



**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI  
FACULTAD DE AGRONOMIA Y VETERINARIA**



**MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA**

**EFFECTO DE UN ANTIPARASITARIO HERBOLARIO PARA EL CONTROL  
DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN OVINOS EN PASTOREO**

**Por:**

**MVZ María Guadalupe Guerrero González**

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

**Soledad de Graciano Sánchez, S.L.P.**

**Enero 2018**



**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI  
FACULTAD DE AGRONOMIA Y VETERINARIA**



**MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA**

**EFEECTO DE UN ANTIPARASITARIO HERBOLARIO PARA EL CONTROL  
DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN OVINOS EN PASTOREO**

**Por:**

**MVZ María Guadalupe Guerrero González**

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

**Directora de tesis:**

**Dra. Milagros González Hernández**

**Comité tutorial:**

**Dr. Héctor Aarón Lee Rangel**

**Dr. Fernando Alberto Muñoz Tenería**

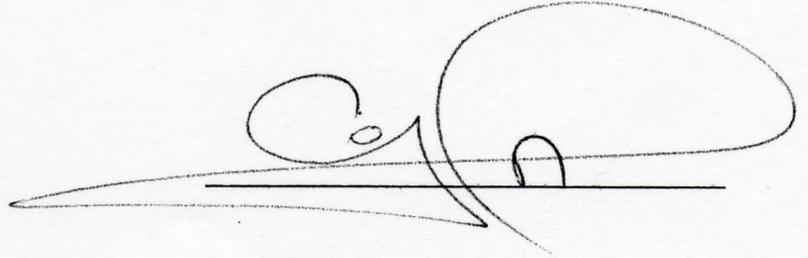
**Dra. Vanessa Labrada Martagón**

**Soledad de Graciano Sánchez, S.L.P.**

**Enero 2018**

El trabajo titulado “EFECTO DE UN ANTIPARASITARIO HERBOLARIO PARA EL CONTROL DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN OVINOS EN PASTOREO” fue realizado por la: **MVZ María Guadalupe Guerrero González** como requisito parcial para obtener el obtener el grado de “**Maestra en Producción Agropecuaria**” y que fue revisado y aprobado por el suscrito comité de tesis.

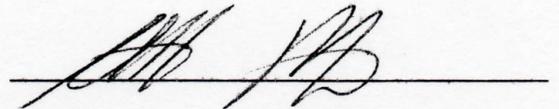
Dra. Milagros González Hernández  
Directora de tesis

A large, stylized handwritten signature in black ink, written over a horizontal line. The signature is highly cursive and loops around the line.

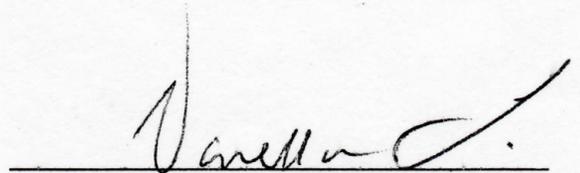
Dr. Héctor Aarón Lee Rangel  
Asesor

A handwritten signature in black ink, written over a horizontal line. The signature is cursive and includes some illegible text within the loops.

Dr. Fernando Alberto Muñoz Tenería  
Asesor

A handwritten signature in black ink, written over a horizontal line. The signature is cursive and appears to be the initials 'FAM' followed by a flourish.

Dra. Vanessa Labrada Martagón  
Asesora

A handwritten signature in black ink, written over a horizontal line. The signature is cursive and clearly legible as 'Vanessa L.'.

## DEDICATORIAS

A mi padre, José Jesús Guerrero Orta por todas las enseñanzas brindadas, eres uno de mis pilares para fortalecerme; gracias por el apoyo que me das para superarme y sobre todo por la confianza que me has ofrecido desde el momento que decidí mi profesión, y por apoyarme durante mis estudios de carrera y ahora de maestría. Gracias por todo el cariño.

A mi madre, María Guadalupe González Rocha por las palabras dadas que me han servido para obtener la fuerza que necesito para estar fuera de casa y por ofrecerme tanto afecto, el cual me ha ayudado a darme ánimos para no decaer. Gracias por todo el amor que me ofreces.

A mis hermanos Mariana, Emanuel, Laura y Armando que me siguen apoyando y que son uno de mis motores para seguir aprendiendo. Y ojalá que todo este esfuerzo les sirva como ejemplo para superarse.

A mi novio, Daniel Osbaldo Ascencio Contreras por todo el amor y apoyo incondicional que me ofreces, gracias por darme todos esos consejos que me han ayudado para superarme profesionalmente, por apoyarme en cada una de mis metas y por ayudarme a ser mejor persona cada día. Eres una persona muy especial en mi vida.

A mis primos Ceci y Eduardo Rodríguez Guerrero por apoyarme en esta etapa y por aguantarme en casa, por todas esas conversaciones que tenemos y que nos han servido para ser mejores en cada momento. Gracias por esas palabras de aliento.

A mi buen amigo Israel Méndez Cardona por apoyarme en todas esas aventuras, tropiezos, logros y metas que hemos tenido juntos desde el primer semestre de licenciatura y que hasta la fecha han sido muchas, gracias por tenerme paciencia y por todos los consejos que me has dado.

A mis amigos de años que más que eso, son parte de mi familia: Guadalupe González, Manuel Melchor, Karla Sánchez, Flor Salazar y Francisco Gutiérrez.

A mis amigos de maestría Sinhue Guillen, Idrissa Diedhiou, Emmanuel Martínez y Pedro Pérez por todos esos momentos vividos en esta etapa de estudio.

A cada uno de ustedes, gracias totales.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) con número de CVU 709004 por la beca otorgada para la realización de mis estudios de Posgrado.

A la Universidad Autónoma de San Luis Potosí y a la Facultad de Agronomía y Veterinaria por aceptarme en esta institución y ayudarme a cumplir una de mis metas.

A mis asesores, Dra. Milagros González Hernández, Dr. Héctor Aarón Lee Rangel, Dr. Fernando Alberto Muñoz Tenería y a la Dra. Vanessa Labrada Martagón por el apoyo ofrecido para la elaboración del trabajo de investigación de tesis y llegar a la finalización de la misma, gracias por el tiempo brindado.

Al señor Ulises Gloria por darme la confianza y permitirme trabajar con su producción ovina para la realización de la fase experimental de la tesis.

A la Dra. Vanessa Labrada Martagón por la orientación en la elaboración del análisis estadístico y a la Dra. Verónica Carvajal de la Fuente por la enseñanza brindada para realizar las técnicas de laboratorio.

A los compañeros de posgrado Rubén Oswaldo Cifuentes López y Jorge Adalberto Cayetano de Jesús por la paciencia dada en el desarrollo de la tesis, y de igual manera a los alumnos de la carrera de veterinaria, ya que fueron de gran apoyo para realizar trabajos experimentales.

Al Dr. José Marín Sánchez y al Dr. Octavio Negrete Sánchez por compartir sus conocimientos, se les estima.

## CONTENIDO

	Página
DEDICATORIAS	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
CONTENIDO	v
ÍNDICE DE CUADROS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
ANEXOS	x
RESUMEN	xi
SUMMARY	xii
INTRODUCCIÓN	1
Hipotesis	2
Objetivos	3
REVISIÓN DE LITERATURA	4
	5

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

CONCLUSIONES

LITERATURA CITADA

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Parásitos gastrointestinales más comunes en ovinos reportados en México.....	
2	Valores hemáticos normales en ovinos.....	
3	Número de huevos (mediana y percentiles 10% y 90%) por género de parásito y número total de parásitos.....	
4	Resultado del análisis de correlación entre el número de parásitos (n° huevos u ooquistes/g heces) y el hematocrito (%), las proteínas plasmáticas (g/dl) y la concentración de número de protozoarios (n° protozoarios/ml de líquido ruminal.....	

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Lugar de pastoreo del hato.....	
2	Valores hemáticos normales en ovinos .....	
3	Presentación en polvo de antiparasitario Peptasan.....	
4	Balanza analítica.....	
5	Disolución de Peptasan en jeringas.....	
6	<i>Strongyloides</i> spp. (huevo larvado) .....	
7	Estrongilo.....	
8	Valor promedio del número total de parásitos (huevos/g heces) por tratamiento, a lo largo del muestreo.....	

## RESUMEN

Uno de los principales problemas en el ganado ovino en pastoreo es la presencia de parásitos gastrointestinales que provocan enfermedades. La mala utilización de fármacos convencionales ha provocado la resistencia a éstos, por lo que se han buscado alternativas de control, como es el caso del uso de la medicina herbolaria. El presente estudio partió de la hipótesis de que la utilización de antiparasitarios herbolarios mejora la salud y principalmente disminuye la carga parasitaria de un rebaño ovino. El objetivo fue determinar la eficacia de Peptasan como un antiparasitario herbolario para el control de parásitos gastrointestinales en ovinos bajo un sistema de producción extensivo. El experimento se realizó en la localidad de Los Gómez, municipio de Soledad de Graciano Sánchez, San Luis Potosí. Se utilizaron 30 ovinos criollos con un peso vivo promedio de 30 kg, donde eran alimentados en un sistema de producción extensivo. Los animales fueron asignados al azar en tres grupos, cada uno con diez hembras, en los siguientes tratamientos: T1, grupo con una administración de 2 gramos de Peptasan; T2, administración de 4 gramos de Peptasan y; T3, como grupo control sin administración de antiparasitario. Se tomaron muestras de heces, sangre y líquido ruminal a los 0, 14 y 21 días. Se realizó conteo de huevos en heces por medio de la técnica de Mc Master, se determinó el hematocrito (%) y proteína plasmática (g/dl) y conteo de protozoarios en líquido ruminal (nº protozoarios/ml de líquido ruminal). El uso de Peptasan no redujo de manera significativa la carga parasitaria, pero el tratamiento 1 con 2 g de producto fue el que tuvo un mejor efecto, sin embargo, no afectó el índice de salud (hematocrito y protozoarios ruminales) por lo que podría ser una alternativa bajo ciertas condiciones de manejo; por ejemplo, seleccionar animales con mayor carga parasitaria y dar un tratamiento con dosis mayores y por un tiempo más largo.

## INTRODUCCIÓN

El ganado ovino que se produce en pastoreo mantiene una relación directa con el medioambiente, lo que ha provocado la aparición de enfermedades parasitarias causadas por nematodos gastrointestinales (Miller *et al.*, 2012).

Las enfermedades parasitarias afectan la productividad de los ovinos en pastoreo y son consideradas una de los principales problemas que afronta esta especie en todo el mundo (FAO, 2001). Es la principal causa de pérdidas económicas en América Latina y otras regiones pecuarias del trópico y subtropical del mundo (Miller *et al.*, 2012), donde los factores climáticos favorecen el desarrollo de la infección parasitaria (Carvalho *et al.*, 2012). El sistema en el que se cría al ganado afecta la exposición a parásitos de nematodos. En situaciones donde los agricultores dependen mayormente del pastoreo, la exposición a las larvas de nematodos continua a lo largo del año (Satrija *et al.*, 2001).

Tradicionalmente, el control de los parásitos del tracto digestivo ha estado basado en tratamientos con fármacos antihelmínticos (Moreno, 2010), dicha estrategia de control ha sido efectiva durante varios años; sin embargo, ha sido notoria la disminución de la eficacia de estos tratamientos, debido a la frecuente administración, la subdosificación, la elección errónea del fármaco o la rápida reinfección (Medina *et al.*, 2014), para lo cual muchos de los antihelmínticos pueden llegar a generar efectos secundarios, como por ejemplo resistencia, toxicidad y reacciones adversas (González *et al.*, 2010).

Uno de los métodos alternativos es el uso de medicina etnoveterinaria (fitoterapia) que es la utilización de plantas tradicionales con actividad antihelmíntica (Mejía *et al.*, 2014). El uso de preparaciones de plantas ha sido documentado en diferentes partes del mundo (Guarrera, 1999) como productos , seguros, convenientes y sin efectos negativos con el medio ambiente con un potencial reducido para el desarrollo de la resistencia a los nematodos.

En las sociedades tradicionales parece haber una serie de remedios vegetales que se consideran adecuados para cada enfermedad parasitaria. Por ejemplo, las semillas de plantas como el ajo, la cebolla, la menta, las nueces y el perejil se han utilizado para tratar a los animales que sufren de parasitismo gastrointestinal (Githiori *et al.*, 2006).

## **Hipótesis**

La utilización de Peptasan mejora la salud y disminuye la carga parasitaria de un rebaño ovino.

## **Objetivos:**

### General

- Determinar la eficacia de Peptasan como antiparasitario herbolario útil para el control de parásitos gastrointestinales en ovinos bajo una producción en pastoreo.

### Específicos

- Identificar los parásitos que infectan al rebaño de estudio, así como determinar la carga parasitaria.
- Determinar el estado de salud mediante el hematocrito y los protozoarios en rumen.
- Administrar Peptasan de acuerdo a las recomendaciones del fabricante.
- Evaluar la eficacia del Peptasan para el control de las parasitosis.

## REVISIÓN DE LITERATURA

Actualmente una de las condiciones fundamentales para el incremento de la productividad y rentabilidad de las producciones ovinas es la disminución de los costos asociados con los endoparasitosis (González, 2004).

Uno de los factores determinantes en la producción de ovinos en pastoreo ha sido la parasitosis gastrointestinal, donde ocupa un lugar destacado, especialmente en las regiones tropicales y subtropicales, donde las condiciones ambientales favorecen la proliferación de los parásitos, al ocasionar daños relacionados con el retardo y disminución de la producción, costos de prevención, costos de los tratamientos y en casos extremos la muerte de los animales (Mota *et al.*, 2003, Torres y Hoste., 2008.).

En particular, el nematodo *Haemonchus contortus* es considerado el parásito de mayor diseminación en los sistemas de producción, ya que una hembra adulta y madura sexualmente llega a ovipositar de 5 000 a 10 000 huevos por día (Torres y Aguilar, 2005), considerando que su principal patogenia es de tipo expoliatriz al ser hematófago, por lo tanto, es uno de los principales causantes de pérdidas económicas en la producción ovina. Asimismo, se han considerado a *Trichostrongylus colubriformis* y otros géneros como *Nematoduris* spp., *Chabertia* sp, *Bunostomum* sp, *Trichuris* sp y *Dictyocaulus* sp como nematodos parásitos importantes en los ovinos (López *et al.*, 2013). Por lo general las infecciones son mixtas donde participan dos o más géneros y varias especies (Torres y Aguilar, 2005) de manera simultánea.

Existe una especificidad entre los parásitos y sus sitios de acción en el tracto gastrointestinal (Hoste, 2001). Algunos son hematófagos y otros compiten por el alimento del hospedero (Torres y Aguilar, 2005). Sin embargo, ambos provocan daños estructurales en el tracto gastrointestinal del animal para poder completar su ciclo biológico (Nikolaou y Gasser, 2006). Los principales parásitos gastrointestinales aislados en ovinos en nuestro país se muestran en el cuadro 1.

**Cuadro 1.** Parásitos gastrointestinales más comunes en ovinos reportados en México.

<b>Localización</b>	<b>Parásitos</b>
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>Toxacara vitolorum</i> .
Intestino grueso	<i>Chabertia ovina</i> , <i>Oesophagostorum columbianum</i> , <i>O. venulosum</i> , <i>Trichuris ovis</i> .

(Fuente: Romero y Boero, 2001).

### **Ciclo biológico**

La transmisión de los nematodos gastrointestinales es por vía oral. Los animales se infectan al ingerir larvas L3 (infectantes) con el pastoreo. El ciclo evolutivo es directo, con dos fases; una exógena y una endógena.

En la fase exógena, los huevos de los nematodos salen junto con las heces del animal al ambiente y dependiendo de una temperatura óptima (28 °C) y humedad relativa (80%), eclosiona la larva uno (L1), entre 24 y 30 horas, para después evolucionar a larva 2 (L2) en aproximadamente 2 o 3 días; éstas, sufren una segunda muda para transformarse en larva 3 (L3) o estadio infectante en 4 a 7 días (Vázquez, 2000).

Las larvas infectantes se desarrollan óptimamente a temperaturas de alrededor de 22 a 26 °C, suspendiendo su evolución a menos de 9 °C. La L3 es activa y sube a los tallos y hojas de los pastos que sirven como alimento a los rumiantes, para de ese modo ser infectados (Torres y Aguilar, 2005). En la fase endógena, la L3 muda en el rumen, al haber un incremento del pH ruminal, causado por la secreción de la enzima

leucinoaminopeptidasa a través de las células neurosecretoras de la larva, de 10 a 20 minutos luego de ser ingerida la larva penetra al abomaso en donde se transforma en larva cuatro (L4) en uno o dos días y penetra a las criptas de las glándulas gástricas permaneciendo por un periodo de 10 a 14 días. Durante este proceso puede inhibir temporalmente su desarrollo debido a condiciones fisiológicas adversas permaneciendo como larva hipobiótica siendo capaz de persistir en el abomaso del hospedero durante periodos de adversidad climática como frío excesivo o secas. Posteriormente las L4 dejan la mucosa y se alojan en el lumen abomasal para convertirse en larva cinco (L5) y después en parásitos adultos, machos y hembras. Las hembras comienzan a depositar huevos entre los días 18 y 21 post infección (Aguilar *et al.*, 2008).

### **Acción patógena de los parásitos**

El grado de las alteraciones patofisiológicas que ocasionan los parásitos gastrointestinales depende de la infección, la inmunidad, la edad, los géneros involucrados y el medioambiente; los cuales conllevan trastornos en el consumo de alimentos, así como una deficiente digestión, absorción y secreción de metabolitos (Lippi *et al.*, 2013). Los efectos sobre el hospedador son muy diversos, donde los más frecuentes son las úlceras, edema, congestión, necrosis del tracto gastrointestinal, baja en el crecimiento y productividad (Gutiérrez, 2007).

Los nematodos causan daño local en las 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, alteración peristáltica y baja capacidad enzimática provocando 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).

## **Técnicas diagnósticas comunes en parasitología**

Una importante característica de las endoparasitosis, es que 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 de estar fundamentado en el empleo de técnicas coprológicas capaces, no solo de poder determinar la presencia del parásito, sino a la vez de cuantificar sus niveles y permitir asociar esos resultados al grado de compromiso de factores productivos y el estado de alteraciones orgánicas (Sandoval *et al.*, 2011).

### **Técnica cuantitativa de Mc Master tradicional**

Esta técnica está fundamentada 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 las heces fecales ubicándose en la superficie de dicho líquido.

#### **Descripción breve de técnica de Mc Master.**

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 minutos. Luego se observa en el microscopio a aumento de 10x, contando todos los huevos que están dentro o sobre las líneas de las rejillas. El número de huevos por gramos de heces es calculado sumando el resultado del recuento de ambas celdillas y es multiplicado por 50 (Sandoval *et al.*, 2011).

### **Técnica modificada de Mc Master**

Para los rumiantes, se combinan 4 g de materia fecal con 56 ml de solución de flotación para obtener un volumen total de 60 ml. La prueba se realiza también con 2 g de heces y 28 ml de solución saturada de NaCl, esto cuando se obtuvo una cantidad pequeña de heces. Las heces se mezclan bien y se cuelan, se homogeniza la solución y se deja en reposo por 10 minutos. Posteriormente se llenan las cámaras de Mc Master con la mezcla utilizando

una pipeta. Debe llenarse la cámara completamente. Si quedan atrapadas grandes burbujas dentro de la cámara, debe removerse el fluido y volver a llenarse, se evalúa en el microscopio con el objetivo 10x, enfocando en la capa superior, donde se pueden ver las líneas (Zajac y Conboy, 2012).

**Evaluación de estudios hematológicos y conteo de protozoarios de líquido ruminal como valores de salud.**

**Hematología**

La hematología clínica constituye una importante área de estudio sobre el estado de salud de los animales, por lo que el estudio de las variables hematológicas y de sus desviaciones permite conocer las anomalías que pueden afectar a los órganos (Couto, 2010). Todas las células sanguíneas tienen una vida media, pero en los animales sanos el número de células en circulación se mantiene en un nivel constante, Por lo tanto, la sangre demuestra que es buen indicador para determinar el estado fisiológico y patológico del hombre y el animal (Sani, 2009). En el cuadro 2 se muestran los valores hemáticos normales en sangre de ovinos.

**Cuadro 2.** Valores hemáticos normales en ovinos.

<b>Especie</b>	<b>Hematocrito Ht %</b>	<b>Proteínas totales g/dL</b>	<b>Hemoglobina hgb g/dL</b>	<b>Eritrocitos 10<sup>6</sup> /μL</b>
Ovino	25-50	6-7.5	9-16	8-16

(Merck, 2010).

Diversos autores mencionan que los niveles de infestación parasitaria por estróngilos digestivos hematófagos se correlacionan negativamente con parámetros hematológicos como el valor del hematocrito (Luffau *et al.*, 1981, Mandonnet, 1995 y Morales *et al.*, 2002), por lo tanto, la medida de este parámetro hematológico puede ser utilizada como un indicador indirecto del efecto de la infestación parasitaria, principalmente en producciones en las cuales estén presentes especies parásitas hematófagas como

*Haemonchus contortus* (Morales *et al.*, 2002, Morales y Pino, 2009), ya que un parásito adulto es capaz de producir una pérdida de 0.05 ml de sangre en los animales produciendo anemia y en casos de infección aguda la muerte (Vázquez, 2000). Van Wyk y Bath (2002) asocian el color de la conjuntiva ocular con el valor de hematocrito, para establecer distintos niveles de anemia producida por *Haemonchus contortus* mediante la observación de dicha mucosa. Por lo anterior, el hematocrito puede ser utilizado como indicador de salud en ovinos.

### **Anemia**

La anemia, desde el punto de vista hematológico, es una disminución de los valores por debajo de la cantidad normal de eritrocitos por microlitro (Benjamin, 1991); es una manifestación frecuente en numerosas enfermedades parasitarias, que puede ser producida por la acción hematófaga de parásitos como *Haemonchus contortus*, *Oesophagostomum columbianum*, *Fasciola hepática*, o debido a la destrucción de eritrocitos, como consecuencia de pérdidas de sangre debidas a las lesiones provocadas por los parásitos, como se observa en *Eimeria*, *Ostertaria* y *Haemonchus* (Morales *et al.*, 2002).

En los pequeños rumiantes en el caso particular de los estróngilos digestivos, las infecciones con las especies *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei* y en menor grado *Teladorsagia circumcincta*, se ha observado que el volumen total de eritrocitos (hematocrito, Ht), el número de eritrocitos y los valores de hemoglobina, disminuyen como consecuencia de la pérdida de sangre, insuficiencia de la hematopoyesis, disminución del apetito, carencia de hierro y perturbación de la absorción intestinal de nutrientes (Mandonnet, 1995 y Morales *et al.*, 2002).

### **Resistencia antihelmíntica**

Desde la aparición en el mercado de los antiparasitarios de amplio espectro hace más de 40 años, muchos productores y veterinarios han concluido que la manera correcta de controlar los parásitos gastrointestinales en los rebaños, es la desparasitación regular de los animales (Moreno *et al.*, 2011). Debido a que su control ha sido mediante el uso de antihelmínticos, el uso frecuente de estos ha originado que con el tiempo los parásitos se hayan vuelto resistentes a los tres principales grupos de antihelmínticos disponibles

comercialmente: benzimidazoles, imidazotiazoles y lactonas macrocíclicas (Torres *et al.*, 2003, Montalvo *et al.*, 2006 y Encalada *et al.*, 2008).

La resistencia antihelmíntica (RA), se entiende como la capacidad de los parásitos para sobrevivir a tratamientos que, a dosis terapéuticas, regularmente causan la inhibición del crecimiento o la muerte de los individuos de una población normal o susceptibles (Martínez, 2010). Los primeros casos que se reportaron de nematodos resistentes a los antihelmínticos fue descrito en Estados Unidos (Drudge *et al.*, 1977), por lo que, en México, Campos *et al.*, (1990) reportaron el primer caso de RA.

El uso indiscriminado de los antiparasitarios constituye un problema grave; ya que ha traído varios problemas, como son la aparición de cepas resistentes de nematodos, y por tanto la pérdida de eficacia de los fármacos, la contaminación de los ecosistemas (Herd, 1996), ya que persisten por un largo periodo de tiempo en la heces fecales que son excretadas por los animales, donde pasan a la vegetación y al suelo, y además son letales para un grupo de insectos desintegradores de las heces fecales (Iglesias, 2005) y a la inseguridad alimentaria, por lo que pueden quedar restos en productos como la carne o la leche, con la consiguiente pérdida de calidad y peligro para la salud del consumidor (Waller, 2006)

Por lo tanto, si la RA sigue aumentando, en algunos años la viabilidad de los sistemas de producción de ovinos se puede ver comprometida. Por consiguiente, se ha considerado disminuir la dependencia a los fármacos y mantener una proporción de la población parasitaria sin exponerse a los tratamientos, a través de la implementación de estrategias de control alternativo (Medina, 2014).

### **Alternativas para el control de parásitos gastrointestinales en ovinos.**

La lentitud en la generación de nuevos antihelmínticos con diferente mecanismo de acción hace necesario diseñar distintas estrategias para el control de los nematodos, ya que la dependencia de un solo método de control ha demostrado ser poco eficaz a largo plazo, por lo que el control integrado ha adquirido gran importancia en las últimas fechas para desestabilizar poblaciones de parásitos resistentes (Waller, 2006).

En muchos lugares del mundo la medicina tradicional sigue haciendo contribuciones en la práctica de la medicina actual con excelentes resultados, por lo que es frecuente el uso de las plantas o de sus principios activos (Ruíz, 2010). Las plantas medicinales son aquellas que obtienen uno o más principios activos que son los que contienen la actividad medicinal. Muchos de estos compuestos o grupos, pueden provocar variaciones no tóxicas en el organismo, su toxicidad depende de la parte empleada y dosis consumida. El efecto tóxico puede ser inmediato o a largo plazo (Cruz y Mendoza 2002)

Los extractos de hierbas se han utilizado para controlar las coccidias en conejos y aves de corral (Kostova *et al.*, 2011, Anosa y Okoro, 2011, Habibi *et al.*, 2014) con cierto grado de éxito y hay indicios de que los productos vegetales pueden ser beneficiosos en el control de parásitos en corderos (Grade *et al.*, 2008, Hussain *et al.*, 2011).

Una estrategia alternativa para el control de parásitos gastrointestinales la constituye el uso de metabolitos secundarios de las plantas (Athanasiadou y Kyriazakis, 2004), no sólo con el objetivo de encontrar nuevos compuestos químicos eficaces contra helmintos, sino que también por su aplicabilidad desde el punto de vista orgánico, ya que podrían reemplazar el uso de químicos sintéticos, lo cual puede proveer métodos ecológicos para el tratamiento de parásitos usando plantas con propiedades antihelmínticas.

### **Metabolitos secundarios de plantas con efecto antiparasitario.**

Los metabolitos secundarios de plantas (PSM) son compuestos vegetales que no son estrictamente esenciales para las principales funciones de las plantas, tales como su crecimiento y reproducción. Sin embargo, se han asociado con mecanismos de defensa de las plantas contra los herbívoros (Harbourne, 1999, Karban et al., 1999). Las partes de las plantas o los extractos ricos en PSM se han utilizado para combatir el parasitismo durante siglos, y en muchas partes del mundo esos productos todavía se utilizan para este propósito (Instituto Internacional de Reconstrucción Rural, 1994).

Por ejemplo, se han utilizado semillas de ajo (*Allium sativum*), cebolla (*Allium cepa*) y menta (*Mentha* spp.) para tratar a los animales que sufren de parasitismo gastrointestinal, mientras que los extractos de la planta de tabaco (*Nicotiana tabacum*) se han utilizado

para tratar la piel del ganado afectado por el parásito externo que causa la sarna (Guarrera, 1999).

En la actualidad, se han estudiado diversas especies de plantas, las saponinas alcaloides, aminoácidos no proteicos, taninos y otros polifenoles, ligninas y glucósidos son metabolitos secundarios de las plantas y algunos de ellos han sido considerados responsables del efecto antiparasitario (Coop *et al.*, 1982) en particular aquellas que contienen taninos, debido a su efecto antihelmíntico en distintas especies de ganado (Hoste *et al.*, 2006).

El consumo de plantas con taninos podría afectar la biología de diferentes especies de gusanos (Niezen *et al.*, 2002). Por ejemplo, los extractos de taninos condensados reducen la migración de larvas de la tercera etapa de *Trichostrongylus colubriformis*, un nematodo ovino de importancia económica en climas templados (Lorimer *et al.*, 1996). Este hallazgo se ha tomado como evidencia de los efectos antihelmínticos de este extracto. De manera similar, el uso *in vitro* de un extracto de planta de tanino condensado comercialmente disponible provoca una supervivencia y desarrollo reducidos de larvas de nematodos de oveja y de rata (Athanasiadou *et al.*, 2001). Otros estudios *in vitro* han demostrado que taninos condensados purificados y terpenoides de varias leguminosas reducen la movilidad y la consiguiente capacidad de migración de larvas de nematodos ovinos (Malan *et al.*, 2000).

Uno de los principales retos que enfrenta el uso de plantas medicinales en el tratamiento de enfermedades es que muchos de los compuestos activos que poseen no han sido completamente identificados, además las concentraciones de sustancias activas usadas *in vitro* no siempre corresponden a la biodisponibilidad en el animal vivo (Pérez y Agurcia, 2008). Hay que considerar que los productos a base de plantas muchos de los compuestos activos pueden tener efectos negativos, razón por la cual es esencial validar los efectos antiparasitarios de este tipo de productos en relación a su potencial efecto anti nutricional y otros efectos secundarios. A pesar de esto, muchos productos veterinarios usados actualmente son derivados de plantas (Fiel, 2005).

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### **Sitio experimental**

El presente trabajo se realizó durante 21 días en un rancho ovino ubicado en la localidad de Los Gómez, municipio de Soledad de Graciano Sánchez, San Luis Potosí con coordenadas geográficas de 100.8822 de longitud y 22.154 de latitud, la localidad se encuentra a una mediana altura de 1840 msnm.

### **Manejo del hato**

Se realizó una breve encuesta al productor para obtener datos del manejo del rebaño, el tipo de alimentación, medidas preventivas y sanitarias. En base a lo anterior se obtuvo la siguiente información: el hato no tiene un objetivo de producción en sí, pero los animales pueden estar a la venta en caso de que las personas deseen adquirirlas, no se realiza aplicación de vacunas ni desparasitación, la última vez que fueron desparasitados fue seis meses previo a la realización del experimento, donde se utilizó ivermectina, los animales salen a pastorear por las mañanas a las 9:00 am y están fuera del corral hasta las 7:00 pm, que es la hora en que son encerrados para protegerlos de los depredadores, y la suplementación de alimentación no existe.

### **Animales**

Se utilizaron 30 ovinos criollos con un peso vivo promedio de 30 kg, donde se alimentaban al libre pastoreo (fig. 1). Los animales fueron asignados completamente al azar en tres grupos, cada uno con diez hembras, en los siguientes tratamientos: T1, grupo con una administración de 2 gramos de antiparasitario herbolario (Peptasan, Technofeed, México, Indian Herbs®); T2, administración de 4 gramos de antiparasitario herbolario (Peptasan) y; T3, como grupo control sin administración de antiparasitario (figura 2).

### **Suministración de Peptasan**

La presentación del antiparasitario es en polvo (fig. 3), por lo que se pesó en una balanza analítica (fig. 4) y se depositó en sobres para facilitar el manejo del mismo. Para la suministración del Peptasan, fue disuelto en 5 ml de agua y se aplicó a los animales mediante una jeringa vía oral para asegurar que tomaran la dosis completa (fig. 5).



**Figura 1.** Lugar de pastoreo del hato.



**Figura 2.** Sitio de experimentación y hato utilizado para el mismo.



**Figura 3.** Presentación en polvo de antiparasitario Peptasan.



**Figura 4.** Balanza analítica.



**Figura 5.** Disolución de Peptasan en jeringas.

## **Técnicas de laboratorio**

### **Determinación de la carga parasitaria**

#### **Recolección de muestras**

Para la toma de muestra, se colectaron las heces mediante vía rectal de cada ovino, dentro de cada grupo experimental, durante los días 0, 14 y 21 en el mes de diciembre. En cada uno de los grupos se colectaron tres muestras fecales individuales durante los días viernes, sábado y domingo de cada semana. Las muestras fueron puestas en bolsas de plástico previamente rotuladas para después formar un pool de heces de cada una de las ovejas y ser puestas en frascos rotulados con formol al 5% para su conservación.

#### **Técnica coproparasitoscópica**

El procedimiento de las muestras en el laboratorio, se llevó a cabo mediante la técnica cuantitativa de Mc Master (Zajac y Conboy, 2012). Donde se describe a continuación.

Procedimiento:

1. Tomar 2 gramos de heces y disolver en 20 ml de solución NaCl saturada en un vaso de precipitado. Macerar la muestra hasta disolver las partículas de mayor tamaño.
2. Depositar nuevamente solución salina saturada hasta llegar a los 60 ml y homogenizar la muestra.
3. Tamizar la muestra con un colador de plástico.
4. Colocar una gasa dentro de la solución y dejar reposar durante 10 minutos para permitir que los huevos floten.
5. Tomar el sobrenadante de la solución con una pipeta.
6. Se llena la cámara de Mc Master cuidando que no se formen burbujas y se examina al microscopio con el objetivo de 10X.
7. Para realizar la lectura, enfocar el ángulo superior derecho del cuadro e ir subiendo y bajando entre cada carril hasta completar el recorrido en las seis divisiones de la primera cámara, registrar el número de huevecillos encontrados, realizar el mismo procedimiento con la siguiente cámara

8. La cuantificación se realiza mediante la suma del número de huevos encontrados en ambos cuadrantes y el resultado se multiplica por 50, y así se expresa el número de huevos por gramos de heces.

### **Determinación de hematocrito y proteína plasmática**

#### **Toma de muestras de sangre**

Durante cada semana se obtuvo una muestra de sangre de cada animal extraída por punción directamente de la vena yugular, empleando tubos BD Vacutainer® con anticoagulante EDTA K2.

#### **Técnica de hematocrito y proteína plasmática**

Los valores de hematocrito (%) se determinaron por medio de la técnica de microhematocrito por centrifugación (Hansen y Perry, 1994 & Morales y Pino, 2009). La cual se describe brevemente.

1. Se llenó  $\frac{3}{4}$  partes de un tubo capilar con sangre de cada muestra.
2. Se limpia el tubo capilar y se sella uno de los extremos por donde entró la sangre con plastilina y jabón de barra para asegurar que la muestra no se vacíe en la centrifuga.
3. Se colocan los tubos capilares en el centrifuga de manera equilibrada, se colocan con el extremo sellado hacia afuera a 12 000 rpm durante 5 minutos.

Para hacer la lectura se empleó una tabla de hematocrito.

1. Se sitúa el capilar en la línea cero donde inicia la sangre y se anota el número hasta donde empieza el plasma.

Para calcular el total de proteína plasmática

1. Se rompe el capilar entre la división de sangre y plasma.
2. Se coloca una gota en el refractómetro y se hace la lectura.

## **Determinación del número de protozoarios de líquido ruminal**

### **Extracción de líquido ruminal**

Se obtuvo líquido ruminal 4 horas post-pandrial semanalmente, mediante una sonda y se colocó en frascos de plástico rotulados. Para la conservación del líquido ruminal se utilizó formol al 10% en una relación de 1:1.

### **Técnica para el conteo de protozoarios de líquido ruminal**

Para el procesamiento del conteo de protozoarios se llevó a cabo mediante el uso de la cámara de recuento de Neubauer.

1. Se tomó una muestra de 0.25 ml de líquido ruminal y 0.25 ml de solución Coleman para la fijación de los protozoarios con ayuda de una micropipeta y se homogenizó con la misma.
2. Se coloca el cubre objeto a suave presión sobre la cámara de recuento.
3. Se toma la muestra y se coloca una gota entre el cubre objetos y la cámara de conteo, por efecto de capilaridad se llena.
4. Para la cuantificación del número de protozoarios, se sumó el total de los cuadrantes de las dos cámaras y se realiza el promedio y el resultado se multiplica por  $10^4$  para obtener el número de protozoarios por mililitro de líquido ruminal.

## ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

Previo a los análisis estadísticos se evaluó si las variables de los datos cuantitativos cumplieron con los supuestos de normalidad mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov. Los datos de carga parasitaria (número de huevecillos/gramo de heces) se presentan como mediana y rango percentil (10% - 90%), debido a que los datos no presentaron normalidad en los valores ( $p < 0.05$ ).

Se evaluaron diferencias estadísticas en el número de parásitos (n° huevos u ooquistes/g heces) entre grupos experimentales, la concentración de Peptasan (tratamiento) y el tiempo (muestreo), por medio de la prueba de Kruskal-Wallis. De manera univariada, primero se evaluaron diferencias en la variable de estudio entre muestreos, para cada una de las dosis o tratamientos, y posteriormente se evaluaron diferencias entre tratamientos considerando cada tiempo del muestreo.

Se evaluó la relación entre el número total de parásitos (n° huevos u ooquistes/g heces) con el hematocrito (%), proteína plasmática (gr/dl) y número de protozoarios (ml de líquido ruminal) por grupos de estudio, utilizando la correlación no paramétrica de Spearman.

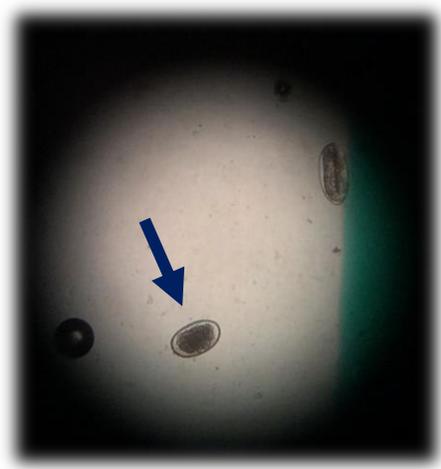
En todos los análisis se consideró un  $\alpha = 0.05$  como nivel de significancia. Los análisis fueron analizados en el programa Statistica Stat Soft, Inc. (2004), (sistema de software de análisis de datos STATISTICA) versión 7.

## RESULTADOS

**Riqueza parasitaria.** En las muestras analizadas se encontraron los siguientes géneros de parásitos conformando la riqueza parasitaria del hato de estudio, a saber: *Eimeria* sp., *Strongyloides* spp. (Fig. 6), *Trichuris* sp. y estrongilos gastrointestinales (Fig. 7) (complejo gastrointestinal de los géneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Nematodirus*, *Bunostomum*, *Cooperia*, *Oesophagostomum* y *Chabertia*, los cuales son indistinguibles a nivel de huevo) (Cuadro 3).



**Figura 6.** *Strongyloides* spp. (huevo larvado).



**Figura 7.** Estrongilo.

**Descripción de la carga parasitaria.** El número de huevos de parásitos medidos por gramo de heces mediante la técnica cuantitativa de Mc Master, se contabilizó a lo largo del experimento por grupo de tratamiento y tiempo de muestreo, donde se consideró el género de parásito y el número total de huevos u ooquistes encontrados (Cuadro 3).

El número de ooquistes del género *Eimeria* sp. se encontró en un rango de 0-200 ooquistes/g heces en los borregos del T1, durante el primer, segundo y tercer muestreo, respectivamente. En este grupo de borregos se observó que el número de ooquistes de este género fue disminuyendo desde el primer muestreo (0 días) hasta la última toma de muestra (21 días) en los animales tratados con 2 gramos de Peptasan (T1), mientras que en el grupo de borregos del T2 el número de *Eimeria* sp. se mantuvo constante a lo largo de los muestreos (Cuadro 3). En los borregos del T3, el número de ooquistes de éste género

aumentó a los 14 días volviendo a disminuir en la última toma de muestras (21 días) (Cuadro 3). Los cambios descritos no fueron estadísticamente significativos; no se encontraron diferencias en el número de *Eimeria* sp. entre muestras ni entre tratamientos.

El número de huevos de strongilos de los borregos del T1 presentó un rango de 0-25 huevos/g heces en los muestreos de 0 y 14 días, pero en el último muestreo (21 días) se observó una disminución a 0 huevos/g heces en las muestras. En cambio, en los borregos del T2, se observó un nulo número de parásitos (0 huevos/g heces) en el primer muestreo (0 días) cuando no hay administración de Peptasan; en el siguiente muestreo (14 días) se observó un aumento de hasta 175 huevos/g heces de strongilos, sin embargo, a los 21 días el número volvió a disminuir hasta 25 huevos/g heces. En los animales del T3, el número de huevos de strongilos en el muestreo 1 (0 días) y en el muestreo 2 (14 días) se mantuvo de 0 a 50 huevos/g heces respectivamente, mientras que a los 21 días se observaron un máximo de 25 huevos/g heces. Nuevamente, no se encontraron diferencias significativas en la carga parasitaria de strongilos entre grupos de estudio.

Del género *Strongyloides* spp. en el T1 en el muestreo 2 (14 días) se encontró 25 huevos/g heces, observándose una disminución (0 huevos/g heces) a los 21 días, mientras que en el grupo control (T3) del mismo género, se encontró un número de 1625 huevos/g heces. Para el caso del género de *Trichuris* sp. en el T1, animales tratados con 2 gramos de Peptan, se presentaron valores de 25 a 0 huevos/g heces observándose una disminución a lo largo del primer y último muestreo (cuadro 3).

Con relación al número total de parásitos, se muestra en el cuadro 3 una disminución en el número de parásitos total en los borregos del T1 a lo largo del muestreo. En los animales del T1 tratados con 2 g de Peptasan se observó una disminución en el número de huevos de 400 huevos/g heces al día 0 hasta 50 huevos/g heces en el día 21 de tratamiento, sin ser éstas diferencias estadísticamente significativas (cuadro 3). En los borregos del T2 administrados con 4 g de Peptasan, se encontró una mediana de 75 huevos/g heces en el primer muestreo (0 días) y en el segundo muestreo (14 días) se mostró un aumento hasta 325 (huevos/g heces), sin embargo, al término del experimento, a los 21 días hubo una disminución de más de la mitad comparándolo con el segundo muestreo (175 huevos/g heces) (cuadro 3). En el grupo T3 (control), se mostró una tendencia similar al T2, en el

primer muestreo (0 días) los animales presentaron una mediana de 75 huevos/g heces, mientras que en el muestreo 2 (14 días) y en el último muestreo (21 días) se encontró una mediana del número total de parásitos de 100 huevos/g heces y 75 huevos/g heces, respectivamente (cuadro 3). Ninguna de las diferencias descritas fueron estadísticamente significativas.

**Cuadro 3.** Número de huevos (mediana y percentiles 10% y 90%) por género de parásito y número total de parásitos.

TRATAMIENTO	MUESTREO	NÚMERO TOTAL PARÁSITOS				
		<i>Eimeria</i> sp	<i>Estrongilos</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Trichuris</i>	
		Mediana (P10-P90)	Mediana (P10-P90)	Mediana (P10-P90)	Mediana (P10-P90)	
1 (2 gramos)	1 (n=10) 0 días	200 (0-925)	25 (0-3775)	0	0 (0-50)	400 (0-4325)
	2 (n=10) 14 días	25 (0-100)	25 (0-1125)	0 (0-25)	0	100 (0-1175)
	3 (n=10) 21 días	0 (0-125)	0 (0-975)	0	0	50 (0-1075)
2 (4 gramos)	1 (n=10) 0 días	50 (0-325)	0 (0-14275)	0	0	75 (0-14600)
	2 (n=10) 14 días	50 (0-225)	175 (50-3400)	0	0	325 (50-3500)
	3 (n=10) 21 días	50 (0-350)	25 (0-8825)	0 (0-50)	0 (0-25)	175 (0-9025)
3 (control)	1 (n=10) 0 días	0 (0-100)	0 (0-1625)	0 (0-1625)	0 (0-25)	75 (0-1700)
	2 (n=10) 14 días	25 (0-125)	50 (0-675)	0	0	100 (0-750)
	3 (n=10) 21 días	0 (0-150)	25 (0-11575)	0	0	75 (0-11575)

**Carga parasitaria y parámetros de salud.** En los animales tratados con 2 gramos de Peptasan (T1) se encontró una relación negativa entre la carga parasitaria (huevos/g heces) y la concentración de proteínas plasmáticas ( $p=0.005$ ), y una correlación positiva entre la carga parasitaria y el número de protozoarios del líquido ruminal (ml) ( $p=0.04$ ), medidos en los borregos durante el primer muestreo previo al tratamiento (Cuadro 4). Dichas correlaciones dejaron de ser significativas al ser tratados con Peptasan (2 gramos) al segundo y tercer muestreo, es decir, a los 14 y 21 días posteriores a la administración oral.

En los borregos tratados con el T2 no se encontraron correlaciones significativas entre variables en ninguno de los tratamientos o muestreos. En los borregos del tratamiento control se observó una correlación negativa significativa entre la carga parasitaria y el porcentaje de hematocrito de los animales únicamente a los 14 días de muestreo ( $p=0.02$ ) la cual no fue observada al inicio o término del experimento en este grupo.

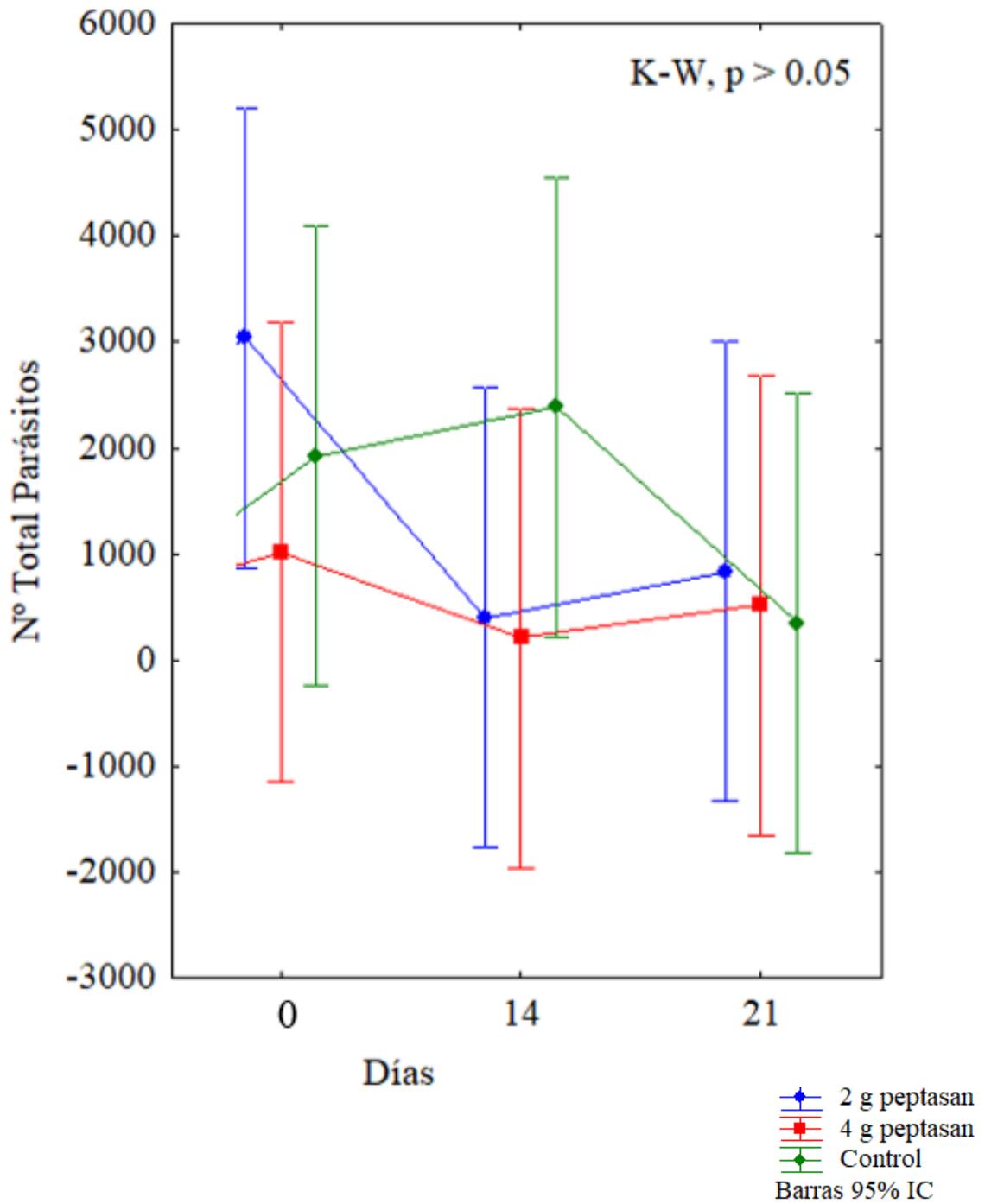
**Cuadro 4.** Resultado del análisis de correlación entre el número de parásitos (n° huevos u oocistos/g heces) y el hematocrito (%), las proteínas plasmáticas (g/dl) y la concentración de número de protozoarios (n° protozoarios/ml de líquido ruminal).

TRATAMIENTO	MUESTRA	HEMATOCRITO (%)		PROTEÍNA PLASMÁTICA (g/dl)		PROTOZOARIOS (ml)	
		r	P	r	P	r	P
1 (2 g)	1 (n=10) 0 días	-0.591	0.072	<b>-0.801</b>	<b>0.005</b>	<b>0.648</b>	<b>0.043</b>
	2 (n=10) 14 días	-0.498	0.143	-0.570	0.086	0.292	0.413
	3 (n=10) 21 días	0.134	0.713	-0.412	0.237	0.532	0.114
2 (4 g)	1 (n=10) 0 días	-0.408	0.241	-0.506	0.136	0.440	0.204
	2 (n=10) 14 días	-0.069	0.849	-0.229	0.524	-0.095	0.794
	3 (n=10) 21 días	-0.578	0.080	-0.569	0.086	-0.216	0.549
3 (control)	1 (n=10) 0 días	-0.618	0.057	-0.593	0.071	-0.152	0.675
	2 (n=10) 14 días	<b>-0.729</b>	<b>0.017</b>	-0.629	0.051	-0.252	0.482
	3 (n=10) 21 días	-0.532	0.114	-0.287	0.421	-0.586	0.075

r = Coeficiente de correlación de Spearman, p= nivel de significancia a 0.05

## **Eficacia de Peptasan**

En la figura 8 se determinó el efecto del producto Peptasan en los tres tratamientos y tiempo de muestreo (T1:2 g, T2:4 g y el grupo control sin aplicación), donde se observó que el T1 con 2 g de Peptasan se obtuvieron niveles de hasta 3,000 parásitos al inicio del muestreo (0 días, sin aplicación del producto), sin embargo, se demostró que a lo largo del tiempo, tomando en cuenta la última toma de muestra (21 días), hubo una disminución considerable, encontrándose un número total de 1,000 huevecillos de parásitos. En el T4 a los 0 días que es el primer muestreo, se encontró un número de 1,000 parásitos, pero a lo largo del tiempo esta carga disminuyó. En cuanto al control en dos fechas (0 y 14 días) ha estado en un rango de entre 2,000 parásitos, lo que explica entonces el efecto del Peptasan en los parásitos, el cual disminuye considerablemente con la administración de 2 g de Peptasan.



**Figura 8.** Valor promedio del número total de parásitos (huevos/g heces) por tratamiento, a lo largo del muestreo .

## DISCUSIÓN

En una investigación en el ámbito clínico interesa que el medicamento que se evalúa provoque los mismos efectos en la mayor parte de las cargas parasitarias, sin embargo, esto es difícil de conseguir, más aún en compuestos naturales, ya que presentan efectividad menor que los antiparasitarios convencionales. Esta falta en la homogeneidad de los efectos en la población puede deberse a varios factores, uno de ellos es que las cargas parasitarias al inicio del estudio no eran similares en todos los grupos; hubo grupos en los que el número de huevos fue alto, mientras que en otros géneros fue considerablemente baja. El producto herbolario no demostró tener un mismo efecto antiparasitario contra parásitos gastrointestinales que se encuentran normalmente en ovinos en condiciones de pastoreo (González *et al.*, 2011). El mecanismo de acción de los extractos de plantas sobre huevos de parásitos gastrointestinales no está totalmente aclarado (Hoste *et al.*, 2006), sin embargo, de acuerdo con estudios realizados con anterioridad y con compuestos químicos previamente reportados en *G. sepium* y *M. oleifera* la actividad antiparasitaria se atribuye a las saponinas, taninos condensados, flavonoides, glicósidos presentes en las hojas (Santacoloma y Granados, 2012, Sinha, 2012). El producto Peptasan contiene mayormente saponinas, pero este producto no es un extracto, por lo tanto, además de saponinas, puede contener otros compuestos (triterpenoides, histamina, taninos y otros compuestos fenólicos), por lo que Mejía *et al.* (2014) menciona que los extractos con saponinas y compuestos fenólicos han reducido el conteo de huevos, por lo que este experimento redujo el número de huevos, como es el caso del tratamiento 1 en donde los conteos iniciales eran más altos comparándolo con los finales. Los efectos de las saponinas, normalmente se atribuyen a su interacción específica con las células de la membrana, haciendo cambios en la pared celular de los parásitos (Sparg *et al.*, 2004), también puede tener un efecto lítico directo en los ooquistes (Muthamilselvan *et al.*, 2016), por lo que los extractos de plantas que contienen saponinas, pueden disminuir la tensión superficial del huevo y por lo tanto inhibir la eclosión (Hernández *et al.*, 2011). Por lo tanto el producto herbolario Peptasan tiene mejor efecto antiparasitario con la administración de 2 g, ya que se evidencia en los conteos de huevos de la primera y última toma de muestras de este tratamiento; el tratamiento con 4 g de Peptasan, también demostró una baja en el conteo de huevos, pero considerando que la presencia de huevos

fue menor a comparación con el primer grupo (2 g Peptasan) se considera que el mejor tratamiento fue el grupo 1, ya que se encontró una mayor presencia de huevos y hubo una considerable disminución en los mismos, mientras que en el grupo no tratado permaneció con los mismos conteos.

Los parásitos que predominaban era los del género *Eimeria* sp y Estróngilos. Los resultados demuestran que los conteos más altos de huevos dieron lugar a una baja en los niveles de los parámetros de salud como en el hematocrito y proteína plasmática, mientras que en conteos bajos demostró una mejora en los niveles de los protozoarios de líquido ruminal.

La anemia es un padecimiento que se presenta frecuentemente en la práctica de la medicina veterinaria y de esto surge la importancia de su estudio. Clínicamente, no es una enfermedad, sino un signo de enfermedad subyacente (González, 2001). De acuerdo con Morales *et al.*, 2006 se puede constatar que los valores bajos en el hematocrito corresponden a que los animales presentan mayor presencia de parásitos gastrointestinales y básicamente se relaciona con la presencia de especies hematófagas como las del género de *Haemonchus spp* (Urquhart *et al.*, 1999). Georgiev y Denev (1981), demostraron que los estrongilos producen una anemia severa y Robert y Swan (1982), encontraron una correlación altamente significativa entre la carga parasitaria y los valores de hematocrito, concordando con Navarro *et al.*, (2000) donde menciona que las acciones patógenas de los parásitos gastrointestinales, influyen directamente sobre los parámetros hemáticos, haciéndose notables sobre el hematocrito, a su vez, Arece *et al.* (2015) en su trabajo de investigación mencionan que a medida que se incrementa la infestación parasitaria, reflejada en el conteo de huevos, se afectan los indicadores en el hematocrito.

## **CONCLUSIONES**

Los resultados indican que la utilización de productos a base de hierbas como el Peptasan es benéfico y favorece en la disminución de parásitos gastrointestinales. Al obtenerse esta baja en la carga parasitaria mejora los indicadores de salud (hematocrito y protozoarios en liquido ruminal). Sin embargo, no se pudo encontrar diferencias significativas entre tratamientos, lo cual podría ser debido a la falta de homogeneidad en las cargas parasitarias de cada animal. Por lo que sería favorable tratar a animales con cargas parasitarias más o menos similares, de igual forma sería bueno recomendar que el uso de productos herbolarios sea en tiempos más largos y a dosis más elevadas.

## LITERATURA CITADA

- Aguilar, A., Torres, J., Cámara, R., Hoste, H., y Sandoval, C. 2008. Inmunidad contra los nematodos gastrointestinales: la historia caprina. *Tropical y subtropical Agroecosystems*, 9:73-82.
- Anosa, G.N., Okor, O.J., 2011. Anticoccidial activity of the methanolic extract of *Musa paradisiaca* root in chickens, *Tropical Animal Health and Production*, 43, 245-248.
- Athanasiadou, S., Kyriazakis, I. 2004. Plant secondary metabolites: antiparasitic effects and their role in ruminant production systems. *P Nutr Soc* 63, 631-639.
- Benjamin, M. 1991. Manual de Patología Clínica en Veterinaria. Limusa.3. Edición. p.154.
- Carvalho, C., Chagas, A., Cotinguiba, F., Furlan, M., Brito, L., Chaves, F., *et al.* 2012. The anthelmintic effect of plant extracts on *Haemonchus contortus* and *Strongyloides venezuelensis* *Vet Parasitol*, 183:260–268.
- Coop, R., Sykes, A., Angus, K. 1982. The effect of three levels of intake of *Ostertagia circumcincta* larvae on growth rate, food intake and body composition of growing lambs. *J. Agricult. Sci. UK*. 98, 247-255.
- Couto, A. 2010. Caracterización genética y perfil hematológico y bioquímico en ovinos de raza “criolla lanada serrana” del Planalto serrano Catarinense– Santa Catarina. Brasil.
- Encalada, L., López, M., Mendoza de Gives, P., Liébano, E., Vázquez, V., y VerA, G. 2008. Primer reporte en México sobre la presencia de resistencia a Ivermectina en bovinos infectados naturalmente con nematodos gastrointestinales. *Vet Méx.* 39(4):423–428.
- FAO. 2001. Sustainable approaches for managing haemonchosis in sheep and goat. Final report of FAO technical Co–operation project in South Africa. South Africa: FAO.
- Fiel, C., 2005. Manual Técnico: Antiparasitarios internos y endectocidas de bovinos y ovino Extracto de: Manual Técnico de Biogénesis, Bs.As. [http://www.produccionbovina.com/sanidad\\_intoxicaciones\\_metabolicos/parasitarias/bovinos/65-manual\\_tecnico.htm](http://www.produccionbovina.com/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/bovinos/65-manual_tecnico.htm)
- Georgiev, V. y Denev, Y. 1981. Etiology and Epizootiology of Gastrointestinal Strongylatosis in Sheep. *Veterinarno Mediksinki Nauki*. 18 (4): 22-24.

- Githiori, J., Athanasiadou, S. y Thamsborg, S. 2006. Use of plants in novel approaches for control of gastrointestinal helminths in livestock with emphasis on small ruminants *Vet Parasitol*, 139:308–320
- González, A., Fernández, N., Sahagún, A., García, J., Diez, M., Tamame-Martín, P. & Sierra, M. 2010. Seguridad de la ivermectina: toxicidad y reacciones adversas en diversas especies de mamíferos.
- González, R. 2004. Alternativas de control de nemátodos gastrointestinales en ovinos. Conferencia. EEPF Indio Hatuey. Matanzas, Cuba.
- Gradé, J., Arble, B., Weladji, R. y Van Damme, P. 2008. Anthelmintic efficacy and dose determination of *Albizia anthelmintica* against gastrointestinal nematodes in naturally infected Ugandan sheep. *Veterinary Parasitology*. 157:267-274.
- Guarrera, P. 1999. Traditional antihelmintic, antiparasitic and repellent uses of plants in Central Italy. *J. Ethnopharmacol.* 68:183–192.
- Gutiérrez, M. 2007. Determinación de parasitismo gastrointestinal mediante el método sodium acetate acetic acid formaldehyde (SAF) en perros de las zonas urbana y rural de la provincia de Ñuble. Memoria de Título (Título de Médico Veterinario) - Departamento de Ciencias Pecuarias, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de Concepción, Concepción.
- Habibi, H., Firouzi, S., Nili, H., Razavi, M., Asadi, S.L., Daneshi, S., 2014. Anticoccidial effects of herbal extracts on *Eimeria tenella* infection in broiler chickens: *in vitro* and *in vivo* study. *Journal of Parasitic Diseases*, 40, 401-407.
- Hansen, J. y Perry, B., 1994. The epidemiology, diagnosis and control of helminth parasites or ruminants. International Laboratory for Research on Animal Diseases, Kenya. 171.

- Harborne, J. 1999. An overview of antinutritional factors in higher plants. In *Secondary Plant Products. Antinutritional and Beneficial Actions in Animal Feeding*, HC Caygill and I Mueller-Harvey, editors]. Nottingham: Nottingham University Press. 7–16.
- Herd, R. 1996. Impactos ambientais associados aos compostos endectocidas. En: *Controle dos nematódeos gastrintestinais em ruminantes*. (Ed. Terezinha Padilha). EMBRAPA-CNPGL. Coronel Pacheco, Brasil. p.95.
- Hernández, M., Borges, R., Rodriguez, R., Torres, J., Méndez, M., y Cáceres, M. 2011. Ovicidal and larvicidal activity of the extracts from *Phytolacca icosandra* against *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*. 179, 100-106.
- Hoste, H. 2001. Adaptive physiological process in the host during gastrointestinal parasitism. *International Journal for Parasitology*. 31: 231-244.
- Hoste, H., Jackson, F., Athanasiadou, S., Thamsborg, S. y Hoskin, S. 2006. The effects of tannin-rich plants on parasitic nematodes in ruminants. *Trends in Parasitology* 22: 253-261.
- Iglesias, L. 2005. Impacto ambiental de la Ivermectina eliminada por bovinos tratados en otoño, sobre la coprofauna y la degradación de la materia fecal en pasturas (Tandil, Argentina). v.34, n.3, p. 83-103.
- International Institute of Rural Reconstruction. 1994. *Ethnoveterinary Medicine in Asia. An Information Kit on Traditional Animal Health and Care Practices, Ruminants*. Silang, Cavite, The Phillippines: International Institute of Rural Reconstruction. 2.
- Karban R, Agrawal A., Thaler, J. & Adler L. 1999. Induced plant responses and information content about risk of herbivory. *Trends in Ecology and Evolution* 14:443-447.
- Kostova, T., Sabev, P., Lalkovski, N., Petkov, P. 2011. Anticoccidial effects of herbal Coociban in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Livestock International*, 1, 12-13.
- Lippi, E., Leal, M., Minervino, A., Aires, A., Coop, R., y Jackson, F. 2013. Effects of parasitism on cellular immune response in sheep experimentally infected with *Haemonchus contortus*. *Vet. Parasitol.* 196:230-234.

- López, M. 2013. Prevalencia de parásitos gastroentericos en rumiantes (bovinos, ovinos y caprinos) en San Pedro la Joya Tepeacapa, Puebla. Tesis de Licenciatura. Puebla, México.
- Malan, F., Van Wyk y Wessel, C. 2000. Clinical evaluation of anaemia in sheep: early trials in: “ F.A.O TCP Workshop Sustainable Worm Control Programmes for Sheep and Goats” South Africa; 34-39.
- Martínez, O. 2010. Mecanismo de acción de las plantas ricas en taninos sobre la población adulta de nemátodos gastrointestinales de pequeños rumiantes. Tesis en cotutela presentada para obtener el grado de Doctor en Ciencias Agropecuarias. Francia: Université de Toulouse.
- Medina, P., Guevara, F., La O, M., Ojeda, N. y Reyes, E. 2014. Resistencia antihelmíntica en ovinos: una revisión de informes del sureste de México y alternativas disponibles para el control de nemátodos gastrointestinales Pastos y Forrajes, Estación Experimental de Pastos y Forrajes "Indio Hatuey" Matanzas, Cuba. Vol. 37, núm. 3, julio-septiembre, 257-263.
- Mejía, P., Salem, A, Elghandour, M., Cipriano, M., Cruz, B. y Camacho, L. 2014. Anthelmintic effects of *Salix babylonica* L. and *Leucaena leucocephala* Lam. Ectracts in growing lambs. Tropical animal health and production, 46(1), 173-178.
- Merck & C. 2010. El Manual de Merck de Veterinaria - Septima Edicion. Barcelona - España: Oceano Grupo Editorial, S.A.
- Miller, C., Waghorn, T., Leathwick, D., Candy, P., Oliver, A., & Watson, T. 2012. The production cost of anthelmintic resistance in lambs. Vet. Parasitol. 186 (3-4):376-381.
- Montalvo, X., López, M., Vázquez, V., Liébano, E., Mendoza de Gives, P. 2006. Resistencia antihelmíntica de nematodos gastroentéricos en ovinos a Febendazol e Ivermectina en la región noroeste del estado de Tlaxcala, México. Téc Pecu Méx 44:81–90.
- Morales, G. y Pino, L. 2009. Nematodos parásitos de los rumiantes domésticos en Venezuela: diagnóstico y control. Editado por Laboratorio de Diagnóstico Veterinario “Aliani” 143.

- Morales, G., Pino, L., León, E., Rondón, Z., Guillén, A., Balestrini, C. y Silva, M. 2002. Relación entre los parámetros hematológicos y el nivel de infestación parasitaria en ovinos de reemplazo. *Veterinaria Trop.* 27(2):87-98, 123-135.
- Moreno, F., 2010. Efecto antihelmíntico in vitro de extractos de plantas sobre larvas infectantes de nematodos gastrointestinales de rumiantes. *Archivos de Medicina Veterinaria*, v.42, p.155-163.
- Mota, M., Campos, A. y J. Araiyo. 2003. Controle biologic de helmintos parasitos de animais: estágio atual e perspectivas futuras. *Vet. Bras.*, 23: 93-100.
- Niezen, J., Charleston, W., Robertson, H., Shelton, D., Whaghorn, G. y Green, R., 2002. The effect of feeding sulla (*Hedysarum coronarium*) or lucerne (*Medicago sativa*) on lamb parasite burdens and development of immunity to gastrointestinal nematodes. *Vet. Parasitol.* 105: 229–245.
- Nikolaou, S. y Gasser, R. 2006. Prospects for exploring molecular developmental processes in *Haemonchus contortus*. *Int. J. Parasitol.* 36:859-868.
- Pérez, S., & Agurcia, D., 2008. *Evaluación de la efectividad de fitofármacos antiparasitarios internos en ovino-caprinos de productoras asociadas al organismo Xochilt Acalt del Municipio de Malpaisillo, León, Nicaragua* (Doctoral dissertation).
- Robert, J. y R. Swan. 1982. Quantitative Studies of Ovine Haemonchosis. Relationship Between Fecal Egg Counts and Total Worm Counts. *Vet. Parasit.* (2): 165-171
- Romero, J. y Boero, C. 2001. Epidemiología de la Gastroenteritis Verminosa de los Ovinos en las Regiones templadas y cálidas de la Argentina. *Analecta Veterinaria.* 1:21-37.
- Ruíz, R., Segundo, G., Venegas, E., Chávez, M y Eustaquio, C. 2010. Identificación preliminar de los metabolitos secundarios de los extractos acuosos y etolónicos del fruto y bojas de *Morinda citrifolia L.* “noni” y cuantificación espectrofométrica de los flavonoides totales. *UCV-Scientia* 2:12.

- Sani, D., Sanni, S., Sandabe, U., & Ngulde, S. 2009. Effect of intake of aqueous stem extract of *Anisopus mannii* on haematological parameters in rats. *International Journal of Applied Research in Natural Products*, 2(3), 22-28.)
- Santacoloma, V., Granados, J. 2012. Interrelación entre el contenido de metabolitos secundarios de las especies *Gliricidia sepium* y *Tithonia diversifolia* y algunas propiedades físico-químicas del suelo. UNAD. 53-62.
- Sargison, N., 2012. Pharmaceutical treatments of gastrointestinal nematode infections of sheep. Future of antihelmintic drugs. *Veterinary Parasitology*. 189: 79-84.
- Satrija, F., Retnani, E., Ridwan, Y., y Tiuria, R. 2001. Potential use of herbal anthelmintics as alternative antiparasitic drugs for small holders in developing countries Proceedings of the 10th Conference of Institutions for Tropical Veterinary. Copenhagen, Denmark.
- Sinha, S. 2012. Phytochemical analysis and antibacterial potential of *Moringa oleifera* Lam. *IJSID*;2:401-407.
- Sparg, S., Light, M., Staden, V. 2004. Biological activities and distribution of plant saponins. *Journal of Ethnopharmacology*. 94, 219–243. Muthamilselvan, T., Kuo, T., Wu, Y., Yang, W. 2016. Herbal Remedies for coccidiosis control: a review of plants, compounds, and anticoccidial actions. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*.
- Torres, J., Aguilar, A., 2005. Control, Prevención y Erradicación de la Nematodiasis Gastrointestinal en Rumiantes. *Enfermedades de Importancia Económica en Mamíferos Domésticos*. McGrawHill. 161-176.
- Torres, J., Dzul, U., Aguilar, A., Rodríguez, R., 2003. Prevalence of benzimidazole resistant nematodes in sheep flocks in Yucatan, Mexico. *Vet Parasitol* 114:33–42.
- Torres, J., Hoste, H., 2008. Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats. *Small Ruminant Res*. 8;(77):159-173.

- Van Wyk, J. y Bath, G. 2002. The Famacha system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Veterinary Research*; 33: 509-529
- Vázquez, P. 2000. Agentes etiológicos y ciclo de vida de los nematodos gastrointestinales. 1er Curso Interaccional “Nuevas perspectivas en el diagnóstico y control de nematodos gastrointestinales en pequeños rumiantes” Universidad Autónoma de Yucatán. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Mérida Yuc. 1-5.
- Waller, P.J., 2006. Sustainable nematode parasite control strategies for ruminant livestock by grazing management and biological control. *Animal Feed Sci Technol*; 126: 277–289.
- Zajac A. y Conboy, G., 2012. *Veterinary Clinical Parasitology*. 8va. Edición. Iowa, EUA. Wiley-Blackwell. 9-10.