



UNIVERSIDAD DE CUENCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la provincia del Azuay”.

Tesis previa a la obtención del
Título de Médico Veterinario
Zootecnista.

AUTOR:

Astudillo Alvares Angélica Liliana

DIRECTOR:

Dr. Juan Mesías Vázquez Mosquera M.V.Z.

Cuenca-Ecuador

2016



RESUMEN

Las muestras para la presente investigación fueron tomadas en 527 ganaderías de los cantones orientales de la Provincia del Azuay, provenientes de 942 vacas multíparas. El análisis coproparasitario se realizó en el Laboratorio de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad de Cuenca entre Octubre del 2015 - Junio del 2016. El objetivo fué determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas multíparas de la zona de estudio, así como; analizar si los factores: sistemas de pastoreo y sanitario, carga animal y piso altitudinal influyen sobre el nivel de parasitismo. Se utilizaron las técnicas de sedimentación y flotación para determinar la carga parasitaria, determinándose una prevalencia del 82,4 %. En las dos técnicas utilizadas se determinó que *Eimeria bovis* fué el parásito con mayor grado de infestación, con un porcentaje de $55,0 \pm 0,02$ y $64,54\% \pm 0,02$ para flotación y sedimentación respectivamente, así mismo; este parásito fué el único que se presentó en forma leve, modera, grave y muy grave. Se estableció que los factores: sistema de pastoreo, carga animal y piso altitudinal tienen evidencia estadística ($P < 0,05$) para indicar su posible influencia sobre la prevalencia y grado de infestación de parásitos gastrointestinales, mientras que el sistema sanitario no influyó sobre el nivel de parasitismo ($P > 0,05$).

PALABRAS CLAVE: PREVALENCIA, PARÁSITOS, BOVINOS, CANTONES, AZUAY.



ABSTRACT

The samples for this research were taken in 527 herds in the eastern districts of the Province of Azuay, from 942 multiparous cows. The coproparasitario analysis was performed at the Laboratory of the School of Veterinary Medicine, University of Cuenca between October 2015 - June 2016. The objective was to determine the prevalence of gastrointestinal parasites in multiparous cows in the study area, and; analyze whether factors: health systems and grazing, stocking and altitudinal influence the level of parasitism. the sedimentation and flotation techniques to determine the level of parasitism were used, determining a prevalence of 82.4%. In both techniques *Eimeria bovis* was determined that the parasite was more degree of infestation, with a percentage of $55.0\% \pm 0.02$ and 64.54 ± 0.02 respectively for flotation and sedimentation, likewise; this parasite was the only one that was presented in mild, moderate, severe and very severe. It was established that the factors: grazing system, stocking and altitudinal floor have statistical evidence ($P < 0.05$) to indicate its possible influence on the prevalence and degree of infestation of gastrointestinal parasites in the Eastern cantons of the Province of Azuay, while the health system did not influence the level of parasitism ($P > 0.05$).

KEYWORDS: PREVALENCE, PARASITES, CATTLE, CANTONS, AZUAY.



ÍNDICE

CONTENIDO	PAGINA
RESUMEN	2
1. INTRODUCCION	16
1.1. OBJETIVOS	17
1.1.1. Objetivo General	17
1.1.2. Objetivos Específicos	17
1.2. HIPÓTESIS/ PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	17
2. MARCO TEÓRICO	18
2.1. GENERALIDADES.....	18
2.2. HELMINTOS.....	18
2.2.1. NEMATELMINTOS.....	20
2.3. Descripción de los Nemátodos.....	27
2.3.1. <i>Bunostumun spp.</i>	27
2.3.2. <i>Copperia spp.</i>	31
2.3.3. <i>Haemonchus spp.</i>	22
2.3.4. <i>Oesphagostomum spp.</i>	41
2.3.5. <i>Ostertagia spp.</i>	47
2.3.7. <i>Toxocara vitulorum</i>	56
2.4. Plathelminfos	62
2.4.1. <i>Moniezia expansa</i>	63
2.4.2. <i>Paramphistomum</i>	68
2.5. Protozoarios.....	60
2.5.1. <i>Eimeria bovis</i>	75
2.5.2. <i>Giardia intestinalis</i>	78
2.6. FACTORES QUE CONDICIONAN LA GRAVEDAD DE UNA PARASITOSIS GASTROINTESTINAL.....	83
2.6.1. Factores del Hospedero	88
Categoría o edad animal.....	88
Raza o Cruzas.	88
Desparasitación.	89
Carga animal.	89



3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	90
3.1. MATERIALES	90
3.1.1. Materiales de campo	90
3.1.1.1. Biológicos.....	90
3.1.1.2. Físicos.....	90
3.1.2. Materiales de laboratorio	91
3.1.2.1. Biológicos.....	91
3.1.2.2. Físicos.....	91
3.1.2.3. Químicos.....	92
3.1.3. Materiales de oficina	92
3.2. MÉTODOS.....	92
3.2.1. Ubicación y división política.....	92
3.2.2. Metodología para la investigación cuasi-experimental.	94
3.2.2.1. Población en estudio:	94
3.2.2.2. Muestra	96
3.2.2.3. Criterios de inclusión:.....	96
3.2.2.4. Criterios de exclusión:.....	97
3.2.2.5. Variables dependientes en estudio.....	97
3.2.2.6. Variables independientes en estudio.....	98
3.3. METODOLOGÍA.....	99
3.3.1. Métodos de Campo	99
Toma de muestra	99
Método de sedimentación	100
Método de flotación	101
3.3.4. Análisis estadístico	102
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	104
5. CONCLUSIONES	120
6. RECOMENDACIONES	121
7 BIBLIOGRAFÍA	122
8 ANEXOS.....	122



LISTA DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación taxonómica de los Apicomplexa.....	74
Tabla 2: Número de Ganaderías y animales muestreados en los cantones orientales de la provincia del Azuay.	95
Tabla 3: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los Cantones Orientales de la Provincia del Azuay (%)	104
Tabla 4: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en los 9 cantones orientales de la Provincia del Azuay.....	106
Tabla 5: Prevalencia de parásitos gastrointestinales presentes en los animales en estudio.. ..	107
Tabla 6: Prevalencia de parásitos gastrointestinales diagnosticados mediante la técnica de flotación y sedimentación.....	109
Tabla 7: Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones orientales de la provincia del Azuay.....	111
Tabla 8: Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al sistema de pastoreo.....	113
Tabla 10: Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo a la carga animal.	117
Tabla 11: Prevalencia de parásitos gastrointestinales de acuerdo al piso altitudinal	118
Tabla 12: Prueba de Chi-cuadrado en relación a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los 9 cantones orientales de la Provincia del Azuay.....	134
Tabla 13: Prueba de Friedman en relación a los parásitos gastrointestinales presentes en los animales en estudio.	134
Tabla 14: Prueba de MnNemar en relación a las dos técnicas de laboratorio.....	135



Tabla 15: Grado de infestación individual de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones Orientales de la Provincia del Azuay, mediante la técnica de sedimentación. 135

Tabla 16: Grado de infestación individual de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones Orientales de la Provincia del Azuay, mediante la prueba de flotación. 137

Tabla 17: Prueba de Chi-cuadrado para el factor sistema de pastoreo. 138

Tabla 18: Prueba de Chi-cuadrado para el factor sistema sanitario. 138

Tabla 19: Prueba de Chi-cuadrado para el factor carga animal. 139

Tabla 20: Prueba de Chi-cuadrado para el factor piso altitudinal. 139



LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Anatomía de un Nemátodo.	22
Figura 2: Huevo de Nemátodo	23
Figura 3: Ciclo biológico de los nématodos gastrointestinales.....	25
Figura 4: Nódulos de Ostertagia causados por larvas en cuarto estado L4 en el abomaso de un vacuno.	26
Figura 5: Parasito adulto de Bonostomum.	28
Figura 6: Huevo de Bonostomum.....	28
Figura 7: Vista externa de lesiones hemorrágicas intestinales por Bonostomosis en bovino.	30
Figura 8: Parasito adulto de Cooperia.....	33
Figura 9: Huevo de Cooperia.	33
Figura 10: Huevo de Cooperia.	34
Figura 11: Ciclo de vida de Cooperia.	35
Figura 12: Lesiones en la mucosa intestinal.....	35
Figura 13: Parásito adulto de Haemonchus.	38
Figura 14: Huevo de Haemonchus contortus.	38
Figura 15: Huevo de Haemonchus contortus.	39
Figura 16: Hemonchus contortus en el cuajo.	40
Figura 17: Parásito adulto de Oesophagostomum.	43
Figura 18: Huevo de Oesophagostomum.....	43
Figura 19: Huevo de Oesophagostomum.....	44
Figura 20: Infección aguda por Oesophagostomum radiatum en ganados. Nódulos hemorrágicos en el intestino.	45
Figura 21: Múltiples nódulos causados por Oesophagostomum radiatum en la mucosa intestinal.	45
Figura 22: Múltiples nódulos a lo largo de todo el intestino causado por Oesophagostomum radiatum.	46



Figura 23: Parásito adulto de <i>Ostertagia ostertagi</i>	48
Figura 24: Huevo de <i>Ostertagia ostertagi</i>	48
Figura 25: Huevo de <i>Ostertagia ostertagi</i>	49
Figura 27: <i>Ostertagia</i> causante de nódulos en el abomaso.....	51
Figura 28: <i>Ostertagiosis</i> en vaca adulta con inflamación de la mucosa abomasal y formación de nódulos.....	51
Figura 29: Parásito adulto de <i>Strongyloides papillosus</i>	53
Figura 30: Huevo de <i>Strongyloides papillosus</i>	54
Figura 31: Adulto de <i>Toxocara vitulorum</i>	56
Figura 32: Huevo de <i>Toxocara vitulorum</i>	57
Figura 33: Huevo de <i>Trichostrongylus axei</i>	60
Figura 34: Ciclo biológico de <i>Trichostrongylus axei</i>	61
Figura 35: Anillos de <i>Moniezia expansa</i>	64
Figura 36: Huevo de <i>Moniezia expansa</i>	64
Figura 37: Huevo hinchado por permanecer mucho tiempo en solución salina.	65
Figura 38: Ciclo Biológico de <i>Moniezia expansa</i>	66
Figura 39: Parásito adulto de <i>Paraphistomum</i>	69
Figura 40: Huevo de <i>Paraphistomum</i>	69
Figura 41: Huevo de <i>Paraphistomum</i>	70
Figura 42: Ciclo biológico de <i>Paraphistomum</i>	71
Figura 43: <i>Paramphistomosis</i> intestinal.....	72
Figura 44: <i>Paramphistomum</i> adultos en el rumen.	72
Figura 45: Huevo de <i>Eimeria bovis</i>	76
Figura 46: Huevo de <i>Eimeria bovis</i>	76
Figura 47: Ciclo biológico de <i>Eimeria</i>	77
Figura 48: Trofozoito de <i>Giardia</i>	80
Figura 49: Quiste de <i>Giardia</i>	80
Figura 50: Ciclo de vida de <i>Giardia intestinalis</i>	81



Figura 51: Larvas infectivas (L3) de nematodos de la familia Trichostrongylidae en las hojas de los pastos de las praderas contaminadas.....87



LISTA DE CUADROS

Cuadro 1: Localización y características biológicas generales de nematodos gastrointestinales.	24
Cuadro 2: Cantones orientales de la Provincia del Azuay.	93
Cuadro 3: Interpretación del grado de infestación.	102



Cláusula de Propiedad Intelectual

Yo, Astudillo Alvares Angélica Liliana, autora de la tesis "Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la provincia del Azuay", certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autora.

Cuenca, 29 de Diciembre del 2016

A handwritten signature in blue ink, consisting of stylized initials and a surname, enclosed within a blue oval.

Astudillo Alvares Angélica Liliana

C.I: 0105813646



Cláusula de Derechos de Autor

Yo, *Astudillo Alvares Angélica Liliana*, autora de la tesis "Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la provincia del Azuay", reconozco y acepto el derecho de la Universidad de Cuenca, en base al Art. 5 literal c) de su Reglamento de Propiedad Intelectual, de publicar este trabajo por cualquier medio conocido o por conocer, al ser este requisito para la obtención de mi título de Médico Veterinario Zootecnista. El uso que la Universidad de Cuenca hiciera de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autora.

Cuenca, 29 de Noviembre del 2016

A handwritten signature in blue ink, consisting of a large loop followed by the letters 'Astudillo' in a cursive style.

Astudillo Alvares Angélica Liliana

C.I: 0105813646



AGRADECIMIENTO

Al término de este gran sueño agradezco a Dios que ha guiado mis pasos y me ha dado la fortaleza y la voluntad para seguir adelante y llegar hasta este momento. A mis padres quienes han sido pilar fundamental en mi realización como persona y como profesional. A mi esposo y a nuestro hijo, las razones más importante para que pueda culminar mis estudios y obtener mi título. A mis hermanos y familiares.

A mi Director de tesis, Doctor Juan Vázquez M.V.Z., Msc, al Doctor Luis Ayala Guanga M.V.Z., Msc, PhD, al Doctor Carlos Torres Eco. Msc, al Doctor Guillermo Emilio Guevara PHD, al Doctor Antonio Vallecillo PHD, quienes gracias a su apoyo pude culminar este trabajo de investigación. Agradezco de manera especial al tribunal de sustentación, a los docentes: Gonzalo López Crespo M.V.Z. Msc, Jorge Dután M.V.Z., Jorge Bustamante M.V.Z., quienes me colaboraron para finalizar este trabajo de pregrado.

A una gran persona y amigo el Doctor Saúl Landívar M.V.Z. Msc ,quien me colaboró con el laboratorio de la facultad; a la Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias y a todo su personal docente y administrativo, por ser la Institución que me dio la oportunidad de formarme como profesional. A los integrantes del proyecto de investigación “**Caracterización morfométrica**” por compartir y ayudar a esta investigación.

Astudillo Alvares Angélica Liliana



DEDICATORIA

Este trabajo lo dedico a Dios y a mi amada familia; a mi esposo Pedro Buestán e hijo Francis, quienes han sido mi apoyo, mi fortaleza, mi inspiración, mis dos más grandes tesoros. A mi madre querida Carmen Alvares quien con su esfuerzo y sacrificio me ha dado la mejor de las herencias, una profesión; a mi padre David Astudillo quien siempre supo apoyarme. A mis hermanos, Luis y María quienes han estado en los buenos y malos momentos.

A todas aquellas mujeres que desempeñan el papel de esposas, madres, trabajadoras y estudiantes, porque se esfuerzan cada día y a pesar de las adversidades siempre continúan hasta alcanzar una meta.

A los estudiantes que día a día luchan y se sacrifican para obtener un título universitario, por su dedicación y esfuerzo.

Angélica Liliana Astudillo Alvares



1. INTRODUCCION.

El ganado vacuno es un hospedador natural de una amplia variedad de parásitos gastrointestinales que afectan su salud y bienestar, son causantes de diarrea, pérdida de apetito, anemia leve a severa y mortandades; así como, bajas en la productividad, resultando grandes pérdidas económicas. (Mederos & Banchemo, 2013)

El uso inadecuado y empírico de los desparasitantes, por sobre o sub dosificaciones han producido resistencia parasitaria, por ello es necesario antes de aplicarlos tener un respaldo de exámenes coproparasitarios que permitan identificar a las familias parasitarias y tener un diagnóstico certero para sugerir un apropiado tratamiento, todo esto encaminado a disminuir la carga parasitaria e incrementar la producción lechera, disminuir la incidencia de animales enfermos y mejorar la eficiencia productiva (Vásquez & Prada, 2007).

Existen varios factores que pueden influir en la gravedad de la parasitosis como: el clima, las prácticas de manejo, el tipo de parásito, la edad del animal, el piso altitudinal, entre otras. (Vásquez & Prada, 2007). Esta investigación se realizó debido a la falta de datos e información actualizada sobre la prevalencia de parásitos gastrointestinales en estos cantones de la Provincia del Azuay.



1.1. OBJETIVOS.

1.1.1. Objetivo General.

- Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones orientales de la provincia del Azuay.

1.1.2. Objetivos Específicos.

- Valorar el porcentaje y grado de infestación individual de parásitos gastrointestinales en las vacas multíparas muestreadas por los métodos de flotación y sedimentación.
- Analizar la prevalencia de parasitosis de acuerdo a sistema de pastoreo (continuo y rotativo), sistema sanitario (animales desparasitados, animales no desparasitados), carga animal y piso altitudinal.

1.2. HIPÓTESIS/ PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN.

El sistema de pastoreo (continuo o rotativo), sistema sanitario (animales desparasitados, animales no desparasitados), carga animal (UBAs/Ha) y piso altitudinal influyen sobre la prevalencia y grado de infestación de parásitos gastrointestinales en los cantones Orientales de la Provincia Del Azuay.



2. MARCO TEÓRICO.

2.1. GENERALIDADES.

Un parásito es un organismo animal o vegetal que vive sobre o dentro de y a expensas de su hospedador, obteniendo sustancias o nutrientes de otros organismos vivientes en cada generación con la finalidad de propagar su especie, produciendo efectos negativos en el hospedador como: liberación de productos tóxicos resultantes de su metabolismo que destruyen tejidos, alteraciones en las estructuras y funciones, baja inmunidad del hospedador (Cruz & Camargo, 2001).

La parasitosis gastrointestinal es una enfermedad provocada por parásitos que se localizan en el sistema digestivo y que afecta a los bovinos en todos los sistemas de producción, siendo de gran impacto económico, pues estos producen una alta morbilidad y mortalidad en los rumiantes, especialmente en animales jóvenes; causantes también de un ineficiente crecimiento, reducción de la ganancia de peso y problemas productivos (Paredes, 2014).

2.2.1. HELMINTOS.

La palabra helminto proviene de las voces griegas *helmins* o *helmentos*, que significa verme. Los helmintos son gusanos parásitos que pueden vivir dentro o fuera de sus hospederos, tienen predilección por órganos determinados del tracto digestivo causándoles helmintosis gastrointestinal y se alimentan de los nutrientes



del animal que está afectando, pueden tener un ciclo de vida directa en algunos casos e indirecta en otros (Dwight, 2011).

Responsables de generar diferentes alteraciones en el organismo como inapetencia, anemias, diarreas, síndromes de mala absorción y digestión, producción láctea baja, animales poco desarrollados para iniciar su edad reproductiva, inmunodeprimidos e incluso la muerte; cuando son crónicas pasan desapercibidas causando grandes pérdidas económicas al presentarse una baja productividad, es decir, mortalidad elevada de animales jóvenes y baja condición corporal en adultos (Urdaneta et al., 2011).

Todo esto dependerá de varios factores en relación al hospedador, el parásito y ambiente, cabe recalcar que la edad es uno de los elementos más importante dentro del factor huésped, pues los animales jóvenes son la mayor fuente de contaminación y transmisión, mientras que los adultos tienen bajas cargas parasitarias y son reservorios (Urdaneta et al., 2011).

Los parásitos se localizan en diferentes climas, en especial zonas tropicales, gracias a alta capacidad reproductiva y a los diferentes mecanismos de adaptación ante las condiciones adversas del medio, sus probabilidades de transmisión son mayores, especialmente a animales jóvenes quienes todavía presentan un bajo sistema inmunológico. Estos vermes incluyen: Platelminfos (vermes planos, tremátodos y cestodos), Nematelminfos o Nematodos (vermes



redondos), Acantocéfalos (vermes de cabeza espinosa) y Anélidos (vermes segmentados) (Dwight, 2011).

2.2.1. NEMATELMINTOS.

Los nemátodos son vermes redondos o cilíndricos, con cuerpo segmentado que se presentan en sus extremos algo puntiagudos. Sus órganos predilectos son el cuajar e intestino de los rumiantes, se encuentran en mayor porcentaje en bovinos en pastoreo en zonas templadas y húmedas, causantes de gastroenteritis parasitarias endémicas, crónicas y mortalidad baja. Inician con alteraciones digestivas, retraso del crecimiento, disminuyen la producción, y en ocasiones producen anemia. Su intensidad parasitaria varía con la edad de los animales y sistema de producción (Campillo & Vázquez, 2002).

Características Generales.

Su cuerpo presenta un aspecto anillado debido a que se encuentra cubierto por una cutícula, debajo de la cual tenemos a la hipodermis y capa muscular respectivamente. Las hembras son más grandes que los machos y sus ciclos biológicos son directos e indirectos (Rodríguez P. , 2015).

Su aparato digestivo es simple que está presente en el centro del cuerpo, en cuyo extremo anterior está la boca, un esófago muscular que desemboca en el intestino que llega hasta el ano y cola. La boca presenta placas cortantes que



laceran tejidos y obtienen sus alimentos. El esófago es muscular de forma variable, en los machos termina en la cloaca conjuntamente con los órganos del aparato reproductor masculino y en las hembras termina en el ano. Se denomina cola o cauda a la región ubicada entre el extremo posterior de los machos y entre el ano y extremo posterior de las hembras. (Rodríguez, 2015).

Tienen sexos separados, es decir, machos y hembras. Los machos tienen un testículo, espermaducto, vesícula seminal y conducto eyaculador que desemboca en la cloaca y ano, el macho sujeta a la hembra mediante una bursa copulatriz. La hembras con uno o dos ovarios, oviducto y de 1 a 4 úteros, continuándose con la vagina y vulva (Rodríguez, 2015).

El sistema nervioso es simple, presenta un anillo nervioso alrededor del esófago y dos cordones nerviosos anteriores y dos posteriores. En la región anterior se encuentra el anillo nervioso o comisura circumfaríngea del cual derivan seis nervios papilares los mismos que inervan las papilas sensoriales cefálicas que rodean la boca. Los órganos sensitivos con mayor rango de importancia son los cefálicos, papilas, caudales, ánfidos, fásmidos y oceleles (Rodríguez, 2015).

Su sistema excretor posee dos cordones que desembocan en un poro excretor. Este sistema tiene dos formas de excreción, el glandular y el tubular, en donde el primero se encarga de la eliminación de enzimas, proteínas o mucoproteínas. Parasitan los estados adultos generalmente al intestino, otros al estómago de

vertebrados superiores, así como su sangre, cerebro y otros órganos. (Rodríguez, 2015)

Su mecanismo de movimiento lo realiza mediante contracciones de los músculos de la región dorsal y ventral del cuerpo, conjuntamente con la compresión y estiramiento de la cutícula de cada lado. (Rodríguez, 2015)

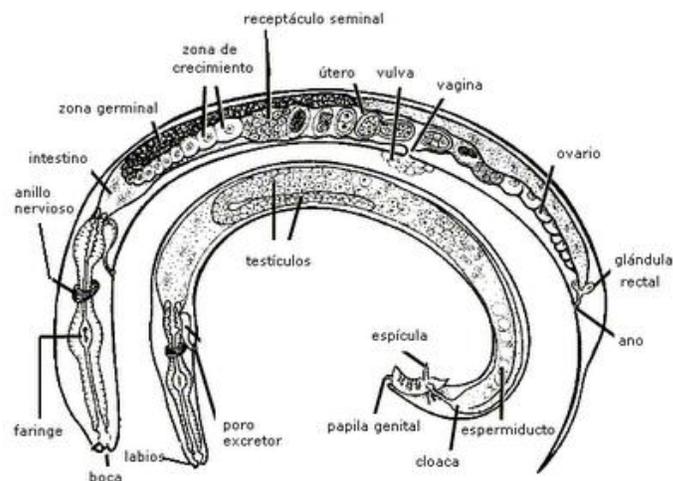


Figura 1: Anatomía de un *nemátodo*.

Fuente: (Tulp, 2013)

Huevos.

Su tamaño oscila entre los 30 y los 100 μm de diámetro, se identifica fácilmente porque presentan uno o más blastómeros, por su mórula o larva, tamaño, forma, color, estructura de la cáscara y ornatos superficiales. La cáscara está formada por tres capas: vitelina, quitinosa y lipídica. La capa lipídica impide la desecación y la penetración de sustancias polares (Dwight, 2011).

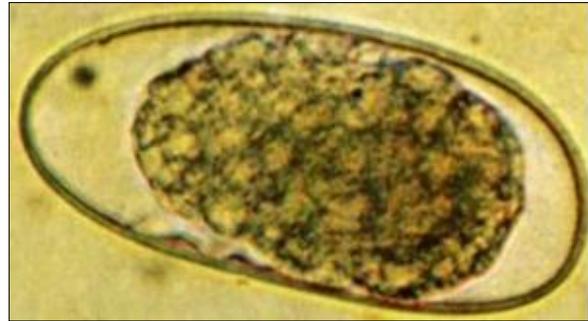


Figura 2: Huevo de *nemátodo*

Fuente: (Villar, 2007)

Localización y características biológicas generales.

Estos agentes patógenos tienen predilección por las zonas tropicales y subtropicales, especialmente donde gozan de gran producción de pasto para la alimentación de los rumiantes, así como, lugares donde las condiciones de temperatura y humedad son las propicias para la eclosión y desarrollo de los huevos y larvas respectivamente. Existen preferencias climáticas de acuerdo al tipo de parásito, como por ejemplo: *Ostertagia* y *Nematodirus* prefieren zonas frías, *Haemonchus*, *Strongyloides* y *Oesophagostomum* se adaptan en zonas cálidas, mientras que *Trichostrongylus* y *Cooperia* se adaptan en todo clima (Soca, et al., 2005).



Cuadro 1: Localización y características biológicas generales de nematodos gastrointestinales (Angulo, 2005).

Órgano	Etiología	Forma infestante	Vía de infestación
Abomaso	<i>Ostertagia</i>	L ₃ (Larva 3)	Oral
	<i>Haemonchus</i>	L ₃	Oral
	<i>Trichostrongylus</i>	L ₃	Oral
Intestino delgado	<i>Trichostrongylus</i>	L ₃	Oral
	<i>Cooperia</i>	L ₃	Oral
	<i>Bunostomu</i>	L ₃	Oral y percutánea
	<i>Strongyloides</i>	L ₃ sin vaina	Oral y percutánea
	<i>Toxocara</i>	Huevo larvado	Oral, transplacentaria y lactancia
Intestino grueso	<i>Oesophagostomum</i>	L ₃	Oral

Ciclo biológico.

En la mayoría de los casos es directo, divididos en una fase exógena y una endógena. La primera fase inicia con la expulsión de huevos con las heces hacia el exterior, para luego convertirse en larvas del estadio 1, 2 y 3 respectivamente, esta última larva se denomina infestante, el tiempo para convertirse de huevo a L3 en condiciones favorables es de alrededor 7 a 10 días, luego migran hacia los tallos y hojas de los pastos que serán consumidos por los bovinos, quedando de esta manera infestados. La segunda fase o endógena inicia inmediatamente después de la ingestión de este pasto infestado de larvas L3, terminando con el

desarrollo de los parásitos adultos y el depósito de huevos para nuevamente repetirse el ciclo (Soca et al. 2005).

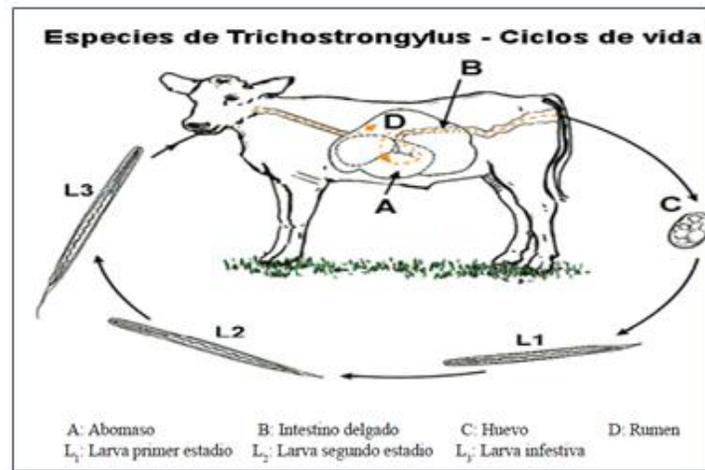


Figura 3: Ciclo biológico de los *nemátodos gastrointestinales*.

Fuente: (Soca et al. 2005)

Efectos patológicos de los nemátodos.

Estos agentes patógenos se dividen en hematófagos como *Bunostomum* y *Haemonchus* y no hematófagos como *Ostertagia* y *Trichostrongylus*; los hematófagos, como su nombre lo indica se caracterizan por alimentarse de sangre de su hospedador, causando de esta manera anemia, mientras que los que no ingieren sangre al encontrarse en altas infestaciones afecta a la mucosa gastrointestinal ocasionando su inflamación, destrucción masiva de la superficie de la mucosa, diarreas e invasión bacteriana (Villar, 2009).



Como ejemplos de estos efectos patológicos podemos describir al nematodo *Haemonchus*, parásito del abomaso que es responsable de las abomasitis hemorrágicas, agravadas por la salida de L4 ocasionando daños en la mucosa. *Trichostrongylus* y *Cooperia*, lesionan y atrofian las vellosidades intestinales, impidiendo la absorción de calcio y fósforo trayendo consigo cuadros de hipocalcemia e hipofosfatemia, afectando al crecimiento y sistema óseo, resultando en fracturas, raquitismo y diarreas por mala absorción. *Toxocara vitolorum* causa obstrucciones mecánicas en el intestino delgado, en tanto que *Oesophagostomum* detiene el desarrollo del intestino grueso, forma nódulos en el colon y ciego y es el causante de diarreas de color negro u oscuro (Villar, 2006).

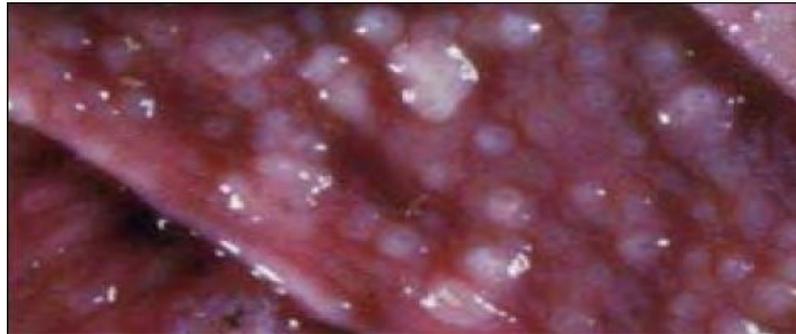


Figura 4: Nódulos de *Ostertagia* causados por larvas en cuarto estado L4 en el abomaso de un vacuno.

Fuente: (Villar, 2006)



2.3. Descripción de los Nemátodos.

2.3.1. *Bunostomun spp.*

Vermes presentes en todo el mundo junto a otros parásitos gastrointestinales especialmente en regiones cálidas y húmedas, causantes de infecciones mixtas. Las dos principales especies son *Bunostomum phlebotomum* específico en bovinos y *Bunostomum trigonocephalum* presentes en ovinos y caprinos. Estos nemátodos se caracterizan por presentar una cápsula bucal infundibular y en su borde ventral dos placas cortantes semilunares (Quiroz, 2005).

Localización.

Bunostomum phlebotomum cuyo órgano predilecto es el intestino delgado de los ruminantes, pueden estar en la piel transitoriamente en los estadios inmaduros (Armijos, 2013).

Descripción.

Adulto.

Su longitud es de 1 y 3 cm, son gruesas, presenta una cápsula bucal a manera de embudo con dos placas cortantes que les permite fijarse a la mucosa intestinal, especialmente en el yeyuno (Junquera, 2015).



Figura 5: Parásito adulto de *Bunostomum*.

Fuente: (Junquera, 2015)

Huevo.

Presentan una fina envoltura, miden 85-105 x 45-60 micras y tienen menos de 16 blastómeros, es decir unos 4 a 8 blastómeros o células embrionales fuertemente pigmentados (Campillo & Vázquez, 2002).



Figura 6: Huevo de *Bonostomum*.

Fuente: (Quizlet, 2016)

Ciclo Biológico.

Bunostomum al no necesitar de huéspedes intermediarios tiene un ciclo directo, en donde los huevos que son depositados por las hembras adultas en el intestino



son derramados con las heces, para luego eclosionar y volverse infecciosos o larva 1 (L1) en más o menos 1 semana si las condiciones climáticas son favorables (climas cálidos y húmedos), luego de 5 días se convierte en L3 infectiva, en climas fríos el periodo es mayor. En climas favorables las larvas infectantes puede sobrevivir por hasta 2 meses en los pastos, pero no sobreviven el invierno en las regiones de clima templado (Armijos, 2013).

Ingresan al organismo bovino tras la ingestión de pasto, tierra o agua contaminados con larvas infectantes, pueden penetran también a través de la piel, en donde las larvas alcanzan el torrente sanguíneo hasta llegar a los pulmones, se cruzan al tejido pulmonar, llegan a la tráquea y la boca luego de toser o tener expectoraciones, alcanzando el intestino después de ser ingerido. En el intestino se completa su desarrollo y las hembras adultas comienzan a poner huevos repitiéndose nuevamente el ciclo. El período pre patente (tiempo entre la infección y primeros huevos arrojados) es de 7 a 9 semanas, esto dependerá de la especie y del huésped (**Armijos, 2013**).

Lesiones.

Causantes de procesos inflamatorios por su acción mecánica y traumática, destruyendo el tejido del abomaso, permiten la contaminación secundaria de bacterias causando mayores alteraciones como por ejemplo pododermatitis; cuando migran hacia los pulmones pueden ser causantes de signos de



enfermedad respiratoria. Su acción hematófaga causa cuadros de mala absorción de los alimentos, pérdida de líquido al lumen con incremento del volumen de agua en las heces y pérdida de sangre (Angulo, 2005).



Figura 7: Vista externa de lesiones hemorrágicas intestinales por *Bonostomosis* en bovino.

Fuente: (Romero & Sanabria, 2005)

Síntomas.

El síntoma característico es la mortalidad de los animales jóvenes, así como la pérdida de la condición corporal en los adultos. Los animales presentan inapetencia, letargia, pérdida de peso, distensión abdominal, diarrea, deshidratación, pelo hirsuto (largo, seco y quebradizo), mucosas pálidas, edemas, aumento de la frecuencia cardíaca y respiratoria, anemia. En las fases terminales de la enfermedad se observa emaciación y muerte del animal (Angulo, 2005).



Diagnóstico.

Mediante la observación de los signos clínicos y exámenes de laboratorio coproparasitarios donde se observa huevos de cáscara delgada por el método de flotación, también la presencia de vermes adultos en el intestino (Blood & Kenneth, 2002).

Prevención y control.

Existen dos tipos, el primero denominado biológico que lo obtenemos alejando al ganado del pasto alto y húmedo porque este facilitaría que la larva infectante alcance la piel del animal, también los establos deben encontrarse en buenas condiciones de limpieza y secos, porque la suciedad húmeda facilita el desarrollo de la L3. Es necesaria la rotación de pasturas por lo menos 2 meses que es el tiempo que pueden sobrevivir las larvas infectivas, de ésta manera se corta el ciclo de vida del parásito, El segundo tipo es el químico, donde se ayuda de antihelmínticos y endectocidas como abamectina, doramectina, ivermectina, moxidectina, entre otros eficaces contra *Bunostomum* (Cryseida, 2011).

2.3.2. *Copperia* spp.

Son poco patógenas, producen pocas lesiones en las vellosidades y criptas de Lieberkuhn como efecto de la alimentación de secreciones y células descamadas del epitelio. Se presentan en mayor porcentaje en animales menores a un año en



zonas templadas y cálidas. Las especies más frecuentes en los bovinos son la *C. punctata*, *C. oncophora* y *C. pectinata*. La *C. punctata* y *C. pectinata* (Campillo & Vázquez, 2002).

Localización.

Su órgano diana es el intestino delgado y con menor frecuencia en el cuajar, alojándose en los primero 3-6 metros del intestino delgado; el periodo de incubación es de 12-15 días (Campillo & Vázquez, 2002).

Descripción.

Adultos.

La hembra mide 5,7 a 7,5 milímetros, siendo de mayor tamaño que el macho con 4,7 a 5 mm de largo, son de color rojo, se encuentran enroscados, su cavidad bucal es muy pequeña y una cutícula estirada, abombada y transversal en la región del estómago. Las espículas son cortas y de puntas redondeadas, miden de 0,24 a 0,28 milímetros (**Armijos, 2013**).

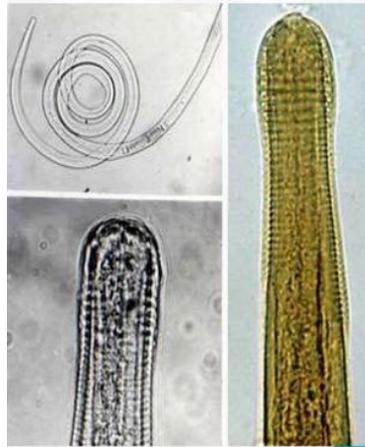


Figura 8: Parásito adulto de *Cooperia*.

Fuente: (Puerta & Pinzón, 2014)

Huevo.

Presentan una cubierta o cáscara delgada, con un extremo puntiagudo, presenta paredes paralelas amarillentas, se caracteriza por presentar muchos blastómeros (Puerta & Pinzón, 2014).



Figura 9: Huevo de *Cooperia*.

Fuente: (Puerta & Pinzón, 2014)



Figura 10: Huevo de *Cooperia* spp.

Fuente: (Autora, 2016)

Ciclo biológico.

No necesitan de huéspedes intermediarios, es decir presentan un ciclo de vida directo, los huevos depositados por la hembra en el intestino y expulsados con los excrementos eclosionan dentro de 24 horas, liberando a la larva 1 (L1) que luego de 4 días se convertirá en larva 3 (L3) o larva infectante, pudiendo sobrevivir de 5 y hasta 12 meses, en épocas de invierno pueden invernar. El animal queda infestado al ingerir larvas infectantes presentes en el pasto, alcanzan el intestino delgado donde se desarrollan a gusanos, las hembras adultas comienzan a poner huevos. Las larvas 4 pueden permanecer inhibidos hasta 5 meses antes de completar el desarrollo. Lo que explica la capacidad que tienen las larvas que infectan hasta al final del verano para permanecer detenido dentro del huésped durante el invierno y reanudan su desarrollo en la primavera siguiente, donde las condiciones ambientales son más favorables. El período de prepatencia antes de alcanzar la madurez sexual es de 2 a 3 semanas (Cordero & Salas, 1994).

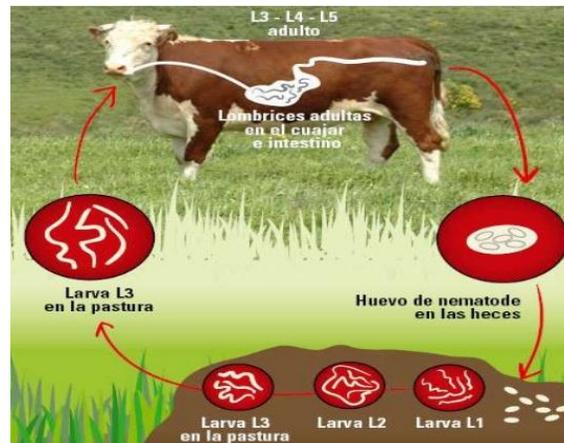


Figura 11: Ciclo de vida de *Cooperia*.

Fuente: (Puerta & Pinzón, 2014)

Lesiones.

Producen un proceso inflamatorio intenso y pérdida de proteínas plasmáticas como consecuencia de las lesiones superficiales en las criptas de Lieberkuhn y las vellosidades intestinales, debido a que se alimentaban de secreciones y células descamadas del epitelio son causante de lesionar la mucosa intestinal. (Armijos, 2013)



Figura 12: Lesiones en la mucosa intestinal

Fuente: (Puerta & Pinzón, 2014)



Síntomas.

Los animales afectados presentan diarrea profusa y enteritis grave, pérdida del apetito y del peso corporal presentándose cuadros de emaciación; puede haber edemas submaxilares (Cordero & Salas, 1994).

Diagnóstico.

A través de exámenes coproparasitarios, mediante el método de flotación y sedimentación que se realizan a las muestras tomadas de heces de bovinos. A partir de la observación de los estados larvarios en la necropsia del intestino delgado en los rumiantes (Armijos, 2013).

Prevención y control.

El control biológico se logra mediante un buen manejo de pastos, es decir, rotando las pasturas para romper el ciclo evolutivo del parásito, aunque su eliminación del medio ambiente resulta algo difícil debido a su resistencia frente a las condiciones adversas y bruscas del clima. Para el control químico se utilizan de los antihelmínticos de amplio espectro como benzimidazoles, levamisol, tetrahidropirimidinas (pirantel y morantel) que son eficaces contra adultos y larvas de *Cooperia*. Los endectocidas como las abamectinas, doramectina, ivermectina, etc., tienen excelentes resultados contra adultos (Junquera, 2015).



2.3.3. *Haemonchus spp.*

Parasito caracterizado por su contenido rojo en su tubo digestivo como resultado de su actividad hematófaga, su tubo digestivo está cruzado por el aparato genital dando un aspecto o forma helicoidal. La especie más importante es *Haemonchus contortus*, presente en el abomaso de los bovinos, se encuentra en mayor cantidad en las épocas calurosa y secas, en zonas templadas y cálidas (Armijos, 2013).

Haemonchus se convierte en el principal parasito que puede infectar a los bovinos en los climas áridos (áreas desérticas y semidesérticas) (Corpoica, 1996).

Descripción.

Adultos.

Tiene una longitud de hasta 30mm, los machos miden de 19-22mm y son de menor tamaño que las hembras que miden 25-34mm, su cavidad bucal presenta una lanceta dorsal con la que erosionan la mucosa gástrica, son parásitos hematófagos por lo que su color es rojo. El útero de la hembra es blanco y lleno de huevos, los machos poseen una bolsa copuladora muy desarrollada (Dwight, 2011).



Figura 13: Parásito adulto de *Haemonchus*.

Fuente: (Vigorito, 2015)

Huevo.

Los huevos miden 70-85 micras de largo por 41-48 micras de ancho, se caracterizan por contener un embrión de 16 a 32 células. Una hembra es capaz de poner de 5.000 a 10.000 huevos al día (Soulsby, 1987). Los huevos son de forma oval y de cascaron delgado (Lapage, 1968).



Figura 14: Huevo de *Haemonchus contortus*.

Fuente: (Armijos, 2013)

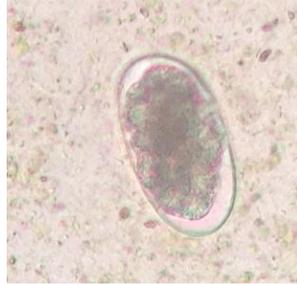


Figura 15: Huevo de *Haemonchus contortus*.

Fuente: (Autora, 2016)

Ciclo biológico.

Tienen un ciclo de vida directo, los huevos son depositados por las hembras adultas y expulsados con las heces fecales a los pastizales, eclosionan y liberan a la larva 1 (L1) que luego de 4 a 7 días se desarrolla a larva 3 (L3) o larva infectante, no son muy resistentes al frío pero en climas húmedos y cálidos estas larvas infectantes pueden permanecer infecciosas durante varios meses, estas larvas son activas y capaces de subir a los tallos y hojas de las plantas que sirven de pastura, donde son ingeridos por el pastoreo, infectando al ganado. En el organismo del animal se desarrollan a larvas 4 (L4) que pueden llegar a estar en estado latente en los tejidos del estómago para sobrevivir al frío o a la estación seca, hasta cuando las condiciones ambientales sean favorables (Lapage, 1968).

Los huevos y larvas infectantes no resisten la desecación ni bajas temperaturas, mientras que en regiones de veranos lluviosos o inviernos suaves, su presencia en el pasto tienden a incrementarse (Soulsby, 1987).

Lesiones.

Al ser hematófagos causan lesiones hemorrágicas en el cuajar, hay presencia de sangre en las heces a los 6-12 días de la infección, produciendo incluso cuadros anémicos, la migración de las larvas y su posterior fijación a la mucosa producen abomasitis, hay alteración en la digestión, absorción de proteínas, Ca y P. (Soulsby, 1987).

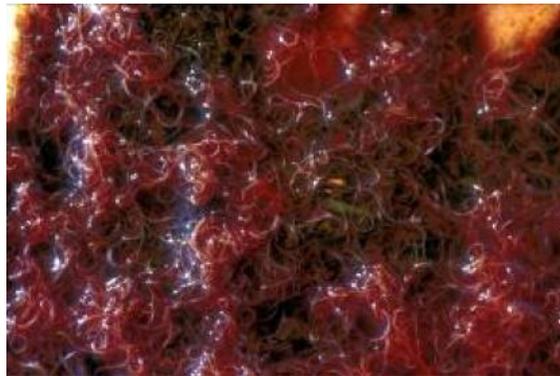


Figura 16: Parásitos adultos de *Hemonchus contortus* en el cuajo.

Fuente: (Romero & Sanabria, 2005).

Síntomas.

Hemoncosis hiperaguda: las heces son de color oscuro, los animales presentan anemia, gastritis hemorrágica intensa y muerte súbita por la pérdida aguda de sangre. *Hemoncosis aguda:* presente en animales jóvenes altamente infestados, los cuales manifiestan anemia, hipoproteinemia y edema, finalmente se produce la muerte. *Haemoncosis crónica:* animales débiles, agotados y con emaciación, hay anemia e hipoproteinemia graves (Soulsby, 1987).



Diagnóstico.

Mediante la observación de los signos clínicos y mediante la detección y recuento de huevos en las heces por método de flotación y sedimentación (Soulsby, 1987).

Prevención y control.

Esto se logra mediante el uso de antihelmínticos de amplio espectro como los benzimidazoles, levamisol, tetrahidropirimidinas que son eficaces contra adultos y larvas de *Haemonchus*, pero algunos de estos no son eficaces contra larvas inhibidas. Los endectocidas como abamectinas, doramectina, ivermectina, moxidectina, entre otros, son eficaces contra adultos y larvas inhibidas de *Haemonchus*. Es clave considerar las medidas adecuadas en el momento del manejo de las explotaciones ganaderas, es decir, se recomienda rotar los potreros, evitar el sobrepastoreo, garantizar la cantidad y calidad necesaria de alimento para los animales, mantener un adecuado estado sanitario de las instalaciones y agrupar a los animales por edades (Marín, 2013).

2.3.4. *Oesphagostomum spp.*

Oesphagostomum radiatum es un nématodo caracterizado por ser causante de diarreas, mala digestión y falta de desarrollo en bovinos, la transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por la ingestión de larvas. Las infestaciones ocurren con mayor frecuencia en climas templados y subtropicales con veranos húmedos; en los animales de mayor edad se produce una afección crónica que se observa



principalmente en los meses de invierno y que se debe a los vermes en un momento de disponibilidad limitada de alimentos y a la presencia de nódulos en la pared intestinal (Blood & Kenneth, 2002).

Localización.

Oesophagostomum radiatum se localizan en el colon de los bovinos, las larvas se encuentran en nódulos entre el estómago y el intestino grueso. Están a manera de estructuras quísticas sobre la capa muscular de la mucosa (Lapage, 1968).

Descripción.

Adultos.

Tiene una forma redonda, de color blanco, gruesos (0,5 a 2,5 cm de longitud), (Blood & Kenneth, 2002). El macho mide de 14 a 17 mm de longitud, y las hembras de 16 a 22 mm. Caracterizado por presentar un collar bucal redondeado, por una gran vesícula cefálica y por la carencia de corona radiada externa. La vagina es corta, y las espículas miden 0,7- 0,8 mm de longitud (Soulsby, 1987).

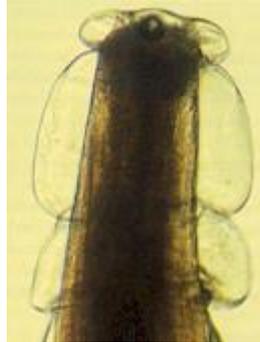


Figura 17: Parásito adulto de *Oesophagostomum*.

Fuente: (Alvarez & Duvan, 2013)

Huevo.

Cubiertos por una membrana exterior bastante delgada, con cara externa lisa, presentan en su centro 7 blastómeros; miden 70-76 por 36-40 μm y son de tipo strongiloide. Los huevos en sequias y temperaturas bajas o altas resultan ser sensibles, pudiendo resistir inviernos suaves, pueden sobrevivir hasta 2 o 3 meses en el pasto (Soulsby, 1987).

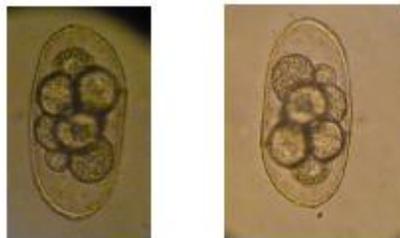


Figura 18: Huevo de *Oesophagostomum*.

Fuente: (Quizlet, 2016).



Figura 19: Huevo de *Oesophagostomum*.

Fuente: (Autora, 2016).

Ciclo biológico.

Directo, los huevos luego de ser depositados por las hembras salen con las heces, la primera larva eclosiona al primer día, cuando las condiciones climáticas son favorables en unos 5 a 7 días aparece la larva 3 infectivas que son ingeridas por el hospedador final a través del pasto y agua contaminados, la larva muda y penetra en la pared intestinal, formando nódulos en el intestino delgado y el intestino grueso, luego de una semana migran al colon donde completan el desarrollo a adultos y se reproducen. El periodo de prepatente es de 32 a 42 días (Quiroz, 2005).

Lesiones.

Las larvas ejercen una acción traumática e irritativa durante el proceso de entrada y salida, perforan la pared intestinal del bovino, produciendo nódulos del tamaño de un guisante, causantes de diarreas como consecuencia de la alteración fisiológica intestinal. Hay enteritis e infecciones bacterianas mortales (Blood & Kenneth, 2002).



Figura 20: Infección aguda por *Oesophagostomum radiatum* en ganados. Nódulos hemorrágicos en el intestino.

Fuente: (Johnstone, 2012).

Síntomas.

En animales adultos de mayor edad los nódulos causan anorexia, diarrea grave y persistente, afectan la motilidad intestinal, pérdida de peso y apetito, anemia, hipoproteinemia, edema del colon y del ciego, tenesmo, colitis y la muerte. Las infecciones crónicas producen anemia, debilidad, diarrea y edema. En terneros altamente parasitados causan anorexia, intensa diarrea oscura y pérdida de peso. Generalmente siempre actúa junto con otros parásitos gastrointestinales (Kaufmann, 1996).



Figura 21: Múltiples nódulos causados por *Oesophagostomum radiatum* en la mucosa intestinal.

Fuente: (Kaufmann, 1996).



Figura 22: Múltiples nódulos a lo largo de todo el intestino causado por *Oesophagostomum radiatum*.

Fuente: (Kaufmann, 1996).

Diagnóstico.

Mediante la necropsia se observan los nódulos en el intestino y mediante la identificación de larvas en cultivos de heces o mediante el recuento de huevos en las muestras de heces mediante las pruebas de laboratorio (Villar, 2007).

Prevención y control.

Es necesaria una buena rotación de praderas, un buen cálculo de animales por hectárea, un buen manejo del agua, condiciones ambientales y microambientales con la finalidad de reducir la contaminación de larvas en los pastos. El uso de antihelmínticos de amplio espectro, así como una adecuada nutrición animal, la misma que generará una mejor respuesta inmune ante una infestación parasitaria (Villar, 2006).



2.3.5. *Ostertagia spp.*

Este verme es de color pardo por ser hematófago; la especie más importante es la *Ostertagia ostertagi* que se caracteriza por su alta patogenicidad en casi cualquier edad de los bovinos. El clima favorable para su transmisión y supervivencia es la lluvia, es decir prefiere las regiones frías y del subtrópico (altiplanicies andinas clasificadas como bosque seco montano bajo) donde ocurre con mayor intensidad el fenómeno de hipobiosis (Campillo & Vázquez, 2002).

Durante el verano, se encuentra un alto número de larvas hipobióticas, las que debido al estrés alimenticio, se desarrollan al final de este periodo e inicio de la época de lluvias. Están presentes en todas partes donde existen bovinos en pastoreo (Corpoica, 1996).

Localización.

Nematodos localizados en el cuajar y producen lesiones en las glándulas tanto en estadios juveniles como adultos (Romero & Sanabria, 2005).

Descripción.

Adultos.

De color pardo, las hembras miden de 10 a 12 mm, poseen una vulva y son de mayor tamaño que los machos que miden de 7 a 9 mm. Tienen un esófago, una

bolsa copuladora y espículas en forma de gancho trifurcado (Campillo & Vázquez, 2002).



Figura 23: Parásito adulto de *Ostertagia ostertagi*.

Fuente: (Johnstone, 2000).

Huevo.

Los huevos tienen un tamaño de 45 a 85 micras, ligeramente asimétricos. Se desarrollan a partir de los 7-8°C de temperatura (Armijos, 2013).



Figura 24: Huevo de *Ostertagia ostertagi*

Fuente: (Vetbook, 2012)



Figura 25: Huevo de *Ostertagia ostertagi*.

Fuente: (Autora, 2016)

Ciclo biológico.

Presentan un ciclo de vida directo simple, los huevos depositados por la hembra en el cuajar y derramados con las heces, eclosionan a larvas de primera fase (L1), luego crecen y mudan a larvas de segunda fase (L2) y tercera fase o larvas infectantes (L3) respectivamente, éstas últimas no se pueden alimentar, ya que conservan la cutícula de la segunda etapa (L2) como una funda de protección, pero puede sobrevivir por largos períodos de tiempo dentro del estiércol y moverse a cierta distancia del mismo. Los animales se infestan tras la ingestión de pasto contaminado con la larva 3, las mismas que en la panza, pierden sus fundas protectoras, penetran en las glándulas de la pared del abomaso y finalmente mudan a larva 4 (Larsen et al., 2007).

Si el pasto fué ingerido durante la primavera y principios de verano las larvas 4 tienden a ser inhibidos en su desarrollo, pudiendo causar una grave enfermedad



de tipo 2 cuando se reanude el crecimiento y emerjan del abomaso a finales de verano y principios de otoño. Si las larvas L4 se desarrollaran directamente, gusanos adultos aparecen de 3-4 semanas después de la infección con larvas L3 (Larsen et al., 2007).

Hay dos tipos de ostertagiasis en bovinos: tipo I y tipo II. El tipo I también se denomina ostertagiasis estival, se presenta en animales jóvenes destetados o no destetados cuando son introducidos por primera vez en praderas altamente contaminadas con larvas infectantes. El tipo II, también llamado ostertagiasis invernal afecta sobre todo al ganado adulto, se origina por la reanudación del desarrollo de las larvas 4 inhibidas (hipobiosis) como respuestas a condiciones ambientales favorables para su supervivencia (Dildo, 2003).

Lesiones.

Causan abomasitis catarral, forman nódulos o tumefacciones de la mucosa abomasal, más numerosos en el extremo pilórico, dentro de estos nódulos las larvas se desarrollan hasta el estado adulto. Estos nemátodos forman un embudo como consecuencia de la elevación de la mucosa y el hundimiento central de la misma, hay necrosis del cuajar (Pestana, 1995).



Figura 26: *Ostertagia* causante de nódulos en el abomaso.

Fuente: (Vetbook, 2012)



Figura 27: *Ostertagiosis* en vaca adulta con inflamación de la mucosa abomasal y formación de nódulos.

Fuente: (Over the Counter, 2013).

Síntomas.

La ostertagiosis tipo I se da en terneros que habitan en climas templados, se caracteriza por una alta morbilidad y baja mortalidad, reduce la inmunidad celular. Hay edema, falta de apetito y profusa diarrea acuosa que suele tener un color verde brillante. La Ostertagiosis tipo II: la salida de larvas quiescentes de las glándulas gástricas en el ganado adulto, se caracteriza por edema



submandibular, diarrea crónica, emaciación, escasa morbilidad y alta mortalidad (Merial, 2001).

Diagnóstico.

Mediante una buena anamnesis y un buen examen clínico se puede orientar a la etiología o causa de la enfermedad, pero los exámenes de laboratorio en donde se visualizan los huevos de *Ostertagia ostertagi* y el recuento e identificación de nematodos adultos e hipobióticos, confirmarán el diagnóstico (Descarga et al., 2013).

Prevención y Control.

Se pueden utilizar antihelmínticos como ivermectinas, abamectinas, doramectinas, moxidectin, eprinomectina y bencimidazoles. Es conveniente rotar los pastos y no provocar un sobrepastoreo para cortar con el ciclo de vida de éste nemátodo (Descarga et al., 2013).

2.3.6. *Strongyloides papillosus*.

Parásito localizado en la mucosa del intestino de la mayoría de los rumiantes como vacunos, caprinos, conejo y otros; predomina en regiones de clima cálido y húmedo, considerándose uno de los gusanos gastrointestinales más dañinos de rumiantes en regiones con moderado y fresco clima (Quiroz, 2005).

Descripción.

Adultos.

Cubierto por una cutícula dura, con crestas longitudinales, presenta un sistema digestivo tubular con dos aberturas, uno anterior o boca y uno posterior o ano, tiene sistema nervioso pero no circulatorio. Las hembras presentan vulva que contiene el útero con ovarios grandes, mientras que los machos para sujetar a la hembra durante la copula utiliza unas finas espículas. Las hembras son partenogénéticas, es decir producen huevos que se desarrollan sin necesidad de ser fecundados por un macho (Khumpool, 2012).

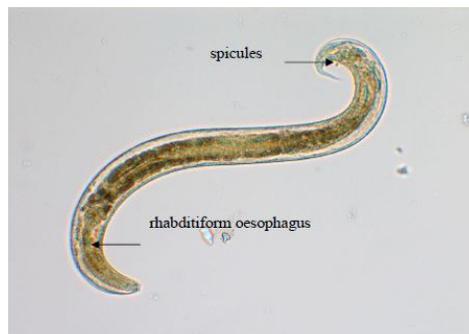


Figura 28: Parásito adulto de *Strongyloides papillosus*.

Fuente: (Khumpool, 2012)

Huevos.

Son de forma elipsoidal, están cubiertos por una capa delgada, miden de 40 a 60 por 20 a 26 micras y contienen 16 a 32 células blastómeros (Quiroz, 2005).



Figura 29: Huevo de *Strongyloides papillosus*.

Fuente: (Khumpool, 2012).

Ciclo biológico.

Tienen un ciclo de vida directo especial, en el intestino del hospedador, las hembras partenogenéticas producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces, una vez expulsados al exterior en uno o dos días se desarrollan a larvas infectivas del estadio 3, las mismas que pueden sobrevivir en el estiércol y pasto hasta 14 meses, pueden moverse hasta una distancia de 50 cm fuera del estiércol y soportar inviernos en las regiones frías (Viney & Lok, 2007).

Los animales se contaminan a través de la piel o con la ingesta de hierba o agua contaminada, una vez dentro del animal llegan a los pulmones a través de los vasos sanguíneos, donde atraviesan los alveolos y llegan a la boca mediante el estímulo de tos, aquí son tragados y alcanzan el intestino, perforan la pared y forman nódulos. En el lumen luego de dos semanas se desarrollan a adultos y se repite el ciclo. Su período prepatente es de 2 a 4 semanas (sin latencia), esto dependerá de la especie y el huésped. Las larvas infectivas pueden llegar a través



del flujo sanguíneo hasta la ubre y placenta, infectando a la cría lactante o al embrión respectivamente (Viney & Lok, 2007).

Lesiones y síntomas.

Mayor perjuicio en animales jóvenes 1 a 6 meses, hay daño pulmonar acompañado de tos, disnea, fiebre y neumonía e infecciones por la presencia de bacterias oportunistas; el yeyuno y duodeno se encuentran inflamados, con desprendimiento de la mucosa, hemorragias petequiales; el hígado está edematizado, hay enteritis, diarrea, pérdida de apetito, y peso, dermatitis en las extremidades, debilidad y anemia (Leal & Amieva, 2013).

Diagnóstico.

Mediante la identificación de huevos de éstos parásitos ya embrionados, en caso de que las heces no sean frescas se pueden identificar larvas de unas 600 micras de longitud (Junquera, 2016).

Prevención y Control.

Mediante el uso de benzimidazoles que son eficaces contra larvas y adultos; el levamisol y el pirantel actúan contra adultos; los endectocidas son excelentes contra adultos, larvas migratorias e inhibidas. Se debe emplear un buen manejo de la explotación, mantener las instalaciones secas y limpias, evitar la excesiva humedad de los pastos y rotar las pasturas (Junquera, 2016).

2.3.7. *Toxocara vitulorum*.

Este áscaris parasitario es una lombriz de gran tamaño, encontrándose principalmente en los terneros de corta edad, en mayor porcentaje en climas tropicales y subtropicales de todo el mundo, puede ser transmitido por la leche de los bovinos a sus crías los primeros 30 días de vida (Murray & Shelagh, 2012).

Descripción.

Adultos.

Gusanos intestinales más grandes del ganado bovino, presentes en el intestino delgado de los bovinos, su cutícula es fina de aspecto blando y cremoso, las hembras son de mayor tamaño que los machos con una longitud de 30cm por 6mm en relación a 25 cm por 5 mm de los machos (Iowa, States University, 2005).

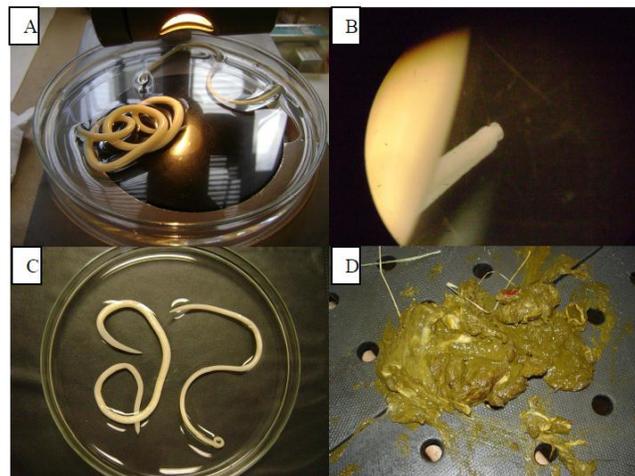


Figura 30: Adulto de *Toxocara vitulorum*.

Fuente: (Pizauro & Silva, 2015).

Huevos.

Miden unas 70 x 80 micras, están cubiertos por una cubierta fina, los huevos luego de 7 a 12 días se desarrollan al estadio infeccioso, la temperatura ideal es de 28-30 °C mientras que a temperaturas por debajo de los 12°C no se desarrollan (Murray & Shelagh, 2012).



Figura 31: Huevo de *Toxocara vitulorum*.

Fuente: (Murray & Shelagh, 2012).

Ciclo biológico.

Los terneros se infectan al ingerir leche contaminada con larvas en tercera etapa de una hembra parasitada, estas larvas en el intestino se convierten en adultos en 3-4 semanas, luego comienzan a depositar huevos que son eliminados con las heces, estos no eclosionan en el medio ambiente, pero las larvas infectantes se desarrollan en la tercera etapa. Los huevos infecciosos liberan las larvas que penetran en la pared intestinal, y se convierten en hipobióticas en los músculos. La larva visceral en el ganado adulto es generalmente asintomática (Davila & Irsik, 2010).



Síntomas.

Los animales tienen un aliento olor a orina y la carne a ácido butírico, hay diarrea pastosa, esteatorrea, tos, neumonías, cólicos, mal desempeño, mala conversión alimenticia, pérdida de peso severa, anorexia, anemia, obstrucción intestinal y biliar, peritonitis, toxemia, y la muerte (Silva & Santana, 2015).

Lesiones.

Las larvas de éste parásito durante su migración lesionan la mucosa del intestino, producen enteritis, hepatitis como consecuencia de la lesión al parénquima hepático, neumonías (Armijos, 2013).

Diagnóstico, Prevención y Control.

El diagnóstico clínico no es muy eficiente y la sospecha debe ser confirmada por el laboratorio de diagnóstico veterinario, mediante la muestra de materia fecal de los animales sospechosos. La prevención es difícil, se puede lograr desparasitando las madres gestantes, pero principalmente desparasitando a los terneros a las dos o tres semanas de edad, como desparasitante opcional de puede utilizar la piperazina. Es necesario rotar los potreros y mantener las instalaciones limpias y secas (Mateus, 1983).



2.3.8 *Trichostrongylus axei*.

Son parásitos que afectan a los bovinos, ovinos, caprinos y otros rumiantes, la transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por vía oral. Incluye especies parasitas del cuajar e intestino delgado. Clínicamente se caracteriza por ocasionar gastritis, enteritis catarral y baja producción (Campillo & Vázquez, 2002).

Descripción.

Adultos.

Son vermes pequeños, los machos miden 2,3 a 6mm y las hembras 3,2 a 8mm de largo, muy finos de color pardo rojizo. Tienen una delgada porción cefálica, sin capsula bucal ni papilas. Las hembras tienen la vulva localizada a corta distancia de la línea media del cuerpo y tiene labios prominentes. Los machos tienen las espículas cortas, robustas y retorcidas (Campillo & Vázquez, 2002).

Huevo.

Son de forma ovalada, cubiertos por un cascaron delgado, se segmentan al ser puestos presentando 8 a 32 blastómeros, tienen un gubernáculo en forma de canoa (Campillo & Vázquez, 2002).

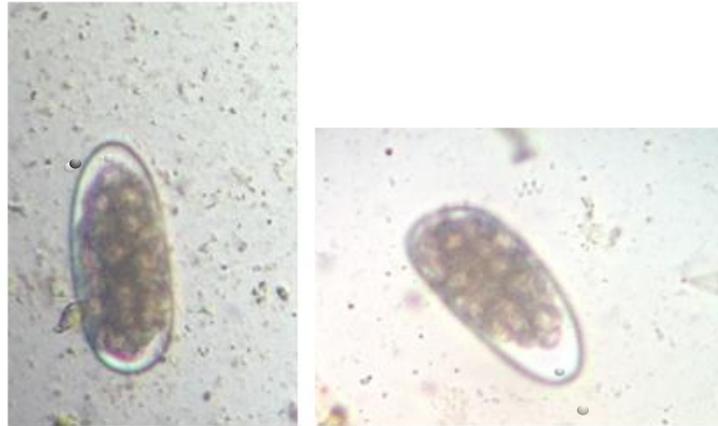


Figura 32: Huevo de *Trichostrongylus axei*.

Fuente: (Autora, 2016).

Ciclo Biológico.

Su ciclo es directo, los huevos son eliminados con las heces y en condiciones ambientales favorables eclosionan a larva 1, luego de 5 días se forma la larva infectiva o L3, pudiendo sobrevivir en el pasto hasta 6 meses. Los animales se infestan de L3 luego de ingerir el pasto contaminado de la misma, llegan al abomaso y se aloja en la mucosa para completar su desarrollo a adultos (L4) y volver a depositar huevos que nuevamente serán eliminados al exterior del animal a través de las heces, repitiéndose el ciclo. El periodo prepatente es de 3 semanas (Rojas, 2011).

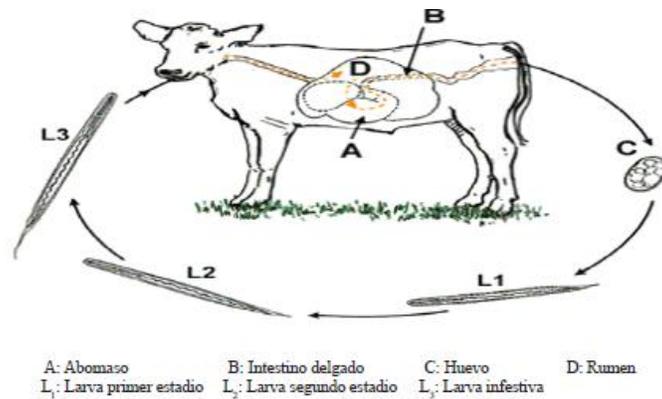


Figura 33: Ciclo biológico de *Trichostrongylus axei*.

Fuente: (Soca et.al, 2005).

Lesiones y Síntomas.

Dañan la mucosa intestinal o estomacal provocando una enteritis o gastritis, diarrea, estreñimiento, debilitación general, pérdida de apetito y peso que pueden ser agudos si la infección es masiva, baja producción, anemia, puede provocar la muerte a animales jóvenes (Armijos, 2013).

Diagnóstico.

A través de los signos clínicos es muy difícil reconocer la parasitosis por este agente patógeno, el diagnóstico diferencial de las larvas L3 es posible, así como la detección de huevos presentes en los exámenes coproparasitarios que confirmaran el diagnóstico (Armijos, 2013).

Prevención y Control.



Utilizando antihelmínticos como benzimidazoles, el levamisol y las tetrahidropirimidinas que son efectivos contra parásitos adultos; los endectocidas como abamectinas, doramectinas, ivermectinas, moxidectinas, etc., tienen efecto contra adultos y larvas. Todo esto conjuntamente con un buen manejo de pastos y una adecuada limpieza de las instalaciones permitirán controlar a estos agentes patógenos (Rojas, 2011).

2.4. PLATYHELMINTHOS.

Los platelmintos o gusanos planos viven en el agua salada o dulce y en hábitats terrestres húmedas; son acelomados, es decir, carecen de cavidad corporal, son aplanados dorso ventralmente, con simetría bilateral y mayormente hermafroditas. Tiene representantes de vida libre y parásita. Los órganos están incluidos en un tejido denominado parénquima y los otros excretorios son células flamígeras, carecen propiamente de cabeza, aunque presentan diversas estructuras de fijación con ventosas y ganchos (Campell & Reece, 2007).

Clasificación.

Phylum: Platyhelminthes

Clase Turbellaria: vida libre

Clase Monogenea: parásitos de peces

Clase Tremátoda, subclase Digenea, Familia Fascididae

Clase Cestoda, Orden Taeniidea, Familia Taeniidae (Campell & Reece, 2007).



2.4.1 *Moniezia expansa*.

Son tenias comunes de los rumiantes que pueden infestar animales de cualquier edad, no producen efectos nocivos en los adultos, pero en infestaciones masivas producen enfermedades clínicas en los animales jóvenes. Se encuentra localizado en el intestino delgado de los bovinos en todo el mundo (García, 2011).

Descripción.

Adultos.

Llega a medir 600 cm de longitud y 1,6 cm de anchura, son planas con múltiples segmentos de proglótides, que se utilizan para la producción de gametos para la reproducción. Los cuerpos de los adultos carecen de tractos digestivos y se cubren en micro vellosidades para aumentar la superficie para la absorción de nutrientes. Presenta un escólex sin rostelo y los anillos grávidos son más anchos que largos, tienen un doble juego de órganos genitales por anillo que desembocan en un poro genital a cada lado del mismo (Valcárcel, 2010).

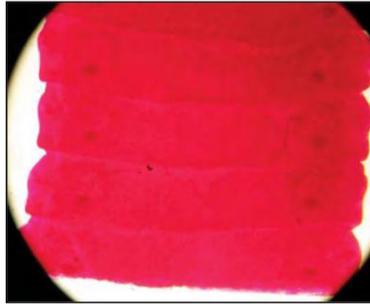


Figura 34: Anillos de *Moniezia expansa*.

Fuente: (Valcárcel, 2010).

Huevos.

Tiene una forma muy característica, son triangulares, cubiertos por una capsula gruesa, miden de 50 a 60 micras, presenta una oncósfera en su interior que está rodeada por el aparato piriforme. Cuando los huevos están mucho tiempo en solución salina pueden hincharse (Valcárcel, 2010).



Figura 35: Huevo de *Moniezia expansa*.

Fuente: (Valcárcel, 2010).

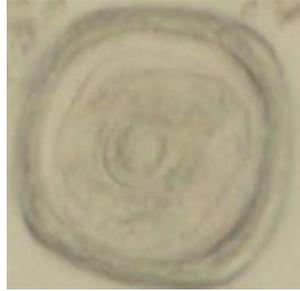


Figura 36: Huevo hinchado por permanecer mucho tiempo en solución salina.

Fuente: (Valcárcel, 2010).

Ciclo Biológico.

Fase Endógena.

Los huéspedes definitivos quedan infestados tras la ingestión de pasto contaminado con ácaros oribátidos que están infectados con éste céstodo; en el tracto digestivo estos ácaros son digeridos y una vez libres evaginan, pierden la cola y se adhieren a la mucosa del intestino delgado para desarrollar su estróbilo. Después de 5 a 6 semanas aparecen los primeros proglótidos grávidos; la longevidad del céstodo es de 60 y 180 días. Los últimos segmentos maduros de los adultos o proglótidos se eliminan con las heces y se desintegran en el exterior, liberando huevos con un embrión hexacanto en su interior (García, 2011).

Fase Exógena.

Los huevos son ingeridos por los ácaros de la familia Oribatidae, género Galumna, Oribatula, Peloribates, que se encuentran en lugares húmedos como el pasto, bajo

las piedras; se libera el embrión y se ubica en sus cavidades, adonde se desarrolla a cisticercoide (Quiroz, 2005).

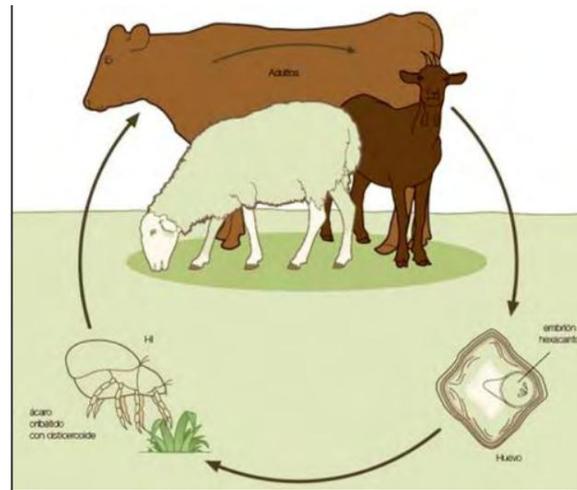


Figura 37: Ciclo Biológico de *Moniezia Expansa*.

Fuente: (García, 2011).

Lesiones y Síntomas.

Ejerce una acción mecánica que inflama el intestino, una acción irritativa causando enteritis y una acción toxica debida a la presencia y acción de productos metabólicos del parásito. La mayor parte de las infestaciones no causan signos clínicos, pero en casos graves hay trastornos digestivos como estreñimientos, diarrea; anemia, crecimiento retardado, lana con mal aspecto, palidez, constipación e incluso coproestasis. La caquexia se presenta en animales jóvenes, causando la muerte con presencia de edemas en las partes bajas (Quiroz, 2005).



Diagnóstico.

Un diagnóstico antemortem mediante la observación e identificación de cadenas de proglotidos en la superficie del bolo fecal (Quiroz, 2005). Los exámenes coproparasitarios permiten ver la presencia de segmentos maduros en las heces a manera de granos de arroz cocinados y utilizando la prueba de flotación confirmará la existencia de *Moniezia*. La necropsia nos permitirá identificar y cuantificar el parasitismo gastrointestinal (García, 2011).

Prevención y Control.

El nivel de ácaros se controla realizando labranzas y resiembras de pastos, o mediante el uso de pastos que no hayan sido pastados por mucho tiempo, antes de introducir a animales a un nuevo pasto, hay que verificar la parasitosis de los mismo, en caso de estar parasitados hay que tratarlos en una zona determinada para no contaminar nuevos pastos. Se debe impedir la exposición excesiva de los huéspedes susceptibles, reducir la contaminación y humedad de los pastos, fomentar la resistencia o inmunidad animal. Mediante el uso de antihelmínticos como albendazoles, febendazol, prazicuantel, etc. (García, 2011).



2.4.2. *Paramphistomum cervi*.

Organismos con ciclo de vida indirecta, en el que interviene el caracol como hospedador intermediario y un rumiante como definitivo; están distribuidos en todo el mundo, especialmente en zonas tropicales y subtropicales; presentes en tierras bajas y fácilmente inundables, en lugares donde el pasto está cerca de lagos o pantanos; los caracoles se reproducen durante los meses cálidos y lluviosos, volviéndose vulnerables a la infección con miracidio de *paramphistomum*, las formas adultas de este parásito se localizan en el rumen e intestino delgado (Piña, 2013).

Descripción.

Adultos.

Tienen forma cónica o cilíndrica, semejante a una pera, son gruesos con 2 a 5 mm de espesor y 1 cm de largo, de color rosa cuando están vivos, es una duela de la panza de los rumiantes, presentan una ventosa ventral o acetábulo y papilas tegumentales en su cuerpo, la ventosa anterior tiene 2 bolsas, la cutícula sin espinas y los testículos anteriores a los pequeños ovarios (Pinedo, 2011).



Figura 38: Parásito adulto de *Paraphistomum*.

Fuente: (Cruz, 2010).

Huevo.

Presentan un opérculo distintivo, la cubierta es incolora y delga, las células embrionarias se encuentran completamente delimitadas; en el polo posterior se observa una protuberancia (Cruz, 2010).



Figura 39: Huevo de *Paraphistomum*.

Fuente: (Cruz, 2010).



Figura 40: Huevo de *Paraphistomum*

Fuente: (Autora, 2016).

Ciclo Biológico.

Los huevos son expulsados junto con las heces hacia el exterior, en ambientes húmedos desarrollan a miracidio luego de 14 a 16 días, se desplaza en el agua hasta encontrar el caracol acuático pulmonado, en donde se transforma en esporocisto o redia y se ubica en el hepatopáncreas del molusco. Las redias producen cercarias y salen del caracol 43 a 46 días después de la exposición al miracidio y, cuando lo hacen, nadan hacia la superficie del agua, se adhieren a las hojas, tallos y raíces de plantas, se cubre de capas hasta transformarse en un quiste denominado metacercaria, ésta es la forma infectante para los mamíferos, que se caracteriza por su resistencia a las condiciones ambientales, los rumiantes se infectan al ingerir plantas contaminadas con metacercarias, se localizan en el duodeno e íleon hasta alcanzar su madurez sexual, luego migran al rumen y depositan huevos (Lopez & Romero, 2008).

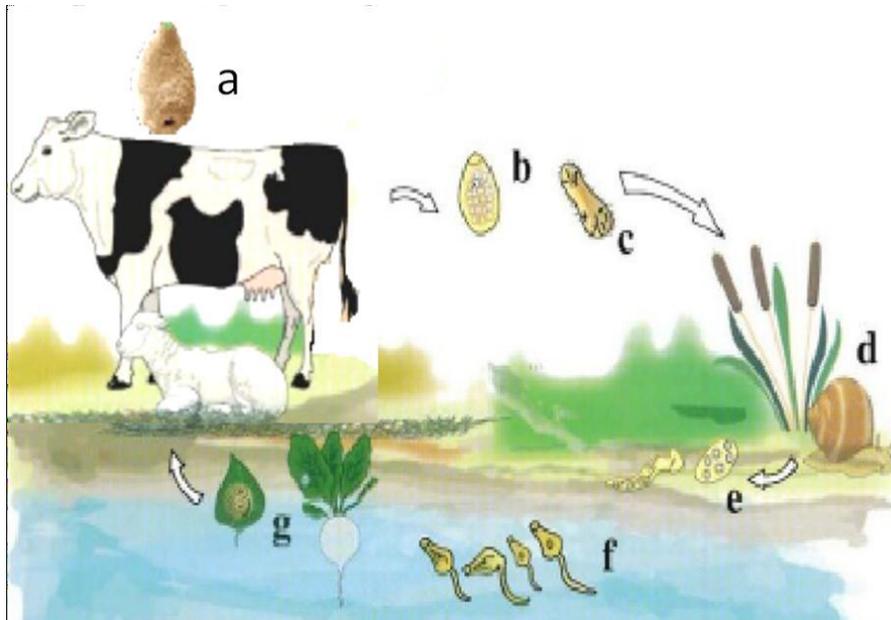


Figura 41: Ciclo biológico de *Paramphistomum*.

Fuente: (Velástegui & Guerra, 2012).

Formas de Presentación y lesiones.

La enfermedad produce dos formas de infección, una intestinal producida por parásitos inmaduros migratorios y la otra ruminal producida por parásitos adultos. En la forma intestinal los parásitos ejercen una acción traumática e irritativa al perforar la mucosa del duodeno durante su migración y van destruyendo el tejido, también ejercen una actividad mecánica obstruyendo las glándulas del estómago en la submucosa, así como una acción expoliatriz ya que se alimenta de líquidos y células intestinales. La forma ruminal es causada cuando el adulto se fija en la mucosa por medio de su ventosa ventral provocando una acción irritativa donde la mucosa se inflama, disminuyendo las funciones de las células epiteliales. Como

resultado de su acción traumática y mecánica producen enteritis, las papilas ruminales están anémicas, pálidas, hay necrosis (Piña, 2013).



Figura 42: *Paramphistomosis* intestinal, se observa el duodeno inflamado.

Fuente: (Piña, 2013).



Figura 43: *Paramphistomum* adultos en el rumen.

Fuente: (Piña, 2013).

Síntomas y Diagnóstico.

En animales jóvenes hay gastroenteritis grave con diarrea fétida persistente; los animales presentan debilidad, depresión, deshidratación, anorexia, edema submandibular, pérdida de apetito, mala digestión de los alimentos que retardan el crecimiento y producen desnutrición. El diagnóstico se realiza mediante un buen estudio de los antecedentes epidemiológicos y signos clínicos del animal, así como, el hallazgo de caracoles en los potreros, pero la confirmación se logra mediante exámenes coprológicos, utilizando el método de sedimentación para



observar los huevos de este parásito. Hay que diferenciar los huevos de *Faciola hepática* con los de *Paraphistomum*. Durante la necropsia podemos encontrar miles de parásitos color carne fijados en la mucosa del cuajar y duodeno (Armijos , 2013).

Control y Prevención.

Es necesario reducir la población de caracoles, evitar que los animales ingresen a potreros donde los pastos están infectados, se debe drenar y cercar zonas húmedas. El uso de molusquicidas no es posible debido al impacto ambiental que estos pueden producir. Se deben rotar los pastos, dejando un tiempo de reposo de 2 a 3 meses después de que el agua de una inundación se haya secado. Se debe retirar al ganado antes de que los caracoles empiecen a eliminar gran cantidad de cercarias (1-2 meses desde la infestación del caracol) (Piña, 2013).

Es conveniente realizar tratamientos unas cuatro semanas después de iniciado el periodo húmedo, un segundo tratamiento al iniciar el periodo seco, cuando las metacercarias todavía sobreviven en la hierba; se puede administrar Niclosamida en dosis de 50-100mg/kg pv., eficaz solo contra vermes inmaduros; Resorantel en dosis de 65mg/kg pv., y Botionol en dosis de 25-100mg/kg pv., son ideales para tratar formas inmaduras y maduras; entre otros fármacos (Velástegui & Guerra, 2012).



2.5. PROTOZOARIOS.

Su nombre proviene del Griego proto: primero y zoo: animal; son organismos eucariotos, unicelulares, que varían en forma y tamaño; heterótrofos, su respiración es aerobio y presentan una vacuola fecal como medio de excreción; la mayoría son cosmopolitas debido a su tamaño pequeño y a la producción de quistes que les permiten resistir a las condiciones medio ambientales y otros son de distribución limitada. Tienen flagelos, pseudópodos, cilios que les permite movilizarse; algunas especies tienen cápsulas protectoras o testas. Son holozoicos (se alimentan de otros organismos), saprófitos (se alimentan de sustancias disueltas en el medio), saprozoicos (se alimentas de restos de animales muertos) y/ o autótrofos. Existen protozoos con reproducción sexual y otros asexuales. Ubicados en habitads húmedos y en el agua dulce como estanques, lagos, ríos, suelos húmedos, vegetación flotante, arroyos, etc. (Olivas, 2004).

Tabla 1: Clasificación taxonómica de los Apicomplexa (Campillo & Vázquez, 2002).

Género	Clase	Subclase	Suborden	Familia:	Especie
phylum Ampicomplexa.	Sporozoa.	Coccidia.	<i>eimeriina.</i>	<i>eimeriidae.</i>	<i>E. bovis</i>
Metamonada	Zoosmastigophorea.		<i>Diplomonadida</i>	<i>Hexamitidae</i>	<i>G.intestinalis</i>



2.5.1. Eimeria bovis.

Parásitos intracelulares de las células epiteliales del intestino delgado, ciego, colon e incluso el hígado, tiene ciclo biológico directo, producen un menor rendimiento en reproducción y producción láctea en vacas adultas; presentes en todo el mundo en zonas tropicales, subtropicales y templadas, a principios de invierno; aparecen en áreas con una alta densidad de animales como cebaderos y pastizales pequeños, están en depósitos de agua, montones de heno o piedras de sal. Se presentan principalmente en animales jóvenes entre las 3 y 6 semanas de edad, mientras que los animales adultos, se comportan como portadores asintomáticos. (Quiroz, 2005).

Descripción.

Los ooquistes tienen una forma ovoide, miden de 23 a 34 micras por 17 a 23 micras, presentan dos capas en su pared, la externa sin color y la interna de color café amarillento, el micrópilo es manifiesto. Los esporoquistes tienen cuerpo de Stiedae y residuo de esporoquiste (Quiroz, 2005).



Figura 44: Huevo de *Eimeria bovis*.

Fuente: (Autora, 2016).



Figura 45: Huevo de *Eimeria bovis*.

Fuente: (Autora, 2016).

Ciclo biológico.

El ciclo biológico de las coccidiosis en rumiantes se desarrolla en dos etapas: Etapa *Asexual*, que comprende las fases de esquizogonia y de esporogonia. La primera se desarrolla fuera del organismo hospedador y la segunda dentro del mismo. Etapa *Sexual*, que comprende la fase de gametogonia y se desarrolla también dentro del hospedador (Rivadeneira, 2012).

El animal queda infestado luego de ingerir agua, pasto o alimento contaminado con ooquistes esporulados, los esporozoítos son liberados e invaden las células endoteliales de los vasos quilíferos de la segunda mitad del intestino delgado, los esquizogontes de la primera generación se encuentran cinco días después de la infección, crecen y maduran entre los 14 y 18 días, contienen alrededor de 120000 merozoitos. La segunda generación de esquizontes ocurre en las células epiteliales del ciego y colon, dan lugar a 30 a 36 merozoitos. La reproducción sexual inicia y ocurre en el ciego y colon, en infecciones severas se encuentran también en la última porción del intestino delgado. Los primeros estadios sexuales aparecen 17 días después de la inoculación, el período prepatente es de 15 a 20 días y el periodo patente es de 5 a 7 días (Quiroz, 2005).

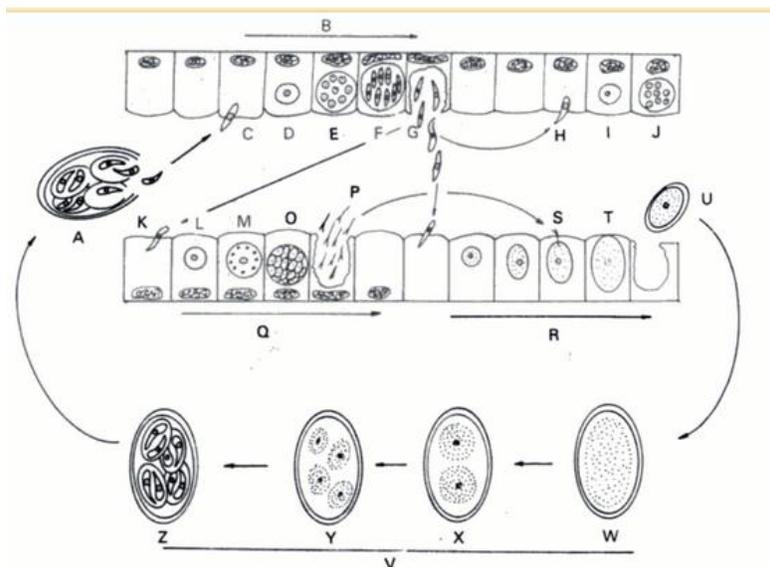


Figura 46: Ciclo biológico de *Eimeria*.

Fuente: (Quiroz, 2005).



Lesiones y síntomas.

Hay palidez tisular generalizada, destrucción de células epiteliales, el intestino grueso se encuentra edematoso, congestionado, agrandado; los ganglios linfáticos mesentéricos regionales se encuentran hipertrofiados y edematosos; la mucosa esta congestionada. Los síntomas aparecen a partir del 18 día, hay anorexia, pérdida de peso, diarrea con moco y sangre, hay tenesmo, dolor abdominal, emaciación, deshidratación, debilidad e incluso la muerte (Jimenez, 2013).

Diagnóstico.

Esta enfermedad puede ser diagnosticada con una buena historia clínica, por las lesiones y síntomas, por el examen microscópico cuantitativo y cualitativo de los ooquistes en heces y por el hematocrito (Quiroz, 2005).

Prevención y Control.

Evitar la sobrepoblación bovina, rotar los pastos, mejorar las condiciones de sanidad, drenando las zonas con agua estancada, mantener los establos secos y limpios, es importante el uso de coccidiostáticos (Rivadeneira, 2012).

2.5.2. Giardia intestinalis.

También conocida con el nombre de Giardia duodenalis o Giardia lamblia, protozoo flagelado causal de la giardiasis, se encuentra en el intestino delgado proximal, se transmite en grandes cantidades a través de las heces; se encuentra



en todo el mundo, especialmente en climas cálidos. El parásito está protegido por una envoltura exterior que le permite sobrevivir fuera del cuerpo y en el medio ambiente durante largos periodos de tiempo; son de gran interés para el ganado bovino por su poder patógeno y potencial zoonótico, mostrando variaciones en las tasas de prevalencia que dependerán de los diferentes tipos de manejo, clima, diseño de estudio, edad de los animales, entre otros factores (Díaz, 2009).

Descripción.

Presenta dos estadios o formas: trofozoito y quiste. El primero es la forma móvil, miden 10-12 micras de longitud, son piriformes, con superficie dorsal convexa y ventral cóncava. El trofozoito se fija a la mucosa intestinal del bovino, donde se alimenta, desarrolla y multiplica. El segundo es la forma inactiva, resistente y es el responsable de la transmisión, son ovaes, miden 11-14 micras de longitud y contienen 4 núcleos. Su resistencia se debe a la pared quística de 0,3 a 0,5 micras de grosor que los recubre, la misma que está formada por dos capas, una filamentosa externa y una membranosa interna; sin embargo el quiste no sobrevive por largos periodos fuera del huésped en climas cálidos y secos, pero si en climas fríos y húmedos (Uribarren, 2016).

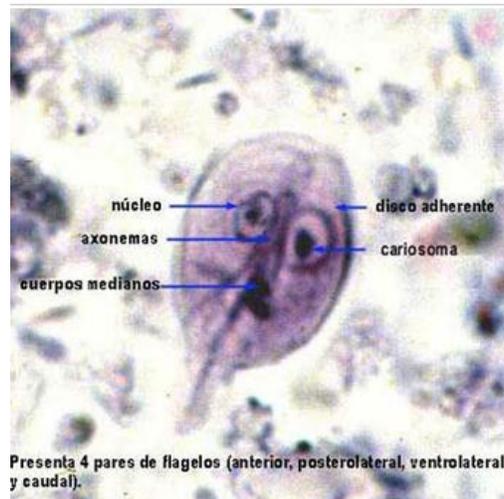


Figura 47: Trofozoito de *Giardia*.

Fuente: (Uribarren, 2016).



Figura 48: Quiste de *Giardia*.

Fuente: (Uribarren, 2016).

Ciclo Biológico.

Los quistes son eliminados al exterior con las heces fecales y transmitidas a otros bovinos directamente por vía fecal-oral o a través de agua, pasto o alimento contaminados, alrededor de 10 a 100 quistes son suficientes para infestar a nuevos hospedadores y al ser ingeridos por un animal susceptible, el quiste pasa

por la parte alta del tubo digestivo, en el estómago debido a la acción del ácido gástrico y de las enzimas digestivas el quiste se reblandece y en el duodeno se libera los trofozoítos tetranucleados, estos se dividen en dos trofozoítos binucleados, los trofozoítos se multiplican por fisión binaria longitudinal y permanecen en el lumen de manera libre o unidos a la mucosa; la enquistación ocurre mientras el parasito es arrastrado por el tránsito intestinal hacia el colon y finalmente salen con las heces; cuando salen trofozoítos no es más que el resultado de un tránsito intestinal acelerado y estos se desintegran porque no tiene las condiciones para resistir en el medio ambiente (Gállego, 2007).

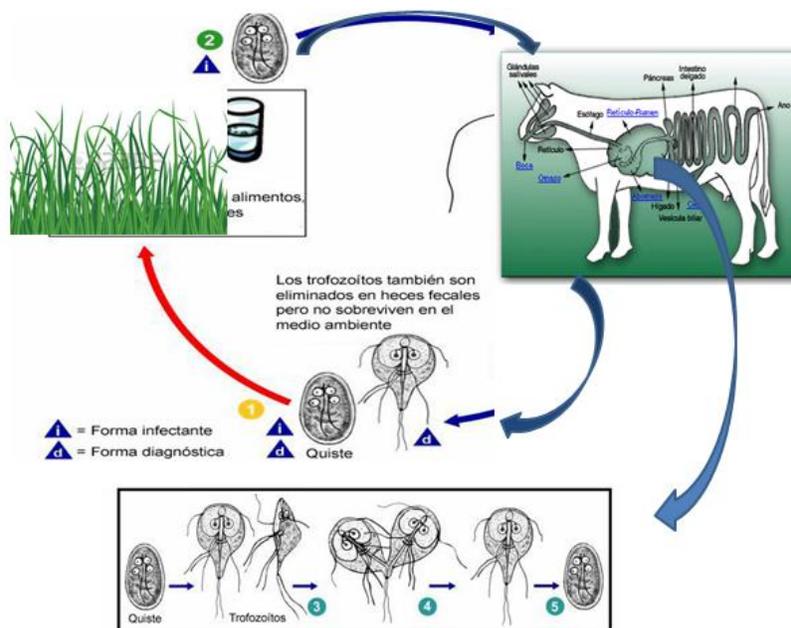


Figura 49: Ciclo de vida de *Giardia intestinalis*.

Fuente: (Uribarren, 2016).



Síntomas y Diagnóstico.

Generalmente es asintomática, es la causante de diarrea en animales más jóvenes, en los bovinos parasitados presentan síndrome de mala digestión y absorción, heces blandas, pelaje hirsuto, gases intestinales, pérdida de peso o incapacidad para subir de peso; las heces son de color claro, con mucosidad (babaza clara) y pueden contener materia grasa no digerida (manchas grasosas blanquecinas), hay deshidratación, apatía, anorexia, distensión y dolor abdominal, lo cual conduce a un retraso en el crecimiento e incluso la muerte. El diagnóstico se obtiene mediante exámenes coprológicos mediante la técnica de flotación y sedimentación para observar quistes; también se puede hacer un estudio de contenido duodenal y observar los trofozoítos (Díaz, 2009).

Prevención y control.

Un buen manejo de las heces para evitar contaminación es la mejor manera de prevenir esta enfermedad, mejorar las condiciones sanitarias de los establos y utilizar fármacos como dimetridazol 50mg/kg pv., metronidazol, albendazol, tinidazol, nitazoxanida, furazolina, secnidazol, entre otros (Uribarren, 2016).



2.6. FACTORES QUE CONDICIONAN LA GRAVEDAD DE UNA PARASITOSIS GASTROINTESTINAL.

El impacto y efecto que los parásitos ocasionan en el ganado depende de la susceptibilidad que estos tienen a estos agentes patógenos, la cual está relacionada con diversos factores complejos como:

2.6.1. Factores ambientales.

2.6.1.1. Piso altitudinal o clima.

Se reconoce dos tipos de ambiente, el huésped como su ambiente inmediato constituye su microclima y el ambiente externo del huésped como macro ambiente. Se sabe que el calor y la humedad ayudan al parásito a desarrollarse, pero una limitante frecuente es la combinación del calor junto con la sequía (Quiroz, 2005).

Humedad.

Humedades mayores al 80% y temperaturas entre 25 - 27°C facilitan que se desarrollen las larvas por un periodo de 7 a 10 días y permanezcan en suelos húmedos por largos períodos. La humedad favorece la diseminación del estiércol, el desplazamiento de las larvas que eclosionan de los huevos presentes en el mismo y la ascensión de las larvas al pasto. Durante temporadas de sequía las larvas se refugian en lugares húmedos o fuentes de agua, pues la desecación los



inhibe y afecta su supervivencia. El pisoteo que realizan los animales de las heces mezcladas con el agua de los suelos húmedos contaminados con larvas también favorece la diseminación (Paredes, 2014).

Los huevos de los distintos géneros como los *Trichostrongylus* spp., son muy resistentes a temperaturas frías extremas y a la desecación pero son incapaces de sobrevivir a temperaturas altas y bajas de humedad (Armijos, 2013).

Temperatura.

Las temperaturas por debajo de los 9°C., retrasan el desarrollo y a medida que aumenta la temperatura lo hace también la velocidad de desarrollo de las larvas hasta alcanzar la temperatura óptima de 26 a 27°C en la mayoría de las especies y por encima de ésta la mortalidad es más elevada (Armijos, 2013).

Luz.

Una buena intensidad de luz y humedad favorece a la migración de la larva 3 hacia el pasto, el mayor número de larvas se encuentra en las primeras horas de la mañana y final de la tarde cuando estos elementos son favorables (Armijos, 2013).

Viento y lluvia.

Favorecen la desintegración fecal permitiendo la traslación de las larvas a la hierba (Armijos, 2013).



2.6.1.2. El manejo.

Practicas Zootécnicas.

Hay sistemas de manejo que de acuerdo con la forma de alimentación del ganado, favorecen la infección parasitaria, como por ejemplo los bovinos con un sistema de manejo con cerca eléctrica y pastoreo permanente, tienen más probabilidades de infestarse que cuando están estabulados. Hay huéspedes que habitualmente practican la coprofagia, situación que favorecen la infección o infestación (Quiroz, 2005).

En los sistemas intensivos donde se dan hacinamiento por una sobrepoblación o elevada carga animal son mayores las posibilidades de parasitismos, mientras que en los sistemas extensivos los niveles de contaminación parasitaria es baja, esto se debe a que hay mayor espacio y mayor disponibilidad de pasto (Rodriguez & Juela, 2016).

Disponibilidad Forrajera.

A mayor sobrepastoreo mayor cantidad de larvas que ingresan al organismo animal. Cuando la disposición de pasto no es suficiente o comienza a escasear, los bovinos comen pastos que han desarrollado en las heces donde se encuentran los parásitos, o cuando los animales comen más a fondo las pasturas,



aumentan el porcentaje de infestación. Todo esto permite establecer que la pastura constituye un eslabón fundamental en la cadena epidemiológica de la enfermedad (Quiroz, 2005).

Dispersión de heces.

La dispersión de heces contaminadas con huevos de parásitos, que luego se convertirán en larvas que migrarán hacia los pastos favorecerán con la contaminación de los pastos sanos (Cuenca, 2010).

Época de parición.

La mejor disponibilidad de pasto durante esta época coincide con las mejores condiciones climáticas para los parásitos, contribuyendo a que los animales ingieran pastos cargados de larvas infectivas (Vélez, 2013).

Destete.

Los animales destetados reemplazan la leche con alto valor nutritivo por el pasto de menor valor nutritivo, además su sistema inmunológico no está lo suficientemente preparado, lo cual conlleva a que los animales se estresen e inmuno depriman y al alimentarse de pastos con parásitos, se produce un incremento de carga parasitaria (Vélez, 2013).

Riego.

El manejo de riego y el uso de represas para mejorar las condiciones de las pasturas y como fuente de agua de bebida para los animales, favorecen a mantener la humedad que los parásitos necesitan para su supervivencia, especialmente en épocas de sequía (Márquez, 2003).

Uso de potreros.

El uso exclusivo de potreros destinados a la alimentación de animales jóvenes, , así como, colocar a estos animales en potreros que han estado en reposo por un período, mantiene una mayor población de L3 en el pasto, contribuyendo a nuevos contagios (Escobar & Sorto, 2009).



Figura 50: Larvas infectivas (L3) de nematodos de la familia *Trichostrongylidae* en las hojas de los pastos de las praderas contaminadas.

Fuente: (Escobar & Sorto, 2009).



2.6.2. Factores del Hospedero

Categoría o edad animal.

Debido al desarrollo de inmunidad posterior al contacto con parásitos, la susceptibilidad de los animales disminuye con la edad; así como la cantidad de huevos eliminados en las heces van reduciendo con la edad como el caso de la Eimeria y nemátodos. La edad susceptible va desde el nacimiento a los 2 años, los animales por encima de esta edad gracias a su poder inmunológico impiden la madurez sexual de las larvas, cortado el ciclo biológico, a excepción de situaciones de estrés, como enfermedades, mala alimentación, parto y lactancia, la inmunidad disminuye y los animales se vuelven susceptibles nuevamente (Márquez, 2003).

Raza o Cruzas.

Investigaciones realizadas en INTA (Instituto Nacional De Tecnología Agropecuaria), indican que no todas las razas o cruzas presentan la misma tolerancia y resistencia a los parásitos gastrointestinales, las razas puras son más susceptibles que las cruzas; la resistencia y tolerancia de la cruzas dependerán del nivel de heterosis o vigor híbrido retenido por las mismas (Cuenca, 2010).



Desparasitación.

El uso indiscriminado y continuo de los desparasitantes ha favorecido el desarrollo de resistencia a estos, resultando animales parasitados a pesar que fueron desparasitados (Toro, Rubilar, & Pérez, 2015).

Carga animal.

Cuando aumenta el número de animales por unidad de superficie, el número de larvas asciende a valores riesgosos; en estas condiciones los animales no pueden pastorear selectivamente y se ven obligados a comer cerca de las bostas, lugar donde se encuentra la mayor cantidad de larvas infectivas (Montico & Rodríguez, 2012).



3 MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. MATERIALES.

3.1.1 Materiales de campo.

3.1.1.1. Biológicos.

- Bovinos Adultos (Vacas).

3.1.1.2 Físicos.

- Encuestas.
- Vehículo.
- Overol.
- Botas de caucho.
- Guantes ginecológicos.
- Frascos de recolección de muestras.
- Paletas estériles.
- Fundas plásticas.
- Termo.
- Gel de larga duración.
- Esferos.
- Marcadores.



- Hojas de campo.
- Cámara.

3.1.2 Materiales de laboratorio.

3.1.2.1 Biológicos.

- 942 muestras de heces de bovinos adultos.

3.1.2.2 Físicos.

- Microscopio.
- Portaobjetos (3 x 1 pulgadas).
- Cubreobjetos (1 x 1 pulgadas).
- Vaso de precipitación de 100 ml.
- Vasos plásticos de 50 ml.
- Coladores pequeños.
- Gotero de vidrio.
- Mandil, guantes.
- Palillos estériles.
- Cámara de fotos.
- Hojas de campo.
- Hojas de laboratorio.
- Papel higiénico.



- Papel periódico o absorbente.
- Láminas ilustradoras de los huevos de los parásitos en estudio.

3.1.2.3 Químicos.

- Solución salina saturada, agua destilada, detergente.

3.1.3 Materiales de oficina.

- Computadora.
- Calculadora.
- Programas estadístico (SPSS[®] versión 22, Microsoft Excel).
- Impresora.
- Cámara de fotos.
- Memoria USB.
- Papel bond A4 de 75 gr.
- Esferos.

3.2 MÉTODOS.

3.2.1 Ubicación y división política.

Metodología.

La investigación se llevó a cabo en los cantones Orientales de Provincia del Azuay, el clima es variable debido a la altura, la temperatura oscila entre los 20 °C y 33 °C (Galeas & Guevara, 2012).

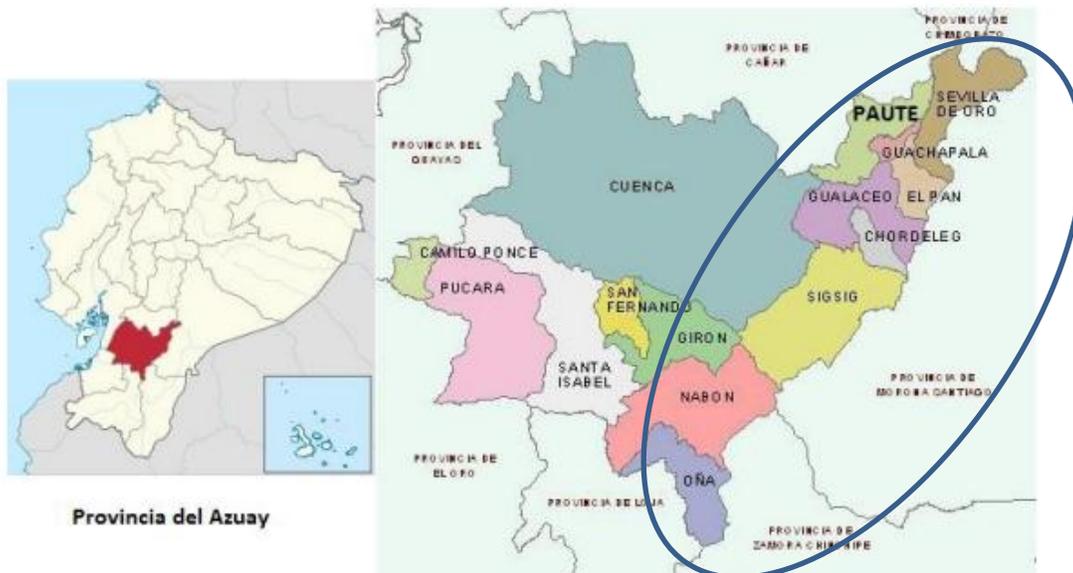


Figura 52: Mapa de la Provincia del Azuay y sus Cantones Orientales (Ecuador).

Fuente: (Bermeo, 2010).

Cuadro 2: Cantones orientales de la Provincia del Azuay (Gómez & Sancho, 2010).

Cantón	Ubicación	Extensión	Piso altitudinal
Paute	Noreste del Azuay	241.3 km ²	2.100 m.s.n.m
Gualaceo	Parte nor-oriental del Azuay	346,5 km ²	2.230 m.s.n.m.



Sigsig	Este del Azuay	658.18 Km ²	2.640 m.s.n.m
Chordeleg	Zona nororiental del Azuay	104,7 km ²	2.390 m.s.n.m.
Guachapala	Nor-este del Azuay	41.07 km ²	2.200 - 3.280 m.s.n.m.
Sevilla de Oro	Parte nor-oriental del Azuay.	311 km ² .	2347 msnm
El Pan	Parte nororiental del Azuay	13278.87 Ha	2600 m.s.n.m.
Nabón	Sureste del Azuay	668.2 km ²	3.300 m.s.n.m
Oña	Cantón meridional de la provincia de Azuay	298 km ²	2400 y 3500 m.s.n.m

3.2.2 Metodología para la investigación cuasi-experimental.

3.2.2.1 Población en estudio:

El presente trabajo de titulación se realizó en los cantones de la región oriental de Provincia del Azuay, una de las tres zonas en las cuales se dividió el territorio que fue motivo de estudio del proyecto ***“Identificación de razas bovinas autóctonas del Azuay: caracterización morfométrica”*** que se ejecutó por parte del grupo de investigación de Producción Animal de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, período 2015-2017 y del cual formó parte este trabajo titulado **“Prevalencia de**



parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la Provincia del Azuay”.

El número de unidades productivas (UPAs) de los Cantones Orientales de la Provincia del Azuay se obtuvo del registro del SIFAE de la Agencia Ecuatoriana Aseguramiento de la Calidad del Agro (Agrocalidad) del año 2014, segunda fase de vacunación en la cual se encontraban registradas 5.182 ganaderías.

A partir de este número de UPAs con la finalidad de obtener muestras representativas de las diferentes ganaderías de los Cantones Orientales de la Provincia del Azuay, se determinó mediante la fórmula de muestra finita un total de 527 UPAs a valorar, distribuidas en los 9 cantones (**Tabla 2**).

Tabla 2: Número de ganaderías y animales muestreados en los cantones orientales de la provincia del Azuay.

	Ganaderías	Vacas totales muestreadas
Chordeleg	12	18
El Pan	17	30
Guachapala	19	37
Gualaceo	97	168
Nabón	83	151
Oña	19	30
Paute	95	164
Sevilla de Oro	65	127
Sígsig	120	217
Total	527	942



3.2.2.2. Muestra:

El número total de muestras de heces recolectadas fue de 942, las mismas que fueron analizadas en el Laboratorio Clínico de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca.

3.2.2.3. Muestreo.

En cada una de las ganaderías o UPAs (527) de los cantones Paute, Gualaceo, Sigüig, Chordeleg, Guachapala, Sevilla de Oro, El Pan, Nabón y Oña pertenecientes a la región Oriental de la Provincia del Azuay, se realizó la toma de muestras de heces de una vaca múltipara en producción por cada raza existente como mínimo directamente del recto del animal, obteniéndose un total de 942 muestras. La distribución de las muestras se detalla en la Tabla 2.

3.2.2.4. Criterios de inclusión:

- UPAs que estén registradas dentro de la base de datos del SIFAE de Agrocalidad, segunda fase de vacunación de aftosa 2014.
- Ganaderías que posean por lo menos una vaca múltipara (mínimo dos partos).
- Semovientes aparentemente sanos.



3.2.2.5. Criterios de exclusión:

- UPAs que no posean vacas multíparas.
- Hembras que estén sobre el tercio final de la gestación.
- Semovientes que presenten enfermedades en el momento del muestreo.

3.2.2.6. Variables dependientes en estudio.

Variable de prevalencia:

- **Variable de porcentaje individual de los parásitos gastrointestinales.**

Las muestras de heces de cada vaca multípara fueron analizadas mediante las pruebas de flotación y sedimentación en el laboratorio de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia para determinar si el animal presentaba o no parásitos, en caso de que los resultados dieran positivos a cualquiera de las dos pruebas se consideró que el animal se encontraba infestado.

- **Grado de infestación individual de los parásitos gastrointestinales:**

El grado de infestación fué valorado de acuerdo a lo establecido por Paternina (2011), donde clasifica a los parasitismos en: no parasitado, leve, moderado, grave y muy grave.



3.2.2.4 Variables independientes en estudio.

- **Sistema sanitario:** mediante la encuesta realizada a cada UPA, se determinó si los animales fueron o no desparasitados (**Anexo 11**).
- **Piso Altitudinal:** información obtenida mediante un GPS en el lugar del muestreo, el piso altitudinal fue clasificado de acuerdo a lo establecido por el Ministerio del Ambiente en el año 2012: Montano Bajo (1300 a 1800 msn.), Montano (1800 a 2800 mns.) y Montano Alto (2800 a 3100 mns) (**Anexo 11**).
- **Sistemas de Pastoreo:** información obtenida de las encuestas realizadas a cada explotación, clasificándolos en: sistema de pastoreo continuo y sistema de pastoreo rotativo. Considerándose sistema de pastoreo rotativo a un sistema intensivo de manejo de pasturas, en el cual el área de pastoreo se subdivide en cierto número de potreros o apartos, haciendo que el ganado utilice los mismos en forma rotacional; y considerándose al sistema de pastoreo continuo, como un sistema extensivo de pastoreo en el cual el animal permanece durante un período prolongado en el mismo potrero (Reinoso & Soto, 2006) (**Anexo 11**).



- **Carga animal:** Número de unidades bovinas adultas (UBAs) por hectárea destinada a la ganadería. (Vergara & Ortiz, 2010). Información obtenida de las encuestas realizadas (**Anexo 11 y 12**).

Según el INIAP (2005), indica que la carga animal en el Azuay es de 1,4 UBAs por hectárea.

3.3. METODOLOGÍA

3.3.1. Métodos de Campo

Toma de muestra.

Las muestras tomadas se obtuvieron directamente del recto del animal, cumpliendo con el siguiente protocolo: (Rodríguez, Mederos, & Ciappersoni, 2012).

- Con la ayuda de un guante ginecológico en la mano introducimos en el recto de las vacas tomando alrededor de 50 gr. de heces.
- Una vez extraído el guante se revierte y se cierra con un nudo evitando en lo posible no dejar entrar aire al guante, así evitamos la entrada de oxígeno y la eclosión de los huevos de los parásitos gastrointestinales.
- Con la ayuda de un marcador identificamos la muestra con datos del propietario, fecha, procedencia, raza, arete y nombre del animal.



- Las muestras fueron colocadas en un termo a 4 grados centígrados, y trasladadas al laboratorio para analizarlas.

3.3.2. Pruebas de laboratorio:

Las 942 muestras fueron analizadas en el laboratorio de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca mediante dos técnicas de laboratorio.

- Flotación
- Sedimentación

Método de sedimentación.

Procedimiento:

- De cada muestra colocar 2 a 5 gramos de heces frescas en un vaso plástico de 50 ml.
- Sobre la muestras agregar 30 ml de agua destilada y homogenizar con la ayuda de paletas estériles.
- Verter la suspensión a través de un colador de malla fina y transferir a un vaso limpio.
- Acondicionar 15ml de agua destilada.
- Dejar que sedimente por 30 min.
- Decantar el sobrenadante y restituir el volumen con agua destilada.
- Dejar en reposo por 30 minutos y decantar el sobrenadante.



- Con la ayuda de una pipeta obtener una gota del fondo del sedimento.
- Dejar caer la gota de sedimento en el portaobjetos y cubrir con un cubreobjetos.
- Observar al microscopio con el lente objetivo de 10 x (Ayachi, 2008).

Método de flotación solución salina saturada (Koffoyd y Barber):

La solución salina se obtiene mezclando 331gr de Na Cl en un litro de agua destilada, calentar a 50°C hasta disolver, evitar la ebullición.

Procedimiento:

- Colocar 5gr de heces en un vaso plástico.
- Agregar 15ml de solución salina saturada.
- Disolver muy bien las heces con una varilla de vidrio o una paleta de madera hasta que quede una pasta uniforme.
- Pasar la mezcla por un colador de malla fina a un recipiente fino.
- Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
- Colocar un cubreobjetos sobre la superficie y esperar 15 a 30 minutos como máximo, si se pase de ese tiempo, los huevos eclosionan o se rompen debido a la acción osmótica.
- Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocar sobre un cubreobjetos.
- Observar al microscopio con el objetivo de 10X (Sixtos, 2013).



3.3.3. Interpretación.

Se determinó prevalencia en las muestras de heces de las vacas analizadas que dieron positivo a cualquiera de las dos técnicas (sedimentación y flotación) como resultado de la presencia de uno o varios géneros de parásitos.

Se observó los huevos de los parásitos de acuerdo a los métodos antes mencionados, designando a cada animal de la siguiente forma.

Cuadro 3: Interpretación del grado de infestación (Paternina, 2011).

Grado de Infestación		
Huevos por campo	Simbología	Interpretación
0	–	No parasitado
1 – 3	+	Leve
4 – 7	++	Moderado
8 – 10	+++	Grave
10	++++	Muy grave

3.3.4. Análisis estadístico.

La sistematización de información se realizó a través del programa Microsoft Excel, y el procesamiento de datos, a través del Paquete Estadístico para las Ciencias Sociales (SPSS®) versión 22. Los estadísticos que se aplicaron, fueron:

- Proporciones muestrales y poblacionales, con intervalos de confianza al 95% de manera general y posteriormente clasificando de acuerdo a las categorías de las variables independientes detalladas anteriormente.



- Prueba de McNemar para el análisis de la prevalencia de parásitos gastrointestinales diagnosticados mediante la técnica de flotación y sedimentación.
- Prueba de Friedman para el análisis de la prevalencia de parásitos gastrointestinales presentes en los animales en estudio.
- Prueba Chi cuadrado χ^2 , para las variables cualitativas al 0,05 de significancia: para la variable sistema sanitario (animales sí desparasitados o no desparasitados) en comparación con el porcentaje de prevalencia de cada sistema, sistema de pastoreo (continuo o rotativo) en comparación al porcentaje de prevalencia de cada sistema, carga animal en comparación al porcentaje de prevalencia y piso altitudinal en comparación con la prevalencia de parasitismo de cada rango establecido en el estudio.
- Se estructuró tablas de contingencia y frecuencia: para prevalencia de acuerdo a sistema sanitario, sistema de pastoreo, piso altitudinal y carga animal; porcentaje individual del parásito de acuerdo al examen coprológico y el grado de infestación individual de cada parásito.



4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Se realizaron 942 exámenes coproparasitarios a partir de heces de vacas multíparas que fueron analizados mediante dos técnicas de laboratorio: flotación y sedimentación, con el objeto de identificar huevos de parásitos como indicadores de prevalencia. Se consideró un caso positivo cuando en una o en las dos pruebas coproparasitarias se identificaron parásitos. Los resultados obtenidos de dichas muestras se describen a continuación.

4.1 Prevalencia de parásitos gastrointestinales.

Tabla 3: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los Cantones Orientales de la Provincia del Azuay (%)

	Frecuencia	Porcentaje	Error estándar	Nivel de confianza al 95%	
				Inferior	Superior
<i>Positivo</i>	776	82,4	1,2	80	84,7
<i>Negativo</i>	166	17,6	1,2	15,3	20
<i>Total</i>	942	100			

En la tabla 3 se detalla la prevalencia total de casos positivos y negativos de parásitos gastrointestinales de las 942 vacas multíparas muestreadas. Se determinó 776 casos positivos que mantenían algún grado de parasitismo.

Valores similares fueron obtenidos en trabajos como el realizado por Guayllas (2015), en el cantón Yantzaza, Zamora Chinchipe, quién determinó una



prevalencia del 81% en parásitos gastrointestinales. Cueva (2015), en su trabajo realizado en el cantón Calvas- Loja, determinó una prevalencia de 88,33%.

Chinchilla, Pedrique, & Mora (1987), en su trabajo realizado en Venezuela, analizaron 244 muestras de heces de bovinos revelando una prevalencia de 77,86% de parásitos gastrointestinales, es de destacar que las condiciones de clima (bosque seco tropical), la altitud (100 y 500 m.s.n.m.) y el control ocasional favorecieron a la presentación de parásitos.

Sin embargo Romeron & Valverde (2015), realizaron el muestreo de 94 bovinos hembras y machos, obtuvieron mediante la técnica de sedimentación una prevalencia de 100% en parásitos gastrointestinales, lo cual difiere de lo obtenido en la presente investigación, seguramente porque ellos trabajaron en ganaderías de la parte occidental de Nicaragua, en la comunidad Valle de las Zapatas.

Lo contrario sucedió con la prevalencia obtenida por Rodríguez & Juela (2016), trabajo realizado en el cantón Cuenca, donde se determinó una prevalencia de 69,4% y que el trabajo expuesto por Armijos (2013), quien analizó 266 muestras fecales de bovinos en Santa Isabel consiguiendo una prevalencia de 51,13%, porcentaje que puede deberse al clima cálido seco de la zona que reduce las condiciones adecuadas para el desarrollo parasitario.



Tabla 4: Prevalencia de parásitos gastrointestinales en los 9 cantones orientales de la Provincia del Azuay.

Prevalencia de parásitos gastrointestinales

Cantón	Frecuencia	Positivos	Prevalencia (%)	Error estándar ± (%)
<i>Paute</i>	164	149	90,9 ^c	2
<i>Sevilla de Oro</i>	127	108	85,0 ^{abc}	3
<i>Guachapala</i>	37	32	86,5 ^{abc}	6
<i>Gualaceo</i>	168	145	86,3 ^{abc}	3
<i>Chordeleg</i>	18	15	83,3 ^{abc}	8
<i>El Pan</i>	30	24	83,3 ^{abc}	7
<i>Nabón</i>	151	122	80,8 ^{abc}	3
<i>Sigsig</i>	217	161	74,2 ^{ab}	3
<i>Oña</i>	30	19	63,3 ^a	9
Total	942	776	82,4	

Letras diferentes (a, b, c) indican significancias estadísticas ($P < 0,05$),

según la prueba de *Chi-cuadrado*

En los 9 cantones de la zona en estudio se determinó que existe diferencia estadística ($P < 0,05$) en el porcentaje de parasitismo, siendo Oña el cantón con menos prevalencia (**Anexo 1**).



Tabla 5: Prevalencia de parásitos gastrointestinales presentes en los animales en estudio.

Parásito	Positivos	Prevalencia (%)	Error Estándar ± (%)
<i>Eimeria bovis</i>	697	74,0 ^g	3
<i>Ostertagia</i>	187	19,9 ^f	1
<i>Paraphistomum cervi</i>	187	19,9 ^f	1
<i>Oesophagostomum spp.</i>	114	12,1 ^e	1
<i>Haemonchus spp.</i>	85	9,0 ^d	1
<i>Cooperia spp.</i>	52	5,5 ^c	1
<i>Toxocara vitulorum</i>	42	4,5 ^c	1
<i>Bonostomum spp.</i>	36	3,8 ^c	1
<i>Trichostrongylus axei</i>	22	2,3 ^b	1
<i>Moniezia expansa</i>	11	1,2 ^a	1
<i>Giardia intestinalis</i>	10	1,1 ^a	1
<i>Strongyloides papillosus</i>	8	0,8 ^a	1
Total		82,4	

Letras diferentes (a, b, c, d, e, f, g) indican significancias estadísticas ($P < 0,05$)

según la prueba de *Friedman*.

Se estableció que *Eimeria bovis* fué el parásito con mayor prevalencia ($P < 0,05$) que a diferencia de *Strongyloides papillosus* que fué el parásito con menor presencia (Tabla 5) (**Anexo 2**).

En las 942 muestras analizadas mediante los métodos de flotación y sedimentación, se determinó 12 parásitos gastrointestinales: ocho géneros de *Nematodos*: *Bunostomum spp*, *Cooperia spp*, *Haemonchus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides papillosus*, *Toxocara*



vitulorum, dos géneros de *Protozoarios*: *Eimeria bovis* y *Giardia intestinalis*, un género de *Céstodo*: *Moniezia expansa* y un género de *Tremátodo*: *Paraphistomum cervi*, lo cual guarda relación con lo mencionado por Márquez (2003) al referirse a los principales parásitos gastrointestinales de los bovinos. Igual identificación se obtuvo en el estudio realizado por Rodríguez & Juela (2016) en el cantón Cuenca.

Rodríguez, Galera, & Domínguez (2001), encontraron una prevalencia de 71,57% para *Eimeria spp.*, en su estudio realizado en Yucatán, México, con un clima trópico húmedo con lluvias en verano.

Garnica & Delgado (1987), en su investigación realizado en el cantón Paute, encontraron que el parásito con mayor presentación fué *Eimeria spp.*, con una prevalencia de 66,36%; datos similares exponen Farfán & Criollo (1986), en su trabajo llevado a cabo en el cantón Gualaceo, obteniendo una prevalencia de 69,91% de *Eimeria bovis*.

De manera diferente sucedió con el estudio de Colina *et al.* (2014), en bovinos del distrito Paganga Perú, quien examinó a bovinos mayores a 36 meses, obteniendo una prevalencia de parasitismo gastrointestinal causado por *Eimeria spp.*, de 97,4%, este valor está relacionado con el clima cálido, abundante vegetación, lluvia irregular de la zona, topografía, inundaciones, temperatura y ecología, favorecieron el desarrollo parasitario.



Sanchez & Ayora (2014), en su investigación en el camal municipal del Cantón Catamayo, encontró una prevalencia de 42,19% para el género *Oesophagostomum spp.*, valor mayor al obtenido en el presente estudio, debido a que los bovinos que llegaban al camal eran manejados bajo sistemas de explotación extensivos, con pastoreo continuo, así como la elevada humedad en la época de lluvia en la zona, lo que facilita el desarrollo del ciclo parasitario.

Llinas (2012) en su estudio realizado en Baja California obtuvo una prevalencia de 40% para el protozooario *Eimeria bovis*; resultando porcentajes menores a la prevalencia de este estudio, debido a que el manejo local era semi-intensivo con pastoreo eventual sobre praderas irrigadas con aguas tratadas y suplementación en corral, disminuyendo la exposición de los animales a infestaciones.

Tabla 6: Prevalencia de parásitos gastrointestinales diagnosticados mediante la técnica de flotación y sedimentación.

	Negativo		Positivo		Total	
	Frecuencia	%	Frecuencia	%	Frecuencia	%
Flotación	286	30,4	656	69,6	942	100
Sedimentación	257	27,3	685	72,7	942	100

%= porcentaje. Letras diferentes (a, b)= indica significativa estadística;

P (<0,05) según la Prueba de McNemar



Las dos técnicas utilizadas para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vaca adultas no difieren estadísticamente en sus resultados entre sí. ($P>0,05$) según la prueba de McNemar, detalle Tabla 6 (**Anexo 3**).

Datos que concuerdan con lo obtenido por Navone *et. al.* (2005), al analizar 165 muestras fecales, utilizando dos métodos de sedimentación: Ritchie (R) y Carles Barthelemy (CB) y uno de flotación: Willis (W). No se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($P>0,05$) para los helmintos, se recuperaron 77,3% (R), 77,3% (CB) Y 63,6% (W).

Sin embargo estos resultados difieren a los obtenidos en la investigación expuesta por Rodriguez & Juela (2016), realizado en el cantón Cuenca donde se obtuvo una mayor prevalencia en el método de flotación con 52,2% en relación con el método de sedimentación con 44,5%.

Datos diferentes también encontramos al comparar con el trabajo de Arichabala & Ulloa (2016), ellos encontraron mayor prevalencia de parasitismo en los terneros de las parroquias del cantón Gualaceo mediante el método de sedimentación con 81% comparado con el método de flotación con 69% y que Cueva (2015), en su trabajo realizado en Loja, encontró mayor prevalencia en la técnica de sedimentación con 60,11% en comparación con la técnica de flotación con 54,16%.



4.2. Grado de infestación de parásitos gastrointestinales.

Tabla 7: Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones orientales de la provincia del Azuay.

Parásito	Técnica de Laboratorio					
	Sedimentación			Flotación		
	No parasitado %	Leve %	Total positivos (%)	No parasitado %	Leve %	Total positivos (%)
<u>Nematodos</u>						
<i>Ostertagia spp.</i>	92,7	7,3	7,3	83,3	16,7	16,7
<i>Toxocara vitulorum</i>	96,5	3,5	3,5	88,3	11,7	11,7
<i>Cooperia spp.</i>	98,1	1,9	1,9	92	8	8
<i>Bonostomum spp.</i>	98,2	1,8	1,8	95,2	4,8	4,8
<i>Haemonchus spp.</i>	98,2	1,8	1,8	97	3	3
<i>Oesophagostomum spp.</i>	98,9	1,1	1,1	97,9	2,1	2,1
<i>Trichostrongylus axei</i>	99,2	0,8	0,8	98,3	1,7	1,7
<i>Strongyloides papillosus</i>	99,5	0,5	0,5	99,2	0,8	0,8
<u>Protozoarios</u>						
<i>Eimeria bovis</i>	35,5	59,8	64,5	44,9	52,3	55
<i>Giardia intestinalis</i>	99,4	0,6	0,6	99	1	1
<u>Cestodo</u>						
<i>Moniezia expansa</i>	99,5	0,5	0,5	98,8	1,2	1,2
<u>Tremátodo</u>						
<i>Paraphistomum cervi.</i>	84,1	15,3	15,9	90,9	8,9	9,1



Además en la técnica de sedimentación *Eimeria bovis* presentó grado moderado (4,2%), grave (0,2%) y muy grave (0,3%) y *Paraphistomum cervi* grado moderado (0,6%) **(Anexo 4)**.

En la técnica de flotación *Eimeria bovis* presentó también los grados de infestación: moderado (2,4 %), grave (0,2%) y *Paraphistomum* grado moderado (0,2%) **(Anexo 5)**.

Similares resultados se obtuvo en Venezuela en el estudio realizado por Angulo *et. al.* (2007), quienes indican que la infestación de los nemátodos gastrointestinales fué muy baja considerándose leve, motivado a que los animales adultos muestran un mejor estado de resistencia frente a estos parásitos. Datos parecidos encontramos en el trabajo de Marín *et. al.* (2005), realizado a 25 vacas Horras mestizas, que presentaron un nivel de infestación parasitario bajo para nemátodos gastrointestinales.

Colina, Gicelly, & Jara (2014), determinaron que la intensidad de infección en bovinos en el distrito Pacanga, Perú resultó ser leve.

Mientras que Rodriguez & Juela (2016) , en su estudio realizado en Cuenca, presentaron grados leve para los todos los parásitos y grados leve y moderado de infestación para *Eimeria bovis* y *Ostertagia spp.*



4.3 Relación del Factor Sistema de pastoreo con prevalencia de parásitos gastrointestinales.

Sistema de Pastoreo- muestra – parasito.

Tabla 8: Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al sistema de pastoreo.

Sistema de Pastoreo	Frecuencia	Positivos	Prevalencia%
Continuo	79	73	92,4 ^a
Rotativo	863	703	81,5 ^b

Letras diferentes (a, b)= indica significativa estadística;

($P < 0,05$) según la Prueba de Chi-cuadrado

Al realizar un análisis entre el sistema de pastoreo y prevalencia se determinó que existe diferencia estadística ($P < 0,05$), es decir que los animales manejados bajo el sistema de pastoreo continuo tienen mayor porcentaje de parasitismo en comparación con los animales manejados con el sistema rotativo (**Anexo 6**).

Soca *et. al.* (2005), en su investigación manifiesta que el pastoreo rotacional contribuye a la disminución de la infestación parasitaria, mientras que ocurre lo contrario en el pastoreo permanente. Según Castells (2007), el pastoreo continuo ofrece todas las posibilidades para que los ciclos parasitarios se desarrollen, mientras que el pastoreo rotativo puede favorecer el control parasitario vigilando el tiempo de permanencia y el tiempo de descanso de los animales en el pasto. El tiempo de permanencia corto (menos de 7 días) evitan re infestaciones debido a que las larvas cuando estén disponibles los animales ya abandonaron el potrero;



el tiempo de descanso de 90 a 120 días sería lo más recomendado, pero es imposible proponer una regla general y efectiva porque el sistema de pastoreo dependerá de las condiciones climáticas. Esta investigación guarda relación con lo anteriormente expuesto.

Fiel (2013) indica que en el sistema de pastoreo rotativo, el descanso de las pasturas permite reducir en gran cantidad las larvas, siendo necesarios un prolongado período de tiempo para que sea efectivo. Márquez (2003), indica que los beneficios del control parasitario a través del pastoreo rotacional puede lograrse mediante un adecuado tiempo de permanencia (máximo 7 días) de los animales en los potreros o del tiempo de descanso de los pastos, estos dos fenómenos están relacionados con el tipo de clima, esto concuerda con Mateus (1983), quien manifiesta que la contaminación de las praderas disminuye evitando regar los potreros con aguas negras y realizar una rotación adecuada de los pastos, de tal manera que el período de ocupación sea corto y el periodo de descanso lo más largo posible.

Noboa (2004) en su investigación realizada en la provincia de Carchi, expuso que la rotación de potreros tuvo una eficiencia del 100% en la eliminación total de huevos de parásitos gastrointestinales.

4.4 Prevalencia de parásitos gastrointestinales según el Factor (Sistema Sanitario)



Sistema sanitario-muestra-parasito

Tabla 9: Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al sistema sanitario.

Sistema Sanitario	Frecuencia	Positivos	Prevalencia %
<i>Sí desparasitada</i>	872	714	81,9
<i>No desparasitada</i>	70	62	88,6

Letras diferentes (a, b)= indica significativa estadística;

P<0,05 Prueba de Chi-cuadrado

Los animales son tratados bajo dos sistemas sanitarios: si desparasitados y no desparasitados; se determinó que no existe diferencia estadística (*P*> 0,05) **(Anexo 7).**

Encalada *et al.* (2008), estudió la resistencia a ivermectinas en nematodos gastrointestinales en bovinos jóvenes infectados naturalmente, 14 días después los resultados indicaron serios problemas de resistencia a ivermectinas en el ganado vacuno evaluado en cinco ranchos con niveles mayores al 60%. Los nematodos encontrados antes del tratamiento fueron *Cooperia*, *Haemonchus spp* y *Oesophagostomum* y después del tratamiento fueron *Cooperia spp*, en los cinco ranchos, seguido por *Oeshophagostomum spp*, y *Haemonchus spp*, para dos de los ranchos evaluados; mediante este estudio podemos decir que una de las razones por las que existe un porcentaje de parasitismo en ambos sistemas sanitarios puede deberse a una resistencia parasitaria.



Anziani & Fiel (2004) sintetizó información sobre los casos de resistencia de los nematodos bovinos a los benzimidazoles y lactonas macrocíclicas desde el 2000 hasta el 2003 en Argentina, encontrando resultados preocupantes de resistencia a los antihelmínticos.

Armijos (2013), habla en su trabajo sobre la resistencia antihelmíntica, puede ser intrínseca y adquirida. En la intrínseca un parásito es naturalmente insensible a una droga debido a la imposibilidad del fármaco de entrar en la célula. La resistencia adquirida se da por modificaciones genéticas donde el parásito selecciona sus genes de resistencia cuantas veces tenga contacto con un antiparasitario, es un proceso hereditario e irreversible. Otros factores que favorecen a la resistencia son las subdosificaciones, dosificaciones muy frecuentes, no rotar anualmente a la familia de desparasitante y usar desparasitantes con eficiencia reducida. Esta información nos permite deducir que los animales muestreados en los cantones orientales del Azuay pudieron haber sufrido cualquiera de estos eventos, resultando estar parasitados en su mayoría a pesar de haber sido desparasitados.

4.5 Prevalencia de parásitos gastrointestinales según el Factor (Carga Animal: UBAs/Hectárea)

Carga animal-muestra-parasito



Tabla 9: Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo a la carga animal.

Carga animal (UBAs/hectárea)	Frecuencia	Positivos	Prevalencia %
0-1,4	176	133	75,6 ^a
más de 1,4	766	643	83,9 ^b

Letras diferentes (a, b)= indica significativa estadística;

($P < 0,05$) Según la Prueba de Chi-cuadrado

Se estableció dos rangos de carga animal (UBAs/hectárea) en las explotaciones ganaderas. La prueba de chi-cuadrado determinó diferencia significativa ($P < 0.05$), lo que nos indica que a mayor carga animal mayor grado de prevalencia de parásitos gastrointestinales (**Anexo 8**).

Montico, Rodríguez, & Iglesias, (2012) manifiesta que al aumentar el número de animales por unidad de superficie, el número de larvas asciende a valores riesgosos, los animales no pueden pastorear selectivamente y se ven obligados a comer cerca de las bostas, lugar donde se encuentra la mayor cantidad de larvas infectivas.

4.6 Prevalencia de parásitos gastrointestinales según el Factor (Piso Altitudinal: Montano Bajo, Montano Y Montano Alto)

Piso altitudinal-muestra- parasito



Tabla 10: Prevalencia de parásitos gastrointestinales de acuerdo al piso altitudinal.

Piso altitudinal	Frecuencia	Positivos	Prevalencia%
Montano bajo	9	4	44,4 ^a
Montano	524	430	82,1 ^b
Montano alto	409	342	83,6 ^b

Letras diferentes (a, b)= indica significancia estadística; ($P < 0,05$, según la Prueba de Chi-cuadrado)

Las ganaderías analizadas en los 9 cantones orientales de la Provincia del Azuay, se clasificaron en tres rangos distintos de piso altitudinal. La prueba de chi-cuadrado determinó diferencia significativa ($P < 0.05$), lo que nos indica que a mayor piso altitudinal mayor prevalencia de parásitos gastrointestinales (**Anexo 9**).

Este estudio concuerda con lo expuesto por Rodríguez & Juela (2016), quienes obtuvieron mayor prevalencia de parásitos gastrointestinales conforme aumenta el piso altitudinal, resultado parecido a lo expuesto por Armijos (2013), es su investigación realizada en Santa Isabel indicó que los animales con mayor carga parasitaria fueron aquellos criados en pisos altitudinales mayores a 3000msnm.

Por último Estrada *et al.* (2015), en su estudio demuestran que el grado de infestación y el tipo de parásitos incrementan a medida que sube el piso altitudinal, observándose mayor porcentaje de infestación desde los 3200 hasta los 4000 m.s.n.m. es así que los protozoarios son los parásitos con mayor expansión y



mayor presencia en pisos ecológicos altos, seguido por la fasciola hepática y los nematelmintos ubicados en el sistema digestivo de los rumiantes.



5. CONCLUSIONES

- La prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos (vacas multíparas) de los cantones orientales de la Provincia del Azuay fue mayor al establecido por diferentes trabajos realizados en esta provincia.
- El cantón con mayor prevaecía de parásitos gastrointestinales de bovinos fué Paute, Oña presentó la menor prevalencia.
- Los métodos de sedimentación y flotación evidenciaron la misma prevalencia de parásitos gastrointestinales.
- Los huevos de parásitos encontrados en mayor porcentaje fueron: *Eimeria bovis*, *Ostertagia spp*, y *Paraphistomum cervi*.
- Todos los géneros mostraron grado de infestación leve, *Eimeria bovis* además presentó grados moderado y grave, *Paraphistomum cervi* presentó los grados leve y moderado.
- Los factores sistema de pastoreo, carga animal y piso altitudinal tienen evidencia estadística para indicar su posible influencia sobre la prevalencia y grado de infestación de parásitos gastrointestinales en los cantones Orientales de la Provincia del Azuay.



6. RECOMENDACIONES

- Buen manejo de las pasturas mediante rotación de pastos.
- Realizar exámenes coprológicos de los bovinos previo a la desparasitación, para utilizar el fármaco adecuado de acuerdo al tipo de parásito, respetando el tiempo y las dosis estipuladas para evitar resistencia parasitaria.
- Evitar una sobre carga animal.
- Llevar un buen manejo y limpieza de las instalaciones.
- Realizar dispersión de heces y evitar el riego de los pastos con aguas contaminadas.
- Proporcionar la calidad y cantidad necesaria de alimento al ganado, para que éstos no tengan que comer bostas de pasto contaminados con larvas de parásitos.



7. BIBLIOGRAFÍA

- Albeitar. (2013). Equivalencia ganadera, Biomedia. Recuperado el 22 de Junio de 2016, de <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/3354/articulos-otros-temas-archivo/equivalencias-ganaderas.html>
- Almada, A. (2015). Parasitosis: Pérdidas Productivas e Impacto Económico. Engormix. Recuperado el 26 de marzo del 2016, de <http://www.veterinariargentina.com/revista/2015/08/parasitosis-perdidas-productivas-e-impacto-economico/>
- Alvarez, N., & Duvan, S. (2013). Interacción del agua y suelo con los parásitos gastrointestinales y hemoparásitos del ganado bovino de la finca "La Peladera", "Vereda la Panchera", Municipio de Arauca. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Cooperativa de Colombia. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Cooperativa de Colombia. Recuperado el 08 de Noviembre de 2016, de <http://es.slideshare.net/santafe15/trabajo-parasitos>
- Angulo, F. (2005). Manual de Ganadería Doble Propósito. Nematodosis Gastrointestinales. Cátedra de Enfermedades Parasitarias, Facultad de Ciencias Veterinarias. Recuperado el 08 de Diciembre de 2015, de http://www.avpa.ula.ve/docuPDFs/libros_online/manual-ganaderia/seccion5/articulo16-s5.pdf
- Angulo, F., Molero, M., Escalona, F., Muñoz, J., & Ramírez, R. (2007). Prevalencia y Dinámica de HPG mensual de Fasciola hepática y otros Helminthos en un rebaño bovino de una zona inundable tropical. Revista Científica, FCV-LUZ / Vol. XVII, Nº 2, 111 - 116, 111,112,113.
- Anziani, & Fiel. (2004). Estado actual de la resistencia antihelmíntica (nematodos gastrointestinales) en bovinos de la Argentina. Area de Parasitología. Facultad Ciencias Veterinarias, U.N.C.P.B.A. Tandil, Provincia de Buenos Aires, Argentina, Recuperado el 15 de Junio de 2016, de <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/3445/articulos-rumiantes-archivo/estado-actual-de-la-resistencia-antihelmintica-nematodos-gastrointestinales-en-bovinos-de-la-argentina.html>
- Arichabala, J., & Ulloa, C. (2016). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneros de las parroquias del cantón Gualaceo. (Tesis de pregrado). Universidad de Cuenca. Recuperado el 07 de Junio de 2016, de: dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/23632/1/tesis.pdf



- Armijos, N. (2013). Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales que se sacrifican en el Camal Municipal de Santa Isabel. (Tesis de pregrado). Universidad de Cuenca. Recuperado el 27 de Diciembre de 2016, de <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/414>
- Autora. (2016). Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la Provincia del Azuay.
- Ayachi, R. (2008). Enteroparásitos. Informe, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Escuela profesional de Biología, Lambayeque. Recuperado el 27 de Diciembre de 2016, de <http://es.scribd.com/doc/7844814/Informe-de-Practicas-Guia-de-Enteroparasitos#scribd>
- Bermeo, H. (2010). Proyecto: Dipecho VII "Implementación de la metodología de análisis de vulnerabilidades a nivel cantonal" – Paute. Recuperado el 03 de Mayo de 2016, de <http://repositorio.cedia.org.ec/bitstream/123456789/855/1/Perfil%20territorial%20PAUTE.pdf>
- Blood, O. M.-C.-D., & Kenneth. (2002). Medicina Veterinaria. Tratado de las enfermedades infecciosas del Ganado Bovino, Ovino , Porcino, Caprino, y Equinos. (Novena ed.). Madrid, España: Interamericana.
- Campell, & Reece. (2007). Biología (Séptima ed.). España: Médica Panamericana.
- Campillo, C. d., & Vázquez, R. (2002). Parasitología Veterinaria. España: MC Graw Hill Interamericana.
- Castells, D. (2007). Métodos Integrados de control de párasitos gastrointestinales: Manejo del Pastoreo. Recuperado el 14 de Junio de 2016, de www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones.../105-pastoreo.pdf
- Chinchilla, Pedrique, & Mora. (1987). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos del parcelamiento pecuario Mata de Palma, Distrito Guanare, Estado Portuguesa, Venezuela. FONAIAP-Estación Experimental Portuguesa. Araure 3303. Venezuela. Ministerio de Agricultura y Cría-laboratorio Regional de Diagnóstico. Recuperado el 30 de Junio de 2016, de http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_ci/VeterinariaTropical/vt12/texto/tc_hinchilla.htm



- Colina, J., Gicelly, M., & Jara, C. (2014). Prevalencia e Intensidad de Parasitismo gastrointestinal por nemátodos en bovinos, *Bos taurus* del Distrito Paganga (La Libertad, Perú). *Rebiol. Universidad Nacional de Trujillo Recuperado el 10 de Junio de 2016 de revistas.unitru.edu.pe/index.php/faccbiol/article/viewFile/559/522*
- Cordero, L., & Salas, J. (1994). *Enfermedades de los Animales Domésticos*. Mexico: EUNED.
- Corpoica. (1996). *Epidemiología, Diagnóstico y Control de Enfermedades Parasitarias en Bovinos*. Medellín: CORPOICA.
- Cruz, F. (2010). *Enfermedades Gastrointestinales producidas por Tremátodos Bovinos*. Recuperado el 05 de Mayo de 2016, de *Paramphistomum: www.fmvz.unam.mx/fmvz/.../rumiantes/bovinotecnia/BtRgCliG004.pdf*
- Cryseyda. (2011). *Parásitos Gastrointestinales. Generalidades de las Gastroenteritis Verminóticas*. Recuperado el 27 de Abril de 2016, de *criseyda.blogspot.com/*
- Cuenca, R. (2010). *Parasitosis gastrointestinal: su manejo*. *Econoagro*. Recuperado el 18 de Mayo de 2016, de <http://www.econoagro.com/ganaderia/ganaderia-informes-tecnicos/item/116-parasitosis-gastrointestinal-su-manejo>
- Cueva, D. (2015). *Determinación de parásitos gastrointestinales y pulmonares en bovinos de las fincas ganaderas del cantón Calvas- Loja*. Recuperado el 13 de Junio de 2016, de dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/.../11678/.../tesis%20Darío%20Cueva%20Torres.pdf
- Davila, G., & Irsik, M. (2010). *Toxocara vitulorum in beef calves in North Central Florida*. *Elsevier*, 262. Recuperado el 01 de Julio del 2016, de www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/20138706
- Descarga, C., & al., e. (2003). *Producción Animal. Ostertagiasis en vacas adultas*. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de *Ostertagiasis en vacas adultas: http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/33-ostertagiasis_en_vacas_adultas.pdf*



- Díaz, A. (2009). Protozoosis Gastroentérica emergentes en el Ganado Bovino. Mundo Pecuario. Universidad de Los Andes-Núcleo Trujillo. Laboratorio de Investigación en Fisiología e Inmunología (LIFI). Recuperado el 18 de Mayo de 2016, de Mundo Pecuario. Universidad de Los Andes-Núcleo Trujillo. Laboratorio de Investigación en Fisiología e Inmunología (LIFI): www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/30020/4/articulo2.pdf
- Dildo, M. (2003). Nuevas Tendencias para el Control de Parásitos Bovinos en Colombia. CORPOICA.
- Dwight, B. (2011). Parasitología para Veterinarios. Barcelona, España: Elsevier Saunders.
- Encalada, L., López, E., Mendoza, P., Liéban, E., Vázquez, V., & Vera, G. (2008). Primer informe en México sobre la presencia de resistencia a ivermectina en bovinos infectados naturalmente con nemátodos gastrointestinales. Escuela Superior de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Campeche, México. Recuperado el 15 de Junio de 2016, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301
- Escobar, Z., & Sorto, O. (2009). Evaluación de desparasitantes en la capacidad de eliminación de parásitos gastrointestinales en bovinos dencantados. El Salvador. Recuperado el 07 de Junio de 2016, de El Salvador: www.univo.edu.sv:8081/tesis/019164/019164_Port.pdf
- Estrada, A., Moscoso, J., Tinco, C., Cárdenas, J., & Béjar, J. (2015). Elaboración del mapa parasitológico ganadero de la región Cusco en un escenario de cambio climático. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Departamento Académico de Ganadería. Recuperado el 16 de Junio de 2016, de 1Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Departamento Académico de Ganadería: <file:///C:/Users/User/Downloads/37-95-1-PB.pdf>
- Farfán, A., & Criollo, V. (1986). Identificación e Incidencia Parasitaria a través de exámenes de heces en bovinos del cantón Gualaceo. 26, 27. Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Fiel, C. (2013). Parasitosis gastrointestinal de los bovinos: epidemiología, control y resistencia a antihelmínticos. Sitio Argentino de Producción Animal. Recuperado el 03 de Septiembre de 2015, de Sitio Argentino de Producción Animal: http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/53-Parasitosis_gastrointestinal.pdf



- Galeas, R., & Guevara, J. (2012). Ministerio del Medio Ambiente del Ecuador. Sistema de clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental. Recuperado el 19 de Mayo de 2016, de http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/09/leyenda-ecosistemas_ecuador_2.pdf
- Gállego, J. (2007). Manual de Parasitología, Morfología y Biología de los parásitos de Interés Sanitario. Barcelona, España: Publicación I Edicions. U niversitat de Barcelona .
- García, S. (2011). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Pecuarias, Escuela de Ingeniería Zootecnica. Estudios Sanitarios-Productivos de la afección Endoparasitaria por Céstodos en Ovinos Mestizos. Recuperado el 05 de Mayo de 2016, de <dspace.epoch.edu.ec/bitstream/123456789/1043/1/17T01007.pdf>
- Garnica, P., & Delgado, J. (1987). Prevalencia parasitaria a través de exámenes de heces en bovinos del cantón Paute. 22-62. Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Gómez, T., & Sancho, W. (2010). "Estudio demográfico comparativo de los cantones orientales: Paute, Gualaceo y Sígsig con los cantones occidentales: Santa Isabel y Girón, según los censos de 1982, 1990 y 2001. Recuperado el 08 de Noviembre de 2016 de <dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/1980/1/thg385.pdf>
- Guayllas, D. (2015). "Prevalencia de parásitos gastrointestinales y pulmonares ante y post mortem en bovinos y porcinos faenados en el camal Municipal del Cantón Yantzaza". Universidad Nacional de Loja, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Recuperado el 10 de Junio de 2016, de <dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/.../Tesis%20para%20la%20biblioteca.pdf>
- INIAP. (2005). Estación Experimental Chuquipata, Informe Técnico de Productores de Leche en Azuay y Cañar. Recuperado el 27 de Junio de 2016, de <http://repositorio.iniap.gob.ec/bitstream/41000/2382/1/INFORME%20Pastos.pdf>
- Iowa, States University. (2005). The Center for Food security and Public Health, Institute for International Cooperation in animals biologics. Recuperado el 01 de Abril de 2016, de www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/powerpoint.ph



- Jimenez, A. (2013). Coccidiosis Bovina. Recuperado el 17 de Mayo de 2016, de axonveterinaria.net/web_axoncomunicacion/.../17/cys_17_coccidiosis_bovina.pdf
- Johnstone, C. (2000). The Nematodes. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de http://cal.vet.upenn.edu/projects/merial/Nematodes/nems_9.htm
- Johnstone, C. (2012). Parásitos y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de http://cal.vet.upenn.edu/projects/merialsp/Strongls/strong_6bsp.htm
- Junquera. (2015). Bonostomum spp, parasitic hookworms of cattle, sheep and goats. Biology, prevention and control. Recuperado el 01 de Septiembre de 2015, de http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2631&Itemid=2909
- Junquera. (2015). Cooperia spp, gusanos nemátodos parásitos del intestino delgado en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. Recuperado el 23 de Abril de 2016, de <https://translate.google.com.ec/#en/es/COOPERIA%20spp%2C%20parasitico%20roundworms%20of%20CATTLE%2C%20SHEEP%20and%20GOATS.%20Biology%2C%20prevention%20and%20control.%20Cooperiosis%2C%20cooperiasis>
- Junquera, P. (2016). Parasitipedia, Strongyloides spp, gusanos nematodos parásitos del intestino delgado en el ganado bovino, ovino, porcino y aviar: biología, prevención y control. Recuperado el 30 de Abril de 2016, de http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=164&Itemid=244
- Kaufmann, J. (1996). Parasitic Infections of Domestic Animals. Berlin: Birkhauser Verlag.
- Khumpool, G. (2012). Adaptation of the PERL-chamber system as an in vitro. University of Veterinary Medicine Hannover. Thesis Submitted in partial fulfilment of the requirements for the degree. Doctor of Veterinary Medicine. Recuperado el 04 de Abril del 2016, de elib.tiho-hannover.de/.../khumpoolg_ss12.pdf
- Lapage, G. (1968). Parasitología Veterinaria. México: Continental.



- Larsen, J; Campbel, N; & Attwood. (2007). Departament of Environment and Primary Industris. Ostertagia in cattle. Recuperado el 02 de Septiembre de 2015, de Ostertagia in cattle: <http://www.depi.vic.gov.au/agriculture-and-food/pests-diseases-and-weeds/animal-diseases/beef-and-dairy-cows/ostertagia-in-cattle>
- Leal, M., & Amieva, M. (2013). Itson. Recuperado el 30 de Abril de 2016, de Itson : <http://es.slideshare.net/moamlu/strongyloides-spp>
- Llinas, X. (2012). Parásitos gastrointestinales del ganado bovino lechero del Ejido Chametal, Baja California Sur. Recuperado el 14 de Junio de 2016, de biblio.uabcs.mx/tesis/TE%202750.pdf
- Lopez, L., & Romero, J. (2008). Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermediario. Revista De Colombia Ciencias Pecuarias., 5-6-7.
- Marín. (2013) Haemonchus spp. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de Haemonchus spp.: es.slideshare.net/mvzmarin/haemonchus-contortus-ovinos
- Marín, E., Mencho, J. D., Guerra, Y., Elena, M., Vale, & García, N. (2005). Correspondencia entre el nivel de infestación parasitaria y el eritrograma. Recuperado el 04 de Julio de 2016, de Redvet: www.veterinaria.org/revistas/redvet/n030305/030503.pdf
- Márquez, D. (2003). Nueva tendencia para el control de los Parásitos Bovinos en Colombia. Colombia: Corpoica.
- Mateus, G. (1983). Parásitos Internos de los bovinos. Turrialba, Costa Rica: Catie.
- Mederos, A., & Banchemo, G. (2013). Parasitosis Gastrointestinales de Ovinos y Bovinos. Sitio Argentino de Produccion Animal , 1-6. Recuperado el 07 de Noviembre de 2016, de Sitio Argentino de Producción Animal.: www.produccion-animal.com.ar/.../parasitarias/parasitarias_ovinos/21-gastrointestinal
- Merial. (2001). Ostertagia ostertagi, Brown Stomach Worm. Recuperado el 31 de Marzo de 2016, de us.merial.com/producers/pdfs/Ostertagia_ostertagi.pdf



- Montico, M., & Rodríguez, M. (2012). Parásitos Gastrointestinales en Bovinos. Inta. Recuperado el 28 de Mayo de 2016, de corfo.gob.ar/wp-content/uploads/2015/12/parasitosisgastrointestinal.pdf
- Murray, W., & Shelagh, C. (2012). The Canadian Veterinary Journal La Revue Veterinaire Canadienne.PMC, Can Vet. Recuperado el 19 de Abril de 2016, de PMC, Can Vet: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3377466/>
- Navone, G., Gamboa, M., Kozubsky, L., Costas, M. C., Sisliauskas, M., & Gonzales, M. (2005). Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. Recuperado el 04 de Julio de 2016, de Parasitología Veterinaria: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid
- Noboa, J. (2004). Elaboración e Implementación de un plan integral profiláctico sanitario y de manejo zootécnico para combatir eficazmente la parasitosis bovina. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencia Pecuarias, Escuela de Ingeniería Zootecnica. Recuperado el 15 de Junio de 2016, de <http://dspace.espace.edu.ec/bitstream/123456789/1891/1/17T0695.pdf>
- Olivas, E. (2004). Manual de Prácticas de Microbiología I y II; Programa de Medicina. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Instituto de Ciencias Médicas. México, D.R.
- Over the Counter . (2013). Gutworm control in dairy cattle. Recuperado el 30 de Abril de 2016, de http://www.overthecounter.cc/training_modules_view.asp?module=Cattle&id=217
- Parasites World. (2009). Oesophagostomum radiatum. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de <http://parasites-world.com/oesophagostomum-radiatum-3/>
- Paredes, C. (2014). Incidencia parasitaria gastrointestinal en la ganadería lechera en al hacienda "Monte Carmelo" sector Urbina provincia del Chimborazo. Tesis, Universidad Tecnica de Ambato, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ambato. Recuperado el 19 de Mayo de 2016, de repo.uta.edu.ec/.../Tesis%2013%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zoote%20cna%20-...
- Paternina, K. (2011). Parasitología veterinaria, técnicas de diagnóstico coprológico. Recuperado el 5 de Mayo de 2016, de



<http://karenpaterninanegrete.blogspot.com/2011/12/parasitologia-veterinaria-tecnicas-de.html>

Pestana, C. (1995). Patología Especial y Diagnóstico de las Enfermedades de los Animales Domésticos. La Habana, Cuba: Tonas Di Bella.

Pinedo, R. (2011). Universidad Mayor Nacional de San Marcos. Escuela de Medicina Veterinaria: Paramfistomosis Bovina: Parasitosis Emergente en Perú. Sirivis Sistema de Revisiones en Investigación Veterinaria de San Marcos. Recuperado el 05 de Mayo de 2015, de veterinaria.unmsm.edu.pe/.../Articulo_paramfistomosis_bovina_.

Piña, X. (2013). Paramphistomosis Bovina. Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropacuarias, Escuela de Medicina Veterinaria. Recuperado el 17 de Mayo de 2016, de dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/431/1/TESIS.pdf

Pizauro, & Silva, C. (2015). Toxocara vitulorum em bezerros bubalinos da raza murrrah relato de caso. Departamento de Clínica y Cirugía Veterinária, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – FCAV/ UNESP. Vía de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, Jaboticabal, São Paulo. Departamento de Patologia Veterinária. Recuperado el 19 de Abril de 2016, de www.sovergs.com.br/site/38conbravet/.../783.pdf

Puerta, D., & Pinzón, V. (2014). Universidad Cooperativa de Colombia. Cooperia. Recuperado el 15 de Enero de 2016, de <http://es.slideshare.net/vivianpinzon1/cooperia-spp>

Quiroz. (2005). Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Mexico: Limusa Noriega Editores.

Quizlet. (2016). Parasitology Taxonomy Spelling/Common names. Recuperado el 04 de Abril de 2016, de Quizlet: <https://quizlet.com/84124780/parasitology-taxonomy-spellingcommon-names-flash-cards/>

Reinoso, O., & Soto, S. (2006). Cálculo y Manejo en pastoreo controlado II. Pastoreo rotativo y en franjas. Revista Veterinaria, Montevideo. Recuperado el 22 de Junio de 2016, de [Revista Veterinaria, Montevideo: www.produccion-animal.com.ar/...manejo.../pastoreo%20sistemas/52-art_pastoreo2_c..](http://www.produccion-animal.com.ar/...manejo.../pastoreo%20sistemas/52-art_pastoreo2_c..)



- Rivadeneira, M. (2012). Diarrea en Terneros por Coccidiosis. Universidad de Cuenca, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Recuperado el 17 de Mayo de 2016
- Rodriguez, A., Mederos, A., & Ciappersoni, G. (2012). Buenas Prácticas para recolección y traslado de Materia Fecal para examen coprológico. INIA. Recuperado el 28 de Marzo de 2016, de INIA: <http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/18429050613113031.pdf>
- Rodriguez, I., & Juela, E. (2016). "Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca", Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria. Recuperado el 13 de Junio de 2016, de dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/443/1/TESIS.pdf
- Rodríguez, R., Galera, L., & Domínguez, J. (2001). Frecuencia de animales domésticos diagnosticados en Yucatán, Mexico. *Biomed*, 19,20,21. Recuperado 12 de marzo del 2015, de <http://www.medigraphic.com/pdfs/revbio/bio-2001/bio011d.pdf>
- Rojas, C. (2011). Datos Veterinarios. *Trichostrongylus axei*. Recuperado el 29 de Abril de 2016, de <http://crisrojasreyes.blogspot.com/2011/05/trichostrongylus-axei.html>
- Romero, J., & Sanabria, R. (2005). Cursos de Enfermedades de Rumiantes y Cerdos – Clínica y Sanidad de Rumiantes -CEDIVE-Facultad de Ciencias Veterinarias UNLP. Parasitismo gastrointestinal y pulmonar de rumiantes. Recuperado el 27 de Abril de 2016, de cedivechascomus.com.ar/wp-content/uploads/.../GEV-RUM-2010.pdf
- Romero, B., & Valverde, J. (Junio de 2015). "Comparación de Dos Métodos de Diagnóstico Parasitario (Examen Directo y Ritchiee Modificado) e Identificación de parásitos gastrointestinales en Bovinos del Municipio Larreynaga-Malpaisillo la Comunidad Valle de las Zapatas . Universidad Autónoma Nacional de Nicaragua. Recuperado el 07 de Julio de 2016: riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/3850
- Sánchez, D. P. (2014). Diagnóstico de parásitos gastrointestinales y pulmonares en bovinos y cerdos que se faenan en el camal municipal del Cantón Catamayo. Universidad Nacional de Loja. Recuperado el 14 de Junio de 2016: dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/10601



- Silva, D., & Santana, A. (2015). *Toxocara vitulorum* in newborn buffalo calves. *Investigação, Medicina Veterinária*. Recuperado el 15 de marzo del 2016, de: publicacoes.unifran.br/index.php/investigacao/.../77...
- Sixtos, C. (2013). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos. *Virbac Salud Animal*, Pag.5- 6-7.
- Soca, M., Soca, M., & Roque, E. (2005). Epizootiología de los nemátodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes. *Pastos y Forrajes*. Recuperado el 22 de 04 de 2016, de Estación Experimental de Pastos y Forrajes. Matanzas. Cuba: Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=269121675001>
- Soulsby, E. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos* (Séptima ed.). México: Interamericana.
- Toro, Rubilar, & Pérez, P. (2015). Resistencia antihelmíntica en nematodos gastrointestinales de ovinos tratados con ivermectina y fenbendazol. *Scielo*, 2,3. Reduperado el 15 de mayo del 2016: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-732X2014000200010
- Tulp. (2013). Anatomía del Dr. Tulp. *Biología: Reino Animalia, Invertebrados (Nematodos)*. Recuperado el 15 de Enero de 2016, de *Biología: Reino Animalia, Invertebrados (Nematodos)* : <http://capitulosdeanatomiadeldrtulp.blogspot.com/2013/05/reino-animalia-invertebrados-nematodos.html>
- Urdaneta, Á., Urdaneta, M., Parra, A., Everts, C., & Ramírez, R. (Enero de 2011). Prevalencia y grado de infección de helmintos gastrointestinales en rebaños bovinos doble propósito del municipio Miranda del estado Zulia, Venezuela. *Revista de la Universidad de Zulia* *Revista de la Universidad de Zulia* 3ª época, 184-193. Recuperado el 20 de Abril de 2016, de produccioncientificaluz.org/index.php/rluz/article/download/.../12634
- Uribarren, T. (2016). Giardiosis o Giardiasis. Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina, UNAM. Recuperado el 18 de Mayo de 2016, de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/giardiasis.html>
- Varcárcel, F. (2010). Atlas de parasitología: céstodos. *Revista Argentina* , 3,4,5.



- Vásquez, P., Prada, G., & et.al. (2007). Resistencia antihelmíntica en los Nemátodos Gastrointestinales del Bovino. Revista de Medicina Veterinaria N° 13: 59-76 /, 59. Recuperado el 07 de Noviembre de 2016, de www.dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/4943896.pdf
- Velástegui, F., & Guerra, J. (2012). Universidad Central del Ecuador, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Recuperado el 17 de Mayo de 2016, de www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/335/1/T-UCE-0014-5.pdf
- Vélez, E. (2013). Factores de origen ambiental que afectan la producción de leche en vacunos bajo pastoreo semintensivos. Recuperado el 30 de Mayo de 2016, de veterinaria.unmsm.edu.pe/files/Articulo_velez.pdf
- Vetbook. (2012). Ostertagia spp. Recuperado el 04 de Abril del 2016, de http://vetbook.org/wiki/cow/index.php?title=Ostertagia_spp
- Vigorito, M. (2015). Gastroenteritis verminosis en rumiantes . Recuperado el 08 de Noviembre de 2016, de slideplayer.es/slide/3204570/
- Villar. (2009). Efecto de los parasitismos sobre la producción bovina. Villavicencio, Meta, Colombia. Recuperado el 22 de Abril de 2016, de: www.produccion-animal.com.ar/sanidad.../120-Efecto_parasitismos.pdf
- Villar (2007). Efectos del parasitismo gastrointestinal sobre la nutrición en vacunos. Engormix. Recuperado el 12 de Abril del 2016, de: www.produccion-animal.com.ar/...bovinos/87-parasitismo_sobre_nutricion.pdf
- Villar, E. (2006). Efectos del Parasitismo Gastrointestinal sobre la nutrición en vacunos. Recuperado el 27 de Abril de 2016, de www.produccion-animal.com.ar/.../87-parasitismo_sobre_nutricion.pdf
- Viney, M., & Lok, J. (2007). 1School of Biological Sciences, University of Bristol, Woodland Road, Bristol BS8 1UG, UK 2Department of Pathobiology, School of Veterinary Medicine, University of Pennsylvania, 3800 Spruce Street, Philadelphia, PA 19104-6008, USA. Recuperado el 06 de Abril de 2016, de Strongyloides spp.*: www.wormbook.org/...genomesStrongyloides/geno



8. ANEXOS

Anexo 1

Tabla 11: Prueba de Chi-cuadrado en relación a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los 9 cantones orientales de la Provincia del Azuay.

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	28,754 ^a	8	,000
Razón de verosimilitud	27,970	8	,000
N de casos válidos	942		

a. 1 casillas (5,6%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 3,17.

Anexo 2

Tabla 12: Prueba de Friedman en relación a los parásitos gastrointestinales presentes en los animales en estudio.

Rangos

	Rango promedio
Eimeria bovis	1,87
6.Strongyloides papillosus.	1,13



Estadísticos de prueba^a

N	942
Chi-cuadrado	683,052
GI	1
Sig. Asintótica	,000

a. Prueba de Friedman

Anexo 3

Tabla 13: Prueba de McNemar en relación a las dos técnicas de laboratorio.

Estadísticos de prueba^a

	Prevalencia Sedimentación & Prevalencia Flotación
N	942
Chi-cuadrado ^b	3,681
Sig. Asintótica	,055

a. Prueba de McNemar

b. Continuidad corregida

Anexo 4

Tabla 14: Grado de infestación individual de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones Orientales de la Provincia del Azuay, mediante la técnica de sedimentación.



Parásito	Grado de Infestación					
	No parasitado %	Leve %	Moderado %	Grave %	Muy grave (%)	Total positivos (%)
<u>Nematodos</u>						
<i>Ostertagia spp.</i>	92,7	7,3	—	—	—	7,3
<i>Toxocara vitulorum</i>	96,5	3,5	—	—	—	3,5
<i>Cooperia spp.</i>	98,1	1,9	—	—	—	1,9
<i>Bonostomum spp.</i>	98,2	1,8	—	—	—	1,8
<i>Haemonchus spp.</i>	98,2	1,8	—	—	—	1,8
<i>Oesophagostomum spp.</i>	98,9	1,1	—	—	—	1,1
<i>Trichostrongylus axei</i>	99,2	0,8	—	—	—	0,8
<i>Strongyloides papillosus</i>	99,5	0,5	—	—	—	0,5
<u>Protozoarios</u>						
<i>Eimeria bovis</i>	35,5	59,8	4,2	0,2	0,3	64,5
<i>Giardia intestinalis</i>	99,4	0,6	—	—	—	0,6
<u>Céstodo</u>						
<i>Moniezia expansa</i>	99,5	0,5	—	—	—	0,5
<u>Tremátodo</u>						
<i>Paraphistomum</i>	84,1	15,3	0,6	—	—	15,9



cervi.

Anexo 5

Tabla 15: Grado de infestación individual de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones Orientales de la Provincia del Azuay, mediante la prueba de flotación.

Parásito	Grado de Infestación					Total positivos (%)
	No Parasitado (%)	Leve (%)	Moderado (%)	Grave (%)	Muy grave (%)	
<u>Nematodos</u>						
<i>Ostertagia spp.</i>	83,3	16,7	–	–	–	16,7
<i>Oesophagostomum spp.</i>	88,3	11,7	–	–	–	11,7
<i>Haemonchus spp.</i>	92,0	8	–	–	–	8,0
<i>Cooperia spp.</i>	95,2	4,8	–	–	–	4,8
<i>Bonostomum spp.</i>	97,0	3,0	–	–	–	3,0
<i>Trichostrongylus axei</i>	97,9	2,1	–	–	–	2,1
<i>Toxocara vitulorum</i>	98,3	1,7	–	–	–	1,7
<i>Satrongyloides papillosus</i>	99,2	0,8	–	–	–	0,8
<u>Protozoarios</u>						
<i>Eimeria bovis</i>	44,9	52,3	2,4	0,2	0,1	55,0
<i>Giardia intestinalis</i>	99,0	1,0	–	–	–	1,0
<u>Cestodo</u>						



<i>Moniezia expansa</i>	98,8	1,2	–	–	–	1,2
<u>Tremátodo</u>						
<i>Paraphistomum cervi.</i>	90,9	8,9	0,2	–	–	9,1

Anexo 6

Tabla 16: Prueba de Chi-cuadrado para el factor sistema de pastoreo.

Pruebas de Chi-cuadrado

	Valor	Gl	Sig. Asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	5,972 ^a	1	,015
Corrección de continuidad ^b	5,242	1	,022
Razón de verosimilitud	7,164	1	,007
Prueba exacta de Fisher			
Asociación lineal por lineal	5,966 ^d	1	,015
N de casos válidos	942		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 13,92.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Anexo 7

Tabla 17: Prueba de Chi-cuadrado para el factor sistema sanitario.

Pruebas de Chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. Asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	1,998 ^a	1	,157
Corrección de continuidad ^b	1,564	1	,211
Razón de verosimilitud	2,208	1	,137



Prueba exacta de Fisher			
Asociación lineal por lineal	1,996 ^d	1	,158
N de casos válidos	942		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 12,34.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Anexo 8

Tabla 18: Prueba de Chi-cuadrado para el factor carga animal.

Prueba de Chi-cuadrado			
	Valor	Gl	Sig. Asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	6,914 ^a	1	,009
Corrección de continuidad ^b	6,349	1	,012
Razón de verosimilitud	6,471	1	,011
Prueba exacta de Fisher			
Asociación lineal por lineal	6,907 ^d	1	,009
N de casos válidos	942		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 31,01.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Anexo 9

Tabla 19: Prueba de Chi-cuadrado para el factor piso altitudinal.



Pruebas de Chi-cuadrado

	Valor	Gl	Sig. Asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	9,391 ^a	2	,009
Razón de verosimilitud	7,024	2	,030
Asociación lineal por lineal	1,998	1	,158
N de casos válidos	942		

a. 1 casillas (16,7%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 1,59.

Anexo 10: Vacas muestreadas





Anexo 11: Hoja de campo (Encuesta)

Fecha:	Nombre del Predio:	Telf.:
Cantón:	Parroquia:	Sector:
Propietario o Persona encuestada:		
Ubicación GPS:		Piso Altitudinal:
DATOS DEL ANIMAL MUESTREADO		
Nombre:	Número de arete:	Raza:
SISTEMA SANITARIO		
Si desparasitado :		
No desparasitado:		
CARGA ANIMAL		
Categoría	Raza	Total
Toro Adulto		
Toro Joven		
Vaca		
Vaca Seca		
Vacona Vientre		
Vaquilla Media		
Tenera		
Ternero		
SISTEMA DE PASTOREO		
Continuo:		Rotativo:

Anexo 12: Fórmula equivalente de unidad animal %

Fórmula equivalente de unidad animal %

Toro Adulto	1,3
Toro Joven	0,8
Vaca	1
Vacona Vientre	0,7
Vaquilla Media	0,8
Tenera	0,6
Ternero	0,6

Fuente: (Albeitar, 2013)

Anexo 13: Toma de Muestra



Anexo 14: Trabajo de laboratorio

1. Recepción de la muestra



2. Toma de datos de la muestra



Fuente: (Autora, 2016)

3. Análisis de la muestra

Numeración de los vasos

Colocación de la muestra en el recipiente de plástico



Fuente: (Autora, 2016)

Adición de agua destilada-
solución salina

Mezclar



Fuente: (Autora, 2016)



Cernido de la muestra



Observación



Fuente: (Autora, 2016)



Anexo 15: Hoja de Campo – Laboratorio

Plantilla de Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales de los Cantones Orientales del Azuay		Fecha:							
Realizado Por:		Raza Del Animal	Numero						
Nombre Del Propietario:		pruebas de laboratorio Aplicadas							
Lugar De Procedencia:		Resultados de Flotación		Grado De Infestacion					
Latitud:		positivo	negativo	no parasitado	leve	moderado	grave	muy grave	
				0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	mayor a 10 huevos	
Resultados De Los Parasitos Gastrointestinales	1. Bunostomum spp.								
	2. Cooperia spp								
	3. Haemonchus spp.								
	4. Ostertagia spp.								
	5. Oesophagostomum spp.								
	6. Strongyloides papillosus.								
	7. Toxocara Vitulorum								
	8. Trichostrongylus axei.								
	9. Giardia Duodenalis								
	10. Eimeria bovis								
	11. Paramphistomum cervi								
	12. Moniezia expansa								
		Resultados de Sedimentación		Grado De Infestacion					
		positivo	negativo	no parasitado	leve	moderado	grave	muy grave	
				0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	mayor a 10 huevos	
	1. Bunostomum spp.								
	2. Cooperia spp								
	3. Haemonchus spp.								
	4. Ostertagia spp.								
	5. Oesophagostomum spp.								
	6. Strongyloides papillosus.								
	7. Toxocara Vitulorum								
	8. Trichostrongylus axei.								
	9. Giardia Duodenalis								
	10. Eimeria bovis								
	11. Paramphistomum cervi								
	12. Moniezia expansa								

Tutor: Dr. Juan Vázquez Mosquera



9. GLOSARIO

- **Prevalencia:** es el número total de casos enfermos para un tipo específico de enfermedad, en un momento y lugar particular y especial.
- **Parásito:** aquel que se alimenta de las sustancias que elabora un ser vivo de distinta especie, viviendo en su interior o sobre su superficie, con lo que suele causarle algún daño o enfermedad.
- **Gastrointestinales:** referente al estómago y los intestinos conjuntamente.
- **Parasitosis:** enfermedad causada por parásitos.
- **Helmintos:** vermes o gusanos parásitos que pueden vivir dentro o fuera de sus hospedaderos.
- **Blastómero:** Cada una de las células que se originan en la primera división del óvulo fecundado
- **Inhibir:** suspender o impedir.
- **Emaciación:** adelgazamiento patológico-
- **Hipobiosis:** interrupción temporal parasitaria del desarrollo en un momento específico del ciclo biológico de los nematodos en la fase parasitaria.
- **Infestación:** invasión de un organismo vivo por agentes parásitos externos o internos.
- **Partenogénesis:** forma de reproducción basada en el desarrollo de células sexuales femeninas no fecundadas.