



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS RECURSOS
NATURALES Y DEL AMBIENTE.**

ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TEMA:

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA PARASITARIA
GASTROINTESTINAL EN BOVINOS A TRAVÉS DE HECES FRESCAS
Y EL CONSUMO DE PASTURAS EN EL CANTÓN PILLARO,
PROVINCIA DE TUNGURAHUA.**

Tesis de Grado Previo a la Obtención del Título de Médico Veterinario y Zootecnista, otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

AUTOR:

JOSE LUIS FIGUEROA BARRIONUEVO

DIRECTOR:

Dr. WASHINGTON CARRASCO MANCERO M.Sc.

GUARANDA – ECUADOR

2014

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA PARASITARIA
GASTROINTESTINAL EN BOVINOS A TRAVÉS DE HECES FRESCAS
Y EL CONSUMO DE PASTURAS EN EL CANTÓN PILLARO,
PROVINCIA DE TUNGURAHUA.**

REVISADO POR:

.....
Dr. WASHINGTON CARRASCO M. Sc
DIRECTOR DE TESIS

**APROBADO POR LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL DE
CALIFICACIÓN DE TESIS**

.....
Ing. DANILO MONTERO SILVA. Mg.
BIOMETRISTA

.....
Dr. FRANCO CORDERO SALAZAR.
AREA TÉCNICA

.....
Dr. LUIS SALAS. M.Sc.
REDACCIÓN TÉCNICA

DECLARACIÓN

Yo, José Luis Figueroa Barrionuevo, autor, declaro que el trabajo aquí escrito es de mi autoría, este documento no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; que las referencias bibliográficas que se incluyen han sido consultadas del autor (es).

La Universidad Estatal de Bolívar puede hacer uso de los derechos de publicación correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la ley de propiedad intelectual por su reglamento y por la normativa institucional vigente.

.....
José Luis Figueroa Barrionuevo.

CI. 1804250213

DEDICATORIA

A mis padres por el esfuerzo brindado para que pudiera finalizar mis estudios universitarios.

A todos quienes forman parte de la Universidad Estatal de Bolívar principalmente a los docentes y estudiantes de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, espero que este modesto trabajo incentive la investigación.

Josè Figueroa

AGRADECIMIENTO

A Dios por darme salud y vida así como la posibilidad de estudiar en la Universidad Estatal de Bolívar y culminar mi carrera profesional.

A mis padres Antonio y Luz Amelia por su esfuerzo y sacrificio brindado durante toda mi vida estudiantil y su apoyo incondicional.

A los docentes de la Escuela de Medicina Veterinaria por haberme instruido con sus conocimientos y valores de manera especial a quienes conforman mi tribunal de tesis.

Jose Figuera

ÍNDICE

Pág.

CAPÍTULO I

I.	INTRODUCCIÓN	1
----	--------------------	---

CAPÍTULO II

II.	MARCO TEORICO	3
2.1.	GENERALIDADES DE LOS BOVINOS	3
2.2.	CLASIFICACIÓN EN LA ESCALA ZOOLOGICA	4
2.3.	CONDICIÓN CORPORAL DEL GANADO LECHERO	5
2.4.	CONSTANTES FISIOLÓGICAS	6
2.5.	PARÁMETROS PRODUCTIVOS	6
2.6.	ALIMENTACIÓN	10
2.7.	PARÁSITOS	11
2.8.	LOS PARÁSITOS GASTROINTESTINALES	13
2.9.	EVALUACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES	25
2.10.	DETERMINACIÓN DE LA INFECTIVIDAD EN PRADERAS	27

CAPÍTULO III

III.	MATERIALES Y METODOS	32
3.1.	LOCALIZACIÓN DEL EXPERIMENTO	32
3.2.	DURACIÓN DEL EXPERIMENTO	32
3.3.	SITUACIÓN GEOGRÁFICA Y CLIMÁTICA	32
3.4.	ZONA DE VIDA	33
3.5.	MATERIALES Y EQUIPOS	38
3.6.	MÉTODOS	35
3.7.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO Y FUNCIONAL	35

3.8.	MEDICIONES EXPERIMENTALES	36
3.9.	PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL.....	36
3.10.	METODOLOGÍA UTILIZADA EN EL DIAGNÓSTICO	39
CAPÍTULO IV		
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
CAPÍTULO V		
V.	VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS	59
CAPÍTULO VI		
VI.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	60
	CONCLUSIONES	60
	RECOMENDACIONES	61
CAPÍTULO VII		
VII.	RESUMEN Y SUMMARY	62
	RESUMEN.....	62
	SUMMARY	63
CAPÍTULO VIII		
VIII.	BIBLIOGRAFÍA.....	64
ANEXOS		

LISTA DE CUADROS

Cuadro

Pág.

Nº 1. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.....	43
Nº 2. Resultados de muestras analizadas.....	44
Nº 3, Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.....	45
Nº 4. Resultados de muestras analizadas clasificadas por parroquias.....	46
Nº 5, Prevalencia de parásitos encontrados	47
Nº 6, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Andrés	49
Nº 7, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San José de Poaló ..	50
Nº 8, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Marcos Espinel	51
Nº 9, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia La Matriz	52
Nº 10, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Miguelito	53
Nº 11. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Presidente Urbina ..	54
Nº 12, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Emilio María Terán	55
Nº 13, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Baquerizo Moreno	56
Nº 14. Grado de infestación por coccidias	57

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico

Pág.

Nº 1. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.....	43
Nº 2. Resultados de muestras analizadas.....	44
Nº 3, Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.....	45
Nº 4. Resultados de muestras analizadas clasificadas por parroquias.....	46
Nº 5, Prevalencia de parásitos encontrados	48
Nº 6, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Andrés	49
Nº 7, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San José de Poaló ..	50
Nº 8, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Marcos Espinel	51
Nº 9, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia La Matriz	52
Nº 10, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Miguelito	53
Nº 11. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Presidente Urbina ..	54
Nº 12, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Emilio María Terán	55
Nº 13, Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Baquerizo Moreno	56
Nº 14. Grado de infestación por coccidias	57

LISTA DE ANEXOS

Anexo.

Nº 1. MAPA DE UBICACIÓN

Nº 2. FICHA INFORMATIVA

Nº 3. RESULTADOS DE LABORATORIO

Nº 4. FOTOGRAFÍAS DE LA FASE EXPERIMENTAL

I. INTRODUCCIÓN.

Las explotaciones y producciones ganaderas de leche están consideradas como la más importante, en la Provincia del Tungurahua, particularmente en el Cantón Pillaro, que depende fundamentalmente en la obtención de buenos índices productivo, lo cual se logra a través de un control adecuado de las variables relacionadas al ambiente, al manejo, al espacio y a la salud de los animales. Sin embargo, cuando una de estas variables se ve afectada, la producción decae, y las ganancias para los criadores disminuyen. Entre los principales problemas sanitarios, que producen una merma en la producción de todas las especies tenemos al parasitismo.

La presencia e importancia de las enfermedades parasitarias gastrointestinales, se encuentran entre las causas más frecuentes que ocasionan una ineficiencia biológica y económica en todos los sistemas de explotación y producción animal, tales problemas disminuyen sutil o apreciablemente la producción de los animales trayendo como consecuencia bajas utilidades al productor favoreciendo el desaliento y abandono de la actividad pecuaria.

La enfermedad se presenta con una intensidad variable, estando influenciada por la disponibilidad forrajera de un potrero infestado por medio de la materia fecal contaminada con huevos de parásitos, la diversidad de condiciones agroclimatológicas y de prácticas de manejo del ganado y pastizales incide directamente en la aparición y severidad de estas enfermedades en una región, desde el punto de vista de la dinámica de los parásitos, debe recordarse que un 5% se encuentra en los animales y el 95% restante en las pasturas, es decir, que la enfermedad no solamente constituye un problema de los animales sino también de los potreros, esta situación nos indica la necesidad de establecer una estrategia de control mucho más compleja e integral, bajo determinadas condiciones, se observan infecciones producidas por varias especies de parásito; estos habitan en distintas porciones del tracto gastrointestinal con un efecto patológico muy adverso para el huésped.

Estos y otros aspectos hacen complejo el control, por lo que es necesario desarrollar y validar estrategias que se basen en el diagnóstico y epidemiología de los parásitos, manejo de la majada y conocimiento de la acción de los antiparasitarios disponible.

Las técnicas coproparasitológicas se utilizan para determinar la magnitud de las infecciones provocadas por parásitos gastrointestinales. Estas son necesarias para el diagnóstico de las parasitosis gastrointestinales y avance de la práctica clínica veterinaria en el medio.

Basándose en estos antecedentes la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos:

- Determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en bovinos a través de heces frescas y el consumo de pasturas en el cantón Píllaro, provincia de Tungurahua.
- Identificar qué tipo de parásitos gastrointestinales se encontró en el estudio de heces frescas.
- Determinar la incidencia de parásitos gastrointestinales por el consumo de pasturas.
- Establecer la relación parasitaria entre el análisis coproparasitario y el análisis parasitario en las pasturas.

Palabras clave: Bovino, Parásito, Parásitos gastrointestinales, Técnicas coproparasitológicas, Enfermedad

II. MARCO TEÓRICO.

2.1. GENERALIDADES DE LOS BOVINOS.

Como todo rumiante, los bovinos son animales forrajeros por naturaleza, esto quiere decir que las pasturas o forrajes son los alimentos con los que cubren todas sus necesidades clave: mantenimiento, crecimiento, preñez y desarrollo corporal.

Los avances tecnológicos en materia de nutrición han generado nuevas formas de alimentación para los bovinos tanto de tipo cárnico como lechero con el fin de satisfacer la siempre creciente demanda de carne y leche. Por consiguiente, los sistemas de producción bovina tienen que enfocarse sobre este aspecto fundamental del proceso.

Las nuevas formas de alimentación se basan en el uso masivo de alimentos concentrados que se integran a las dietas en las diferentes etapas del ciclo productivo y con diferentes propósitos. Con la inclusión de los concentrados en la dieta bovina se han podido alcanzar niveles de eficiencia productiva muy elevados, siendo particularmente notable el impacto en ganado lechero. No obstante las bondades de este enfoque, también se han generado un buen número de problemas para los animales en virtud de las presiones a que son sometidos por el hombre y que llevan a los animales hasta su límite metabólico, derivando esto en enfermedades que inciden en la producción. Sometido a estas presiones, el bovino moderno requiere, día a día, de una gran cantidad de nutrientes básicos para cumplir con las demandas de productividad. Es indispensable considerar que para obtener el máximo rendimiento de un alimento se debe asegurar el estado óptimo del rumen: el buen funcionamiento de su flora bacteriana y ajustar la relación energía-proteína para optimizar la absorción de nutriente (*Ruiz, J. 2002*).

2.2. CLASIFICACIÓN EN LA ESCALA ZOOLOGICA.

Los bovinos domésticos pertenecen al orden Artiodáctilo, Suborden Rumiantes, Familia Bovidae y género Bos. A la que pertenecen también otros animales domésticos como los yaks, bisontes y búfalos, que han jugado un rol importante desde el punto de vista económico, cultural y religioso.

Dentro de los Bóvidos se distingue la Subfamilia Caprinae, que incluye las ovejas y las cabras como géneros diferenciados (Capra y Ovis) pero próximos, existiendo otros géneros que se pueden considerar intermedios entre los dos (Pseudois, Hemitragus, Ammotragus).

Actualmente se reconocen dos especies del género Bos: Bos Taurus o ganado taurino y Bos indicus o ganado cebú, que se caracteriza por tener giba.

Son animales rumiantes, que se caracterizan por la alimentación y sistema digestivo, ya que son estrictamente herbívoros. Son capaces de digerir hierbas, forrajes (pastos), entre otros. (*Ritz y cols., 2000*).

Escala zoológica de la vaca holstein friesland.	
Reino	<u>Animalia</u>
Filo	<u>Chordata</u>
Clase	<u>Mammalia</u>
Orden	<u>Artiodactyla</u>
Familia	<u>Bovidae</u>
Sub familia	<u>Bovinae</u>
Genero	<u>Bos</u>
Especie	B. Taurus
Raza	Holstein Friesian

Fuente: Aliaga, L. (2006).

2.3. CONDICIÓN CORPORAL DEL GANADO LECHERO.

La determinación del estado corporal de los animales representa una práctica de manejo inobjetable para mejorar la eficiencia del sistema lechero ya que el mismo evalúa el balance energético del animal y sus reservas corporales. (*Estación Experimental Agropecuaria Rafaela del INTA. 2000*).

La estimación del estado corporal en vacas lecheras es un indicador de la cantidad de reservas energéticas almacenadas. Su evaluación periódica permite a los productores y asesores prever la producción de leche, y la eficiencia reproductiva, evaluar la formulación y asignación de alimentos y reducir la incidencia de enfermedades metabólicas en el inicio de lactancia.

La correcta estimación de las reservas corporales debe hacerse a través de la medición del estado corporal en forma visual y por palpación, es un es un método subjetivo y cualitativo para medir cómo se extiende la grasa subcutánea sobre el lomo, la pelvis y la cavidad de la cabeza de la cola utilizando una escala de 1 a 5 (1 = flaca, 5 = gorda).

Su determinación es particularmente importante en momentos claves como el secado, el ingreso al parto, el parto y el pico de producción. El peso vivo no es un buen indicador de las reservas corporales ya que vacas de un mismo peso pero de diferente conformación, pueden presentar diferentes niveles de engrasamiento. (*Ruiz, J. 2002*).

2.3.1. Técnica para evaluar la Condición Corporal.

Los cambios en la condición corporal de una vaca a lo largo del ciclo productivo son muy dinámicos pero pueden evaluarse en forma confiable mediante la determinación del “score” ó “grado de gordura”, a través de la palpación y observación de ciertas áreas anatómicas de las zonas del lomo, la grupa y la base de la cola. De esta manera se determina, empíricamente y según la escala de

referencia (grados 1 a 5), la cantidad de tejido graso subcutáneo presente en esas áreas. (*Estación Experimental Agropecuaria Rafaela del INTA. 2000*).

2.4. CONSTANTES FISIOLÓGICAS.

Durante el proceso de formación del Médico Veterinario Zootecnista, así como también en su práctica profesional, enfrenta cada día una serie de problemas clínicos que le son planteados en términos cuanti-cualitativos (signos y síntomas) para los cuales no existen valores universales de normalidad. Por el contrario, existen un sin número de factores como la edad, sexo, peso, clima, alimentación que puede modificar en alguna medida estas cifras.

El Médico Veterinario Zootecnista debe ser capaz de analizar todos estos factores y obtener un valor promedio esperable en un paciente determinado y luego compararlo con datos reales y de esta forma determinar el grado de salud o enfermedad del individuo en cuestión.

Los valores mencionados se utilizan como punto de referencia para diagnosticar el grado de normalidad o anormalidad de un individuo y han sido denominadas Constantes Biológicas, las cuales han sido divididas en Constantes bioquímicas, anatómicas, fisiológicas, etc.

Las constantes fisiológicas representan los mecanismos fisiológicos del organismo para mantener el equilibrio del medio interno (*Manual de Merck Veterinario 1993*).

2.5. PARÁMETROS PRODUCTIVOS.

Para lograr un sistema de producción de leche que sea eficiente, rentable, competitivo, sustentable y de bajo riesgo, hay varios objetivos que se deben alcanzar.

- Conformar un buen equipo de trabajo (capacidad de gerenciamiento y mano de obra motivada y capacitada).
- Usar animales de potencial genético adecuado y en función del manejo alimenticio.
- Producir alimentos más baratos y usarlos en forma más eficiente.
- Implementar un esquema nutricional, apropiado a la empresa y a las condiciones externas, de simple ejecución, con cambios de dietas programados y paulatinos, y que pueda ser rutinariamente controlado.
- Mejorar la eficiencia reproductiva del sistema.
- Monitorear permanentemente la salud animal en todas las categorías, con especial énfasis en las crías y recrias de las hembras.
- Eficiencia y escala productiva adecuada.

Es indudable que el sistema productivo y su planteo alimenticio dependen del precio de la leche, de los insumos y el beneficio económico deseado. (*Comeron, E. 2009*).

2.5.1. Producción Láctea.

La producción láctea de cada vaca depende en gran medida a la habilidad de quedar gestante o mantener la gestación, debido a que el ciclo de lactación es reiniciado, o renovado por la gestación. El reto para la industria lechera, es el sostener los altos niveles de producción láctea sin afectar los parámetros reproductivos. (*Córdova, A. y Pérez, J. 2007*).

La producción de leche por lactancia es el rubro económico más importante y dicha producción depende primordialmente de la cantidad diaria de leche producida por la vaca y los días que la madre dure dando de lactar. En términos generales, la producción de leche es una característica de baja heredabilidad y que solo se manifiesta en un solo sexo, por tal motivo la única forma de lograr un progreso genético significativo anual es a través de la implementación de la prueba de progenie en una población grande. Una de las herramientas que posee el

mejoramiento genético animal y que se ha empleado por los ganaderos para lograr el aumento en la producción de leche es a través del cruzamiento, obteniendo aumentos significativos; aunque la interpretación de estos resultados no es simple, por el reducido número de observaciones, la falta de contemporaneidad de los cruces. Sistemas de manejo diferentes entre los cruces y otros factores que hacen difíciles las comparaciones entre los diferentes grupos de animales. (<http://www.turipana.org.co> 2008).

2.5.2. Producción diaria.

Los valores de producción diaria en diferentes momentos de la lactancia permiten la construcción de curvas de lactancia para los diversos números de parto a su comparación con metas. Estas curvas de lactancia a su vez muestran la presencia de picos de producción y la persistencia de las lactancias. (<http://encolombia.com>.2008).

2.5.3. Duración de la lactancia.

Las lactancias prolongadas están asociadas con intervalos entre partos muy largos. La detección de vacas de alta producción en los diferentes periodos de lactancia, asociado con los objetivos del productor, puede determinar la permanencia de ciertos grupos de animales, lo cual permitirá evaluar el mejoramiento genético expresado en las nuevas generaciones de hembras en producción. (<http://encolombia.com>.2008).

El promedio de días de lactancia de un hato lechero esta correlacionado con el intervalo entre partos, este debe oscilar entre 160 a 170 días y corresponde a 365 días de IEP. Es necesario que en una lechería siempre hayan vacas pariendo durante todos los meses. Si por alguna razón el promedio de días de lactancia se eleva y se alcanza los 190 a 220 días, debido a que el hato lechero se hace “viejo”, al no parir vacas mensualmente el IEP sube a 420 días, como se demuestra en el cuadro (Carmona, G. 2010)

Relación de días en lactancia y el intervalo entre partos.

Días de lactancia e intervalos partos	
Días en lactación	Intervalo entre partos
160 – 170	365
170 – 190	390
190 – 220	420

Fuente: Carmona G. 2010.

Reporta que la duración de lactancia, es un censor de la problemática reproductiva e indica si el programa de manejo diario, semanal o mensual en la reproducción ha sido adecuado para reiniciar la actividad reproductiva de la vaca. (<http://www.ugri.org.mx> 2010).

2.5.4. Corrección de los registros de producción.

El programa de pruebas de sementales de USDA (departament of agricultura united states), se adoptaron los registros de lactancia a 305 días, esto parece ser una buena lógica para medir la producción, ya que las vacas tienen una producción más adecuada cuando tienen un parto por año. Los ganaderos deben procurar que el intervalo entre los partos sea de 12 a 13 meses. Mediante el uso de la producción durante los primeros 305 días, las vacas pueden aparearse para que tengan un parto anual y, sin embargo, tendrá un periodo seco de 6 a 8 semanas. Aunque la producción real a los 305 días es deseable, en ocasiones se dispone solo de un registro completo a los 365 días, lo que no da la oportunidad para calcular el registro real a los 305 días; en esos casos, el registro a los 365 días se puede convertir a la base de los 305 días por medio de un factor de conversión. El uso de la producción a los 305 días reduce también, de modo considerable, la variación que resulta a partir de la influencia de la gestación. (*Warwick, E y Legates, J 2000*).

Son varios los factores ambientales que afectan la producción de leche, los cuales pueden encubrir la verdadera capacidad genética del animal. Entre estos tenemos aquellos factores que pueden ser identificados y cuantificados como son la edad de la vaca, número de ordeños por día y duración de la lactancia. Para estos efectos los registros de producción son ajustados a una base común. (*Ochoa, P. 2010*).

2.6. ALIMENTACIÓN.

Los bovinos requieren de una dieta de seis componentes básicos para crecer en forma óptima; estos son fibra, energía, proteína, minerales, vitaminas y agua. Es importante saber que los animales crecerán más o crecerán menos de acuerdo a la cantidad y proporción de alimentos que se les da. Es decir que, por ejemplo, si se les da mucha proteína y energía, si hace falta fibra, los animales no crecerán bien. O sea que el ganado crecerá a la velocidad que el nutriente limitante le permita.

La cantidad requerida de nutrientes varía de acuerdo al animal que se alimente, básicamente a su peso y su velocidad de crecimiento. Para aportar estos componentes disponemos de una cantidad limitada de fuentes de alimentación, las cuales deben usarse de acuerdo a su disponibilidad pero también tomando en cuenta el costo y el beneficio que produzcan.

La cantidad de alimento que el productor debe aportar varía de acuerdo al sistema que utilice. Si usa un estabulado total deberá dar el 100% de la alimentación mientras que, si usa una semi-estabulación el aporte dependerá de cuanto consuma el ganado en los potreros. (*Chauca, D. 1995*).

2.6.1. Pastos.

Es la parte de la alimentación más importante, tanto en volumen como en aporte de nutrientes. Los pastos son la fuente de la fibra que es uno de los componentes básicos para que la digestión de los bovinos marche bien, además provee de

proteínas, energía, vitaminas y en menor cantidad agua y minerales. Es de suma importancia tener la disponibilidad de forrajes antes de iniciar un programa de confinamiento. Generalmente se usa el King Grass como base de la alimentación, pero es posible usar la caña de azúcar y los pastos de piso como fuente de forraje. *(Guevara, P. 2002).*

El consumo de forraje de corte depende de si el sistema usa pastoreo o no y de los otros alimentos que se les da a los novillos. En general se calcula que un bovino de 7% a un 10% de su peso en forraje verde. *(Chauca, D. 1995).*

Como vemos el pasto por si solo produce ganancias de peso pequeñas (450 gramos/día si es buen pasto, ya que tiene muchas limitantes) por los que debemos usar otros alimentos para llenar todas las necesidades. El pasto de corte que tenga una buena calidad, debe ser cosechado a los 60 días como máximo, si no, su calidad se disminuye. Dentro de los pastos podemos tomar en cuenta las leguminosas. Estas plantas son de alto valor nutritivo para los bovinos y aportan altos contenidos de proteínas a la dieta. *(Pazmiño, J. 1981).*

2.7. PARASITO.

Designa como parasito a aquel organismo que con el fin de alimentarse, reproducirse o completar su ciclo vital, se aloja en otro ser vivo, de forma permanente o temporal, produciendo en el ciertas reacciones. El parasito no proporciona al organismo del hospedador ninguna compensación, sino que vive a costa de su sustancia corporal, con la cual puede ocasionar algún perjuicio; no es preciso que este sea tan intenso que influya significativamente sobre el desarrollo del hospedador, puesto que los daños poco importantes pueden compensarlos, en la mayoría de los casos gracias a su metabolismo total. Consecuentemente se habla de acción patógena de un parasito, si este es capaz de producir alteraciones. Estas pueden pasar desapercibidas, por ejemplo, cuando el curso es insidioso puede tener significación económica a causa del descenso de la producción, pudiendo también ocasionar síntomas evidentes a la muerte, los parásitos de

interés en medicina veterinaria constituyen un grupo heterogéneo de organismos animales que pertenecen a las clases: Trematodos, Cestodos, Nematodos y Protozoarios. (*Blood, D. 2002*).

2.7.1. Relación medio ambiente parásito

El ambiente del parásito es un medio interno de otro organismo vivo y hay todas las interacciones con su medio, el huésped. Cualquier daño que se produzca debe considerarse como consecuencia de su existencia, que se expresa como una contradicción entre su vida y la del huésped. Los animales poseen un gran número de hábitat para el parásito, aprovechable por los protozoarios entre otros. Las diferentes localizaciones requieren diferentes mecanismos de transmisión de huésped a huésped. La menor especialización es para aquellos parásitos que habitan en el tubo digestivo del huésped, entrando con el alimento y saliendo con las heces, teniendo que resolver solo el problema de la desecación antes de ser comido por otro huésped, evitando así mismo, la acción de las secreciones digestivas. (<http://www.ciencias.ula.ve/biolprot/protozoo/asobiol.htm>)

2.7.2. Relación parásito hospedador

Aquí debe tenerse en cuenta la capacidad de acondicionamiento tanto del hospedador como del parásito al ponerse en contacto el uno con el otro. Entendiéndose como acondicionamiento al conjunto de características fisiológicas, bioquímicas, ecológicas y etológicas que hacen posible la compatibilidad entre un hospedador y su o sus parásitos. También hay que agregar el taxón del parásito con respecto al número de hospedadores que afecta lo que involucraría el grado de afinidad del parásito con su hospedador. (*Rodríguez, J. 2002*).

2.8. LOS PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.

Los parásitos gastrointestinales encontrados mayormente en bovinos, son gusanos como *Hemonchus placei*, *Ostertagia* y *Trichostrongylus*. En las regiones tropicales otras especies por ejemplo *Mecistocirrus digitatus*, son significativos. Las infestaciones severas de *Haemonchus* pueden causar anemia marcada, mientras que el principal efecto de *Ostertagia* y *Trichostrongylus* es una enfermedad grave, gastroenteropatía con pérdidas de proteína, que se caracteriza por una diarrea profusa, acuosa. (*Blowey, R. 2011*).

Parásito	Sitio de infestación	Daño causado
<i>Dictyocaulus viviparus</i>	Pulmones y vías respiratorias	Irritación, obstrucción (neumonía)
<i>Haemonchus spp.</i> <i>Ostertagia spp.</i> <i>Trichostrongylus spp.</i>	Compartimentos Gástricos	Succionan sangre e irritan la mucosa
<i>Cooperia spp.</i> <i>Nematodirus spp.</i> <i>Bunostomum spp.</i>	Intestino delgado	Succionan sangre e irritan la mucosa
<i>Oesophagostomum spp.</i> <i>Ostertagia spp.</i>	Intestino grueso Abomaso	Forman nódulos larvarios en la mucosa
<i>Toxacara vitulorum</i> (<i>Neoascaris</i>)		Trombosis y lesiones en diferentes órganos por la migración de las larvas
<i>Trichuris spp.</i>	Intestino grueso	Succión sangre y provoca hemorragias en el ciego
<i>Moniezia expansa</i> <i>M. Benedetti</i>	Intestino delgado	Tenia que succiona sangre

Fuente: *Blowey, R. (2011)*.

La gastroenteritis parasitaria es gran parte causada por las larvas de *Ostertagia*, que invaden y dañan la mucosa del abomaso. *Haemonchus placei* causa la enfermedad en los países templados tropicales y ciertos países subtropicales. Otros parásitos internos del ganado como *Trichostrongylus axei*, *Nematodirus elvetianus* y *Cooperia onchophora* son menos importantes. (*Philip, R. 2011*).

Estos parásitos son gusanos redondos (Nematodos), donde la mayoría de los géneros presentes en el país se ubican en etapas adultas en el estómago e intestinos. Existe una de estas lombrices de ubicación pulmonar. Tienen un ciclo directo, donde las larvas infestantes (L3) se encuentran contaminando las pasturas e ingresan al animal al ser consumidas en el alimento. Sufren una serie de mudas en los órganos digestivos (L4 y L5), haciéndose adultos e iniciando así la postura de huevos. Estos salen con las materias fecales donde comienzan su etapa de vida libre o fuera del huésped. En las heces ocurren las transformaciones (L1, L2 y L3) que terminan con la larva infestante en las pasturas. Estas tienen una mayor sobrevivencia en condiciones de alta humedad relativa y temperatura que no sobrepasen los 35°C.

Desde el ingreso de las larvas infestantes hasta la aparición de huevos en las heces, el tiempo que transcurre para la mayoría de los géneros parasitarios es de 3 semanas (período pre-patente). Algunos parásitos inhiben su ciclo, como forma de escapar a las condiciones adversas de medio ambiente para luego retomarlo, ocurriendo así cuadros parasitarios que no dependen en forma directa de la oferta larvaria del campo en ese momento.

La postura de miles de huevos hacen que la mayoría de las formas parasitarias estén sobre las pasturas (95 % o más), definiendo lo que se llama “población en refugio”. Esto lleva a que los tratamientos químicos controlen un porcentaje menor de toda la población parasitaria, dado que actúan principalmente en las formas que están dentro del animal. (*Bowman, D. 2004*).

2.8.1. Nematemintos.

Los **nematodos**, también llamados gusanos **redondos**, son helmintos de forma cilíndrica, con los extremos más finos y afilados, cuya longitud al estadio adulto puede alcanzar de menos de un milímetro a más de 25 cm. La infección con nematodos suele recibir el nombre médico de **nematodosis**. El cuerpo está cubierto de una **cutícula** elástica pero bastante dura, que puede llevar espículas, garfios u otras estructuras externas. No muestran **ninguna segmentación**, poseen un sistema digestivo completo, así como órganos reproductores y sistemas nerviosos, pero carecen de un sistema circulatorio y de órganos excretores.

La boca se sitúa de ordinario en posición terminal, es decir, en el extremo anterior, y con frecuencia posee estructuras especializadas (ventosas, garfios, placas cortantes, etc.) para adherirse al hospedador o alimentarse de él. En las hembras, el útero termina en una apertura vaginal denominada **vulva**. Los machos poseen un par de órganos quitinosos, las **espículas copulatorias** que les sirven para prenderse a la hembra durante la copulación. Los machos de los nematodos estróngilos disponen de una así llamada **bolsa o bursa copulatrix** en su extremo posterior que consiste en una expansión de la cutícula en forma de embudo que facilita la copulación. La morfología de estos órganos reproductivos es muy específica de cada especie y se usa para su clasificación sistemática.

Dentro de los helmintos, los nematodos son el grupo con el mayor número de especies parásitas del ganado, perros y gatos. Entre ellas hay especies muy dañinas como los parásitos pulmonares (p.ej. *Dictyocaulus viviparus*) e intestinales (p.ej. *Haemonchus* spp., *Ostertagia* spp. *Toxocara* spp.). (Vásquez, V. 2004).

2.8.2. Ciclo de los nematodos.

La mayoría de los nematodos tienen **ciclos vitales directos**. Dentro del hospedador final, las hembras producen miles de huevos que se excretan al exterior con los excrementos y contaminan pastos, flujos de agua, jardines, etc. En

condiciones favorables de temperatura y humedad, en los huevos se desarrollan a larvas del primer estadio (L1) que eclosionan a las pocas horas. En condiciones adversas, el desarrollo dura más o los huevos mueren.

Las larvas eclosionadas viven en la vegetación o en medio acuático y se alimentan de bacterias y microorganismos. Como la piel es rígida, el crecimiento a los estadios 2 y 3 (L2 y L3) exige mudas sucesivas. Las larvas L3 son ya infecciosas para el ganado. Nadando en el agua que recubre las hierbas alcanzan su parte superior, donde es más probable que sean ingeridas por un animal que está pastando.

Una vez dentro del hospedador emigran a su sitio u **órgano predilecto** en el que continúan su desarrollo a larvas del estadio 4 (L4) y finalmente al estadio adulto y a la madurez sexual.

Bajo ciertas condiciones ambientales (p.ej. sequedad, frío excesivo) las larvas L4 de ciertas especies pueden interrumpir su desarrollo dentro del huésped durante un tiempo que puede durar meses (**hipobiosis**). Se denominan entonces **larvas inhibidas, paradas, hipobióticas o durmientes**. Este fenómeno se da p.ej. para *Ostertagia spp.*, *Cooperia spp.* y otras especies. Los mecanismos que provocan el inicio de la hipobiosis y el subsiguiente reinicio del desarrollo son poco conocidos. Algunos nematodos (p.ej. *Thelazia spp.*, *Onchocerca spp.*, etc.) tienen **ciclos indirectos** que requieren pasar por **hospedadores intermediarios** específicos.

- **Bunostomum spp.** intestino delgado;
- *Cooperia spp.* intestino delgado;
- *Gongylonema spp.* esófago y estómago
- *Haemonchus spp.* estómago
- *Oesophagostomum spp.* intestino grueso; afectan a **bovinos**,
- *Ostertagia=Teladorsagia spp.* estómago (cuajar) e intestino delgado;
- *Strongyloides spp.* **del ganado** intestino delgado; afectan a **bovinos**,
- *Toxocara vitulorum* intestino delgado; afecta a **bovinos** ([enlace](#))

- *Trichostrongylus* spp. *T. axei*: estómago (cuajar); otros: intestino delgado;
- *Trichuris* spp. intestino grueso (*Herrera, D. 2004*).

2.8.3. Infecciones mixtas.

Dentro del grupo de los **nematodos gastrointestinales**, son muy comunes las infecciones mixtas en bovinos, ovinos y caprinos. Es decir, de ordinario no es sólo una especie la que infecta al ganado, sino varias de ellas al mismo tiempo.

Se trata sobre todo de gusanos del orden de los **Estrongílicos** tales como: *Bunostomum*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Mecistocirrus*, *Nematodirus*, *Oesophagostomum*, *Ostertagia* (*Teladorsagia*) y *Trichostrongylus*. La presencia conjunta y abundancia relativa de unas u otras especies depende de la región geográfica, del clima, del tipo de ganado, etc. (*Vásquez, V. 2004*).

Varios de estos nematodos son de por sí ya enormemente dañinos ellos solos (p.ej. *Haemonchus* y *Ostertagia*), pero su coincidencia con otros agrava el daño. Estas infecciones mixtas **complican la prevención**. En efecto, las prácticas preventivas de manejo como la rotación de pasturas o el pastoreo alterno, etc., deben organizarse en función de los ciclos vitales de cada especie, de su supervivencia en el medio ambiente, etc. Y en el caso de infecciones mixtas, los ciclos vitales son diferentes, la supervivencia en el medio ambiente también, etc. P.ej., el hecho de que una sola especie infecte a ovinos y bovinos al mismo tiempo hace inútil e incluso desaconsejable ocupar los pastos de modo alterno con bovinos y ovinos.

Las infecciones mixtas **complican también el control químico** pues ocurre a veces, que la dosis suficiente para controlar una especie no basta para controlar otra. Y como a menudo se aplican tratamientos preventivos, sin saber con precisión qué especies están presentes, hay que aplicar la dosis necesaria para controlar la especie que necesita una dosis mayor. Es decir, hace falta usar más producto del necesario para controlar la mayoría de las otras especies de gusanos. Esto se agrava más aún allí donde algunas especies han desarrollado **resistencia** a los antihelmínticos, un problema muy extendido, sobre todo en ovinos. Puede

ocurrir, p.ej., que un producto hasta ahora suficientemente eficaz y económico no baste ya para controlar todos los gusanos, pues algunos se han vuelto resistentes. Esto puede exigir aplicar otro producto adicional lo que aumenta los costos y complica el manejo. (Rodríguez, C. 2002).

2.8.4. Strongyloides spp, G

Gusanos nematodos parásitos del intestino delgado en el ganado bovino, Hospedadores, distribución geográfica y prevalencia de *Strongyloides* De las varias especies de este género de nematodo gastrointestinal, *Strongyloides papillosus* infecta a bovinos, y otros rumiantes en todo el mundo. Abunda en regiones cálidas y húmedas;, Las infecciones con este helminto se denominan strongiloidiasis o strongiloidosis. (Vásquez, V. 2004).

Los adultos son pequeños y filiformes, y no superan los 6 mm de longitud. Tienen un largo esófago característico. Sólo las hembras adultas partenogenéticas son parasitarias. Los adultos sexualmente activos viven libres en el exterior, son de menor talla y muestran una morfología ligeramente distinta de la de las hembras partenogenéticas. Los huevos de las especies de mamíferos miden unas 25x50 micras y, cuando abandonan el hospedador a través de las heces, cada uno contiene ya una larva completamente desarrollada. Los huevos de *S. avium* miden unas 38x55 micras (Quijada, J. 2008).

Biología y ciclo vital de Strongyloides

S. papillosus tiene un ciclo vital especial. En el intestino del hospedador, las hembras partenogenéticas (es decir, que producen huevos que se desarrollan sin necesidad de ser fecundados por un macho) producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces. Fuera del hospedador estas larvas eclosionan y completan su desarrollo a larvas infectivas del estadio III en uno o dos días. Pueden sobrevivir hasta 4 meses fuera del hospedador. Estas larvas penetran en el hospedador a través de la piel o con la hierba o el agua.

Strongyloides puede transmitirse a las crías a través de la leche materna en bovinos, una vez en el interior, las larvas emigran a los pulmones a través de los vasos sanguíneos (larva migrans). 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, unos 9 días tras la infección. Las larvas infectivas pueden llegar a las ubres a través del flujo sanguíneo, y de allí infectar a crías en lactación. También pueden atravesar la placenta e infectar al embrión antes del parto. En ovinos, las larvas se establecen de ordinario directamente en el intestino.

Además de este ciclo partenogénico (homogónico), las hembras adultas pueden poner huevos que producen otro tipo de larvas que en el exterior se desarrollan a adultos machos o hembras (ciclo heterogónico). Los huevos fertilizados de esta población se desarrollan a larvas infectivas que ingerirá el hospedador (**Bowman, D. 2004**).

Este helminto, que es muy común y se multiplica muy rápidamente en regiones cálidas, afecta sobre todo al ganado joven (en bovinos hasta los 6 meses). Por ello, las medidas preventivas deben apuntar a proteger especialmente a ese ganado. No hay que olvidar que la infección del ganado ocurre a través de la piel pero también por el calostro de la madre. Además, también pueden darse infecciones prenatales, pues las larvas son capaces de atravesar la placenta materna y alcanzar al embrión. Por lo tanto, el ganado preñado y en lactación también necesita protección.

Entre las medidas específicas posibles se incluyen la limpieza y desinfección de los establos y boxes del ganado joven, y mantenerlo en ambiente seco y limpio para evitar la infección a través de la piel. También es importante evitar la excesiva humedad de los pastos, pues favorece la infección a través de la piel.

Varios benzimidazoles (p.ej. albendazol, fenbendazol, oxfendazol, febantel) son eficaces contra adultos y larvas de Strongyloides. Otros productos como levamisol y mebendazol no ofrecen un control suficiente de los estadios inmaduros. El

levamisol y el pirantel controlan sólo a los adultos. La mayoría de los endectocidas –abamectina, doramectina, ivermectina, moxidectina, etc. son eficaces contra los adultos de Strongyloides así como contra las larvas migratorias e inhibidas. Estos antihelmínticos están disponibles en varios tipos de formulaciones orales, inyectables y como aditivos o premezclas. Para saber más sobre sus ventajas e inconvenientes consulte los artículos específicos en este sitio: suspensiones o soluciones para la administración oral o intrarruminal inyectables o aditivos y premezclas.

Hay algunos reportes de resistencia de Strongyloides a benzimidazoles y a la ivermectina Pero no parece ser aún un fenómeno tan extendido como la resistencia de otros nematodos (Haemonchus, Ostertagia, Trichostrongylus, etc.) *(Rodríguez, R. 2001)*.

2.8.5. Haemonchus

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

Las hembras son a franjas rojas y blancas, oblicuas. La bolsa copulatoria del macho se distingue porque tiene lóbulo dorsal asimétrico con una costilla dorsal ramificada a modo de “Y”, que en ocasiones puede ser confundida con las espículas. *(caltest.vet.upenn.edu/merialsp/Trichosp/trich5sp.htm)*

Esta parasitosis produce roturas en las paredes del abomaso, anemia, diarrea. Pueden ocurrir muertes repentinas de animales en buen estado, principalmente de terneros. *(www.viarural.com.ar/parasitosbovinos/nematodeshaemonchus.htm)*

Ciclo biológico

Los huevos, de la bosta pasan a los pastos y pueden vivir hasta 6 meses sin el huésped. Pocos sobreviven las bajas temperaturas. Los animales toman los huevos del pasto. Desde su ingestión como huevos hasta que las hembras ponen huevos (período prepatente) transcurren 19 días. Se alojan en el abomaso (*Quiroz, H. 2011*).

2.8.6. Cooperia

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

Ciclo biológico

El ciclo biológico es directo; los parásitos excretan con sus heces huevos de forma ovoide, incoloros y de cáscara fina. Su tamaño oscila entre 70-100 μ de longitud por 40- 60 μ de anchura. Los huevos salen al exterior en fase de blástula con un número variable de blastómeros (16-32) la excreción de huevos es variable y depende del huésped (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y de la prolificidad del parásito. Una vez eliminados con las heces, si las condiciones son adecuadas, en el interior del huevo se desarrollan las larvas 1 (L 1) que eclosionan en la masa fecal, mudan dos veces pasando a larva 2 (L2) y a larva 3 (L3), que ya son infectantes. Estas retienen la cutícula de la fase anterior y emigran a la hierba donde permanecen hasta ser ingeridas por un huésped. En condiciones favorables se forman L3 en 5-14 días aunque en condiciones naturales puede alargarse hasta 3-4 meses (*Bowman, D. 2004*).

2.8.7. Trichuris spp

Infecciones spp Trichuris son comunes en terneros jóvenes y añales, pero el número de gusanos rara vez son grandes. Los huevos son resistentes, y las infecciones es probable que persistan en las instalaciones de problemas. Los signos clínicos son poco probable, en infecciones fuertes ocasionales. (http://www.merckmanuals.com/vet/digestive_system/gastrointestinal_parasites_of_ruminants/gastrointestinal_parasites_of_cattle)

2.8.8. Coccidios

La unidad funcional de la ontogenia del coccidio es el zoito, una célula móvil, con forma de plátano o de cigarro, redondeada por un extremo puntiagudo por el otro (extremo apical). (*Bowman, D. 2004*).

Se han descrito hasta 21 especies distintas de Eimeria en los bovinos pero solamente se reconocen 13 especies válidas.

Algunas de ellas son:

- Eimeria alabamensis.
- Eimeria auburnensi.
- Eimeria bovis (altamente patógena).
- Eimeria ellipsoidalis
- Eimeria zuernii (muy común altamente patógena) (*Sotelo, H 2009*).

La forma general del ciclo de vida de los coccidios está bien representada por el género *Eimeria*, cuyas especies son parásitos gastrointestinales de un amplio grupo de hospederos vertebrados. Este ciclo de vida incluye tanto la multiplicación sexual como asexual. La multiplicación sexual acabase la formación de ooquistes, que se eliminan con las heces, y en el desarrollo de ocho organismos infectantes en cada uno de estos ooquistes, los esporozoitos. Así los esporozoitos son las formas infestantes que se encuentran en los ooquistes esporulados. Los esporozoitos invaden las células del hospedador en las que

forman muchos merozoitos mediante una especie de fusión múltiple interna llamada esquizogonia (o merogonia); los taquizoitos se dividen rápidamente, los bradizoitos lo hacen de forma lenta y enseguida. (*Bowman, D. 2004*).

La Eimeriosis se presenta principalmente en animales jóvenes, de 3 semanas a 6 meses de edad. Los adultos generalmente se comportan como portadores asintomáticos. El hacinamiento y la falta de higiene aumentan el riesgo de transmisión de la enfermedad, por lo que se utilizan un sin número de desinfectantes que pueden inactivar los ooquistes como, bicloruro de mercurio, hipoclorito sodico 1,25 %, fenol al 5% y formaldehído.

La gravedad de la enfermedad dependerá del número de ooquistes ingeridos. El pase sucesivo de Eimerias de un animal a otro a menudo incrementa la infección a un nivel patógeno. El clima y la humedad relativa son importantes en el estudio epidemiológico de las Eimeriosis, las temperaturas de 18 a 27 favorece la esporulación y humedad de 70%. A temperatura de 40 se inactivan en 4 días y más de 50 mueren rápidamente. Aunque el ciclo sea autolimitante, las reinfecciones y la inmunidad incompleta explican que algunos ooquistes puedan acabar el ciclo y mantener la condición de eliminador “sano” en los animales adultos. (*López, M. 2011*).

Se debe a la destrucción de las células epiteliales en distintas partes del intestino esto es una Acción traumática y una Acción exfoliatriz porque los parásitos se alimentan del citoplasma de la célula Y será más o menos patógeno en dependencia de:

- La cantidad de ooquistes ingeridos, mayor número más lesiones.
- Del potencial de reproducción de las especies implicadas. El comienzo de los signos clínicos coincide con el inicio de la gametogonia y se debe a la destrucción de las células de la mucosa intestinal.
- Del efecto de superpoblación o multitudinario (crowding factor) diferentes especies invaden un mismo hospedador.

- De la localización exacta de los parásitos. Así las especies que parasitan subepitelialmente son más patógenas provocan hemorragias, que las que invaden solamente las células epiteliales. (*Quiroz, H. 2011*).

Los síntomas o curso clínico que presenta el animal pueden ser de dos tipos:

- Aguda: Debilidad, dolor abdominal, pérdida de peso, emaciación, tenesmo, anemia y diarreas sanguinolentas, con abundante mucus e incluso con coágulos de sangre. Estos síntomas pueden durar de 3 a 4 días y pueden llegar a morir, si los animales no mueren, en 7 a 10 días se recuperan lentamente. En una bioquímica sanguínea, las albúminas séricas y proteínas totales están disminuida y las B globulinas están aumentadas. Hay descenso de las concentraciones en sangre de sodio, calcio y magnesio, el potasio aumentado.
- Crónica: generalmente se da por reinfestaciones sucesivas y los síntomas se presentan en animales débiles y mal alimentados y se observa heces pastosas que pueden ser sanguinolentas o con abundante mucus.

Se observa una enteritis catarral generalizada en un inicio luego pueden formarse a difterioide y necrotizante en intestino grueso principalmente. Las criptas están destruidas y las mucosas pueden estar congestionadas, edematosas, con petequias o hemorrágicas difusas, a menudo se encuentran capas pseudomembranosas marrón amarillentas y nódulos puntiformes que en su interior se encuentran los parásitos, de color blanco o gris. Microscópicamente se observa los diversos estadios del parásito, células descamadas de la mucosa y a veces necrosis de la mucosa del intestino y de las glándulas de Lieberkuhn. (*Ibarra, F. 2001*).

2.8.9. Los parásitos y las pasturas.

El ciclo parasitario, consta de una fase que se desarrolla sobre el huésped (animal) y otra de vida libre (medio ambiente). Los estadios parasitarios de vida libre, parásitos en las pasturas, superan el 90% de la población parasitaria presente en un sistema productivo. Esto significa que al realizar los tratamientos

antiparasitarios a los animales, solo se ataca a menos del 10% de los parásitos del sistema.

De aquí surge la importancia de evitar la contaminación de las pasturas a través de la introducción de animales infectados. Por lo tanto los tratamientos antiparasitarios dados oportunamente no solo deben tener la función de evitar las pérdidas de producción en los animales, sino también evitar la contaminación de las pasturas.

El seguimiento de una pastura nueva, nos permite observar, en el cuadro siguiente, como son rápidamente contaminadas cuando son pastoreadas por animales sin un debido control antiparasitario, generando una importante fuente de reinfestación. El número de larvas en la pastura del lote testigo con un solo pastoreo, se elevaron peligrosamente convirtiéndolas en muy riesgosas para animales susceptibles a la enfermedad, en escasos 52 días. Por último debemos recordar, que las larvas infectivas pueden vivir en el pasto, pero fundamentalmente en la bosta, por más de 18 meses. Por lo tanto la contaminación de las pasturas no solo nos afectará ese año sino futuras producciones. (*Rodríguez, 2000*).

2.9. EVALUACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

En un estudio de evaluación comparo 24 métodos de diagnóstico coproparasitario, analizó sus modificaciones y comparo sus resultados para sugerir los que más convengan a la práctica rutinaria del laboratorio, llegando a las siguientes conclusiones.

- Los métodos Stoll y McMaster modificado expresan con absoluta exactitud el número de huevos por gramo de heces.
- Los métodos de flotación sirven para la detección de huevos de nematodos, cestodos y coccidios; y recomienda los métodos con sales (Wlls, Cofin) o azúcar (Sheather) si la observación es inmediata, y los métodos que utilizan

glicerina (Buzna, Vajda) si se necesita observar sin sufrir cambio alguno en la muestra.

- Los métodos de sedimentación sirven para detectar huevos de trematodos, bajo los métodos de Dennik o Benedek que son simples y eficaces.
- Con el equipo necesario puede aplicarse el método de Teuscher que combina los métodos de sedimentación y flotación, y detecta los huevos de nematodos, trematodos, cestodos y coccidios. (*Ruiz, G. 1992*),

2.9.1. Técnica de sedimentación.

La técnica cuenta con ciertas ventajas: economía, sencillez, capacidad de tratar grandes volúmenes de heces, especificidad para formas parasitarias de gran densidad. Hay como inconvenientes: inutilidad para la búsqueda de protozoos, tiempo largo y numerosas manipulaciones. El método de Baroody y Most, utiliza agua glicerada o alcoholizada a 40° C. el líquido homogenizado, se deja sedimentar 30 segundos, se decantan a tubos de centrifuga y se centrifuga a 1500 rpm durante 1 o 2 minutos. Se desecha el sobrenadante, se re suspende el sedimento y restituye el volumen centrifugado nuevamente. La operación se repite hasta que queda un sedimento limpio que se examina entre porta y cubre. (*Del Campillo, C. 2002*).

2.9.2. Técnica de Faust

Se colocan de 3-5 gr de heces en un vaso de plástico y se agrega agua, se homogeniza y se pasa a otro vaso utilizando una coladera. Esto se coloca en un tubo y se centrifuga a 2500 rpm por 3 minutos. Se tira el sobrenadante y se agrega más agua se homogeniza con un aplicador de madera, volviéndose a centrifugar, esto se repite 3 veces. Posteriormente, se tira el sobrenadante y se agrega el sulfato de Zinc, se homogeniza y se vuelve a centrifugar. Se toma con un asa una gota del sobrenadante, se coloca en un portaobjetos, se agrega una gota de lugol y se coloca un cubreobjetos. Se observa en microscopio a 100 y 400 aumentos. (*Lima, A. 2011*).

2.10. DETERMINACIÓN DE LA INFECTIVIDAD EN PRADERAS

La determinación de la concentración de larvas infectivas (L3) de nematodos en los pastos brinda una indicación de la infección a la que se hallan expuestos los animales. Claro está que éste es un dato puntual y está condicionado por un gran número de variables, entre las que se destacan: el período del año, las condiciones climáticas, en especial las lluvias y en menor medida el momento del día en que se recogen las muestras. Aun así es un dato complementario de interés, que en caso de tener varias pasturas muestreadas en un período de pocas horas, nos permite elegir aquellas con menor infección parasitaria. En el caso de “Seguimientos” (con muestreos a intervalos quincenales o mensuales) a través del tiempo, permite trazar patrones de infectividad e interrelacionarlos con el manejo de los animales y el clima. (*Abad, B. 2011*).

2.10.1. Recolección de pasto.

Si el campo es parejo se considera al potrero como una unidad, pero si es disparejo ej. lomas y bajos se debe dividir en sectores de acuerdo a la topografía. Si el potrero es extenso, se aconseja muestrear en los lugares donde los animales pastorean más activamente. El horario de muestreo debe ser similar para todos los potreros, se aconseja hacerlo por la mañana antes que salga el sol, dado que a esa hora la mayoría de las larvas se encuentran en las hojas y tallos del forraje. Debido a su fototropismo negativo, a medida que avanza el día las larvas descienden, tanto que en horas del mediodía, alcanzan casi el nivel del suelo.

Trazar “rutas” en forma de N, W o X en el área de muestreo. La distribución de larvas en los pastos es muy irregular, por ello se deben recoger muchas muestras de sitios diferentes. Detenerse unas 100 veces y cortar el pasto a ras del piso, tomando 3-4 submuestras en cada detención. El lugar de muestreo debe estar unos 10-20 cm por fuera de la deposición fecal. Introducir los manojos de pasto sin

movimientos bruscos en la bolsa de polietileno, hasta completar una muestra que no exceda los 800 gr. (*Blowey, R. 2011*).

2.10.2. Lavado del pasto.

Agregar agua tibia (libre de cloro) al balde hasta sus $\frac{3}{4}$ partes, junto con 2-3 gotas de detergente no iónico. Introducir el pasto y 1-2 enjuagues de la bolsa para liberar las larvas adheridas a la misma. Dejar sumergido el pasto durante 4-6 h, sacudiéndolo regularmente para facilitar el desprendimiento de las larvas. Cumplido el tiempo, traspasar el pasto en porciones a otro balde, cuidando que no caiga líquido afuera, para repetir la misma operación.

Concluido el tiempo del segundo lavado, sacar el pasto con cuidado, escurrirlo y depositarlo en una bandeja para su secado en estufa o en condiciones de ambiente. Recién cuando el mismo adquiere una consistencia similar al fardo seco, se procede a pesarlo. El proceso de lavado consume un día, sin embargo se puede optimizar utilizando un lavarropas a turbina, donde el lavado puede recogerse a través de la manguera de desagote en unos 20 minutos. (*Abad, B. 2011*).

2.10.3. Filtrado del lavado.

Filtrar el agua de los 2 baldes o del lavarropas por 2 tamices superpuestos: un colador común de cocina que retiene las partículas más groseras, e inmediatamente por debajo de éste, el tamiz de 37μ de abertura entre hilos (400 meshes) donde quedan retenidas las larvas. Si la muestra tiene mucho sedimento, se puede recoger todo el tamizado con un chorro suave de agua aplicado desde abajo del tamiz y verterlo en un recipiente. Luego de 3-4 h extraer lentamente (para no arrastrar larvas) el sobrenadante con una manguerita fina. Queda de esta forma, un líquido con gran cantidad de partículas y algo de tierra, desde el cual deben recuperarse las larvas (*Blowey, R. 2011*).

2.10.4. Recuperación de las larvas.

Colocar una malla metálica o plástica en la parte superior de los embudos de Baermann y extender sobre la misma una servilleta de papel abarcando toda la parte superior del embudo. Derramar lentamente todo el filtrado sobre la servilleta, evitando que ésta se rompa y deje de retener la suciedad. Una vez terminado el proceso, enjuagar el frasco que contenía el filtrado y volcar el enjuague sobre la servilleta. Si el líquido que queda en el embudo no alcanza a cubrir la servilleta, agregar agua tibia sin cloro hasta formar una pequeña película sobre la misma. A las 24 h sólo las larvas habrán atravesado la servilleta y estarán decantadas en la parte inferior del tubo de ensayo. Eliminar el sobrenadante y extraer del fondo las larvas para ser leídas en la cámara (idem identificación de larvas obtenidas de coprocultivos. (*Abad, B. 2011*).

2.10.5. Lectura de la muestra.

Agregar 1-2 gotas de solución yodurada al líquido recuperado y dejar reposar 20-30 minutos. Inmediatamente antes de proceder a la lectura, agregar 1-2 gotas de hiposulfito de sodio. Así, las larvas de vida libre, que no poseen doble vaina, se decoloran inmediatamente, en tanto que las de parásitos gastrointestinales permanecen de color marrón-rojizo.

Finalmente, contar e identificar las larvas del filtrado. La infectividad de las pasturas se expresa como: número de larvas por kg de pasto seco (para que el cálculo no sea influenciado por la humedad propia del pasto). (*Sandoval, E. 2002.*)

2.10.6. Interpretación de los resultados.

Se estima que esta técnica recoge un 40% de las larvas presentes en la hierba. A través de esta técnica es posible establecer el riesgo al que están expuestos los animales. Para expresarlo de otra manera, el dato obtenido permite estimar la cantidad de larvas que podrían ingerir los animales en los días posteriores al muestreo, lo que la convierte en la herramienta de diagnóstico más precoz de la

gastroenteritis verminosa. Sin embargo, debe dejarse bien claro que, se trata de un dato puntual que es influenciado por un gran número de variables, entre las que se destacan las precipitaciones pluviales (en especial), el tipo de forraje, el período del año, etc. Por lo tanto su utilidad y confiabilidad será mayor cuanto mayor sea la información complementaria que se disponga, especialmente la provista por otras técnicas diagnósticas como el H.p.g (huevos por gramo). En otras palabras, sería temerario pretender controlar eficientemente las verminosis solo con la determinación de la infectividad de las praderas.

Todas las pasturas permanentes (naturales o implantadas) están infectadas por parásitos en mayor o menor grado. Es oportuno destacar que, del total de la población parasitaria, el 90% se encuentra bajo la forma de estadios de vida libre en la materia fecal y en el forraje. El número L3 en los pastos aumenta luego de las precipitaciones. En invierno, lluvias débiles y escasas son suficientes para provocar la traslación de larvas hacia el forraje. En verano son necesarias precipitaciones más abundantes para romper la costra superficial de las bostas.

Como consecuencia, durante el período invernal se observa la más alta carga parasitaria en las pasturas, complicando el cuadro la escasa disponibilidad forrajera que obliga a los animales a comer más cerca de las deposiciones fecales, donde encuentra la mayor concentración de larvas infectantes. Durante el verano, como consecuencia de las altas temperaturas y la desecación, se produce una gran mortandad de las larvas infectivas que se hallan en el forraje, pero tal efecto se ejerce en menor medida sobre aquellas larvas que se hallan protegidas dentro de las deposiciones fecales. De forma que, para producir una disminución importante de las “poblaciones en refugio”, es más conveniente un verano caluroso y lluvioso que un verano tórrido. En el primer caso, las lluvias producen el arrastre de larvas desde la deposición hacia el pasto y las altas temperaturas ejercen su efecto. En tanto que en la situación de seca, no se ejerce acción sobre las poblaciones “refugiadas” en la materia fecal. Debe destacarse que el citado efecto sobre las larvas en el pasto es mucho menor en veranos húmedos y “frescos”.

En ocasiones, especialmente cuando los potreros tienen cierto tiempo sin animales y los conteos de larvas en pasto son relativamente bajos, el muestro de algunas “bostas viejas” puede brindar información adicional de utilidad. Realizando un Baermann de dichas muestras se puede constatar la presencia de larvas infectivas dentro de la deposición fecal, que estarían en condiciones de trasladarse hacia el forraje con las primeras lluvias importantes. (*Abad, B. 2011*).

La intensificación de los sistemas productivos, al favorecer la coincidencia huésped-parásito, genera un aumento del riesgo parasitario. Un claro ejemplo de ello son los pastoreos rotativos intensivos donde, luego del pastoreo, el crecimiento rápido del forraje actúa protegiendo a las larvas infectantes que son arrastradas por las lluvias, luego de su maduración, desde la deposición fecal. La cobertura de forraje genera un microclima que posibilita la mayor supervivencia de dichos estadios de vida libre.

En un trabajo donde se evaluó la técnica aquí recomendada y otra operativamente más dificultosa, no se comprobaron diferencias en el número de larvas recuperadas en diferentes horarios de muestreo. Sin embargo, los muestreos realizados durante la mañana y la caída de la tarde resultaron algo más eficientes que los del mediodía en cualquiera de las estaciones del año. Por otro lado, si bien la técnica detecta aceptablemente las variaciones estacionales en la infectividad de las praderas, evidencia una importante variación de los datos en cada muestreo que obliga a ser muy cuidadoso con la interpretación de los resultados.

En definitiva, un alto conteo de larvas en la pastura no ofrece dificultad para su interpretación. Pero, un conteo bajo no indica de ninguna manera que ese sea el estado real de la carga parasitaria del potrero. En este caso un nuevo muestreo realizado poco después de las lluvias ofrecerá un dato más cercano a la realidad. (*Jiménez, D. 2002*).

III MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. LOCALIZACIÓN DEL EXPERIMENTO.

País	Ecuador
Provincia	Tungurahua
Cantón	Pillaro
Parroquia	Urbanas – Rurales

3.2. DURACIÓN DEL EXPERIMENTO

La presente investigación tuvo una duración de 90 días (3 meses).

3.3 SITUACIÓN GEOGRÁFICA Y CLIMÁTICA

Altitud	2875 m.s.n.m.
Humedad relativa promedio anual	74%
Precipitación promedio anual	750 mm/ año
COORDENADAS DMS (Degree:Minute:Second)	
Latitud	01°38'35" S
Longitud	79°02'01" W
COORDENADAS GPS (Global Position System)	
Latitud	-1.16667
Longitud	-78.5333
TEMPERATURAS	
Temperatura mínima	16° C
Temperatura media	14° C
Temperatura máximo	13 ° C

Fuente: Gobierno Descentralizado Cantón Pillaro (2014).

3.4. ZONA DE VIDA.

De acuerdo con la clasificación de las zonas de vida de L. Holdrìdge. El sitio corresponde a bosques húmedo montano (bhm). Píllaro con una superficie de 443.10 Km² es uno de los cantones con mayor producción de leche del País, por lo que hay una buena cantidad de plantas de productos lácteos.

3.5. MATERIALES Y EQUIPOS

3.5.1. Material experimental.

La investigación se realizó con 90 hembras bovinas mestizas de alta cruza, de diferentes edades.

- Muestras de heces.
- Muestras de pasto.
- Técnica de Faust
- Técnica de sedimentación

3.5.2. Material de campo.

- Caja de guantes.
- Overol.
- Botas.
- Etiquetas.
- Fundas plásticas.
- Aretes plásticos.
- Termo.
- Vehículo.

3.5.3. Instalaciones.

- Corrales.
- Potreros.
- Establo.

3.5.4. Material de laboratorio.

- Microscopio con objetivos de 10x, 40x.
- Agua destilada.
- Solución saturada de sal.
- Lugol.
- Mechero de bunsen.
- Mortero.
- Asa de platino.
- Vaso de precipitación.
- Centrifuga.
- Coladores.
- Porta Objetos.
- Cubre Objetos.
- Espátulas de madera.
- Caja de Petri.
- Recipiente cilíndrico graduado.

- Muestra de Heces.
- Sulfato de zinc al 33 %
- Perlas de Vidrio.
- Pipeta graduada.

3.5.5. Material de oficina.

- Internet (computador, impresora, copiadora, pendrive).
- Papel boom A4.
- Calculadora.
- Libros, manuales y textos de referencia.
- Cámara fotográfica.

3.6. MÉTODOS.

3.6.1. Factor en estudio.

En la investigación se utilizó 90 hembras bovinas mestizas de alta cruce, de diferentes edades y 10 muestras de pasturas del sector.

3.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO Y FUNCIONAL.

Los resultados experimentales obtenidos fueron sometidos a los siguientes análisis estadísticos.

- Medidas de tendencia central
- Frecuencias
- Porcentaje de frecuencias
- Varianza
- Desviación estándar

Para la presente investigación se utilizó el diseño estadístico descriptivo, mediante la cuantificación total de parásitos existente en los bovinos sujetos al estudio.

Se interpretó los resultados mediante cuadros de frecuencia, porcentajes, datos expresados en: gráficos de barra y diagramas circulares.

$$\frac{\text{Número de animales infestados con parásitos gastrointestinales}}{\text{Total de animales muestreados}} \times 100$$

3.8. MEDICIONES EXPERIMENTALES.

En la presente investigación se evaluó

- Presencia de parásitos gastrointestinales en muestras fecales y muestras del pasto.
- Tipos de parásitos gastrointestinales.
- Porcentaje de parasitismo total encontrados en los bovinos sometidos a estudio.
- Prevalencia de parásitos por parroquias.

3.9. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL.

Para el desarrollo de la investigación se efectuaron las siguientes actividades.

3.9.1. Zona de estudio.

El experimento se inició delimitando las zonas en estudio, determinando el número total de animales para obtener las muestras de heces de cada una de las parroquias del cantón Píllaro.

Parroquias	Cantidad de muestras
San Andrés	33
San José de Poaló	18
Marcos Espinel	18
La Matriz	13
San Miguelito	8
Presidente Urbina	4
Emilio María Terán	2
Baquerizo Moreno	2
Ciudad Nueva	2
Total	100

3.9.2. Selección de las vacas.

Se procedió a la selección de las vacas según la zona identificada, 90 hembras bovinas de alto mestizaje lechero, con un peso vivo promedio de 300 kilogramos, de 4 años de edad aproximadamente, el hato tuvo características heterogéneas en cuanto al peso de los animales hubo variabilidad, se trabajó con 90 muestras de heces fecales y 10 de pasturas.

3.9.3. Identificación de las muestras.

La identificación de las muestras es de primordial importancia para el laboratorio y debe estar acompañada de la siguiente información.

- Fecha de recepción.
- Fecha de realización.
- Fecha de entrega.
- Nombre, dirección, E-mail, teléfono y fax del médico veterinario.
- Nombre, dirección, E-mail, teléfono y fax del propietario.
- Nombre de la explotación pecuaria.
- RUC o número de cédula del propietario o de la hacienda
- Ubicación: provincia, cantón y parroquia.
- Especie, raza, sexo, edad e identificación o nombre del animal o animales.
- Número de animales de la explotación
- Tipo de muestra, fecha y hora de la toma.
- Diagnóstico presuntivo.
- Observaciones

3.9.4 Toma de muestra coproparasitarios.

Para la recolección de cualquier otro tipo de muestra, se utilizó material limpio y seco.

- Con guante se introdujo la mano en el recto del animal y se estimuló la salida de las heces mediante masajes el esfínter anal.
- Se obtuvo la cantidad suficiente (40 gr)
- Se procedió a voltear el guante hacia dentro y cerrarlo.

3.9.5 Transporte de muestra.

Las muestras de heces fueron identificadas, para lo cual se procedió a colocarlos en el termo, para ser transportados hacia el laboratorio veterinario Animalab. El tiempo de transporte desde el sitio de recolección hacia el laboratorio Animalab fue de 2 horas.

3.10. METODOLOGIA UTILIZADA EN EL DIAGNÓSTICO.

3.10.1. Técnica de faust.

La técnica de Faust, muestra una buena concentración de quistes de protozoarios, así como huevos y larvas de helmintos.

Procedimiento.

El procedimiento realizado se detalla a continuación:

- Se mezcló bien una porción de materia fecal para preparar una suspensión homogénea con 1 a 2 g de materia fecal en 10 ml de agua destilada.
- Se filtró la suspensión a través de un colador o una gasa doblada en cuatro, en un recipiente limpio.
- Se colocó en un tubo de ensayo la mezcla filtrada.
- Se centrifugó el filtrado a 1500 rpm por 3 min.
- Después se decantó el líquido sobrenadante (dejando solo el sedimento) y volver completar con agua hasta igualar la medida anterior, centrifugar nuevamente.
- Se re suspendió el sedimento.
- Se repitió el procedimiento 3-5 veces hasta que el líquido sobrenadante esté limpio.
- Se decantó nuevamente el líquido sobrenadante reemplazándolo por igual cantidad de solución de sulfato de Zinc al 33%. Mezclar bien la solución con el sedimento.
- Posteriormente se centrifugó durante 3 minutos a 1500 rpm.
- Luego se colocó el tubo de ensayo en una rejilla y se agregar más solución de sulfato de zinc al 33% hasta el borde dejando un menisco convexo.
- Después se colocó un cubreobjetos y esperar 10-20 min. mezclar 1-2 gotas de lugol, colocar en una laminilla.
- Finalmente se observó en el microscopio.

3.10.2. Método de sedimentación.

Procedimiento.

El procedimiento empleado, se detalla a continuación:

- Se depositó 5 gr de heces fecales en un mortero de 30 gr.
- Se mezcló con agua corriente hasta obtener una mezcla homogénea.
- Agregamos agua y pasamos esta mezcla a una copa pequeña.
- Dejamos en reposo durante 5 a 7 minutos y luego decantamos.
- Agregamos nuevamente agua hasta el borde del recipiente y dejamos reposar, no más de 3 minutos y decantamos nuevamente.
- Repetimos el procedimiento de 2 a 5 veces hasta obtener un sedimento claro.
- Dejamos en reposo a partir de la cuarta decantación, mínimo 2 minutos.
- El sedimento obtenido de todo el proceso de sedimentación, se vació en una placa de Petri o vidrio reloj.

Lectura.

Para la identificación de parásitos u otras formas parasitarias, se utilizó un microscopio, la muestra extraída colocamos en un vidrio reloj y visualizamos con el lente de aumento, 10x hasta 40x. Los huevos de los tremátodos y acantocéfalos tienen un tamaño considerable y hay que buscarlos no en la superficie del agua sino en el fondo del vidrio reloj.

3.10.3. Técnica de lavado de pasto

Toma de muestras

Las muestras se deben recolectar en las horas tempranas del día, casi al amanecer cuando la mayoría de las larvas se encuentran sobre los tallos y hojas de las plantas.

Se tomó la muestra con tijera cortando el pasto a un puño del suelo por encima y por debajo de la mano, colocando la muestra en una bolsa plástica.

Procedimiento.

El procedimiento realizado se detalla a continuación:

- En el laboratorio se sumerge la muestra de pasto en un balde con agua (8 - 10 litros) y se lo deja reposar por 24 hs.
- A las 24 hs, se extrae el pasto que luego de escurrido se seca hasta obtener peso seco constante.
- El líquido remanente se deja decantar por 2 hs para luego sifonar el sobrenadante y se vuelca el sedimento a una probeta de 2 lts.
- Se deja decantar por 2 hs y se sifonea el sobrenadante pasando el sedimento a una probeta de 1 lt.
- Se repite el paso anterior y se pasa a una probeta de 500 cc.
- Se repite el paso anterior pero el sedimento se pasa a un tubo de centrifuga de 250 cc.
- Centrifugar por 30 minutos a 2500 - 3000 rpm.
- Descartar el sobrenadante y completar volumen con solución azucarada de Benbrook.
- Centrifugar durante 30 minutos a 2500 - 3000 rpm.
- Volcar el sobrenadante a una probeta de 2 lt y completar con agua.
- Dejar decantar por 2 hs y sifonar el sobrenadante.

- Repetir la decantación aplicada anteriormente hasta llegar a un volumen final de 10 cc.
- Dejar decantar por 1 h y sifonar hasta 1 cc.
- Tomar 40 μ l y colocar en portaobjetos.
- Agregar Lugol y contar la cantidad de L3 en microscopio.
- El resultado se refiere a L3 por kg de pasto seco.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

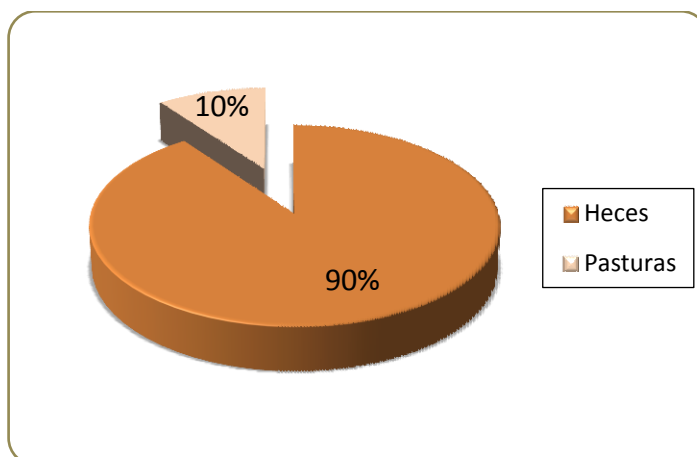
Cuadro N° 1. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.

	Frec. Acum	Frec. %
Heces	90	90
Pasturas	10	10
Total	100	100

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 1. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.



Elaborado por: José Figueroa

Durante la investigación se analizaron 100 muestras provenientes de heces fecales y pasturas, de las cuales el 90 % representan a muestras de heces de hembras bovinas mestizas de alta cruce debido a que es una zona de alta producción lechera y el 10 % restantes a muestras de pasturas (cuadro N° 1), (gráfico N° 1)

DOMINGUEZ R., 2003 Investigó la incidencia de las enfermedades parasitarias zoonóticas en las ganaderías lecheras del Carchi y no encontró una diferencia marcada en lo que refiere a las diferentes categorías, teniendo una incidencia similar entre animales mayores de un año y menores de un año; en la investigación realizada se utilizaron hembras de un promedio de 4 años de edad y

los resultados alcanzados nos indican que existe la presencia de HPG (huevos por gramos) dentro del rango 0 – 500 HPG; considerado como infestación ligera,

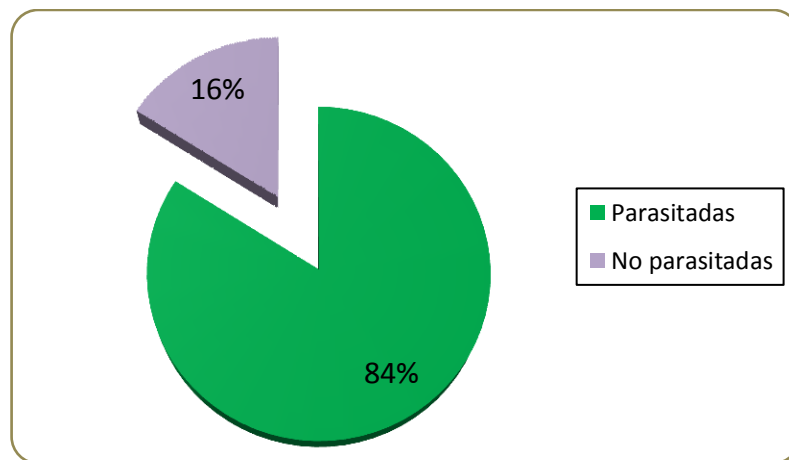
Cuadro N°2. Resultados de muestras analizadas.

Muestra	Frec. Acum	Frec. %
Parasitadas	84	84
No parasitadas	16	16
Total	100	100

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N°2. Resultados de muestras analizadas.



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto a la presencia parasitaria gastrointestinal encontrados en el total de muestras analizadas durante la investigación se obtuvo del 100 % de las muestras el 84 % corresponde a muestras parasitadas y el 16 % no parasitada, de las cuales 84 pertenecen a heces fecales y las 16 restantes a pasturas respectivamente (cuadro N° 2), (gráfico N° 2).

CHINCHILLA M., 1987. En su investigación; prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos, realizada en Venezuela, observó la presencia de parásitos en el 77.86%, el 22.13 % no presentaron parásitos; estos resultados se acercan a los obtenidos en la presente investigación, y se pueden relacionar ya que

en la zona de estudio se realizan desparasitaciones esporádicas sin registrarse a un programa sanitario.

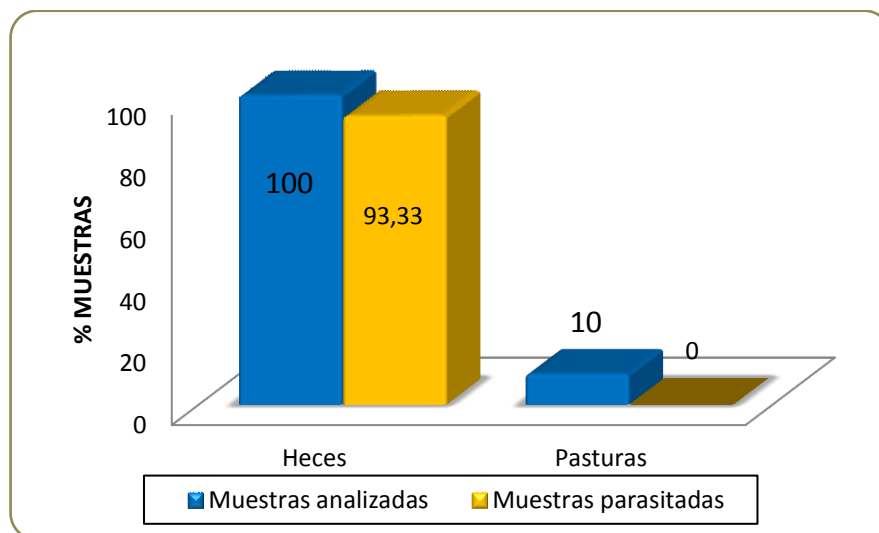
Cuadro N°3. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.

	Muestras analizadas	Muestras parasitarias	Porcentaje parasitado
Heces	90	84	93,33
Pasturas	10	0	0,00
Total	100	84	

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 3. Muestras analizadas clasificadas por heces y pasturas.



Elaborado por: José Figueroa

Existe un alto porcentaje parasitario en heces fecales de hembras mestizas de alta cruce representado por el 93,33 % de un total de 90 muestras, en cuanto a pasturas de un total de 10 muestras analizadas no se registra porcentaje de infestación. (cuadro N°3), (gráfico N° 3).

FLORES, J. 2004 En su investigación frecuencia de nematodos gastroentéricos en bovinos. Mediante análisis coproparasitarios en heces frescas o secas se puede calcular porcentajes de infestación superiores al 90 % en su ciclo evolutivo la

mayoría de los nematodos tienen ciclos directos dentro del hospedador final; al realizar el análisis de las muestras se pudo corroborar la existencia de huevos en las muestras de heces dentro de un rango de 100 – 500 HPG (Huevos por gramo) no así en las pasturas.

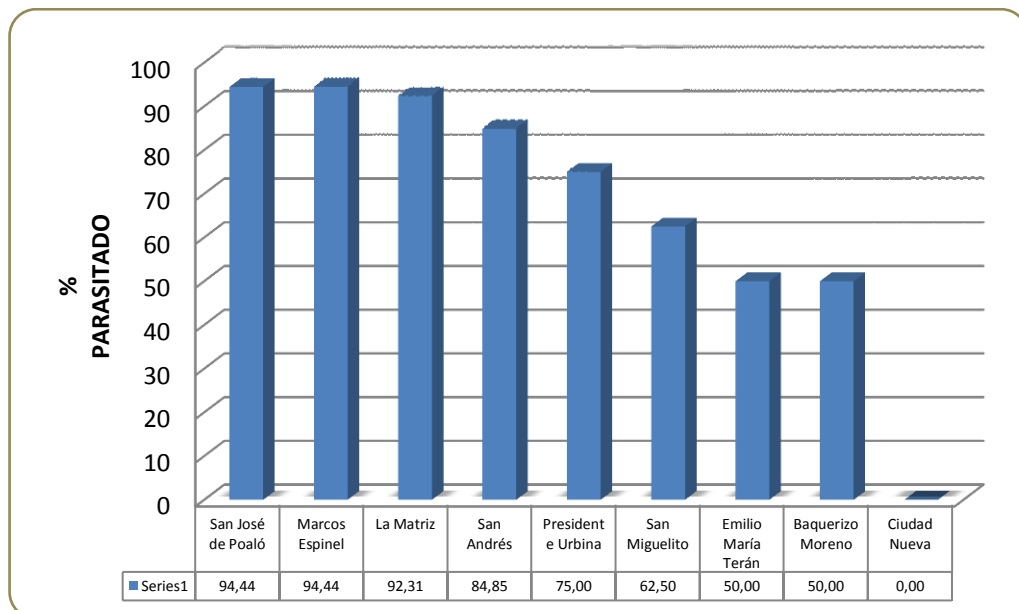
Cuadro N° 4. Resultados de muestras analizadas clasificadas por parroquias.

Parroquias	Muestras Analizadas	Casos		% Parasitado
		(+)	(-)	
San José De Poaló	18	17	1	94,44
Marcos Espinel	18	17	1	94,44
La Matriz	13	12	1	92,31
San Andrés	33	28	5	84,85
Presidente Urbina	4	3	1	75,00
San Miguelito	8	5	3	62,50
Emilio María Terán	2	1	1	50,00
Baquerizo Moreno	2	1	1	50,00
Ciudad Nueva	2	0	2	0,00
Total	100	84	16	

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 4. Resultados de muestras analizadas clasificadas por parroquias.



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto al porcentaje parasitario podemos observar que el mayor porcentaje se encuentra con un 94,44 % en las parroquias de San José de Poaló y Marcos Espinel, con el 92,31 % La Matriz, seguido de San Andrés con el 84,35 %, Presidente Urbina con el 75,00 %, San Miguelito el 62,50 %, el 50,00 % corresponde a Emilio María Terán, Baquerizo Moreno el 50 % y por último La Ciudad Nueva no presenta porcentaje parasitario (cuadro N°4), (gráfico N°4).

SANDOVAL, E. JIMENEZ, D. (2002). En su estudio dinámica del recuento de huevos por gramo de heces de estróngilos digestivos. Los diferentes géneros de trichostrongilidos tiene distribución geográfica cosmopolita; sin embargo algunos estudios señalan que existen zonas donde predominan ciertas especies: *trichostrongylus sp*, y *Cooperia sp* que predominan en regiones templadas, a diferencia de *Ostertagia sp* que domina en regiones templado – frío; *Haemonchus sp*, *Strongyloides sp*, así como *Oesophagostomum sp*, predominan en el cinturón ecuatoriano; la zona en la cual se realizó la investigación presenta un clima templado con mayor porcentaje parasitario.

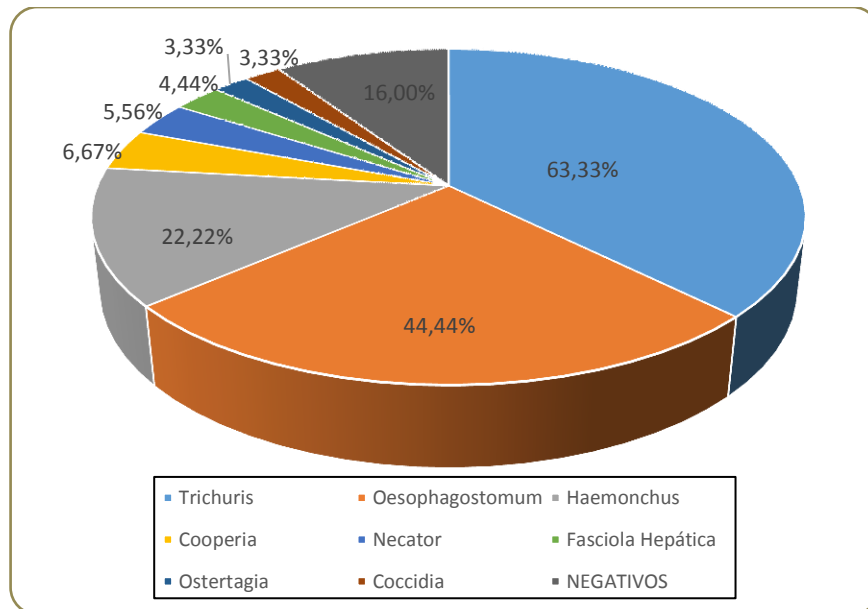
Cuadro N° 5. Prevalencia de parásitos encontrados.

Parásito	Casos Encontrados	Prevalencia
<i>Trichuris</i>	57	63,33%
<i>Oesophagostomum</i>	40	44,44%
<i>Haemonchus</i>	20	22,22%
<i>Cooperia</i>	6	6,67%
<i>Necator</i>	5	5,56%
<i>Fasciola Hepática</i>	4	4,44%
<i>Ostertagia</i>	3	3,33%
<i>Coccidia</i>	3	3,33%
Negativos	16	16,00%

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 5. Prevalencia de parásitos encontrados en el Cantón Píllaro



Elaborado por: José Figueroa

Se observa que en cuanto a la prevalencia parasitaria el 63,33 % corresponde a *Trichuris*; seguido del 44,44 % *Oesophagostomum*; 22,22 % *Haemonchus*; 6,67 % *Cooperia*; 5,56 %; *Necator*; 4,44 %; *Fasciola Hepática*; el 3,33 % *Coccidia*. (cuadro N° 5), (gráfico N° 5).

VÁSQUEZ, V. 2004. En su investigación Frecuencia de nematodos gastroentéricos en bovinos señala que los nemátodos *Haemonchus sp*, *Cooperia sp*, y *Oesophagostomum sp*, son considerados importantes desde el punto de vista patológico y epidemiológico en zonas templadas y fría, se puede encontrar especies de strongylus el 58 % en *Oesophagostomum* 40 %, *Haemonchus* 18%; y parásitos hepáticos en rangos inferiores al 5 %.; los resultados de la investigación abarcan dicho porcentaje de prevalencia parasitaria.

HERRERA D. 2004 En su investigación Incidencia de coccidios en bovino, parásitos gastrointestinales del género *Oesophagostomum* y *Haemonchus* están presentes en regiones frías en un 30 a 42 %; en la investigación realizada los resultados se aproximan a dichos porcentajes debido a que en la zona de estudio los propietarios realizan desparasitaciones frecuentes.

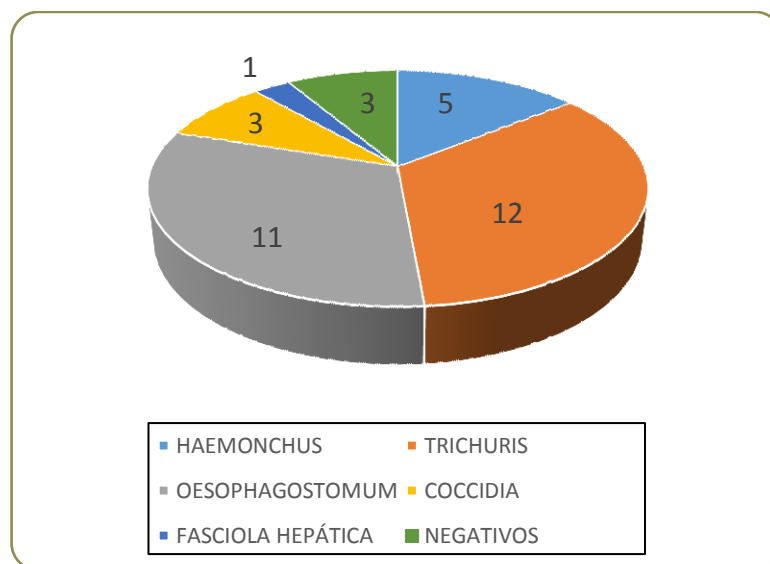
Cuadro N° 6. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Andrés.

Parásitos	Prevalencia
<i>Haemonchus</i>	5
<i>Trichuris</i>	12
<i>Oesophagostomum</i>	11
<i>Coccidia</i>	3
<i>Fasciola Hepática</i>	1
Negativos	3

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 6. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Andrés



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto a la prevalencia de parásitos en la parroquia San Andrés, de las 33 muestras analizadas (heces y pasturas); 12 presentan *Trichuris*, 11 *Oesophagostomum*, 3 *Coccidia*, 5 *Haemonchus*, 1 caso de *fasciola hepática* y 3 son negativas. (cuadro N°6, gráfico N°6)

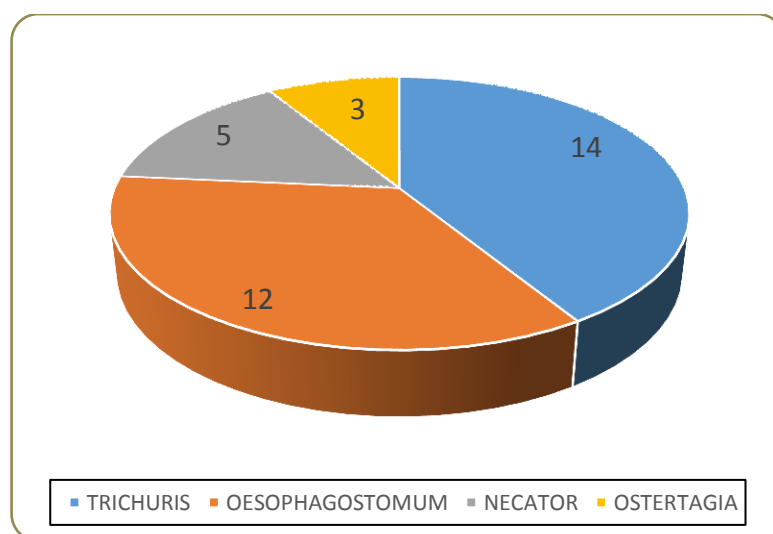
Cuadro N° 7. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San José de Poaló

Parásitos	Prevalencia
<i>Trichuris</i>	14
<i>Oesophagostomum</i>	12
<i>Necator</i>	5
<i>Ostertagia</i>	3

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 7. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San José de Poaló



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto a la prevalencia de parásitos en la parroquia San José de Poaló, de las 18 muestras analizadas (heces y pasturas); 14 presentan *Trichuris*, 12 *Oesophagostomum*, 3 *Ostertagia*, 5 *Necator*. (cuadro N°7, gráfico N °7).

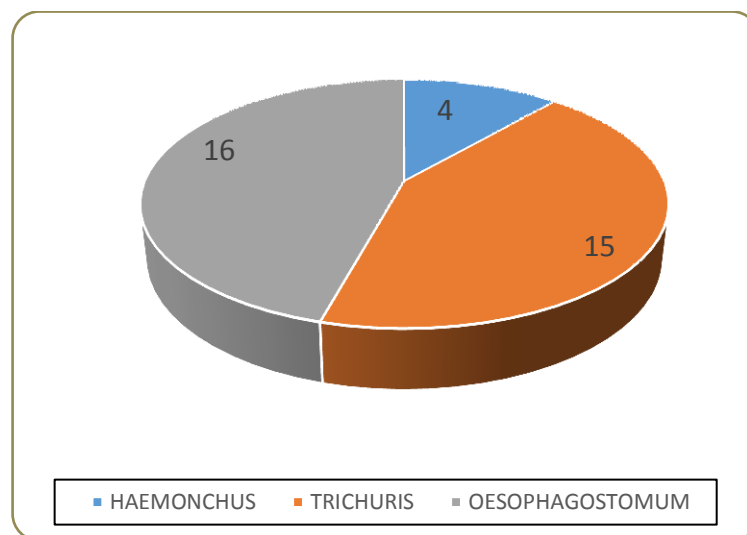
Cuadro N° 8. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Marcos Espinel

Parásitos	Prevalencia
<i>Haemonchus</i>	4
<i>Trichuris</i>	15
<i>Oesophagostomum</i>	16

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 8. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Marcos Espinel



Elaborado por: José Figueroa

Para la prevalencia parasitaria en la parroquia Marcos Espinal se obtuvo los siguientes resultados, de las 18 muestras analizadas (heces y pasturas); 16 casos de *Oesophagostomum*, 15 *Trichuris* 4 *Haemonchus*. (cuadro N°8, gráfico N °8).

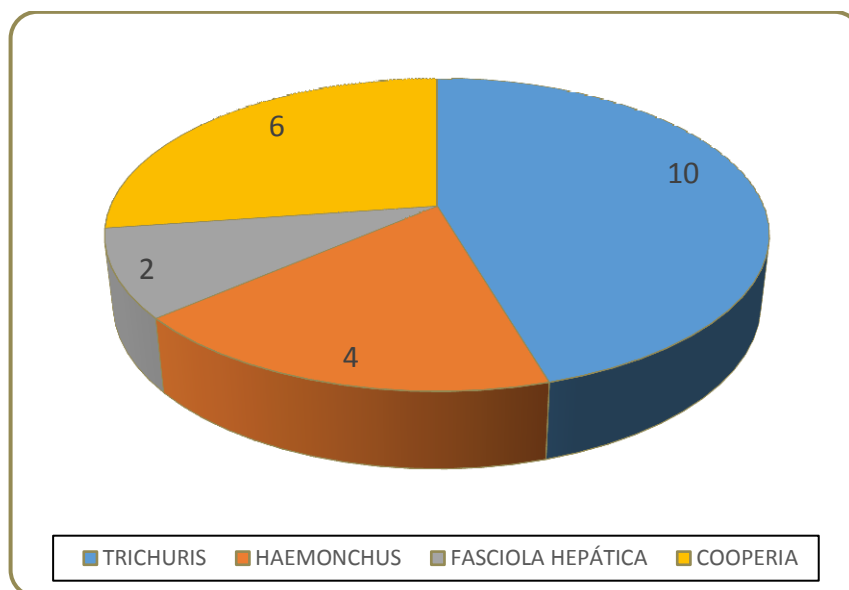
Cuadro N° 9. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia La Matriz.

Parásitos	Prevalencia
<i>Trichuris</i>	10
<i>Haemonchus</i>	4
<i>Fasciola Hepática</i>	2
<i>Cooperia</i>	6

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 9. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia La Matriz



Elaborado por: José Figueroa

De acuerdo a los resultados obtenidos al analizar 13 muestras analizadas (heces y pasturas) pertenecientes a la parroquia La Matriz se obtuvo que 10 presentaron *Trichuris*, 4 *Haemonchus* y 2 *Fasciola Hepática* y 6 *Cooperia*. (cuadro N°9, gráfico N°9).

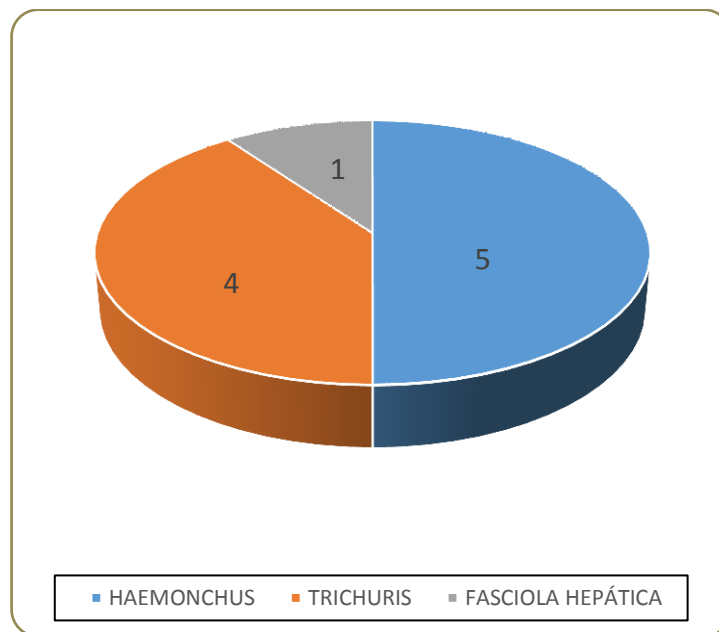
Cuadro N° 10. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Miguelito.

Parásitos	Prevalencia
<i>Haemonchus</i>	5
<i>Trichuris</i>	4
<i>Fasciola Hepática</i>	1

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 10. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia San Miguelito



Elaborado por: José Figueroa

Para la parroquia San Miguelito se encontraron 5 casos de *Haemonchus*, 4 *Trichuris* y 1 caso de *Fasciola Hepática*; de un total de 8 muestras analizadas (heces y pasturas). (cuadro N°10, gráfico N °10).

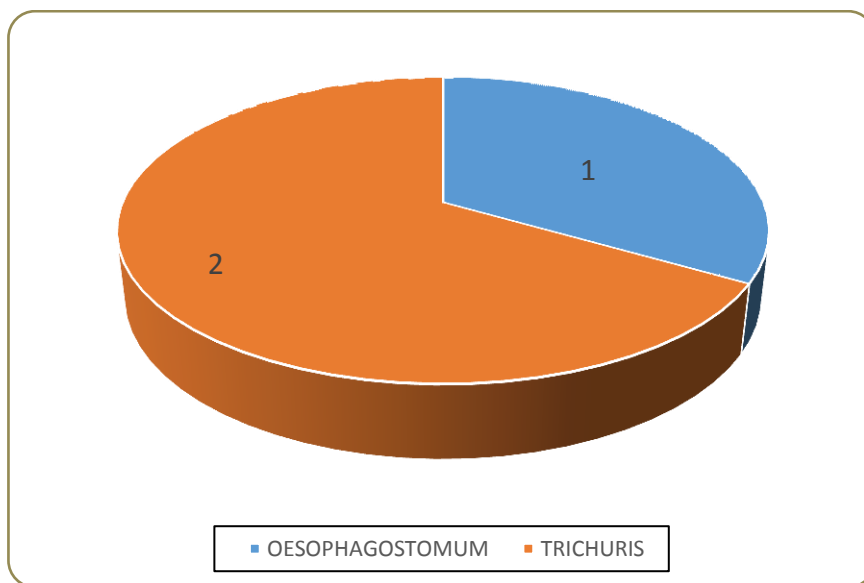
Cuadro N° 11. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Presidente Urbina.

Parásitos	Prevalencia
<i>Oesophagostomum</i>	1
<i>Trichuris</i>	2

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 11. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Presidente Urbina.



Elaborado por: José Figueroa

En la parroquia Presidente Urbina se encontraron 2 casos de *Trichuris* y 1 caso de *Oesophagostomum* de un total de 4 muestras analizadas (heces y pasturas). (cuadro N°11, gráfico N°11).

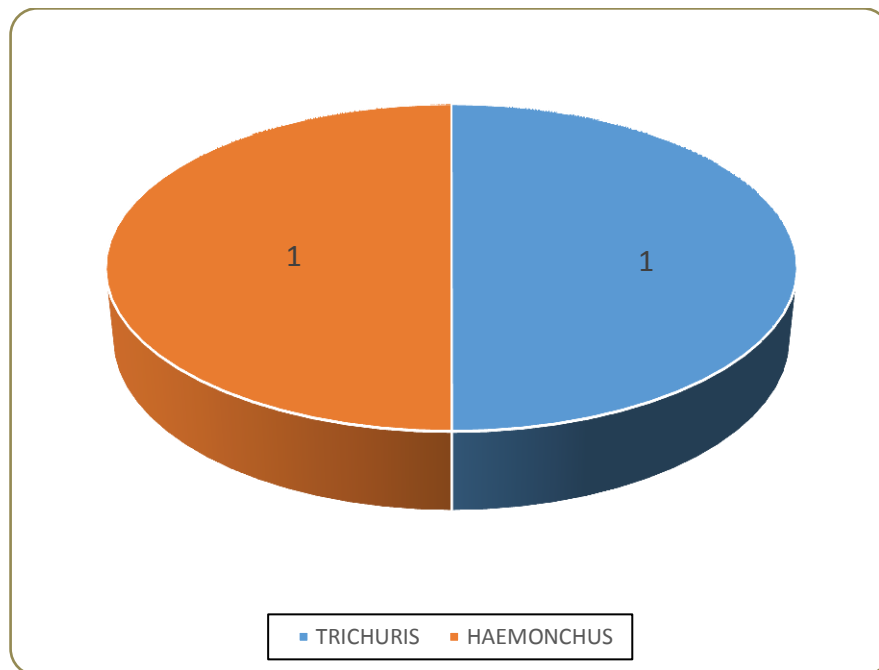
Cuadro N° 12. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Emilio María Terán

Parásitos	Prevalencia
<i>Trichuris</i>	1
<i>Haemonchus</i>	1

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 12. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Emilio María Terán.



Elaborado por: José Figueroa

La parroquia Emilio María Terán presentó 1 caso de *Trichuris* y 1 caso de *Haemonchus* de un total de 2 muestras analizadas (heces y pasturas) (cuadro N°12, gráfico N°12).

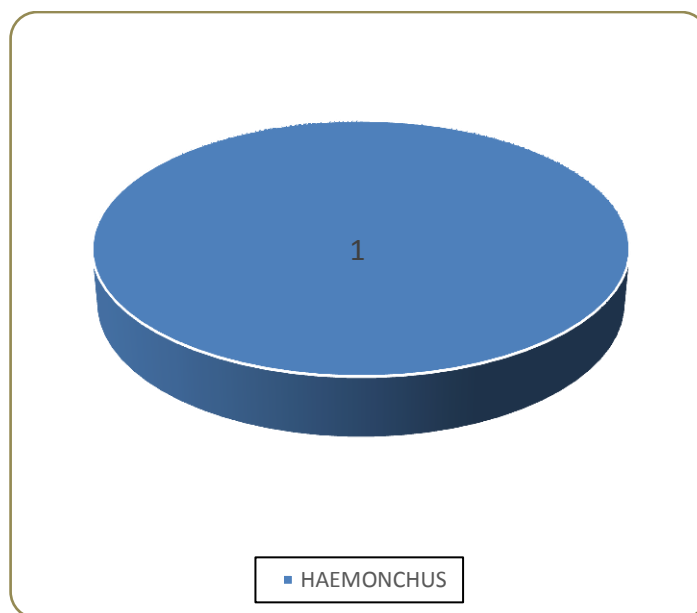
Cuadro N° 13. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Baquerizo Moreno

Parásitos	Prevalencia
<i>Haemonchus</i>	1

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 13. Prevalencia de parásitos encontrados en la parroquia Baquerizo Moreno



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto a la parroquia Baquerizo Moreno se obtuvo 1 caso de *Haemonchus* den un total de 2 muestras analizadas (heces y pasturas); en lo que respecta a la parroquia Ciudad Nueva no se registraron casos de parasitismo en las muestras analizadas (heces y pasturas) posiblemente debido a la aplicación de desparasitantes que realizan los ganaderos de dicho sector. (cuadro N°13, gráfico N°13).

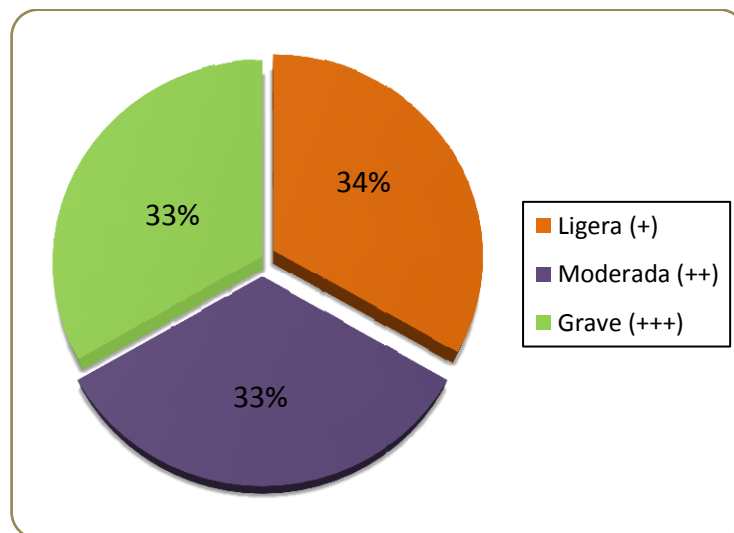
Cuadro N° 14. Grado de infestación por coccidias en el Cantón Píllaro mediante la técnica de faust.

Grado de infestación por coccidias	Cantidad	%
Ligera (+)	1	33,33
Moderada (++)	1	33,33
Grave (+++)	1	33,33
Total	3	100

Fuente: Investigación de campo 2014

Elaborado por: José Figueroa

Gráfico N° 14. Grado de infestación por coccidias.



Elaborado por: José Figueroa

En cuanto a la infestación por coccidias, se presentaron únicamente tres casos al analizar las muestras de heces que corresponden a la parroquia de San Andrés del cantón Píllaro, se puede observar que el 33,33 % de los animales infestados presentan un grado de infestación ligera (+), así también en igual porcentaje infestación moderada (++) y grave (+++) por este parásito (cuadro N° 14, gráfico N° 14).

CORDERO DE CAMPILLO M. 2001. Señala que la eimeriosis es una parasitosis cosmopolita, que afecta principalmente a animales jóvenes y cursa con diarrea a veces sanguinolenta y deshidratación. Solo excepcionalmente se presenta brotes

clínicos, pero siempre origina descenso de las producciones, los signos clínicos observados son el resultado de la acción combinada de varios coccidios y otros parásitos; de acuerdo a la investigación realizada se encontró un caso de infestación grave por coccidia; siendo esta infestación más frecuente en animales jóvenes, no así para los otros tipos de parásitos gastrointestinales considerándose una infestación ligera.

V. VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS.

En relación a la hipótesis planteada se puede indicar que, se acepta la hipótesis alternativa de acuerdo a los resultados obtenidos en la investigación mediante el análisis de muestras en heces, se pudo determinar que los bovinos pertenecientes al cantón Píllaro sí presentan parásitos gastrointestinales: *Trichuris*, *Haemonchus*, *Oesophagostomum*, *Cooperia*, *Necator*, *Ostertagia*, *Coccidias* y *Fasciola* Hepática causando una infestación ligera.

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

6.1. CONCLUSIONES.

- La investigación se llevó a cabo en el cantón Píllaro con una población de 90 animales y 10 muestras de pasturas, mismas que fueron distribuidas para las nueve parroquias del cantón, mediante muestras de heces de hembras bovinas de alta cruce y muestras de pasturas, el estudio determinó la presencia de parásitos en el 84% del total de las muestras analizadas.
- En conclusión se determinó ocho tipos de parásitos, los cuales fueron: *Trichuris*, *Haemonchus*, *Oesophagostomun*, *Cooperia*, *Necator*, *Ostertagia*, *Coccidia* y *Fasciola Hepática*. Con una prevalencia parasitaria del 63,33 % corresponden a la presencia de *Trichuris* seguido del 44,44 % *Oesophagostomum*; el 22,22 % *Haemonchus* ; el 6,67 % *Cooperia*; el 5,56 % *Necator*; el 4,44 % *Fasciola Hepática*; el 3,33 % *Ostertagia* y el 3,33 % *Coccidia* respectivamente.
- Los análisis de heces fecales de hembras bovinas de alta cruce fueron quienes presentaron parasitismo en un 93,33%, en relación a las muestras de pasturas el 0,00%.
- En cuanto al porcentaje parasitario el mayor fue del 94,44 % en las parroquias de San José de Poaló y Marcos Espinel, seguido del 92,31 % en la parroquia La Matriz, en San Andrés el 84,35 %, Presidente Urbina el 75,00 %, San Miguelito el 62,50 %; el 50,00 % corresponde a la parroquia de Emilio María Terán; 50,00 % Baquerizo Moreno y por último la parroquia Ciudad Nueva no presentó porcentaje parasitario. posiblemente debido a la aplicación de desparasitantes que realizan los ganaderos de dicho sector.

6.2. RECOMENDACIONES.

- Una vez determinados los tipos de parasito que afectan a la zona, se debe establecer un cronograma de desparasitación utilizando un medicamento eficaz para contrarrestar a los parásitos presentes.
- Se debe realizar estudios de acuerdo a la estación climática del año, para controlar de una mejor manera la propagación de los parásitos. Y así poder ejecutar el plan sanitario en las fechas exactas para evitar patologías que se puedan presentar principalmente problemas gastrointestinales como diarrea,, pérdida de y peso y disminución en la producción.
- Realizar análisis coproparasitológico en heces frescas como también en heces secas mas no en pasturas ya que los resultados obtenidos al realizar esta investigación fueron nulos para las muestras de pasturas, posiblemente se deba a la técnica utilizada por lo que se recomienda aplicar diversas técnicas y hacer comparaciones.
- Es necesario dar a conocer a los ganaderos cuán importante es llevar a cabo un plan de desparasitación en el hato, con el fin de evitar pérdidas económicas debido a baja producción lechera o cárnica.

VII. RESUMEN Y SUMMARY.

7.1. RESUMEN.

La presente investigación tuvo como objetivo general determinar la presencia parasitaria gastrointestinal en bovinos a través de heces frescas y el consumo de pasturas en el cantón Pillaro, provincia de Tungurahua para lo cual se tomó un total de 100 muestras 90 de heces frescas en hembras bovinas mestizas de alta cruce y 10 muestras de pasturas mismas que fueron distribuidas de la siguiente manera; en la parroquia de San Andrés se tomaron 33 muestras, San José de Poaló y Marcos Espinel 18 muestras cada una, La Matriz 13, San Miguelito 8, Presidente Urbina 4; Ciudad Nueva 2, al igual que Emilio María Terán y Baquerizo Moreno. El diseño experimental propuesto para la siguiente investigación comprendió el diseño estadístico descriptivo, mediante la cuantificación total de parásitos existente en los bovinos sujetos al estudio para su posterior interpretación mediante cuadros de frecuencia, porcentajes, datos expresados en: histogramas, gráficos de barra y circulares. el estudio determinó la presencia de parásitos en el 84% del total de las muestras realizadas; en cuanto al porcentaje parasitario el mayor fue del 94,44 % en las parroquias de San José de Poaló y Marcos Espinel, seguido del 92,31 % en la parroquia La Matriz, San Andrés con el 84,35 %, Presidente Urbina con el 75,00 %, San Miguelito el 62,50 %; y, el 50,00 % corresponde a la parroquia de Emilio María Terán, de igual manera Baquerizo Moreno y por último La Ciudad Nueva no presentó porcentaje parasitario no se registraron casos de parasitismo posiblemente debido a la aplicación de desparasitantes que realizan los ganaderos de dicho sector; Una vez determinados los tipos de parásito que afectan a la zona, se debe establecer un cronograma de desparasitación utilizando un medicamento eficaz para contrarrestar a los parásitos presentes. Realizar análisis coproparasitológico en heces frescas como también en heces secas mas no en pasturas ya que los resultados obtenidos al realizar esta investigación fueron nulos para las muestras de pasturas, posiblemente se deba a la técnica utilizada por lo que se recomienda aplicar diversas técnicas y hacer comparaciones.

7.2. SUMMARY.

The present study aimed to determine the gastrointestinal parasitic presence through fresh cattle feces and consumption of pastures in the canton Pillaro in the province of Tungurahua for which a total of 90 100 samples of fresh faeces in crossbred cattle females took high crosses and 10 pasture samples and these were distributed as follows; in the parish of San Andrés 33 samples, San Jose de Poalo and Marcos Espinel 18 samples each, La Matriz 13, San Miguelito 8 Presidente Urbina took 4; Ciudad Nueva 2, like Emilio Maria Teran and Baquerizo Moreno. The experimental design proposed for the next research included descriptive statistical design, through full quantification of existing parasites in cattle subject to study for subsequent interpretation by frequency tables, percentages, expressed data: histograms, bar graphs and pie. the study found the presence of parasites in 84% of samples taken; in terms of the highest percentage parasite was 94.44% in the parishes of San Jose de Poalo and Marcos Espinel, followed by 92.31% in the parish La Matriz, San Andrés with 84.35%, with Presidente Urbina 75.00%, 62.50% San Miguelito; and 50.00% corresponds to the parish of Emilio Maria Teran equally Baquerizo Moreno and finally Ciudad Nueva did not present no cases of parasitic percentage parasitism were recorded possibly due to the application of livestock wormers performing said sector; Once certain types of parasite affecting the area, you should set a timetable for worming using an effective counter the parasites medicine. Perform stool testing in fresh feces as well as in dried feces but not in pastures since the results obtained by this research were null for samples pastures, possibly due to the technique used so it is recommended to apply different techniques and comparisonsg.

VIII. BIBLIOGRAFÍA.

1. **ABAD BENJAMIN, 2011.** Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados. Primera edición - Tandil: Buenos Aires, República Argentina.
2. **BLOOD, D. 2002.** Manual de medicina veterinaria. Profesor Emeritus School of Veterinary Science University of Melbourne Australia. McGraw-Hill-Interamericana. 9 ed. Madrid, Es.S. A. U.117 p.
3. **BLOWEY R. 2011.** Color atlas of diseases and disorders of cattle. Ed. Mosby. Edición 3. USA
4. **BOWMAN, D. 2004.** Parasitología para veterinarios. ELSEVIER, Madrid, ES
5. **CHAUCA, D. 1984.** XVIII. Reunión científica anual de la Asociación Peruana de Producción animal (APPA), Lambayeque, Perú pp. 15-25.
6. **CHINCHILLA M. 1987.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos del parcelamiento pecuario mata de palma, distrito Guanare, estado Portuguesa, Venezuela. Revista Veterinaria Tropical Vol 12 1987
7. **COMERON, E. 2009.** Eficiencia productiva de los sistemas lecheros en zonas templadas. XX reunión Alpa, xxx Reunión ALPA –Cuzco Perú. Archivo de internet.
8. **CORDOVA, A. Y PEREZ, J. 2007.** Balance energético y proteico en un hato lechero y su relación con el estado metabólico en los animales. Universidad Nacional de Colombia – Sede Medellín. Carrera de Zootecnia.
9. **CORDERO, C. M. 1999.** Parasitología Veterinaria. Grass-latros, Bogotá, Colombia. 284p.
10. **CORDERO DE CAMPILLO M. 2001.** Parasitología Veterinaria. Ed. Mcgraw-Hill interamericana. España
11. **DOMINGEZ R., 2003.** Diagnóstico de la incidencia de las enfermedades parasitarias zoonóticas en las ganaderías lecheras del Carchi ESPOCH. Ecuador.

- 12. ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGROPECUARIA RAFAELA DEL INTA. 2000** Agosto La Condición corporal de las vacas en producción. Año 9. N° 106. Página 47.
- 13. GUEVARA P. 2002.** Nutrición Animal en bovinos México. Edt. Pp 23 25.
- 14. IBARRA, F. 2011.** Epidemiología de los animales domésticos, México
- 15. LIMA A. 2011.** Módulo de maestría Parasitología en caninos y felinos.
- 16. LÓPEZ, M. 2011.** Epidemiología de los animales domésticos, México
- 17. MANUAL DE MERCK VETERINARIO 1993.** Cuarta Edición. Editorial Merck &Co. Inc. Madrid. España.
- 18. OCHOA, P. 2010.** Relación productiva en vacas lecheras de alto potencial genético. Revisión boletín técnico de la Facultad Nacional de Agronomía.
- 19. PAZMINO, J. 1981.** Efectos de diferentes niveles de gallinaza en la alimentación de cerdos mestizos en crecimiento y engorde. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Pecuarias, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba-Ecuador. pp. 18–23.
- 20. PHILIP S. 2011.** Cattle Medicine. Ed. Manson Publishing. Edición 1. Londres.
- 21. QUIROZ, H. 2011.** Epidemiología de los animales domésticos, México
- 22. QUIJADA J. 2008.** Distribución y abundancia de los huevos de estrongilos digestivos en bovinos infectados naturalmente. Universidad de Cordoba. Colombia.
- 23. RITZ, L. R., M. L. GLOWATZKI-, MULLIS, D. E. MACHUGH Y C. GAILLARD. 2000.** Phylogenetic Analysis of the Tribe Bovini Using Microsatellite. Animal Genetics.31:178-185.
- 24. RODRIGUEZ C.** Parásitos y enfermedades parasitarias de los animales domésticos UNIPAZ. La Paz 2002
- 25. RODRÍGUEZ MARÍA GABRIELA. 2000.** Med. Vet. Programa Parasitológico Integrado. (PRO.P.I.) Facultad de Ciencias Veterinarias.

Area de Parasitología. Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires.

26. **RODRIGUEZ, E. 2010.** Dinámica de las larvas infestantes de estrongilidos gastrointestinales en bovinos en pastoreo.
27. **SANDOVAL, E; JIMENEZ, D. 2002.** Dinámica del recuento de huevos por gramo de heces de estrongilos digestivos a diferentes horas del día en becerros naturalmente infectados, Venezuela.
28. **RUIZ, J 2002.**Técnico en ganadería pp 77 – 79 Edit. Cultural.
29. **SANCHEZ J. 2006.** Prevalencia de nematodos gastrointestinales en el ganado bovino del Ejido de Parotilla municipio de Lazaro Cárdenas. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Michoacán, México.
30. **SOTELO, H. 2009.** Parasitología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua,
31. **VÁSQUEZ, V. 2004.** Frecuencia de nematodos gastroentéricos de tres áreas de clima subtropical húmedo de México.
32. **WARWICK, E Y LEGATES, J 2000.**Genética cualitativa en la cría de animales. En cría y mejora del ganado. 5ª Ed. México. Edit. Mc Graw-Hill pp 92 – 141.

WEBGRAFÍA

33. **(<http://www.infocarne.com> 2010).**
34. **(<http://www.turipana.org.co> 2008).**
35. **(<http://encolombia.com.2008>).**
36. **(<http://www.ugrj.org.mx> 2010).**
37. **(<http://www.jerseycostarica.org/assets/es/images>)**
38. **(<http://www.jerseyargentina.com.ar>. 2007)**
39. **(<http://www.produccion-animal.com.ar>. 2005)**
40. **(<http://www.absmexico.com.mx> 2009).**
41. **(<http://www.bvsde.paho.org>. Siglo XXI).**

42. (caltest.vet.upenn.edu/merialsp/Trichosp/trich5sp.htm)
43. (www.viarural.com.ar/parasitosbovinos/nematodeshaemonchus.htm)
44. (http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0864-03942010000100009&script=sci_arttext)
45. (http://www.merckmanuals.com/vet/digestive_system/gastrointestinal_parasites_of_ruminants/gastrointestinal_parasites_of_cattle.html)

ANEXO N° 1.

MAPA DE UBICACIÓN



ANEXO N° 2.
FICHA INFORMATIVA



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLIVAR

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE**

**ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DATOS INFORMATIVOS**

TEMA: Determinación de la presencia parasitaria gastrointestinal en bovinos a través de heces frescas y el consumo de pasturas en el Cantón Pillaro, Provincia de Tungurahua.

EGRESADO: José Luis Figueroa

Ficha..... Fecha.....

DATOS DEL ANIMAL DE EXPERIMENTACIÓN

Nombre.....Código.....

Procedencia.....

Raza.....Sexo.....

Edad.....Peso.....kg.

Temperatura.....°C

Vacunaciones.....Desparasitación.....

Estado
nutricional.....

Tipo de
alimentación.....

Anamnesis.....

.....

.....

.....

ANEXO N° 3.
RESULTADOS DE LABORATORIO

ANEXO N° 4.
FOTOGRAFÍAS DE LA FASE EXPERIMENTAL



Recolección de muestras de heces frescas



Muestra de heces frescas



Recolección de muestras de pasturas



Preparación de las muestras de pasturas para enviar al laboratorio