

# UNIVERSIDAD DE CUENCA



## FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

### CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay”.**

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

**Autores:**

García Jara Diana Carolina

Quito Ucho Tania Isabel

**Director:**

Dr. Juan Mesías Vázquez Mosquera M.V.Z

**Cuenca – Ecuador**

**2017**



---

## RESUMEN

Para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay, se tomaron 870 muestras de heces, las cuales fueron analizadas mediante las técnicas de flotación (PF) y sedimentación (PS), en el laboratorio de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca; además, se evaluó la relación entre la prevalencia y las variables sistema de pastoreo, sistema sanitario, carga animal, piso altitudinal y dispersión de heces. Se determinó una prevalencia total de parásitos gastrointestinales de  $88,4 \pm 1,1\%$  y un valor para la técnica de flotación de  $68,6 \pm 1,6\%$  y sedimentación  $79,7 \pm 1,5\%$ . Se estableció una mayor frecuencia para el género *Eimeria bovis* con grados de infestación leve ( $49 \pm 1,7\%$  PF;  $68,9 \pm 1,6\%$  PS) y moderado ( $2 \pm 0,5\%$  PF;  $3,3 \pm 0,6\%$  PS). Se encontró interacción entre la prevalencia y las variables sistema de pastoreo, carga animal, piso altitudinal y dispersión de heces ( $P < 0,05$ ); sin embargo con el sistema sanitario no existió una evidencia significativa que determine una relación ( $P > 0,05$ ). Por lo tanto, un inadecuado programa de control de parásitos, puede generar resistencia al principio activo del medicamento; lo ideal es utilizar un fármaco específico frente a parásitos internos, previo a un análisis coprológico.

**Palabras clave:** PREVALENCIA, PARÁSITOS GASTROINTESTINALES, NEMATODOS, PLATELMINTOS, PROTOZOOS, BOVINOS.



---

## ABSTRACT

To determine the prevalence of gastrointestinal parasites in adult cows in the western cantons of the Azuay, 870 stool samples were taken, which were analyzed by flotation (PF) and sedimentation (PS) techniques, in the laboratory of the Agricultural Sciences School at the University of Cuenca. In addition, the relationship between prevalence and the variables grazing system, sanitary system, animal load, altitudinal floor and dispersion of feces were evaluated. A percentage of  $88,4 \pm 1.1\%$  for total prevalence of gastrointestinal parasites, a value of  $68,6 \pm 1.6\%$  for the flotation technique and  $79,7 \pm 1.5\%$  for sedimentation were determined. A higher frequency was established for the genus *Eimeria bovis* with low ( $49 \pm 1,7\%$  PF ;  $68,9 \pm 1,6\%$  PS) and moderate infestation ( $2 \pm 0,5\%$  PF ;  $3,3 \pm 0,6\%$  PS). It was found interaction between the prevalence and the variables grazing system, animal load, altitudinal floor and dispersion of feces ( $P < 0.05$ ). However with the health system there was no significant evidence to determine a relationship ( $P > 0.05$ ). Therefore, an inadequate parasite control program may generate resistance to the active ingredient of the drug. The optimum idea is to use a specific drug against internal parasites, prior to a coprological analysis.

**Key words:** PREVALENCE, GASTROINTESTINAL PARASITES, NEMATODES, PLATELMINTOS, PROTOZOOS, BOVINE.



## ÍNDICE

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
1 INTRODUCCIÓN.....	20
Objetivos.....	21
Objetivo General.....	21
Objetivos Específicos .....	21
Pregunta de investigación.....	21
2 REVISIÓN DE LITERATURA .....	22
2.1 Helmintos.....	22
2.1.1 Nematelmintos.....	23
2.1.2 <i>Bunostomun spp</i> .....	25
2.1.2.1 Generalidades .....	25
2.1.2.2 Localización.....	25
2.1.2.3 Descripción morfológica .....	26
2.1.2.4 Ciclo biológico .....	27
2.1.2.5 Características clínicas.....	27
2.1.2.6 Diagnóstico.....	28
2.1.2.7 Prevención y control .....	28
2.1.3 <i>Cooperia spp</i> .....	28
2.1.3.1 Generalidades .....	28
2.1.3.2 Localización.....	29
2.1.3.3 Descripción morfológica .....	29
2.1.3.4 Ciclo biológico .....	30
2.1.3.5 Características clínicas.....	31
2.1.3.6 Diagnóstico.....	31
2.1.3.7 Prevención y control .....	31
2.1.4 <i>Haemonchus spp</i> .....	31
2.1.4.1 Generalidades .....	31
2.1.4.2 Localización.....	32
2.1.4.3 Descripción morfológica .....	32



---

2.1.4.4 Ciclo biológico .....	33
2.1.4.5 Características clínicas.....	34
2.1.4.6 Diagnóstico.....	34
2.1.4.7 Prevención y control .....	35
2.1.5 <i>Oesophagostomun spp.</i> .....	35
2.1.5.1 Generalidades .....	35
2.1.5.2 Localización.....	35
2.1.5.3 Descripción morfológica .....	35
2.1.5.4 Ciclo biológico .....	36
2.1.5.5 Características clínicas.....	38
2.1.5.6 Diagnóstico.....	38
2.1.5.7 Prevención y control .....	38
2.1.6 <i>Ostertagia spp.</i> .....	39
2.1.6.1 Generalidades .....	39
2.1.6.2 Localización.....	39
2.1.6.3 Descripción morfológica .....	39
2.1.6.4 Ciclo biológico .....	40
2.1.6.5 Características clínicas.....	41
2.1.6.6 Diagnóstico.....	42
2.1.6.7 Prevención y control .....	42
2.1.7 <i>Strongyloides papillosus</i> .....	42
2.1.7.1 Generalidades .....	42
2.1.7.2 Localización.....	43
2.1.7.3 Descripción morfológica .....	43
2.1.7.4 Ciclo biológico .....	44
2.1.7.5 Características clínicas.....	45
2.1.7.6 Diagnóstico.....	45
2.1.7.7 Prevención y control .....	45
2.1.8 <i>Toxocara vitolorum</i> .....	46
2.1.8.1 Generalidades .....	46



---

2.1.8.2 Localización.....	46
2.1.8.3 Descripción morfológica .....	46
2.1.8.4 Ciclo biológico .....	47
2.1.8.5 Características clínicas.....	48
2.1.8.6 Diagnóstico.....	48
2.1.8.7 Prevención y control .....	49
2.1.9 <i>Trichostrongylus axei</i> .....	49
2.1.9.1 Generalidades .....	49
2.1.9.2 Localización.....	49
2.1.9.3 Descripción morfológica .....	49
2.1.9.4 Ciclo biológico .....	50
2.1.9.5 Características clínicas.....	51
2.1.9.6 Diagnóstico.....	52
2.1.9.7 Prevención y control .....	52
2.2 Platelminfos .....	52
2.2.1 <i>Moniezia expansa</i> .....	53
2.2.1.1 Generalidades .....	53
2.2.1.2 Localización.....	53
2.2.1.3 Descripción morfológica .....	53
2.2.1.4 Ciclo biológico .....	55
2.2.1.5 Características clínicas.....	56
2.2.1.6 Diagnóstico.....	57
2.2.1.7 Prevención y control .....	57
2.2.2 <i>Paramphistomum cevi</i> .....	57
2.2.2.1 Generalidades .....	57
2.2.2.2 Localización.....	57
2.2.2.3 Descripción morfológica .....	58
2.2.2.4 Ciclo biológico .....	59
2.2.2.5 Características clínicas.....	60
2.2.2.6 Diagnóstico.....	60



---

2.2.2.7	Prevención y control .....	60
2.3	Protozoarios.....	60
2.3.1	<i>Eimeria bovis</i> .....	61
2.3.1.1	Generalidades .....	61
2.3.1.2	Localización.....	61
2.3.1.3	Descripción morfológica .....	62
2.3.1.4	Ciclo biológico .....	62
2.3.1.5	Características clínicas.....	64
2.3.1.6	Diagnóstico.....	65
2.3.1.7	Prevención y control .....	65
2.3.2	<i>Giardia duodenalis</i> .....	66
2.3.2.1	Generalidades .....	66
2.3.2.2	Localización.....	66
2.3.2.3	Descripción morfológica .....	66
2.3.2.4	Ciclo biológico .....	67
2.3.2.5	Características clínicas.....	68
2.3.2.6	Diagnóstico.....	69
2.3.2.7	Prevención y control .....	69
2.4	Parámetros que determinan la gravedad de una parasitosis gastrointestinal ...	69
2.4.1	Sistema de pastoreo .....	69
2.4.2	Sistema sanitario .....	70
2.4.3	Carga animal .....	70
2.4.4	Piso altitudinal .....	71
2.4.5	Dispersión de heces .....	71
3	MATERIALES Y MÉTODOS.....	73
3.1	MATERIALES .....	73
3.1.1	Materiales de campo .....	73
3.1.1.1	Físicos .....	73
3.1.1.2	Biológicos .....	73
3.1.2	Materiales de laboratorio .....	73



---

3.1.2.1 Físicos.....	73
3.1.2.2 Químicos .....	74
3.1.3 Materiales de oficina.....	74
3.1.3.1 Físicos.....	74
3.2 MÉTODOS.....	75
3.2.1 Ubicación.....	75
3.2.2 Población en estudio .....	76
3.2.2.1 Población.....	76
3.2.2.2 Número de muestras de heces.....	77
3.2.2.4 Criterios de inclusión .....	77
3.2.2.5 Criterios de exclusión .....	78
3.2.2.6 Variables dependientes .....	78
3.2.2.7 Variables independientes .....	78
3.3 METODOLOGÍA .....	80
3.3.1 Toma de muestra.....	80
3.3.2 Pruebas de laboratorio.....	82
3.3.2.1 Método de flotación con solución salina saturada.....	82
3.3.2.2 Método de sedimentación espontánea .....	85
3.3.3 Interpretación.....	89
3.3.4 Análisis estadístico .....	89
4 RESULTADOS Y DISCUSIONES .....	91
4.1 Prevalencia de parásitos gastrointestinales .....	91
4.2 Grado de infestación de los parásitos gastrointestinales de acuerdo a la técnica de diagnóstico.....	93
4.3 Relación entre la prevalencia de parásitos gastrointestinales y factores ambientales/manejo.....	96
5 CONCLUSIONES.....	100
6 BIBLIOGRAFÍA.....	101
7 ANEXOS .....	111



---

## INDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b> Clasificación taxonómica de los nematelmintos. ....	25
<b>Tabla 2:</b> Clasificación taxonómica de los platelmintos. ....	53
<b>Tabla 3:</b> Clasificación taxonómica de los protozoarios.....	61
<b>Tabla 4:</b> Descripción de los cantones en estudio.....	76
<b>Tabla 5:</b> Número de semovientes muestreados en los cantones de la zona occidental del Azuay. ....	77
<b>Tabla 6:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos de la zona occidental del Azuay. ....	91
<b>Tabla 7:</b> Grado de infestación de parasitismo gastrointestinal en bovinos por la técnica de flotación. ....	93
<b>Tabla 8:</b> Grado de infestación de parasitismo gastrointestinal en bovinos por la técnica de sedimentación.....	94
<b>Tabla 9:</b> Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y el sistema de pastoreo.....	96
<b>Tabla 10:</b> Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y el sistema sanitario. ....	97
<b>Tabla 11:</b> Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y carga animal. ....	97
<b>Tabla 12:</b> Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y piso altitudinal. ....	98
<b>Tabla 13:</b> Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y dispersión de heces. ....	99



## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> Anatomía de un nematodo .....	24
<b>Figura 2:</b> Parásito adulto de <i>Bunostomum</i> .....	26
<b>Figura 3:</b> Huevo del parásito <i>Bunostomum</i> .....	26
<b>Figura 4:</b> Ciclo biológico de <i>Bunostomum</i> .....	27
<b>Figura 5:</b> Parásito adulto de <i>Cooperia</i> .....	29
<b>Figura 6:</b> Huevo del parásito <i>Cooperia</i> .....	29
<b>Figura 7:</b> Ciclo biológico de <i>Cooperia</i> .....	30
<b>Figura 8:</b> Parásito adulto de <i>Haemonchus</i> .....	32
<b>Figura 9:</b> Huevo de <i>Haemonchus</i> .....	33
<b>Figura 10:</b> Ciclo biológico de <i>Haemonchus</i> .....	34
<b>Figura 11:</b> Parásito adulto de <i>Oesophagostomum</i> .....	36
<b>Figura 12:</b> Huevo del parásito <i>Oesophagostomum</i> .....	36
<b>Figura 13:</b> Ciclo biológico de <i>Oesophagostomum</i> .....	37
<b>Figura 14:</b> Parásito adulto de <i>Ostertagia</i> .....	39
<b>Figura 15:</b> Huevo del parásito <i>Ostertagia</i> .....	40
<b>Figura 16:</b> Ciclo biológico de <i>Ostertagia</i> spp .....	41
<b>Figura 17:</b> Parásito adulto de <i>Strongyloides papillosus</i> .....	43
<b>Figura 18:</b> Huevo del parásito <i>Strongyloides papillosus</i> .....	44
<b>Figura 19:</b> Ciclo biológico de <i>Strongyloides papillosus</i> .....	45
<b>Figura 20:</b> Parásito Adulto de <i>Toxocara vitolorum</i> .....	46
<b>Figura 21:</b> Huevo del parásito <i>Toxocara vitolorum</i> .....	47
<b>Figura 22:</b> Ciclo biológico <i>Toxocara vitolorum</i> .....	48
<b>Figura 23:</b> Parásito adulto de <i>Trichostrongylus axei</i> .....	50
<b>Figura 24:</b> Huevo del parásito <i>Trichostrongylus axei</i> .....	50
<b>Figura 25:</b> Ciclo biológico <i>Trichostrongylus axei</i> .....	51
<b>Figura 26:</b> Parásito adulto de <i>Moniezia expansa</i> .....	54
<b>Figura 27:</b> Huevo del parásito <i>Moniezia expansa</i> .....	54
<b>Figura 28:</b> Ciclo biológico <i>Moniezia Expansa</i> .....	56
<b>Figura 29:</b> Parásito adulto de <i>Paramphistomum cervi</i> .....	58
<b>Figura 30:</b> Huevo del parásito <i>Paramphistomum cervi</i> .....	58
<b>Figura 31:</b> Ciclo biológico de <i>Paramphistomum cervi</i> .....	59
<b>Figura 32:</b> Huevo del parásito <i>Eimeria bovis</i> .....	62
<b>Figura 33:</b> Ciclo biológico de <i>Eimeria bovis</i> .....	64
<b>Figura 34:</b> Morfología de <i>Giardia duodenalis</i> .....	67
<b>Figura 35:</b> Ciclo biológico de <i>Giardia duodenalis</i> .....	68
<b>Figura 36:</b> Mapa de los cantones occidentales de la provincia del Azuay .....	75
<b>Figura 37:</b> Recto del animal .....	80



---

<b>Figura 38:</b> Obtención de la muestra .....	80
<b>Figura 39:</b> Involución de guante .....	80
<b>Figura 40:</b> Muestra de heces.....	80
<b>Figura 41:</b> Identificación de la muestra.....	81
<b>Figura 42:</b> Conservación y traslado de las muestras.....	81
<b>Figura 43:</b> Recepción de las muestras .....	82
<b>Figura 44:</b> Depósito de heces en el vaso .....	82
<b>Figura 45:</b> Adición de solución salina .....	83
<b>Figura 46:</b> Homogenización de la muestra .....	83
<b>Figura 47:</b> Traslado del contenido a otro vaso.....	83
<b>Figura 48:</b> Eliminación de sobrenadantes .....	83
<b>Figura 49:</b> Colocación de cubreobjetos .....	84
<b>Figura 50:</b> Reposar el contenido .....	84
<b>Figura 51:</b> Retiro del cubreobjetos .....	84
<b>Figura 52:</b> Colocación en el portaobjetos .....	84
<b>Figura 53:</b> Observación a través del microscopio.....	85
<b>Figura 54:</b> Depósito de heces en el vaso .....	85
<b>Figura 55:</b> Adición de agua destilada .....	86
<b>Figura 56:</b> Homogenización de la muestra .....	86
<b>Figura 57:</b> Traslado del contenido a otro vaso.....	86
<b>Figura 58:</b> Decantación de sobrenadantes.....	86
<b>Figura 59:</b> Reposo de 30 minutos .....	87
<b>Figura 60:</b> Absorción del contenido .....	87
<b>Figura 61:</b> Colocación en el portaobjetos .....	87
<b>Figura 62:</b> Colocación de cubreobjeto.....	88
<b>Figura 63:</b> Observación a través del microscopio.....	88



---

## INDICE DE ANEXOS

<b>Anexo 1:</b> Porcentaje y error estándar del grado de infección de parásitos gastrointestinales determinados por la técnica de flotación.....	111
<b>Anexo 2:</b> Porcentaje y error estándar del grado de infección de parásitos gastrointestinales determinados por la técnica de sedimentación .....	112
<b>Anexo 3:</b> Prueba de chi-cuadrado de acuerdo al sistema de pastoreo.....	112
<b>Anexo 4:</b> Prueba de chi-cuadrado de acuerdo al sistema sanitario .....	113
<b>Anexo 5:</b> Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a carga animal .....	113
<b>Anexo 6:</b> Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a piso altitudinal. ....	114
<b>Anexo 7:</b> Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a dispersión de heces .....	114
<b>Anexo 8:</b> Clasificación de carga animal de las zonas occidentales del Azuay.....	115
<b>Anexo 9:</b> Hoja de campo.....	116
<b>Anexo 10:</b> Hoja de resultados de laboratorio.....	117



### Cláusula de Derecho de Autor

Yo, Diana Carolina García Jara autora de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales 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 hiciere de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autora.

Cuenca, 10 de enero del 2017

---

Diana Carolina García Jara

C.I: 060301740-1



### Cláusula de Derecho de Autor

Yo, Tania Isabel Quito Ucho autora de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales 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 hiciere de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autora.

Cuenca, 10 de enero del 2017

---

Tania Isabel Quito Ucho

C.I: 010605302-8



### Cláusula de Propiedad Intelectual

Yo Diana Carolina García Jara autora de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay”**, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca, 10 de enero del 2017

A handwritten signature in blue ink, appearing to be 'Diana Carolina García Jara', written over a horizontal line.

Diana Carolina García Jara

C.I: 060301740-1



### Cláusula de Propiedad Intelectual

Yo Tania Isabel Quito Ucho autora de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay”**, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca, 10 de enero del 2017

A handwritten signature in blue ink, reading 'Tania Isabel Quito Ucho', positioned above a horizontal line.

Tania Isabel Quito Ucho  
C.I: 010605302-8



## AGRADECIMIENTO

Queremos agradecer, a Dios por todas las bendiciones y por dotarnos de lo necesario para llegar hasta aquí, el camino ha sido largo pero gracias a Él tenemos una meta más cumplida. A nuestra familia por el apoyo incondicional que nos han brindado en nuestra vida, por creer en nosotros y enseñarnos que con esfuerzo y humildad todas las puertas nos serán abiertas.

A nuestros profesores que nos han ayudado a culminar este trabajo tan importante, al Dr. Juan Vázquez M.V.Z. Msc, director de tesis, al Dr. Luis Ayala M.V.Z., Msc, PhD, al Economista Carlos Torres Eco. Msc, Al Dr. Guillermo Emilio Guevara PhD, al Dr. Saúl Landivar M.V.Z., a la Dra. Silvana Méndez, al Dr. Yuri Murillo M.V.Z, al Dr. Gonzalo López M.V.Z, al Dr. Jorge Dután por su apoyo constante y su capacidad para guiar nuestras ideas han sido parte invaluable no solo para el desarrollo de este trabajo, sino también en nuestra formación como profesionales. Gracias por su orientación y rigurosidad que fueron la clave de este trabajo en equipo, también por su disponibilidad y las facilidades que nos ayudaron a cumplir cada parte del desarrollo de nuestra tesis y de este sueño.

*Diana y Tania*



## DEDICATORIA

Dedico este trabajo principalmente a Dios, por haberme dado las facultades necesarias y bendecirme para llegar hasta este momento tan importante de mi formación personal y profesional. A mi madre, mi pilar, que a pesar de toda circunstancia jamás dejó de creer en mí, siempre desde pequeña estuvo apoyándome y alentándome cada segundo, en cada meta y paso que he dado para que sea alguien mejor en todos los sentidos. A mi hermano, uno nunca puede imaginarse cuanto puede llegar a querer a un ser tan pequeño y ahora todo un hombre, te dedico este trabajo y que cumplas también todos tus sueños y superes cada obstáculo en tu vida, siempre estaré para ti.

A mis abuelos Leopoldo y Celia, por tanto cariño y por sembrar en mí desde pequeña el ejemplo de superación y humildad, cultivando el deseo de triunfo en mi vida. A todos mis tíos en especial a Víctor y Lorena, por apoyarme cada instante de mi carrera y que a más de tíos son amigos, gracias por su presencia en cada momento, también agradecer a todos mis primos que son muchos por compartir su tiempo y cariño conmigo.

A toda mi familia, amigos, profesores, cada uno ha puesto una parte de si para este logro, que no es solo mío, a todos los aprecio mucho y espero contar siempre con su apoyo incondicional. Y como no agradecer a mi compañera de tesis por toda su paciencia en este caminar donde hemos cultivado una linda amistad.

*Diana.*



## DEDICATORIA

A lo largo del tiempo aprendemos a disfrutar cada momento que vivimos con nuestros seres queridos y personas que nos rodean, es por eso; que dedico este trabajo a Dios y a mi familia. En especial a mis padres, quienes con sus consejos, enseñanzas, como su apoyo incondicional; me han enseñado a sobrepasar dificultades que se presente en la vida para alcanzar mis metas y por todo su cariño es que los adoro.

A mis hermanos, con quienes vivimos experiencias inolvidables y aprendimos que juntos, podemos cumplir cualquier propósito que nos imaginemos.

Y a mi compañera de tesis, con quien recorrimos este camino para la realización de esta meta compartida. Como también a mis amigos con quienes he vivido una etapa muy importante de mi vida y he comprendido lo valioso de la amistad.

*Tania.*



---

## 1 INTRODUCCIÓN

Existen diferentes problemas de sanidad que afectan a las explotaciones ganaderas a nivel mundial; las enfermedades parasitarias son las más frecuentes, éstas repercuten directamente en la salud y el bienestar animal, se manifiestan por diarrea, pérdida de apetito, anemia leve a severa e incluso puede causar la muerte (Mederos & Banchemo, 2013).

Las infecciones parasitarias sub-clínicas (leves pero persistentes) son muy importantes, pues ocasionan pérdidas económicas ya que influyen sobre la producción y reproducción con incrementos en los costos asociados con su control (Almada, 2012).

El propietario asocia las diarreas profusas con parasitismo, por lo que, como medio de control aplica desparasitantes no específicos en una forma masiva, lo cual genera resistencia a los mismos y conlleva a gastos económicos innecesarios (Anziani & Fiel, 2015).

Para mejorar el desempeño productivo de las ganaderías pequeñas o grandes es necesario contar con un conocimiento básico del tipo de parásitos frecuentes en una zona o localidad, en base a parámetros ambientales y de manejo, tales como sistema de pastoreo, carga animal, sistema sanitario, piso altitudinal y dispersión de heces, con el fin de establecer programas de desparasitación gastrointestinal en bovinos (Fiel, 2013).



## Objetivos

### Objetivo General

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

### Objetivos Específicos

- Valorar el porcentaje y grado de infestación de parásitos gastrointestinales identificados, por los métodos de flotación y sedimentación.
- Determinar si existe relación entre la prevalencia de parásitos gastrointestinales y las variables: sistema de pastoreo, sistema sanitario, carga animal, piso altitudinal y dispersión de heces.

### Pregunta de investigación

El sistema de pastoreo, sistema sanitario, carga animal, piso altitudinal y dispersión de heces influyen sobre la prevalencia y grado de infestación de parásitos gastrointestinales presentes en vacas adultas pertenecientes a los cantones occidentales de la provincia del Azuay?



---

## 2 REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Helmintos

El nombre helminto proviene de las palabras griegas helmins o helmintos, verme que usualmente se aplica sólo a especies, parásitas o no, que pertenecen al Phylum Plathelminthes nematodos y organismos similares Soulsby, (1987) citado en Armijos, (2013). Éstos han sido clasificados en cuatro grupos: los Platelminthes gusanos planos, Nematelminthes o Nemátodos gusanos redondos, Acantocéfalos gusanos de cabeza espinosa y los Anélidos gusanos segmentados (Bowman, 2011).

La forma de acción en las parasitosis va a depender de muchos factores, desde el tipo de explotación, manejo, raza del animal existente en el hato, ambiente y el nivel de infectividad de pasturas (Fiel, 2013).

Este tipo de parasitosis son típicas de zonas tropicales y subtropicales, en el cual el clima es propicio para la supervivencia de los estadios externos, aumentándose así su transmisión a los hospedadores. Un factor importante en el hospedador es la edad, esto indica que mientras más joven es el animal, más susceptible y así mismo, sería el primer responsable de contaminar los pastos y transmitir al ganado restante. Los adultos poseen baja carga parasitaria, por lo tanto en esta cadena actúan como los reservorios de éstas parasitosis para animales más sensibles (Fernández *et al.*, 2011). Sin embargo, Márquez, (2003) indica que mientras más joven es el animal es menos susceptible, ya que el ternero tiende a expulsar rápidamente los huevos de los parásitos mediante las heces y al aumentar la edad los animales la excreción disminuye.



Los helmintos pueden presentar distintas manifestaciones clínicas, éstos representan una gran amenaza llegando en varias ocasiones a causar la muerte del animal. En los animales destinados a producción, estos parásitos disminuyen la producción de fibras musculares para la producción de carne, también reducen la producción de leche y otros productos para consumo (Rodríguez *et al.*, 2011). Ya que se caracterizan por producir síndromes de mala absorción y digestión, diarreas, retraso en el crecimiento, etc (Fernández *et al.*, 2011). Sin contar el énfasis en la salud animal y el riesgo que simbolizan estos parásitos como potenciales zoonosis (Rodríguez *et al.*, 2011).

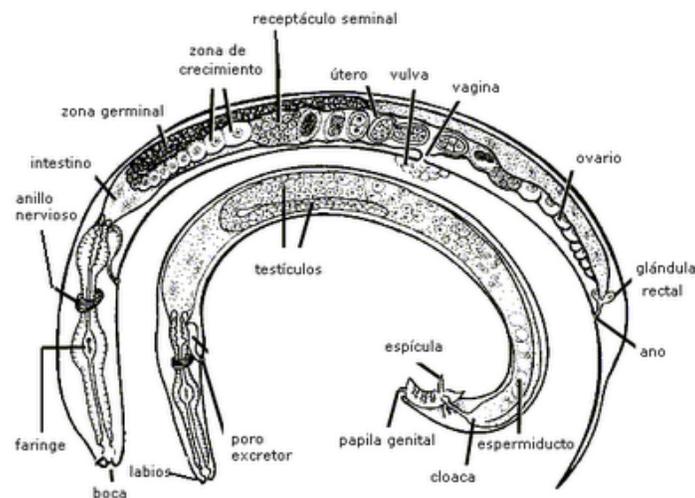
### **2.1.1 Nematelmintos**

Los nematodos son invertebrados, también son llamados “gusanos cilíndricos”, ya que la forma de su cuerpo es alargada y cilíndrica; además, posee una cavidad falsa o llamada cavidad corporal pseudocele (Bongers, 2011). Los nematodos gastrointestinales son típicos de las zonas tropicales, donde hay muchos factores que favorecen su desarrollo y su transmisión (Angulo, 2005), viven en la superficie del agua que envuelve las partículas de suelo, también en el excremento, la basura orgánica, estanques, ríos y océanos (Bongers, 2011).

Su aparato digestivo tiene una apertura anal en el extremo caudal, su superficie se compone de una cutícula acelular, producida por la epidermis subyacente (Hiepe *et al.*, 2006). La reproducción de estos parásitos es sexual, los huevos son cubiertos por tres capas o membranas que lo protegen, la externa es lipoproteína, la segunda queratinosa y la interna vitelina. El ciclo biológico puede ser directo ó indirecto, la primera se da cuando el animal ingiere alimento contaminado de huevos o larvas. En

cuanto al indirecto, pueden ser transmitidos por picaduras de artrópodos hematófagos que inoculan la larva infestante del parásito, ya dentro de su hospedero migran hacia el sitio de infestación y ahí llegan a su madures sexual (Sampedro, 2013).

Según Quiroz, (2005) su desarrollo se ve afectado por las variantes de temperatura y humedad, así como, otros individuos biológicos como insectos, ácaros, hongos e incluso algunos virus pueden impedir su desarrollo. También los rayos del sol que indirectamente es un enemigo de estos parásitos ya que ayudan a la deshidratación y los destruye rápidamente.



**Figura 1:** Anatomía de un nematodo  
**Fuente:** (Armijos, 2013)

Indica Lapage, (1984) citado en Sampedro, (2013) que los huevecillos de los nematodos luego de ser expulsado junto con las heces, sobreviven hasta 22 meses con poca agua. Una vez desarrollada la primera larva, ésta luego de 1 a 18 minutos pasa a ser segunda larva, la cual dependiendo de la especie de nematodo será



infestante en esta etapa. Las especies de nematodos que son infestantes en L3 se alojan en el intestino donde provocan daño al mismo.

**Tabla 1:** Clasificación taxonómica de los nematelmintos.

<b>Phylum</b>	<b>Clase</b>	<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Género</b>
Nemathelminthes	Nemátoda	Strongyloida	Ancylostomatoidea	Bunostomum
			Trichostrongylidae	Cooperia spp
			Trichostrongylidae	Haemonchus spp.
			Trichonematoidea	Oesophagostomun spp.
			Trichostrongylidae	Ostertagia spp.
			Strongyloida	Strongyloides papillosus
			Trichostrongylidae	Trichostrongylus axei
Secernentea	Ascaridia	Toxocaridae	Toxocara Vitolorum	

(Soulsby, 1987)

## Descripción de los Nematodos

### 2.1.2 Bunostomun spp

#### 2.1.2.1 Generalidades

La infestación se denomina *Bunostomiasis*, su distribución es a nivel mundial, principalmente en zonas que son cálidas y húmedas. El *Bunostomum phlebotomum* afecta solamente a los bovinos y el *Bunostomum trigonocephalum* únicamente a ovinos y caprinos, además de a otros rumiantes salvajes (Criseyda, 2011).

#### 2.1.2.2 Localización

Afecta principalmente a la mucosa del intestino delgado (Angulo, 2005).

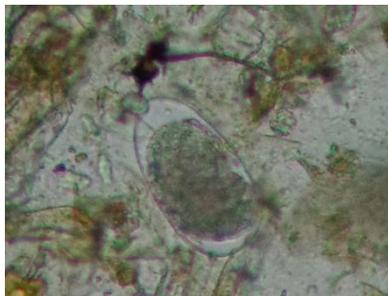
### 2.1.2.3 Descripción morfológica

**Adultos:** La forma adulta del macho mide 15mm de longitud y la hembra 25mm. Poseen cápsulas bucales bien desarrolladas con éstas se adhieren a la mucosa y erosiona cuando se alimenta (Merck, 2000).



**Figura 2:** Parásito adulto de *Bunostomum*  
**Fuente:** (Armijos, 2013)

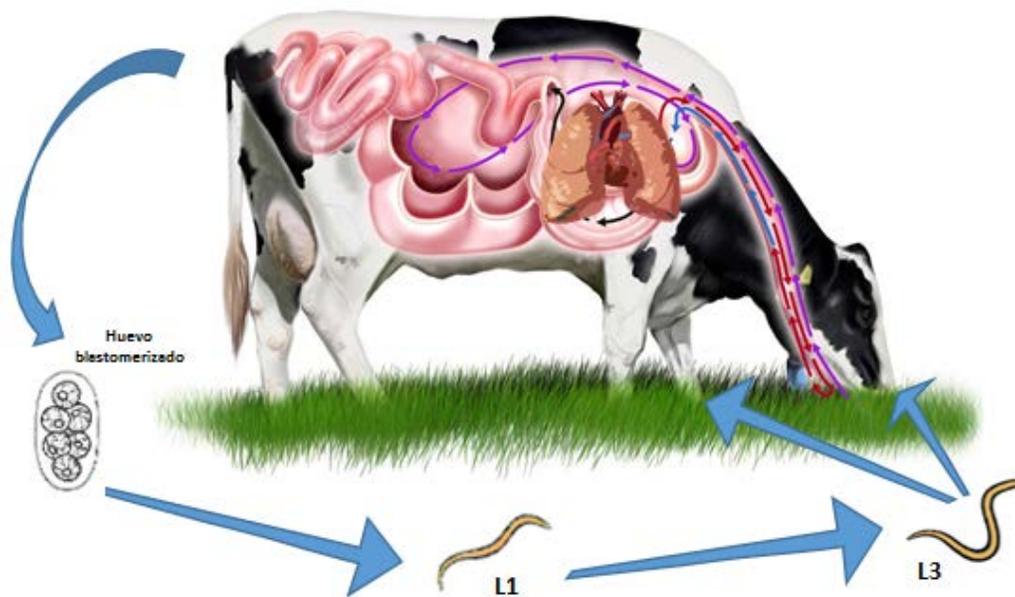
**Huevos:** Éstos miden  $106 \times 46\mu\text{m}$  sus extremos son chatos y contienen células embrionarias claramente pigmentadas, poseen de 4 a 6 blastómeros por lo que pueden ser fácilmente diferenciados de otros huevos (Quiroz, 2005).



**Figura 3:** Huevo del parásito *Bunostomum*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.2.4 Ciclo biológico

Los huevos son expulsados al exterior, si las condiciones climáticas son favorables en 1 semana se convierte en L1, luego en 6-8 días en L3 que es la forma infestante y la que causa las manifestaciones clínicas. Puede ingresar por vía percutánea y oral; trasladarse a diferentes órganos (corazón, pulmón y esófago) y tras dos mudas, después de 5-6 semanas luego de infectar, logran la madurez sexual según Mehlom, (1996) citado en Armijos, (2013).



**Figura 4:** Ciclo biológico de *Bunostomum*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.2.5 Características clínicas

Es común encontrar urticaria y dermatitis en los animales que son infectados por *Bunostomum* en la zona que la larva L3 penetró. Además el ganado se presenta



inquieto debido a la picazón, sacudiendo sus patas y lamiéndose su pierna para aliviar un poco la molestia causada. También observamos diarrea, anemia, pérdida de peso y la muerte en los casos más graves, una característica muy importante en esta parasitosis es la hinchazón de la mandíbula (Bataier *et al.*, 2008).

#### **2.1.2.6 Diagnóstico**

Según Mehlom *et al.*, (1996) citado en (Armijos, 2013) manifiesta que para obtener el diagnóstico es necesario asociar la sintomatología y el resultado examen coprológico, el cual se realiza mediante la técnica de flotación para detectar huevos

#### **2.1.2.7 Prevención y control**

Evitar tener el pasto demasiado alto pues esto ayuda a la transmisión de *Bunostomum*. Debido a que la hierba mientras más alta es, retiene más humedad, el medio ideal para que las larvas trepen hasta la cima y alcancen la piel del hospedador. Los establos necesariamente deben mantenerse secos y con un ambiente limpio para impedir el desarrollo de larvas infectivas (Criseyda, 2011).

### **2.1.3 Cooperia spp**

#### **2.1.3.1 Generalidades**

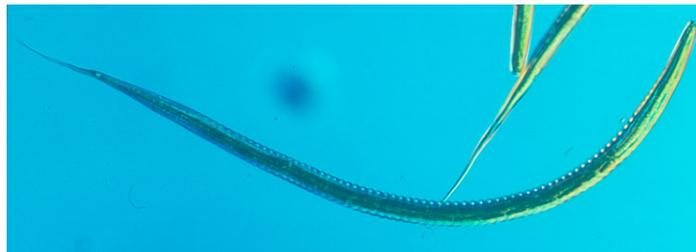
Este parásito es el causante de la *Cooperiosis*, es frecuente en zonas tropicales y subtropicales (Love & Hutchinson, 2003), produce la enteritis en los vacunos y raramente invaden a los pequeños rumiantes sin embargo es propia de los terneros jóvenes (Pardo, 2005).

### 2.1.3.2 Localización

Éste parásito se localiza en el intestino delgado, han existido casos donde pueden localizarse en el cuajar, son poco patógenas y causan lesión en las vellosidades intestinales (Romero & Sanabria, 2005).

### 2.1.3.3 Descripción morfológica

**Adultos:** Son de color rojo, se encuentran enroscados (Merck, 2000), las hembras miden 6 a 10 mm de largo y los machos de 5 a 9 mm (Love & Hutchinson, 2003).



**Figura 5:** Parásito adulto de Cooperia

**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevos:** Poseen una membrana delgada con un extremo ovalado y el otro semipunteagudo, de color amarillo con muchos blastómeros en su interior (Armijos, 2013).

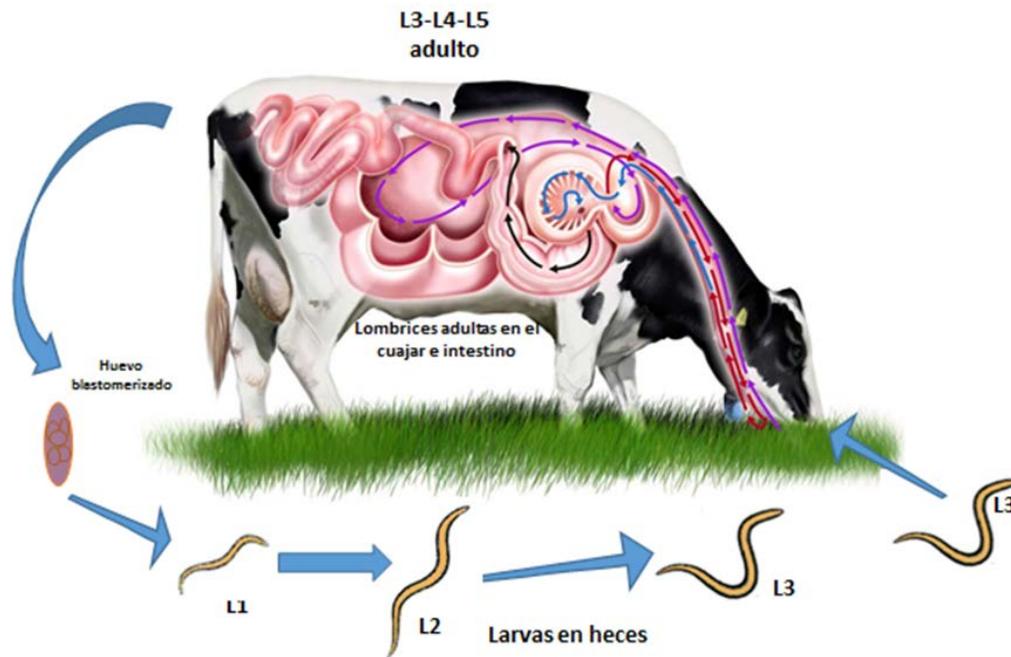


**Figura 6:** Huevo del parásito Cooperia

**Fuente:** (Autoras)

### 2.1.3.4 Ciclo biológico

Este presenta un ciclo vital directo, los huevos eclosionan dentro de las 24 horas de su expulsión en el excremento y en el interior se desarrollan a larvas L3 que serán infecciosas en unos 4 días. Éstas pueden sobrevivir en el exterior de 5 a 12 meses y pueden hibernar. Se transmite cuando el animal se encuentra pastando y consume heces contaminadas. El periodo de prepatencia antes de alcanzar la madurez sexual es de 2 a 3 semanas, pero las larvas L4 inhibidas pueden permanecer dentro del hospedador hasta 5 meses antes de llegar a su desarrollo sexual (Criseyda, 2011).



**Figura 7:** Ciclo biológico de Cooperia

**Fuente:** (Autoras)

### **2.1.3.5 Características clínicas**

Estudios han señalado que el género *Cooperia* ocasiona diarrea, deshidratación, pérdida de apetito, disminución en la ganancia de peso, emaciación (Gómez, 2000) y el edema submaxilar, junto con una diarrea profusa que suele ser intermitente (Meana & Rojo, 2013). Una infección leve no tiene consecuencias, sin embargo en animales jóvenes resultan gravemente afectados (Gómez, 2000).

### **2.1.3.6 Diagnóstico**

De acuerdo a Mehlom et al., (1996) citado en Armijos (2013) indica que la detección de los huevos en las heces, es mediante el método de flotación.

### **2.1.3.7 Prevención y control**

Es recomendable realizar prácticas de manejo para prevenir o reducir las infecciones gastrointestinales, puesto que los gusanos de este género son difíciles de eliminar de los pastos por su resistencia a extremas condiciones climáticas y su cualidad de hibernación (Criseyda, 2011).

## **2.1.4 *Haemonchus spp***

### **2.1.4.1 Generalidades**

Parásito de distribución mundial, que afecta a todos los rumiantes que se encuentran en zonas subtropicales y tropicales (Santos *et al.*, 2014). La parasitosis causada por este patógeno se denomina hemoncosis (Bowman, 2011).

#### 2.1.4.2 Localización

Afecta principalmente a la mucosa del abomaso o cuajar (Soca *et al.*, 2005).

#### 2.1.4.3 Descripción morfológica

**Adultos:** El macho llega a medir hasta 18mm de longitud, mientras que la hembra hasta 30mm de longitud, por lo que se considera que la hembra es de mayor tamaño en comparación al macho (Merck, 2007).

Posee una lanceta en la cavidad bucal, la cual usan para erosionar la mucosa gástrica con el fin de alimentarse de sangre (hematófago), adquiriendo así un color rojizo; la hembra se caracteriza por enrollar en espiral su útero lleno de huevos en el intestino del hospedador formando el llamado “poste del barbero” (Bowman, 2011). Además posee una solapa vulvar que cubre el poro genital; en cuanto al macho tiene largas y estrechas espículas que se fusionan con la mayor parte del cuerpo (Taylor *et al.*, 2007).



**Figura 8:** Parásito adulto de *Haemonchus*

**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevo:** Son de cáscara fina, con dimensiones de 0,7- 0,85 por 0,41-0,44 $\mu$ m, contienen hasta 8 blastómeros en su interior (Hiepe *et al.*, 2006). Son de color amarillo con una forma semiredonda (Armijos, 2013).

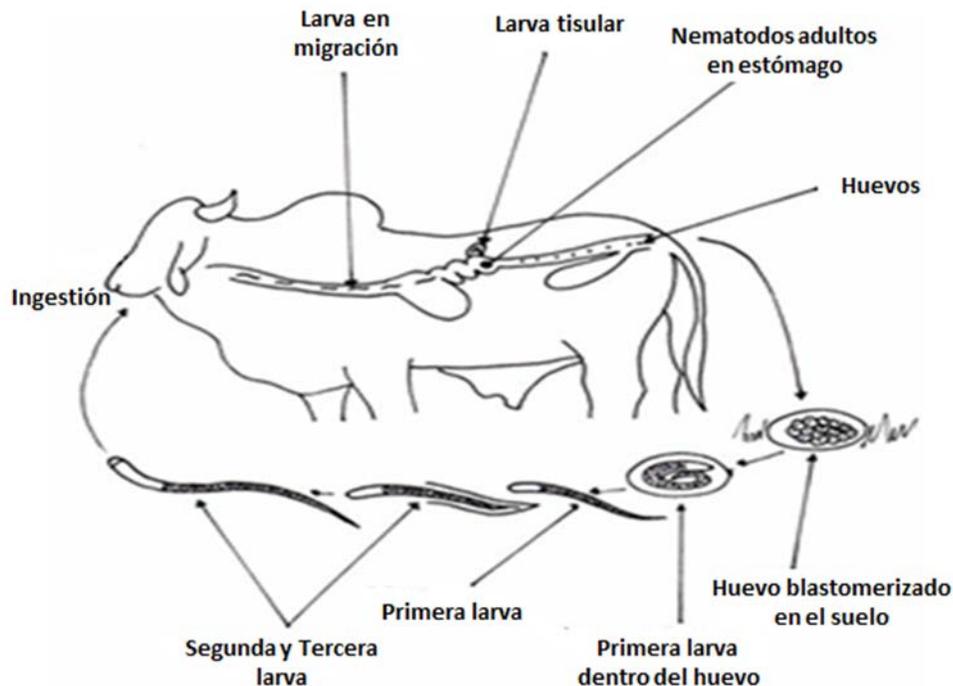


**Figura 9:** Huevo de *Haemonchus*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.4.4 Ciclo biológico

De ciclo biológico directo con una duración aproximada de 3 semanas, que comprende las fases exógena y endógena. En cuanto a la primera se inicia con la exposición de los huevos del parásito al medio ambiente junto con las heces, en el cual se desarrolla L1, que luego de casi 1 día muda a L2 en donde se desprende la cutícula protectora y cerca de 1 semana muda a L3 (Larva infestante) (Schwarz *et al.*, 2013).

Soulsby (1988), citado en (Soca *et al.*, 2005), manifiesta que L1, L2 para sobrevivir se alimentan de bacterias presentes en las heces, respecto a L3 que contiene la cutícula de L2 no puede alimentarse, por lo que depende completamente de las reservas hasta ser una larva activa y pueda migrar e infestar el pasto. La fase endógena se da con la ingestión de L3 infestante, la cual llega a la glándula del abomaso en donde se transforma en L4 y finalmente avanza al lumen para desarrollarse en parásito adulto.



**Figura 10:** Ciclo biológico de *Haemonchus*  
**Fuente:** (Cryseida, 2015)

#### 2.1.4.5 Características clínicas

Esta enfermedad se distingue por anemia lo que genera una palidez de piel como de las mucosas en general, inflamación de la mucosa abomasal que causa una disminución en la ingesta y asimilación de alimentos produciendo diarreas y en casos más graves provoca la muerte del animal (Hiepe *et al.*, 2006).

#### 2.1.4.6 Diagnóstico

Se obtiene a través de pruebas coproparasitarias, principalmente mediante el método de frotación (Pardo, 2007).



#### **2.1.4.7 Prevención y control**

Es ideal que los tratamientos terapéuticos se apliquen en épocas de mayor presentación de parasitosis que serán en base a información de estudios de campo; asociando a un manejo adecuado de los hatos para mantener un mejor control parasitario, por lo que se recomienda evitar pastoreos estabulados por mucho tiempo en un mismo lugar y regular la carga animal por Ha (García, 2002).

#### **2.1.5 Oesophagostomun spp.**

##### **2.1.5.1 Generalidades**

La oesofagostomosis es una enfermedad que se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial, afectando a rumiantes que se encuentran en lugares de clima cálido, medio y frío (Márquez, 2003).

##### **2.1.5.2 Localización**

Soulsby (1982), citado en (Vázquez *et al.*, 2007), manifiesta que este parásito afecta cualquier parte del tracto digestivo, pero generalmente se encuentra en intestino grueso.

##### **2.1.5.3 Descripción morfológica**

**Adultos:** El macho mide 12-17mm de longitud y la hembra 16- 22mm (Taylor *et al.*, 2007). Se identifica por su cápsula bucal de forma cilíndrica estrecha y una corona foliácea, en cuanto al surco cervical transverso se ubica detrás del poro excretor, posee una vesícula formada a partir de la cutícula dilatada, una característica del macho es que posee bolsa copulatriz (Quiroz, 2005).



**Figura 11:** Parásito adulto de *Oesophagostomum*  
**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevos:** Son de tamaño mediano, con una dimensión de  $86 \times 49\mu\text{m}$ , su pared es muy delgada y contiene 17-32 blastómeros centrados (Taylor *et al.*, 2007). Incluso se puede considerar hasta 7 blastómeros presentes (Armijos, 2013).



**Figura 12:** Huevo del parásito *Oesophagostomum*  
**Fuente:** (Autoras)

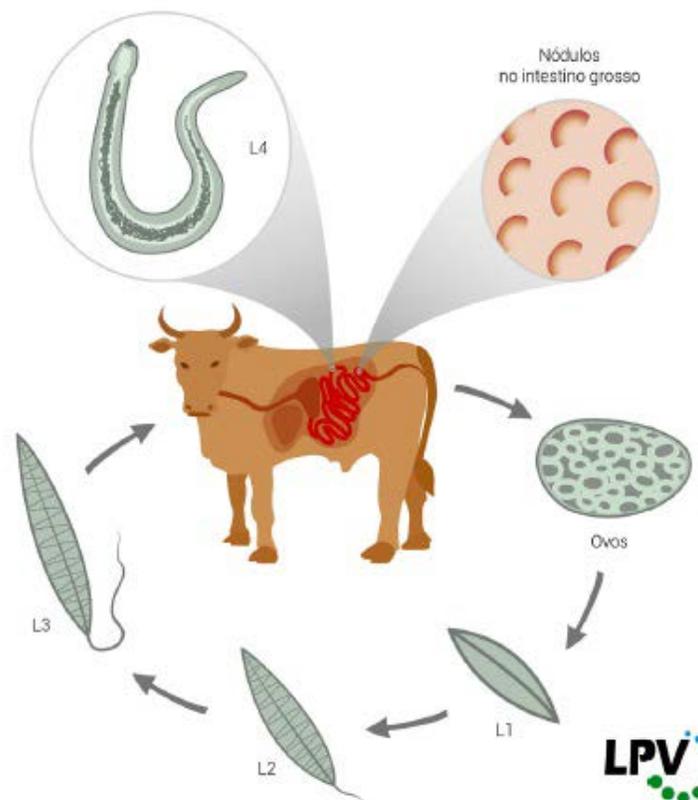
#### 2.1.5.4 Ciclo biológico

Rossanigo & Gruner (1995) y Stromberg (1997), citados en (Márquez, 2003), manifiestan que este parásito es de ciclo biológico directo, que inicia con la fase de vida libre (fase exógena) en donde los huevos son eliminados al medio ambiente junto a las heces, en el cual se desarrollan las larvas para luego eclosionar y después de

varias mudas se convierten en L3 infectante la cual abandona las heces contaminando los pastos.

Cuando el animal ingiere L3 infectante luego de 8 días se generan nodulaciones en la capa muscular de la última porción del intestino delgado y colon, en donde se da el desarrollo de L4; 10 días más tarde L4 migra a la mucosa del ciego como del colon para desarrollarse en parásito adulto (Vázquez *et al.*, 2007).

En animales con antecedentes de oesofagostomosis las larvas pueden permanecer por un periodo de 3-5 meses dentro de los nódulos en donde el mayor número de estas pueden morir y dar origen a nódulos calcificados (Soca *et al.*, 2005).



**Figura 13:** Ciclo biológico de *Oesophagostomum*  
**Fuente:** (Tessele *et al.*, 2013)



#### **2.1.5.5 Características clínicas**

En el hospedador adulto los vermes nodulares generan una inflamación aguda con la presencia de diarrea fétida, debilidad y emaciación, pero si los nódulos son calcificados o caseificados afectan la motilidad intestinal pudiendo causar invaginación intestinal (Bowman, 2011).

Además el animal al padecer una infestación severa presenta anemia, edema lo que provoca hipoalbuminemia, siendo característico en animales adultos (Taylor *et al.*, 2007).

#### **2.1.5.6 Diagnóstico**

Para llegar al diagnóstico definitivo a más de la historia clínica, examen físico se confirma con el diagnóstico del laboratorio específicamente con el método de flotación (González & Soto, 2005).

#### **2.1.5.7 Prevención y control**

Para controlar la enfermedad se recomienda aplicar antiparasitarios de forma estratégica, sistemática; tomando en cuenta parámetros como: época del año, carga parasitaria y relación costo-beneficio (Quiroz, 2005).

Además es importante trasladar el hato que está en tratamiento a un potrero con pasto nuevo, para evitar generar una re infestación y de esta forma proporcionar una nutrición apropiada al ganado (Blowey & Weaver, 2004).

## 2.1.6 *Ostertagia spp.*

### 2.1.6.1 Generalidades

Benavides (1996), citado en (Soca *et al.*, 2005), menciona que la ostertagiosis, se presenta comúnmente en todas las regiones templadas, subsolares del mundo y con mayor frecuencia en zonas de lluvias; afecta a animales jóvenes como adultos.

### 2.1.6.2 Localización

Este parásito tiene afinidad por el abomaso o cuajar (Alvarez *et al.*, 2003).

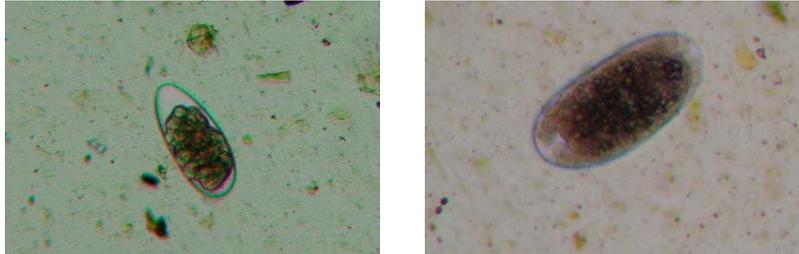
### 2.1.6.3 Descripción morfológica

**Adultos:** Son de color café en estado fresco, el tamaño de la hembra oscila entre 8-9mm de largo y del macho de 6-8mm de largo (Taylor *et al.*, 2007). La cavidad bucal como el extremo anterior del parásito son muy pequeños, la cutícula se caracteriza por poseer 25-30 estrías longitudinales y también se observa papilas cervicales. La bolsa copultriz compuesta por dos lóbulos laterales muy grandes, las espículas tienen dos o tres proyecciones, la vulva se ubica en el quinto posterior del cuerpo (Quiroz, 2005).



**Figura 14:** Parásito adulto de *Ostertagia*  
**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevos:** Con una dimensión de 45 x 85µm, de forma alargada y en su interior poseen una gran cantidad de blastómeros que pueden llenar casi todo el huevo (Armijos, 2013).



**Figura 15:** Huevo del parásito *Ostertagia*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.6.4 Ciclo biológico

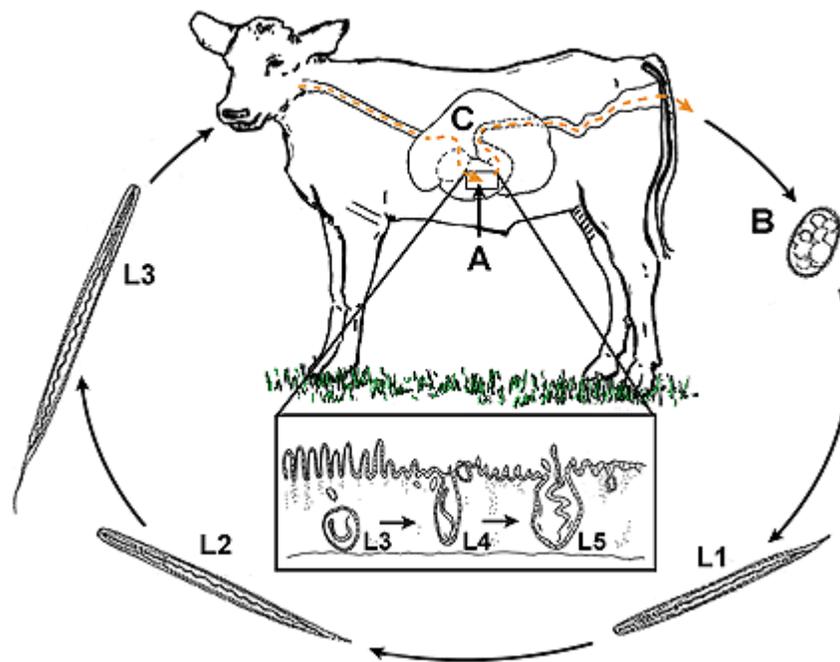
Ramos (2013), citado en (Santos *et al.*, 2015), manifiesta que esta parasitosis es de ciclo biológico directo, la fase exógena se inicia con la exposición de los huevos al medio ambiente junto a las heces, en donde su desarrollo depende de factores como temperatura y humedad, siendo la primera relevante para el desarrollo de L3 aunque se conoce que ésta puede soportar hasta 5°C acompañada de una humedad relativa de 70-100%.

La fase endógena se presenta de dos tipos:

**Ostertagiosis tipo I** se presenta en ganado joven que es introducido en potreros altamente infestados, en donde los animales ingieren L3 que luego migran a la mucosa o glándulas del abomaso hasta desarrollarse en parásito adulto en aproximadamente 3 semanas para finalmente emerger (Márquez, 2003).

Márquez (2003) citado en (Vázquez *et al.*, 2007) menciona que en la **Ostertagiosis tipo II**, L4 permanece en una fase de hipobiosis dentro de los nódulos, que se ubican

en la pared intestinal ocasionando daños únicamente mecánicos hasta que en condiciones ambientales favorables se vuelven metabólicamente activas desarrollándose en parásitos adultos.



**Figura 16:** Ciclo biológico de *Ostertagia* spp  
**Fuente:** (Almada, 2015)

### 2.1.6.5 Características clínicas

**Ostertagiosis tipo I**, genera abomasitis crónica acompañada de diarrea acuosa profusa, anemia e hipoproteinemia que clínicamente se observa un edema submandibular pero de apetito permanece intacto aunque padece de debilidad y emaciación (Bowman, 2011).



**Ostertagiosis tipo II**, baja la producción a causa de anorexia, lo que conlleva a la presencia de alteraciones funcionales del tracto digestivo ocasionando diarrea intermitente y pérdida de peso en caso de ganado estabulado (Rinaldi *et al.*, 2011).

#### **2.1.6.6 Diagnóstico**

Para conocer el diagnóstico definitivo se sugiere realizar un diagnóstico laboratorial mediante el método de flotación con el fin de identificar al parásito (Taylor *et al.*, 2007).

#### **2.1.6.7 Prevención y control**

Sievers (1982), citado en (Sievers & Fuentealba, 2003), manifiesta que es relevante mantener medidas sanitarias e higiénicas de los potreros durante las épocas de lluvia ya que en este periodo el número de larvas aumenta, que acompañada de un exceso en la carga animal obliga al ganado a comer pastos cercanos al estiércol. Elsheikh & Khan (2011), menciona la importancia de realizar rotación del pastoreo de los bovinos adultos como de terneros con el fin de proporcionarles pasto fresco y a su vez evitar la propagación de la parasitosis.

#### **2.1.7 *Strongyloides papillosus***

##### **2.1.7.1 Generalidades**

Es un parásito de distribución mundial, frecuente en regiones con climas cálidos y húmedos, se lo conoce por ser uno de los parásitos gastrointestinales más dañinos. Las especies a las que afecta son ruminantes, conejos, etc (Quiroz, 2005), la enfermedad está asociada a camas de aserrín húmedas y con una temperaturas de 20-35°C, en sitios donde no hay buenas condiciones higiénicas y hacinamiento (Meana & Rojo, 2013).

### 2.1.7.2 Localización

Este parásito tiene como órgano predilecto, la mucosa del intestino delgado (Quiroz, 2005).

### 2.1.7.3 Descripción morfológica

**Adultos:** Son largos, su sistema digestivo es simple y tubular, en la parte anterior está la boca y en la posterior el ano. El macho contiene espículas para adherirse a la hembra, aunque también las estas pueden producir huevos sin la necesidad de ser fecundados por un macho. Las hembras adultas son muy pequeñas miden de 3 – 6 mm de largo (Love & Hutchinson, 2003); (Khumpool, 2012).



**Figura 17:** Parásito adulto de *Strongyloides papillosus*  
**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevos:** Su forma es elipse, miden unas 40-42 x 23-30 $\mu$ m, la membrana que los cubre es muy fina y se identifica por que los huevos son embrionados (Quiroz, 2005).

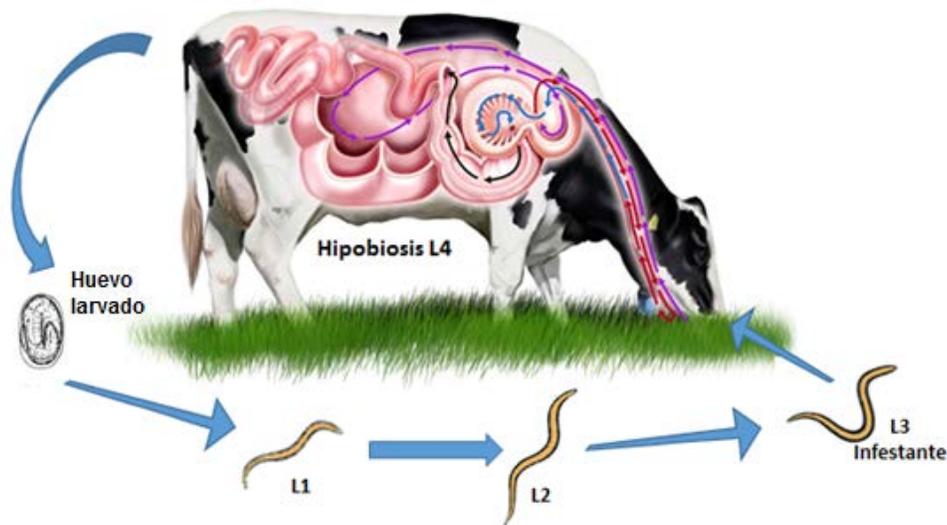


**Figura 18:** Huevo del parásito *Strongyloides papillosus*

**Fuente:** (Villar, 2007)

#### 2.1.7.4 Ciclo biológico

Se caracteriza por la evacuación de los huevos larvados del parásito, ya que en el intestino empiezan a desarrollarse antes de su eliminación en las heces, una vez en el exterior en uno o dos días se convierten en L3 que son infectivas, donde pueden sobrevivir en el estiércol de 3 a 6 meses soportando climas fríos como lo menciona Mehlom, (1996) citado en Armijos, (2013), las larvas pueden transmitirse principalmente a través de la piel, especialmente en lugares donde el animal tiene contacto con el suelo (ubres, patas, abdomen) (Meana & Rojo, 2013), al encontrarse en el interior del hospedador se adhieren en el intestino delgado, pasan por el corazón, pulmón y esófago y luego de 5 a 7 días empiezan la puesta. Cuando el hospedador tiene una edad avanzada la L3 se queda en la musculatura mientras que en animales jóvenes ingresa por vía ubre de leche donde son infestados inmediatamente (Armijos, 2013).



**Figura 19:** Ciclo biológico de *Strongyloides papillosus*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.7.5 Características clínicas

Las manifestaciones clínicas que más se han presentado incluyen anorexia, pérdida de peso, anemia, disnea (por la migración de las larvas al pulmón), cojera, diarrea (Love & Hutchinson, 2003).

#### 2.1.7.6 Diagnóstico

Se puede detectar huevos mediante el examen de heces, a través de la técnica de flotación (Viney & Lok, 2007).

#### 2.1.7.7 Prevención y control

Una medida de prevención incluye la limpieza y desinfección de los establos y potreros, además mantenerlo a una humedad y temperatura adecuada, un lugar seco y limpio para evitar la infección por medio de la piel, es necesario tener en cuenta que

los terneros pueden ser infectados mediante el calostro materno así que lo principal es protegerlos, el levamisol y pirantel ayudaría a controlar a los adultos (Junquera, 2016).

### **2.1.8 *Toxocara vitolorum***

#### **2.1.8.1 Generalidades**

La toxocariasis en bovinos es producida por el parásito *Toxocara Vitolorum*. Su distribución es mundial, es común en las regiones tropicales y subtropicales (Murray & Shelagh, 2012).

#### **2.1.8.2 Localización**

Este parásito se encuentra comúnmente en el intestino delgado (Murray & Shelagh, 2012).

#### **2.1.8.3 Descripción morfológica**

**Adultos:** Son los gusanos intestinales más grandes del ganado bovino, tiene un color crema, el macho llega a medir 25cm de longitud y la hembra 30cm longitud (Taylor *et al.*, 2007)



**Figura 20:** Parásito Adulto de *Toxocara vitolorum*  
**Fuente:** (Van Der Steen, 2014)

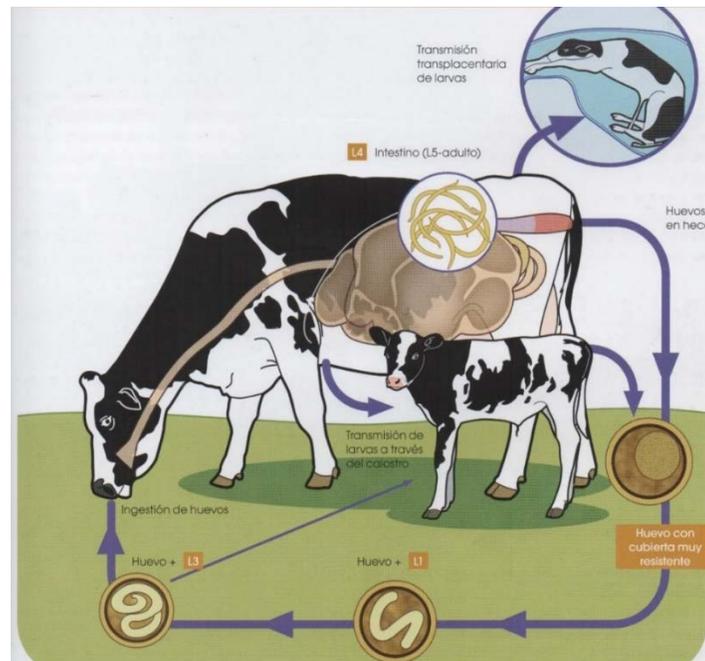
**Huevos:** De forma semi circular, llegan a medir de 69 a 95 $\mu$ m (Murray & Shelagh, 2012).



**Figura 21:** Huevo del parásito *Toxocara vitolorum*  
**Fuente:** (Autoras)

#### 2.1.8.4 Ciclo biológico

Los huevos no embrionados son excretados en las heces, luego de 7 a 12 días se desarrollan a su estadio infeccioso. El nuevo hospedador ingiere los huevos embrionados, migran a través del hígado, pulmones, riñones, y otros órganos; sin embargo, para que continúe su desarrollo, es importante que el hospedador sea hembra, se encuentre gestante; para que las larvas se localicen en el hígado y pulmones del feto y luego continúen su desarrollo a parásito adulto en los 10-42 días de nacido el ternero. También los terneros se infestan por vía lactogénica, ya que las larvas se encuentran en gran cantidad en la leche (Elsheikh & Khan, 2011).



**Figura 22:** Ciclo biológico *Toxocara vitorum*  
**Fuente:** (Meana & Rojo, 2013)

### 2.1.8.5 Características clínicas

Cuando el parásito se encuentra en el intestino, éste absorbe gran parte del alimento lo que provoca inapetencia, pérdida de peso y en casos crónicos la muerte del animal, además al ser uno de los parásitos más grandes puede llegar a obstruir y perforar el intestino. Dañan a los pulmones, causando neumonía al animal, también causan enteritis, diarrea, cólicos, atrofia y un aspecto característico es el olor del aliento a acetona o ácido butírico (Junquera, 2016).

### 2.1.8.6 Diagnóstico

El diagnóstico clínico se confirma con un examen coprológico, el cual consiste en determinar el resultado a través de la técnica de sedimentación y flotación (Van Der Steen *et al.*, 2014).



### **2.1.8.7 Prevención y control**

Los terneros son los más afectados, por lo que es ideal evitar que se infecten las hembras preñadas y la transmitan a los terneros. Asegurarnos de manejar bien los pastos, que estén limpios y libres de gusanos, además de rotar en cuanto el sistema de pastoreo (Junquera, 2016).

### **2.1.9 *Trichostrongylus axei***

#### **2.1.9.1 Generalidades**

El *Trichostrongylus axei* es el causante de la enfermedad conocida como Verme piloso del estómago, habitan especialmente en rumiantes de pastoreo, aunque también afecta a los equinos, porcinos, felinos y aves (Bowman, 2011).

#### **2.1.9.2 Localización**

Tienen afinidad por el abomaso, estómago y el intestino delgado de los rumiantes, pero alcanzan su madurez en las vías aéreas (Bowman, 2011).

#### **2.1.9.3 Descripción morfológica**

**Adultos:** Estos poseen forma larga cilíndrica similar a los gusanos, son muy delgados; las hembras miden de 5-8 mm y los machos de 4-7 mm de color marrón rojizo (Cordero del Campillo *et al.*, 2002); (Love & Hutchinson, 2003).



**Figura 23:** Parásito adulto de *Trichostrongylus axei*  
**Fuente:** (Jaramillo, 2016)

**Huevos:** Son forma ovalada, su membrana es fina, posee de 8 a 32 blastómeros y segmentados, poseen un gobernáculo en forma de canoa según Soulsby, (1987) citado en Armijos, (2013).

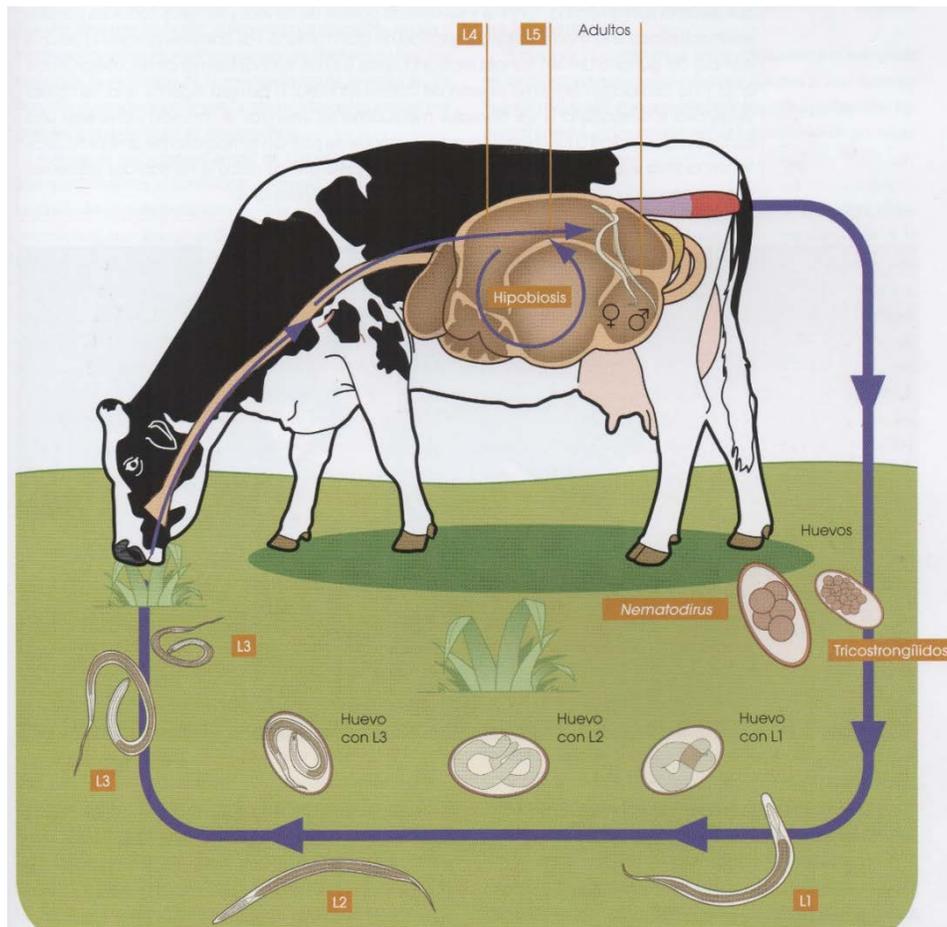


**Figura 24:** Huevo del parásito *Trichostrongylus axei*  
**Fuente:** (Villar, 2007)

#### 2.1.9.4 Ciclo biológico

Su ciclo vital es directo, por lo que al ser expulsado del hospedador por medio de las heces, los huevos eclosionan y dependiendo del clima, si hace calor en unos 5 días se hacen larvas infectivas y si hace frío le llevará más tiempo. Las larvas pueden sobrevivir en el pasto hasta 6 meses. El hospedador final consume el pasto

contaminado con las larvas infectivas, se transportan hasta el intestino delgado, van hacia el cuajar se adhieren en la mucosa completando su desarrollo a adultos. Su periodo de prepatencia es de unas 3 semanas (Criseyda, 2011).



**Figura 25:** Ciclo biológico *Trichostrongylus axei*

**Fuente:** (Meana & Rojo, 2013)

#### 2.1.9.5 Características clínicas

Al ser un parásito que daña la mucosa intestinal provoca enteritis, diarrea, estreñimiento, debilidad, anorexia, pérdida de peso, heces mixta con sangre ó mucus y si la infección es crónica puede provocar la muerte (Elsheikh & Khan,2011).



### **2.1.9.6 Diagnóstico**

Al asociar las manifestaciones clínicas no es muy confiable el diagnóstico, sin embargo para confirmar es necesario realizar exámen fecal de los animales sospechosos (Mateus, 1983). Mediante la técnica de flotación según Mehlom et al., (1996) citado en Armijos, (2013).

### **2.1.9.7 Prevención y control**

Estos parásitos en la mayoría de veces vienen acompañados de otros gusanos gastrointestinales lo que empeora el problema. Por lo que la manera de controlar y prevenir es reduciendo la contaminación de los pastos y la desinfección del ganado, visto a que las larvas resisten al frío y la sequía, sin embargo el ganado expuesto podría desarrollar inmunidad a este género ocasionando su propia sanación (Criseyda, 2011).

## **2.2 Platelminfos**

Conocidos también como gusanos planos que se identifican por ser de cuerpo blando, aplanado dorso-ventralmente, de simetría bilateral, acelomados, hermafroditas en su mayoría y en cuanto a su tamaño varían desde micrones hasta metros de longitud. Los platelmintos engloban las clases: turbelaria, trematoda, cestoda y monogenoidea (García *et al.*, 2014).

La clase turbelaria se diferencian por ser carnívoros de vida libre, los trematodos adultos en el hospedador definitivo se ubican principalmente en los conductos biliares, intestino, pulmones, vasos sanguíneos entre otros órganos. En cuanto a la clase



cestoda en su forma adulta se localiza en el intestino y en fase larvaria afecta a los animales domésticos como invertebrados (Bowman, 2011).

Finalmente la clase monogenoidea son ectoparásitos que se encuentran en la superficie corporal, branquias del pez, como también viven en los uréteres; hasta se las puede encontrar en la vejiga urinaria de ranas como de tortugas (García *et al.*, 2014).

**Tabla 2:** Clasificación taxonómica de los platelmintos.

<b>Phylum</b>	<b>Clase</b>	<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Género</b>
Platyhelminthes	Cestoda	Cyclophyllidea	Anoplocephalidae	<i>Moniezia expansa</i>
	Trematoda	Echinostomatida	Paramphistomidae	<i>Paramphistomum cervi</i>

(Soulsby, 1987)

## Descripción de Platelminotos

### 2.2.1 *Moniezia expansa*

#### 2.2.1.1 Generalidades

Este agente ocasiona una enfermedad denominada monieziosis, de distribución cosmopolita, afecta a los rumiantes como cabras, ovejas y bovinos (Hiepe *et al.*, 2006).

#### 2.2.1.2 Localización

El parásito tiene afinidad por el intestino delgado (Abdel *et al.*, 2014).

#### 2.2.1.3 Descripción morfológica

**Adultos:** Miden hasta 6m de longitud por 1,6cm de ancho, provistos de un escólex esférico de 0.3 a 0.8 mm con cuatro grandes ventosas. Los proglotis son muy anchos

pero cuando estos son grávidos llegan a medir 24 por 160mm, que contienen órganos genitales del macho y de la hembra (Quiroz, 2005).

Poseen 300 a 400 testículos ubicados en la parte posterior del proglotis, que dan origen a una saco uniforme situado transversalmente durante su desarrollo. Como también en el borde posterior tanto dorsal como ventral se localizan las glándulas interproglotídeas (Hiepe *et al.*, 2006).



**Figura 26:** Parásito adulto de *Moniezia expansa*  
**Fuente:** (Junquera, 2016)

**Huevos:** Con un diámetro de 56 a 67 $\mu$ m, de forma similar a un triángulo que contiene el aparato piriforme muy desarrollado (Quiroz, 2005).



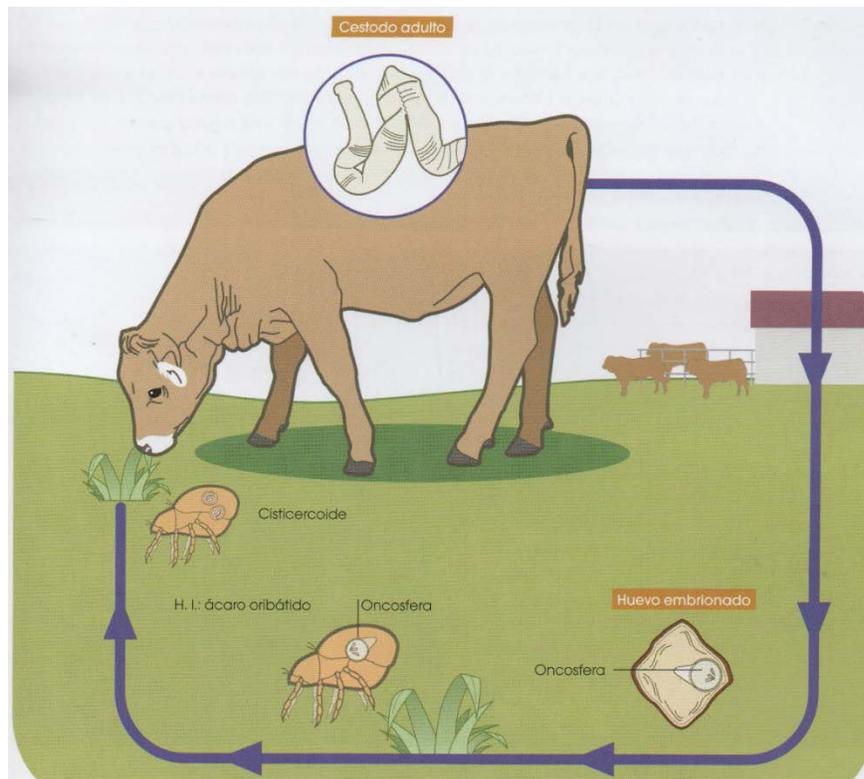
**Figura 27:** Huevo del parásito *Moniezia expansa*  
**Fuente:** (Autoras)



#### **2.2.1.4 Ciclo biológico**

Parasitosis de ciclo biológico indirecto que consta de dos fases la exógena y endógena. La primera fase inicia con la exposición de huevos o proglotis al medio exterior, en donde estos últimos influenciados de un ambiente húmedo y movimientos de los anillos liberan los huevos para ser ingeridos por ácaros coprófagos hasta llegar al intestino, en donde se libera el embrión, se desarrolla hasta dar origen a un cisticercioide que se localiza en la cavidad general (Hiepe *et al.*, 2006).

Quiroz (1984), citado en (Quiroz *et al.*, 2011), indica que la fase endógena se da cuando el rumiante ingiere ácaros infectados presentes en el pasto, luego durante la digestión se liberan los cisticercoides que se adhieren a la mucosa del intestino delgado con la ayuda de sus vetosas en donde se desarrolla su estróbilo hasta la madurez, en aproximadamente 5 ó 6 semanas se presentan los primeros proglotis grávidos o huevos en la materia fecal.



**Figura 28:** Ciclo biológico *Moniezia Expansa*  
**Fuente:** (Meana & Rojo, 2013)

### 2.2.1.5 Características clínicas

La infestación por este parásito por lo general es asintomática. Pero en algunos casos se genera una disminución de la producción láctea, diarreas, trastornos gastrointestinales e incluso la muerte (Abdel *et al.*, 2014). Taylor *et al.*, (2007), agrega que incluso se pueden presentar signos respiratorios y convulsiones. Quiroz *et al.*, (2011), indica que los problemas entéricos como nerviosos son ocasionados por toxinas generadas a partir de la acción de productos metabólicos del patógeno o a partir de la destrucción del proglotis.



### **2.2.1.6 Diagnóstico**

Roepstorff, (1998) citado en Abdel *et al.*, (2014), manifiesta que para tener éxito en el diagnóstico se realiza un análisis coprológico mediante la observación de huevos o detección de proglotis en las heces. Que puede ser a través de los métodos de flotación ó separación de proglotis de la materia fecal (Quiroz, 2005).

### **2.2.1.7 Prevención y control**

El control del hospedador intermediario no es práctico, pero se puede reducir su presencia en los potreros mediante un adecuado manejo de los mismos como es realizar el arado frecuente y resembrando los pastos (Radostits *et al.*, 2002).

## **2.2.2 *Paramphistomum cevi***

### **2.2.2.1 Generalidades**

Benavides & Romero (2002), citado en (López *et al.*, 2008), indica que la paramphistomiasis es una enfermedad de distribución mundial que se presenta con mayor frecuencia en zonas tropicales y subtropicales, en donde infestan a rumiantes como bovinos, ovinos.

El mayor número de casos positivos se presenta a finales de verano y a comienzos de invierno, debido a que es la época en donde más se multiplican los caracoles infestando así los pastos (Radostits *et al.*, 2002).

### **2.2.2.2 Localización**

El parásito se encuentra en el rumen y retículo (Radostits *et al.*, 2002).

### 2.2.2.3 Descripción morfológica

**Adultos:** Miden de 5-12mm de largo por 2-4mm de ancho, de color rojo pálido o rosáceo, de forma cónica, dorsalmente es convexa y algo cóncavo ventralmente. Poseen una ventosa ventral posterior y una ventosa anterior (Meana & Rojo, 2013).

Carecen de laringe pero disponen de faringe y un ciego intestinal simple, de cutícula sin espinas, el poro genital se localiza ventralmente en el tercio anterior, los testículos lobulados de ubicación anterior a los ovarios y el útero se aprecia con facilidad dorsalmente del parásito (Quiroz, 2005).



**Figura 29:** Parásito adulto de *Paramphistomum cervi*  
**Fuente:** (Junquera, 2016)

**Huevos:** Miden 130 x 180 $\mu$ m, de color amarillo pálido, el cigoto con posición medio posterior (Taylor *et al.*, 2007).

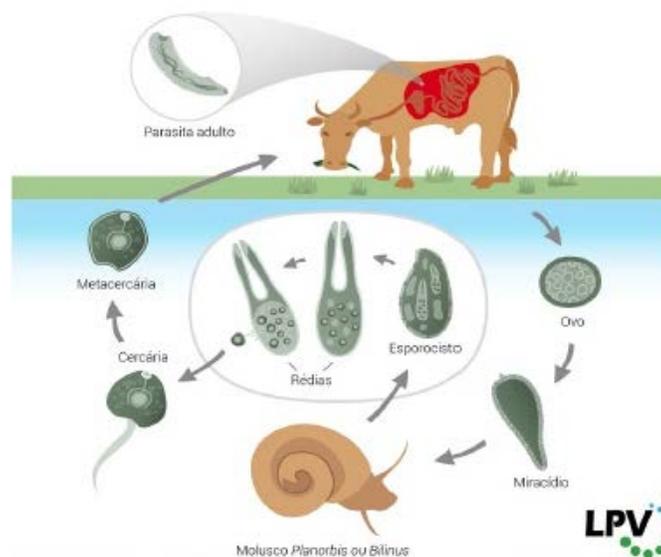


**Figura 30:** Huevo del parásito *Paramphistomum cervi*  
**Fuente:** (Autoras)

### 2.2.2.4 Ciclo biológico

Enfermedad de ciclo biológico indirecto formado de una fase exógena, que inicia con la deposición de los huevos al ambiente para desarrollarse en miracidios en aproximadamente 2 semanas, luego penetran la cavidad respiratoria del caracol, en el cual continúan su desarrollo convirtiéndose en esporocistos, redias y cercarias en 34-36 días, luego las cercarias parten del huésped intermediario hacia la superficie del agua bajo estímulos de la radiación solar, para enquistarse sobre los pastos (Dirksen *et al.*, 2005).

En cuanto a la fase endógena empieza con la ingestión de pasto contaminado de metacercarias por parte del rumiante, luego avanzan al intestino delgado en donde se desenquistan, se desarrollan durante 3-5 semanas; finalmente migran y se localizan en las vellosidades del rumen. En aproximadamente 7-14 semanas de infestación ya hay una producción de huevos (Merck, 2007).



**Figura 31:** Ciclo biológico de *Paramphistomum cervi*  
**Fuente:** (Tessele *et al.*, 2013)



### **2.2.2.5 Características clínicas**

El animal revela una enteritis acompañada de diarrea fétida; lo que conlleva a padecer de anemia, pérdida de proteínas como también se presenta edema pulmonar, hidropericardio, hidrotórax y ascitis es decir da origen a un edema generalizado (Elsheikh & Khan, 2011).

### **2.2.2.6 Diagnóstico**

Para confirmar el parasitismo se recomienda realizar un análisis coprológico por el método de sedimentación (Dirksen *et al.*, 2005).

### **2.2.2.7 Prevención y control**

Como prevención es ideal retirar a los animales de los potreros en caso de presentar brotes, si la enfermedad es muy frecuente se recomienda realizar tratamientos estratégicos durante las épocas de mayor presentación de metacercarias lo que disminuye la presencia de huevos en los pastos como también reduce la infestación del caracol (Radostits *et al.*, 2002).

## **2.3 Protozoarios**

Son seres unicelulares eucariotas es decir que pueden contener más de un núcleo en un momento del ciclo vital, poseen orgánulos similares a la célula metazoica tales como: aparato de Golgi, mitocondrias con crestas tubulares, retículo endoplasmático rugoso, centriolos, vacuolas, ribosoma, axonemas, lisosomas, microtubulos, filamentos y una matriz citoplasmática de propiedad coloidal. Los orgánulos locomotores son a travez de flagelos, cilios y pseudopodos (Hiepe *et al.*, 2006).



Sánchez (2000) citado en (Rodríguez *et al.*, 2010), menciona que los protozoos en su mayoría son de nutrición heterótrofos unicelulares, la reproducción es asexual por fisión binaria, aunque también pueden ser de reproducción sexual con las fases de meiosis y fusión de gametos haploides que dan origen a cigotos diploides.

**Tabla 3:** Clasificación taxonómica de los protozoarios.

<b>Phylum</b>	<b>Clase</b>	<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Género</b>
<i>Apicomplexa</i>	<i>Sporozoa</i>	<i>Eimeriina</i>	<i>Eimeridae</i>	<i>Eimeria bovis</i>
<i>Sarcomastigophora</i>	<i>Zoomastigophorea</i>	<i>Diplomonadida</i>	<i>Hexamitidae</i>	<i>Giardia duodenalis</i>

(Soulsby, 1987)

## Descripción de protozoos

### 2.3.1 *Eimeria bovis*

#### 2.3.1.1 Generalidades

Enfermedad cosmopolita denominada eimeriosis, afecta a bovinos expuestos a condiciones de hacinamiento especialmente en climas templados durante el invierno (Radostits *et al.*, 2002). Mientras que en zonas tropicales y subtropicales la enfermedad se presenta durante todo el año ininterrumpidamente (Tamasaukas *et al.*, 2010).

#### 2.3.1.2 Localización

Los esquizontes afectan el intestino delgado, mientras que las fases sexuales tienen afinidad por la porción final del íleon, ciego y colon (Meana & Rojo, 2013).

### 2.3.1.3 Descripción morfológica

**Ooquiste:** Mide 23-34 por 17-23 $\mu$ m, de forma ovoide, la pared está formada por dos capas, la interna de color café amarillento mientras que la externa es incoloro, posee un micrópilo localizado en el extremo anterior cubierto de un tapón micropilar. Además contiene cuatro esporoblastos, en donde cada uno posee dos esporozoitos (Quiroz, 2005).

**Esporoquiste:** Cubierto de una pared externa, en uno de sus extremos posee un tapón denominado cuerpo de Stiedae (cuerpo residual del esporoquiste) como también un cuerpo accesorio localizado ventralmente llamado subestiérico, los cuales forman una abertura por donde sale el esporozoito (Berenguer, 2007).

**Esporozoito:** En forma de huso, se ubican en sentido longitudinal de cabeza a cola, tienen un núcleo central y una vacuola clara en cada extremo (Taylor *et al.*, 2007).



**Figura 32:** Huevo del parásito *Eimeria bovis*  
**Fuente:** (Autoras)

### 2.3.1.4 Ciclo biológico

De ciclo biológico directo, el cual consta de dos etapas: asexual (esquizogonia esparagonia) y sexual (gametogonia) (Tamasaukas *et al.*, 2010).



## **Etapa Asexual**

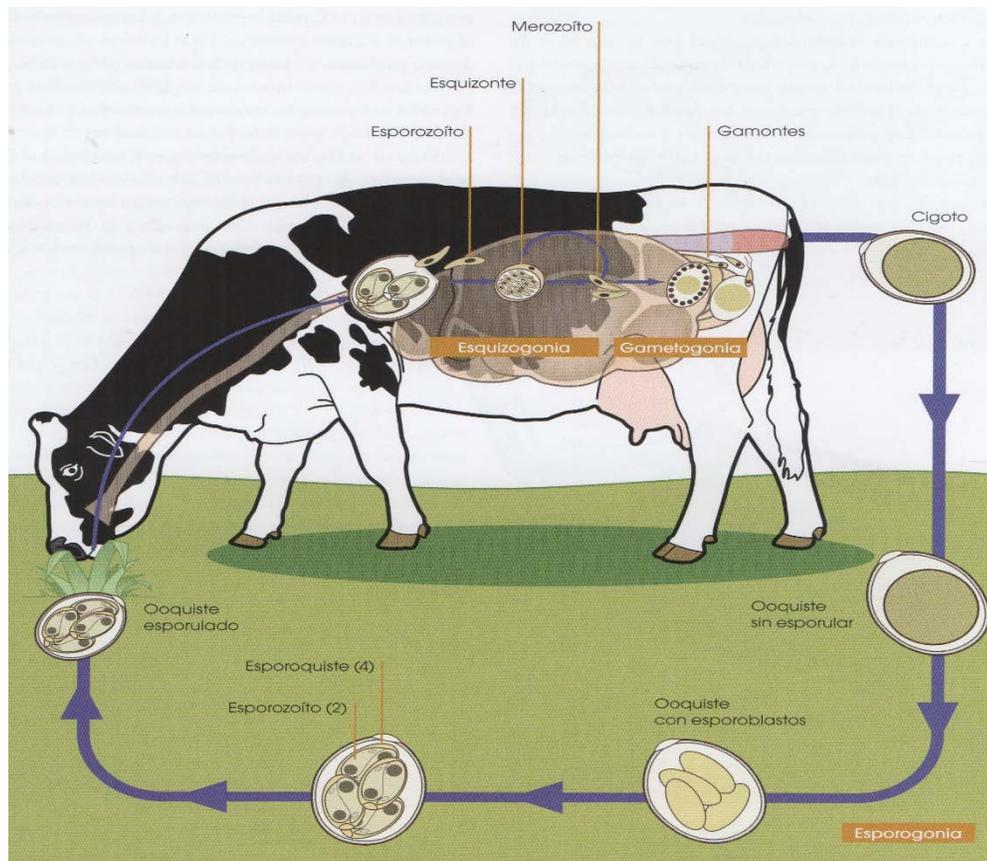
**Esporogonia:** el ooquiste inmaduro eliminado junto con las heces al medio ambiente realiza esporulación, es decir los 4 esporoblastos se convierten en esporoquistes que contienen dos esporozoitos; dicho proceso dura aproximadamente 1 a 2 días con las condiciones adecuadas de temperatura, humedad y oxígeno (Bowman, 2011).

**Esquizogonia:** Los ooquistes maduros luego de ser ingeridos liberan los esporozoitos e invaden las células endoteliales del quilífero central correspondientes a las vellosidades del íleon, luego se transforman en trofozoitos, esquizontes, esquizontes con merozoitos, estos últimos con tamaños de 300µm; este desarrollo dura aproximadamente 14 días. Los merozoitos de primera generación estallan las células e invaden células epiteliales de las criptas del ciego, colón; la maduración se da en 2 días con esquizontes de 10 micras de tamaño (Sánchez, 2005).

## **Etapa Sexual**

### **Gametogonia:**

Los merozoitos de la última fase de esquizogonia invaden nuevas células epiteliales para transformarse en macrogametocito y microgametocito que son producto de divisiones meióticas. Los ooquistes se forman a partir de la fertilización de los gametocitos, que después serán expulsados (Radostits *et al.*, 2002).



**Figura 33:** Ciclo biológico de *Eimeria bovis*  
**Fuente:** (Rojo & Meana, 2013)

### 2.3.1.5 Características clínicas

Por lo general en bovinos adultos la parasitosis se presenta de forma crónica debido a que adquieren un desarrollo de la inmunidad durante su crecimiento (Tamasaukas *et al.*, 2010). En la eimeriosis típica los animales padecen de diarrea pastoso-líquido a acuosa, luego con el curso de la enfermedad las heces se acompañan de moco o coágulos de fibrina y en casos severos las heces contienen sangre (Dirksen *et al.*, 2005).

Así mismo los trastornos generales se manifiestan al principio con pérdida de apetito, deshidratación, tenesmo, disentería, anemia, temperatura rectal subnormal (Elsheikh



& Khan, 2011). Esta última debido a la parálisis del esfínter, en donde se puede observar prolapso rectal. Y en estadio terminal se distingue deambulación tambaleante con caída en decúbito, en algunos casos presentan signos nerviosos (Dirksen *et al.*, 2005).

### **2.3.1.6 Diagnóstico**

Se determina la presencia de ooquistes a través de un examen coprológico, específicamente por la técnica de flotación o de un frotis directo de heces (Zajac & Conboy, 2012). Aunque también esta última es ideal para buscar merozoítos en caso de no encontrar ooquistes, pero se sospeche de la enfermedad, ya que en casos de infestación aguda la liberación de ooquistes cae drásticamente después del pico, en animales afectados de disentería y recuento de ooquiste bajo (Radostits *et al.*, 2002).

### **2.3.1.7 Prevención y control**

Como medida principal de prevención se aconseja evitar la contaminación de agua y/o alimentos con heces infestadas de ooquistes (Tamasaukas *et al.*, 2010). El cual se consigue evitando el hacinamiento dentro de los potreros, además es importante realizar rotación de 3-5 días entre pastoreos; como también es ideal llevar una adecuada higiene ambiental de los mismos (Dirksen *et al.*, 2005).

Como medida de control se puede administrar coccidiostáticos a los animales a través del alimento con la finalidad de interrumpir el ciclo biológico del parásito y a su vez evitar que afecte el rendimiento productivo (Merck, 2007).



### **2.3.2 *Giardia duodenalis***

#### **2.3.2.1 Generalidades**

Este agente causal da origen a la enfermedad denominada giardiosis (Uribarren, 2016). Parásito de distribución mundial, normalmente se localiza en regiones en donde las condiciones higiénicas son decadentes (Hiepe *et al.*, 2006). La manera de cómo se transmite es mediante la ingesta de quistes en alimento o aguas contaminadas con dicho parásito (Botero & Restrepo, 2012). La giardiosis afecta a varias especies como mamíferos, reptiles, anfibios y aves, en especial a los animales domésticos y al ganado donde éstos representan reservorios potenciales (Uribarren, 2016).

#### **2.3.2.2 Localización**

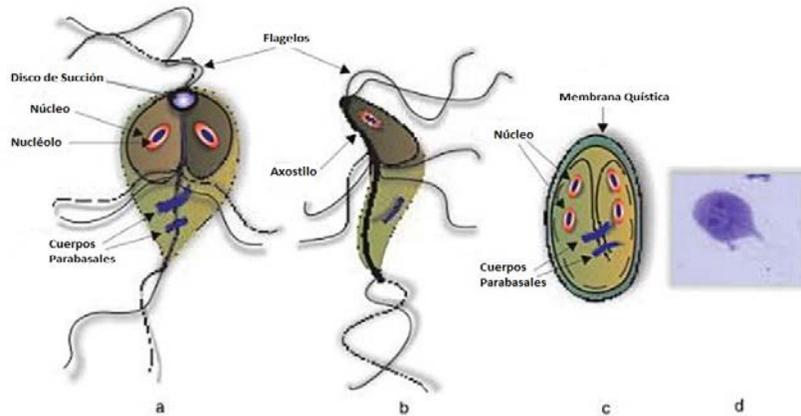
Los trofozoítos de *Giardia* se encuentran adheridos a la mucosa epitelial del intestino delgado (Bowman, 2011).

#### **2.3.2.3 Descripción morfológica**

La *Giardia* es un parásito no invasivo, éste presenta dos formas: trofozoíto (forma vegetativa y quiste (forma de resistencia e infectante)).

**Trofozoitos:** es la forma vegetativa, y son de aspecto piriforme, miden de 10-12µm de longitud, 5-12µm de ancho y 2-4µm de espesor. Se caracteriza por su movimiento en espiral al ser observado al microscopio con similitud a “una hoja de árbol que cae” (Uribarren, 2016). Tienen cuatro pares de flagelos (par anterior, dos pares laterales y par posterior) y un disco ventral convexo en la parte anterior medial del cuerpo la misma que le sirve para adherirse en la mucosa intestinal según indica Acha & Szyfres (2003) citado en Palacios, (2014).

**Quiste:** es la forma de resistencia e infectividad, son de aspecto elíptico u oval, mide entre 11-14 $\mu$ m de longitud, 0,3-0,5 $\mu$ m de grosor, al estar maduros éstos poseen cuatro núcleos y en su forma inmadura poseen solamente dos (Uribarren, 2016). Su pared es cristalina y es muy resistente a factores ambientales y químicos (Castillo, 2015).



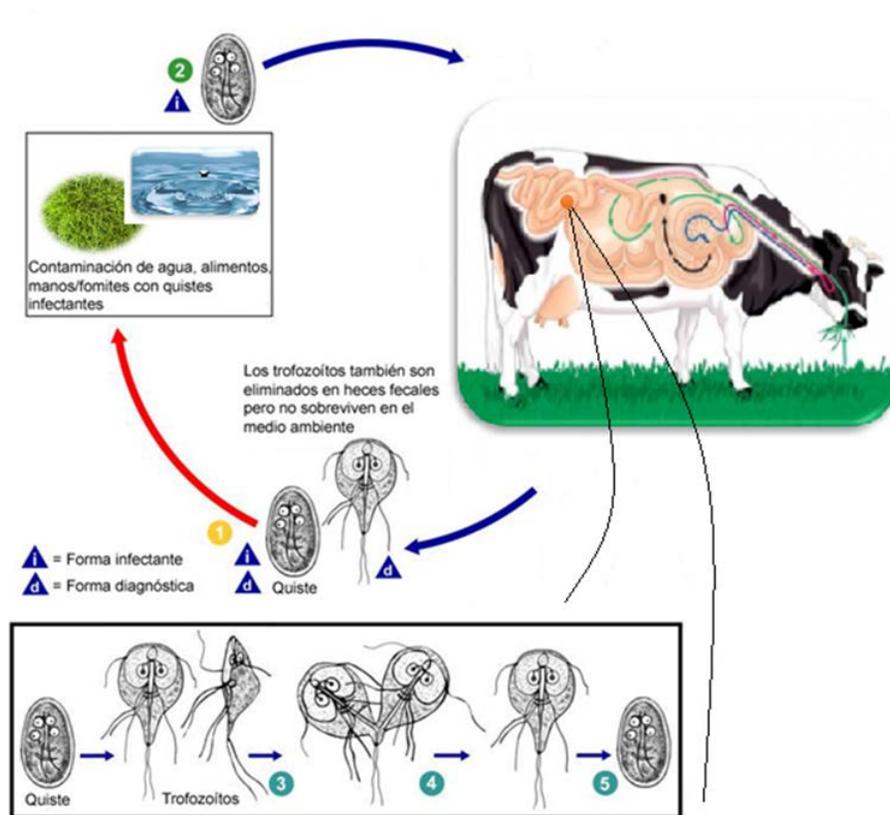
**Figura 34:** Morfología de *Giardia duodenalis*  
**Fuente:** (Hasudungan, 2013)

#### 2.3.2.4 Ciclo biológico

La *Giardia duodenalis* en su ciclo evolutivo presenta dos fases o estadios: como ya antes mencionado el trofozoito (forma vegetativa), que se adhiere en el intestino delgado, es la que presenta las manifestaciones clínicas, y el quiste (forma de resistencia) que se evacúa mediante las heces, es el encargado de transmitir el parásito (Palacios, 2014).

Los trofozoitos se adhieren a las vellosidades de la mucosa del intestino delgado mediante los discos de succión, seguido suelen convertirse en quistes infectantes antes de ser evacuados con las heces (Bowman, 2011).

Al ser expulsados los quistes pueden permanecer en el suelo húmedo o en el agua, hasta que son ingeridos por un nuevo hospedador, donde llegan al duodeno y ahí se diluye la pared quística dando lugar a un nuevo flagelo, donde se divide en dos trofozoítos con dos núcleos que finalmente se adhieren a la mucosa intestinal (Castillo, 2015).



**Figura 35:** Ciclo biológico de *Giardia duodenalis*  
**Fuente:** (Barrón *et al.*, 2010)

### 2.3.2.5 Características clínicas

En la especie rumiante la giardiosis causa el síndrome de mala absorción, habiendo así una notable pérdida de peso en el animal, además presenta anorexia, diarrea causando un déficit de producción (Otero *et al.*, 2011).



### **2.3.2.6 Diagnóstico**

Se diagnostica mediante microscopía directa, usando la técnica de flotación y sedimentación (Thompson, 2008).

### **2.3.2.7 Prevención y control**

Para poder prevenir la giardiasis es necesario realizar un tratamiento de los suministros de agua, limpiar y desinfectar el ambiente con sustancias químicas, podemos usar el hipoclorito de sodio al 1% (Bowman, 2011).

## **2.4 Parámetros que determinan la gravedad de una parasitosis gastrointestinal**

Las parasitosis se presentan de manera variable, estando influenciadas por diferentes factores, como ser:

### **2.4.1 Sistema de pastoreo**

Las enfermedades parasitarias constituyen el mayor factor para la disminución de la producción pecuaria, esto ocurre a menudo en zonas tropicales, como es de conocimiento el forraje es el alimento principal dentro de la dieta de los rumiantes que junto con las condiciones climáticas de cada zona ayudan al desarrollo de éstas parasitosis. Mientras más alta es la disponibilidad del alimento existe una mayor disolución de los huevos y larvas de parásitos en el pasto y a medida de esto disminuyen los niveles de infestación. Además los animales prefieren consumir alimento que no esté cercano al excremento, por lo que rechazan ese forraje contaminado con heces y se alimentan de pasto fresco (Soca *et al.*, 2007).



(Márquez, 2003) indica que los animales mientras se alimentan de la parte más alta del forraje, lejos de la superficie del suelo tienen menor riesgo de infección, ya que la mayor cantidad de larvas se encuentran entre 0-25cm de la altura de los pastos, y si superamos los 35cm de alto del forraje las larvas tienen dificultad de trasladarse a la cima quedándose cerca del suelo.

#### **2.4.2 Sistema sanitario**

Es importante realizar un control sanitario, sin embargo algunas especies de parásitos han creado resistencia hacia los antihelmínticos, donde los mismos adquieren la capacidad para evadir ciertos efectos de los fármacos (Márquez, 2007). El desarrollo de resistencia a los desparasitantes por los nematodos que parasitan a bovinos está aumentando cada vez más (Fiel, 2013).

(Villar, 2007) indica que el uso de antihelmínticos es la práctica que los ganaderos usan frecuentemente para controlar las parasitosis, pero todo va de la mano con la edad del animal, mientras más jóvenes más predispuestos a parasitarse. Sin embargo el control farmacológico no es efectivo para todos los géneros de parásitos, para su aplicación hay que tener un conocimiento del parásito que estamos atacando. Debido a que el uso de antihelmínticos ha incrementado la productividad de los rumiantes pero está ejerciendo una presión sobre el genoma de los mismos (Anziani & Fiel, 2014).

#### **2.4.3 Carga animal**

(Steffan *et al.*, 2012) indica que el incremento de animales o una alta carga animal en un hato ganadero el riesgo de parasitismo aumentan. Sin embargo si existe menor



carga animal y el animal es capaz de elegir el área de pasto del cual se alimentará el riesgo de la enfermedad disminuye.

#### **2.4.4 Piso altitudinal**

Se conoce que la existencia de los parasitismos internos de los bovinos está condicionado directamente con el tipo de región o altitud donde ésta ha sido descrita más en cuanto a regiones templadas, y que depende ampliamente del clima, además, del sistema de producción y el uso de los pastizales, en las regiones templadas un parámetro fundamental es la temperatura, mientras que en el trópico la humedad (Chicaiza, 2005).

Conocemos que el calor y la humedad ayudan a que el parásito se desarrollarse, pero esta se detiene cuando se combina el calor junto con la sequía. Las lluvias, junto con los pájaros, hongos y el pisoteo de los mismos animales ayudan a la dispersión de las larvas (Irigoyen *et al.*, 2000).

#### **2.4.5 Dispersión de heces**

Desde hace muchos años los rumiantes en pastoreo y sus parásitos internos han ido evolucionando al mismo tiempo; se dice que la asociación Huésped-parásito apareció cuando los parásitos de vida libre se acoplaban al ciclo alimenticio de los animales tanto en vía oral como en sus desechos, aunque se supone que puede ser la convivencia misma. Por lo que mejorar las praderas incrementa la posibilidad de incrementar el número de animales por unidad de área; la desventaja es que incrementarán los niveles de contaminación por excretas y los animales se ven



obligados a alimentarse de forraje con mayor nivel de contaminación por parásitos (Benavides & Romero, 2008).

Indica Blood, (1989) citado en (Sampedro, 2013) que las excretas de los bovinos tienden a conservar la humedad y el calor en el interior y solo el exterior se seca, por lo que sería un medio ideal para la supervivencia de las larvas, la razón para esto es porque los estados larvarios 1 y 2 son susceptibles al sol, por ende es recomendable realizar dispersión de la materia fecal procurando que se dispersen en partículas pequeñas y así queden una la mayor cantidad larvas posible expuestas al medio ambiente.

Entonces la población animal se desarrolla mejor si existe la descomposición inmediata de las excretas, puesto que esto impide el desarrollo de las larvas a estados infectados (Márquez, 2003).



---

### 3 MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 MATERIALES

##### 3.1.1 Materiales de campo

###### 3.1.1.1 Físicos

- Overol
- Botas
- Guantes de inspección
- Guantes ginecológicos
- Cooler
- Gel de larga duración
- Esferos
- Marcadores indelebles
- Hojas de campo

###### 3.1.1.2 Biológicos

- Muestras de heces de hembras bovinas adultas

##### 3.1.2 Materiales de laboratorio

###### 3.1.2.1 Físicos

- Mandil
- Guantes de inspección
- Mascarilla
- Microscopio



- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Vaso de precipitación de 100ml
- Vasos de plástico de 2oz
- Vasos de plástico de 1oz
- Coladores
- Pipetas
- Hojas de registro
- Esferos
- Marcadores
- Papel secante
- Papel periódico
- Paletas
- Palillos

### **3.1.2.2 Químicos**

- Agua destilada
- Solución salina saturada
- Detergente

### **3.1.3 Materiales de oficina**

#### **3.1.3.1 Físicos**

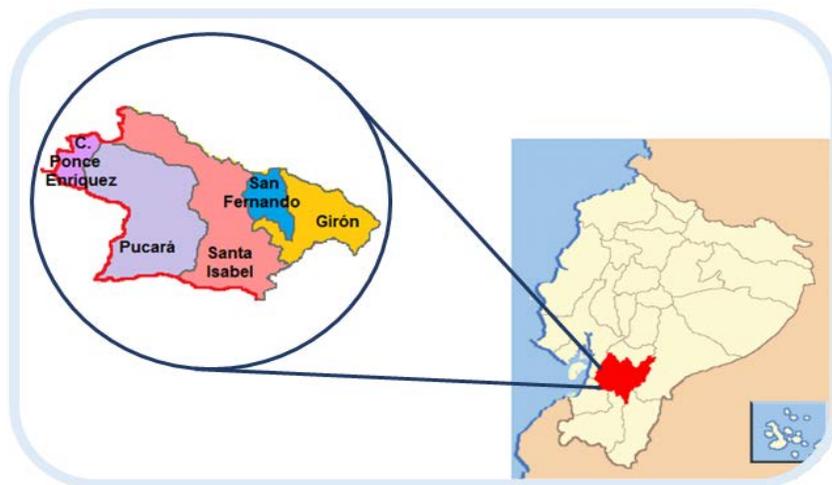
- Computadoras

- Cds
- Impresora
- Memoria USB
- Cámara
- Papel bond A4

## 3.2 MÉTODOS

### 3.2.1 Ubicación

Ésta investigación se realizó en los cantones occidentales de la provincia del Azuay. En cuanto al piso altitudinal de la zona en estudio se tomaron los datos del Ministerio del Medio Ambiente del Ecuador, que clasifica al piso altitudinal en: tierras bajas, piemontano, montano bajo, montano y montano alto (Ministerio del Ambiente del Ecuador, 2012).



**Figura 36:** Mapa de los cantones occidentales de la provincia del Azuay  
**Fuente:** (Mariño & Moncayo, 2008)

**Tabla 4:** Descripción de los cantones en estudio

Cantón	Localización	Extensión (km <sup>2</sup> )	Altitud (msnm)	Temperatura (°C)
<i>Girón</i>	Sur-occidente	350,1	2.100	10-12
<i>San Fernando</i>	Centro Sur	140,5	1.560-4.000	2-20
<i>Santa Isabel</i>	Sur	771,4	100-4.000	8-24
<i>Pucará</i>	Sur-occidente	749	3.200	14.4
<i>Camilo Ponce Enríquez</i>	Oeste	644	40-3.680	21.1

**Fuente:** (Márquez & Reyes, 2011).

*Es una investigación descriptiva de corte transversal.*

### 3.2.2 Población en estudio

#### 3.2.2.1 Población

El presente trabajo de titulación, se realizó en una de las tres zonas (Occidental) en las cuales se dividió el proyecto ***“Identificación de razas bovinas autóctonas del Azuay: caracterización morfométrica***, ejecutado por el grupo de investigación de Producción Animal de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, período 2015-2017.

El número de unidades productivas (UPAs o Ganaderías) de la zona en estudio se obtuvo de los registros del SIFAE de la Agencia Ecuatoriana Aseguramiento de la Calidad del Agro (Agrocalidad) del año 2014, en la cual se encontraban registradas 3.824 UPAs.

Con el fin de obtener una muestra representativa de las diferentes ganaderías de la zona occidental, se determinó mediante la fórmula de muestra finita un total de 467 UPAs a valorar.

### 3.2.2.2 Número de muestras de heces

Se recolectaron un total de 870 muestras de heces, las mismas que fueron analizadas en el laboratorio de la Universidad de Cuenca Facultad de Ciencias Agropecuarias. En cada una de las ganaderías o UPAs analizadas (467), de los cantones Girón, San Fernando, Santa Isabel, Camilo Ponce Enríquez y Pucará pertenecientes a la región occidental de la Provincia del Azuay, se realizó la toma de las muestras fecales de una vaca en producción por cada raza existente, directamente del recto del animal, esto permitió la evaluación de 870 vacas, la distribución detallada en la siguiente tabla.

**Tabla 5:** Número de semovientes muestreados en los cantones de la zona occidental del Azuay.

	Frecuencia	Porcentaje
<i>Girón</i>	227	26,1
<i>San Fernando</i>	145	16,7
<i>Santa Isabel</i>	163	18,7
<i>Pucará</i>	252	29
<i>Camilo Ponce Enríquez</i>	83	9,5
<b>Total</b>	<b>870</b>	<b>100</b>

### 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 sanos (No patologías, desplazamiento de abomaso, retención de placenta).

### 3.2.2.5 Criterios de exclusión

- Hembras que estén sobre el tercio final de la gestación.

### 3.2.2.6 Variables dependientes

#### Prevalencia:

Para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales de los animales en estudio, se analizó las muestras de heces por dos técnicas; la de flotación y la de sedimentación. Se consideró a un animal como parasitado cuando presentó algún grado de infestación en una o en las dos técnicas, por lo tanto, fue considerada como libre de parásitos cuando resultaba negativo en las dos pruebas.

#### Grado de infestación individual de los parásitos gastrointestinales.

Se utilizó la clasificación establecida por Paternina, (2011) en cual determinó como no parasitados, leve, moderado, grave, muy grave.

### 3.2.2.7 Variables independientes

- **Sistemas de Pastoreo:** la información se obtuvo mediante la realización de encuestas a los ganaderos in situ (**Anexo 9**). El mismo que se clasificó en: cerca eléctrica, sogueo y quienes realizan pastoreo libre (Pesántez & Rosario, 2016).
- **Sistema Sanitario:** la información para complementar esta variable se obtuvo de la misma manera que en el caso anterior (**Anexo 9**). Para la evaluación se consideró si el propietario aplica o no algún tipo de desparasitante interno (Astudillo, 2016).



- **Carga animal:** Esta fue clasificada en ganaderías con carga animal alta, media, baja (**Anexo 8**).
- **Piso Altitudinal:** información fue obtenida mediante un GPS en el lugar del muestreo (**Anexo 9**).

Para esta investigación se consideró la clasificación del Ministerio del ambiente (2012): Tierras bajas (<400 msnm), Piemontano (400 msnm – 1200 msnm), Montano bajo (1200 msnm -2000 msnm), Montano (2000 msnm -2999 msnm) y Montano alto (>2999 msnm).

- **Dispersión de heces:** la información se tomó de la encuesta (**Anexo 9**) se consideró si en la finca se realizaba o no dispersión de heces.

### 3.3 METODOLOGÍA

#### 3.3.1 Toma de muestra

Las muestras fueron recolectadas directamente del recto. Usando guantes ginecológicos, se tomó 50 gramos de heces directamente del recto de los semovientes e inmediatamente se cerró la muestra con un nudo fuerte evitando que entre aire en el interior del guante (Estrada, 2013).



**Figura 38:** Recto del animal  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 37:** Obtención de la muestra  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 40:** Involución de guante  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 39:** Muestra de heces  
**Fuente:** (Autoras)

Cada muestra fue identificada con su respectiva información:



1. Nombre
2. Raza
3. Propietario
4. Procedencia
5. Fecha
6. Tiempo de desparasitación

**Figura 41:** Identificación de la muestra

**Fuente:** (Autoras)

Enseguida colocamos las muestras en un Cooler para su debida conservación y traslado al laboratorio a una temperatura de 4°C.



**Figura 42:** Conservación y traslado de las muestras

**Fuente:** (Autoras)

### 3.3.2 Pruebas de laboratorio

Las muestras fueron recibidas en el laboratorio de la Facultad de Agropecuarias de la Universidad de Cuenca.



**Figura 43:** Recepción de las muestras

**Fuente:** (Autoras)

Luego fueron analizadas las 870 muestras mediante los métodos de flotación y sedimentación:

#### 3.3.2.1 Método de flotación con solución salina saturada

Procedimiento:

1. Colocamos 2 a 5 gramos del contenido de la muestra en un vaso de plástico para homogenizar.



**Figura 44:** Depósito de heces en el vaso

**Fuente:** (Autoras)

- Adicionamos solución salina saturada en el vaso, con la ayuda de una paleta procedemos a homogenizar el contenido.



**Figura 46:** Adición de solución salina  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 45:** Homogenización de la muestra  
**Fuente:** (Autoras)

- Se trasladó el contenido disuelto a otro vaso, pasándolo por un colador observando que quede completamente lleno hasta el borde, luego retiramos las burbujas.



**Figura 47:** Traslado del contenido a otro vaso  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 48:** Eliminación de sobrenadantes  
**Fuente:** (Autoras)

4. Colocamos un cubreobjetos y lo dejamos reposar por 15-30 minutos.



**Figura 49:** Colocación de cubreobjetos  
**Fuente:** (Autoras)

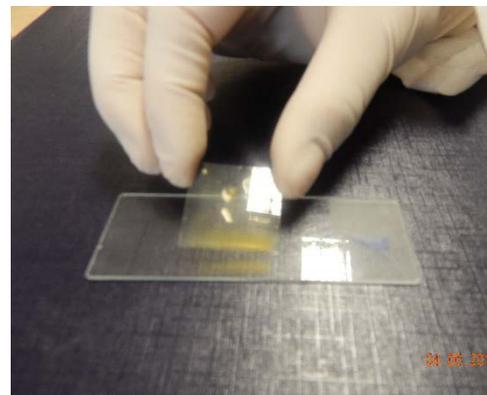


**Figura 50:** Reposar el contenido  
**Fuente:** (Autoras)

5. Luego de 15-30 minutos procedemos a retirar los cubreobjetos con un palillo y colocamos en un portaobjetos.



**Figura 51:** Retiro del cubreobjetos  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 52:** Colocación en el portaobjetos  
**Fuente:** (Autoras)

6. Finalmente procedemos a observamos en el microscopio con el objetivo de 10x (Sixtos, 2010).



**Figura 53:** Observación a través del microscopio  
**Fuente:** (Autoras)

### 3.3.2.2 Método de sedimentación espontánea

Procedimiento:

1. Colocamos 2 a 5 gramos del contenido de la muestra en un vaso de plástico para homogenizar.



**Figura 54:** Depósito de heces en el vaso  
**Fuente:** (Autoras)

2. Adicionamos agua destilada en el vaso y con la ayuda de una paleta procedemos a homogenizar el contenido.



**Figura 55:** Adición de agua destilada  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 56:** Homogenización de la muestra  
**Fuente:** (Autoras)

3. Trasladamos el contenido disuelto a otro vaso pasándolo por un colador decantando el sobrenadante.



**Figura 57:** Traslado del contenido a otro vaso  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 58:** Decantación de sobrenadantes  
**Fuente:** (Autoras)

4. Se deja reposar por 30 minutos.

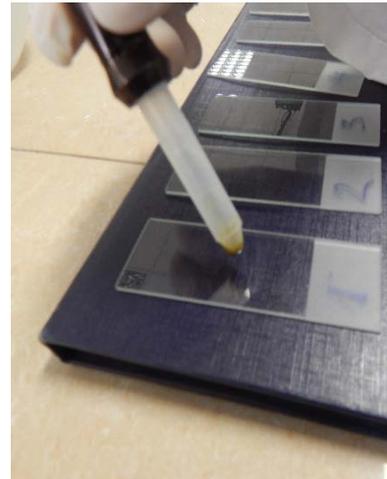


**Figura 59:** Reposo de 30 minutos  
**Fuente:** (Autoras)

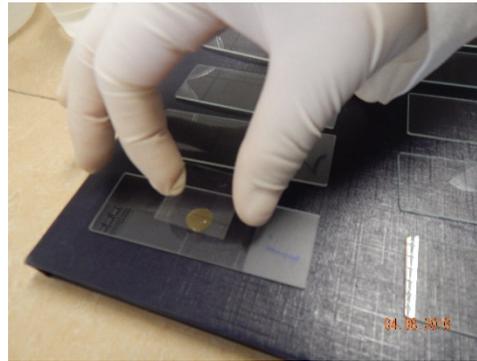
5. Después de 30-40 minutos absorbemos una gota del contenido del fondo o sedimentado y colocamos en un portaobjetos cubriéndolo con un cubreobjetos.



**Figura 61:** Absorción del contenido  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 60:** Colocación en el portaobjetos  
**Fuente:** (Autoras)



**Figura 62:** Colocación de cubreobjeto  
**Fuente:** (Autoras)

6. Al terminar el proceso procedemos a observarlo en el microscopio con el objetivo de 10x (Terashima *et al.*, 2009).



**Figura 63:** Observación a través del microscopio  
**Fuente:** (Autoras)

### 3.3.3 Interpretación

Se procedió a contar todos los huevos dentro del campo con el objetivo de 10x, usando el sistema de cruzdi. Luego lo enfocamos con el lente de 40x para la identificación del parásito. La clasificación se realizó de la siguiente manera:

**No parasitado:** no se observa ningún huevo por campo.

**Infección Leve:** Se observa de 1 a 3 huevos por campo. Una cruz (+)

**Infección Moderada:** Se observa de 4 a 7 huevos por campo. Dos cruces (++)

**Infección Grave:** Se observa de 8 a 10 huevos por campo. Tres cruces (+++)

**Infección Muy grave:** Se observa más de 10 huevos por campo. Cuatro cruces (++++)

(Paternina, 2011).

### 3.3.4 Análisis estadístico

Los instrumentos de medición fueron los exámenes coprológicos: en los métodos de sedimentación y flotación. 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 determinaron, fueron:

- Proporciones muestrales y poblacionales
- Prueba de Chi cuadrado  $\chi^2$ , para las variables cualitativas al 0,05 de significancia: sistema sanitario (desparasitación) en comparación con el porcentaje y grado de infestación de cada parásito, sistema de pastoreo (cerca eléctrica, sogueo) en comparación al porcentaje y grado de infestación de cada



parásito, carga animal en comparación al porcentaje y grado de infestación de cada parásito, altitud según los rangos establecidos por el Ministerio del Medio Ambiente, y dispersión de heces en comparación con el porcentaje y grado de infestación de cada parásito.

- Se estructuró tablas de contingencia: prevalencia de acuerdo a sistema de pastoreo, sistema sanitario (desparasitación), piso altitudinal, carga animal y dispersión de heces; porcentaje individual del parásito de acuerdo al examen coprológico y el grado de infestación individual de cada parásito.

## 4 RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1 Prevalencia de parásitos gastrointestinales

**Tabla 6:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos de la zona occidental del Azuay.

	N	%	EE	IC al 95%	
				Inferior	Superior
<i>Flotación</i>	597	68,6	1,6	65,6	71,5
<i>Sedimentación</i>	693	79,7	1,5	76,8	82,6
<i>Prevalencia Total</i>	769	88,4	1,1	86,2	90,5

N: Número de casos; %: Porcentaje de cada caso; EE: Error Estándar; IC: Intervalo de Confianza al 95%.

Se analizaron los exámenes coprológicos de 870 animales con las técnicas de flotación y sedimentación, donde se obtuvo una mayor prevalencia en la segunda técnica, con una diferencia de 11,1%. Al analizar la prevalencia total se consideró como positivo a los animales con la presencia de uno o más huevos de parásitos, independientemente a la técnica usada: se estableció un porcentaje superior en comparación a los resultados establecidos por técnica.

Al comparar la prevalencia en base a la técnica aplicada en el diagnóstico de parasitosis, Astudillo (2016) en un estudio realizado en los cantones orientales del Azuay, indicó un valor cercano en flotación (69,6%), pero en la técnica de sedimentación el valor queda por debajo (72,7%). Sin embargo Arichabala & Ulloa (2016) mostraron resultados diferentes, para flotación manifiestan un porcentaje menor (63%) en cambio para sedimentación el porcentaje es cercano (81%); esta investigación fue realizada en terneros del cantón Gualaceo. Mientras que Rodríguez



& Juela (2016) indican valores inferiores tanto para las técnicas de flotación (52,2%) y sedimentación (44,5%).

Al analizar el resultado de prevalencia total, Huang *et al.*, (2014) muestra un valor cercano al encontrado en la presente investigación (86,9%), en dicho estudio se muestreo bovinos Holstein en 13 condados de Taiwán en China. Mientras que Rafiullah *et al.*, (2011) revela un resultado alrededor de 83,1%, en muestras procedentes de 2.411 bovinos hembras en la provincia de Khyber Pakhtunkhwa en Pakistán. Al igual que Astudillo (2016); Allwin *et al.*, (2016) y Colina *et al.*, (2013) encontraron resultados diferentes, en donde revelan valores de 82,4%, 80% y 67,5% respectivamente.

## 4.2 Grado de infestación de los parásitos gastrointestinales de acuerdo a la técnica de diagnóstico

**Tabla 7:** Grado de infestación de parasitismo gastrointestinal en bovinos por la técnica de flotación.

	Grado de infestación					Total positivos
	Negativo	Leve	Moderado	Grave	Muy Grave	
	%	%	%	%	%	
<i>Eimeria bovis</i>	49	49	2			51
<i>Ostertagia spp.</i>	83,9	15,6	0,5			16,1
<i>Oesophagostomum spp.</i>	87,4	12,2	0,2	0,1	0,1	12,6
<i>Paramphistomum cervi</i>	93,8	6,2				6,2
<i>Cooperia spp</i>	94,7	5,2	0,1			5,3
<i>Bunostomum spp.</i>	96,8	3,1	0,1			3,2
<i>Haemonchus spp.</i>	98,3	1,6	0,1			1,7
<i>Moniezia Expansa</i>	99,7	0,3				0,3
<i>Toxocara vitulorum</i>	99,8	0,2				0,2
<i>Trichostrongylus axei</i>	99,9	0,1				0,1

%%: Porcentaje de cada caso.

De los parásitos gastrointestinales encontrados se determinó que *Oesophagostomum spp.*, presentó grados de infestación leve, moderado, grave y muy grave. Mientras que *Eimeria bovis*, *Ostertagia spp.*, *Cooperia spp.*, *Bunostomum spp.*, *Haemonchus spp.*, muestran grados leve y moderado. Finalmente *Paramphistomum cervi*, *Moniezia*

*Expansa (plathelminfos), Toxocara vitulorum, Trichostrongylus axei (nemátodos)* indican únicamente grado leve (**Tabla 7**).

**Tabla 8:** Grado de infestación de parasitismo gastrointestinal en bovinos por la técnica de sedimentación

	Grado de infestación				Total positivos
	Negativo	Leve	Moderado	Grave	
	%	%	%	%	
<i>Eimeria bovis</i>	27,7	68,9	3,3	0,1	72,3
<i>Paramphistomum cervi</i>	75,9	23,4	0,7		24,1
<i>Ostertagia spp.</i>	95,6	4,3	0,1		4,4
<i>Oesophagostomum spp.</i>	97,9	2,1			2,1
<i>Cooperia spp</i>	99,4	0,6			0,6
<i>Haemonchus spp.</i>	99,7	0,3			0,3
<i>Bunostomum spp.</i>	99,8	0,2			0,2
<i>Toxocara vitulorum</i>	99,8	0,2			0,2
<i>Moniezia Expansa</i>	99,8	0,2			0,2
<i>Giardia Duodenalis</i>	99,9	0,1			0,1

‰: porcentaje de cada caso.

Las muestras al ser analizadas por sedimentación se estableció que *Eimeria bovis* (protozoo) presentó grados de infestación leve, moderado y grave. *Paramphistomum cervi* y *Ostertagia spp.* manifestaron grados leve y moderado. El resto de parásitos presentaron solo casos leves (**Tabla 8**).

El parásito de mayor prevalencia fue el protozoo *Eimeria bovis*, tanto para flotación como sedimentación, resultados que coinciden con un estudio ejecutado en Perú por Colina *et al.*, (2013) donde reporta una prevalencia de 65,4%; valor cercano a la técnica de sedimentación, pero no así para flotación; donde factores como la altitud, clima y



humedad de la zonas estudiadas favorecen el crecimiento de este parásito. En cambio Bangoura *et al.*, (2012) reporta resultados de hasta 76,9%, resultado que depende del tipo de suelo, edad y el tiempo de rotación al que está expuesto el potrero; además, enfatiza que este tipo de parásito es cosmopolita, estudio que fue realizado en terneros en Alemania. Sin embargo Rodriguez & Juela (2016), señalan datos inferiores para el método de flotación (16,8%) y sedimentación (16,7%), esto puede verse influenciado por lo cambios drásticos en la temperatura al igual que el clima; además el análisis de dicho estudio es similar al presente, en donde indican que el resto de géneros presentaron una prevalencia por debajo del 14%.

Akanda *et al.*, (2014) en una investigación que fue realizada en Bangladesh encontró una prevalencia de *Paramphistomum* de 22,12%, dato cercano al método de sedimentación, pero superior para flotación; dichos resultados están relacionados con la temporada de lluvia. Sin embargo, en un estudio realizado en Perú por Pinedo *et al.*, (2010) obtiene una prevalencia del parásito *Paraphistomum* de 44,2%, la misma que estaría influenciada por las condiciones ambientales favorables para el desarrollo de este parásito en dicha zona de estudio, además de falta de estrategias de prevención y control en los animales locales, incluso indica que factores como la edad >5 años) y sexo del animal (hembra) influyen en el incremento de la parasitosis.

### 4.3 Relación entre la prevalencia de parásitos gastrointestinales y factores ambientales/manejo

**Tabla 9:** Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y el sistema de pastoreo.

		Prevalencia		<i>P</i>
		Positivo	Negativo	
		N (%)	N (%)	
<i>Sistema de pastoreo</i>	<i>Cerca eléctrica</i>	160 (20,8)	20 (19,8)	0,03
	<i>Pastoreo libre</i>	126 (16,4)	14 (13,9)	
	<i>Sogueo</i>	483 (62,8)	67 (66,3)	
	<b>Total</b>	769 (100)	101 (100)	

N: número de casos; %: porcentaje de cada caso;  $P < 0,05$  = significancia, prueba de Chi-cuadrado

La prueba chi-cuadrado (**Anexo 3**) indica que hay diferencia significativa entre los tres tipos de manejo del pastoreo (cerca eléctrica, pastoreo libre, sogueo), donde el sistema de sogueo tuvo una prevalencia más alta ( $P < 0,05$ ). Cabe recalcar que el sistema de pastoreo continuo abarca (pastoreo libre) y pastoreo rotativo (cerca eléctrica y sogueo).

Cárdenas & Garzón (2011) indican que generalmente los ganaderos utilizan el sistema de pastoreo controlado mediante el sogueo, el cual consiste en sujetar al animal a una cuerda con una distancia de 2,5 -3m de longitud lo que limita al animal cubrir los requerimientos nutricionales como alimenticios. Además Stromberg & Averbek (1999) citado en Soca *et al.*, (2005) añade que en pastoreos con menos de 28 días de reposo se genera un sobrepastoreo, en donde el animal se ve obligado a consumir pasto disponible próximo a las heces lo que influye una mayor presencia de esta enfermedad. De igual forma Noboa (2004) acota que en animales manejados bajo el sistema de pastoreo rotacional con 42 días, la carga parasitaria es nula.

**Tabla 10:** Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y el sistema sanitario.

		Prevalencia		<i>P</i>
		Positivo	Negativo	
		N (%)	N (%)	
<i>Sistema sanitario</i>	<i>SD</i>	734 (95,4)	96 (95)	0,53
	<i>ND</i>	35 (4,6)	5 (5)	
<b>Total</b>		769 (100)	101 (100)	

**N:** número de casos; **%:** porcentaje de cada caso; **SD:** si desparasita; **ND:** no desparasita, **P<0,05=** significancia, prueba de Chi-cuadrado

Al analizar el sistema sanitario se establece que este factor no influye sobre la prevalencia de parásitos gastrointestinales ( $P>0,05$ ) (**Anexo 4**).

Román (2016) revela que generalmente dentro de las ganaderías, los grupos de benzimidazoles e ivermectinas son fármacos usados con mayor frecuencia frente a helmintos. A lo que Santillan (2008) añade la importancia de aplicar desparasitantes específicos frente a un párasito, previo análisis coprológico. Puesto que las desparasitaciones empíricas comprometen la suceptibilidad del control de parásitos según Anziani y Fiel (2004). Como también puede deberse a factores como la estimación errónea del peso vivo, uso de fómites no estériles (agujas y accesorios) ó el reenvase de los antihelmínticos como lo indica Guerra et al., (2005).

**Tabla 11:** Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y carga animal.

		Prevalencia		<i>P</i>
		Positivo	Negativo	
		N (%)	N (%)	
<i>Carga Animal</i>	<i>Baja</i>	156 (20,3)	20 (19,8)	0
	<i>Media</i>	280(36,4)	31 (30,7)	
	<i>Alta</i>	333 (43,3)	50 (49,5)	
	<b>Total</b>	769(100)	101 (100)	

**N:** número de casos; **%:** porcentaje de cada caso; **P<0,05=** significancia, prueba de Chi-cuadrado

Al relacionar la prevalencia de parásitos gastrointestinales con los tipos de carga animal se determinó que en ganaderías con carga animal alta existía una mayor interacción de parásitos gastrointestinales (**Anexo 5**)

En el estudio analizado por *Roberto et al.*, (2008) establece que el incremento de la carga animal por hectárea genera el sobrepastoreo disminuyendo la capacidad sustentadora del ganado. A lo que Rave *et al.*, (2000) añade que esto conlleva al incremento de las parasitosis en el ganado bovino. Al igual que en el estudio realizado por Astudillo (2016) manifiesta que la prevalencia de la parasitosis gastrointestinal indica diferencia estadística ( $P < 0,05$ ) entre ganaderías con carga animal 0-1,4 UBAs/Ha y  $> 1,4$  UBAs/Ha, donde resultó mayor número de casos positivos para la segunda.

**Tabla 12:** Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y piso altitudinal.

		Prevalencia		<i>P</i>
		Positivo	Negativo	
		N (%)	N (%)	
	<i>Tierras Bajas</i>	24 (3,1)	4 (4)	
	<i>Piemontano</i>	39 (5,1)	12 (11,9)	
<i>Altitud</i>	<i>Montano Bajo</i>	93 (12,1)	7 (6,9)	0
	<i>Montano</i>	339 (44,1)	36 (35,6)	
	<i>Montano Alto</i>	274 (35,6)	42 (41,6)	
<b>Total</b>		769 (100)	101 (100)	

N: número de casos; %: porcentaje de cada casos;  $P < 0,05$ = significancia, prueba de Chi-cuadrado

El piso altitudinal fue clasificado en cinco rangos dentro de las zonas muestreadas, que de acuerdo la prueba de chi-cuadrado (**Anexo 6**) se establece que en el piso altitudinal montano existe una mayor prevalencia de parasitosis. Entonces podemos concluir que a mayor altitud mayor grado de parasitismo.

De la misma forma al presente estudio, Astudillo (2016) y Rodriguez & Juela (2016) determinan que la parasitosis gastrointestinal se incrementa, conforme aumenta la altitud.

Pero en estudio realizado en Colombia por Villar (2012) señala que la prevalencia parasitaria depende del género de los mismos y se encuentran parásitos con mayor frecuencia en alturas de hasta los 3.200 msnm.

**Tabla 13:** Relación entre prevalencia de parásitos gastrointestinales y dispersión de heces.

		Prevalencia		P
		Positivo	Negativo	
		N (%)	N (%)	
<i>Dispersión de heces</i>	SR	349 (45,4)	49 (48,5)	0,04
	NR	420 (54,6)	52 (51,5)	
<b>Total</b>		769 (100)	101 (100)	

SR: si realiza; NR: no realiza; N: número de casos; %: porcentaje de cada casos;  $P < 0,05$  = significancia, prueba de Chi-cuadrado

Al analizar este factor en base a la prueba chi-cuadrado (**Anexo 7**) indica diferencia estadística ( $P < 0,05$ ), esto manifiesta que si se realiza dispersión de heces dentro de las ganaderías, disminuirán los casos positivos de parasitosis gastrointestinal.

Al igual Soca (2002) en un estudio realizado en Cuba, coincide con estos resultados, el cual añade que la remoción de las excretas estimula a la interacción de los microbios y el oxígeno, que en conjunto con los rayos solares impiden el desarrollo de huevos y larvas de los parásitos. Acotando a esto en otra investigación por el mismo autor Soca (2007), señala una relación colateral entre el proceso de descomposición de heces y la supervivencia de los nematodos en la excreta, puesto que esto influye en la presencia o no de parasitosis en los animales.



## 5 CONCLUSIONES

- La prevalencia de parásitos gastrointestinales fue influenciada por los factores sistema de pastoreo, carga animal, piso altitudinal y dispersión de heces; sin embargo, el sistema sanitario no afecta.
- La prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembras adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay fue mayor a lo establecido a nivel nacional e internacional.
- Los géneros de parásitos con mayor prevalencia y grado de infestación fueron: *Eimeria bovis*, *Paramphistomum cervi*, *Ostertagia spp.* y *Oesophagostomum spp.* respectivamente.



## 6 BIBLIOGRAFÍA

- Abdel, K., Hassan, S., Abu, N., & Farag, T. (2014). Diagnosis of Monieziasis Using Adult *Moniezia expansa* Affinity Partially Purified Antigen. *Global Veterinaria*, 814-816.
- Acha, P., & Szyfres, B. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales* (Tercera ed.). Washington: OPS.
- Akanda, M., Hasan, M., Belal, S., Roy, A., Ahmad, S., Das, R., & Masud, A. (2014). A Survey on Prevalence of Gastrointestinal Parasitic Infection in Cattle of Sylhet Division in Bangladesh. *American Journal of Phytomedicine and Clinical Therapeutics*, 855-860.
- Alcaraz, M. (2002). *Giardia y Giardiosis*. Valencia, España.
- Allwin, B., Balakrishnan, S., Naveen, K., Jayathangaraj, M., Stalin, V., & Sathish, G. (2016). Prevalence of Gastrointestinal Parasites in Gaur (*Bos gaurus*) and Domestic Cattle at Interface Zones of the Nilgiri Hills, Tamil Nadu, India. *Veterinary science & technology*, 7, 280.
- Almada, A. (2012). Impacto de parásitos gastrointestinales en el Tambo. Sin un buen programa de control perdemos eficiencia. Argentina.
- Almada, A. (2015). Parasitosis: pérdidas productivas e impacto económico. *Engormix*, 1-5.
- Alvarez, E., Lamberti, R., Gino, L., Calvo, C., & Pombar, A. (2003). Epidemiología de los nematodos gastrointestinales en un establecimiento del departamento Maraco, Provincia de La Pampa, Argentina. *Ciencia Veterinaria*, 38-44.
- Angulo, F. (2005). *Nematodosis Gastrointestinales*. Venezuela: Astro Data.
- Anziani, O., & Fiel, C. (2014). Resistencia a los antihelmínticos en nemátodos que parasitan a los rumiantes en la argentina. Argentina.



- Anziani, O., & Fiel, C. (2015). Resistencia a los antihelmínticos en nematodos que parasitan a los rumiantes en la Argentina. Argentina.
- Arichabala, J., & Ulloa, C. (2016). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en terneros de las parroquias del cantón Gualaceo. Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Armijos . (2013). Prevalencia de parásitos gastrointestinales de bovinos que se sacrifican en el camal municipal de Santa Isabel. 19,24,22. Cuenca, Azuay, Ecuador. Obtenido de U. de Cuenca.
- Astudillo, L. (2016). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los Cantones Orientales de la provincia del Azuay. Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Barrón, M., Rodríguez, R., & Quiñones, Y. (2010). Inhibición del crecimiento de *Giardia lamblia* por acción del extracto acuoso y metanólico de semillas de cucurbita pepo. *Ride*, 1, 1-10.
- Bataier, M., Santos, W., Inforzato, G., & Neves, M. (2008). Bunostomíase. *Revista científica eletrônica de Medicina Veterinária*(11).
- Benavides, E., & Romero, A. (2008). El control de los parásitos internos del ganado en sistemas de pastoreo en el trópico colombiano. *Engormix*, 88-111.
- Berenguer, J. (2007). *Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario*. Edicions Universitat Barcelona.
- Bongers, T. (2011). Morfología de los nematodos. Costa Rica.
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012). *Parasitosis humanas, incluye animales venenosos y ponzoñosos*. Medellín: Corporación para Investigaciones Biológicas.
- Bowman, D. D. (2011). *Georgis Parasitología para Veterinarios*. (Novena ed.). Barcelona, España: Elsevier saunders.
- Cárdenas, A., & Garzón, J. (2011). *Guía de manejo de pastos para la sierra sur ecuatoriana*. Boletín Divulgativo, INIAP, Estacion Experimental del Austro., Cuenca.



- Castillo, P. (2015). Atlas de protozoos intestinales. Quito, Ecuador.
- Chicaiza, S. (2005). Estudio de las enfermedades protozoaricas gastrointestinales en bovinos pertenecientes a las comunidades del proyecto micuni. Riobamba, Ecuador.
- Colina, J., Mendoza, G., & Jara, C. (2013). Prevalencia e intensidad del parasitismo gastrointestinal por nematodos en bovinos, *Bos taurus*, del Distrito Pacanga (La Libertad, Perú). *REVISTA REBIOL*, 33(2), 76-83.
- Cordero del Campillo, M., Rojo, F., Martinez, A., Sanchez, M., & Navarrete, I. (2002). *Parasitología Veterinaria*. España: Mc Graw Hill Interamericana.
- Criseyda. (31 de Enero de 2011). *Parásitos del ganado*.
- Das, M., Deka, D., Sarmah, P., Islam, S., & Sarma, S. (2015). Diversity of *Eimeria* spp. in dairy cattle of Guwahati, Assam, India. *Veterinary World*, 8(8), 941-945.
- Dirksen, G., Grunder, H., & Stober, M. (2005). *Medicina interna y cirugía del bovino* (Cuarta ed.). Argentina: INTERMEDICA.
- Elsheikha, H., & Khan, N. (2011). *Essentials of Veterinary Parasitology*. Norfolk: Caister Academic Press.
- Estrada, J. (2013). Manual de prácticas de parasitología. Toluca, México.
- Fernández, M., Urdaneta, A., Parra, A., Chacín, E., Barrios, R., & Cubillán, F. (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 del Zulia*, 2(2), 184-193.
- Fiel, C. (2013). Parasitosis gastrointestinal de los bovinos: Epidemiología, control y resistencia antihelmíntica. *Engormix*. Obtenido de Engormix.
- García, L., Mendoza, B., & Pérez, G. (2014). Biodiversidad de Platyhelminthes parásitos en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 164,165.



- Gómez, C. (2000). Helminths gastrointestinales en bovinos de la décima región de Chile. Valdivia, Chile.
- González, C., & Soto, E. (2005). *Manual de ganadería doble propósito*. Venezuela: Astro Data.
- González, R., Navarro, F., Arias, J., Gutiérrez, S., Zaragoza, M., & Zaragoza, C. (2013). Descripción Morfológica de *Haemonchus contortus* y *Mecistocirrus digitatus* de Ovinos y Bovinos en Tabasco, México. 76-85.
- Guerra, Y., Mencho, J., Vázquez, A., Flores, Y., Marín, E., & García, N. (2005). Principales causas que propician la aparición de resistencia antihelmíntica en unidades de explotación bovina (Main causes that cause the appearance of antihelmintic resistance in units of bovine operation). *REDVET*, 6.
- Hasudungan, A. (30 de Agosto de 2013). *Giardiasis*.
- Herrera, L., & Velasco, J. (2012). Evaluación de cuatro antihelmínticos sobre parásitos gastrointestinales de rumiantes en la hacienda el rosario. Quito, Pichincha, Ecuador.
- Hiepe, T., Lucius, R., & Gottstein, B. (2006). En *Parasitología General* (págs. 97,98,100,150,151,156,165-167). Zaragoza-España: Acribia S.A.
- Huang, C., Wang, L., Pan, C., Yang, C., & Lai, C. (2014). Investigation of gastrointestinal parasites of dairy cattle around Taiwan. *Journal of Microbiology*, 47, 70-74.
- Irigoyen, M., Fiel, & Lutzelchwab. (2000). *Sitio Argentino de Producción Animal*.
- Jaramillo, A. (2016). Identificación y prevalencia de parásitos gastrointestinales en rumiantes en la parroquia Garza Real del Cantón Zapotillo, provincia de Loja. Loja, Ecuador.
- Junquera, P. (2016). *Strongyloides spp, gusanos nematodos parásitos del intestino delgado en el ganado bovino, ovino, porcino y aviar: biología, prevención y control*.



- Khumpool, G. (3 de Mayo de 2012). *Adaptation of the PERL-chamber system as an in vitro*. Recuperado el 04 de Abril de 2016, de University of Veterinary Medicine Hannover. Thesis Submitted in partial fulfilment of the requirements for the degree. Doctor of Veterinary Medicine-.
- López, L., Romero, J., & Velásquez, L. (2008). Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermediario (*Lymnaea truncatula* y *Lymnaea columella*) en una granja del trópico alto en el occidente de Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 11.
- Love, S., & Hutchinson, G. (2003). Pathology and diagnosis of internal parasites in ruminants. *Post graduate Foundation in Veterinay Scienca*, 16:309-338.
- Márquez, D. (2003). *Nuevas Tendencias para el Control de los Parásitos de Bovinos en Colombia*. Colombia: Corpoica.
- Márquez, D. (2007). *Resistencia a los antihelmínticos en nemátodos de rumiantes y estrategias para su control*. Bogotá: Corpoica.
- Márquez, N., & Reyes, P. (2011). *Propuesta para la reorganización del departamento de talento humano y actualización del manual orgánico funcional para el municipio de Pucará*.
- Mateus, G. (1983). *Parásitos Internos de los bovinos*. Turrialba, Costa Rica: Catie.
- Meana, A., & Rojo, F. (2013). *60 Q & A sobre parasitología veterinaria*. España: Servet.
- Mederos, A., & Banchemo, G. (2013). Parasitosis gastrointestinales de ovinos y bovinos: Situación actual y avances en la investigación. *Producción Animal*, 1.
- Merck. (2000). *El manual de Merck de Veterinaria* (Quinta ed.). España: Océano Grupo Editorial S.A.
- Merck. (2007). *Manual de Merck de Veterinaria*. Barcelona: Océano.
- Murray, W., & Shelagh, C. (Julio de 2012). *The Canadian Veterinary Journal La Revue Veterinaire Canadienne*. Obtenido de PMC, Can Vet.



- Noboa, J. (2004). Elaboración e implementación de un plan integral profilácticos sanitario y de manejo zootécnico para combatir eficazmente las parasitosis en bovinos. Riobamba, Chimborazo, Ecuador.
- Otero, J., Ibarra, F., Martínez, M., & Ponce, M. (2011). Prevalencia de Giardia intestinalis y predominio de genotipos zoonóticos en ovinos y bovinos de traspatio de cinco estados de la República Mexicana. *Scielo*, 42 (3), 219-226.
- Palacios, E. (2014). Prevalencia de Cryptosporidium spp. y Giardia spp. en terneros, como contaminante de los recursos hídricos y su efecto en la población infantil en el Cantón San Fernando. Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Pardo, E. (Julio de 2005). Parasitología Veterinaria II. Managua, Nicaragua.
- Pardo, E. (04 de 2007). Obtenido de Parasitología Veterinaria II: <http://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENL70P226pa.pdf>
- Paternina Negrete, K. (12 de Diciembre de 2011). *Parasitología veterinaria, técnicas de diagnóstico coprológico*.
- Pinedo, R., CHávez, A., Casas, E., Suárez, F., Sánchez, N., & Huamán, H. (2010). Prevalence of trematodes of the Paramphistomatidae family in cattle of Yurimaguas district, province of Alto Amazonas, Loreto. *SciELO*.
- Quiroz, H. (2005). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México: LIMUSA.
- Quiroz, H., Figueroa , J., Ibarra, F., & López , M. (2011). *Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domesticos*. Mexico: Juan Antonio Figueroa Castillo.
- Radostits, O., Gay, C., Blood, D., & Hinchcliff, K. (2002). En *Medicina Veterinaria* (novena ed., Vol. 1, págs. 1538,1539,1543,1545,1642,1643,1645). España: Interamericana.
- Rave, V. (2000). La coccidiosis bovina, enfermedad subestimada en la ganadería colombiana. *ACOVEZ*, 9: 5-12.



- Rinaldi, M., Dreesen, L., Hoorens, P., & Li, R. (2011). Infection with the gastrointestinal nematode *Ostertagia ostertagi* in cattle affects mucus biosynthesis in the abomasum. *Veterinary Research*, 42-61.
- Rinaldi, M., Dreesen, L., Hoorens, P., Li, R., Claerebout, E., Goddeeris, B., . . . Geldhof, P. (2011). Infection with the gastrointestinal nematode *Ostertagia ostertagi* in cattle affects mucus biosynthesis in the abomasum. *Veterinary Research*, 2.
- Roberto, Z., Frasier, E., Goyeneche, P., Gonzáles, F., & Adema, E. (2008). *Evolución de la carga animal en la provincia de la Pampa*. Argentina.
- Rodríguez , D., Olivares, J., & Arece, J. (2010). EVOLUCIÓN DE LOS PROTOZOOS. *Revista de Salud Animal*, 119.
- Rodriguez, I., & Juela, E. (2016). "Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del cantón Cuenca". Cuenca, Azuay, Ecuador.
- Rodríguez, R., Torres, J., & Aguilar, A. (09 de Marzo de 2011). Helminthos gastrointestinales que afectan la salud de los animales. Yucatán, México.
- Rojo, F., & Meana, A. (2013). *60 Q&A sobre parasitología bovina*. Zaragoza, España: SERVET.
- Roman, M. (12 de 07 de 2016). Tipos de parásitos gastrointestinales en bovinos según categoría zootécnica (terneras, vaconas y vacas) de la parroquia Cristóbal Colón, provincia del Carchi. Carchi, Ecuador.
- Romero, C. (2002). Control de las parasitosis en el ganado bovino de Galicia. *Ganadería*(15), 62-69.
- Romero, J., & Sanabria, R. (2005). Parasitismo gastrointestinal y pulmonar de rumiantes. *In Congreso de Enfermedades de Rumiantes y Cerdos—Clínica y Sanidad de Rumiantes*. Argentina.
- Sampedro, W. (2013). Diagnóstico endoparasitario y evaluación antihelmíntica para su control en dos comunidades de la parroquia cebadas del cantón Guamote. Riobamba, Ecuador.



- Sánchez, R. (2005). *Laboratorio Mesopotamico* . Obtenido de Coccidiosis bovina.
- Santillán, W. (2008). Estudio parasitológico en vermes internos con alternativas de tratamiento en ganaderías bovinas del cantón Morona, provincia de Morona Santiago. Chimborazo, Ecuador.
- Santos , P., Baptista, A., Leal, L., Moletta, J., & Rocha, R. (2015). Nematódeos gastrintestinais de bovinos–revisão. *Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária*, 24, 1-15.
- Santos, M., Amarante, M., Silva, M., & Amarante, A. (2014). Differentiation of *Haemonchus placei* from *Haemonchus contortus* by PCR and by morphometrics of adult parasites and third stage larvae. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(4), 495-500.
- Schwarz , E., Korhonen, P., Campbell, B., Young, N., & Jex, A. (2013). The genome and developmental transcriptome of the strongylid nematode *Haemonchus contortus* . *Genome biology*, 14(8), 1.
- Sievers , G., & Fuentealba, C. (2003). Comparación de la efectividad antihelmíntica de seis productos comerciales que contienen lactonas macrocíclicas frente a nemátodos gastrointestinales del bovino. *Archivos de medicina veterinaria*, 35(1), 81-88.
- Sixtos, C. (2010). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitoscópicos. *Virbac Salud Animal*(24), 6-7.
- Soca, M., Roque, E., & Soca, M. (2005). Epizootiología de los nemátodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes. *Pastos y Forrajes*, 28(3), 175-185.
- Soca, M., Simón, L., & Roque, E. (2007). Árboles y nemátodos gastrointestinales en bovinos jóvenes: Un nuevo enfoque de las investigaciones. *Pastos y Forrajes*, 30, 1.



- Soca, M., Simón, L., Sánchez, S., & Gómez, E. (2002). Dinámica parasitológica en bostas de bovinos bajo condiciones silvopastoriles. *Agroforestería en las Américas*, 9, 40.
- Soulsby, E. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias* (Séptima ed.). México: Interamericana.
- Steffan, P., Fiel, C., & Ferreyra, D. (2012). *Endoparasitosis más frecuentes de los rumiantes en sistemas pastoriles de producción: Aspectos básicos de consulta rápida* (Primera ed.). Argentina: Grupo reencuentro.
- Tamasaukas, R., Agudo, L., & Vintimilla, M. (2010). Patología de la coccidiosis bovina en venezuela: una revisión. *REDVET*, 11(7), 1-39.
- Taylor, M., Coop, R., & Wall, R. (2007). *Veterinary Parasitology*. Oxford: Blackwell publishing.
- Tessele, B., Brum, J., & Barros, C. (2013). Lesões parasitárias encontradas em bovinos abatidos para consumo humano. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 33(7), 873-899.
- Thompson, A. (2008). Giardiasis: Conceptos modernos sobre su control y tratamiento. *Ann Nestlé*, 66(1), 23-29.
- Uribarren, T. (30 de Agosto de 2016). *UNAM*.
- Van Der Steen, L., Pardon, B., Sarre, C., Valgaeren, B., Van Hende, D., Vlaminck, L., & Deprez, P. (2014). Intestinal obstruction by *Toxocara Vitolorum* in a calf. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 83(6), 299-305.
- Vásquez, P., Sanmiguel, G., & Lara, D. (2007). Resistencia antihelmíntica en los Nemátodos Gastrointestinales del bovino. *Revista de Medicina Veterinaria*(13), 59-76.
- Villar, C. (31 de Mayo de 2007). *Efectos del parasitismo gastrointestinal sobre la nutrición en vacunos*. Obtenido de Engormix.



Villar, C. (07 de Agosto de 2012). El parasitismo en bovinos y el cambio climático en países tropicales con énfasis en investigaciones de Colombia. *Engormix*.

Viney, M., & Lok, J. (23 de Mayo de 2007). *Strongyloides* spp. *WormBook*, 1-15.

Weaver, A., & Blowey, R. (2004). *Atlas a color de enfermedades y trastornos del ganado vacuno*. España: S.A. ELSEVIER.

Zajac, A., & Conboy, G. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (Octava ed.). Oxford: Wiley-blackwell.

## 7 ANEXOS

**Anexo 1:** Porcentaje y error estándar del grado de infección de parásitos gastrointestinales determinados por la técnica de flotación

	Leve	Moderado	Grave	Muy Grave
	%±EE	%±EE	%±EE	%±EE
<i>Eimeria bovis</i>	49±1,7	2±0,5		
<i>Ostertagia spp.</i>	15,6±1,2	0,5±0,2		
<i>Oesophagostomum spp.</i>	12,2±1,1	0,2±0,2	0,1±0,1	0,1±0,1
<i>Paramphistomum cervi</i>	6,2±0,8			
<i>Cooperia spp</i>	5,2±0,7	0,1±0,1		
<i>Bunostomum spp.</i>	3,1±0,6	0,1±0,1		
<i>Haemonchus spp.</i>	1,6±0,4	0,1±0,1		
<i>Moniezia Expansa</i>	0,3±0,2			
<i>Toxocara vitulorum</i>	0,2±0,2			
<i>Trichostrongylus axei</i>	0,1±0,1			

%; Porcentaje de cada caso; EE: Error estándar.

**Anexo 2:** Porcentaje y error estándar del grado de infección de parásitos gastrointestinales determinados por la técnica de sedimentación

	<b>Leve</b>	<b>Moderado</b>	<b>Grave</b>
	<b>%±EE</b>	<b>%±EE</b>	<b>%±EE</b>
<i>Eimeria bovis</i>	68,9±1,6	3,3±0,6	0,1±0,1
<i>Paramphistomum cervi</i>	23,4±1,4	0,7±0,3	
<i>Ostertagia spp.</i>	4,3±0,7	0,1±0,1	
<i>Oesophagostomum spp.</i>	2,1±0,5		
<i>Cooperia spp</i>	0,6±0,3		
<i>Haemonchus spp.</i>	0,3±0,2		
<i>Bunostomum spp.</i>	0,2±0,2		
<i>Toxocara vitulorum</i>	0,2±0,2		
<i>Moniezia Expansa</i>	0,2±0,2		
<i>Giardia Duodenalis</i>	0,1±0,1		

‰: Porcentaje de cada caso; EE: Error estándar.

**Anexo 3:** Prueba de chi-cuadrado de acuerdo al sistema de pastoreo

	<b>Valor</b>	<b>df</b>	<b>Significación asintótica (bilateral)</b>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	6,871 <sup>a</sup>	2	,032
<i>Razón de verosimilitud</i>	7,031	2	,030
<i>Asociación lineal por lineal</i>	3,343	1	,068
<i>N de casos válidos</i>	10440		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 195,03.

**Anexo 4:** Prueba de chi-cuadrado de acuerdo al sistema sanitario

	<b>Valor</b>	<b>df</b>	<b>Significación asintótica (bilateral)</b>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	19,282 <sup>a</sup>	2	,000
<i>Razón de verosimilitud</i>	19,398	2	,000
<i>Asociación lineal por lineal</i>	8,173	1	,004
<i>N de casos válidos</i>	10440		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 245,19.

**Anexo 5:** Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a carga animal

	<b>Valor</b>	<b>df</b>	<b>Significación asintótica (bilateral)</b>	<b>Significación exacta (bilateral)</b>	<b>Significación exacta (unilateral)</b>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	,389 <sup>a</sup>	1	,533		
<i>Corrección de continuidad<sup>b</sup></i>	,303	1	,582		
<i>Razón de verosimilitud</i>	,381	1	,537		
<i>Prueba exacta de Fisher</i>				,516	,291
<i>Asociación lineal por lineal</i>	,389	1	,533		
<i>N de casos válidos</i>	10440				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 55,72.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

**Anexo 6:** Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a piso altitudinal.

	<b>Valor</b>	<b>df</b>	<b>Significación asintótica (bilateral)</b>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	140,091 <sup>a</sup>	4	,000
<i>Razón de verosimilitud</i>	127,263	4	,000
<i>Asociación lineal por lineal</i>	2,698	1	,100
<i>N de casos válidos</i>	10440		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 39,01.

**Anexo 7:** Prueba de chi-cuadrado de acuerdo a dispersión de heces

	<b>Valor</b>	<b>df</b>	<b>Significación asintótica (bilateral)</b>	<b>Significación exacta (bilateral)</b>	<b>Significación exacta (unilateral)</b>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	4,232 <sup>a</sup>	1	,040		
<i>Corrección de continuidad<sup>b</sup></i>	4,107	1	,043		
<i>Razón de verosimilitud</i>	4,222	1	,040		
<i>Prueba exacta de Fisher</i>				,040	,021
<i>Asociación lineal por lineal</i>	4,232	1	,040		
<i>N de casos válidos</i>	10440				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 554,46.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2



---

**Anexo 8:** *Clasificación de carga animal de las zonas occidentales del Azuay*

**Clasificación de carga animal**

---

<i>Baja</i>	<1,28
<i>Media</i>	1,28 - 2,52
<i>Alta</i>	>2,52

---

**P<0,05=** significancia, prueba de Chi-cuadrado

**Anexo 9:** Hoja de campo

<b>DATOS GENERALES</b>			
Fecha:	Nombre de finca:		
Cantón:	Parroquia:	Sector:	
Propietario y/o entrevistado:		Telf/cel.:	
Altitud (msnm):			
<b>DATOS DEL BOVINO</b>			
Nombre:	N° de arete:		
<b>PRACTICAS DE MANEJO</b>			
<b>Sistema de pastoreo</b>	Cerca eléctrica	Sogueo	Pastoreo libre
<b>Dispersión de heces</b>	Si realiza	No realiza	
<b>SANIDAD</b>			
<b>Desparasitación interna</b>	Si aplica fármacos	No aplica fármacos	
<b>COMPOSICIÓN DE LA GANADERIA</b>			
<b>Categoría</b>	<b>Total</b>		
Toros Adultos (> a 2 años)			
Toros Jóvenes			
Vacas producción			
Vacas Secas			
Vaonas Vientre (1er servicio-parto)			
Vaquillas Medias (12 meses- antes de 1er servicio )			
Terneritas (< 12 meses)			
Terneros (< 12 meses)			



**Anexo 10:** Hoja de resultados de laboratorio

Plantilla de Prevalencia de parásitos gastrointestinales de los Cantones Occidentales del Azuay							
Realizado por:		Raza del animal:		Fecha:			
Propietario:		Identificación del animal	N° arete	Nombre			
Lugar de procedencia:							
Técnicas aplicadas en laboratorio							
Resultados de Flotación			Grado de infestación				
	Positivo	Negativo	No parasitado 0 huevos	Leve 1-3 huevos	Moderado 4-7 huevos	Grave 8-10 huevos	Muy grave > 10 huevos
1.Bunostomum spp.							
2.Cooperia spp.							
3.Haemonchus spp.							
4.Ostertagia spp.							
5.Oesophagostom 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							
	Positivo	Negativo					
1.Bunostomum spp.							
2.Cooperia spp.							
3.Haemonchus spp.							
4.Ostertagia spp.							
5.Oesophagostom spp.							
6.Strongyloides papillosus.							
7.Toxocara vitulorum.							
8.Trichostrongylus axei.							
9.Giardia duodenalis.							
10.Eimeria bovis.							
11.Paramphistomum cervi							
12.Moniezia expansa							