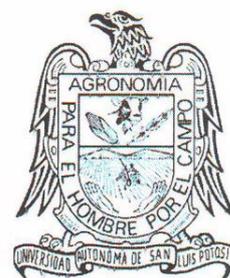




**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN  
LUIS POTOSI  
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y  
VETERINARIA  
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA**



**“EFECTO DE LA DESPARASITACIÓN EN DOS PARÁMETROS  
PRODUCTIVOS EN OVINOS”**

**POR:**

**MVZ. ESP. BÁRBARA PAOLA CALOCA DE LA PARRA**

**Tesis presentada como requisito parcial para obtener el grado de Maestra  
en Producción agropecuaria.**

**DIRECTOR DE TESIS  
DR. FERNANDO ALBERTO MUÑOZ TENERIA  
ASESORES**

**Dra. Milagros Gonzalez Hernandez  
Dr. Gilberto Ballesteros Rodea**

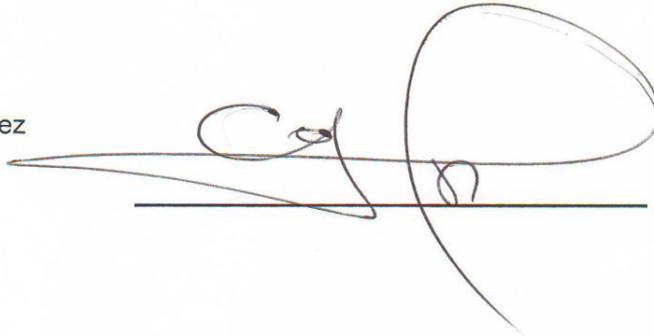
El trabajo titulado "Efecto de la desparasitación en dos parámetros productivos en ovinos" fue realizado por: **MVZ. Esp. Bárbara Paola Caloca De La Parra** como requisito parcial para obtener el título de **Maestra en Producción Agropecuaria** fue revisado y aprobado por el suscrito Comité de Tesis

Dr. Fernando Alberto Muñoz Teneria  
Director de Tesis



---

Dra. Milagros González Hernández  
Asesora



---

Dr. Gilberto Ballesteros Rodea  
Asesor



---

Ejido Palma de la Cruz, Municipio de Soledad de G. Sánchez, S.L.P. Julio del 2015.

# ÍNDICE

	<b>Página</b>
AGRADECIMIENTOS.....	V
DEDICATORIA.....	VI
I.- INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 JUSTIFICACIÓN.....	5
1.1 HIPÓTESIS .....	5
II.- OBJETIVOS .....	5
2.1 GENERAL .....	5
2.2 ESPECÍFICOS .....	6
III.- REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
3.1 PARASITOSIS OVINA.....	6
3.1.1. NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES.....	7
3.1.2 PROTOZOARIOS: <i>Eimeria</i> spp. ....	9
3.2. AFECTACIÓN DE PARASITOSIS EN PARÁMETROS PRODUCTIVOS....	10
3.3. PARASITISMO EN SISTEMAS DE PRODUCCIÓN OVINA. ....	12
3.4 TRATAMIENTO.....	14
3.5. TÉCNICAS DIAGNÓSTICAS COMÚNES EN PARASITOLOGÍA .....	15
3.5.1. MÉTODOS CUALITATIVOS DE FLOTACIÓN .....	15
3.5.2. TÉCNICA DE MC MASTER.....	16
3.6 TÉCNICA ULTRASONOGRÁFICA PARA MEDIR MÚSCULO Y GRASA....	19
IV. METODOLOGÍA.....	21
4.1. SITIO DE ESTUDIO/SELECCIÓN DE LOS HATOS.....	21
4.2. COMPOSICIÓN DE LOS HATOS.....	21

4.2.1. MARCAJE DE ANIMALES .....	21
4.2.2. TIPO DE MUESTREO .....	22
4.2.3. TAMAÑO DE MUESTRA .....	22
4.2.4 CRITERIOS DE INCLUSIÓN .....	22
4.2.5. CRITERIOS DE EXCLUSIÓN .....	22
4.3. MANEJO DEL HATO .....	24
4.4. VARIABLES UTILIZADAS PARA ANÁLISIS ESTADÍSTICOS .....	24
4.5. TÉCNICAS DE LABORATORIO .....	24
4.5.1. DETERMINACIÓN DE LA CARGA PARASITARIA.....	24
4.5.1.1. RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA .....	25
4.5.1.2. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS .....	25
4.5.2. EVALUACIÓN PARÁMETROS PRODUCTIVOS .....	29
4.5.3. DISEÑO E IMPLEMENTACIÓN DEL PROGRAMA DE DESPARASITACIÓN.....	33
4.5.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	33
V. RESULTADOS .....	36
5.1. PREVALENCIA .....	36
5.2. PESO .....	36
5.3. MEDIDAS DE RELACIÓN GRASA/MÚSCULO MEDIANTE ULTRASONOGRAFÍA.....	39
5.4. CONTEO DE HUEVOS DE PARÁSITOS .....	43
VI. DISCUSIÓN .....	47
VII. PERSPECTIVAS .....	51
VIII. CONCLUSIONES .....	51
IX. LITERATURA CITADA .....	53

## DEDICATORIA

---

A mamá.

Por ser mi mejor amiga, mi gran apoyo en todos los sentidos y por no dejarme vencer. Te quiero mucho.

A papá.

Que al ser una de las personas más fuertes que conozco ha sido mi ejemplo a seguir, y por todo el amor y apoyo que siempre me brinda. Te adoro.

A mi hermano.

Que gracias a que he querido seguir sus pasos, me ha ayudado a llegar a donde me encuentro actualmente, siendo una persona muy inteligente y excelente ser humano.

## AGRADECIMENTOS

---

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología CONACYT, por el apoyo económico, sin el cual no hubiese sido posible la realización de este posgrado.

Al personal académico y administrativo de la Facultad de Agronomía y Veterinaria de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí por haberme apoyado con conocimiento, material y por haberme brindado respeto, amabilidad y apoyo.

A mis sinodales: Investigadores experimentados que me orientaron con sus comentarios para enriquecer este trabajo.

- Dr. Fernando Alberto Muñoz Tenería
- Dra. Milagros Gonzales Hernández
- Dr. Gilberto Ballesteros Rodea

A M.S.P. Israel Hernández Báez, M.C. Lucila Sotomayor García, MVZ. Gabriela Palomo Martel y Dra. Vanessa Labrada por el apoyo proporcionado, palabras de aliento y por no dejarme rendirme durante el desarrollo de mi proyecto.

A mis alumnos de veterinaria por el gran apoyo en el desarrollo de mi tesis, en especial a Miguel Ángel Medina Tenorio, Iztel Guadalupe Mora Sánchez, Berenice Ramírez Najera, Martin Salas Cerino, David Alonso Pérez, Juan Carlos Ríos López, Francisco Del Río, Miriam Flores Piña, Miguel Godínez Munguía, Miriam Aguilar Ortega, Karen Valeria Baldenegro, Mayela Calderón Martínez, Dulce Sánchez Villanueva, Edith Rangel Reyes, y muchos más que me otorgaron su ayuda.

A mi familia, amigos y compañeros de maestría.

## I.- INTRODUCCIÓN

La fuente principal de proteína animal es obtenida del ganado y sus derivados, y juega un papel crucial en la economía de la mayoría de las naciones (Domke *et al.*, 2011). Más de 1 billón de personas a nivel mundial dependen del sector ganadero y el 70% de los 880 millones de pobres rurales que viven con menos de 1 dólar por día dependen al menos en parte, de la ganadería para su subsistencia (FAO, 2014). Se estima que la ganadería es la principal fuente de ingresos de alrededor de 200 millones de familias de pequeños productores en Asia, África y América Latina, y única fuente de subsistencia para al menos 20 millones de familias; si a esto se le suman los medianos productores, las cifras bien podrían duplicarse (FAO, 2014). A pesar de que México ha ido avanzando en su productividad, sólo genera el 70% de la carne ovina que consume, por lo que tiene un mercado interno potencial de unas 30,000 toneladas anuales. Además, nuestro país ha recibido la petición de exportar carne y animales a países como Jordania, Turquía, Libia, India y Corea del sur, además de Centroamérica (SAGARPA, 2013). De acuerdo con las últimas estadísticas de la SAGARPA (2011), en México existen casi 8,220,000 cabezas ovinas, de las cuales el 70.9% se localiza en diez estados de la república y sólo el 29.1% se ubica en las 21 entidades federativas restantes (Figura 1).



Figura 1. Distribución porcentual de la población ovina en México (SAGARPA 2011).

La producción ovina ha cobrado gran importancia en el estado de San Luis Potosí, debido al incremento en su producción, de acuerdo a datos de SAGARPA del monitor agroeconómico se obtuvieron 1,461 toneladas en promedio anual de carne, producidas en San Luis Potosí, desde el 2009 al 2013. El estado de San Luis Potosí se caracteriza por su extensión semiárida y generalmente se aplican dos tipos de sistemas de producción: el altamente tecnificado con uso intensivo de insumos, y el que se desarrolla por subsistencia, consistente en la agricultura temporal y ganadería extensiva en agostaderos pobres. Las razas más utilizadas en la zona centro del país son las razas Suffolk y en menor medida la Hampshire; también se utilizan la Rambouillet y últimamente se ha integrado la raza Pelibuey. En San Luis Potosí la raza predominante es la Rambouillet; siendo la venta de pie de cría la forma de comercialización más común de la producción ovina (INIFAP, 2015). El municipio con mayor producción de ganado en pie y toneladas de carne es Villa de Arriaga con el 50%, y en segundo lugar Moctezuma con el 12% de la producción estatal (SIAP, 2014).

El consumo de carne ovina, es de suma importancia a nivel estatal, y uno de los factores que afectan la producción ovina es el parasitismo gastrointestinal, el cual constituye uno de los factores limitantes de la explotación de rumiantes en el mundo, al ocasionar la muerte en animales jóvenes y afectar negativamente la tasa de crecimiento (Kahn y Woodgate, 2012; Domke *et al.*, 2011).

Los animales con infecciones parasitarias reducen la cantidad de energía metabólica utilizada para la producción, conforme los parásitos utilizan los nutrientes, producen inflamación que disminuye los procesos de absorción, dañando órganos vitales y causando que el animal sea más susceptible a otros agentes patógenos. Generalmente, los parásitos afectan subclínicamente al hato y las pérdidas no son notadas. En una parasitosis subclínica y crónica del abomaso, intestino delgado e hígado, el consumo de alimento disminuye hasta en un 15-20% y en casos agudos puede producir anorexia total; estos parásitos producen anemia, toxemia y obstrucción en órganos. Se ha reportado que los parásitos causan daño en el abomaso en glándulas secretoras, con la consecuente disminución del ácido clorhídrico. Como consecuencia, el pH disminuye hasta 6.5, limitando la eficiencia en la digestión (la digestibilidad de nitrógeno se reduce en un 25%) y absorción de nutrientes (Nahed *et al.*, 2003). En cuanto a afectación de parámetros productivos en ovinos, las infecciones por nemátodos deprimen la ingesta de alimento, el crecimiento de corderos, crecimiento de lana, tasa de supervivencia en corderos y la fertilidad en la oveja (Fernández *et al.*, 2006).

Es esencial conocer las características del ambiente y del manejo en los sistemas regionales de producción, para entender como las enfermedades parasitarias influyen a los animales (Nahed *et al.*, 2003). Los sistemas de cría y comercialización de ovinos varían mucho tanto en términos de las razas de ovejas como en su propósito (carne, leche o la producción de lana), y si éstos son manejados extensivamente o intensivamente. Esto, en gran medida dependerá de las tradiciones locales, la tierra, su topografía y los climas

predominantes (Taylor, 2012). Conforme han pasado los años, se han reportado cambios en el desarrollo en la capacidad de controlar las infecciones parasitarias; esto puede ser un reflejo de cambios en el manejo de los borregos, los efectos de cambios climáticos, y la excesiva dependencia de los desparasitantes que ha fomentado la resistencia (Taylor, 2012).

Con respecto a los sistemas de producción, el sistema de pastoreo presenta mayor prevalencia de huevos de nemátodos en heces, en comparación con un sistema de confinamiento. En cuanto a sistemas intensivos, se ha reportado que la coccidiosis es más prevalente, siendo una enfermedad que causa mortalidad en corderos lactantes, provocando enteritis proliferativa (Cai *et al.*, 2009).

Para el tratamiento de los animales parasitados se utilizan de manera común los antihelmínticos, aunque algunos productores utilizan programas de tratamiento preventivo, sin considerar la información epidemiológica básica necesaria para una estrategia óptima de control, o sin cuestionarse la relevancia en la gran cantidad de fármacos antihelmínticos utilizados en animales para consumo (Sibbald *et al.*, 2009).

Un problema relevante en la utilización indiscriminada de antihelmínticos es la quimiorresistencia, la cual constituye una problemática de interés mundial, siendo un estímulo para el desarrollo de estrategias de control parasitario que buscan disminuir los riesgos de seleccionar cepas de parásitos resistentes, así como garantizar la sustentabilidad de las explotaciones, mediante la disminución del uso de antihelmínticos a través del tratamiento selectivo al interior del rebaño (FAO, 2003; Morales *et al.*, 2008). Esto es factible mediante la identificación de los individuos que de alguna manera, se beneficiarán con el tratamiento (Jacobson *et al.*, 2009). Por lo que, el primer paso para lograr un control parasitario está relacionado con el estudio de la epidemiología de los agentes etiológicos, y entre ellos el conocimiento de las especies de parásitos que circulan en los rebaños. El empleo de la información epizootiológica, obtenida como resultado de una investigación dinámica en determinadas

condiciones, constituye la piedra angular para el establecimiento de los planes de control parasitario (Arece, 2007).

La selección de un programa de control estratégico de las parasitosis es de índole prioritaria, entre las medidas sanitarias, en la producción de rumiantes; y se debe tomar en cuenta que, el uso de antihelmínticos no debe sustituir las buenas prácticas de manejo y deben ser usados solo cuando son necesarios y sobre un esquema adecuado. (Morales *et al.*, 2008).

### **1.1.- JUSTIFICACIÓN**

En San Luis Potosí, un importante porcentaje de los pequeños productores de ovinos carece de cualquier práctica básica de medicina preventiva y medidas sanitarias, lo cual tiene una repercusión que no ha sido cuantificada ni dimensionada en sus explotaciones, por lo que, la determinación real del impacto que puede tener el implementar estas medidas es una necesidad inmediata.

### **1.2.-HIPÓTESIS**

Los ovinos, bajo un programa de desparasitación presentarán mayores ganancias de peso y relación grasa/músculo medidos mediante ultrasonografía, y se espera que entre menor sea la carga parasitaria que presente el hato, mayor será la ganancia de peso.

## **II.- OBJETIVOS**

### **2.1 GENERAL**

- Evaluar el impacto de implementar un programa de desparasitación sobre los parámetros productivos en 2 sistemas de producción ovina.

## 2.2 ESPECÍFICOS

- Muestrear los rebaños e identificar los parásitos
- Determinar la carga parasitaria de los rebaños.
- Diseñar e implementar un programa de desparasitación.
- Monitorear mensualmente la carga parasitaria
- Monitorear mensualmente el peso
- Monitorear al inicio y al final del trabajo la condición corporal por ultrasonografía.

## III.- REVISIÓN DE LITERATURA

### 3.1 PARASITOSIS OVINA

Uno de los factores limitantes en la producción de ovinos en pastoreo ha sido la parasitosis gastrointestinal, especialmente en las regiones tropicales y subtropicales, donde las condiciones ambientales favorecen la proliferación de los parásitos. El nematodo *Haemonchus contortus* ha sido considerado como el de mayor prevalencia mundial y uno de los principales causantes de pérdidas económicas en la producción ovina. También se han considerado a *Trichostrongylus colubriformis* y otros géneros como *Nematodirus* spp., *Oesophagostomum* sp, *Cooperia* sp, *Strongyloides* sp, *Teladorsagia* sp, *Chabertia* sp, *Bunostomum* sp, *Trichuris* sp y *Dictyocaulus* sp. (López *et al.*, 2013). Los parásitos gastrointestinales más importantes aislados en ovinos en nuestro país se muestran en la tabla 1.

La colonización del tracto gastrointestinal de los vertebrados es uno de los medios más exitosos de supervivencia de los parásitos, debido a que el canal alimentario representa el hábitat ideal para numerosos protozoarios y helmintos y esta presencia induce a disturbios generales y locales (Hoste, 2001). La mayoría de las pérdidas económicas por parásitos se deben a los signos subclínicos que no son inmediatamente notados por los productores, y pueden

ser substanciales (Cai *et al.*, 2009). Los animales jóvenes, inmunosuprimidos son los más susceptibles a desarrollar una enfermedad subclínica por nematodos y coccidias (protozoarios), al igual que a desarrollar signología clínica, en donde se puede mencionar diarrea, hipoproteinemia, disminución en el crecimiento y muerte en casos severos (Zajac y Conboy, 2012).

Tabla 1. Parásitos gastrointestinales más comunes en ovinos en México.

Tabla 1. Parásitos gastrointestinales de ovinos reportados en México	
Localización	Parásitos
Abomaso	<i>Ostertagia ostertagi</i> , <i>O. lyrata</i> , <i>O. trifurcata</i> , <i>Marshallagia marshalli</i> , <i>Teladorsagia circumcincta</i> , <i>T. daviana</i> . <i>Haemonchus contortus</i> , <i>H. placei</i> , <i>Trichostrongylus axei</i>
Intestino delgado	<i>Trichostrongylus colubriformis</i> , <i>T. vitrinus</i> , <i>T. longispicularis</i> , <i>T. capricola</i> <i>Strongyloides papillosus</i> , <i>Cooperia serrata</i> , <i>C. curticei</i> , <i>C. oncophora</i> , <i>C. mcmasteri</i> , <i>C. pectinata</i> <i>Nematodirus filicollis</i> , <i>Nematodirus spathiger</i> , <i>N. abnormalis</i> , <i>N. oriatianus</i> , <i>N. battus</i> , <i>N. helvetianus</i> , <i>Bunostomum trigonocephalum</i> , <i>Toxocara vitulorum</i>
Intestino grueso	<i>Chabertia ovina</i> , <i>Oesophagostomum columbianum</i> , <i>O. venulosum</i> , <i>Trichuris ovis</i>
Fuente: Romero., <i>et al</i> 2001	

### 3.1.1. Nematodos gastrointestinales

Generalmente, los ovinos que se encuentran bajo pastoreo, especialmente cuando se encuentran en condiciones cálidas y húmedas, son afectados por nematodos gastrointestinales (Gonzales *et al.*, 2014); siendo una causa significativa de morbilidad y mortalidad en pequeños rumiantes y resultan en pérdidas productivas y reproductivas considerables (Vázquez *et al.*, 2006).

Los nematodos gastrointestinales afectan tanto la salud y como la productividad y en casos graves incluso pueden ocasionar la muerte; una de las primeras manifestaciones del parasitismo en el hospedador es la reducción en la ingesta

de alimento (hiporexia), y la reducción de la eficiencia en el uso de nutrientes para el mantenimiento y crecimiento del hospedador (Louie *et al.*, 2007) y afecta negativamente la respuesta inmune del hospedador (Sargison, 2012).

Los nematodos causan daño local en las estructuras mucosas, a nivel celular y tisular y disturbios en las funciones digestivas. En el intestino delgado causa abrasión de las vellosidades e hiperplasia de las criptas de Lieberkuhn, con disminución de la capacidad de absorción de cada enterocito, baja capacidad enzimática y alteración peristáltica que provoca reducción de contacto entre ingesta luminal (Hoste, 2001). Como consecuencia habrá relativa deficiencia de proteínas, desbalance de fluido y electrolitos, desbalance de macrominerales y anemias (Sargison, 2012).

Algunos nematodos como *Ostertagia* spp, *Teladorsagia circumcincta*, y *Trichostrongylus axei*, alteran la funcionalidad de las glándulas. Esto disminuye la producción de ácido clorhídrico, elevando el pH gástrico e impidiendo la activación del pepsinógeno, con la consiguiente falta de digestión proteica. Hay presencia de diarrea asociada al paso de quimo mal digerido al intestino, y puede haber hipoproteinemia por la pérdida osmótica y falta de digestión péptica. (Romero *et al.*, 2001).

La ingestión de larvas de nematodos y adultos es la principal causa de diarrea en ovinos de todas las edades, varios autores han reportado la relación directa entre el conteo de huevos en heces y diarrea en corderos (Broughan y Wall, 2007; Jacobson *et al.*, 2009). La causa de la diarrea es que la secreción excede la absorción, esto debido a daño en la mucosa e incremento en la presión osmótica por el paso de los alimentos sin digerir en el lumen intestinal. La diarrea secretora es causada por mediadores como prostaglandinas, incremento de mensajeros intracelulares como cAMP y Ca<sup>2</sup>, resultando en interrupción de la unión de proteínas del epitelio intestinal y cambios en el flujo de iones a través de membrana (Williams y Palmer, 2012).

Cuando las larvas mudan de un estadio larvario al siguiente (L3 a L4 a L5), hay pérdida de la cutícula que está formada por proteínas, resultando en una expresión de antígenos y esto es importante particularmente para la identificación de la respuesta inmune (Hein *et al.*, 2010). Otra respuesta asociada a parásitos es un incremento dramático de eosinófilos a las 24 horas de adquirir la infección y son principalmente atraídos al estadio de larva 3 (L3). Los estudios histoquímicos identifican a mastocitos y leucocitos como células efectoras que se relacionan con el rechazo de la infección crónica de parásitos adultos, también se ha identificado poca infiltración linfocítica debido a la localización gastrointestinal y su habilidad de regular la respuesta inmune. La respuesta inmune de ovinos a parásitos resulta en una rápida elevación de títulos de anticuerpos IgA e IgG, y específicamente en *H. contortus* la expresión de citocinas locales fue evaluada con PCR post-mortem revelando citocinas tipo I (IFN- $\gamma$ ) y tipo 2 (IL-4, IL-3, IL-5) después de 3 días de sensibilización con dicho parásito (Hein *et al.*, 2010).

### **3.1.2. Protozoarios: *Eimeria* spp.**

La eimeriosis, también conocida como coccidiosis, en pequeños rumiantes es una infección causada por un protozoo unicelular del género *Eimeria*, que se desarrolla en el intestino delgado y grueso. Esta infección es de suma importancia económica por las pérdidas asociadas a los signos clínicos y subclínicos (Chartier *et al.*, 2012). Debido a que su desarrollo intracelular resulta en una destrucción de las células en donde estos se multiplican, son considerados como parásitos obligados (Jolley *et al.*, 2006). La prevalencia de coccidiosis en ovinos es relativamente alta, especialmente cuando los corderos son trasladados de un sitio no contaminado a uno contaminado, en donde el cordero está sobre un sitio sucio con ooquistes. Posteriormente continúan infectándose por contaminación del suelo de las heces de otros corderos y sus madres (Gauly *et al.*, 2004).

Las coccidias afectan el intestino delgado y grueso, provocando cambios que derivan de la pérdida de las células de la cripta y ruptura de vasos sanguíneos (Ibarra *et al.*, 2009), también se ha documentado destrucción mucosa y erosión en íleon inferior, ciego y colon (Jolley *et al.*, 2006). Los signos clínicos en ovinos de manera general son mínimos e inaparentes, puede haber cierto grado de anorexia difícil de detectar, también hay reducción de peso, o falta de crecimiento y heces más blandas. La inmunidad puede disminuir en ovinos infestados, también puede haber disturbios en las vitaminas y minerales por la pobre función alimentaria y absorción (Andrews, 2013).

La coccidiosis ocurre principalmente en corderos de 4 a 8 semanas de edad, provocando disminución en la tasa de crecimiento y diarrea con alta carga de ooquistes en heces. Los corderos lactantes en combinación con otros factores de estrés como: altas densidades en estabulado, múltiples corderos y poca toma de calostro, climas muy extremos e inmunidad deprimida, predispone a dicha enfermedad (Anastasios *et al.*, 2011).

### **3.2 AFECTACIÓN DE LA PARASITOSIS EN PARÁMETROS PRODUCTIVOS**

Los parásitos gastrointestinales pueden producir pérdidas económicas mediante distintas maneras: causando pérdidas a través de la baja fertilidad, reduciendo la capacidad de trabajo de los animales, desechos involuntarios, la reducción de la ingesta de alimento, bajas ganancias de peso, baja producción de leche, incremento en los costos para tratamientos y mortalidades en animales altamente parasitados (Cai *et al.*, 2009).

Dentro de los parámetros productivos más importantes afectados por la parasitosis, se encuentra la producción y composición de la leche, en donde Cruz y colaboradores en el 2012, afirman que ovejas con una menor carga parasitaria de *Teladorsagia circumcincta* obtienen un incremento en la producción láctea, en el último tercio de lactación, y un incremento en la proporción de grasa, proteína y lactosa. Reportes de uso de antihelmínticos, tal

como el albendazol a dosis única, fomentó en ovejas productoras de leche con nematodos gastrointestinales, a incrementar su producción láctea sin tener efectos negativos en su composición (Sechi *et al.*, 2010); asimismo, el uso de moxidectina con netobimina, que eliminó parásitos gastrointestinales en ovejas infectadas, mejoró el rendimiento en la producción de leche en un 44%, con una reducción considerable del conteo de huevos en heces, mejorando el rendimiento productivo (esto se asociado a una mayor disponibilidad de nutrientes) y reduciendo la contaminación de pastizales (Cringoli *et al.*, 2008).

Otro parámetro productivo de gran importancia que es afectado por la parasitosis ovina es el peso corporal, siendo la anorexia, el marcador más sensitivo para evaluar el rendimiento en ovinos parasitados (Busin *et al.*, 2013). Ovejas parasitadas con *Teladorsagia circumcincta* fueron evaluadas, obteniendo que el grupo con la carga parasitaria menor presentó una diferencia significativa del 2% más de su peso corporal y en cuanto a condición corporal en la escala de 1 a 5 el grupo presentó 0.5 unidades más (Cruz *et al.*, 2012). Igualmente, ovinos parasitados con el protozoario *Eimeria* spp. han presentado correlaciones significativamente negativas entre el peso y los conteos de ooquistes en heces, probando el impacto en la infección de *Eimeria* spp. en corderos (Gauly *et al.*, 2004). Debido a la influencia que tiene la parasitosis con respecto a la ganancia de peso, se ha recomendado desparasitar en el último tercio de gestación ya que otorga beneficios en el peso al nacimiento de corderos, debido a las demandas de la hembra en ese periodo y por la predisposición de toxemia de la preñez, dando como resultados una utilización más eficiente de los nutrientes (Fthenakis *et al.*, 2005).

Otro parámetro productivo afectado por la parasitosis es la eficiencia reproductiva que incluye la habilidad de las ovejas a dar gametos activos, ser fertilizadas, concebir con semen de machos fértiles, tener una gestación no interrumpida, parto a corderos vivos y en pesos adecuados lactación ininterrumpida; por lo que mantener una alta eficacia reproductiva debe ser una

prioridad (Fthenakis *et al.*, 2015). En ovejas desafiadas con larvas de nematodos hubo una reducción evidente de la tasa de ovulación y la actividad ovárica, al igual que presentaron una pérdida del 5% de peso corporal y 0.5 unidades de condición corporal en comparación con el grupo no parasitado (Fernández *et al.*, 2006). En ovinos desparasitados, se ha observado una actividad reproductiva (inicio de la pubertad) más temprana, y una edad más temprana a la primera monta, esto se relacionó a que dichos animales presentaron una mayor ganancia de peso; esto se debe a que una disminución en la disponibilidad calórica retarda el inicio de la pubertad al disminuir la liberación de hormona liberadora de gonadotropinas (GNRH), esto es mediado por la leptina que reduce la ingesta calórica; aparte de que la invasión y daño tisular que provocan los parásitos incrementa la síntesis de proteínas y por ende, sus requerimientos. (Mavrogianni *et al.*, 2011).

### **3.3 PARASITISMO EN SISTEMAS DE PRODUCCION OVINA**

Uno de los factores que influyen en la prevalencia de nematodos y coccidias en ovinos es el sistema de manejo al que están sometidos (Gauly *et al.*, 2004).

Se debe considerar que, en los sistemas de producción de pastoreo en ovinos, conforme hay un incremento del número de ovejas y un aumento de las densidades de población, sobre todo en los pastos permanentes, aumenta en gran medida, el riesgo de gastroenteritis parasitaria, debido a la constante reinfección que se presenta en los sistemas de producción extensiva (Taylor, 2012); y una alta prevalencia de infecciones parasitarias en los animales domésticos en sistemas de pastoreo disminuye la productividad, llevando a una importante pérdida económica (Nahed *et al.*, 2003).

Estudios previos en México han relacionado el parasitismo en ovinos con el sistema de manejo así como factores climáticos. Por ejemplo en un sistema de pastoreo de ovinos en Chiapas con clima sub-húmedo leve, reportan como los parásitos más prevalentes a *Eimeria* spp., nematodos intestinales (complejo

gastrointestinal), *Dictyocaulus filaria* (respiratorio) y el tremátodo *Fasciola hepatica*. Estas infecciones fueron asociadas a la temporada climática (lluvias), la patogenicidad del agente y estado fisiológico del ovino (Nahed *et al.*, 2003).

En otro estudio comparativo entre dos sistemas de pastoreo: continuo y rotacional, en un sitio de Tabasco con clima caliente y húmedo, los autores concluyeron que el sistema continuo presentó el menor conteo de huevos de nematodos por gramos de heces (Vázquez *et al.*, 2005).

Estudios en ovinos en otras partes del mundo han encontrado relaciones similares entre el parasitismo y el tipo de manejo y condiciones ambientales. Cai y colaboradores (2009), realizaron una investigación que evaluó la intensidad de infección en ovinos por nematodos y coccidias en tres diferentes sistemas de manejo: confinamiento (SC), semiconfinamiento (SSC) y pastoreo (SP). Se encontró que en SC hubo 0 huevos de nematodos, en SSC se obtuvo un conteo de huevos en heces (CHE) moderado y en SP alto número de CHE. En cuanto a coccidias el SC obtuvo un conteo de ooquistes en heces (COH) alto, en SSC moderado COH y en SP presentó un bajo COH.

Estos resultados tienen relación con el ambiente, manejo y estadios parasitarios, es decir por los requerimientos para completar el ciclo de vida y la supervivencias de los estadios infecciosos en el ambiente. Los nematodos deben someterse a una etapa exógena para pasar de huevo a larva 3, y con respecto al SC, la larva 3 no sobrevive en el silo o al heno, interrumpiendo su ciclo, por lo que no hay nematodos en el medio de confinamiento y si se observan infecciones en animales en pastoreo (semiconfinamiento y pastoreo).

En cambio, la infección por coccidias depende de la intensidad de la producción de los animales, de una alta densidad de animales, forraje contaminado con heces infectadas, y se debe considerar que su ciclo de vida es corto y que, en condiciones adecuadas de temperatura y humedad, esporula de manera

exógena en 24-48 horas, y no requiere del pasto para completar su ciclo (Cai *et al.*, 2009), por ello se observa una tendencia contraria al caso de los nematodos en el mismo sistema de explotación.

### **3.4 TRATAMIENTO.**

En los pequeños rumiantes, el parasitismo gastrointestinal se considera como una de las mayores patologías, por ocasionar disminución de la fertilidad y muerte en animales jóvenes, además de afectar negativamente la tasa de crecimiento, la producción de leche y de lana. Esta situación ha contribuido con la frecuente práctica de los tratamientos antihelmínticos masivos bajo la falsa premisa de que “si un animal esta parasitado, todos lo están” generalmente asociados a dosificaciones incorrectas e innecesarias en muchos animales, favoreciendo la aparición de quimiorresistencia (Morales *et al.*, 2008; FAO, 2003; Miller *et al.*, 2012). Esto es principalmente, porque el tratamiento antihelmíntico se realiza en todo el rebaño sin tomar en cuenta las necesidades individuales del animal, los géneros de parásitos presentes y si el producto utilizado es el correcto (Gaba *et al.*, 2012).

Por lo que, la práctica de tratamientos masivos es totalmente injustificada, ya que los niveles de infección parasitaria no son similares ni siquiera en una misma raza y sexo, aunque se trate de animales en condiciones fisiológicas y edad semejantes, incluso bajo el mismo sistema de cría. Debido a que la agregación o sobre dispersión de los parásitos en el seno de la población hospedadora es algo común, que se traduce en que una fracción del rebaño concentra las mayores cargas y el resto no tiene carga parasitaria o presenta niveles de infección leves o moderados (Morales *et al.*, 2008).

Algunas prácticas de manejo para disminuir el desarrollo de resistencia es reducir la frecuencia del tratamiento antihelmíntico, evitar la subdosificación, cambiar de familia de desparasitantes (Jackson *et al.*, 2000); y dar un tratamiento selectivo para los animales que están parasitados de manera

importante es una buena alternativa, y se manejan indicadores para identificar a los ovinos que preferentemente serán desparasitados como lo son: el conteo de huevos en heces, con alteraciones en heces (diarrea) o prueba de Famacha anormal y anemia (Gaba *et al.*, 2012). Otra forma de adquirir resistencia parasitaria en el rebaño sería introducir nuevos animales que ya tengan dicha resistencia (Sargison, 2012).

### **3.5 TÉCNICAS DIAGNÓSTICAS COMUNES EN PARASITOLOGIA VETERINARIA.**

Una característica importante de los endoparásitos, es que no son directamente apreciables, por lo que generalmente requieren de pruebas de laboratorio para demostrar y cuantificar su presencia. El control del parasitismo debe tener, principalmente, el objetivo de reducir las pérdidas económicas generadas al limitar el desempeño productivo de los rebaños y este debe estar fundamentado en el empleo de técnicas coprológicas capaces, no solo de determinar la presencia del parásito, sino también de cuantificar sus niveles y permitir asociar esos resultados al grado de compromiso con factores productivos y el estado de alteraciones orgánicas (Sandoval *et al.*, 2011)

#### **3.5.1. Métodos cualitativos de flotación**

El frotis fecal simple se ha utilizado durante muchos años para una diversidad de parásitos gastrointestinales y, continúa su uso hoy en día. Se considera que provee con frecuencia resultados falsos negativos por lo que fueron creando mejores métodos para la detección de huevos de parásitos en heces. Una de las primeras modificaciones fue la utilización de sedimentación para concentrar grandes cantidades de heces, por lo que se incrementaron las posibilidades de detección por examen microscópico del sedimento. Si bien las técnicas de sedimentación son eficaces, el uso de la flotación diferencial capturó la atención de muchos de los trabajadores y, a través de los años,

numerosos métodos de flotación con diferentes grados de dificultad se diseñaron para su uso en el sector veterinario (Ballweber *et al.*, 2014)

Para dichas técnicas, las soluciones de flotación deben de ser, con una gravedad específica mayor que la de los huevos u otros elementos parásitos presentes en las heces. Desde la simple sal de mesa y azúcar de mesa (sacarosa), a otros productos químicos tales como sulfato de zinc y nitrato de sodio, hasta combinaciones de soluciones como yoduro de mercurio / yoduro de potasio (solución Janeckso-Urbanyl) y sacarosa / nitrato de sodio, han sido examinados para su uso potencial en el procedimiento de flotación. El enfoque ha sido generalmente de soluciones con gravedades específicas entre 1.18 y 1.30. Algunos problemas relacionados a las soluciones de flotación serían los siguientes: muchos de los elementos de los parásitos no flotan o solo flotan en soluciones con gravedad específica elevada; algunas soluciones de sal, particularmente con gravedad específica elevada, se cristalizan rápidamente en el cubreobjetos haciendo la identificación de difícil a imposible. Adicionalmente, la integridad de algunos parásitos variará dependiendo de la solución y su tiempo de flotación (Ballweber *et al.*, 2014).

La técnica de flotación simple consiste en disolver la materia fecal en soluciones de alta densidad, que provocan la flotación de los huevos, quistes y ooquistes. Aunque posteriormente, la centrifugación fue incorporada en técnicas de flotación, también se han descrito las técnicas gravitacionales de flotación (Ballweber *et al.*, 2014)

### **3.5.2 Técnica de Mc Master**

Trabajando con heces de borregos, Gordon y Whitlock (1939) describieron la desventaja de la técnica de flotación porque tomaba mucho tiempo y por la presencia de gran cantidad de debris, que interfería con la visualización de los huevos de parásitos. Por lo que, se redefinió el método de flotación ordinario agregando una cámara que hoy en día se conoce como Cámara de Mc Master,

llamada así porque ambos individuos trabajaron en el Laboratorio de Salud Animal Mc Master en Sydney, Australia (Ballweber *et al.*, 2014).

El método de Mc Master sirve para evaluar la eficacia de los fármacos antihelmínticos en rumiantes, así como para la detección de resistencia antihelmíntica. En la literatura, muchas variaciones de la técnica de Mc Master se pueden encontrar, y muchos científicos continúan introduciendo nuevas modificaciones a este método. Diferentes modificaciones del método Mc Master varían en cuanto al peso de heces examinadas, volúmenes y tipos de soluciones de flotación, diluciones de la muestra, tiempos de flotación, aplicaciones de centrifugación adicionales, duraciones y velocidades de centrifugación, el número de secciones que se cuentan en la laminilla de Mc Master y diferentes coeficientes para la interpretación (Vadlejch *et al.*, 2011).

Los conteos de huevos por gramos de heces, mediante el uso de la cámara de Mc Master han sido ampliamente utilizados en estudios clínicos y evaluación de la eficacia de los tratamientos antihelmínticos. Se reconoce que no existe una relación lineal entre la población de parásitos adultos y el conteo de huevos por gramos de heces, sin embargo, han sido demostradas correlaciones positivas entre ambas variables en un número de especies domésticas. Esta correlación se pierde con la edad y el grado de inmunidad de los animales, además otros factores como la prevalencia y fecundidad de los parásitos, condiciones climáticas locales y de pastoreo también pueden influenciar los resultados de estas técnicas, sin embargo, en la actualidad éstas siguen siendo irremplazables en términos prácticos, bajo condiciones de campo en el diseño de estrategias de control (Sandoval *et al.*, 2011).

**Técnica cuantitativa de Mc Master clásica:** Esta técnica se fundamenta en el principio de flotación, donde los huevos livianos presentes en una determinada muestra de heces, expuestos a una solución saturada como líquido de flotación, se separan de la masa fecal ubicándose en la superficie de dicho líquido. Brevemente se describe la técnica: Se disuelven 3 g de heces, con solución sobresaturada de NaCl hasta completar un volumen de 45 ml (dilución 1:15), se

tamiza utilizando un colador de malla fina, se homogeniza la solución y posteriormente con un gotero se extrae la mezcla para proceder al llenado de la cámara (2 celdillas) y se deja en reposo durante 10 min. Luego se lee al microscopio a aumento de 100 x, contando todos los huevos que están dentro o sobre las líneas de las rejillas. El número de huevos por gramos es calculado sumando el resultado del recuento de ambas celdillas el cual se multiplica por 50 (Sandoval *et al.*, 2011).

**Técnica modificada de McMaster:** Para los rumiantes, se combinan 4 g de material fecal con 56 ml de solución de flotación para obtener un total de volumen de 60 ml. La prueba se realiza también con 2 g de heces y 28 ml de solución de flotación, esto cuando se obtiene una pequeña cantidad de heces. Las heces se mezclan bien y se cuecen. Posteriormente se llenan las cámaras de Mc Master con la mezcla, utilizando una pipeta o una jeringa. Debe llenarse la cámara completamente, no solo en el área de los cuadros para conteo. Si quedan atrapadas grandes burbujas dentro de la cámara, debe removerse el fluido y volverse a llenar, enfocar en microscopio en el objetivo 10x, enfocando en la capa superior, donde se pueden ver la líneas (Zajac *et al.*, 2012).

Para determinar el número de huevos de parásitos, se suma el conteo de ambas cámaras para cada parásito. La mayoría de las cámaras McMaster están calibradas para que el número de huevos contados en una sola cámara represente el número de huevos en 0.15 ml de mezcla fecal, en ambas cámaras sería 0.3 ml, que sería 1/200 del total de volumen de 60 ml; por lo que, el número de huevos debe multiplicarse por 200. Aunque el total de 4 g de heces se utilizó en la prueba el resultado se dividirá entre 4, que es lo mismo que multiplicar por 50 el conteo de ambas cámaras (Zajac *et al.*, 2012).

### **3.6 TÉCNICA ULTRASONOGRÁFICA PARA MEDIR MÚSCULO Y GRASA.**

La ultrasonografía tiempo real se ha utilizado para predecir las características de la canal, mediante los límites de los tejidos y se utilizan para predecir la composición del cuerpo. La ventaja de este método es que se puede utilizar en animales vivos, tiene una alta heredabilidad y su costo es relativamente bajo (Bedhiaf y Djemali, 2006).

Por eso, ésta tecnología puede ser un excelente instrumento en la selección de ejemplares reproductores de razas cárnicas. La ecografía le proporciona al productor un criterio de selección, que se basa en cantidad y calidad de carne que el animal produce durante sus diversas etapas de desarrollo. Esto garantiza que se seleccionen los mejores sementales de la raza, con base a su potencial real de producción cárnica (Partida de la Peña, 2008).

Se ha mencionado en otros trabajos la utilidad de esta técnica en un sistema de pastoreo, debido a que el clima puede ser perjudicial, y hay variaciones en la suplementación de alimento y los animales son sometidos a una amplia variación de dietas, por lo que el conocer la composición de la canal ayuda a estimar la composición en animales vivos y así los productores pudieran programar la dieta del animal acorde a la composición de la canal (Teixeira *et al.*, 2006).

Las principales mediciones que se realizan en ovinos con ultrasonido en tiempo real son: profundidad, anchura y área del músculo del lomo (ojo de chuleta); se mide el espesor de la grasa subcutánea o de cobertura y se puede realizar la evaluación del espesor de la grasa que cubre el pecho. Por lo general, las mediciones del lomo se asocian con la composición de la canal, mientras que las de la grasa nos indican el grado de finalización del animal (Partida de la Peña, 2008). La medición del grosor de la grasa subcutánea entre la 3ra a 4ta vértebra lumbar (L3 - L4), es un predictor útil para la composición de la canal de corderos, debido a que se han estudiado factores que afectan la repetibilidad de

la profundidad de tejidos para poderlos determinar con ultrasonografía tiempo real (Teixeira *et al.*, 2006). De igual forma, las mediciones ultrasonográficas de la costilla 12va y 13va en ovinos de raza Sire, es un sitio confiable para predecir las mediciones de la canal (Sahin *et al.*, 2008).

Se han encontrado en varios estudios con ovinos diversas correlaciones entre medidas ultrasonográficas de áreas anatómicas distintas, relación espesor de grasas y músculo, volumen de músculo, profundidad de músculo y espesor de grasa con piel, con la calidad y composición de la canal (Bedhiaf *et al.*, 2006; Teixeira *et al.*, 2006; Silva *et al.*, 2007).

Por ejemplo, se ha demostrado que el volumen obtenido del músculo largo dorsal tiene una alta relación, correspondiente a las mediciones de la canal. La composición de la canal de grasa y músculo es predicha con el volumen del músculo largo dorsal (Silva *et al.*, 2007).

Otro estudio en donde se le dio utilidad a la técnica ultrasonográfica antes mencionada, fue el realizado en el norte de África por Bedhiaf y colaboradores en el 2006, en el que utilizaron 745 corderos, los cuales fueron pesados al nacimiento y a los 3 meses de edad. Posterior a la lactación, se realizaron mediciones ultrasonográficas de grosor de la grasa externa y profundidad del músculo, realizadas en la costilla 12-13 con ultrasonido en modo B. El trabajo concluye que conociendo la composición de la canal se puede saber la edad óptima al sacrificio y para la selección de una mejor canal en ovinos. Se ha reportado que la producción de una canal con grasa abundante tiene sus limitaciones, llevando a una pérdida económica, debido a que es costosa la producción de grasa por el animal y el consumidor prefiere carne más magra, y esta técnica nos ayuda a predecir la calidad de la carne y la proporción de grasa.

Se realizó otro estudio en 67 borregos machos de raza Churra, con pesos entre 21.5-47 Kg, en donde se realizaron mediciones con ultrasonografía del músculo largo dorsal, realizados 24 horas antes del sacrificio entre la 12-13va costilla y entre la L3-L4. La grasa fue medida junto con la piel. Posteriormente fueron sacrificadas, y fueron evaluadas las canales. Se concluye que la región de L3-L4 es un predictor útil para la composición de la canal, principalmente de la grasa dorsal, y esta región presenta una menor desviación estándar en la predicción que en la grasa de la región de la 12-13va costilla (Teixeira *et al.*, 2006).

#### **IV.- METODOLOGÍA**

##### **4.1 SITIO DE ESTUDIO/ SELECCIÓN DE LOS HATOS**

Para la realización de este trabajo, se seleccionaron 2 hatos bajo condiciones distintas de manejo, uno estabulado y otro en pastoreo libre, ambos localizados en el Municipio de Soledad de Graciano Sánchez, con Domicilio Físico en Libertad #401 y Ponciano Arriaga #711 en San Luis Potosí.

##### **4.2 COMPOSICIÓN DE LOS HATOS**

Los animales utilizados en el presente estudio fueron borregos criollos que se encuentran en los hatos de ambos productores, distribuidos en 45 animales en sistema de pastoreo y 65 animales en sistema estabulado (Figura 2).

###### **4.2.1 Marcaje de los animales**

Los animales del estudio no contaban con ningún tipo de registro, ni presentaban ningún tipo de distinción entre ellos, por lo que se realizó el aretado de todos los animales de ambos hatos, de esta manera se pudo localizar a los animales parasitados.

#### **4.2.2 Tipo de muestreo**

Para cada hato se seleccionaron los animales que presentaron carga parasitaria, realizando un muestreo aleatorio simple con reemplazo, para formar 2 grupos por hato: un grupo control sin tratamiento y un grupo con tratamiento específico para las especies de parásitos identificadas.

#### **4.2.3 Tamaño de muestra**

En base a un análisis exploratorio previo, se determinó incluir todos los animales que cumplían con los criterios de inclusión.

#### **4.2.4 Criterios de inclusión**

- Animales con carga parasitaria.
- Animales que se encuentren clínicamente sanos.

#### **4.2.5 Criterios de exclusión**

- Animales sin carga parasitaria en el estudio coproparasitológico.
- Animales clínicamente enfermos.
- Animales gestantes.
- Animales con una carga parasitaria extrema

**A**



**B**



Figura 2. Animales que componen los rebaños. a) ovinos en sistema intensivo. b) ovinos en sistema extensivo bajo pastoreo.

### **4.3 MANEJO DEL HATO**

Se realizaron encuestas a los productores para poder obtener los datos del manejo general de los animales, el tipo de alimentación, medidas sanitarias y de prevención. En base a lo anterior, se obtuvo la siguiente información: el hato en producción extensiva tiene como objetivo obtener animales para producción de carne (corderos de 45 kg), no se realiza manejo de medicina preventiva (vacunación ni desparasitación), con respecto al pastoreo, los animales salen en la mañana de 8:00 a 10:00 am y de 3:00 a 5:00 pm. Son alimentados con flores de *Trípoli repens* (trébol blanco) y *Brugmansia candida*. También cilantro, perejil, acelga; hierba y cascara de naranja y verdura como: zacate, malva, col, zanahoria, betabel.

El hato en producción intensiva, tiene como objetivo la venta de carne (corderos de 50 Kg.), presenta condiciones de manejo estabulado, y no utiliza calendario de medicina preventiva (ni vacunación, ni desparasitación). Los animales son alimentados con cáscara de naranja por la mañana y por la tarde rastrojo (heno de alfalfa, betabel, lechuga, maíz). En el mes de noviembre se alimentan con flor de cempasúchil y plátano.

### **4.4 VARIABLES UTILIZADAS PARA LOS ANÁLISIS ESTADÍSTICOS**

Variable dependiente: Peso corporal, ancho de grasa, ancho de músculo dorsal largo y área de músculo dorsal largo medido por ultrasonografía.

Variables independientes: número de huevos / gramo de heces

### **4.5 TÉCNICAS DE LABORATORIO**

#### **4.5.1 Determinación de carga parasitaria.**

#### **4.5.1.1 Recolección de la muestra**

Para la toma de muestra, en animales grandes se colectaron las heces directamente del recto (Figura 3). Para tomar la muestra se utilizó un guante de vinil o una bolsa y al coleccionar las heces y retirar la mano del recto, se volteó el guante y la muestra fue marcada con su número de identificación (Kamio *et al.*, 2001).

#### **4.5.1.2. Técnicas coproparasitoscópicas**

El procesamiento de las muestras en el laboratorio, se llevó a cabo mediante la técnica cuantitativa de Mc Master, utilizando una solución saturada de NaCl.

##### **Procedimiento:**

- 1.-Preparación de una solución salina con una gravedad específica de 1.2, preparada con agua destilada y NaCl (Figura 4).
- 2.- Tomar 2 gramos de heces y disolver en 56 ml de sol. NaCl saturada. Mezclar cuidadosamente la muestra hasta disolver los grumos de mayor tamaño (Figura 5a).
- 3.- Tamizar la muestra con un colador plástico para eliminar las partículas de tamaño mayor (Figura 5b).
- 4.- Colocar una gasa dentro de la solución y contar 10 minutos para que los huevos floten. Tomar el sobrenadante de la solución saturada de la muestra con una pipeta. (Figura 5c).
- 5.- Llenar la cámara de Mc Master y examinar en el microscopio con un objetivo de 10X. (Figura 5d).
- 6.- La cuantificación se realiza multiplicando el número de huevos encontrados en ambos cuadrantes por 50 y el resultado expresa el número de huevos por cada dos gramos de heces (Zajac y Conboy, 2012)

**A**



**B**



Figura 3. a) y b) Toma de muestras de heces directamente del recto de los borregos que participaron en este estudio.



Figura 4. Preparación de solución salina saturada. La preparación se realiza con NaCl y agua destilada, utilizando para homogenizar la mezcla una placa térmica con agitador magnético.

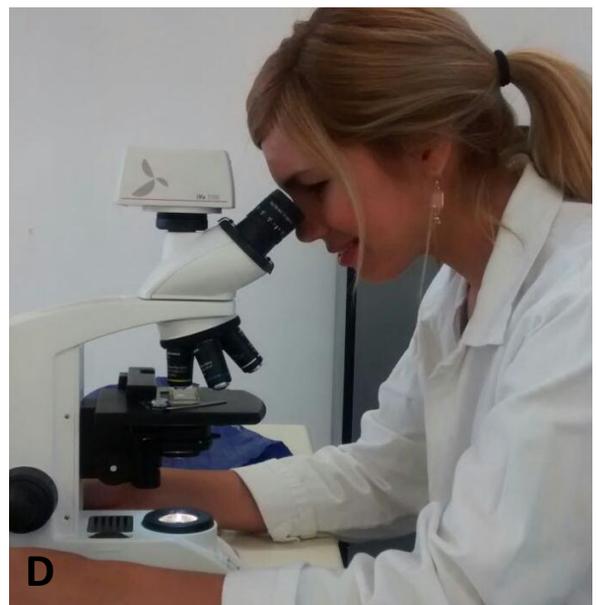
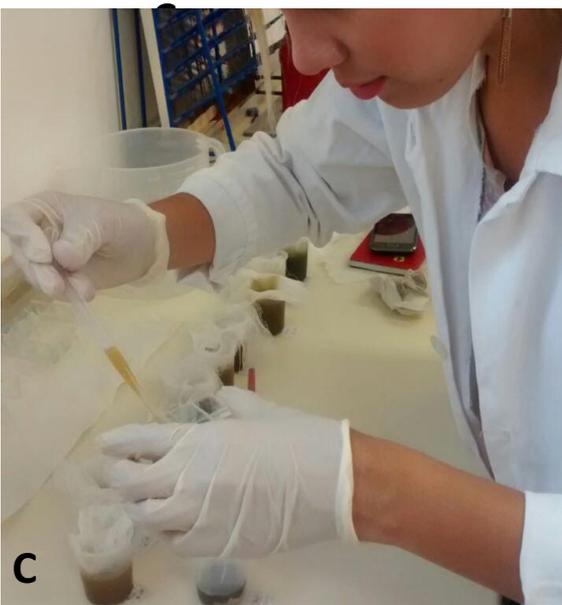
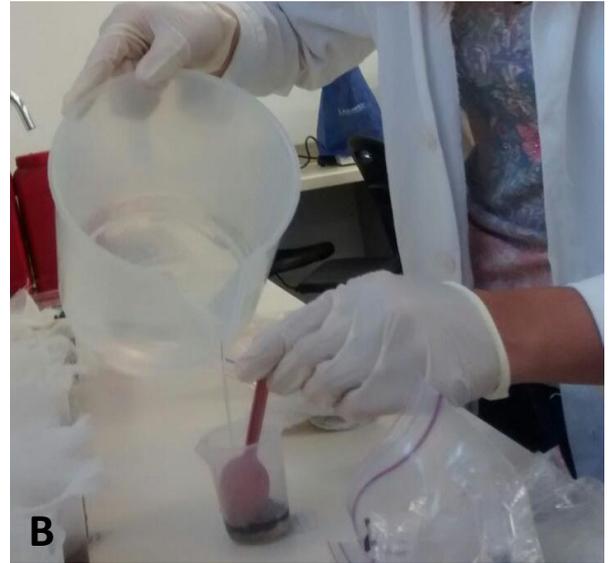
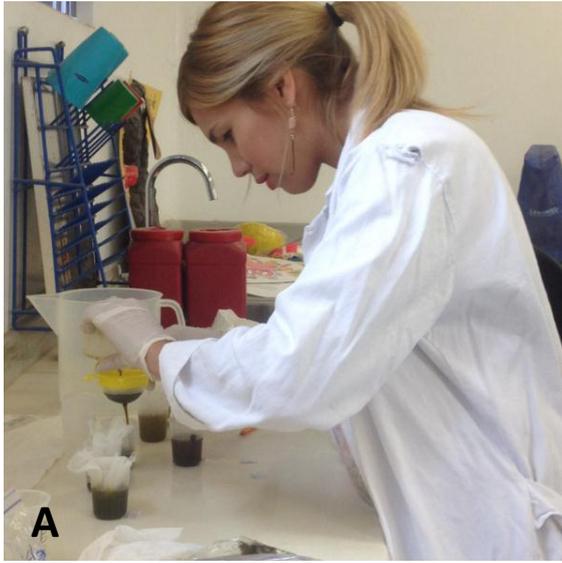


Figura 5. Técnica de Mac Master. a) La muestra de heces es colocada en un recipiente con solución salina saturada, y se mezcla hasta disolver. b) Después de realizar la disolución, se tamiza con un colador. c) Se coloca una gasa en la solución y se espera 10 minutos, posteriormente se recolecta el sobrenadante con una pipeta. d) La solución recolectada se coloca en la cámara de Mc Master y se observa al microscopio a 10 x.

#### **4.5.2. Evaluación de los parámetros productivos**

Los parámetros productivos evaluados fueron la ganancia de peso y relación grasa/músculo mediante ultrasonografía. Los animales de cada grupo se pesaron mensualmente a partir de noviembre del 2014, finalizando en abril del 2015, se obtuvo la relación grasa/músculo mediante ultrasonografía evaluada al inicio del muestreo, en diciembre del 2014 y al final del estudio que fue en mayo del 2015, determinando el grosor de la grasa, del músculo y el volumen del músculo largo dorsal como esta reportado (Bedhiat y Djemali, 2006; Teixeira *et al.*, 2006; Silva *et al.*, 2007; Partida de la Peña, 2008; Sahin *et al.*, 2008).

El pesaje de los animales fue realizado mediante una báscula romana de resorte, que fue colgada con una soga desde una altura suficiente para poder sostener al animal sin que tuviera contacto con el suelo (Figura 6).

Para la medición por ultrasonografía se utilizó un equipo de ultrasonido portátil, marca Midray modelo DP-10 con un transductor microconvexo multifrecuencia usado a 7 Hz. Para realizar la medición de la relación grasa/músculo mediante ultrasonografía, se determinó la zona donde sería ubicado el transductor y donde serían tomadas las imágenes ecográficas. Se procedió a rasurar la lana, se limpió la zona con alcohol para quitar el sebo y se aplicó el gel ecográfico. Para realizar el examen ultrasonográfico, el transductor fue posicionado entre las vértebras torácicas 12 (T12) y T13 de forma paralela a las costillas, 2 cm debajo de los procesos espinosos, y entre las vértebras lumbares 3 (L3) y L4 (Figura 7). Las imágenes de cada animal fueron almacenadas de manera digital y guardadas en la computadora para su análisis. A cada imagen se le midió en centímetros la profundidad y el área del músculo largo dorsal, además de la profundidad de grasa subcutánea, como se muestra en la Figura 8. Estos datos fueron registrados para formar la base de datos de Excel para su posterior análisis estadístico.

**A**



**B**



Figura 6. Obtención del peso corporal mensual en los ovinos del estudio. a) Colocación del arnés alrededor del cuerpo para poder elevarlo completamente. b) El arnés se coloca sobre el gancho que tiene la báscula de resorte para obtener el peso corporal.



Figura 7. Realización de la técnica de ultrasonografía para la determinación de la relación grasa/músculo. a) Eliminación de la lana en regiones comprendida entre la vértebra T12 y T13, localizando las apófisis espinosas de ambas vértebras y recortando un rectángulo que abarque justo en la base de la apófisis hasta 5 centímetros ventral entre el espacio de la T12 y T13 y L3 y L4. b) Con el área rasurada se procede a la colocación de gel para ultrasonido. c) Se realiza la localización de la imagen del corte transversal del musculo largo dorsal.

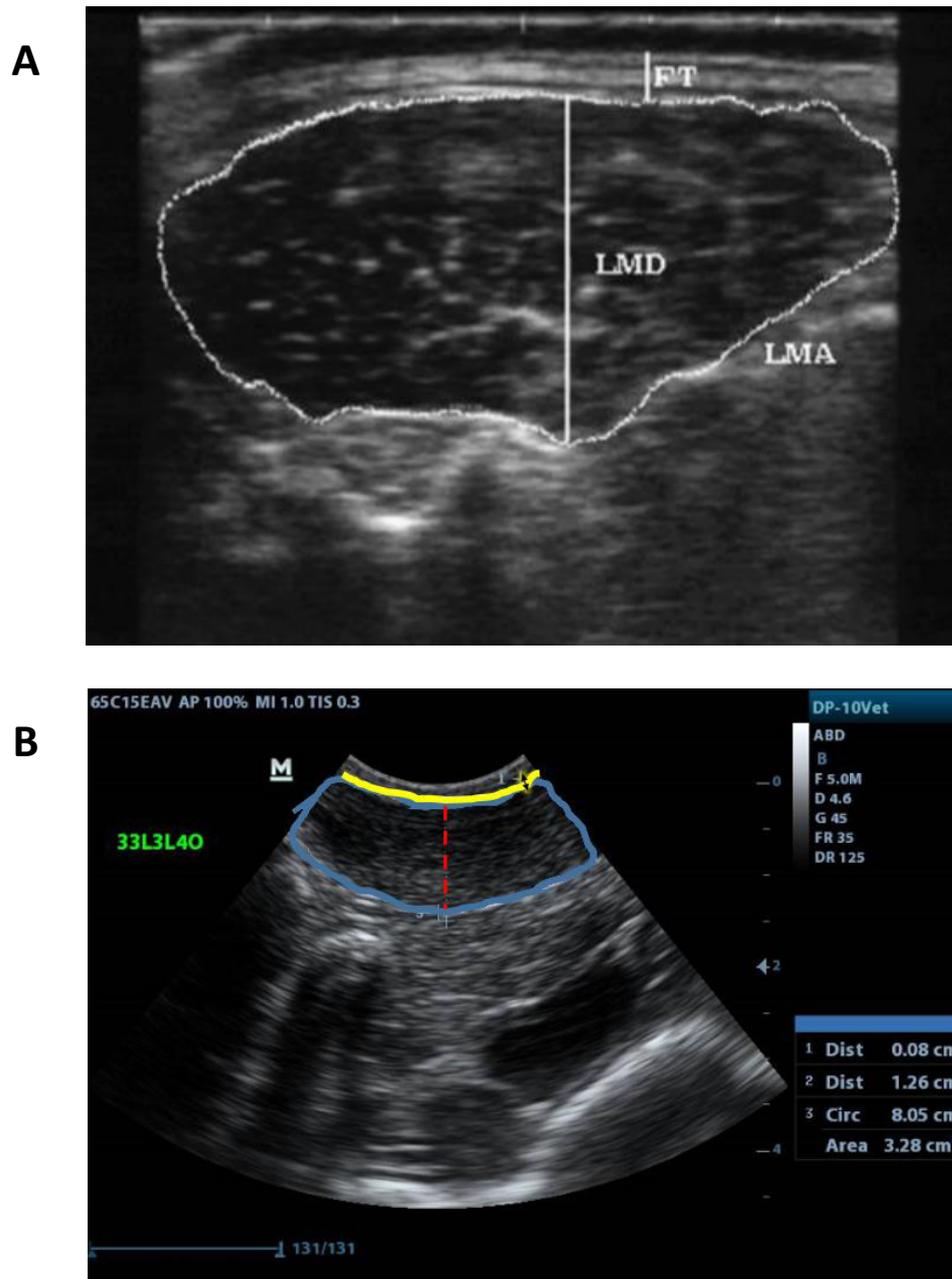


Figura 8. Imágenes ultrasonográficas de la medición del ancho de grasa y ancho y área del músculo largo dorsal. a) Imagen se muestra tomada de Sahin y colaboradores (2008) muestra la técnica de la medición de la grasa subcutánea (FT), del ancho de músculo dorsal (LMD) y área del músculo largo dorsal (LMA). b) Imagen representativa del estudio de ultrasonografía, de uno de los animales evaluados, se señala con color amarillo la grasa y se mide lo ancho (señalada con flecha negra), se señala con una línea roja punteada el ancho del músculo largo dorsal y el área de músculo dorsal delimitada con una línea azul.

### **4.5.3. Diseño e implementación del programa de desparasitación**

Para el diseño del programa de desparasitación, se tomaron en cuenta los resultados del análisis exploratorio previo, cuyos resultados indicaron que los parásitos presentes en el hato con sistema de producción intensivo fue *Eimeria* spp. En el hato con manejo extensivo fueron los siguientes: *Eimeria* spp., *Estrongilidos* (géneros *Haemonchus* spp, *Teladorsagia* spp, *Cooperia* spp) y *Moniezia*. Por los resultados anteriores, se decidió utilizar Toltrazuril en los animales que salieron positivos a *Eimeria* spp., ya que se ha demostrado que a dosis de 20 mg/kg de peso vivo reduce los niveles de excreción de ooquistes de *Eimeria* spp., también presenta un largo efecto anticoccidial, reduciendo ooquistes también en el ambiente y así disminuir el contagio de otros animales.

En los animales que fueron positivos a estromgilidos y *Moniezia* spp., el tratamiento elegido fue fenbendazol que es un antihelmíntico benzimidazol que presenta efectividad contra los parásitos mencionados anteriormente, en ovinos la dosis recomendada es a 10 mg/kg su eficacia ha sido demostrada considerándose un antihelmíntico de amplio espectro con acción vermícida, larvícida y ovícida sobre parásitos de distintos géneros (Plumb, 2011).

Se repitió la dosis en los animales de estudio experimentales de acuerdo a los resultados de su estudio coproparasitoscópico, para intentar mantener a los animales con conteos negativos de huevos en heces (Figura 9).

### **4.5.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Previo a los análisis estadísticos se evaluó si las variables de los datos cumplieron con los supuestos de normalidad y homogeneidad de la varianza (Kolmogorov-Smirnov y pruebas de Barlett, respectivamente).

**A**



**B**



Figura 9. Desparasitación química en los ovinos. a) En base al peso corporal y el tipo de parásito se calculó la dosis adecuada, la cual fue administrada con una jeringa. b) La vía de administración de la desparasitación química fue vía oral, abriendo la boca del animal e introduciéndola directamente.

Los datos de carga parasitaria (número de huevos), se presentan como mediana y rango percentil (10%-90%), dado que los datos no presentaron normalidad y homogeneidad en los valores ( $p < 0.05$ ). Las variables cuantitativas de peso, ancho de grasa, ancho de músculo y área de músculo siguieron una distribución normal (Kolmogorov-smirnov  $p > 0.05$ ) y cumplieron el supuesto de homocedasticidad (Prueba de Barlett  $p > 0.05$ ). Dichas variables cuantitativas se presentan mediante media y desviación estándar.

Se evaluaron diferencias estadísticas en las variables entre grupos de estudio, considerando ambos hatos por separado. Para evaluar diferencias en el peso se utilizaron anovas factoriales para evaluar diferencias entre edades, o grupos experimentales y al mismo tiempo, para determinar si hubo un efecto de la edad o grupo experimental sobre las tendencias observadas en el peso a lo largo de los meses (Zar, 1996). Se utilizaron pruebas t de Student para evaluar diferencias en el peso entre el grupo control y el grupo experimental por mes de estudio.

Con respecto a las variables ultrasonográficas, se estimó el cambio porcentual de la media observada entre los meses de diciembre y mayo (ecuación 1, Celis y Labrada, 2014). Se evaluaron diferencias en cada una de las variables ultrasonográficas entre meses y grupos experimentales por medio de pruebas t de Student.

$$cp = \frac{x_{mayo} - x_{diciembre}}{x_{diciembre}} \times 100$$

(Ecuación 1)

Por medio de una correlación de Spearman se evaluó la relación entre la carga parasitaria y el peso de los ovinos utilizando todos los datos de cada mes por hato de estudio.

Todos los análisis se hicieron en Statistica versión 8 (StatSoft, 2007) y el valor de significancia considerado fue  $\alpha = 0.05$ .

## **V. RESULTADOS**

### **5.1. PREVALENCIA**

La prevalencia de parásitos encontrada en el hato 1 (manejado bajo sistema intensivo) fue de 39% de *Eimeria* spp. En el hato 2 (manejado en sistema de pastoreo) se encontró una mayor riqueza parasitaria, obteniendo una parasitosis total del 58%, de los cuales el 31% correspondió a *Eimeria* spp., el 46% de estrogilidos y el 6% a *Moniezia* spp.

### **5.2. PESO**

En la tabla 2 se presentan los valores promedio del peso de los corderos por grupo experimental y mes de estudio para cada uno de los hatos de estudio. No se encontró una diferencia significativa en el cambio de peso a lo largo de los meses en ninguno de los tratamientos de los hatos (Grafica 1 y 2).

Al comparar el peso entre tratamientos experimentales, considerando cada mes por separado, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas en el peso en ninguno de los hatos; sin embargo el grupo experimental del hato 1 presentó un cambio porcentual en el peso promedio del 12% en comparación con el grupo control durante marzo y del 18% durante abril (Gráfica 1).

En el hato 2 se observó una tendencia de incremento en el peso durante los meses del 2015 (febrero, marzo y abril) en comparación con los meses del 2014 (noviembre y diciembre) tanto en el grupo control como en el experimental (Gráfica 2).

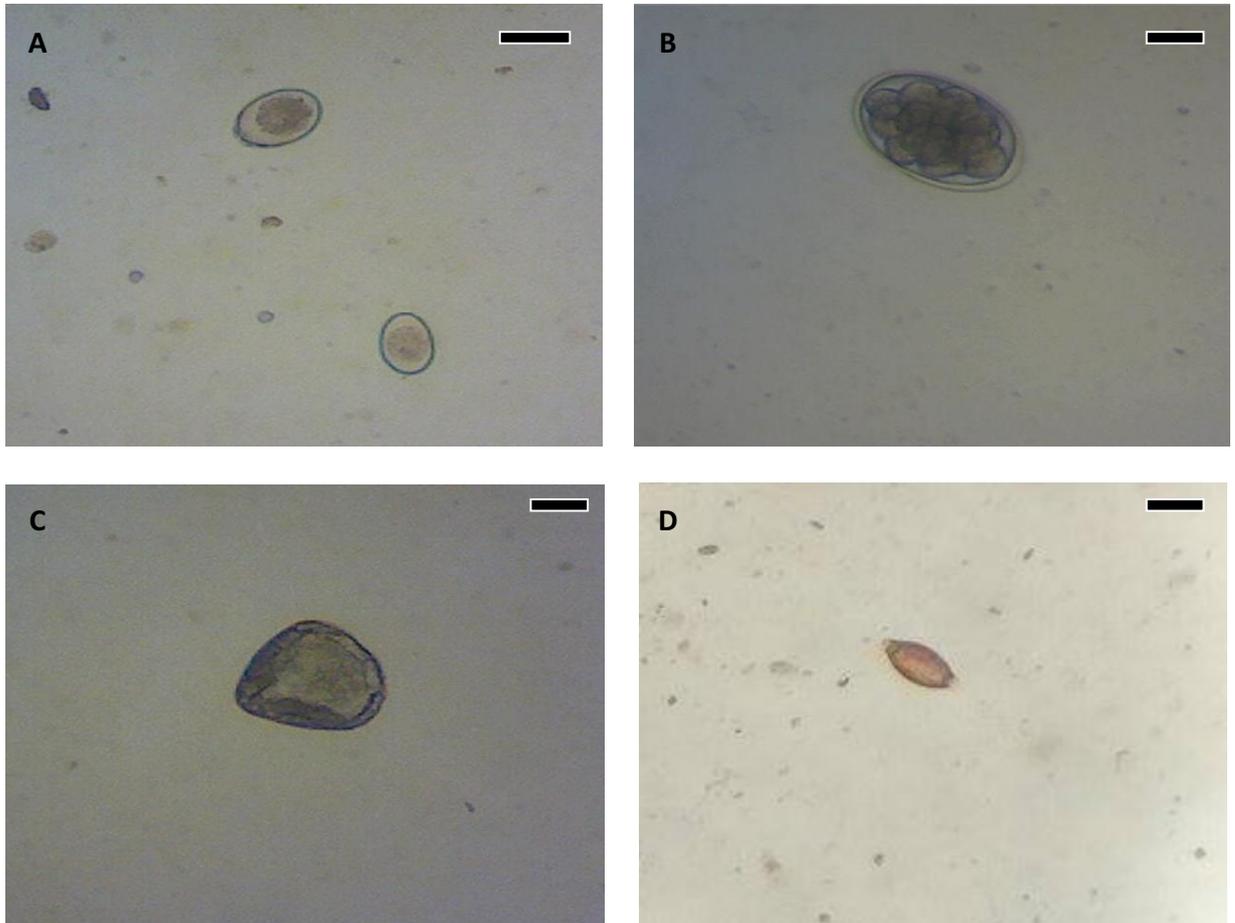
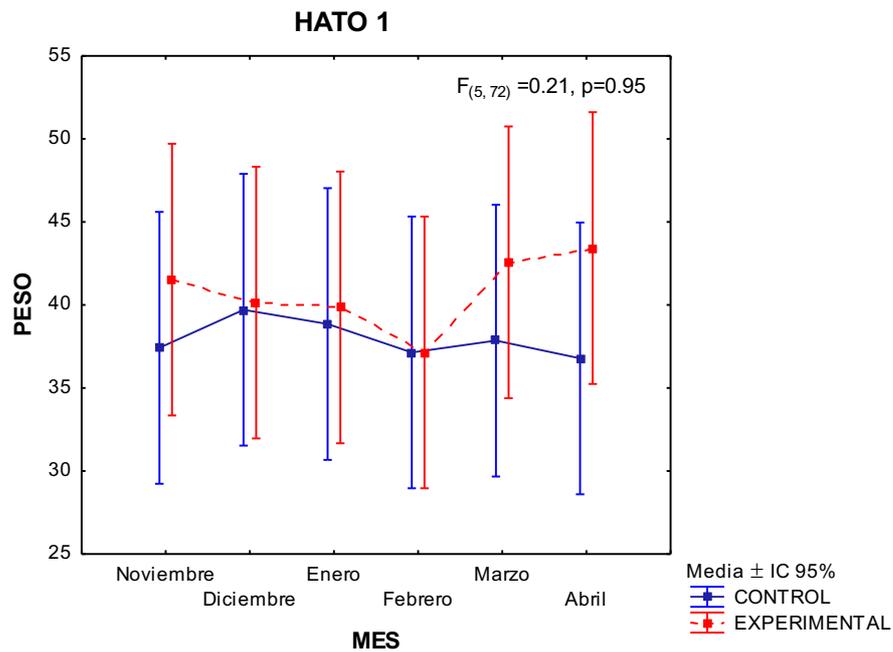
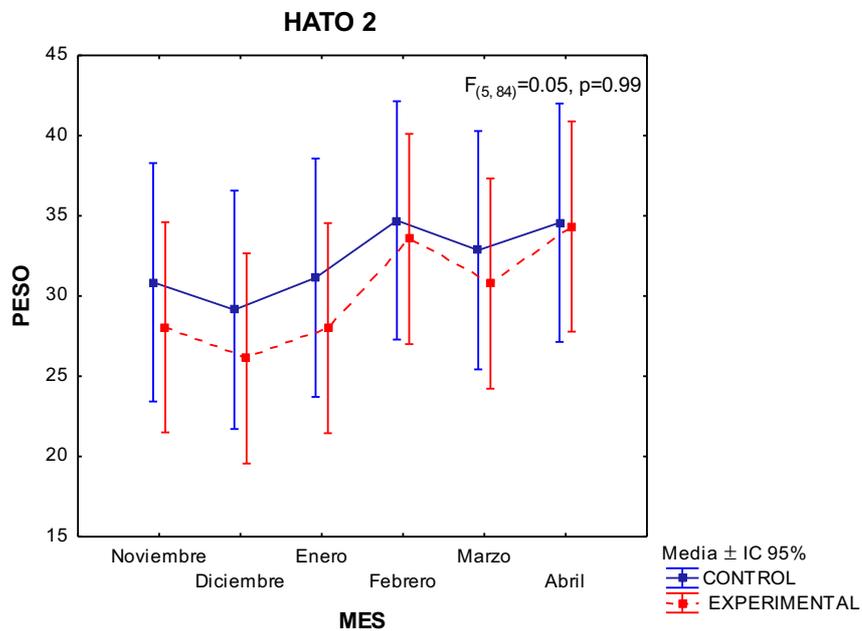


Figura 10. Parásitos más comunes encontrados en ambos rebaños ovinos a) Se observan dos ooquistes de *Eimeria* spp. en la fase de una célula obtenidos de las muestras de heces. b) Huevo de estrongilido ovino. c) Huevo de *Moniezia* de ovino que presenta una forma cuadrada típica. d) Huevo de *Trichuris* spp; Figura a) con amplificación 40X. Barra 20 $\mu$ m. Figura b), c) y d) con amplificación 10X. Barra 60 $\mu$ m.



Grafica 1. Comportamiento del peso a lo largo de los meses en el hato 1 en el cual no hubo diferencia significativa.



Grafica 2. Gráfica que muestra el comportamiento del peso a lo largo de los meses en los animales del hato 2, grupo control y experimental. No hubo diferencia significativa.

### **5.3. MEDIDAS DE RELACIÓN GRASA/MÚSCULO MEDIANTE ULTRASONOGRAFÍA.**

Los resultados de las medidas de ultrasonografía de grasa y músculo dorsal largo son mostrados en la Tabla 2, en donde se muestran los valores promedio y la desviación estándar de las mediciones de ancho de grasa, ancho y área de músculo evaluado mediante ultrasonografía.

No se encontraron diferencias significativas al comparar el cambio de ancho de grasa y el ancho y área de músculo entre los meses de diciembre del 2014 y mayo del 2015, en los que corresponde a los grupos control de ambos hatos (Tabla 3 y 4). En el grupo experimental del hato 1, tampoco se encontraron diferencias estadísticamente significativas, sin embargo, se observa un cambio porcentual del 22% en la región torácica de T12-T13 en las medidas de ancho de grasa medido en el mes de mayo en comparación con diciembre. Así mismo, se observa un incremento en el ancho de músculo (14%) y en el área de músculo (17%) en mayo en comparación con diciembre (Tabla 3). En la región lumbar de L3-L4 el cambio porcentual fue menos marcado que en el área torácica de los animales del hato 1, encontrándose un cambio porcentual en mayo del 5% en ancho de grasa y 8% en el área de músculo (Tabla 3). En la región lumbar de L3-L4 el cambio porcentual fue menos marcado que en el área torácica de los animales del hato 1, encontrándose un cambio porcentual en mayo del 5% en ancho de grasa y 8% en el área de músculo (Tabla 3).

**Tabla 2.** Valores promedio ( $\pm$  desviación estándar) de peso y mediciones de grasa y músculo por ultrasonido de ovinos.

HATO	TRATAMIENTO	MES	PESO	Ancho Musculo T12-T13	Ancho Grasa T12-T13	Área Grasa T12-T13	Ancho Musculo L3-L4	Ancho Grasa L3-L4	Área Grasa L3-L4
1	CONTROL (n=7)	Noviembre	37.42 $\pm$ 7.35						
1		Diciembre	39.71 $\pm$ 8.32	1.82 $\pm$ 0.084	0.14 $\pm$ 0.0058	6.24 $\pm$ 2.28	1.59 $\pm$ 0.071	0.14 $\pm$ 0.005	6.14 $\pm$ 1.51
1		Enero	38.85 $\pm$ 10.64						
1		Febrero	37.14 $\pm$ 10.57						
1		Marzo	37.85 $\pm$ 11.84						
1		Abril	36.78 $\pm$ 75.55						
1		Mayo			1.61 $\pm$ 0.118	0.18 $\pm$ 0.0048	5.71 $\pm$ 3.28	1.64 $\pm$ 0.12	0.18 $\pm$ 0.003
1	EXPERIMENTAL (n=7)	Noviembre	41.52 $\pm$ 9.73						
1		Diciembre	40.14 $\pm$ 9.1	1.52 $\pm$ 0.1740	0.18 $\pm$ 0.0089	5.54 $\pm$ 4.83	1.72 $\pm$ 3.06	0.18 $\pm$ 0.008	6.17 $\pm$ 3.11
1		Enero	39.85 $\pm$ 9.81						
1		Febrero	37.14 $\pm$ 10.77						
1		Marzo	42.57 $\pm$ 11.74						
1		Abril	43.42 $\pm$ 129.08						
1		Mayo			1.76 $\pm$ 0.169	0.23 $\pm$ 0.018	6.7 $\pm$ 7.59	1.68 $\pm$ 0.39	0.19 $\pm$ 0.01
2	CONTROL (n=7)	Noviembre	37 $\pm$ 3.46						
2		Diciembre	34.6 $\pm$ 2.41	1.50 $\pm$ 0.058	0.13 $\pm$ 0.0035	4.38 $\pm$ 0.97	1.59 $\pm$ 0.109	0.13 $\pm$ 0.003	4.6 $\pm$ 0.86
2		Enero	36.2 $\pm$ 8.95						
2		Febrero	40.4 $\pm$ 5.9						
2		Marzo	37.2 $\pm$ 6.3						
2		Abril	34.57 $\pm$ 49.95						
2		Mayo			1.56 $\pm$ 0.059	0.16 $\pm$ 0.024	4.79 $\pm$ 0.709	1.50 $\pm$ 0.049	0.16 $\pm$ 0.001
2	EXPERIMENTAL (n=9)	Noviembre	32.33 $\pm$ 4.49						
2		Diciembre	30.33 $\pm$ 5.79	1.30 $\pm$ 0.039	0.10 $\pm$ 0.0025	4.03 $\pm$ 1.440	1.24 $\pm$ 0.061	0.1 $\pm$ 0.002	3.75 $\pm$ 1.83
2		Enero	32.66 $\pm$ 4.14						
2		Febrero	39.66 $\pm$ 4.7						
2		Marzo	35.66 $\pm$ 6						
2		Abril	34.33 $\pm$ 97.1						
2		Mayo	-		1.5 $\pm$ 0.058	0.14 $\pm$ 0.0014	4.62 $\pm$ 1.19	1.42 $\pm$ 0.11	0.18 $\pm$ 0.0028

Abreviaturas: T12-T13, entre torácica 12 y 13; L3-L4, espacio entre lumbar 3 y 4.

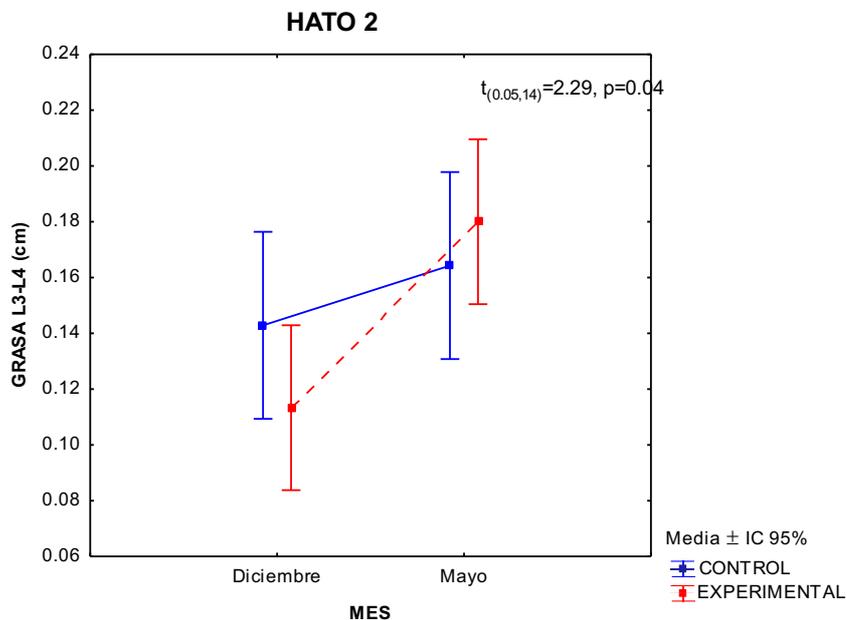
**Tabla 3.** Valores promedio y cambio porcentual de los parámetros de grasa y músculo medidos mediante ultrasonografía en los ovinos del hat01.

Parámetros	CONTROL				EXPERIMENTAL			
	Diciembre 2014	Mayo 2015	Cambio porcentual	p	Diciembre 2014	Mayo 2015	Cambio porcentual	p
	Media	Media			Media	Media		
Ancho Grasa T12-T13	0.14	0.18	22.22	0.39	0.18	0.23	21.73	0.46
Ancho Musculo T12-T13	1.82	1.61	-13.04	0.28	1.52	1.76	13.63	0.33
Área músculo T12-T13	6.24	5.71	-9.28	0.64	5.54	6.70	17.31	0.43
Ancho Grasa L3-L4	0.14	0.18	22.22	0.64	0.18	0.19	5.26	0.13
Ancho músculo L3-L4	1.59	1.64	3.04	0.76	1.72	1.68	-2.38	0.88
Área músculo L3-L4	6.14	6.05	-1.48	0.93	6.17	6.71	8.04	0.72

**Tabla 4.** Valores promedio y cambio porcentual de los parámetros de grasa y músculo medidos mediante ultrasonografía en los ovinos del hat02.

Parámetros	CONTROL				EXPERIMENTAL			
	Diciembre 2014	Mayo 2015	Cambio porcentual	p	Diciembre 2014	Mayo 2015	Cambio porcentual	p
	Media	Media			Media	Media		
Ancho Grasa T12-T13	0.13	0.16	18.75	0.44	0.1	0.14	28.57	0.09
Ancho Musculo T12-T13	1.5	1.56	3.84	0.67	1.3	1.5	13.33	0.08
Área músculo T12-T13	4.38	4.79	8.55	0.46	4.03	4.62	12.77	0.32
Ancho Grasa L3-L4	0.13	0.16	18.75	0.31	0.1	0.18	44.44	0.008
Ancho músculo L3-L4	1.59	1.5	-6	0.35	1.24	1.42	12.67	0.24
Área músculo L3-L4	4.6	4.6	0	0.93	3.75	4.24	11.55	0.47

En el grupo experimental del hato 2 se encontró una diferencia significativa en el ancho de grasa L3-L4, observándose un promedio mayor durante el mes de mayo en comparación con diciembre (cambio porcentual del 44%, ( $t_{(0.05,16)}=3.04$ ,  $p=0.008$ ). Se puede apreciar que el grupo experimental presenta un incremento mayor de ancho de grasa en comparación con el grupo control (Gráfica 3). El resto de las variables de la región lumbar (L3-L4) no mostraron diferencias estadísticamente significativas, sin embargo el cambio porcentual en mayo, en comparación con diciembre, fue del 44% en el ancho de grasa, del 13% en el ancho de músculo y del 12% en el área de músculo (Tabla 4). En la región torácica se observó un cambio porcentual positivo en la media observada durante mayo en comparación con diciembre (Tabla 4). Se observó un cambio porcentual del 28% en la región torácica de T12-T13 en las medidas de ancho de grasa medido en el mes de mayo en comparación con diciembre y un incremento en el ancho de músculo (13%) y en el área de músculo (12%) en el mismo mes.



Gráfica 3. Valor medio del ancho de grasa en región L3-L4 en corderos del hato 2. Las barras verticales el intervalo de confianza (95%).

#### 5.4. CONTEO DE HUEVOS DE PARÁSITOS

El análisis de los datos obtenidos de los huevos de parásitos en heces, mediante la técnica de Mc Master se plasman en la tabla 5, en donde se obtuvo de cada grupo de parásito los datos de mediana y percentiles 10 y 90%.

**Tabla 5.** Número de huevos (mediana y percentiles) por tipo de parásito y grupos experimentales de ambos hatos.

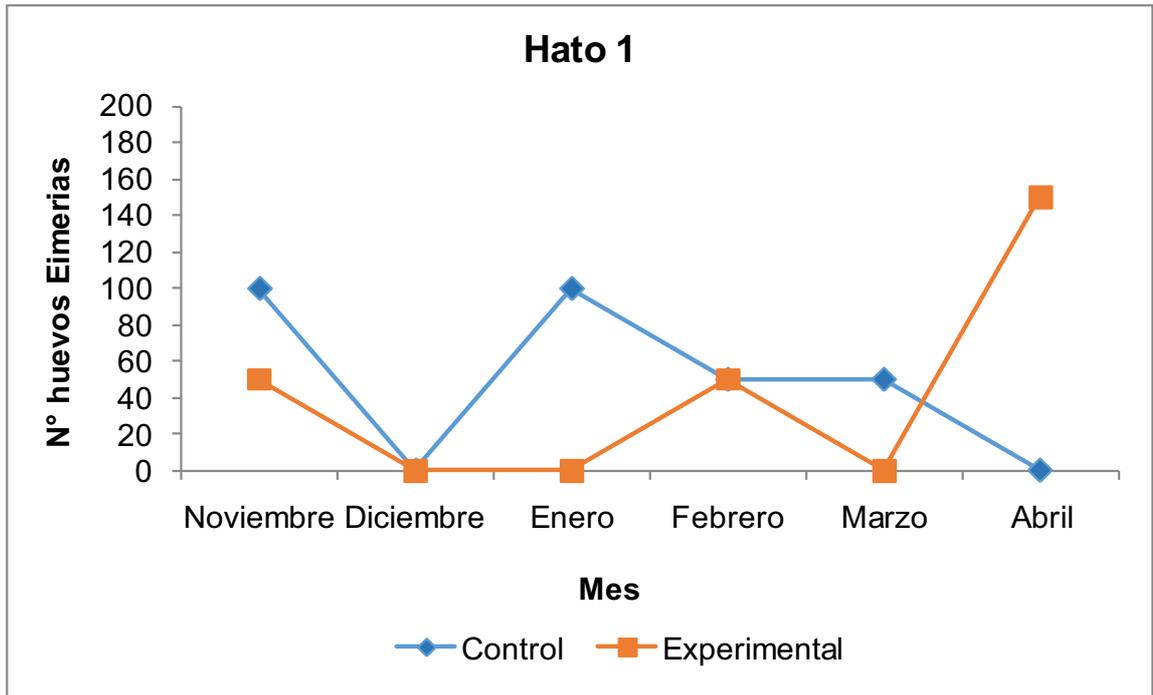
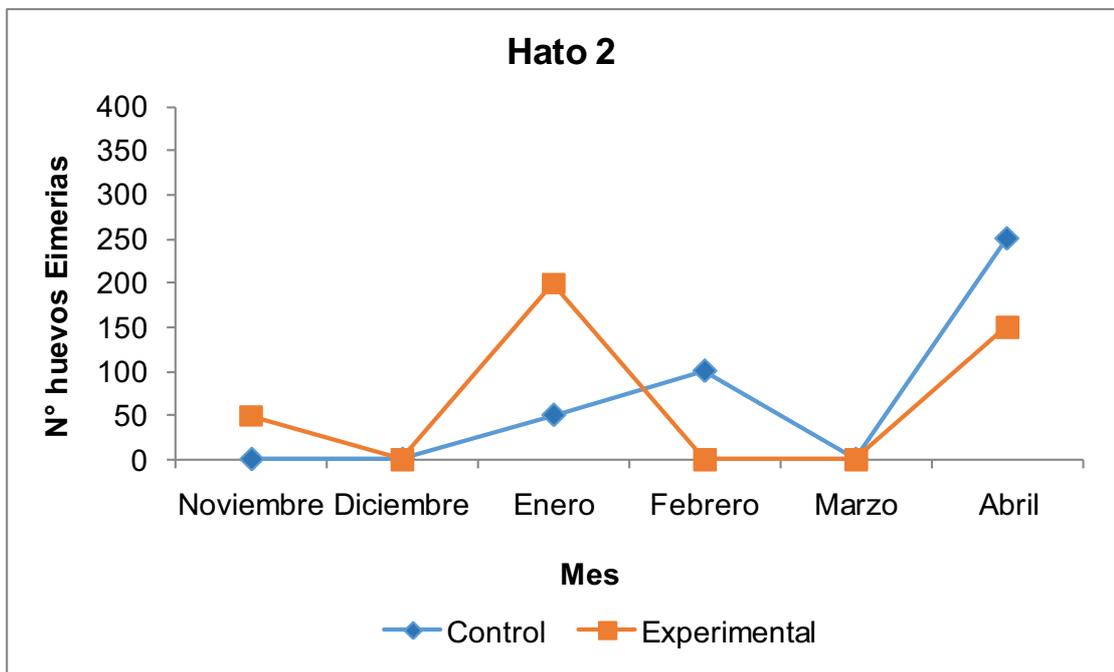
HATO	CLASIFICACION	MES	EIMERIA	ESTRONGILIDOS	MONIENZIA
			Mediana (P10 – P90)	Mediana (P10 – P90)	Mediana (P10 – P90)
1	CONTROL (n=7)	Noviembre	100 (80-990)	0	0
		Diciembre	0 (0-70)	0	0
		Enero	100 (50-1480)	0 (0-500)	0
		Febrero	50 (0-90)	0	0
		Marzo	50 (0-310)	0	0
		Abril	0 (0-120)	0	0 (0-40)
		Noviembre	50 (50-190)	0	0
1	EXPERIMENTAL (n=7)	Diciembre	0 (0-50)	0	0
		Enero	0 (0-260)	0	0
		Febrero	50 (0-355)	0	0
		Marzo	0 (0-80)	0	0
		Abril	150 (0-840)	0	0 (0-20)
		Noviembre	0 (0-50)	50 (0-180)	0
		Diciembre	0 (0-50)	0 (0-370)	0 (0-140)
2	CONTROL (n=7)	Enero	50 (30-1080)	150 (0-510)	0 (0-20)
		Febrero	100 (0-360)	100 (0-430)	0 (0-90)
		Marzo	0 (0-70)	50 (0-400)	0
		Abril	250 (30-1200)	100 (50-610)	50 (0-140)
		Noviembre	50 (0-880)	50 (0-490)	0
		Diciembre	0 (0-220)	0 (0-130)	0
		Enero	200 (0-920)	0 (0-20)	0
2	EXPERIMENTAL (n=9)	Febrero	0 (0-230)	0 (0-30)	0
		Marzo	0 (0-90)	0 (0-80)	0 (0-30)
		Abril	150 (0-500)	0 (0-70)	50 (0-390)

El número de huevos de parásitos fue graficado a lo largo de los meses de noviembre del 2014 a abril del 2015 por grupo control y experimental, y considerando cada grupo de parásitos y cada hato por separado y en la Gráfica 4a se observa el comportamiento de los ooquistes de *Eimeria* spp. del hato 1, en el grupo control se ve un comportamiento de incremento en los meses de enero y marzo, siendo más evidente en marzo. En el grupo experimental hay menos proporción de ooquistes, en comparación con el grupo experimental, y hay incremento del número de ooquistes en el mes de febrero y en el mes de abril del 2014.

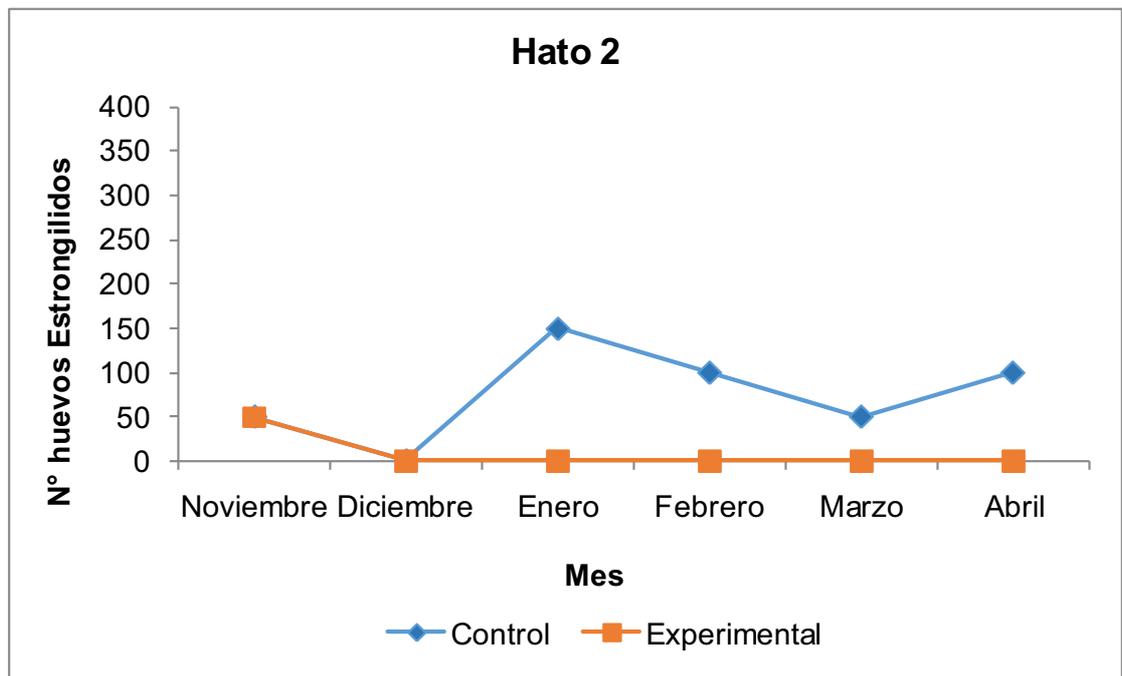
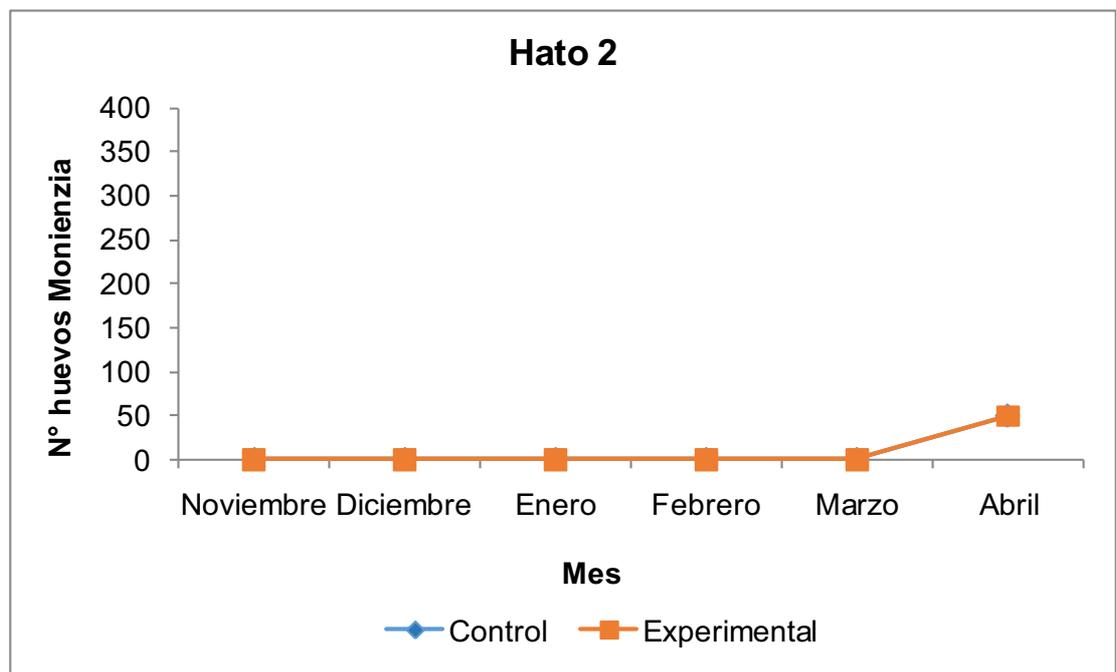
En la Grafica 4b se muestra los ooquistes de *Eimeria* del hato 2, separado en grupo control y experimental en los meses de noviembre del 2014 a abril del 2015. En el grupo control se observa un incremento del número de ooquistes en los meses de febrero y abril. En el grupo experimental se muestra un incremento en el número de ooquistes en los meses de enero y en abril.

En la Grafica 5a se muestran los resultados de huevos de estrogilidos del Hato 2, evaluados por grupo control y experimental, en donde se observa que el grupo control presenta un incremento en el número de huevos en los meses de enero y abril, y el grupo experimental de mantiene en niveles bajos durante todo el estudio.

En la Grafica 5b se evalúa el número de huevos de *Moniezia* spp. en el hato 2, por grupos experimentales por separado, en el que se observa que este parásito se mantuvo en niveles controlados en ambos grupos control y experimental, con un incremento de huevos en el mes de abril.

**A****B**

**Grafica 4.** Comportamiento de ooquistes de *Eimeria* spp.. a) Hato 1. b) Hato 2

**A****B**

**Gráfica 5.** a) Comportamiento de huevos de estrongilidos del hato 2. b) Comportamiento de huevos de *Moniezia* spp. del hato 2.

## VI. DISCUSIÓN

El presente trabajo permitió probar la eficacia de implementar un programa de desparasitación, evaluando de manera cuantitativa dos parámetros productivos, combinando diferentes técnicas tal como la ultrasonografía, el peso corporal y la carga parasitaria. En trabajos anteriores el uso del ultrasonido en ovinos ha sido realizado para la estimación de la composición de la canal como músculo y grasa corporal total. (Silva *et al.*, 2005; Silva *et al.*, 2006; Sahin *et al.*, 2008; Teixeira *et al.*, 2006) pero no se ha utilizado para evaluar la eficacia de programas de medicina preventiva.

En los resultados obtenidos de huevos de parásitos en gramos de heces, mediante la técnica de Mc Master, se observó mucha variación en el número de huevos, en los ovinos de ambos hatos. Casi sin excepción, se ha observado que los parásitos en las poblaciones de hospederos, en la mayoría de los animales presentan un número bajo de parásitos y pocos animales presentan una alta carga parasitaria. Esto es generado por la variación en la exposición y/o la susceptibilidad de los individuos (González *et al.*, 2011; Wilson *et al.*, 2002), sugiriendo que no todos los animales son equitativamente vulnerables (Ezenwa *et al.*, 2006).

En el presente trabajo, el hato 1 presentó principalmente *Eimeria* spp. y el comportamiento de los datos de ooquistes en heces mostraron 2 picos en los meses de enero y marzo, en el grupo control y en el grupo experimental fueron observados picos en los meses de febrero y marzo, no se lograron mantener bajo control los ooquistes de *Eimeria* spp. esto se puede asociar a que en diciembre la precipitación pluvial fue 24.4 mm y de 99.6 mm en marzo, lo que predispone a un incremento en las condiciones de humedad y por ende a elevar el número de parásitos, aunque también el incremento muy evidente de ooquistes en el mes de abril, se puede asociar a la resistencia parasitaria hacia el Toltrazuril (CONAGUA, 2014; CONAGUA, 2015).

En el hato 2 se encontró una mayor variedad de parásitos, entre ellos protozoarios como *Eimeria* spp., el céstodo *Moniezia* spp., y nematodos como estrombilidos. En los resultados se pudo observar como los nematodos y cestodos se controlan más fácilmente con el uso de desparasitantes específicos y *Eimeria* spp. demostró un difícil control con el Toltrazuril.

El toltrazuril impide el desarrollo de distintos estadios de los coccidias produciendo anormalidades en el aparato de Golgi, retículo endoplásmico y el espacio perinuclear, que impiden la división celular y la formación de la pared del microgameto y el macrogameto. Las modificaciones morfológicas observadas (mecanismo bioquímico), determinan que el toltrazuril produce una disminución de la actividad enzimática de la mitocondria con consecuente compromiso del metabolismo respiratorio y de la síntesis de ácidos nucleicos que se traduce en la destrucción del parásito. Desde 1940, se han ido introduciendo nuevos anticoccidianos, pero que al mismo tiempo han ido desarrollando resistencia, y cada vez es más difícil desarrollar medicamentos más eficientes que reemplacen productos a los anteriores a los cuales ya desarrollaron resistencia. Se han evaluado en aves la resistencia de *Eimeria* spp obteniendo que 9 de cada 10 *Eimerias* aisladas mostraron resistencia múltiple a anticoccidianos y de las 20 colonias puras obtenidas de *Eimeria* spp, 11 de ellas mostraron resistencia a los medicamentos anticoccidianos (Stephan *et al.*, 1997).

El uso de desparasitantes se realiza de manera indiscriminada, por lo que es importante medir de manera cuantitativa los beneficios de una adecuada implementación de un programa de medicina preventiva con desparasitantes. Anteriormente, si se ha evaluado en ovinos la efectividad de los desparasitantes relacionado con la ganancia de peso corporal (Scala *et al.*, 2014; Southworth *et al.*, 1996) pero no ha sido validado mediante la técnica de ultrasonografía; el utilizar esta técnica en la evaluación de parámetros productivos, nos da resultados más confiables del impacto que tiene la desparasitación en la productividad animal.

El peso corporal fue evaluado, considerando cada mes por separado de ambos hatos, en donde no se encontraron diferencias estadísticamente significativas. En el hato 1 el grupo experimental presentó un cambio porcentual en el peso promedio del 12% en comparación con el grupo control durante marzo y del 18% durante abril. En el hato 2 al inicio del experimento, el grupo experimental presentó menor peso en comparación con el grupo control y en el último mes de pesaje el peso fue similar al grupo control.

Diversos autores (Coop *et al.*, 1984; Saratsis *et al.*, 2013) han implementado distintos desparasitantes, obteniendo incrementos de peso estadísticamente significativos en ovinos, por ejemplo Southworth y colaboradores (1996) evaluaron distintas combinaciones de desparasitantes, entre ellos la combinación levamisole-prazicuantel, que mostró un incremento de peso significativo del 25% en un periodo de 8 semanas en comparación con animales no tratados; Scala y colaboradores (2014) evaluaron la eficacia del toltrazuril y diclazuril, obteniendo incrementos de peso estadísticamente significativos en corderos medicados con toltrazuril, también Gaulty y colaboradores (2004) encontraron una correlación negativa significativa entre el número de ooquistes de *Eimeria* spp. y el peso corporal en corderos naturalmente infectados. Otros autores, tal como Bentounsi y colaboradores (2012), sugieren que la evaluación de peso corporal en el uso de desparasitantes no es un indicador confiable en todos los ambientes a los que son expuestos los ovinos. En los resultados de este trabajo, no se obtuvo diferencia estadísticamente significativa, lo cual podría estar influenciado por diferentes factores, como el tiempo de desarrollo del estudio (> de 6 meses), así mismo, puede existir un cierto grado de desarrollo de resistencia al desparasitante, aunque con los datos de este estudio no hay evidencia suficiente para demostrarlo. De la misma manera, el tamaño de muestra y la desigualdad en peso inicial y final observada en la gráfica de peso a lo largo de los meses del hato 2 podría ser un factor para no obtener una diferencia estadísticamente significativa, pero por cuestión del tiempo de estudio no se alcanzó a mostrar.

La ultrasonografía es la técnica que utiliza ondas de sonidos de frecuencia superior a la audible por el oído humano, la cual permite la obtención de medidas de órganos, imágenes en tiempo real para diagnóstico de enfermedades, y otras mediciones cuantitativas, tal como la medición del ancho de grasa, y el ancho y área del músculo dorsal largo, también con esta técnica es posible la realización de punciones guiadas para la obtención de muestras biológicas. El uso más común en ovinos ha sido la utilización de ultrasonografía en tiempo real para la estimación de la canal. En este estudio se demostró el valor de la ultrasonografía en medir parámetros productivos de una forma no invasiva, para evaluar la eficiencia de implementar un programa de medicina preventiva, lo cual se refleja en cambios en músculo y grasa del animal, lo cual a nuestro conocimiento, no se había realizado previamente; aunado a esto, esta técnica cuantitativa es muy fácil de realizar, no se requiere de mucho material y no es invasiva, favoreciendo el bienestar animal, obteniendo resultados cuantitativos.

En el presente trabajo la mayoría de los parámetros medidos mediante ultrasonografía presentaron cambios porcentuales positivos, aunque solo una de las medidas fue estadísticamente significativa, obtenida en el hato 2 en el ancho de grasa en L3-L4 en el grupo experimental con un cambio porcentual del 44%. Este resultado se puede asociar a que en el hato 2 (manejado en pastoreo) hay una mayor variedad de géneros de parásitos y mayor carga parasitaria, en comparación con el hato 1; los nematodos (estrongilidos) y céstodos (*Moniezia* spp.) quienes, de manera general, compiten por el uso de nutrientes para el mantenimiento y crecimiento del hospedador (Louie *et al.*, 2007), y al eliminarlos hay un mayor acúmulo de reservas, es decir hay un almacenamiento de esa energía principalmente en forma de grasa y probablemente en formación de músculo.

Gallo y colaboradores (1994) realizaron un trabajo en donde se realizaba desparasitación en corderos, obteniendo un incremento en la proporción de grasa estadísticamente significativa ( $p > 0.05$ ), concluyendo que un programa de

salud mejora la producción cuantitativa y cualitativa de la carne de cordero. En otro estudio realizado por Jacobson y colaboradores (2009) se evaluó el efecto del parasitismo gastrointestinal (*Teladorsagia circumcincta*) en el peso corporal y calidad de la canal, esto es desafiando a los borregos con larvas inoculadas por vía oral y posteriormente evaluando la canal a los 50 días, obteniendo una diferencia significativa (1.3%) del rendimiento de la canal en animales desafiados y no desafiados.

## **VII. PERSPECTIVAS.**

Los resultados obtenidos en este trabajo muestran que desparasitar tiene beneficios en el incremento de peso corporal y en incremento de músculo y grasa en ovinos, sin embargo para poder obtener resultados estadísticamente significativos deben llevarse a cabo el estudio en condiciones más controladas (sin el efecto climático, nutricional o estrés ambiental). También pudiera llevarse a cabo el estudio pero en un periodo más largo de tiempo (periodo mayor a 6 meses) y con un mayor tamaño de muestra.

Así mismo, la medición de grasa y músculo mediante ultrasonografía podría realizarse más frecuentemente, por ejemplo de manera mensual, para evaluar si en algunos de los meses hay algún factor externo que pudiera afectar en el estudio (factores climáticos).

En cuanto al tratamiento con desparasitante se recomienda el uso de un anticoccidiano distinto al Toltrazuril o incluso utilizar combinaciones para mantener la excreción de ooquistes en el valor más bajo posible.

## **VIII. CONCLUSIONES**

La desparasitación es una herramienta de control químico parasitario que, siendo utilizada correctamente, mejora los pesos en los animales parasitados y la calidad de la canal, principalmente en la grasa de los animales.

La evaluación de un programa de desparasitación en ovinos, medido por ultrasonografía se mostró eficiente, debido a que fue posible comparar las

medidas del grupo control y experimental, mostrando resultados similares a los reportados en trabajos realizados sobre calidades de la canal

El uso de la ultrasonografía para evaluar parámetros productivos podría extenderse en su uso para correlacionarla con otro tipo de trabajos, como programas de nutrición y suplementación.

## IX.- LITERATURA CITADA

1. Anastasios S, Anja J, Stefanakis A, Smaragda S. 2011. Lamb coccidiosis dynamics in different dairy production systems. *Veterinary Parasitology*. 181: 131-138.
2. Andrews A. 2013. Some aspects of coccidiosis in sheep and goats. *Small Ruminant Research*. 110:93-95.
3. Arece J. 2007. La epizootología como herramienta para el control parasitario en ovinos. *Pastos y forrajes*. 30:35-43.
4. Ballweber L, Beugnet F, Marchiondo A, Paine P. 2014. American Association of Veterinary Parasitologist's review of veterinary fecal flotation methods and factors influencing their accuracy and use—Is there really one best technique?. *Veterinary Parasitology*. 204: 73-80.
5. Bedhraf S, Djemali M. 2006. Estimation of sheep carcass traits by ultrasound technology. *Livestock Science*. 101: 294-299.
6. Bentounsi B, Meradi S, Cabaret J. 2012. Towards finding effective indicators (diarrhea and anaemia scores and weight gains) for the implementation of targeted selective treatment against the gastrointestinal nematodes in lambs in a steppic environment. *Veterinary Parasitology*. 187:275-279.
7. Bowman D, Hendrix C, Lindsay D, Barr S. *Feline Clinical Parasitology*. 2002. 1ra ed. USA: Iowa State University Press. p. 233.
8. Broughan J, Wall R. 2007. Faecal soiling and gastrointestinal helminth infection in lambs. *International Journal of Parasitology*. 37: 1255-1268.
9. Busin V, Kenyon F, Laing N, Sargison N, Ellis K. 2013. Addressing sustainable sheep farming: Application of a targeted selective treatment approach for antihelmintic use on a commercial farm. *Small Ruminant Research*. 110(2-3): 100-103.
10. Cai K, Bai J. 2009. Infection intensity of gastrointestinal nematodosis and coccidiosis of sheep raised under three types of feeding and management regimens in Ningxia Hui Autonomous Region, China. *Small Ruminant Research*. 85:111-115.

11. Celis D, Labrada V. 2014. Bioestadística. 3ra edición. Ed. Manual Moderno. México.
12. Chartier C, Paraud C. 2012. Coccidiosis due to *Eimeria* in sheep and goats, a review. *Small Ruminant Research*. 103:84-92.
13. CONAGUA precipitación pluvial a nivel nacional y por entidad federativa 2015. <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/TempsyPrecip/Mensuales/2015/Prec.pdf> Fecha de consulta: 19/06/15.
14. CONAGUA precipitación pluvial a nivel nacional y por entidad federativa 2014. <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/TempsyPrecip/Mensuales/2014/Prec.pdf> Fecha de consulta: 19/06/15.
15. Coop RL, Kyriazakis I. 1999. Nutrition-parasite interaction. *Veterinary Parasitology*. 17 (7):187-204.
16. Cringoli G, Veneziano V, Jackson F, Vercruyssen J, Greer A, Fedele V, Mezzino L, Rinaldi L. 2008. Effects of strategic anthelmintic treatments on milk production of dairy sheep naturally infected by gastrointestinal strongyles. *Veterinary parasitology*. 156:340-345.
17. Cruz M, Martínez M, Álvarez M, Rojo F. 2012. Effect of infection with *Teladorsagia circumcincta* on milk production and composition in Assaf dairy Sheep. *Veterinary Parasitology*. 185: 194-200.
18. Cruz-Reyes A. 2003. Generalidades sobre nemátodos. *Microbiología y parasitología para estudiantes de medicina*. 3ra ed. México: Méndez Editores. pp. 576-579.
19. Domke A, Chartier C, Gjerdes B, Leine N, Vants S, Stuenkel S. 2011. Worm control practice against gastro-intestinal parasites in Norwegian sheep and goat flocks. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 53: 29.
20. Encalada L, Corbala J, Vargas J, García M. 2009. Prevalencia de nematodos gastroentéricos en becerros en sistemas de doble propósito del municipio de Escarcega, Campeche, México. *Agrociencia*. 43: 569-576.

21. Ezenwa V, Price S, Altizer A, Vitone S, Cook K. 2006. Host traits and parasite species richness in even and odd-toed hoofed mammals, *Artiodactyla* and *Perissodactyla*. *Oikos*. 115: 526-536.
22. FAO 2014. <http://www.fao.org/americas/perspectivas/ganaderia/es/>  
Fecha de consulta: 02/12/2014.
23. Fernandez D, Hernandez Z, Villegas N. 2006. Effect of gastrointestinal nematodes on ovulation rate of merino Booroola heterozygote ewes. *Animal Research*. 55: 545-550.
24. Fthenakis G, Mavrogianni V, Gallidis E, Papadopoulos E. 2015. Interactions between parasitic infections and reproductive efficiency in sheep. *Veterinary Parasitology*. 208: 56-66.
25. Fthenakis G, Papadopoulos E, Himonas C. 2005. Effects of three anthelmintic regimens on milk yield of ewes and growth for lambs. *Journal of Veterinary Medicine*. 52: 78-82.
26. Gaba S, Cabaret J, Chylinski C, Sauve C, Cortet J, Silvestre A. 2012. Can efficient management of sheep gastrointestinal nematodes be based in random treatment? *Veterinary Parasitology*. 190: 178-184.
27. Gallo C, Tadich N, Lanfranco E, Bunster D. 1994. Efectos de un programa de salud en ovinos sobre la producción cuantitativa y cualitativa de carne de corderos. *Archivos Medicos Veterinarios*. 2:51-61.
28. Gauly M, Reeg J, Bauer C, Erhardt G. 2004. Influence of production systems in lambs on the *Eimeria* oocyst output and weight gain. *Small Ruminant Research*. 55. 159-167.
29. González R, Torres J, Chay A. 2014. Susceptibility of hair sheep ewes to nematode parasitism during pregnancy and lactation in a selective anthelmintic treatment scheme under tropical conditions. *Research in Veterinary Science*. 96:487-492.
30. Gonzales M, Américo P, Romero D, Canales D. 2011 Does home range use explain the relationship between group size and parasitism? A test with two sympatric species of howler monkeys. *Primates*. 52(3): 211-216.

31. Hein W, Pernthaner A, Piedrafita D, Meeusen E. 2010. Immune mechanisms of resistance to gastrointestinal nematode infections in sheep. *Parasite immunology*. 32: 541-548.
32. Hernández F. 2001. *Strongyloides stercoralis*: un parásito subestimado. *Parasitol día*. 25 (1) 40-49.
33. Hoste H. 2001. Adaptive physiological processes in the host during gastrointestinal parasitism. *International Journal for Parasitology*. 31:231-244.
34. Ibarra F, Vera Y, Alcalá Y. 2009. *Parasitología Veterinaria Volumen 1. Protozoarios*. Primera edición. Editorial Castdel. México D.F.
35. INIFAP San Luis Potosí: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Página web: <http://www.campopotosino.gob.mx/modulos/tecnologiasdesc.php?id=47>  
Fecha de consulta: 19/03/2015.
36. Jacobson F, Bartley D, Bartley Y, Kenyon F. 2009. Worm Control in Sheep in the Future. *Small Ruminant Research*. 86: 40-45.
37. Jackson F, Coop R. 2000. The development of antihelmintic resistance in sheep nematodes. *Parasitology*. 120:S95-S107.
38. Jolley W, Bardsley K. 2006. Ruminant Coccidiosis. *Veterinary Clinics Food Animal Practice*. 22: 613-621
39. Kahn L, Woodgate R. 2012. Integrated parasite management: Products for adoption by the Australian sheep industry. *Veterinary Parasitology*. 186:58-64
40. Kamio t, Nogami S, Saitoh Y, Shimura K. 2001. *Technical Manual for the Examination and Control of Parasites of Domestic Animals*. Japan Livestock Technology Association.
41. Lopez A, Gonzalez R, Osorio M, Aranda A, Diaz P. 2013. Cargas y especies prevalentes de nemátodos gastrointestinales en ovinos de pelo destinados al abasto. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 4(2):223-234.

42. Louie K, Vlassoff A, Mackay A. 2007. Gastrointestinal nematode parasites of sheep: a dynamic model for their effect on liveweight gain. *International Journal of Parasitology*. 37:233-241.
43. Mavrogianni V, Papadopoulos E, Fragkou I, Gougoulis D, Valasi I, Orfanou D, Ptochos S, Gallidis E, Fthenakis G. 2011. Administration of a long-acting antiparasitic to pre-pubertal ewe-lambs in Greece results in earlier reproductive activity and improved reproductive performance. *Veterinary Parasitology*. 177: 139-144.
44. Miller C, Waghorn T, Leathwick D, Candy P, Oliver A, Watson T. 2012. The production cost of anthelmintic resistance in lambs. *Veterinary Parasitology*. 106: 376-381.
45. Mitreva M, Zarlenga D, McCarter J, Jasmer D. 2007. Parasitic nematodes – From genomes to control. *Veterinary Parasitology*. 148: 31-42.
46. Morales G, Sandoval E, Pino L, Rondon Z. 2008. Evaluación de dos criterios de utilidad en un programa de control de la infección por nematodos gastrointestinales en ovinos mediante tratamiento antihelmíntico selectivo. *Zootecnia tropical*. 26(2): 141-150.
47. Morales G, Pino L. 2001. Nematodos parásitos de los rumiantes domésticos en Venezuela diagnóstico y control. Barinas. Ed. Laboratorio diagnóstico veterinario ALIANI. Venezuela.
48. Nahed J, Lopez Q, Mendoza G, Alujas S, Trigo F. 2003. Epidemiology of parasitosis in the Tzotzol sheep production system. *Small Ruminant Research*. 49: 199-206.
49. Olivares J, Gutierrez I, Valencia M. 2006. Prevalencia de nemátodos gastroentéricos en terneros de destete del trópico de Guerrero, México, durante la época lluviosa. *Revista electrónica Veterinaria*. VII. 11:1-5.
50. Partida de la Peña J. 2008. Uso de la ecografía para determinar la composición corporal de los ovinos. *SPO*: 63-67.
51. Plumb D. 2011. *Manual De Farmacología Veterinaria*. 7ma edición. Editorial Intermedica.

52. Romero J, Boero C. 2001. Epidemiología de la Gastroenteritis Verminosa de los Ovinos en las Regiones Templadas y Cálidas de la Argentina. *Analecta Veterinaria*. Vol. 1: 21-37.
53. Romero R. 1995. Utilización de forrajes nativos del desierto en la alimentación de la cabra. Campo experimental La Laguna. INIFAP. Pp. 74.
54. SAGARPA 2013. Manual de producción ovina. <http://www.sagarpa.gob.mx/ganaderia/Documents/MANUALES%20INIFAP/Manual%20Producci%C3%B3n%20de%20Carne%20Ovina.pdf> Fecha de consulta: 21/12/2014.
55. Sahin E, Yardimci M, Cetingul I, Bayram I, Sengor E. 2008. The use of ultrasound to predict the carcass composition of live Akkaraman lambs. *Meat Science*. 79: 716-721.
56. Sandoval E, Morales G, Ybarra N, Barrios M, Borges. 2011. Comparación entre dos modelos diferentes de cámaras de McMaster empleadas para el conteo coproscópico en el diagnóstico de infecciones por nematodos gastroentéricos en rumiantes. *Zootecnia Trop*. 29(4): 495-501.
57. Saratsis A, Karagiannis I, Brozos C, Kiossis E, Tzanidakis N, Joachim A, Sotiraki S. 2013. Lamb eimeriosis: Applied treatment protocols in dairy sheep production systems. *Veterinary parasitology*. 196: 56-63.
58. Sargison N. 2012. Pharmaceutical treatments of gastrointestinal nematode infections of sheep- Future of antihelmintic drugs. *Veterinary Parasitology*. 189: 79-84.
59. Scala A, Varcasia A, Dore F, Solinas C, Mula P, Carta A, Mura M. 2014. Evaluation of efficacy of toltrazutril and diclazuril in the control of subclinical eimeriosis in weaned lambs. *Small Ruminant Research*. 120: 242-246.
60. Sechi S, Giobbe M, Sanna G, Casu S, Carta A, Scala A. 2010. Effects of anthelmintic treatment on milk production in Sarda dairy ewes naturally

- infected bu gastrointestinal nematodes. *Small Ruminant Research*. 88: 145-150.
61. SIAP "Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2013. <http://www.siap.gob.mx/ganaderia-resumen-municipal-pecuario/> Fecha de consulta: 7/11/14.
62. Sibbald A, Erhard M, Mcleod W, Hooper R. 2009. Individual personality and the spatial distribvution of groups of grazing animals: an example with sheep. *Behavioral Processes*. 82: 319-326.
63. Silva S, Guedes C, Santos V, Lourenco A, Azevedi J, Dias-da-Silva A. 2007. Sheep carcass composition estimated from *Longissimus thoracis et lumborum* muscle volume measured by *in vivo* real time-ultrasonography. *Meat Science*. 76: 706-714.
64. Silva S, Alfonso J, Santos V, Monteiro A, Guedes C, Azevedo J, Dias A. 2006. In vivo estimation of sheep carcass composition using real/time ultrasound with two probes of 5 and 7.5 MHz and image analysis. *Journal of Animal Science*. 84: 3433-3439.
65. Silva S, Gomes M, Dias A, Gil L, Azevedo J. 2005. Estimation in vivo of the body and carcass chemical composition of growing ambbs by real-time ultrasonography. *Journal of Animal Science*. 83: 350-357.
66. Southworth J, Harvey C, Larson S. 1996. Use of praziquantel for the control of *Moniezia expansa* in lambs. *New Zealand Veterinary Journal*: 112-115.
67. StatSoft, Inc. (2007). STATISTICA (data analysis software system), version 8.0. [www.statsoft.com](http://www.statsoft.com)
68. Stephan B, Rommel M, Dausgchies A, Haberkorn A. 1997. Studies of resistance to anticoccidials in *Eimeria* field isolates and pure *Eimeria* strains. *Veterinary Parasitology*. 69: 19-29.
69. Sueur L, Mage C, Mundt H. 2009. Efficacy of Toltrazuril (Baycox 5% suspension) in natural infections with pathogenic *Eimeria* spp. In housed lambs. *Research Parasitology*. 104:1157-1162.

70. Taylor M. 2012. Emerging parasitic diseases of sheep. *Veterinary parasitology*. 189:2-7.
71. Taylor M, Coop R, Wall R. 2007. *Veterinary Parasitology*. 3ra Edición. Blackwell Publishing.
72. Teixeira A, Matos S, Rodrigues S, Delfa R, Cadavez V. 2006. In vivo estimation of lamb carcass composition by real-time ultrasonography. *Meat science*. 74:289-295.
73. Vadlejch J, Petrtyl M, Zaichenko I, Čadková Z, Jankovská I, Moravec M. 2011. Which McMaster egg counting technique is the most reliable? *Parasitol Res*. 109: 1387–1394.
74. Vásquez M, Gonzales R, Torres G, Mendoza P, Ruiz M. 2006. Comparación de dos sistemas de pastoreo en la infestación con nematodos gastrointestinales en ovinos de pelo. *Veterinaria México*. 37(1):15:27.
75. Viney M, Lok J. *Strongyloides spp.* Worm Book. 2011. 10:1-15. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3091011/> Fecha de consulta: 05/01/2015
76. Williams A, Palmer D. 2012. Interactions between gastrointestinal nematode parasites and diarrhea in sheep: Pathogenesis and control. *The Veterinary Journal*. 192: 279-285.
77. Wilson K, Bjornstad O, Dobson A, Merler P, Poglajen S, Randolph S, Read E, Skorpung A. 2002. Heterogeneities in macroparasite infections: patterns and processes. *Ecology of Wildlife Diseases Oxford*: Oxford University Press. 6–44.
78. Zajac A, Conboy G. 2012. *Veterinary Clinical Parasitology*. 8va Edición. Iowa, EUA. Wiley-Blackwell. pp. 9-10.
79. Zar J. 1996. *Biostatistical Analysis*. 3ra Edición. Londres. Ed. Prentice-Hall