



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**  
**FACULTAD DE CIENCIA AGROPECUARIAS**  
**ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

***“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del cantón  
Cuenca”***

Tesis de grado previo a la obtención  
del título de “Médico Veterinario  
Zootecnista”.

**AUTORES:** Ismael Fabricio Rodríguez Siguencia

Edison Geovanny Juera Quintuña

**DIRECTOR:**

DR. Guillermo Serpa García Mg.Sc.

Cuenca – Ecuador

2016



## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en el cantón Cuenca, provincia de Azuay tuvo como objetivo determinar la prevalencia en vacas adultas y analizar los factores que pueden influenciar en el nivel de parasitismo. Las técnicas de diagnóstico utilizadas fueron de sedimentación sencilla y flotación con solución salina. Se analizaron 1.328 muestras obtenidas directamente del recto del animal. Se determinó una prevalencia de parásitos gastrointestinales de 69,4% en vacas adultas del Cantón Cuenca. Al analizar la prevalencia por cada técnica se estableció 52,2% en el de flotación y 44,5% sedimentación. Los géneros de parásitos gastrointestinales con mayor prevalencia en la técnica de flotación fueron: *Eimeria bovis* con 16,8%, con un grado de infestación leve (16,6%), moderado (0,2%), seguido de *Paraphistomum cervi* prevalencia (13,2%), grado de infestación leve únicamente (13,2%). Con la técnica de sedimentación se diagnosticó que el género *Eimeria bovis* fue el parásito que presentó una prevalencia de 16,7% y con grados de infestación leve y moderado (16,6% y 0,2% respectivamente), seguido por *Ostertagia spp* prevalencia de 5,4%, grado de infestación leve de 5,3% y moderado de 0,1%, los demás géneros presentaron únicamente grado de infestación leve. Se estipuló que los factores raza, sistema de crianza y piso altitudinal influye en la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas pertenecientes al Cantón Cuenca ( $P < 0,05$ ).

**PALABRAS CLAVES:** NEMATODOS, TREMATODOS, PROTOZOARIOS, PREVALENCIA, PARÁSITOS, GASTROINTESTINALES.



## ABSTRACT

This research was conducted in the canton Cuenca, Azuay province aimed to determine the prevalence in adult cows and analyze the factors that can influence the level of parasitism. Diagnostic techniques used were simple sedimentation and flotation with saline. 1,328 samples collected directly from the rectum of the animal were analyzed. a prevalence of gastrointestinal parasites of 69.4% in the Canton Cuenca adult cows was determined. In analyzing the prevalence for each technique 52.2% was set at 44.5% flotation and sedimentation. The genera of gastrointestinal parasites most prevalent in the flotation technique were: *Eimeria bovis* with 16.8%, with a slight degree of infestation (16.6%), moderate (0.2%), followed by *Paraphistomum cervi* prevalence (13.2%), only mild degree of infestation (13.2%). With the sedimentation was diagnosed as *Eimeria bovis* was the parasite that presented a prevalence of 16.7% and degrees of mild to moderate infestation (16.6% and 0.2% respectively), followed by *Ostertagia spp* prevalence of 5 , 4%, degree of infestation mild moderate 5.3% and 0.1%, other genres presented only mild degree of infestation. Stipulated that race, breeding system and altitudinal factors influence the prevalence of gastrointestinal parasites in adult cows belonging to the Canton Cuenca ( $P < 0.05$ ).

**KEYWORDS:** NEMATODES, TREMATODES, PROTOZOA, PREVALENCE, PARASITES, GASTROINTESTINAL TRACT.



## ÍNDICE

Contenido	Página
1 INTRODUCCIÓN .....	19
2 MARCO TEÓRICO.....	21
2.1 HELMINTOS .....	21
2.1.1 Nematodos.....	22
2.1.2 <i>Bunostumun spp</i> .....	23
2.1.2.1 Localización. ....	24
2.1.2.2 Descripción y ciclo evolutivo. ....	24
2.1.2.3 Síntomas y diagnóstico.....	25
2.1.2.4 Prevención y control. ....	25
2.1.3 <i>Cooperia spp</i> .....	26
2.1.3.1 Localización. ....	26
2.1.3.2 Descripción.....	26
2.1.3.3 El ciclo evolutivo.....	27
2.1.3.4 Síntomas y diagnóstico.....	27
2.1.3.5 Prevención y control. ....	27
2.1.4 <i>Haemonchus spp</i> .....	28
2.1.4.1 Localización. ....	28
2.1.4.2 Descripción y ciclo evolutivo. ....	28
2.1.4.3 Síntomas y diagnóstico.....	29
2.1.4.4 Prevención y control. ....	30
2.1.5 <i>Oesophagostomum spp</i> .....	30
2.1.5.1 Localización. ....	30
2.1.5.2 Descripción y ciclo evolutivo. ....	30
2.1.5.3 Síntomas y diagnóstico.....	31
2.1.5.4 Prevención y control. ....	31
2.1.6 <i>Ostertagia spp</i> .....	32



2.1.6.1	Descripción y Ciclo evolutivo.....	32
2.1.6.2	Síntomas y diagnóstico.....	33
2.1.7	Strongyloides papillosus.....	33
2.1.7.1	Descripción y Ciclo biológico.....	33
2.1.7.2	Síntomas y Diagnóstico.....	34
2.1.8	Toxocara Vitulorum.....	34
2.1.8.1	Descripción y Ciclo Evolutivo.....	35
2.1.8.2	Síntomas y Diagnóstico.....	35
2.1.8.3	Prevención y Control.....	36
2.1.9	Trichostrongylus axei.....	36
2.1.9.1	Ciclo Biológico.....	36
2.1.9.2	Síntomas.....	37
2.1.9.3	Prevención y Control.....	37
2.2	PLATYHELMINTHES.....	38
2.2.1	Moniezia expansa.....	38
2.2.1.1	Definición.....	38
2.2.1.2	Descripción y Ciclo evolutivo.....	39
2.2.1.3	En su ciclo evolutivo presenta dos fases.....	39
2.2.1.4	Síntomas y Diagnóstico.....	40
2.2.1.5	Control.....	40
2.2.2	Paramphistomum cervi.....	40
2.2.2.1	Descripción y Ciclo evolutivo.....	40
2.2.2.2	Síntomas y Diagnóstico.....	41
2.2.2.3	Control y Prevención.....	41
2.3	PROTOZOARIOS.....	41
2.3.1	Eimeria bovis.....	42
2.3.1.1	Ciclo Evolutivo.....	42
2.3.1.2	Síntomas y Diagnóstico.....	43
2.3.1.3	Control.....	44



2.3.2	Giardia duodenalis .....	44
2.3.2.1	Ciclo Evolutivo .....	44
2.3.2.2	Síntomas y Diagnóstico. ....	45
2.3.2.3	Control.....	45
2.4	FACTORES QUE CONDICIONAN LA GRAVEDAD DE UNA PARASITOSIS GASTROINTESTINAL .....	46
2.4.1	Disponibilidad forrajera.....	46
2.4.2	Practicas Zootécnicas .....	47
2.4.3	Categoría animal .....	47
2.4.4	Altitud.....	47
3	MATERIALES Y MÉTODOS.....	48
3.1	MATERIALES .....	48
3.1.1	Materiales de campo.....	48
3.1.1.1	Biológicos. ....	48
3.1.1.2	Físicos. ....	48
3.1.2	Materiales de laboratorio .....	48
3.1.2.1	Biológicos. ....	48
3.1.2.2	Físicos. ....	48
3.1.2.3	Químicos.....	49
3.1.3	Materiales de escritorio .....	49
3.2	MÉTODOS.....	49
3.2.1	Ubicación y división política .....	49
3.2.2	Población en estudio .....	50
3.2.2.1	Población.....	50
3.2.2.2	Muestra. ....	50
3.2.2.3	Muestreo.....	51
3.2.2.4	Criterios de inclusión.....	52
3.2.2.5	Criterios de exclusión. ....	52
3.2.2.6	Variables dependientes.....	52



3.2.2.7	Variables independientes.....	52
3.3	METODOLOGÍA .....	53
3.3.1	Toma de muestra .....	53
3.3.2	Pruebas de laboratorio.....	53
3.3.2.1	Método de sedimentación espontanea o de luz.....	53
3.3.2.2	Método de flotación solución salina saturada (Koffoyd y Barber). .....	54
3.3.3	Interpretación .....	54
3.3.4	Análisis estadístico .....	55
4	RESULTADOS .....	56
4.1	PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES .....	56
4.2	GRADO DE INFESTACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VACAS ADULTAS DEL CANTÓN CUENCA.....	57
4.2.1	Técnica de flotación. ....	57
4.2.2	Técnica de sedimentación.....	58
4.3	PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR (RAZA) .....	58
4.4	PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR (SISTEMA DE CRIANZA) .....	59
4.5	PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR AMBIENTAL (ALTITUD: MONTANO BAJO, MONTANO, MONTANO ALTO) .....	60
5	DISCUSIÓN.....	61
6	CONCLUSIÓN .....	64
7	BIBLIOGRAFÍA.....	65
8	ANEXOS .....	71



## ÍNDICE DE TABLA

<b>Tabla 1:</b> Clasificación taxonómica de los Apicomplexa (Cordero & Rojo, 2002). .....	42
<b>Tabla 2:</b> Número de vacas analizadas en las diferentes parroquias del cantón Cuenca ....	51
<b>Tabla 3:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas del Cantón Cuenca .....	56
<b>Tabla 4:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales diagnosticada con dos pruebas de laboratorio.....	57
<b>Tabla 5:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales en grupos raciales bovinos existentes en el cantón Cuenca. ....	58
<b>Tabla 6:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al sistema de crianza manejado. ....	59
<b>Tabla 7:</b> Prevalencia de parásitos gastrointestinales, considerando tres rangos de altitud de crianza según su altitud. ....	60
<b>Tabla 8:</b> Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas del Cantón Cuenca con la técnica de flotación.....	71
<b>Tabla 9:</b> Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas del Cantón Cuenca con la técnica de sedimentación.....	72
<b>Tabla 10:</b> Prueba de chi-cuadrado para el factor raza. ....	73
<b>Tabla 11:</b> Prueba de chi-cuadrado para el factor sistema de crianza. ....	73
<b>Tabla 12:</b> Prueba de chi-cuadrado para el factor piso altitudinal.....	74





## ÍNDICE DE GRÁFICOS

<b>Figura 1:</b> Esquema general ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en vacunos	23
<b>Figura 2:</b> Huevos del parásito <i>Bunostumun spp</i> (Autores)	24
<b>Figura 3:</b> Huevo del parásito <i>Cooperia spp</i> (Autores)	26
<b>Figura 4:</b> Huevo del parásito <i>Haemonchus spp</i> (Autores)	29
<b>Figura 5:</b> Huevo del parásito <i>Oesophagostomum spp</i> (Autores)	31
<b>Figura 6:</b> Huevos del parásito <i>Ostertagia spp.</i> (Autores)	33
<b>Figura 7:</b> Huevo del parásito <i>Strongyloides papillosus</i> (Autores)	34
<b>Figura 8:</b> Huevos del parásito <i>Toxocara Vitulorum</i> (Autores)	35
<b>Figura 9:</b> Ciclo biológico de la especie <i>Trichostrongylus</i> (Blogger, 2011)	37
<b>Figura 10:</b> Huevos del parásito <i>Trichostrongylus axei.</i> (Autores)	37
<b>Figura 11:</b> Huevo del parásito <i>Moniezia expansa</i> (Autores)	39
<b>Figura 12:</b> Huevo del parásito <i>Paramphistomum cervi</i> (Autores)	41
<b>Figura 13:</b> Ciclo biológico de la especie <i>Eimeria</i> (Taylor, 2000)	43
<b>Figura 14:</b> Huevo del parásito <i>Eimeria bovis</i> (Autores)	43
<b>Figura 15:</b> Huevo del parásito <i>Giardia duodenalis</i> (Autores)	46
<b>Figura 16:</b> mapa de las parroquias del Cantón Cuenca	49



## ÍNDICE DE ANEXOS

<i>Anexo 1: tabla 8</i> .....	71
<i>Anexo 2: tabla 9</i> .....	72
<i>Anexo 3: tabla 10</i> .....	73
<i>Anexo 4: tabla 11</i> .....	73
<i>Anexo 5: tabla 12</i> .....	74
<i>Anexo 6: Animales muestreados</i> .....	74
<i>Anexo 7: Hoja de campo (encuesta)</i> .....	75
<i>Anexo 8: Toma de muestra</i> .....	75
<i>Anexo 9: Prueba de sedimentación sencilla y flotación con solución salina</i> .....	76
<i>Anexo 10: huevos de parásitos Gastrointestinales encontrados</i> .....	78



## CLÁUSULAS DE DERECHO DE AUTOR

Ismael Fabricio Rodríguez Sigüencia, autor de la tesis “**Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca**”, 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 y Zootecnista. El uso que la Universidad de Cuenca hiciera de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autor

Cuenca 20 de Abril de 2016

---

Ismael Fabricio Rodríguez Sigüencia

C.I:0105591762



### CLÁUSULAS DE DERECHO DE AUTOR

Edison Geovanny Juela Quintuña, autor de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca”**, 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 y Zootecnista. El uso que la Universidad de Cuenca hiciera de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autor

Cuenca 18 de Abril de 2016

Edison Geovanny Juela Quintuña

C.I: 0302163555



## CLÁUSULAS DE PROPIEDAD INTELECTUAL

Ismael Fabricio Rodríguez Sigüencia autor de la tesis “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca”, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca 18 de Abril de 2016

A handwritten signature in blue ink, written over a horizontal dashed line. The signature is stylized and appears to read "ISMAEL FABRICIO RODRIGUEZ SIGUENCIA".

Ismael Fabricio Rodríguez Sigüencia

C.I:0105591762



## CLÁUSULAS DE PROPIEDAD INTELECTUAL

Edison Geovanny Juela Quintuña autor de la tesis **“Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca”**, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca 18 de Abril de 2016

---

Edison Geovanny Juela Quintuña

C.I: 0302163555



## CERTIFICACION

El presente trabajo de investigación titulado “**Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del Cantón Cuenca**”, ha sido correctamente elaborado por sus autores, los egresados: **Ismael Fabricio Rodríguez Sigüencia y Edison Geovanny Juela Quintuña**; de lo cual doy fe y certifico que cumplen finalmente con los requisitos establecidos por la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Cuenca.



Doctor Guillermo Serpa.  
Director de Tesis



## AGRADECIMIENTO

Un agradecimiento especial a nuestro Director de tesis, Doctor Guillermo Serpa García M.V.Z., Msc, quien siempre estuvo pendiente y brindado su apoyo para la culminación del trabajo investigativo.

Agradecemos al tribunal de sustentación: a los docentes: Gonzalo López Crespo M.V.Z. Msc, Saúl Landívar M.V.Z. Msc, Juan Vázquez M.V.Z. Msc y Carlos Torres Eco. Msc, quienes con sus conocimientos aportaron a la finalización del trabajo de grado.

Al Doctor Luis Ayala Guanga M.V.Z., Msc, PhD; por habernos brindado el apoyo moral y académico para poder sacar adelante nuestro trabajo de investigación; además al docente Guillermo Emilio Guevara PHD, por sus conocimientos que aportaron durante el trabajo investigativo.

Nuestro agradecimiento a todos los ganaderos del cantón Cuenca que colaboraron para la obtención de muestras e información requerida para esta investigación.

A la Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, a la Carrera de Medicina Veterinaria y sus autoridades por ofrecernos la oportunidad de iniciar y culminar nuestra formación académica en tan prestigiosa institución. A los docentes y amigos que se encuentran dentro del proyecto de investigación “**Caracterización morfométrica**” por su apoyo incondicional durante el tiempo que llevo la realización de nuestra tesis.

Ismael Fabricio Rodríguez S.

Edison Geovanny Juela Q.





## DEDICATORIA

Quiero dedicar mi trabajo de investigación en primer lugar a Dios y mi familia que han sido la parte fundamental en este largo camino, en especial a mi madre Ana María Sigüencia que gran parte de esta meta alcanzada se la debo a ella gracias a sus buenos consejos, siendo el pilar fundamental para culminar mis estudios académicos

A mis hermanos María José Rodríguez, José Rodríguez, Sebastián Rodríguez que siempre me han apoyado con valores morales y sobre todo han llegado a ser mis mayores motivaciones para alcanzar mi meta, a mi abuelita María Gregoria Chima que siempre me acompañó en mis logros con su bendición, a mi tía Esperanza Sigüencia por la paciencia y el amor brindado, a mi tía Eulalia Argudo por apoyarme y sus buenos consejos, mis primas Gabriela y Cristina Carvajal por los buenos deseos.

A mi prometida María Cáceres por apoyarme en mi camino de culminación universitaria.

Por último amigos que han acompañado esta etapa y con el trajín de la vida me han enseñado lo valioso de la amistad y demás lectores de la investigación.

Ismael



## **DEDICATORIA**

A Dios por ser la luz de mi camino, por permitir llegar a este momento tan especial en mi vida.

A mis padres Miguel Juela y Celina Quintuña por su apoyo incondicional, además por sus consejos y por ser un ejemplo a seguir.

A mis hermanos Carmen, Sandra y Osvaldo, por sus cariño y palabras de aliento a seguir adelante.

Además a todos los lectores de esta investigación.

Édison



## 1 INTRODUCCIÓN

En la mayoría de las ganaderías se realizan programas de desparasitación sin saber el grado de parasitismo o el parásito específico que está afectando a esos animales, utilizando de forma inadecuada y continua estos productos, lo cual produce resistencia de los parásitos al fármaco, generando pérdidas en la producción y en la salud animal. Lamentablemente, el técnico de campo no tiene establecido como norma el apoyarse en pruebas coproparasitarias que permitan diseñar programas de prevención, control y erradicación eficaz (Rodríguez & Domínguez, 2001).

La incorporación de asesoramiento profesional bajo un régimen planificado es imprescindible para obtener un control satisfactorio en términos de eficiencia y de disminución de riesgo de generación de resistencia. La dimensión del uso inadecuado de drogas antiparasitarias debería concentrar atención y esfuerzos para que progresivamente se revierta (Juarez, 2012). En muchas ocasiones esto se debe a que se ha favorecido el desarrollo de las poblaciones parasitarias, lo cual ha generado que dichas poblaciones expresen genes que en condiciones normales, favorecen el desarrollo de resistencia frente a los medicamentos que están destinados a su destrucción (Torres *et. al.*, 2007).

La raza, sistema de crianza y altitud que permiten un mayor o menor grado de infestación de determinados parásitos internos, en especial los que se localizan en el tracto digestivo y son considerados una limitante productiva en los sistemas pastoriles, las pérdidas que ocasionan son, principalmente, mermas en las ganancias de peso vivo, y en la producción de leche y problemas de desarrollo en vaquillas de reposición. Sin embargo, en la región no hay información sobre la relación que puede existir entre los factores mencionados y la parasitosis gastrointestinal que producen nematodos, protozoos o platelmintos (Steffan *et. al.*, 2012).



## **OBJETIVOS**

### **OBJETIVO GENERAL**

Analizar los factores que pueden influenciar en la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas con más de dos partos en el Cantón Cuenca

### **Objetivos Específicos**

- Establecer la prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas del Cantón Cuenca.
- Determinar los parásitos en estudio con mayor porcentaje y grado de infestación en vacas adultas del cantón Cuenca.
- Analizar la influencia de raza, sistema de crianza y altitud.

### **HIPÓTESIS**

El nivel de parasitismo en vacas adultas se ve influenciado por: raza, sistema de crianza y altitud.



## 2 MARCO TEÓRICO

### 2.1 HELMINTOS

Los helmintos no constituyen un solo grupo, pues incluyen a cuatro *phyla* que no están relacionados genealógicamente: *Platyhelminthes* (gusanos planos), *Acanthocephala* (cabeza espinosa), *Nematodo* (gusanos redondos) y Anélida (gusanos segmentados) (Bowman, 2011).

Estos parásitos se encuentran ampliamente distribuidos en diferentes zonas tropicales y subtropicales, en especial atacan animales con baja inmunidad y animales jóvenes, cuando estas infecciones se vuelven crónicas en ocasiones pueden producir grandes pérdidas económicas, y esto se ve reflejado en la mortalidad de animales jóvenes, en la baja producción de leche y la baja condición corporal de los animales adultos (Urdaneta *et. al.*, 2011).

Podemos decir que hay un gran número de factores que favorecen la presencia de estos parásitos, que pueden ser atribuidos al hospedador, al ambiente y al parásito, en lo que corresponde al hospedador el factor más relevante podríamos mencionar la edad, en este caso los terneros infestados son la mayor fuente de contaminación de los potreros y por tal de la transmisión a otros animales, y lo que respecta a animales adultos por su baja carga parasitaria son una fuente de reservorio y un fuente de contaminación para animales más sensibles (Urdaneta *et. al.*, 2011).

Esta enfermedad intestinal como la *helminthosis* gastrointestinal es producida por varios géneros de parásitos que se encuentran a nivel del sistema digestivo de los bovinos. Cordero & Rojo (2002) Se caracterizan por provocar en estos animales falta de apetito, síndromes de mala absorción y digestión, edemas, anemias, diarreas, baja la producción según el propósito del animal, retardo en su crecimiento y aumenta la edad para alcanzar la pubertad, hay presencia de otras enfermedades y en ocasiones llega a producir la muerte (Urdaneta *et. al.*, 2011).



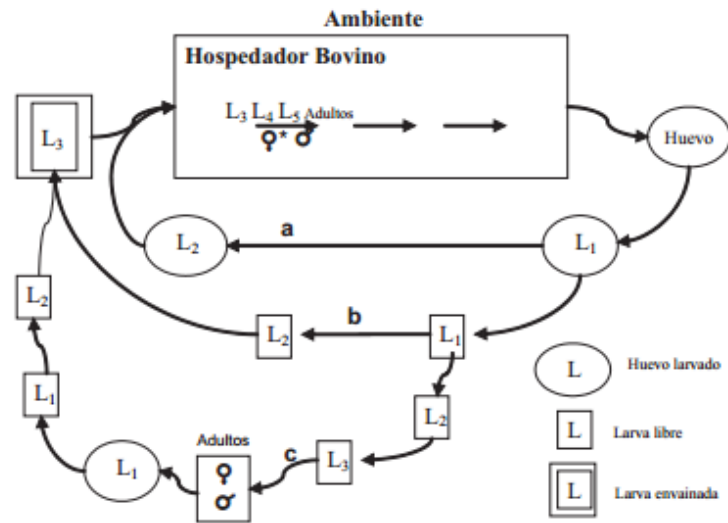
### 2.1.1 Nematodos

Características generales:

Los nematodos son seres vivos pseudocelomados con un cuerpo lleno de líquidos. Su cuerpo está cubierto en su parte externa una cutícula constituida por colágeno, su movimiento depende a las células musculares ubicadas en cuadrantes a lo largo de su cuerpo por debajo de la hipodermis que hace que tenga movimiento sinusoidal. La boca y un ano conectados por un aparato digestivo, son de sexo separado y de ciclos vitales directo o indirecto (Bowman, 2011).

El Sistema Digestivo constituido por una boca que es un orificio bucal que puede ser apical, subdorsal o ventral Cordero & Rojo (2002). El esófago es un potente órgano muscular, de sección irradiada que está recubierto por una gruesa cutícula. El intestino es bastante sencillo formado por una sola capa de células cilíndricas un borde libre que tiene microvellosidades, el recto una invaginación cuticular en los machos dan lugar a la cloaca. Sistema nervioso constituido por un ganglio nervioso que rodea de forma característica al esófago (Bowman,2011).

Sistema reproductor; sus órganos están formados por tubos, los órganos de macho son testículos, vesícula seminal, vaso deferente, conducto eyaculador terminando en la cloaca. El aparato de la hembra está constituido de un solo ovario, oviducto, útero, un receptáculo seminal y vagina. Los huevo de los nematodos son de forma redondeada u oval, en algunas especies presenta una cubierta muy gruesa y otro muy delgada. En algunos nematodos hay un opérculo que facilita la salida del embrión, su cubierta está formada por tres capas: Interna, Media y Lipídica. El tamaño de los huevos oscilan entre 50 y 130  $\mu\text{m}$ , aunque puede haber de mayor tamaño (Cordero & Rojo, 2002).



**Figura 1:** Esquema general del ciclo biológico de nematodos gastrointestinales en vacunos (Angulo, 2005).

### Efectos patológicos de los nematodos

Los nematodos de los rumiantes se pueden dividir en dos grandes grupos: Los que son hematófagos como *Haemonchus* y *Bunostomum* y los que no son hematófagos como *Ostertagia*, *Trichostrongilus* (Villar, 2009). Los síntomas principales de los hematófagos son anemia, que es causada por la pérdida de sangre, a diferencia de los que no son hematófagos cuando se encuentran en altas infestaciones, produce una inflamación aguda de la mucosa gastrointestinal, destruyen la superficie de la mucosa y diarreas (Onah & Nawa, 2000).

### Descripción de los nematodos

#### 2.1.2 *Bunostomun spp*

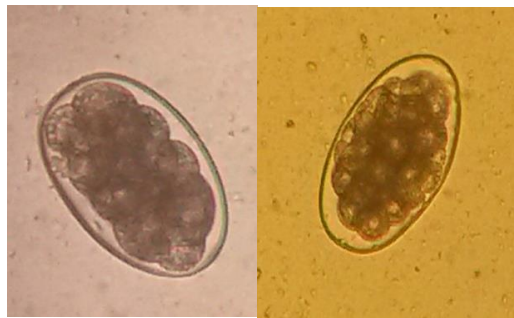
Es un parásito nematodo que se encuentra en bovinos (*Bunostomun phlebotomum*), ovinos y caprinos (*Bunostomum trigonocephalum*). Se caracteriza por ser un gusano redondo que infecta a rumiantes y camélidos su distribución es mundial y sus lugares de predilección son zonas cálidas y húmedas, en ocasiones se le encuentra en el huésped con otros parásitos intestinales provocando una infestación mixta (Santos *et. al.*, 2008).

### 2.1.2.1 Localización.

El órgano ideal para este parásito gastrointestinal es a nivel de intestino delgado, en algunas ocasiones los estadios inmaduros podríamos localizarlos a nivel de la piel (Crysieda 2011).

### 2.1.2.2 Descripción y ciclo evolutivo.

Los parásitos que llegan a la etapa adulta miden entre 1-3 cm de longitud, son los gusanos más grueso presentes a nivel de intestino delgado, poseen una capsula bucal muy parecida a un embudo con dos placas agudas. Estos parásitos adultos se sujetan a la mucosa presente en el intestino en especial a nivel de yeyuno, los huevos se encuentran presentes con una envoltura delgada y poseen alrededor de 4 a 8 blastómeros llegan a medir unas 95 a 55 micras siendo observables en el microscopio con el lente de 10x (Santos *et. al.*, 2008).



**Figura 2:** Huevos del parásito *Bunostumun spp* (Autores).

Estos parásitos se caracterizan por cumplir un ciclo directo, los huevos eclosionan a nivel de las heces fecales de los animales, cabe recalcar que en ocasiones puedes salir como larva 3; para estos transformarse en infecciosos se demoran 7 días, con tiempo adecuado las larvas pueden sobrevivir en los potreros 50 días, en regiones de clima templado no sobreviven este tiempo.

Las larvas infectan al hospedador por medio de la ingesta al momento de consumir los pastos que se encuentran contaminados y otra manera de infectarse por la larva es a través de la piel, al suceder esta manera de traspaso hay un desplazamiento a distintos órganos





internos que finalmente se encontraran a nivel de pulmones, tráquea y por últimos la boca donde serán deglutidos, el periodo de pre patencia es de 1 a 2 meses (Santos *et. al.*, 2008).

### **2.1.2.3 Síntomas y diagnóstico.**

La capsula en forma de embudo va producir lesiones a nivel de la pared intestinal, causando la rotura de vasos sanguíneos y por este motivo hay una pérdida de sangre. En lugares húmedos y cálidos este parasito se considera uno de los más dañinos para los bovinos, en infestaciones masivas pueden producir una anemia, incluso pudiendo llegar a la muerte, las larvas migratorias pueden llegar afectar lo que son los pulmones y a la piel produciendo en esta ultima una gran irritación (Meck, 2007).

La traslado de las larvas adultas hacia los pulmones pueden producir tos, también hay presencia de diarreas con mucosidad y sanguinolenta debido a las hemorragias que se presentan a nivel de intestino, en muchas de las ocasiones hay falta de apetito, el pelo se eriza, edema submandibular y por último es notorio el adelgazamiento de los animales infestados del parasito (Crysieda, 2011).

El diagnóstico se realiza mediante la observación de los síntomas descritos y mediante un examen coprológico de detección de huevos de tipo strongilido de las heces de los animales infestados (Santos *et. al.*, 2008).

### **2.1.2.4 Prevención y control.**

A diferencia de otros parásitos intestinales la hierba alta es de gran ayuda para la transmisión del parasito hacia los animales ya que le permite alcanzar la piel con facilidad, por otro lado mientras más alta la hierba más húmedo será el potrero ya que ayuda a la retención del agua el lugar ideal para la supervivencia de la larva infectante (Meck, 2007).

De ahí la importancia de mantener los establos limpios, en lo posible evitar que el ganado pastoree en los potreros húmedos, cabe recordar el tiempo de supervivencia del parasito en el potrero es alrededor de dos meses por se recomienda que se realice la rotación de los

mismos para evitar la desimanación del parasito y para el control de los mismo se recomienda antihelmínticos que funcionan muy bien contra *Bunostomum* (Santos *et. al.*, 2008).

### **2.1.3 Cooperia spp**

Parasito intestinal que infesta a los rumiantes, su distribución es a nivel mundial y se puede encontrar en mayor abundancia en regiones tropicales y subtropicales. Las especies que va afectar a los bovinos son: *Cooperia oncophora*, *Cooperia pectinata* y *Cooperia punctata* (Stronberg *et. al.*, 2015).

#### **2.1.3.1 Localización.**

Su lugar de localización es a nivel de intestino delgado (Stronberg, *et. al.*, 2015).

#### **2.1.3.2 Descripción.**

Se caracteriza por presentar un color rojizo y llegan a medir unos 10 mm de prolongación, posee una cabeza en forma abultada, esto se debe a que en este lugar se encuentra una vesícula cefálica. El área anatómica contiene líneas longitudinales con marcas transversales. Los huevos de este parasito posee muros paralelos llegando a medir de 40 a 80 micras Stronberg *et. al.*, (2015). El extremo anterior presenta una forma cuadrada, el pedúnculo tiene una vaina media y sin estambres (Armino, 2015).



**Figura 3:** Huevo del parásito *Cooperia spp* (Autores).



### **2.1.3.3 El ciclo evolutivo.**

Es de forma directa, usual en los nematodos, después que los huevos son expulsados junto con las heces su eclosión se realiza después de las primeras 24 horas, en el medio ambiente para transformarse en larva 3 infectante dura alrededor de 96 horas. Las larvas infectantes viven alrededor de 20 a 50 semanas en el exterior incluso hay ocasiones en que inverna. Llegan al hospedador cuando este se encuentra en los potreros alimentándose, el tiempo de incubación del parásito es de 14 a 21 días antes de llegar a su estado sexual adulto, en ciertas ocasiones las larvas L4 inhabilitadas permanecen dentro del huésped final de 20 a 21 semanas sin que cumpla con su madurez sexual (Martínez, 2014).

### **2.1.3.4 Síntomas y diagnóstico.**

Los gusanos L4 y los parásitos que llegaron a su estadio adulto penetran la mucosidad del intestino a nivel de duodeno llegando ocasionar daños a nivel de estos tejidos junto con sus vasos sanguíneos, los principales signos clínicos emergen en los primeros días de verano, apareciendo la diarrea líquida, verdosa u oscura, posteriormente esto se convierte en una deshidratación y pérdida de peso, debido a que los animales no se benefician al cien por ciento de la comida, además de estos síntomas presentan otros como apatía, falta de apetito, crecimiento escaso. El diagnóstico se realiza mediante la identificación de huevos en el examen coproparasitario (Stronberg *et al.*, 2015).

### **2.1.3.5 Prevención y control.**

Los parásitos del género *Cooperia* no son tan letales, pero cuando aparecen junto con los otros pueden llegar a causar grandes daños, y una de las mejores maneras de prevenir el contagio del parásito es mejorar las prácticas de manejo, cabe recordar que estos parásitos son difíciles de eliminar cuando se encuentran en el medio ambiente, debido a que son muy resistentes a condiciones adversas y cambios bruscos, en el invierno pueden invernar para lo que en verano se da el contagio de los hospedadores. En animales adultos conforme crecen van desarrollando inmunidad pero pasan a ser una fuente de contagio para otros



animales principalmente terneros. Se puede utilizar antihelmíntico de amplio espectro utilizado para infecciones gastrointestinales como los Benzimidazoles, las lactonas macrocíclicas, tetrahidropiridinas e imidazotiazoles (Igandu, 2003).

#### **2.1.4 *Haemonchus spp***

Son parásitos redondos, se caracterizan al igual que los anteriores por encontrarse en todo el mundo, pero son más dañinos en lugares templados y con gran humedad, son parásitos que se encuentran con mayor frecuencia en los animales vacunos y siempre se los encuentra junto a otros parásitos gastrointestinales en el momento de la infección. El género que afecta a los bovinos se lo llama *Haemonchus placei* pero también se lo puede encontrar en otras especies, la enfermedad producida por este parásito se lo denomina hemoncosis o haemonchosis (Bowman, 2011).

##### **2.1.4.1 Localización.**

El órgano de predilección del parásito es en el cuajar (abomaso) (Soca, 2005).

##### **2.1.4.2 Descripción y ciclo evolutivo.**

El parásito adulto es de coloración rojiza, la medida del parásito es de 1 a 3 cm, la hembra es más grande que el macho llegando a medir hasta 3 cm, la coloración rojiza es debido a la sangre que ingieren estos parásitos, el útero de la hembra se envuelve alrededor del intestino, y presenta una forma de espiga alrededor de la vulva que es muy característico del parásito, lo que corresponde la cavidad bucal posee una cuchilla superior cuya función es de seccionar los tejidos del hospedador. Los huevos miden alrededor de 45 a 80 micras, en los machos adultos hay la presencia de espículas (González *et. al.*, 2013).



**Figura 4:** Huevo del parásito *Haemonchus spp* (Autores).

Al igual que los parásitos en mención anterior este género es de ciclo directo, los huevos del parásito son expulsados al exterior junto con las heces del animal, una vez que el huevo sale al exterior a las 19 horas eclosiona, de esta eclosión se originan unas larvas jóvenes que se alimenta en larva L2 al tercer día siendo ya infectante, el traspaso de larva L2 a L3 no hay cambio de piel debido a que la protege ya que esta no puede alimentarse hasta que se ingerida por un hospedador final, La larva L3 nada junto con el agua hasta la punta de los pastos, entonces cuando el animal ingiere el agua o el pasto contaminado se produce la desimanación del parásito. Los huevos de estos parásitos son delicados a cambios climáticos bruscos y por tal razón logran invernar en climas que son fríos, incluso la larva L4 inverna en regiones cálidas en el cuajar, para continuar con su ciclo en el invierno (Salazar, 2007).

#### **2.1.4.3 Síntomas y diagnóstico.**

Los daños van a ser a nivel de la mucosa donde se va encontrar lacerada debido a los cortes, donde va producirse la extracción de sangre de los vasos sanguíneos que se encuentran a lado, causando ulcers y una gastritis de la pared del intestino, hay presencia de anemia debido a la extracción de sangre pero esto se agrava porque al succionar la sangre el parásito adulto drena un anticoagulante a nivel de la herida lo que empeora la hemorragia y se produce un cuadro severo de anemia. También pueden presentarse casos de anemias hemorrágicas, heces negruzcas, mandíbula de botella comúnmente como se le conoce, el diagnostico se lo confirma con un examen coproparasitario de laboratorio (Salazar, 2007).



#### **2.1.4.4 Prevención y control.**

Al igual que parásitos anteriores, se recomienda un manejo adecuado del sistema de pastoreo como rotación de los mismo, aspersión de heces. Como estos parásitos afectan en gran magnitud adultos como a jóvenes se recomienda tomar las medidas de prevención para los animales jóvenes como adultos (Bowman, 2011).

#### **2.1.5 *Oesphagostomum spp***

Parásitos que se caracteriza por ser similar a los hablados anteriormente, parasitan a los rumiantes de todo el mundo y vale recalcar que se la especie porcina también puede ser afectada, se presenta en zonas cálidas, templadas y frías, muy común que se encuentren junto a otros parásitos gastrointestinales en la infección, pero en muchos de los casos este parasito no es el de mayor dominancia, el género de mayor importancia para los bovinos es de *Oesphagostomum radiatum* (Bowman, 2011).

##### **2.1.5.1 Localización.**

Los órganos en donde vamos a localizar el parasito son en intestino delgado y grueso, y en ocasiones los encontraremos en estómago (Lora, 2015).

##### **2.1.5.2 Descripción y ciclo evolutivo.**

Los parásitos adultos se encuentran en el intestino grueso miden 15.8 mm de largo son de color grisáceo a blanco, en la parte anterior del macho posee una vesícula cefálica y una vesícula cervical, los huevos poseen una capa muy delgada y miden de 60 a 100 micras (Johnstone, 2010).

Los huevos del parasito son expulsados junto con las heces y al igual que los demás géneros mencionados este poseen un ciclo de vida directo, en las heces los huevos eclosiona a larva L1 y después de más o menos unos 21 días se transforma larva L3 infectante, en condiciones adecuadas la larva puede sobrevivir hasta por 12 meses, una vez

que la larva entra al hospedador esta alcanza la mucosa del intestinos grueso alrededor de unas cuantas horas, posteriormente llega al colon alrededor de 5 o 6 días donde maduran y se reproducen para continuar con su ciclo biológico (Lora, 2015).

### **2.1.5.3 Síntomas y diagnóstico.**

Este género de parásito gastrointestinal es de mayor importancia en animales jóvenes que son menores a los 2 años de edad, llegando al punto que si se presentara una infestación a gran escala podría ser fatal, como la morfología del parásito presenta unas vesículas este causa daño a nivel de la mucosa de las paredes del intestino en que se encuentren, lo que va alterar la fisiología del animal y se va producir una mala absorción de líquidos lo que provoca diarreas, y se puede ver afectada la digestión e ingestión (Vázquez *et. al.*, 2004).

El periodo prepatente es de 35 a 42 días, las infestaciones más severas producen anemia y edemas y muchas de las ocasiones hay la presencia de diarreas lo que va debilitar gravemente a los animales. La motilidad intestinal se ve afectada debido a que cuando el parásito lesiona la pared forma unos nudos (Blowey *et. al.*, 2006).

### **2.1.5.4 Prevención y control.**

Los animales adultos son una fuente de reservorio para animales jóvenes, por lo que se recomienda realizar buenas prácticas de manejo tanto de potreros como de alimentos para alimentar animales estabulados, también un buen manejo de las camas de los animales (Bowman, 2011).



**Figura 5:** Huevo del parásito *Oesophagostomum spp* (Autores).



### **2.1.6 Ostertagia spp**

Su localización es el cuajar, tiene un color pardo por la sangre a medio digerir que se encuentra en el intestino. El tamaño de los machos es de 7-9 mm y el de las hembras es de 10-12 mm (Cordero & Rojo, 2002).

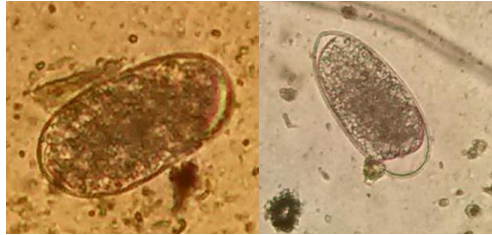
#### **2.1.6.1 Descripción y Ciclo evolutivo.**

Tienen un ciclo de vida directo pero se caracteriza por; la etapa de vida libre en el pasto y la etapa parasitaria en el ganado. Los huevos de las hembras maduran en el cuajar son eliminados en el estiércol. Eclosionan en el estiércol en larva (L1) de primera fase. Estas larvas crecen y mudan a larva (L2) de segunda etapa, esta continúan alimentándose de bacterias en la estiércol y mudan para convertirse (L3) en la tercera etapa. La (L3) sobrevive por largos períodos de tiempo dentro del estiércol (Larsen *et. al.*, 2007).

El animal ingiere a esta larva, en panza las larvas L3 pierden sus fundas protectoras. A continuación, penetran en las glándulas de la pared del abomaso. Después de la muda para convertirse en larvas (L4), el desarrollo puede continuar sin demora o ser interrumpido por un período de hasta varios meses. El revestimiento del abomaso se daña significativamente cuando la larva emerge en gusanos adultos como inmaduros. Un gran número de larvas L4 tienden a ser inhibidos en su desarrollo si se ingieren durante la primavera y principios del verano (Larsen *et. al.*, 2007).

Estos pueden causar una grave enfermedad de tipo 2 cuando se reanude el crecimiento y emerjan del abomaso a finales de verano y principios de otoño. Si las larvas L4 se desarrollaran directamente, es decir, si no se conviertan en inhibido, entonces gusanos adultos aparecen 3-4 semanas después de la infección con larvas L3 (Larsen *et. al.*, 2007).





**Figura 6:** Huevos del parásito *Ostertagia spp.* (Autores)

### **2.1.6.2 Síntomas y diagnóstico.**

Produce abomasitis crónica en el ganado bovino, con una diarrea acuosa profusa, anemia e hipoproteinemia se puede manifestar clínicamente con edema submaxilar. El animal puede presentar debilidad y emaciación. El diagnóstico se confirma por la presencia de huevos específicos en las heces. (Bowman, 2011) En laboratorio se hace recuento e identificación de los nematodos adultos e hipo biótico (Descarga *et. al.*, 2003).

### **2.1.7 Strongyloides papillosus**

Se encuentran en todo el mundo, son más abundantes en las regiones de clima templado y fresco. Son parásitos del intestino delgado, son filiformes y con menos de 1 cm de longitud (Radostits *et. al.*, 2002).

#### **2.1.7.1 Descripción y Ciclo biológico.**

Los parásitos adultos son pequeños y filiformes, que no superan los 6 mm de tamaño. Es importante saber que solo las hembras adultas partenogenéticas son parasitarias. Los huevos de estas especies miden unas 25x50 micras, al salir con las heces cada uno contiene en su interior una larva desarrollada. Las hembras son partenogenéticas producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces. Fuera del hospedador estas larvas eclosionan en uno o dos días completan su desarrollo a larvas infectivas del estadio III. Pueden sobrevivir hasta 4 meses fuera del hospedador. Estas larvas tiene la capacidad de penetrar en el hospedador a través de la piel, la hierba o el agua. En el

interior, las larvas emigran a los pulmones a través de los vasos sanguíneos (Viney & Lok, 2007).

En los pulmones atraviesan los alvéolos, al toser son propulsados a la cavidad bucal, son tragadas y finalmente alcanzan el intestino donde se introducen en la mucosa y se desarrollan a adultos. A parte del ciclo partenogenético, las hembras adultas pueden poner huevos que producen otro tipo de larvas que en el exterior se desarrollan a adultos machos o hembras. Los huevos fertilizados de esta población se desarrollan a larvas infectivas que ingerirá el hospedador (Viney & Lok, 2007).



**Figura 7:** Huevo del parásito *Strongyloides papillosus* (Autores).

#### **2.1.7.2 Síntomas y Diagnóstico.**

Los pulmones sufren por la infección de larvas inmaduras migratorias, que pueden a su vez causar tos, disnea, fiebre y neumonía. A nivel intestinal daña las paredes e inflamación provocando diarreas con sangre, pérdida de apetito, fuerte pérdida de peso e incluso la muerte de animales fuertemente infectados. También pueden darse grave dermatitis debida a las larvas que atraviesan la piel, con fuerte picor, especialmente en las patas. El diagnóstico se da mediante la identificación de pequeños huevos, ya embrionados en las heces (Viney & Lok, 2007).

#### **2.1.8 Toxocara Vitulorum**

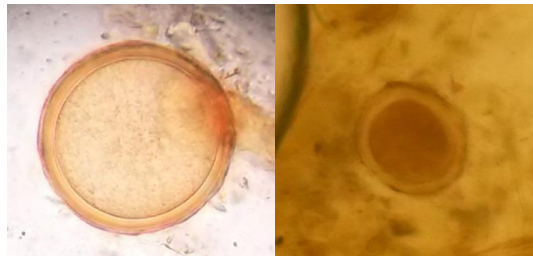
Es más abundante en regiones de clima húmedo tropical y subtropical. Este parásito en estadio adulto se encuentra en el intestino delgado.

### 2.1.8.1 Descripción y Ciclo Evolutivo.

Es un parásito de ciclo de vida directo. Los huevos son excretados en las heces, las larvas se desarrollan al estadio II dentro de los huevos en unos 15 días. Estos huevos tienen la capacidad de infectar y contaminar los pastos. Pueden sobrevivir durante meses, pero estos pueden ser sensibles a la luz solar (Der *et. al.*, 2014).

Tras ser ingeridas por el hospedador final, las larvas eclosionan en el intestino, atraviesan la pared intestinal, emigran a numerosos órganos (hígado, riñones, pulmones, etc.) y finalmente llegan al intestino delgado, donde completan su desarrollo y se reproducen. Algunas larvas llegan a las glándulas mamarias donde permanecen inhibidas hasta el final de la preñez. Luego del parto, estas larvas pueden ser transmitidas a la cría mediante el calostro o la leche de las tres primeras semanas. Estas larvas van directamente al intestino delgado donde completan su desarrollo en unas 3 semanas. (Radostits *et. al.*, 2002).

Algo importante en este parásito es que las larvas de *T. vitulorum* pueden también infectar a los fetos aún no nacidos a través de la placenta. La transmisión prenatal y a través de la leche se considera como las vías de infección más comunes de los terneros en las ganaderías (Der *et. al.*, 2014).



**Figura 8:** Huevos del parásito *Toxocara Vitulorum* (Autores).

### 2.1.8.2 Síntomas y Diagnóstico.

Las larvas migratorias tienen la capacidad de dañar numerosos órganos, como los pulmones, donde pueden provocar infecciones con bacterias secundarias que pueden resultar en neumonía. El parásito adulto establecido en el intestino consume parte del alimento y



pueden provocar inapetencia, pérdida de peso, diarrea pútrida, cólicos, enteritis, pérdida de peso, atrofia e incluso muertes en caso de infecciones masivas. Debido a su gran tamaño, los adultos pueden obturar y perforar el intestino (Der *et. al.*, 2014).

El diagnóstico se realiza mediante el análisis de la sintomatología clínica del paciente, los antecedentes epidemiológicos y el uso de pruebas hematológicas, inmunológicas o coproparasitarias de laboratorio que son las que van ayudar a confirmar el diagnóstico (Espinoza & Jiménez, 2010).

### **2.1.8.3 Prevención y Control.**

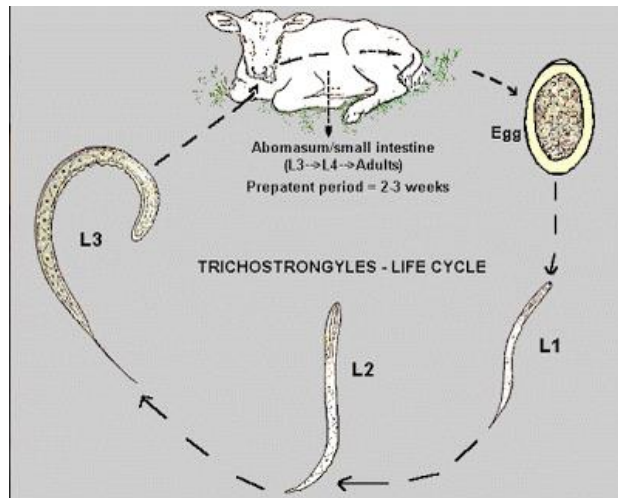
El control se debe realizar mediante antihelmínticos, pero el control en vacas preñadas es contradictorio por la migración larvaria. Por lo que es importante desparasitar a los terneros, también son importantes las buenas condiciones de higiene donde se debe limpiar las heces de los terneros para evitar la infección de los animales adultos (Institute for International Cooperation in Animal Biologics, 2005).

### **2.1.9 Trichostrongylus axei**

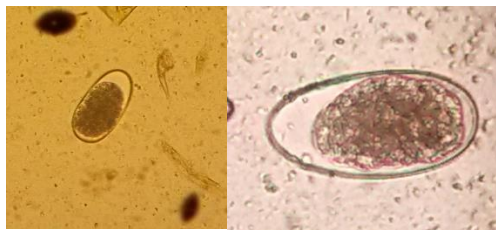
Es uno de los principales parásitos del ganado bovino, se aloja en el estómago (abomaso).

#### **2.1.9.1 Ciclo Biológico.**

Es un parásito de ciclo de vida directo. Los huevos son eliminados al exterior mediante las heces, en condiciones favorables emerge la L1 a pasto, la L1 puede sobrevivir en el pasto hasta 6 meses. Van mudando su cutícula una vez en cada estado larvario (L1-L2-L3-L4). A la vez que se alimenta con el pasto, L3 es ingerido por el bovino, luego pasa al abomaso donde se aloja en la mucosa para completar su desarrollo a adulto (L4) y volver a depositar huevos que nuevamente serán eliminados al exterior mediante las heces (Hutchinson, 2009).



**Figura 9:** Ciclo biológico de la especie *Trichostrongylus* (Blogger, 2011).



**Figura 10:** Huevos del parásito *Trichostrongylus axei*. (Autores)

### 2.1.9.2 Síntomas.

Provoca disminución del apetito, gastritis, diarrea, alteración de la digestión, debilidad general, en algunos casos anemia. Por lo que provoca disminución en el rendimiento del ganado (leche, carne, retraso en el crecimiento). En peores de los casos puede provocar la muerte del animal. El diagnóstico se realiza mediante exámenes coproparasitarias (Hutchinson, 2009).

### 2.1.9.3 Prevención y Control.

Hay que realizar las medidas preventivas generales para reducir la contaminación de los pastos, el manejo adecuado de los animales es muy importante, que contribuir a impedir niveles altos de infección y es importante para reducir el riesgo de brotes agudos repentinos



que son especialmente dañinos. El ganado expuesto puede desarrollar inmunidad a helmintos de este género llegando hasta la auto curación (Hutchinson, 2009).

## **2.2 PLATYHELMINTHES**

Los platelmintos son los parásitos más simples y probablemente los más primitivos. Son aplanados dorso-ventralmente con simetría bilateral, contiene un mesénquima donde se encuentran los órganos internos, la estructura del cuerpo es de tipo acelomado (Mendoza, & Pérez, 2014). El tubo digestivo carece de ano, tampoco tiene apéndices locomotores sus movimientos lo realizan mediante vibración del epitelio ciliar. Tiene un sencillo sistema nervioso bilateral, en cuanto a la reproducción son de los más complicados la mayoría son hermafroditas (Sánchez, 2014).

### **Clasificación**

Phyllum: Platyhelminthes.

Clase Turbellaria: (vida libre)

Clase Monogenea: parásito de peces

Clase Trematoda, subclase Digenea, Familia Fascididae.

Clase Cestoda, Orden Taeniidea, Familia Taeniidae (Paz, 2012).

### **2.2.1 Moniezia expansa**

#### **2.2.1.1 Definición.**

La Moniezia parasita principalmente a los rumiantes, se encuentra en el intestino delgado.

### 2.2.1.2 Descripción y Ciclo evolutivo.

Pueden llegar a medir 6 m de longitud, por sus anillo anchos y cortos le dan un aspecto de cinta. Sus huevos son muy característicos de tamaño que oscila entre 50-60um de forma triangular. (Varcарcel, 2010)



*Figura 11:* Huevo del parásito *Moniezia expansa* (Autores).

### 2.2.1.3 En su ciclo evolutivo presenta dos fases.

#### Fase endógena

Los rumiantes se infectan cuando ingiere con el pasto ácaros oribátidos infectados, el cestodo en se desarrolla en 1-2 meses, donde el cisticercoide se libera y su extremo anterior el protoescólex se va fijar a la pared intestinal donde se desarrolla el adulto y el último segmento maduro es eliminado con las heces, liberando los huevos con un embrión hexacanto (Varcарcel, 2010).

#### Fase exógena

Los huevos son ingeridos por los ácaros que viven en lugares húmedos, en el pasto, bajo las piedras, el hexacanto se libera del huevo atreves de las cubiertas, en el ácaro atraviesa el intestino y llega a la cavidad celómica donde se va transformar en un cisticercoide en el trascurso de 2-6 meses (Varcарcel, 2010).



#### **2.2.1.4 Síntomas y Diagnóstico.**

La mayoría de las infecciones son asintomáticas, en casos graves puede producir una disminución en el rendimiento, el pelaje en mal estado, produce alteraciones digestivas inespecíficas como estreñimiento, diarreas, disentería en algunas ocasiones anemia en los animales. El diagnóstico mediante pruebas coprológicas (Radostits *et. al.*, 2002).

#### **2.2.1.5 Control.**

Unas de las alternativas tratar de reducir el número de ácaros oribátidos arando los prados y resembrando. Otra alternativa es estabular a los animales o hacer un control estratégico con el uso de antiparasitarios como el Prazicuantel (Radostits *et. al.*, 2002).

### **2.2.2 Paramphistomum cervi**

El Paramphistomum son organismos con ciclo de vida directo, la formas adultas se localizan en el rumen e intestino delgado de los rumiantes (López & Romero, 2008).

#### **2.2.2.1 Descripción y Ciclo evolutivo.**

Son organismos cilíndricos, con un expresor de 2-5 mm a que puede llegar hasta 1cm de largo según la especie, son de color rojo o rosado.

Son expulsados al exterior junto con las heces, a las 2 semanas eclosionan de los huevos en miracidio, nadan para encontrar un caracol adecuado penetra a su interior, ahí se desarrolla en esporocisto, luego radia completando su desarrollo en cercaría. Tras la maduración la cercaría abandona el caracol, estos nadan hacia la superficie donde pierden la cola y se enquistan formando metacecaria que se adhieren al pasto, el ganado ingiere el pasto contaminado. En el interior llega hacia el duodeno la larva se desenquiesta, se fija a la mucosa y completan su desarrollo a las 3-8 semanas. Luego esta larva emigra hacia el rumen donde se adhiere a la pared donde madura y empieza a producir huevos a los 100 días (Andrade, 2011).





**Figura 12:** Huevo del parásito *Paramphistomum cervi* (Autores).

#### **2.2.2.2 Síntomas y Diagnóstico.**

El parásito en el duodeno produce una grave enteritis, los animales presentan una diarrea fétida asociada con debilidad, deshidratación y anorexia. La mortalidad de animales con infestaciones graves puede ser alta. El diagnóstico se puede hacer mediante pruebas coprológicas, mediante sedimentación para identificar los trematodos inmaduros (Radostits *et. al.*, 2002).

#### **2.2.2.3 Control y Prevención.**

Cuando aparece un brote hay que sacar a los animales de los pastos infestados ya que las metacercarias pueden persistir durante 2-3 semanas en los pastos. En zonas problemáticas hay que hacer la administración de un tratamiento entre los picos máximos estacionales de metacercaria para reducir la cantidad de huevos en el pasto (Radostits *et. al.*, 2002).

### **2.3 PROTOZOARIOS**

**Características Generales:** Estos parásitos son organismos unicelulares eucarióticos. Con un tamaño que oscila entre 2 - 200  $\mu\text{m}$ . Se caracterizan por presentar un núcleo o en otros casos núcleos, están compuestos de diversos organelos y citoesqueleto, son móviles y heterótrofos, mediante vacuolas alimenticias el alimento es digerido. Cuando hay una cantidad excedente de agua es eliminada por medio de vacuolas contráctiles.



En cuanto a su reproducción puede ser asexual o sexual, puede ser por una división binaria o compleja (esquizogonia, merogonia, gametogonia, esporogonia). Los protozoarios son muy importantes ya que puede presentar zoonosis es decir que tiene la capacidad de transmitirse en forma natural entre el humano y otro vertebrados (Uribarren,2013).

**Tabla 1:** Clasificación taxonómica de los Apicomplexa (Cordero & Rojo, 2002).

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

### 2.3.1 Eimeria bovis

Eimeriosis bovina es considera importante para la productividad y la salud del ganado bovino a nivel de todo el mundo, Koutny *et. al.*, (2012). Es una infección que afecta el intestino delgado, ciego, colon y recto causada por un parasito, el protozoo *Eimeria bovis* (Blowey *et. al.*, 2006).

#### 2.3.1.1 Ciclo Evolutivo.

Luego de ingerir los ooquistes esporulados que se encuentran en el forraje o en el agua, a nivel del intestino delgado ocurre la liberación de los esporozoitos que invaden las células intestinales donde se desarrolla la primera generación de esquizontes. Para *E. bovis* esta se produce en las células endoteliales del vaso quilífero central en las vellosidades en el íleon, maduran aproximadamente en 14 días donde alcanzan un tamaño de 300 micras que puede ser visibles a simple vista y contienen alrededor de 120000 merozoítos.

La segunda generación de esquizontes desarrolla en las células epiteliales de las criptas del ciego y primera porción del colon, maduran en 2 días, miden aproximadamente 10 micras y

contienen alrededor de 30 merozoítos. El micro y el macrogametas desarrollan en la misma porción del intestino grueso hallándose en las células epiteliales en las profundidades de las criptas, cerca de la lámina propia (Sánchez, 2006).

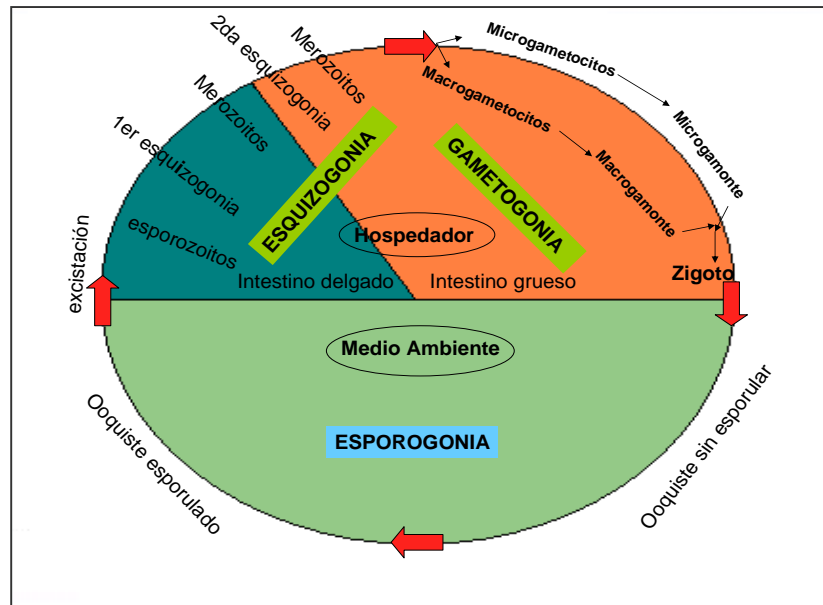


Figura 13: Ciclo biológico de la especie *Eimeria* (Taylor, 2000).

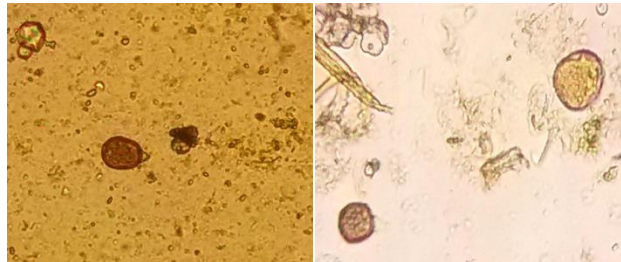


Figura 14: Huevo del parásito *Eimeria bovis* (Autores)

### 2.3.1.2 Síntomas y Diagnóstico.

A partir del día 18 aparecen los primeros síntomas con una fuerte diarrea de color oscuro que más tarde contiene estrías de sangre. Después la diarrea se torna más grave con fragmentos de mucosa intestinal y sanguinolenta. Los animales aparecen tristes, con tenesmo, con fiebre, anoréxicos y aunque tienen sed, hay deshidratación y debilidad progresiva hasta la muerte (Tamasaukas, 1998).



Las principales lesión primaria es la inflamación y edema de la mucosa intestinal causada por la colonización de los parásitos en este órgano, es seguido por una destrucción de las células epiteliales, congestión, formación de falsas membranas, zonas hemorrágicas y algunas zonas con denudación de la mucosa. Estos cambios patológicos se producen principalmente en el ciego y el colon, (Drugueri & Modern, 2002). Se diagnostica mediante examen coproparasitario por frotis directo o sedimentación (Radostits *et. al.*, 2002).

### **2.3.1.3 Control.**

Unos de los puntos claves es evitar el hacinamiento de los animales para evitar la infestación por coccidia, también se puede usar coccidiostáticos en el alimento de los animales (Radostits *et. al.*, 2002).

### **2.3.2 Giardia duodenalis**

En años recientes la Giardia ha sido reconocida como parásitos importantes del ganado bovino debido a su probado poder patógeno o a causa de su potencial zoonótico. Los animales adultos se comportan como portadores asintomáticos y pueden servir de fuente de infección a categorías más susceptibles (Ramírez, 2009).

#### **2.3.2.1 Ciclo Evolutivo.**

La infección ocurre mediante la ingestión de quistes, las fuentes de infección son la materia fecal que contienen los quistes, así como los animales enfermos y los portadores asintomáticos. La transmisión puede ser directa entre hospedadores o por ingestión de leche, agua o alimentos contaminados con heces y probablemente los insectos vectores en forma mecánica, juegan un rol en la transmisión Ramírez, (2009). Luego de la ingestión de los quistes, estos se activan en el estómago y se produce la liberación de los trofozoítos, que van a invadir la superficie de los enterocitos a nivel del duodeno (fase vegetativa).



Los trofozoítos pueden variar de tetraploides o heptaploides durante esta fase del ciclo, pero depende del estado de división del núcleo y citoplasma en el que se encuentren. Algunos enquistan y son incapaces de fijarse a la mucosa del intestino por lo que son eliminados juntos con las heces del animal. Mientras se forma el quiste el ADN, pero no el citoplasma del parásito se continúa dividiendo, por lo que cada quiste contiene 4 núcleos.

Estos quistes son la forma de diseminación y resistencia de la enfermedad, y en condiciones adecuadas, pueden mantenerse infectivos durante varias semanas. En los casos de diarrea y por el rápido tránsito intestinal, algunos trofozoítos pueden ser arrastrados con las heces y eliminarse, sin enquistamiento por lo que son incapaces de resistir al medio ambiente (Sánchez, 2006).

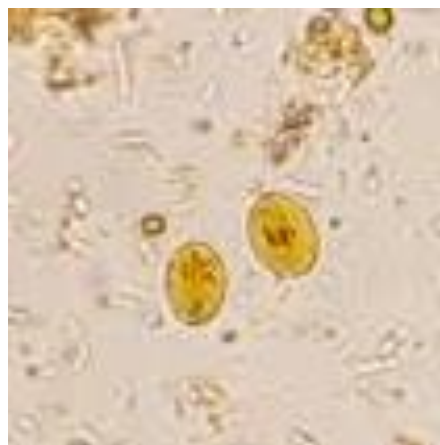
#### **2.3.2.2 Síntomas y Diagnóstico.**

En rumiantes la infección con *G. duodenalis* se asocia con una diarrea semilíquida o pastosa, mal oliente y en ocasiones con moco. La duración puede variar desde los 2 o 3 días hasta más de 5 semanas. Los principales síntomas son que los animales presentan deshidratación, apatía, distensión abdominal con dolor a la palpación. La disminución de peso se debe a una mala conversión de alimentos que a una falta de ingesta (Sánchez, 2006).

También produce síndrome de malabsorción, pérdida de peso, evacuaciones anormales y por consiguiente, la pérdida económicas para el ganadero (Ortera, 2011). Se diagnostica mediante microscopia, tras la técnica de flotación.

#### **2.3.2.3 Control.**

La infección con *Giardia* se ha tratado con buenos resultados con dimetridazol 50mg/Kg durante 5 días. Dada la ausencia de asociación con enfermedades significativas no se ha desarrollado procedimientos de control (Radostits *et. al.*, 2002).



**Figura 15:** Huevo del parásito *Giardia duodenalis* (Autores).

## **2.4 FACTORES QUE CONDICIONAN LA GRAVEDAD DE UNA PARASITOSIS GASTROINTESTINAL**

La enfermedad se presenta de forma variable, donde está influenciado por diferentes factores, como:

### **2.4.1 Disponibilidad forrajera**

Los potreros son infestados por medio de la materia fecal contaminados con huevos de parásitos. Las larvas tiene la capacidad de migran hacia los pastos por medio de ello infestan a los animales que consumen el forraje. Los rumiantes evitan comer cerca de las defecaciones que son áreas de mayor contaminación, por lo que las larvas tienen la capacidad de movilizarse fuera de las heces. Otro factor importante es la intensidad del pastoreo también influye en la cantidad de larvas que puede ingerir un animal. Cuando más a fondo el animal come una pastura, mayor será la infección (Cruz *et. al.*, 2010). Los extractos de las plantas en la supervivencia y el desarrollo de las fases larvarias de los parásitos, puede ser diferentes en algunos casos, las sustancias de ciertas plantas aceleran el desarrollo, en otros el extracto es letal para la larva (Cordero & Rojo, 2002).



### **2.4.2 Prácticas Zootécnicas**

Al existir una elevada carga animal que puede llegar al hacinamiento en el caso del sistema intensivo, los riesgos de parasitismo son altos. En los últimos años la crianza intensiva de animales en pastoreo han dado beneficio económicos, pero con el uso rutinario de antiparasitarios que desventajosamente ha desarrollado resistencia a los antiparasitarios. En los sistemas extensivos los niveles de contaminación parasitaria es baja debido que los animales cuentan con mayor espacio y mayor disponibilidad de forraje (Cordero & Rojo, 2002).

### **2.4.3 Categoría animal**

Los animales adultos tienen una mayor resistencia a los parásitos, esto es debido a su capacidad inmunológica (Joao, 2012). Esta relativa inmunidad de los adultos es debido a que impiden la madurez sexual de las larvas de los parásitos, impidiendo que se complete el ciclo biológico. Pero hay que tomar en cuenta que con la presencia de situaciones de estrés, existen casos de animales enfermos, mal alimentados, parto y lactancia, esta inmunidad tiene a disminuir y los animales son susceptibles a un parasitismo (Cordero & Rojo, 2002).

### **2.4.4 Altitud**

La presencia de los nematodos gastrointestinales en los bovinos, esto puede variar de acuerdo con la localización geográfica y las condiciones climáticas (Soca, 2005). Se sabe que el calor y la humedad ayudan al parásito a desarrollarse, pero una limitante frecuente es la combinación del calor junto con la sequía. 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).



### 3 MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 MATERIALES

##### 3.1.1 Materiales de campo

###### 3.1.1.1 Biológicos.

- 1.328 Bovinos Adultos

###### 3.1.1.2 Físicos.

- Para el trabajo realizado en el campo los materiales utilizados fueron: Overol, botas de caucho, guantes ginecológicos, frascos de recolección de muestras, paletas estériles, fundas de plástico, termo, hielo de larga duración, esferos, marcadores resistentes al agua y hojas de campo.

##### 3.1.2 Materiales de laboratorio

###### 3.1.2.1 Biológicos.

- 1328 muestras de heces de bovinos adultos

###### 3.1.2.2 Físicos.

- El trabajo realizado en el laboratorio se utilizó los siguientes materiales: Microscopio, portaobjetos (3 x 1 pulgadas), cubreobjetos (1 x 1 pulgadas), vaso de precipitación 100 ml, vasos de plástico 50 ml, varilla de vidrio, coladores, gotero, mandil, guantes, palillos estériles, cámara de fotos, guantes de examinación, hojas de campo, hojas de laboratorio y papel higiénico.



### 3.1.2.3 Químicos.

- Solución salina saturada, Agua destilada

### 3.1.3 Materiales de escritorio

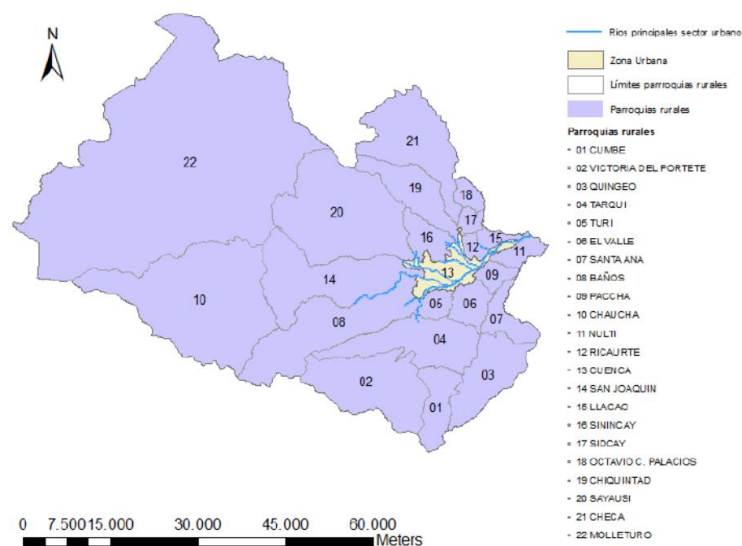
- Los materiales utilizados fueron los siguientes: Computadora, impresora, cámara de fotos, memoria USB y papel bond A4 de 75gr.

## 3.2 MÉTODOS

### 3.2.1 Ubicación y división política

#### Metodología

La investigación se realizó en el cantón Cuenca, perteneciente a la provincia del Azuay, localizada al sur de la región interandina del Ecuador, su extensión es 67.71 km<sup>2</sup>, una altura media de 2550 msnm y temperatura muy variada entre 7°C a 15°C en invierno y 12 a 25 °C en verano, el promedio de la ciudad es 15 °C, tiene una orografía eminentemente montañosa con climas que van desde tropical hasta glacial, presenta dos estaciones definidas: húmeda y seca. El cantón se divide en parroquias, 15 urbanas y 21 rurales.



**Figura 16:** mapa de las parroquias del Cantón Cuenca (IGM<sup>2</sup> – INEC)



*Es una investigación Cuasi-experimental descriptiva correlacional 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 (Cuenca) en las cuales se dividió el proyecto *“Identificación de razas bovinas autóctonas del Azuay: caracterización morfométrica”*, que se ejecutó por parte del grupo de investigación de Producción Animal de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, período 2015-2017.

El número de unidades productivas (UPAs o Ganaderías) de la zona en estudio (cantón Cuenca) se obtuvo del registros del SIFAE de la Agencia Ecuatoriana Aseguramiento de la Calidad del Agro (Agrocalidad) del año 2014, segunda fase de vacunación, en la cual se encontraban registradas un total de 9.534 ganaderías, de estas 9.181 fueron hatos que poseían dentro de sus registros menos de 30 animales y 351 ganaderías tenían más de 30 bovinos.

Con la finalidad de obtener una muestra representativa de las diferentes ganaderías del cantón Cuenca, se determinó mediante la fórmula de muestra finita un total de 875 UPAs a valorar.

#### **3.2.2.2 Muestra.**

Se recolectaron un total de 1328 muestras de heces que fueron analizadas en el laboratorio de la Universidad De Cuenca Facultad Ciencias Agropecuarias.



### 3.2.2.3 Muestreo.

En cada una de las ganaderías analizadas (875) se realizó la toma de las muestras de heces de una vaca en producción por raza como mínimo directamente del recto del animal, esto permitió la evaluación de 1.328 vacas, la distribución se detalla en la tabla 2.

**Tabla 2:** Número de vacas analizadas en las diferentes parroquias del cantón Cuenca

	Numero de vacas analizadas	
	Frecuencia	Porcentaje
<i>Baños</i>	81	6,1
<i>Tarqui</i>	269	20,3
<i>Turi</i>	33	2,5
<i>Checa</i>	23	1,7
<i>Victoria Portete</i>	159	12
<i>Yanuncay</i>	4	0,3
<i>Chiquintad</i>	34	2,6
<i>Cumbe</i>	92	6,9
<i>Valle</i>	99	7,5
<i>Hermano Miguel</i>	3	0,2
<i>Llacao</i>	5	0,4
<i>Octavio Cordero</i>	26	2
<i>Monay</i>	1	0,1
<i>Nulti</i>	11	0,8
<i>Sinincay</i>	22	7,1
<i>Chaucha</i>	40	3
<i>Molleturo</i>	97	7,3
<i>Paccha</i>	34	2,6
<i>Quingeo</i>	89	6,7
<i>Ricaurte</i>	24	1,8
<i>San Joaquín</i>	72	5,4
<i>Santa Ana</i>	44	3,3
<i>Sayausi</i>	57	4,3
<i>Sidcay</i>	9	,7
<i>Tota</i>	1.328	100,0



#### 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.
- Semovientes sanos.

#### 3.2.2.5 Criterios de exclusión.

- Animales con condición corporal por debajo de 1,5 en escala de 1 a 5
- Hembras que estén sobre el tercio final de la gestación.

#### 3.2.2.6 Variables dependientes.

##### Variable de prevalencia:

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

Se realizó las pruebas de flotación y sedimentación para determinar si el animal presentaba parásitos. Se consideró que un animal estaba infestado cuando fue positivo a una de las dos pruebas antes indicadas.

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

Fue valorado de acuerdo a la clasificación determinada por Negrete (2011), quien determinó parasitismo: leve, moderado, grave, muy grave.

#### 3.2.2.7 Variables independientes.

- **Raza:** las razas estudiadas fueron: (Holstein, Jersey, Criolla, Brown Swiss, Charolais y Brahma), esta fueron determinadas en el trabajo madre "*Identificación de razas bovinas autóctonas del Azuay*". (Anexo 6 y 8)
- **Altitud:** la información determinada mediante GPS. Fue clasificado de acuerdo al criterio del Ministerio del Ambiente en el 2012 de la siguiente manera: (Montano



Bajo 200 – 2000 msnm), (Montano 2000 – 3000 msnm) y (Montano alto > 3000 msnm). **Anexo 7 y 8**

- **Sistemas de Crianza:** se clasificó en: (Semiestabulado, No estabulado). **Anexo 8**

### 3.3 METODOLOGÍA

#### 3.3.1 Toma de muestra

Se realizó directamente del recto del animal utilizando la siguiente técnica. (Anexo 4)

- Se colocó un guante ginecológico en la mano para ser introducida en el recto del animal, se tomó alrededor de 50 gramos de heces.
- Luego de extraer el guante se revierte y se cierra con un nudo evitando en lo posible la presencia de aire en su interior, para evitar la entrada de oxígeno y la eclosión de los huevos de parásitos gastrointestinales.
- Identificamos la muestra con datos del propietario; fecha, procedencia, raza, arete y nombre del animal. (**Anexo8**)
- Las muestras fueron colocadas en un cooler a una temperatura promedio de 4°C para su posterior trasladado al laboratorio.

#### 3.3.2 Pruebas de laboratorio

Las 1.328 muestras fueron analizadas mediante los siguientes métodos de laboratorio.

##### 3.3.2.1 Método de sedimentación espontanea o de luz.

Procedimiento:

- Se colocó de 2 a 5 gramos de materia fecal en una copa de plástico de 50 cc.
- Agregamos 30 ml de agua destilada y homogenizamos.
- Luego se vertió la suspensión a través de un colador de malla fina y se transfirió a un vaso limpio.



- Descartamos el sobrenadante y restituimos el volumen con agua destilada.
- Dejamos reposar por 30 minutos y descartamos el sobrenadante.
- Mediante una pipeta colocamos una gota de sedimento en el portaobjetos y colocamos el cubreobjetos.
- Observamos al microscopio con el lente objetivo de 10x (Ayachi Inga, 2008).

### **3.3.2.2 Método de flotación solución salina saturada (Koffoyd y Barber).**

La solución salina se preparó con cloruro de sodio (331g) en un litro de agua destilada, esto se logró calentando el agua y evitando que hierva.

Procedimiento:

- Se separó con una paleta de 2-5 gr. de heces en un recipiente (mortero o taza).
- Agregamos 15 ml de solución salina saturada.
- Disolvemos las heces con una paleta o un abate lenguas. Hasta obtener una pasta uniforme.
- Pasamos la mezcla por un colador a un recipiente limpio.
- Llenamos en un recipiente plástico de 50cc con el líquido filtrado hasta el borde, dejando un menisco convexo.
- Eliminamos con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
- Colocamos un cubreobjetos y esperamos de 15-30 min como máximo.
- Retiramos cuidadosamente el cubreobjetos y colocamos sobre un portaobjetos.
- Observamos al microscopio con el objetivo de 10X. (Sixtos, 2013)

### **3.3.3 Interpretación**

Se determinó prevalencia cuando existía uno o más géneros de parásitos gastrointestinales en las muestras de heces:



No parasitado: (campos con 0 formas)= no parasitado.

Infección leve: (Campos con 1 a 3 formas) = Una cruz. (+)

Infección moderada: (Campos con 4 a 7 formas) = Dos cruces. (++)

Infección grave: (Campos con 8 a 10 formas) = Tres cruces (+++)

Infección muy grave: (Campos con más de 10 formas) = Cuatro cruces (++++)

(Negrete, 2011).

### 3.3.4 Análisis estadístico

Los instrumentos de medición fueron los exámenes coprológicos. 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 es un programa de análisis estadístico informático, su aplicación está orientada al análisis multivariante de datos experimentales. Los estadísticos que se determinaron, fueron:

- Proporciones muestrales
- Prueba de Chi cuadrado  $\chi^2$ , para las variables cualitativas al 0,05 de significancia: para la variable raza en comparación a la prevalencia de cada una de estas, sistema de crianza en comparación al porcentaje de prevalencia de cada sistema, y altitud en comparación con los tres rangos establecidos en el estudio.
- Se estructuró tablas de contingencia y frecuencias: para prevalencia de acuerdo a la raza, sistema de crianza, altitud; porcentaje individual del parásito de acuerdo al examen coprológico y el grado de infestación individual de cada parasito.



## 4 RESULTADOS

A continuación se detallara los resultados obtenidos de las 1.328 muestras de heces pertenecientes a vacas adultas de las 24 parroquias del Cantón Cuenca.

### 4.1 PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

**Tabla 3:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas del Cantón Cuenca

Parroquia	Prevalencia parásitos gastrointestinales		
	Frecuencia	Positivos	Prevalencia (%)
<i>Baños</i>	81	68	84
<i>Chaucha</i>	40	24	60
<i>Checa</i>	23	13	56,5
<i>Chiquintad</i>	34	24	70,6
<i>Cumbe</i>	92	79	85,9
<i>El valle</i>	99	77	77,8
<i>Hermano Miguel</i>	3	3	100
<i>Llacao</i>	5	4	80
<i>Molleturo</i>	97	48	49,5
<i>Monay</i>	1	0	0
<i>Nulti</i>	11	8	72,7
<i>Octavio Cordero</i>	26	13	50
<i>Paccha</i>	34	24	70,6
<i>Quinjeo</i>	89	65	73
<i>Ricaurte</i>	24	18	75
<i>San Joaquín</i>	72	54	55
<i>Santa Ana</i>	44	23	52,3
<i>Sayausi</i>	57	32	56,1
<i>Sidcay</i>	9	8	88,9
<i>Sinincay</i>	22	16	72,7
<i>Tarqui</i>	269	168	62,5
<i>Turi</i>	33	23	69,7
<i>Victoria del Portete</i>	159	127	79,9
<i>Yanuncay</i>	4	3	75
<b>Total</b>	<b>1.328</b>	<b>922</b>	<b>69,4</b>





Se determinó la prevalencia de 12 parásitos gastrointestinales: ocho géneros de Nematodos: *Ostertagia spp*, *Haemonchus spp*, *Cooperia spp*, *Toxocara vitulorum*, *Oesophagostomum spp*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides papillosus*, *Bunostomum spp*, dos géneros de Protozoarios: *Eimeria bovis* y *Giardia duodenalis*, un género de Cestodos: *Moniezia expansa*, y un género de trematodos: *Paraphistomum cervi*, el muestreo se realizó en las 24 parroquias del Cantón Cuenca. Se estableció una prevalencia total de parasitismo gastrointestinal de 69,4%.

**Tabla 4:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales diagnosticada con dos pruebas de laboratorio.

Resultado	Pruebas de laboratorio			
	Flotación		Sedimentación	
	Frecuencia	%	Frecuencia	%
<i>Negativo</i>	635	47,8	737	55,5
<i>Positivo</i>	693	52,2	591	44,5
<b>Total</b>	<b>1328</b>	<b>100</b>	<b>1328</b>	<b>100</b>

Al analizar las dos técnicas por separado se determinó que la prevalencia de los parásitos gastrointestinales fue mayor en la técnica de flotación.

## 4.2 GRADO DE INFESTACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VACAS ADULTAS DEL CANTÓN CUENCA

### 4.2.1 Técnica de flotación.

Mediante la técnica de flotación se determinó la presencia de dos *protozoarios*: *Giardia duodenalis*, *Eimeria bovis*, siendo este último el único que presentó grados de infestación leve (16,6%) y moderado (0,2%), Ocho *nematodos*: *Bunostomum spp*, *Cooperia spp*, *Haemonchus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp*, *Strongyloides papillosus*, *Toxocara vitulorum*, *Trichostrongylus axei* con prevalencias por debajo del 6%. Un *trematodo*: *Paraphistomum cervi* (13,2%) y Un *cestodo*: *Moniezia expansa* (1,4%), mismos que presentaron grados de infestación leve (**Anexo 1**).



#### 4.2.2 Técnica de sedimentación

La técnica de sedimentación estableció la presencia de dos *protozoarios*: *Eimeria bovis* que presentó grados de infestación leve (16,7%) y moderado (0,2%), *Giardia duodenalis* con infestación leve (0,8%), seguido de un *nematodo*: *Ostertagia spp* que al igual que *Eimeria* presentó los mismos grados de infestación pero con distintos porcentajes. Con lo que respecta a un *cestodo*: *Moniezia expansa*, un *trematodo*: *Paraphistomum cervi* y siete *nematodos*: *Bunostomum spp*, *Cooperia spp*, *Haemonchus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp*, *Strongyloides papillosus*, *Toxocara vitulorum* presentan un grado de infestación leve con porcentajes de infestación menores al 5,4% (**Anexo 2**).

#### 4.3 PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR (RAZA)

##### Raza-muestra-parasitó

**Tabla 5:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en grupos raciales bovinos existentes en el cantón Cuenca.

Raza	Prevalencia			
	Frecuencia	Positivos	Positivos esperados	Prevalencia (%)
<i>Holstein</i>	1217	857	844,9	70,4
<i>Criolla</i>	52	31	36,1	59,6
<i>Brown Swiss</i>	25	15	17,4	60
<i>Jersey</i>	17	12	11,8	70,6
<i>Charoláis</i>	9	5	6,2	55,6
<i>Brahman</i>	8	2	5,6	25

$P < 0,05$  prueba chi-cuadrado

Se determinaron seis razas bovinas en el cantón Cuenca, de estas la Holstein es la que tiene mayor representatividad, seguida de los animales considerados fenotípicamente como Criollas, finalmente se encuentran las razas: Brown Swiss, Jersey, Charoláis, Brahmán.



Se obtuvo la prevalencia de doce parásitos gastrointestinales de uno o más géneros, donde cinco razas, Holstein, Criolla, Brown Swiss, Jersey y Charoláis presentan un porcentaje de prevalencia > 55%, en cuanto a la última raza Brahaman presenta un porcentaje del 25%, la prueba chi-cuadrado nos da una significancia de ( $P < 0.05$ ), lo que determina que probablemente existe algún grado de relación entre la prevalencia y las raza estudiadas (**Anexo 3**).

#### 4.4 PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR (SISTEMA DE CRIANZA)

##### Sistema de crianza-muestra-parasito

**Tabla 6:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al sistema de crianza manejado.

Sistema de crianza	Prevalencia			
	Frecuencia	Positivos	Positivos esperados	Prevalencia (%)
<i>No estabulado</i>	<i>1.201</i>	854	833,8	71,1% <sup>a</sup>
<i>Semi estabulado</i>	<i>127</i>	68	88,2	53,5% <sup>b</sup>

$P < 0,05$  prueba chi-cuadrado

Se identificó dos sistemas de crianza en el cantón Cuenca. Los animales manejados con el sistema de crianza no estabulado tienen un mayor porcentaje de parasitismo en comparación con animales manejados con un sistema de crianza, la prueba chi-cuadrado presenta diferencia estadística, ( $P < 0.05$ ), lo que nos indica que animales manejados en sistemas no estabulados son más predisponentes a parásitos gastrointestinales (**Anexo 4**).



#### 4.5 PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES SEGÚN EL FACTOR AMBIENTAL (ALTITUD: MONTANO BAJO, MONTANO, MONTANO ALTO)

##### Altitud-muestra-parasito

**Tabla 7:** Prevalencia de parásitos gastrointestinales, considerando tres rangos de altitud de crianza según su altitud.

Altitud	Prevalencia			
	Frecuencia	Positivos	Positivos esperados	Prevalencia (%)
<i>Montano Bajo</i>	44	21	30,5	47,7 <sup>b</sup>
<i>Montano</i>	1061	734	736,6	69,2 <sup>a</sup>
<i>Montano Alto</i>	223	167	154,8	74,9 <sup>a</sup>

\* $P < 0,05$  prueba chi-cuadrado

Se establecieron que las ganaderías analizadas se encontraban en tres rangos distintos de altitud en el cantón Cuenca. La prueba de chi-cuadrado determinó diferencia significativa ( $P > 0,05$ ), lo que nos indica que a mayor altitud mayor grado de parásitos gastrointestinales (Anexo 5).



## 5 DISCUSIÓN

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas del cantón Cuenca en el presente estudio fue de 69,4%; este valor es mayor al obtenido por Armijos (2013), en su trabajo realizado en el cantón Santa Isabel (51,13%), cuya prevalencia se obtuvo al valorar muestras de heces pertenecientes a los bovinos previo el faenameinto en camal municipal; similares resultados obtuvieron Nnotifor *et. al.*, (2013), en Camerún en donde estudiaron 277 muestras de heces en bovinos adultas obteniendo una prevalencia de 56,7%, así mismo, en Venezuela Urdaneta *et. al.*, (2014), determinaron una prevalencia del 13% en bovinos de doble propósito mayores a 3 años de un total de 253 muestras analizadas; sin embargo, estudio realizado por Colina *et. al.*, (2013) en Perú en las localidades de Pacanga y Pacanguilla, determinaron un prevalencia de 67,5% de parásitos gastrointestinales en bovinos *Bos taurus*, Rafiullah y col. (2011). En Pakistán estudiaron 4.490 muestras de heces en bovino adultos de diferentes razas donde la prevalencia fue de 64,61% obteniendo datos similares a nuestro estudio. Otros trabajos determinaron prevalencias más altas comparadas la presente investigación; como en un estudio realizado en China por Huang *et. al.*, (2014), la prevalencia fue del 86,9, trabajo realizado en 1.259 muestras de heces de vacas Holstein pertenecientes a 94 granjas lecheras de 13 condados de la isla de Taiwán; algo similar sucedió en un estudio echo en la India por Murthy *et. al.*, (2014), en donde se obtuvo una prevalencia de 75,2% en bovinos adultos.

Al analizar las técnicas de laboratorio flotación y sedimentación por separado, la prevalencia de parásitos gastrointestinales fue mayor en la primera (52,2%), Arichabla y Ulloa (2016) en su trabajo realizado en terneros en el Cantón Guacaleo determinaron 69% de prevalencia con la técnica de flotación y 81% en sedimentación. Freire (2015) realizó un estudio con 13 muestras pertenecientes a bovinos en la ciudad de Riobamba donde obtuvo una prevalencia de 77,5% en flotación y en sedimentación no encontrando ningún caso positivo.

Los parásitos encontrados mediante la técnica de flotación fueron los géneros *Eimeria bovis* (16,8%), *Paraphistomum cervi* (13,2%) y *Ostertagia spp* (6%), los demás géneros



presentaron prevalencias menores del 5%. Con la técnica de sedimentación la prevalencia de *Eimeria bovis* (16,7%), *Paraphistomum cervi* (5,4%), *Ostertagia spp* (5,4%) y *Haemonchus spp* (5,1%) los restantes géneros presentan una prevalencia por debajo del 5% de prevalencia. Todos los géneros mostraron grados de infestación leve, sin embargo, *Eimeria bovis* y *Ostertagia spp* también presentaron grado de infestación moderado. Cervantes (2012) realizó una investigación en California EEUU en ganado bovino lechero, obtuvo una prevalencia de 40% para el género *Eimeria bovis* mientras que para la clase Nematodos un 45,2%, Squire *et. al.*, (2013) en su investigación hecha en Ghana en bovinos adultos obtuvo una prevalencia de 29,4% para *Eimeria bovis* y de 25,9% para *Paraphistomum cervi*, Nnotifor *et. al.*, (2013) realizaron un estudio en Camerun en rumiantes cuya resultado de prevalencia de *Eimeria bovis* fue del 20,9% y de *Ostertagia spp* 2,9%, estos resultados a excepción de *Ostertagia spp* son superiores a los obtenidos en nuestra investigación. Mientras que Sharma & Busang (2014) analizaron 131 muestras de animales adultos establecieron una prevalencia de 13% para *Eimeria bovis*, y 10% para los nematodos, siendo datos muy cercanos a los obtenidos en nuestro estudio. Se hallaron investigaciones que obtuvieron datos inferiores a los nuestros, Huang *et. al.*, (2014) nos indica una prevalencia en vacas adultas de *Eimeria bovis* es de 5,1% y de *Paraphistomum cervi* de 0,6%, con grados de infestación leves, Swarnakarl *et. al.*, (2015), obtienen una prevalencia de *Eimeria bovis* de 1.19% Por ultimo mencionamos un estudio echo en Vera Cruz México en 10 ranchos ganaderos por Antonio *et. al.*, (2015) cuya prevalencia de algunos géneros de nematodos son altos en comparación con el de nuestro estudio, el género de *Ostertagia spp* y *Haemonchus spp*, está en un 13%, el género *Cooperia spp* con un 41% seguido por *Ostertagia spp* y *Haemonchus spp* con un 15 % por ultimo *Trychostrongylus* con un 7%, a excepción de *Moniezia expanza* (5%) y *Toxocora vitolorum* (4%) que se asemejan a nuestra investigación.

Se determinó que los grupos raciales presentan diferencia en el grado de parasitismo. Lo que concuerda con un estudio hecho por Cruz *et. al.*, (2013) quienes indican que no todas las razas o cruza tienen la misma resistencia o tolerancia a parásitos gastrointestinales, por



lo general las razas puras son más susceptibles, Squire *et. al.*, (2013) mencionaron que la carga de parásitos difieren en los animales de carne y leche. Adedipe *et. al.*, (2014), realizó un estudio en animales sacrificados en un matadero de Nigeria y mencionó que las razas de bovinos se comportan diferente a la carga parasitaria, Colina *et. al.*, (2013) encontraron diferencia estadística ( $P < 0.05$ ) al comparar tres razas (Holstein, Cebú, Brown Swiss).

Los animales manejados con un sistema de crianza no estabulado tienen un mayor porcentaje de parasitismo en comparación con animales bajo un sistema semiestabulado. Flota *et. al.*, (2013) realizaron estudios en pastizales ganaderos de Veracruz, México, ellos establecieron que los animales criados en sistemas extensivos son más susceptibles a parásitos, debido a que los pastizales son la principal fuente de contagio de los mencionados parásitos, Fernández *et. al.*, (2011) mencionan que los terneros de 6 meses en adelante aumentan su carga parasitaria debido a que su alimentación lo realizan en los pastizales. Soca *et. al.*, (2005) realizaron un estudio en Cuba y determinaron que las cargas parasitarias más significativas se encuentran en animales manejados a libre pastoreo, Colina *et. al.*, (2013) mencionaron que la carga parasitaria se ve influenciada cuando los animales son trasladados a zonas de pastoreo y sobre todo cuando no son habituales.

Los animales que viven en pisos altitudinales más elevados tienen una mayor carga parasitaria. Armijos, (2013) estableció que los bovinos que son explotados en pisos altitudinales superiores a los 3000 msnm presentaron mayor carga parasitaria, Fernández (2011) en su estudio realizado en la localidad de Vera cruz México a 10 msnm, en bovinos de doble propósito, establecieron un prevalencia (39%), valor que es inferior al presente trabajo, mismo que se realizó en pisos altitudinales superiores. Zúñiga *et. al.*, (2015) elaboraron mapas parasitológicos de la ganadería en la región del Cusco, ellos indican que existe una mayor prevalencia y grado de infección de protozoarios, nematodos, cestodos enzima de los 2600 msnm. Colina *et. al.*, (2013) nos mencionan que la carga parasitaria va cambiando de acuerdo a las distintas regiones que se encuentren los animales.



## 6 CONCLUSIÓN

- La prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas adultas del Cantón Cuenca fue mayor al establecido por varios trabajos a nivel internacional y nacional.
- Los parásitos encontrados en mayor porcentaje fueron: *Eimeria bovis*, *Ostertagia spp*, *Paraphistomum cervi*.
- El grado de infestación parasitaria encontrada fue leve y moderado para: *Eimeria bovis*, *Ostertagia spp*, y el resto de géneros presentaron únicamente grado de infestación leve.
- Se determinó que factor raza influye en el grado de parasitismo.
- Se estableció que la prevalencia es mayor en el sistema de crianza no estabulado.
- Ah mayor altitud existe mayor carga parasitaria.





## 7 BIBLIOGRAFÍA

- Adedipe, O. (2014). Helmitos gastrointestinales en Nigeria. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 1-6.
- Angulo, F. (2015). Prevalencia de nematodos gastroentericos en bovinos doble proposito. *Facultad de Ingeniería en Sistemas de Producción Agropecuaria. Universidad Veracruz*, 2-5.
- Armijos, N. (2013). *Univesidad de Cuenca*. Prevalencia de parasitos gastrointestinales en bovino que se sacrificaron en el camal municipal de Santa Isabel, 25-60.
- Armindo Paixão, (2015). Identificación de los géneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Ostertagia* y *Cooperia* en caprinos en la provincia de Huambo-Angola. *Revista De Salud Animal* , 4-5.
- Ayachi Inga, R. (2008). *Enteroparásitos*. Informe, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Escuela profesional de biología, Lambayeque. Recuperado, de <http://es.scribd.com/doc/7844814/Informe-de-Practicas-Guia-de-Enteroparasitos#scribd>
- Bermeo, H. (2010). Dipecho vii “Implementación de la metodología de análisis de vulnerabilidades a nivel cantonal” - Cuenca, 25-35.
- Blogger, C. (2011). *Datos Veterinarios*, recuperado de <http://crisrojasreyes.blogspot.com/2011/05/trichostrongylus-axei.html>
- Blowey, R., & Weaver, D. (2006). *Atlas a color de enfermedades y trastornos del ganado vacuno* . Madrid-España : Elsevier, 58-65.
- Bowman, D. (2011). *Georgis Parasitología para Veterinarios*. Barcelona - España: Elsevier Saunders, 135 - 200.
- Carme, D., & Jaime. (2007). *Estudio de la prevalencia de parasitos gastrointestinales y Fasiola hepatica en ganado bovino de pequeños productores de la comuna de Teno y Rauco*, 5-6.
- Cervantes, M. (2012). Parásitos gastrointestinales del ganado bovino lechero del Ejido. *Universidad de California*, 1-84.
- Huang, Ch. (2014). Investigacion de parasitos gastrointetinales en el ganado lechero de taiwan. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection* , 47-71.
- Colina, J. (2013). Prevalencia e intensidad del parasitismo. *Revista Científica de la Facultad de Ciencias Biológicas*, 1-2.



- Cordero, M., & Rojo, A. (2002). *Parasitología Veterinaria* . Madrid - España : McGraw Hill Interamericana, 345-367 .
- Cruz, L., Holgado, F., & Wilde, O. (2010). Parasitosis Gastrointestinal . *Produccion Agroindustrial del NOA* , 1-2 .
- Cruz, M. V. (2010). Parasitosis Gastrointestinal. *Poduccion Agroindustrial del Nda* , 1-2.
- Crysieda. (2011). *Parasitos Del Ganado* . Recuperado de <http://criseyda-princesita.blogspot.com/>
- Davila, G., Irsik, M., & Greiner, E. (2010). *Toxocara vitulorum* in beef calves in North Central Florida. *Elsevier* , 262 .
- Der, S., Pardon, B., Sarre, C., Valgaeren, B., Hende, V., Vlaminck, L., & Deprez, P. (2014). *Intestinal obstruction by Toxocara vitulorum in a calf* . Department of Internal Medicine and Clinical Biology of Large Animals, 5-4.
- Descarga, C., Piscitelli, H., & Zielinki, G. (2003). *Producción Animal*, Ostertagiasis en vacas adultas, 10-24.
- Drugueri, L., & Modern, D. (2002). *Coccidiosis en Bovinos*, de <http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/eimeria/eimeria.htm>
- Fernández. (2011). Prevalencia y grado de infección de helmintos gastrointestinales en rebaños bovinos doble propósito del municipio Miranda del estadoZulia, Venezuela. *Revista de la universidad del Zulia*, 184-193.
- Flota, C. (2013). Patrón espacio-temporal de larvas y huevecillos de nemátodos. *Instituto Tecnológico de Tizimín*, 351-358.
- García, L., Mendoza, B., & Pérez, G. (2014). Biodiversidad de Platyhelminthes parásitos en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 164.
- González, R., Navarro, F., Arias, J., Gutiérrez, S., & Vera, Z. (2013). *Descripción Morfológica de Haemonchus contortus y Mecistocirrus*, 4-7.
- Guaman, R. (1987). *U.Cuenca* . Obtenido de [http://rraae.org.ec/Record/0001\\_6a4f34c09a616355b88673d8cf8e107c](http://rraae.org.ec/Record/0001_6a4f34c09a616355b88673d8cf8e107c)
- Gustavo Morales, L. A. (2002). *Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Sanidad Animal*. Obtenido de [http://www.infocarne.com/documentos/enfermedades\\_parasitarias\\_bovinos\\_ovinos\\_caprinos.htm](http://www.infocarne.com/documentos/enfermedades_parasitarias_bovinos_ovinos_caprinos.htm)



- Hutchinson, G. (Febrero de 2009). *Nematode parasites of ruminants*, Nematode Parasites of Small Ruminants Camelids and Cattle, 5-8.
- Igandu, A. (2003). *Mechanisms of anthelmintic resistance in Cooperia oncophora a nematode parasite of cattle*, 1-4.
- Institute for International Cooperation in Animal Biologics. (2005). *Toxocariasis*. 5-6
- Irigoyen, M., Fiel, & Lützelshwab. (2000). *Sitio Argentino De Produccion Animal*, 3-4.
- Jara, C. (2010). Comparacion de las tecnicas de flotacion y sedimentacion, *Departamento de Microbiología y Parasitología de la Universidad Nacional de Trujillo*, 1-6.
- Joao, O. (2012). *Sanidad Animal Parasitos gastrintestinales*, Colombia : Sena, 6-8.
- Johnstone, C. (2010). *Universidad De Pennsylvania*. Obtenido de Parasitos y Enfermedades Parasitarias : [http://cal.vet.upenn.edu/projects/merialsp/Strongls/strong\\_6sp.htm](http://cal.vet.upenn.edu/projects/merialsp/Strongls/strong_6sp.htm)
- Juarez, M. (2012). *INTA*. Obtenido de Control de la helmintiasis en bovinos de invernada en el contexto de resistencia a los antiparasitarios.
- Koutny, H., Joachim, A., & W, B. (2012). Bovine Eimeria species in Austria. *Pubmed* , 1.
- Larsen, J., Campbel, N., & Attwood. (2007). *Departament of Environment and Primary Industris* . Recuperado DE: <http://www.depi.vic.gov.au/agriculture-and-food/pests-diseases-and-weeds/animal-diseases/beef-and-dairy-cows/ostertagia-in-cattle>
- López, L., & Romero, J. V. (2008). Aislamiento de Paraphistmidae en vaca de leche y en el hospedador intermediario e una granja del tropico alto en el occidente de Colombia . *Colombiana de Ciencia Pecuarias* , 5-7, 11-12.
- Lopez, S. C. (2014). *Universida Del Azuay* . Idetentificacion de familias parasitarias y programas de prevencion en bovnois en la comunidad de Vende Leche de la parroquia Ingapirca de cantón Cañar, 10- 68.
- Lora, R. (Mayo de 2015). *The Merck Veterinary Manual*. Obtenido de [http://www.merckvetmanual.com/mvm/digestive\\_system/gastrointestinal\\_parasites\\_of\\_pigs/oesophagostomum\\_spp\\_in\\_pigs.html](http://www.merckvetmanual.com/mvm/digestive_system/gastrointestinal_parasites_of_pigs/oesophagostomum_spp_in_pigs.html)
- Martínez, C. (2014). *“Incidencia parasitaria gastrointestinal en la ganadería lechera en la hacienda “monte carmelo” Tesis Medico Veterinario*. Ambato - Ecuador, 56-87.
- Meck, I. (2007). *Manual Merck de Veterinaria* (Sexta ed.). Barcelona, España: Oceano, 567-587.



- Merial. (2015). *Merial a sonofi company* . Endoparasites - Trichostrongylus:  
[http://www.merial.co.nz/Cattle/beef/disease\\_information/Pages/tricho.aspx](http://www.merial.co.nz/Cattle/beef/disease_information/Pages/tricho.aspx)
- Murthy, C. M., & Souza, P. E. (2014). Prevalencia de parasitos gastrointestinales del ganado vacuno y bufalos. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 1-3.
- Negrete, K. (2011). *Parasitología veterinaria, tecnicas de diagnóstico cropológico*. Recuperado de:  
<http://karenpaterninanegrete.blogspot.com/2011/12/parasitologia-veterinaria-tecnicas-de.html>
- Nnotifor. (2013). infesciontes Intestinales en rumiantes. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 344-352.
- Onah, D., & Nawa, Y. (2000). Mucosal immunity against parasitic. *The Korean Journal of Parasitology*, 209-210.
- Ortera, J. (2011). Prevalencia de Giardia intestinalis y predominio de genotipos zoonóticos en ovinos y bovinos de traspatio de cinco estados de la República Mexicana. *Veterinaria Mexico*, 34-54.
- Paz, R. (2012). *Zoología Medicina Veterinaria*, Reino Animal o Metazoa.
- Quijije, A. F.-J. (2011). Determinación de la carga parasitaria en tres especies zootécnicas (bos taurus, ovis aries y equus caballus) y su relación con las condiciones climáticas. 37-39
- Radostits, O., Gay, C., Blood, D., & Hinchcliff, k. (2002). *Medicina Veterinaria Tratado de las enfmeddades de ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino*. Madrid - España: McGraw Hill Interamericana, 1367 - 1456.
- Rafiullah, A. A. (2011). Prevalencia de parasitos gastrointestinales del ganado vacuno en Pakistan . *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 9-14.
- Ramírez, A. (2009). *Mundo Pecuario.*, Protozoosis Gastroentericas emergentes en el Ganado Bovino.
- Rodriguez, R., Vivas , L., Cob , J., & Dominguez, A. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México, 19-22.
- Roldán, W., Espinoza, Y. H., & Jiménez, S. (2010). Diagnosis of human Toxocarosis . *scielo*, 613.
- Romero, H. Q. (1990). *Parasitología*. Mexico: LIMUSA.
- Sánchez, R. (2006). *Protozoos entericos causales de diarrea en bovinos*. 4-5



- Sharma, S., & Busang, M. (2014). Prevalencia de parásitos intestinales en rumiantes. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 27-42.
- Sixtos, C. (2013). *Virbac Salud Animal*, Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos, 5- 6-7.
- Smith, A. (07 de Agosto de 2012). *Animal diversity web* . Recuperado de:  
[http://animaldiversity.org/accounts/Moniezia\\_expansa/](http://animaldiversity.org/accounts/Moniezia_expansa/)
- Soca, Mildrey. (2005). Epizootiología de los Nemátodos gastrointestinales de los bovinos Jóvenes. *redalyc*, 186.
- Squire, S. A. (2013). Epidemiología de los parásitos gastrointestinales de los bovinos del sr de Ghana . *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 1-2-3.
- Steffan, P., Fiel, C., & Ferreyra, D. (2012). *Research Gate*. Obtenido de Endoparasitosis más frecuentes de los rumiantes en sistemas pastoriles de producción.
- Stronberg, B., Gasbarre, L., Waite, A., Bechtol, D., Brown, M., & Robinson, N. (2015). Cooperia punctata: Effect on cattle productivity. *Elsevier*, 284-286.
- Swarnakar<sup>1</sup>, G. (2015). prevalencia de parásitos gastrointestinales en vacas y bovinos . *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 897-902.
- Tamasaukas, R. (1998). *Revista Científica Facultad Ciencias Veterinarias*. R
- Taylor, A. (2000). *Protozoal disease in cattle an sheep*. 5-7.
- Torres, P., Prada, G., & Márquez, D. (2007). Resistencia antihelmíntica en los Nematodos Gastrointestinales del bovino. *Medicina Veterinaria*, 59.
- Urdaneta-Fernández, M., Urdaneta, Á., & Parra, A. (2014). prevalencia y grado de infestacion de helmintos gastrointestinales en rebaños bovinos doble proposito del municipio de miranda del estado de Zulia, Venezuela. *Ciencias Del Agro, Ingenieria y tecnologia* , 184-193.
- Uribarren, T. (Noviembre de 2013). *Universidad Nacional Autónoma de Mexico*, Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina, UNAM:  
<http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/generalidades.html>
- Varcarel, F. (2010). *Producción Animal*, Atlas de Parasitología.



- Vázquez, P., Flores, J., Valencia, C., Herrera, D., Palacios, A., Liébano, E., & Pelcastre, A. (2004). *Frecuencia de nematodos gastroentericos en bovinos de tres áreas de clima subtropical húmedo de Mexico*, 56.
- Vidal Martínez, V. M., Aguirre Macedo, M. L., Rodríguez, C. R., & Guillén Hernández, S. (2006). *Helmintos. Biodiversidad*, Pag. 209.
- Villar, C. (16 de Octubre de 2009). *Producción Animal*, Efecto de los parasitismos sobre la reproducción bovina. 6-7.
- Viney, M., & Lok, J. (2007). *Strongyloides spp.* Obtenido de Departament of Pathobiology, School of Veterinary medicine, 3-5.
- Zúñiga, E. (2015). Elaboración del mapa parasitológico ganadero de la región Cusco en un escenario de cambio climático. *Climate Change in the Tropical Andes*, 10-15.



## 8 ANEXOS

### Anexo 1

**Tabla 8:** Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas del Cantón Cuenca con la técnica de flotación

	Grado de infestación			
	Negativo (%)	Leve (%)	Moderado (%)	Total/positivo (%)
<i>Eimeria bovis</i>	83,3	16,6	0,2	16,8
<i>Paraphistomum cervi</i>	86,8	13,2	-	13,2
<i>Ostertagia spp</i>	94,0	6	-	6
<i>Haemonchus spp</i>	94,4	5,6	-	5,6
<i>Cooperia spp</i>	94,9	5,1	-	5,1
<i>Toxocara vitulorum</i>	95,8	4,2	-	4,2
<i>Oesophagostomum spp</i>	96,0	4	-	4
<i>Trichostrongylus axei</i>	97,7	2,3	-	2,3
<i>Strongyloides papillosus</i>	98,4	1,6	-	1,6
<i>Moniezia expansa</i>	98,6	1,4	-	1,4
<i>Giardia duodenalis</i>	99,0	1	-	1
<i>Bunostomum spp</i>	98,6	1,4	-	1,4

**Anexo 2****Tabla 9:** Grado de infestación de parásitos gastrointestinales en vacas del Cantón Cuenca con la técnica de sedimentación.

	<b>Grado de infestación</b>			
	<b>Negativo (%)</b>	<b>Leve (%)</b>	<b>Moderado (%)</b>	<b>Total/positivo (%)</b>
<i>Eimeria bovis</i>	83,4	16,5	0,2	16,7
<i>Ostertagia spp</i>	94,7	5,3	0,1	5,4
<i>Paraphistomum cervi</i>	94,6	5,4	-	5,4
<i>Haemonchus spp</i>	94,9	5,1	-	5,1
<i>Toxocara vitulorum</i>	95,3	4,7	-	4,7
<i>Oesophagostomum spp</i>	96,2	3,8	-	3,8
<i>Trichostrongylus axei</i>	96,9	3,1	-	3,1
<i>Strongyloides papillosus</i>	98,6	1,4	-	1,4
<i>Moniezia expansa</i>	99,2	0,8	-	0,8
<i>Giardia duodenalis</i>	99,2	0,8	-	0,8
<i>Bunostomum spp</i>	99,5	0,5	-	0,5
<i>Cooperia spp</i>	99,5	0,5	-	0,5



**Anexo 3****Tabla 10:** Prueba de chi-cuadrado para el factor raza.

<b>Pruebas de chi-cuadrado</b>			
	<i>Valor</i>	<i>gl</i>	<i>Significación asintótica (bilateral)</i>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	12,235 <sup>a</sup>	5	,032
<i>Razón de verosimilitud</i>	11,266	5	,046
<i>Asociación lineal por lineal</i>	8,969	1	,003
<i>N de casos válidos</i>	1328		

**Anexo 4****Tabla 11:** Prueba de chi-cuadrado para el factor sistema de crianza.

<b>Pruebas de chi-cuadrado</b>					
	<i>Valor</i>	<i>Gl</i>	<i>Significación asintótica (bilateral)</i>	<i>Significación exacta (bilateral)</i>	<i>Significación exacta (unilateral)</i>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	16,693 <sup>a</sup>	1	,000		
<i>Corrección de continuidad<sup>b</sup></i>	15,876	1	,000		
<i>Razón de verosimilitud</i>	15,656	1	,000		
<i>Prueba exacta de Fisher</i>				,000	,000
<i>Asociación lineal por lineal</i>	16,681	1	,000		
<i>N de casos válidos</i>	1328				

**Anexo 5****Tabla 12:** Prueba de chi-cuadrado para el factor piso altitudinal.**Pruebas de chi-cuadrado**

	<i>Valor</i>	<i>gl</i>	<i>Significación asintótica (bilateral)</i>
<i>Chi-cuadrado de Pearson</i>	12,925 <sup>a</sup>	2	,002
<i>Razón de verosimilitud</i>	12,214	2	,002
<i>Asociación lineal por lineal</i>	9,148	1	,002
<i>N de casos válidos</i>	1328		

**Anexo 6:** Animales muestreados

*Fuente:* Autores

### Anexo 7: Hoja de campo (encuesta)

Fecha:	Nombre de finca:	Telf.:
Cantón:	Parroquia:	Sector:
Propietario o Entrevistado:		
Ubicación GPS	Altitud:	
Raza:	Nombre	Numero de arete
<i>Holstein</i>		
<i>Criolla</i>		
<i>Brown Swiss</i>		
<i>Jersey</i>		
<i>Charoláis</i>		
<i>Brahman</i>		
Sistema de crianza	<u>Semi</u> estabulado	No estabulado

### Anexo 8: Toma de muestra



*Fuente:* Autores

**Anexo 9: Prueba de sedimentación sencilla y flotación con solución salina.**

*Paso 1. Recepción de la muestra*



*Paso 2. Toma de datos de la muestra*



*Fuente: Autores*

*Paso 3. Análisis de la muestra*

*Numeración de los vaso*



*Colocación de las muestra en el recipiente plástico*



*Fuente: Autores*

*Cernido de la muestra*



*Colocación de cubreobjetos*



*Fuente: Autores*



*Numeración de los portaobjetos*



*Colocación del cubreobjetos en el portaobjetos*



*Fuente:* Autores

*Observación*



*Fuente:* Autores

**Anexo 10:** huevos de parásitos Gastrointestinales encontrados.

*Bunostumun spp*



*Cooperia spp.*



*Haemonchus spp.*



*Fuente:* Autores

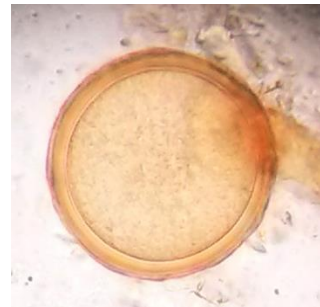
*Ostertagia spp.*



*Strongyloides papillosus.*



*Toxocara Vitulorum.*



*Fuente:* Autores

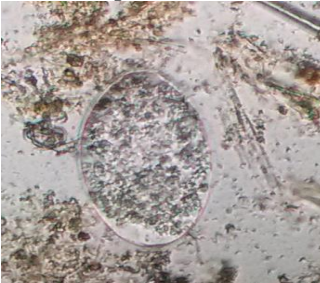
*Trichostrongylus axei.*



*Moniezia expansa.*



*Paramphistomum cervi.*

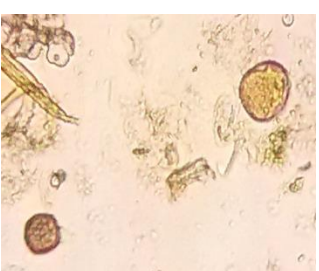


*Fuente:* Autores

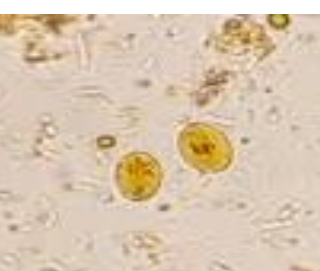
*Oesophagostomum spp.*



*Eimeria bovis.*



*Giardia duodenalis*



*Fuente:* Autores



**Anexo 11: hoja de laboratorio**

<b>Plantilla De Prevalencia De Parasitos Gastrointestinales En El Canton Cuenca</b>		Fecha:							
Realizado Por:		Raza Del Animal	Numero						
Nombre Del Propietario:									
Lugar De Procedencia:		<b>pruebas de laboratorio Aplicadas</b>							
Latitud:									
		<b>Resultados Sedimentacion</b>		<b>Grado De Infestacion</b>					
				<b>no parasitado</b>	<b>leve</b>	<b>moderado</b>	<b>grave</b>	<b>muy grave</b>	
		positivo	negativo	0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	mayor a 10 huevos	
<b>Resultados De Los Parasitos Gastrointestinales</b>	1. Bunostomum spp.								
	2. Cooperia spp								
	3. Haemonchus spp.								
	4. Ostertagia spp.								
	5. Oesophagostomum spp.								
	6. Strongyloides papillosus.								
	7. Toxocara Vitulorum								
	8. Trichostrongylus axei.								
	9. Giardia Duodenalis								
	10. Eimeria bovis								
	11. Paramphistomum cervi								
	12. Monienzia expansa								
			<b>Resultados pruebas de flotacion</b>		<b>Grado De Infestacion</b>				
					<b>no parasitado</b>	<b>leve</b>	<b>moderado</b>	<b>grave</b>	<b>muy grave</b>
			positivo	negativo	0 huevos	1-3 huevos	4-7 huevos	8-10 huevos	mayor a 10 huevos
		1. Bunostomum spp.							
		2. Cooperia spp							
		3. Haemonchus spp.							
		4. Ostertagia spp.							
		5. Oesophagostomum spp.							
		6. Strongyloides papillosus.							
		7. Toxocara Vitulorum							
		8. Trichostrongylus axei.							
		9. Giardia Duodenalis							
	10. Eimeria bovis								
	11. Paramphistomum cervi								
	12. Monienzia expansa								



### Glosario.

- **Prevalencia:** Dentro del ámbito de la medicina, se habla de la prevalencia para nombrar al índice de individuos que padecen una cierta enfermedad dentro del total de un grupo de animales o personas en estudio.
- **Parásitos Gastrointestinales:** Como su nombre lo indica son parásitos que viven a nivel intestinal donde realiza su reproducción y multiplicación.
- **Parasitismo:** Se produce cuando un individuo vive a expensas de otro al que puede perjudicar.
- **Infestación:** Se denomina infestación a la invasión de un organismo vivo por agentes parásitos externos o internos
- **Nematodo:** Los nematodos son organismos pluricelulares, normalmente microscópicos, con forma de gusano.
- **Trematodo:** Se de gusanos platelmintos parásitos de los vertebrados, de cuerpo no segmentado, tubo digestivo ramificado y sin ano, con ventosas o ganchos para fijarse al cuerpo de su hospedador.
- **Protozoario:** Los protozoos son más grandes y complejos que las bacterias. A diferencia de estas últimas, los protozoos son una unidad funcional íntegra, ya que poseen elementos que realizan las funciones de locomoción, fijación a otros organismos u objetos, nutrición, excreción y algún tipo de respiración.
- **Orografía:** Arte de la geografía física que se encarga del estudio, descripción y representación del relieve terrestre.
- **Semi estabulado:** El ganado que está en un sistema pastoril pero además es suplementado
- **No estabulado:** El ganado que se encuentra en un sistema pastoril durante todo el tiempo.
- **Fenotipo:** Conjunto de caracteres visibles que un individuo presenta como resultado de la interacción entre su genotipo y el medio.





- **Examen Coproparasitario:** Conjunto de técnicas complementarias, que permite demostrar la presencia de las diferentes formas evolutivas de los enteroparásitos, esporas, trofozoitos, quistes, ooquistes, huevos, larvas y adultos.
- **Altitud:** Distancia vertical de un punto de la superficie terrestre respecto al nivel del mar.
- **UPAs:** Unión de Pequeños Agricultores y Ganaderos