición de resistencia antihelmíntica. Serie FPTA- INIA 1; 5-20.
- Novoa, C., y Flores , A. (1991). Produccion de Rumiante menores . Lima, Peru: Rerumen. 375p.
- Olivares, J.-O., Rodriguez, J. .-D., Escobedo, I. A.-O. del C., Camacho, J. .-C., Herrera, H. .-G., Montiel, D.-S., Ruiz, D.-J. (2010). Evaluacion del albendazole y prazicuantel contra *Thysanosoma actinooides*(cestoda anocephalidae, en ovinos. *Revista de Salud Animal*, 32(1), 54-56.
- Pachalag SV, T More, C Hattopadhyay. 1973. Observations on the hematological changes and breed susceptibility of sheep to severe nematodiasis. *Indian vet J* 50: 1-5.
- Perez, E. R. (2011). *Parasitologia Medica. 1° Edicion*. Manual Moderno.
- Ramires, A., y Franco, E. (1998). *Enfermedades Parasitarias* . lima, Peru.

- Rimbaud, E. (2006). Primer diagnostico de resistencia a ricobendazole y albendazole en nematodos gastrointestinales parasitos de ovinos en Nicaragua. Nicaragua.
- Rojas, C. (1990). Parasitismo de los rumiantes domésticos, terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima: Ed Maijosa. 383p.
- Rojas, J. (2007). Resistencia antihelmintica de los nematodos a los antiparasitarios mas utilizados en bovinos en los fundos Tres molinos, distrito de cajamarca e Inyatambo distrito de San Pablo Region cajamarca . Cajamarca, Peru.
- Saenz, M. (1991). Diagnóstico in vitro de una poblacion de Haemonchus contortus del caprino resistente al thiambendazol. Tecnica Pecuaria en Mexico. Mexico .
- Sangster, N. (1999). Pharmacology of Anthelmintic Resistance in Cyathostomes: will it occur with the avermectine/milbemycis. Vet. Parasitol. 85: 189-204. Citado por: Prada, G. Implementación y uso del Test de reducción de la Ovoposición y Análisis del Desarrollo de Larvas para la Detección de Resistencia Antihelmíntica frente a las Lactonas Macro ciclicas en Nemátodos del Equino. Chile, 2002.
- Sangster, N., y Gill, J. (1999). pharmacology of anthelmintic resistance Parasitol. 141-146. Buenos Aires, Argentina.
- Selva Andina Res. Soc.(2011) Revisión de Cisticercoides Bovina (Cysticercus bovis) en ganado faenado: prevalencia distribución y viabilidad. La Paz pag. 53-70.
- SENAMHI, (2016). Servicio Nacional de Meteorología e Hidrográfica. Estación Experimental. Puno, Ayaviri, Perú.
- Simone L. Borges (2015). Resistencia antihelmíntica en rebaños capriños en estado de bahía- Brasil, Pest. Vet. Bras. 35 pg. 643-648.
- Sievers, G., y Alocilla, A. (2007). Determinacion de Resistencia Antihelmintica frente a Ivermectina de nematodos del bovino en dos predios del Sur de Chile. 67-69. Chile.

- Silvestre, (2002):Permanent and temporary unternal migrations in Spain, 1877-1936: Determinants and labour Parasitology University College Dublin Working Paper 02/21.
- Suarez, V.(2001). Helminthitic control on Grazing ruminants and environmental risk in South America Veterinary Research 33.65: 563-573. Disponible en la página web. <http://www1.inta.gov.ar/producto/helminto/pdf/resistencia/motier2.pdf/>.
- Soulsby, E.J.L. (1987). Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7a ed., Nueva Editorial Interamericana, México D. F. México.
- Suarez, V. (2001). Helminthics control on grazing ruminants and environmental risks in Soouth America .
- Sumano, L. y., & Ocampo, C. (1997). Farmacología Veterinaria. (2. Edicion, Ed.) Mexico : M.CGraw-hill interamericana.
- Sykes AR. (1993). Interacción entre parasitismo y deficiencias minerales. Primeras Jornadas Chilenas de Buiatría. Osorno. Pp 91-116.
- Sykes AR. (1979). The effect of subclinical parasitism in sheep. Vet Rec 102: 32-34.
- Sykes AR, RL Coop, KW Angus. (1975). Experimental production of osteoporosis in growing lambs by continous dosing with *Trichostrongylus colubriformis* larvae. J Comp Path 85: 549-559.
- Taylor, M.; K. Hunt, y K. Goodyear. (2002). "Anthelmintic resistance detection methods". *Veterinary Parasitology* 103:183–194.
- Ton, & Jessica Pamela. (2008). Determinacion de la resistencia a antihelminticos de nematodos gastrointestinales que afectan a ovinos de una granja en el distrito de cayo-belice.
- Toro, A., L, Rubilar; C, Palma; R, Perez.(2014). Resistencia antihelmíntica en nematodos gastrointestinales de ovinos tratados con ivermectina y fenbendazole. Arch.Med.Vet.46, 247-252. Universidad concepción campus Chillan – Chile.

- Torres, A. (2001) "Diagnostico y control de resistencia antihelmintica en pequeños rumiantes Memorias Asociacion Mecana de Tecnicos Especialistas en Ovinocultura.
- Traverso, C. 2011. Determinación de resistencia antihelmintica frente a ivermectina de nematodos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) Puno - Perú. Tesis doctoral [Internet], [1 setiembre 2011]. Disponible en: <http://www.sisupe.org/abanicoveterinario.UNA>. 480p
- Ulbe, P. 1974. Prophylaxis of cestode infections in sheep. *Veterinariya Moscow*. 3: 60.
- Valenzuela, G. 1992. Necropsia parasitaria. Medicina preventiva de rebaños ovinos III, Valdivia, Chile, pp. 145-148.
- Van Wyk, J. (2001). Refugio - overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of Anthelmintic resistanse. *Onderstepoort journal of Veterinary Research*. 47-57.
- Vidyashankar, A. (2012). Satisfical and biological considerations in enaluating drug efficacy in equine strongle parasyle using fecal egg count data *Veternary Parasitology*.
- Vignau, M. (2005). Parasitología Práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Facultad de Ciencias Veterinarias Universidad de la Plata 1° edición, La Plata Buenos Aires Argentina.
- Vlassoff, A., D.M. Leathwick, A.C.G. Heath. (2001). The epidemiology of Nematode infections of sheep. *N. Z. Vet. J.* 49: 213-221.
- Zavaleta, R. (2012). farmacologia y terapeutica antiifecciosa veterinaria. Puno, Peru.

# ANEXO

**ANEXO A: FOTOGRAFÍAS**



**Fotografía A1: Recolección de muestras**



**Fotografía A2: Administración de antiparasitario**



**Fotografía A3: Análisis de Laboratorio**

## ANEXO C: MATERIALES EMPLEADOS

### MATERIAL DE CAMPO

- Casilla con Balanza de pesaje para ovinos.
- Numeradores de metal para ovinos y pintura para identificar.
- Pistolas dosificadoras.
- Sogas.
- Lapiceros con tinta indeleble
- Cuadernos de Registros y lapiceros.
- Cámara fotográfica.
- Indumentaria de trabajo de campo.
- Guantes desechables de exploración.

### MATERIALES Y EQUIPOS DE LABORATORIO

- Microscopio binocular “Primo Star”.
- Balanza de precisión manual.
- Mortero.
- Embudo (40 – 60 hilos por pulgada cuadrada).
- Tubos graduados cónicos para centrifuga o prueba de 15 ml.
- Gradillas metálicas.
- Vasos de precipitados.
- Viales pequeños de 10 ml.
- Bagueta de vidrio.
- Goteros desechables.
- Porta y cubreobjetos.
- Cámara de Mc Master.
- Solución flotante (1280gr azúcar, en 1000ml de agua, con 10ml de formol).
- Agua destilada.
- Muestra de heces.
- Formaldehído.
- Bolsas de polietileno para coleccionar muestras.
- Cajas de tecnopor con hielo gel refrigerante y termómetro.
- Guantes desechables de exploración.
- Porta notas para registro.
- Cámara fotográfica.
- Guardapolvo.
- Mascarilla y cubre pelo.
- Alcohol, jabón carbólico.