

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DOCTORADO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**



TESIS:

**PREVALENCIA, FACTORES ASOCIADOS Y RESISTENCIA
ANTIHELMÍNTICA DE NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES EN
HATOS CAPRINOS EN AGOSTADEROS SEMIÁRIDOS DEL
NORESTE DE MÉXICO**

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**PRESENTA:
RAQUEL OLIVAS SALAZAR**

**DIRECTOR DE TESIS:
DR. ALFREDO ESTRADA ANGULO**

**CO-DIRECTOR DE TESIS:
DR. MIGUEL MELLADO BOSQUE**

CULIACÁN, SINALOA, MÉXICO, SEPTIEMBRE DE 2019

ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **RAQUEL OLIVAS SALAZAR**, BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO APROBADA POR EL MISMO COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

SELLO DE
POSGRADO

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR _____
DR. ALFREDO ESTRADA ANGULO

CO-DIRECTOR _____
DR. MIGUEL MELLADO BOSQUE

ASESOR _____
DRA. BEATRIZ ISABEL CASTRO PÉREZ

ASESOR _____
DR. ARMANDO JACINTO AGUILAR CABALLERO

ASESOR _____
DR. JESÚS DAVID URÍAS ESTRADA

CULIACÁN, SINALOA, A SEPTIEMBRE DE 2019



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS
REPOSITORIO INSTITUCIONAL

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de CULIACÁN, SINALOA, el día 15 del mes JULIO del año 2021, la que suscribe **RAQUEL OLIVAS SALAZAR** alumna del Programa de **DOCTORADO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS** con número de cuenta **1559803-9**, de la Unidad Académica **FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**, manifiesta que es autora intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del **DR. ALFREDO ESTRADA ANGULO** y de acuerdo al artículo 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor, cede los derechos del trabajo intitulado **PREVALENCIA, FACTORES ASOCIADOS Y RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA DE NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES EN HATOS CAPRINOS EN AGOSTADEROS DEL NORESTE DE MÉXICO**”, a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su publicación, difusión, edición, reedición, traducción, compilación, distribución y explotación en medios impresos y digitales, con fines académicos y de investigación, la que será titular del mismo, en forma conjunta o separada con el autor.

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

En apego al Art. 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor Cedo el derecho de publicación, difusión, edición, reedición, traducción, compilación, distribución y explotación en medios impresos y digitales, con fines académicos y de investigación a la Universidad Autónoma de Sinaloa.

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Raquel Olivas Salazar', written over a horizontal line.

DRA. RAQUEL OLIVAS SALAZAR



UAS- Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.



Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial-Compartir Igual, 4.0 Internacional.

DEDICATORIA

*Esta tesis se la dedico con todo mi amor y cariño a mi esposo **FERNANDO**, por su gran esfuerzo y sacrificio durante mis ausencias del hogar en el transcurso de estos cuatro años...porque en todo momento me apoyó y alentó para continuar y seguir adelante, máxime cuando parecía que me iba a rendir. Sin lugar a dudas, las palabras en el momento preciso y el apoyo incondicional de este gran hombre me hicieron ver y sentir el camino más sencillo y mucho más llevadero durante el periodo de los estudios de doctorado.*

*A mis hijos **YÉSICA ALEJANDRA** y **FERNANDO**, mis dos grandes amores y el motor de mi vida... parte importante de mi inspiración y motivos para continuar preparándome. La presencia de estos dos seres hermosos llena de luz mi existencia... no concibo la vida sin ellos.*

*A mis padres **MARÍA DORA** y **ANACLETO**, por ser un pilar importante en la familia, por demostrarme su cariño, su apoyo incondicional y por siempre creer en mí.*

*A mis **hermanos, cuñados, sobrinos, amigos y todas aquellas personas que habitan en mi corazón y que, directa o indirectamente, participaron en este proyecto.***

¡VA POR TODOS USTEDES!

AGRADECIMIENTOS

*A **DIOS** por la vida, por mi familia y por todas sus bendiciones.*

*A la **UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**, institución en la cual trabajo, que me otorgó el permiso para poder dedicarme de tiempo completo a los estudios de doctorado.*

*A la **SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA**, por brindarme el apoyo económico, a través del **PRODEP**, para realizar mis estudios de doctorado.*

*A la **UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA** por permitirme realizar los estudios de doctorado.*

*Al **DR. ALFREDO ESTRADA ANGULO** y al **DR. MIGUEL MELLADO BOSQUE** por su valiosa amistad, su confianza y su gran apoyo en la asesoría para la realización de mis estudios de doctorado.*

*Al **DR. ARMANDO JACINTO AGUILAR CABALLERO** y **SU FAMILIA** quiero plasmar un agradecimiento muy especial por su valiosa amistad, su confianza, su apoyo, sus consejos y su enorme paciencia para con una servidora en la realización de este documento y, en general, en todas las actividades inherentes a la investigación y al desarrollo del doctorado.*

*A la **DRA. BEATRIZ ISABEL CASTRO PÉREZ** y al **DR. JESÚS DAVID URÍAS ESTRADA** por la revisión de este documento, así como sus correcciones, aportaciones, recomendaciones y/o sugerencias.*

*A los **PRODUCTORES CAPRINOS** por la falcitación de los animales que hicieron posible realizar este proyecto de investigación.*

*A **TODAS Y CADA UNA DE LAS PERSONAS** que fueron partícipes en este proceso y que, de una u otra manera, contribuyeron en la realización de este documento, y en general en mis estudios de doctorado.*

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	VII
RESUMEN	VIII
ABSTRACT	X
CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA.....	1
1.1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
1.2.1. Nemátodos gastrointestinales.....	4
1.2.2. Géneros de NGI más comunes en caprinos.....	5
1.2.3. Características de los principales géneros de NGI en caprinos.....	6
1.2.3.1. Género <i>Haemonchus</i>	6
1.2.3.2. Género <i>Teladorsagia</i>	6
1.2.3.3. Género <i>Ostertagia</i>	7
1.2.3.4. Género <i>Trichostrongylus</i>	7
1.2.3.5. Género <i>Cooperia</i>	8
1.2.3.6. Género <i>Nematodirus</i>	8
1.2.3.7. Género <i>Bunostomum</i>	9
1.2.3.8. Género <i>Strongyloides</i>	9
1.2.3.9. Género <i>Oesophagostomum</i>	10
1.2.3.10. Género <i>Trichuris</i>	11
1.2.4. Ciclo de vida de los NGI	12
1.2.5. Factores asociados con la prevalencia de infecciones por NGI	14
1.2.6. Efecto de los NGI en caprinos	20
1.2.7. Diagnóstico de NGI en caprinos	20
1.2.7.1. Examen coproparasitoscópico	21
1.2.8. Principales antihelmínticos de uso en caprinos	23
1.2.8.1. Benzimidazoles	23
1.2.8.2. Probenzimidazoles	24
1.2.8.3. Imidazotiazoles.....	26
1.2.8.4. Tetrahidropirimidinas.....	26
1.2.8.5. Derivados salicilanílicos	28
1.2.8.6. Lactonas macrocíclicas o endectocidas	28
1.2.9. Resistencia antihelmíntica en caprinos.....	31
1.2.9.1. Mecanismos de resistencia antihelmíntica	32
1.2.10. Alternativas para disminuir el uso de antihelmínticos	33
1.2.10.1. Agujas de óxido de cobre (AOC).....	34
1.2.10.2. Taninos condensados	34
1.2.10.3. Manejo del pastoreo.....	35
1.2.10.4. Suplementación alimenticia.....	36
1.2.10.5. Hongos nematófagos	37

1.2.10.6. Desparasitación selectiva.....	37
1.3. CONCLUSIONES	39
1.4. LITERATURA CITADA.....	40
CAPÍTULO 2: PREVALENCIA DE INFECCIÓN POR NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES EN HATOS CAPRINOS EN AGOSTADEROS SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO.....	48
2.1. ABSTRACT.....	49
2.2. INTRODUCTION	50
2.3. MATERIALS AND METHODS.....	51
2.4. RESULTS	54
2.5. DISCUSSION.....	59
2.6. CONCLUSIONS.....	61
2.7. REFERENCES	62
CAPÍTULO 3: FACTORES ASOCIADOS A LA INFECCIÓN DE NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES EN CABRAS LECHERAS EN AGOSTADEROS SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO.....	66
3.1. SUMMARY.....	67
3.2. RESUMEN.....	68
3.3. INTRODUCTION	69
3.4. MATERIALS AND METHODS.....	70
3.5. RESULTS	72
3.6. DISCUSSION.....	80
3.7. CONCLUSIONS.....	84
3.8. REFERENCES	86
CAPÍTULO 4: EFECTO DE LA RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA Y LA RAZA EN EL RECUENTO DE HPG, CAMBIOS EN EL PESO VIVO, CONDICIÓN CORPORAL, FAMACHA® Y HEMATOCRITO EN CABRAS EN AGOSTADEROS SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO.....	90
4.1. ABSTRACT	91
4.2. INTRODUCTION	92
4.3. MATERIALS AND METHODS	93
4.4. RESULTS.....	97
4.5. DISCUSSION	104
4.6. CONCLUSIONS	108
4.7. REFERENCES	109
CAPÍTULO 5. CONCLUSIONES GENERALES.....	114
CAPÍTULO 6. LITERATURA CITADA.....	115

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Título	Página
1	Géneros y especies de nemátodos gastrointestinales que afectan a los caprinos.	5
2	Prevalencia de NGI en relación a la especie, sexo, edad y condición corporal de los animales.	19
3	Prevalence of infections with gastrointestinal nematodes, eggs per gram of feces of gastrointestinal nematodes in adult goats under extensive grazing in five municipalities of semi-arid zones of northeastern Mexico.	55
4	Prevalence of infections with GIN, EPG accounts in adult goats under extensive grazing in five municipalities of semi-arid zones of northeastern Mexico.	57
5	Effect of infection with gastrointestinal nematodes (GIN) on the live weight of adult goats under extensive grazing of semi-arid zones of northeastern Mexico.	59
6	Prevalence of gastrointestinal nematodes infection and eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) on goat herds under extensive grazing condition in semi-arid zones of northeastern Mexico.	74
7	Influence of climatic (temperature, rainfall, altitude) and animal (weight and age) factors on the count of eggs per gram of faeces (EPG), packed cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA [®] (FAM) in goats under extensive grazing condition in semi-arid areas of northeastern Mexico.	76
8	Effect of eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) on packed cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA [®] (FAM) on goats under extensive grazing in semi-arid areas of northeastern Mexico.	78
9	Group, anthelmintic administered, dose, route of administration, number of goats used per group and average number of eggs per gram of feces (EPG) of gastrointestinal nematodes.	95
10	Results of the Faecal Egg Count Reduction Test (FECRT) of goats that received closantel, ivermectin and solution saline.	98

- 11 Packed cell volume (PCV) in the goats at the beginning (day 0) and changes in the middle (day 56) and at the end (day 112) of the study. 101
- 12 Body condition score and FAMACHA© in the goats at the beginning (day 0) and changes in the middle (day 56) and at the end (day 112) of the study. 103

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Título	Página
1	Ciclo biológico de los nemátodos gastrointestinales. El ciclo de vida incluye dos fases, una dentro del hospedador -fase endógena- y una segunda fase en las pasturas -fase exógena-.	14
2	The geographic location of the 18 goat herds sampled on the states of Coahuila and Nuevo Leon, Mexico.	52
3	Proportions of Alpine, Toggenburg, Saanen, Boer, and Nubian goats shedding eggs per gram of feces (EPG) of gastrointestinal nematodes under extensive grazing in semi-arid rangelands of northeastern Mexico.	58
4	The relationship between eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) with package cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA [®] on dairy goats under extensive grazing in semi-arid areas of Northeastern Mexico (P<0.01).	79
5	The relationship between body condition score with the eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) and packed cell volume (PCV) on dairy goats under extensive grazing condition in semi-arid areas of Northeastern Mexico (P<0.01).	80
6	Effect of the goat breed on the egg count per gram of feces (EPG of GIN).	99
7	Effect of anthelmintic drugs on the egg count per gram of feces (EPG of GIN) of the goats.	100
8	Changes in body weight in the goats with respect to day 0 (before anthelmintic treatment).	104

RESUMEN

Prevalencia, factores asociados y resistencia antihelmíntica de nemátodos gastrointestinales en hatos caprinos en agostaderos semiáridos del noreste de México

Raquel Olivas Salazar

Para determinar la prevalencia de la infección por nemátodos gastrointestinales (NGI) y evaluar los factores asociados con esta prevalencia, se realizaron dos estudios en hatos caprinos de zonas semiáridas del noreste de México. Se analizaron muestras sanguíneas y de heces de 668 cabras multíparas de 18 hatos en cinco municipios de Coahuila y Nuevo León, México. Se consideraron cinco grupos genéticos (predominio de Boer, Nubia, Alpina, Saanen y Toggenburg). Las cabras fueron pesadas y se determinó la cuenta de huevos por gramo de heces (HPG) y el hematocrito (Ht). Se realizaron cultivos larvarios para determinar el género de NGI presentes en las cabras de estos hatos. Se estimó la edad de las cabras, su condición corporal (CC) y FAMACHA[®]. La temperatura ambiental, la precipitación pluvial y la altitud fueron las variables independientes. Se determinó la asociación entre HPG, Ht, CC y FAMACHA[®]. La prevalencia de hatos con presencia de NGI fue del 88.9%. Las cabras Alpinas presentaron la mayor prevalencia y el mayor número de HPG de NGI, mientras que Boer y Nubia fueron los grupos genéticos que presentaron menores números de HPG ($P < 0.05$). Se observó un efecto negativo ($P < 0.05$) de la infección por NGI en el peso vivo de las cabras. Los géneros NGI encontrados fueron *Trichostrongylus spp.* y *Haemonchus spp.* La temperatura ambiental, precipitación, altitud y peso vivo afectaron la cuenta de HPG de los NGI ($P < 0.01$). Las cabras de mayor edad presentaron mayores conteos de HPG, valores más bajos de CC y Ht, y mayores valores de FAMACHA[®] ($P < 0.05$) que las cabras jóvenes. Las cabras con CC baja tuvieron cuentas altas de HPG, valores más bajos de Ht y más altos de FAMACHA[®] ($P < 0.05$). Las correlaciones entre HPG y FAMACHA[®]; HPG y CC; HPG y Ht fueron 0.58, -0.55 y -0.55, respectivamente ($P < 0.01$). Las correlaciones entre FAMACHA[®] y Ht y CC fueron -0.69 y -0.66, respectivamente ($P < 0.01$). En un tercer estudio se determinó la resistencia antihelmíntica (RA) de NGI a la ivermectina (IVM) y al closantel (CLO) y su efecto sobre el peso vivo, condición corporal, FAMACHA[®] y hematocrito en dos razas de cabras en un sistema de producción semi-intensiva. Se incluyeron 42 cabras Boer y Murciano-Granadina adultas no gestantes con ≥ 150 HPG. La RA se determinó de acuerdo a los lineamientos de la "World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology" (WAAVP). Se realizó cultivo larvario para determinar los géneros de NGI presentes en el hato. El día 0 (pre-tratamiento antihelmíntico) y los días 56 y 112 post-tratamiento las cabras fueron pesadas individualmente, se estimó la CC, la FAMACHA[®] y se colectaron muestras de sangre para determinar el hematocrito. Se encontraron larvas de fase infectiva (L3) de los géneros *Haemonchus* con un 57%, *Cooperia* con un 39% y *Ostertagia* con un 4%. Las cabras Murciano-Granadinas presentaron mayores ($P < 0.05$) HPG que las cabras Boer en

los días 7 y 14 post-tratamiento. Las cabras tratadas con CLO presentaron menores HPG el día 7 y 14 post-tratamiento comparadas con las cabras tratadas con IVM y las del grupo testigo. No se observó diferencia ($P>0.05$) entre el grupo tratado con IVM y el grupo testigo. El porcentaje de reducción en la cuenta de HPG a los 7 y 14 días post-tratamiento fue de 34, 61 y 13%, y de 4, 88 y 8% para las cabras tratadas con IVM, CLO y grupo testigo, respectivamente. A los 112 días post-tratamiento, las cabras tratadas con CLO mantuvieron conteos de HPG menores comparadas con las cabras tratadas con IVM y las del grupo testigo ($P<0.05$). Se concluyó que los hatos caprinos de las zonas semiáridas donde se llevaron a cabo estos estudios presentaron una alta prevalencia de infecciones por NGI. La CC, el peso vivo, la temperatura ambiente, la precipitación y la altitud son factores que influyen en estas infecciones en cabras en pastoreo en agostaderos de zonas semiáridas del Noreste de México. Existió evidencia de resistencia a la ivermectina y sospecha de resistencia al closantel para cepas de NGI en cabras Boer y Granadina en un sistema de producción semi-intensivo en las zonas semiáridas del noreste de México.

Palabras Clave: NGI, HPG, Resistencia antihelmíntica, Cabra, Zona semi-árida, México.

ABSTRACT

Prevalence, associated factors and anthelmintic resistance of gastrointestinal nematodes in goats grazing on semi-arid rangelands of northeastern Mexico

Raquel Olivas Salazar

To determine the prevalence of infection by gastrointestinal nematodes (GIN), as well as to evaluate the factors associated with this prevalence, two studies were conducted in goat herds on semi-arid rangelands of northeastern México. To this end, 668 multiparous goats from 18 herds were analyzed in five counties of Coahuila and Nuevo Leon, Mexico. Five genetic groups were considered (predominance of Boer, Nubian, Alpine, Saanen and Toggenburg). The goats were weighed and sampled for feces and blood. The egg counts per gram of stool (EPG) and the hematocrit (Ht) was determined. Larvae cultures were performed to determine the NGI genus present in the herds. Age, body condition score (BCS) and FAMACHA[®] were estimated. The environmental temperature, rainfall and altitude were the independent variables. The association between EPG, Ht, BCS and FAMACHA[®] was determined. The prevalence of herds with GIN infections was 88.9%. Alpine goats had the highest prevalence and the highest EPG count of GIN, while Boer and Nubian had the lower ($P<0.05$) HPG counts. There was a negative ($P<0.05$) effect of GIN infection on the body weight of goats. The GIN genus found were *Trichostrongylus spp.* and *Haemonchus spp.* Environmental temperature, precipitation, altitude, and body weight affected ($P<0.01$) the EPG count of GIN. Older goats had higher EPG counts, lower values of BCS and Ht and higher ($P<0.05$) values of FAMACHA[®] than young goats. Goats with low BCS had a higher EPG count, lower Ht values and higher ($P<0.05$) values of FAMACHA[®]. The correlations between EPG and FAMACHA[®]; EPG and BCS; EPG and Ht were 0.58, -0.55 and -0.55, respectively ($P<0.01$). The correlations between FAMACHA[®] and Ht and BCS were -0.69 and -0.66, respectively ($P<0.01$). A third study was conducted to determine the anthelmintic resistance (AR) of gastrointestinal nematodes to ivermectin (IVM) and closantel (CLO) and the impact of these anthelmintics on body weight, BCS, FAMACHA[®] and Ht in two goat breeds in a semi-intensive production system. Fourty-two non-pregnant adult Boer and Murciano-Granadina with EPG count of NGI equal to or greater than 150 HPG were used. AR was determined according to the guidelines of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP). Larvae culture was performed to determine the GIN genus present in the herd. On day 0 (anthelmintic pre-treatment) and on days 56 and 112 post-treatment goats were weighed individually, BCS, the FAMACHA[®] were estimated and blood samples were collected to determine the hematocrit. Infective phase larvae (L3) of *Haemonchus* (57%), *Cooperia* (39%) and *Ostertagia* (4%) were found. Murciano-Granadina goats showed higher ($P<0.05$) EPG count than Boer goats on days 7 and 14 post-treatment. Goats treated with CLO presented lower EPG count on day 7 and 14 post-treatment compared with goats treated with IVM and those of the control group. No difference was observed between

goats treated with IVM and the control group ($P>0.05$). The percentage of reduction in EPG count at day 7 and 14 post-treatment was 34, 61 and 13%, and 4, 88 and 8% for the goats treated with IVM, CLO and control group, respectively. At 112 days post-treatment, goats treated with CLO maintained a lower EPG count compared with goats treated with IVM and untreated goats ($P<0.05$). It was concluded that in goat herds in the study site there is a high prevalence of gastrointestinal nematode infections; BCS, body weight, ambient temperature, precipitation and altitude are factors that influence these infections in goats on semi-arid rangeland. Evidence of resistance to ivermectin and suspicious of closantel resistance was shown for GIN strains in Boer and Murciano-Granadina goats in a semi-intensive production system in the semi-arid zones of northeastern México

Key words: GIN, EPG, Anthelmintic Resistance, Goat, Semiarid zone, Mexico.

CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. INTRODUCCIÓN

Los caprinos son cada vez más importantes para la producción de alimentos en sistemas de subsistencia, ya que más del 90% de la población mundial de esta especie se encuentra en países en desarrollo (Windsor *et al.*, 2018). Las cabras contribuyen de manera importante como medio de subsistencia humana en las economías en desarrollo, ya que son animales extremadamente resistentes que pueden sobrevivir y reproducirse bajo temperaturas extremas, baja humedad y escasa fuente de alimentos (Zvinorova *et al.*, 2016a).

La ganadería en México es de suma importancia, no sólo porque representa una fuente de proteína para la nutrición humana de un país que crece aceleradamente, sino porque provee de empleo a un sector importante de la población campesina mexicana. Aún y cuando las cabras son muy importantes para la economía de muchos países en desarrollo, las investigaciones que se han desarrollado en caprinos son considerablemente menores comparado con los bovinos, ovinos y cerdos (Morand-Fehr y Lebbie, 2004). Las cabras son particularmente importantes en zonas de tierras agrícolas marginadas, especialmente en zonas áridas y semiáridas, zonas que juntas sostienen el 64% de la población caprina (Lebbie, 2004). Los estados de Coahuila y Nuevo León, en México, aportan casi el 20% de la población caprina en el país, y Coahuila es el principal estado con población y producción de carne y leche caprina (SIAP, 2016). Las infecciones por nemátodos gastrointestinales (NGI) son uno de los principales factores que afectan la salud y la producción de los hatos caprinos (Besier *et al.*, 2016; Paraud y Chartier, 2017; Bessell *et al.*, 2018) y esto conduce a un bajo rendimiento y pérdida económica en los animales en los sistemas de pastoreo en todo el mundo (Craig, 2018; Souza *et al.*, 2018; Vercruyssen *et al.*, 2018; Verma *et al.*, 2018). Las infecciones por NGI reducen el aumento de peso, lo cual impacta en el tiempo que se requiere para alcanzar el peso para el sacrificio de las cabras y disminuye la eficiencia reproductiva de las cabras, y reduce la eficiencia de la

conversión de los insumos nutricionales que se requieren para que el animal alcance la madurez (Yimer y Birhan, 2016; Sargison *et al.*, 2017). En los caprinos, la ganancia de peso disminuye en un 20-60% y un 20% la producción de leche (Torres-Acosta *et al.*, 2012a). De acuerdo con Bambou *et al.* (2009), los nemátodos gastrointestinales (NGI) reducen la producción de carne, leche y lana en ovinos, debido que afectan su consumo de alimento. En los últimos años, el control de los NGI se ha basado en gran medida en el uso rutinario de antihelmínticos (Onzima *et al.*, 2017; Babják *et al.*, 2018; Vercruysse *et al.*, 2018); en muchos hatos estos fármacos siguen siendo la primera opción, en lugar de buscar métodos alternativos para limitar el parasitismo de los NGI y encontrar soluciones para mejorar las estrategias de su control. Sin embargo, la excesiva dependencia de los antihelmínticos y su uso inadecuado e irracional ha generado fracasos terapéuticos y el desarrollo de resistencia antihelmíntica (RA) (Crook *et al.*, 2016; Goolsby *et al.*, 2017). Esto amenaza la sostenibilidad de la industria de los pequeños rumiantes (Martin *et al.*, 2016; Verma *et al.*, 2018), particularmente en los sistemas de producción extensiva (Vercruysse *et al.*, 2018). Se han realizado investigaciones dentro y fuera de México para disminuir el uso indiscriminado de antihelmínticos utilizando alternativas ecológicas como la alimentación en corral, sistemas de pastoreo, resistencia genética de las cabras a los NGI, agujas de cobre, bio-control, etc. Torres-Acosta *et al.* (2014), proponen llevar a cabo un tratamiento antihelmíntico selectivo en cabras de hatos previamente estudiados para conocer la carga parasitaria y tipo de NGI existentes en el trópico mexicano donde se les aplica el tratamiento a los animales que realmente lo requieren de acuerdo al número de huevos por gramo de heces (HPG) y al género de la larva, esto ayuda para definir el tipo de producto a emplear. Dado que en las zonas áridas y semiáridas de México se desconoce cuál es la prevalencia y los géneros de nemátodos gastrointestinales presentes en las cabras en agostadero, así como los factores asociados a ésta, el objetivo del presente trabajo fue determinar la prevalencia de NGI en hatos caprinos, los factores asociados a esta prevalencia, así como evidenciar la resistencia

antihelmíntica de los NGI en hatos caprinos en agostaderos semiáridos del noreste de México.

1.2. REVISIÓN DE LITERATURA

A nivel mundial, México ocupa el lugar 25 y 27 en producción de carne y leche caprina, respectivamente, y en población caprina ocupa el segundo lugar en América (FAO, 2017). Aunque las cabras contribuyen modestamente a la producción nacional de leche y carne, 2% y 1%, respectivamente, son importantes desde el punto de vista social, ya que representan un medio de ingreso y fuente de alimentos para numerosas familias campesinas, principalmente en las zonas áridas y semiáridas del norte de México y en la Sierra Madre del Sur entre Puebla, Oaxaca y Guerrero. En México, la principal producción nacional de leche y carne de cabra proviene de zonas áridas y semiáridas (SIAP, 2016), donde los sistemas de producción de cabra se encuentran principalmente bajo pastoreo extensivo sin suplementos alimenticios durante todo el año (Salinas-González *et al.*, 2016)

Las infecciones por nemátodos gastrointestinales son las principales enfermedades parasitarias que afectan la productividad de los pequeños rumiantes en todo el mundo, especialmente en las zonas tropicales y subtropicales (Calvete *et al.*, 2014). Desde el punto de vista económico y sanitario, las parasitosis son de suma importancia debido a la frecuente prevalencia y elevada morbilidad con la que se presentan en los diferentes animales de granja. Los parásitos se pueden localizar en varios órganos, sin embargo, la mayoría se localizan en el tracto gastrointestinal, ocasionando disminución en las ganancias de peso y de la producción de carne y leche, interfiriendo con el crecimiento y desarrollo de los animales (Quiroz, 2013).

1.2.1. Nemátodos gastrointestinales

Los NGI son endoparásitos pertenecientes al Phylum *Nematelmintos* y a la Clase *Nematoda*, palabra proveniente del griego “nemas”, es decir filiformes. Los nemátodos adultos son helmintos redondos no segmentados, especies libres y parásitas, cuya morfología es básicamente semejante, aunque estas últimas presentan adaptaciones a la forma de vida parasitaria. El cuerpo es filiforme y la

mayoría presenta simetría bilateral. Su tamaño varía desde pocos milímetros a más de un metro de longitud. Poseen aparato digestivo, sexos separados y ciclos vitales directos o indirectos. Una característica peculiar de estos organismos es que están cubiertos por una cutícula quitinosa (Cordero *et al.*, 1999).

1.2.2. Géneros de NGI más comunes en caprinos

En el Cuadro 1 se menciona el órgano digestivo donde generalmente se localizan los NGI, así como los principales géneros y especies encontradas en los caprinos.

Cuadro 1. Géneros y especies de nemátodos gastrointestinales que afectan a los caprinos.

Órgano digestivo	Género	Especie
Abomaso	<i>Haemonchus</i>	<i>Contortus</i>
	<i>Teladorsagia</i>	<i>Circumcincta</i>
	<i>Ostertagia</i>	<i>Ostertagi</i>
	<i>Trichostrongylus</i>	<i>Axei</i>
Intestino delgado	<i>Cooperia</i>	<i>Curticei</i>
	<i>Trichostrongylus</i>	<i>colubriformis,</i>
	<i>Nematodirus</i>	<i>vitrinus, filicollis, spathiger</i>
	<i>Bunostomum</i>	<i>trigonocephalum</i>
	<i>Strongyloides</i>	<i>Papillosus</i>
Intestino Grueso	<i>Oesophagostomum</i>	<i>columbianum, globulosa</i>
	<i>Trichuris</i>	<i>Ovis</i>

(Aguilar-Caballero *et al.*, 2008)

1.2.3. Características de los principales géneros de NGI en caprinos

1.2.3.1. Género *Haemonchus*

La especie más importante es *Haemonchus contortus*, la cual se localiza en el abomaso. Los nemátodos *Haemonchus* son visibles a simple vista; los machos miden de longitud 19-22 mm y las hembras 25-34 mm. Presentan una cavidad bucal pequeña la cual contiene un diente o lanceta que les permite succionar sangre del hospedador (hematófagos). En “fresco” tienen color rojo debido a la sangre ingerida. Presentan papilas cervicales; en los machos los lóbulos laterales de la bolsa copulatriz son largos, las espículas tienen una terminación en forma de lengüeta, y presentan gobernáculo (Quiroz, 2013). Los ovarios de las hembras se encuentran en forma de espiral alrededor del intestino, la vulva se encuentra ubicada en la parte posterior del cuerpo y su sistema reproductor es didélfico (dos ovarios). Las larvas y los adultos perforan o dañan la mucosa estomacal y lesionan los vasos sanguíneos adyacentes, lo que causa inflamación (gastritis) y ulceración de la pared estomacal. Mientras se alimentan de la sangre liberan un anticoagulante en la herida, lo que aumenta la pérdida de sangre y agrava la anemia (Junquera, 2017). Cada uno de estos nemátodos pueden extraer 0.05 ml de sangre diariamente, dejando sustancias anticoagulantes en las heridas de la mucosa y que llevan a que la hemorragia continúe. Las infecciones por este nemátodo normalmente causan anemia que se visualiza en las conjuntivas del ojo para finalizar en postración y muerte afectando principalmente a cabritos. En los animales de mayor edad o en casos de infecciones crónicas por ingestión no masiva, pero continua de larvas, puede producir un edema sub-mandibular que consiste en una inflamación debajo de la mandíbula, conocido como “cuello de botella” (Quiroz, 2013).

1.2.3.2. Género *Teladorsagia*

Los nematodos del género *Teladorsagia* presentan el cuerpo filiforme y son difíciles de ver a simple vista. Los machos miden 7.0-8.5 mm y las hembras 9-12 mm. Poseen papilas cervicales que se encuentran alrededor de la mitad del esófago. Los machos presentan una bolsa copulatriz con el rayo del lóbulo dorsal largo y

bifurcado en forma de “V”. Las espículas son largas y delgadas; presentan gobernáculo y no poseen papilas prebursales. Las hembras tienen la vulva cubierta con una solapa alrededor del cuerpo. El sistema reproductor es didélfico y el extremo final de la cola es puntiagudo (Cordero *et al.*, 1999).

1.2.3.3. Género *Ostertagia*

Estos nemátodos son de cuerpo piriforme, difíciles de ver a simple vista. Los machos miden 6.5-7.5 mm y las hembras 7 a 9 mm. Posee papilas cervicales, que se encuentran antes o en la mitad del largo del esófago. En los machos están presentes papilas prebursales; la bolsa copulatriz es pequeña, las espículas son relativamente cortas y cuando pasan la mitad de su largo, se dividen en tres ramas (brazos), una de las cuales siempre es más larga que las otras dos. El gobernáculo presenta la forma y el tamaño característico de cada especie. En las hembras la vulva se encuentra entre la quinta y sexta parte del cuerpo. En la mayoría de las especies, la vulva está cubierta por una prolongación cuticular. El cuerpo termina con la cola relativamente corta hasta 160 μ y puntiaguda (Quiroz, 2013).

1.2.3.4. Género *Trichostrongylus*

Son nemátodos pequeños (machos 4-6 mm y hembras 5-7 mm de longitud), filiformes y de color pardo-rojizo. No presentan una cavidad bucal o diente. Las papilas cervicales son muy pequeñas. Las espículas de los machos son cortas y tienen una terminación en forma de lengüeta. Las hembras tienen ubicada la vulva en la parte posterior del cuerpo, su sistema reproductor es didélfico (dos ovarios) y el extremo de la cola es corto y puntiagudo. Los *Trichostrongylus* dañan la mucosa intestinal o estomacal (en el caso de *T. axei*) de los hospedadores lo que puede provocar enteritis o gastritis, diarrea o estreñimiento, debilitación general y pérdida de apetito y peso que pueden ser agudos si la infección es masiva y se desarrolla en un tiempo breve. Las larvas en desarrollo se entierran superficialmente en las criptas de la mucosa intestinal (*T. colubriformis*) o del abomaso (*T. axei*), donde alcanzan el estado de adulto productor de huevos en 18-21 días (Cordero *et al.*, 1999). Entre las

especies de este género se encuentran: *axei*, *colubriformis*, *vitrinus* y *capricola* (Junquera, 2017).

1.2.3.5. Género *Cooperia*

Los nemátodos de este género son difíciles de observar a simple vista. Los machos miden 4-7 mm y las hembras 5-7 mm. Su cuerpo es pequeño, filiforme y presentan una vesícula cefálica con estrías trasversales (Quiroz, 2013). No presentan cavidad bucal o diente. En los machos las espículas son cortas y gruesas; no presentan papilas prebursales y tampoco presentan gobernáculo. Las hembras presentan sistema reproductor didélfico, la vulva se encuentra en la parte posterior del cuerpo y el extremo de la cola es puntiagudo. Se considera que *Cooperia* generalmente no se alimenta de sangre, sin embargo, produce irritación sobre la mucosa duodenal debido a su acción mecánica; lo cual ocasiona diarrea, emaciación, anemia y muerte (Junquera, 2017).

1.2.3.6. Género *Nematodirus*

Son nemátodos no visibles a simple vista; los machos miden 8-19 mm y las hembras 12-29 mm. La parte externa de la cavidad bucal está rodeada de una corona reducida. La región anterior posee estrías trasversales. Los machos presentan espículas largas y filiformes; no presentan gobernáculo. Las hembras tienen la vulva ubicada en el tercio posterior del cuerpo; su sistema reproductor es didélfico con dos úteros funcionales y el extremo final de la cola es fina o presenta una espina. Las especies de este género se localizan en el intestino delgado. Estos nemátodos no chupan sangre, pero dañan de modo considerable la mucosa intestinal y a veces la atraviesan. También pueden causar enteritis, diarrea negra a verde oscura, hipoproteinemia, edema periférico (“mandíbula de botella”), pelo hirsuto, apatía, pérdida de apetito y crecimiento reducido. Las especies de mayor interés son: *helvetianus*, *spathiger*, *filicollis* y *battus* (Junquera, 2017).

1.2.3.7. Género *Bunostomum*

La principal especie que afecta a caprinos es *Bunostomum trigonocephalum*. Los machos adultos miden alrededor de 15 mm de longitud y las hembras 25 mm; son uno de los nemátodos más gruesos. Estos vermes tienen una cápsula bucal típica en forma de embudo con dos placas cortantes. Los adultos se fijan a la mucosa intestinal, sobre todo en el yeyuno, tan solo se necesitan 100 parásitos para producir signos clínicos, la fuerte cápsula bucal de los adultos produce lesiones de la pared intestinal, incluida la ruptura de vasos sanguíneos con la consiguiente pérdida de sangre. Los huevos poseen una envoltura fina, contienen de 4 a 8 blastómeros (células embrionales) y miden unas 95 x 55 micras. Los animales parasitados pueden presentar anemias y pérdidas de peso, pudiéndose alternar con diarreas y estreñimiento. *Bunostomum* tiene un típico ciclo directo. Tras la eclosión de los huevos en los excrementos, las larvas se vuelven infecciosas en más o menos 1 semana. Con tiempo favorable las larvas pueden sobrevivir hasta 50 días en los pastos. Las larvas infectivas penetran en el hospedador por ingestión directa de pasto contaminado, pero a menudo a través de la piel. El periodo de prepatencia dura de 30 a 60 días (Cordero *et al.*, 1999).

1.2.3.8. Género *Strongyloides*

A diferencia del resto de los NGI, sólo las hembras de este género son parásitos de los animales. *Strongyloides papillosus* es la especie que parasita a los caprinos. Son nemátodos difíciles de observar a simple vista, su cuerpo es pequeño y delgado; miden entre 3.5 y 6.0 mm de longitud y se introducen en la mucosa del intestino delgado proximal de los animales. *Strongyloides papillosus* tiene un ciclo vital especial; en el intestino del hospedador, las hembras partenogénicas (es decir, que producen huevos que se desarrollan sin necesidad de ser fecundados por un macho) producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces (Cordero *et al.*, 1999). Las hembras viven en la mucosa del intestino delgado, donde ponen huevos embrionados, los cuales son eliminados con las heces y eclosionan a L1 en unas seis horas a 27°C. Los pulmones de los animales sufren por la infección

de larvas inmaduras migratorias, que pueden a su vez causar infecciones con bacterias secundarias. Las larvas dañan también la pared intestinal. Esto provoca graves inflamaciones (enteritis) y diarrea que puede ser sanguínea, pérdida de apetito, fuerte pérdida de peso e incluso la muerte de animales fuertemente infectados (Quiroz, 2013). Los huevos de *Strongyloides* miden unas 25 x 50 micras y, cuando abandonan el hospedador a través de las heces, cada uno contiene ya una larva completamente desarrollada que puede convertirse directamente en larva infectante o en adulto de vida libre. Las larvas infectivas penetran en el hospedador a través de la piel, o con la hierba o el agua. Las infecciones son más comunes en animales jóvenes. Aunque los signos de infección son raros, puede aparecer diarrea intermitente, pérdida de apetito y de peso, algunas veces sangre y moco en las heces (Junquera, 2017). Las larvas dañan también la pared intestinal. Esto provoca graves inflamaciones (enteritis) e incluso la muerte de animales fuertemente infectados. También pueden darse grave dermatitis debida a las larvas que atraviesan la piel, con fuerte picor, especialmente en las patas (Merck, 2007).

1.2.3.9. Género *Oesophagostomum*

Este género de nemátodos es fácilmente visible a simple vista; los machos miden 12-16 mm y las hembras 15-20 mm. Presentan una corona desarrollada alrededor de la cavidad bucal; poseen una vesícula cefálica evidente. Tienen alas laterales y pueden presentar un anillo transversal a la altura del primer tercio del esófago. También presentan papilas cervicales. En los machos los lóbulos de la bolsa copulatriz son del mismo tamaño. Poseen espículas largas y gobernáculo. En las hembras la vulva se encuentra ubicada en el extremo posterior del cuerpo, cerca del ano, y su sistema reproductor es monodélfico. *Oesophagostomum columbianum* es la especie de mayor importancia en caprinos y ovinos. Los huevos de *O. columbianum* alcanzan sólo las 40 x 80 micras y tienen una membrana exterior bastante delgada. Los vermes adultos se encuentran en el colon anterior; no se alimentan de sangre (Cordero *et al.*, 1999). Todas las especies poseen un ciclo vital directo. Una vez fuera del hospedador, los huevos eclosionan a larvas del estadio I

en las heces. Una semana más tarde aparecen las larvas infectivas del estadio III (Junquera, 2017). Una vez ingeridos con el pasto por el hospedador final penetran en la pared intestinal y forman nódulos en cualquier lugar entre el intestino delgado y el grueso. Tras cerca de una semana abandonan los nódulos y emigran al colon donde completan el desarrollo a adultos y se reproducen (Cordero *et al.*, 1999). El periodo de prepatencia es de 5 a 6 semanas. Los huevos son sensibles a la sequedad y a temperaturas bajas o altas, pero pueden sobrevivir hasta 2 a 3 meses en el pasto, y pueden resistir inviernos suaves (Merck, 2007).

Una vez que el animal las ingiere con el pasto, las larvas perforan la pared intestinal y el hospedador responde a esta herida produciendo nódulos del tamaño de un guisante que puede localizarse en cualquier lugar entre el intestino delgado y el intestino grueso (Cordero *et al.*, 1999). A la semana después de haber ocurrido la infección aparece la diarrea, las heces pueden contener exceso de moco, así como estrías de sangre, a medida que la diarrea progresa, los animales afectados se van debilitando. Cuando la infección es crónica, los animales se debilitan, pierden peso a pesar de tener buen apetito y muestran periodos intermitentes de diarrea y estreñimiento (Merck, 2007).

1.2.3.10. Género *Trichuris*

Trichuris es un género de nemátodos que pueden ser observados a simple vista. Los machos miden 50-80 mm y las hembras 50-70 mm y son nemátodos de color amarillento. Gran parte del largo anterior del cuerpo es delgado y el extremo posterior es grueso y corto (tienen forma de látigo). Los machos no poseen bolsa copulatriz y presentan una sola espícula larga y delgada. Las hembras presentan una vulva en la región cercana a la unión entre la parte anterior delgada y la posterior gruesa del cuerpo; poseen sistema reproductor monodélfico y la cola de las hembras es corta y redondeada. *Trichuris discolor*, *Trichuris globulosa* y *Trichuris ovis* son las especies que parasitan a ovinos y caprinos (Cordero *et al.*, 1999). La trichuriasis o trichurosis es una enfermedad parasitaria causada por el denominado gusano látigo el cual tiene la parte posterior del cuerpo más gruesa, mientras la parte anterior es

filiforme. En los machos, la parte posterior está enrollada y sólo tienen una espícula. Los huevos son pardos amarillentos, tienen una típica forma de tonel, con una membrana bastante gruesa y un "tapón" en ambos extremos, y miden unas 40 x 70 micras. Los huevos con las larvas infectivas son ingeridos por el animal al consumir pastos, aguas u otros alimentos contaminados. Tras alcanzar el término del intestino delgado, las larvas salen del huevo y permanecen allí durante 2 a 10 días antes de trasladarse al ciego donde completan su desarrollo a adultos y se reproducen (Cordero *et al.*, 1999).

1.2.4. Ciclo de vida de los NGI

Los NGI llevan a cabo un ciclo biológico directo (Figura 1), con una fase parasitaria sobre el huésped y otra no parasitaria que es en los pastos. Los huevos tienen forma ovoide, son incoloros y de cáscara fina. Su tamaño oscila entre 70-100 μm de anchura, excepto los de *Nematodirus* que miden más de 130 μm de longitud. Los huevos salen mezclados y expulsados con las heces en fase de blástula con un número variable de blastómeros (16-32), según la especie. *Nematodirus* se reconoce fácilmente por su tamaño y por tener 8 blastómeros. La excreción de huevos es variable y depende del hospedador (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y del parásito (prolificidad de las hembras). Algunos parásitos son muy prolíficos (*Haemonchus*: 5000-10000 huevos/día); moderadamente prolíficos (*Trichostrongylus*: 100-200 huevos/día); y pocos prolíficos (*Nematodirus*: 50 huevos/día) (Cordero *et al.*, 1999). Una vez eliminados con las heces, con condiciones óptimas de humedad, temperatura y oxígeno en el medio externo, en el interior del huevo se desarrolla la larva I (L1), que eclosiona en la materia fecal, muda dos veces pasando a larva II (L2) y a larva III (L3), que ya es infectante. La supervivencia de la larva L3 está en relación con la temperatura ambiente, la reserva alimenticia, la humedad y la depredación por parte de otros animales. En condiciones óptimas de humedad y temperatura se puede formar la L3 en 5-14 días. La L3 retiene la cutícula de la fase anterior y emigra a la hierba donde permanece hasta ser ingerida por un hospedador. En los *Nematodirus spp* todas las fases larvarias se desarrollan en el interior del

huevo, eclosionando finalmente la L3. La infección en los animales ocurre por la ingestión de la L3 con la hierba. Tras la ingestión, las larvas pierden la vaina en el interior del aparato digestivo del animal, por diversos estímulos del hospedador (amortiguador bicarbonato-CO₂, CO₂ gaseoso, etc.). Este estímulo hace que la larva segregue un fluido de muda que actúa sobre la cutícula provocando su ruptura, con lo que la larva, ayudada por sus movimientos, puede salir. Las larvas después de ser ingeridas mudan y penetran en distintas zonas dentro de la mucosa gástrica o intestinal. Una vez en la mucosa, las larvas mudan otra vez y pasan a L4 en el interior de las glándulas o profundamente entre los espacios de las vellosidades intestinales, según las especies. Posteriormente, las larvas L4 salen al lumen y alcanzan su madurez sexual convirtiéndose en parásitos adultos en un periodo de 15 a 21 días. En el caso de *Nematodirus* las larvas no penetran en la mucosa, permanecen entre las vellosidades y alcanzan su madurez sexual en el periodo prepatente de 21 a 26 días (Quiroz, 2013). Tras la cópula, las hembras comienzan a poner huevos, cerrándose el ciclo. Las hembras parásitas comienzan a depositar huevos entre los 21 y 28 días post infección (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

En determinadas circunstancias, el desarrollo larvario en el hospedador puede detenerse durante cuatro o cinco meses. El fenómeno denominado hipobiosis o inhibición larvaria, tiene lugar cuando las condiciones ambientales son adversas (meses fríos o estaciones secas). Parece que la capacidad de inhibición del desarrollo es un carácter heredable, por lo que se considera una adaptación del parásito a la resistencia del hospedador, a factores ambientales adversos, o a ambos a la vez. También influye la edad del hospedador, al igual que la exposición previa. En ausencia de hipobiosis, la duración de la prepatencia es alrededor de 20-25 días (Castells, 2004).

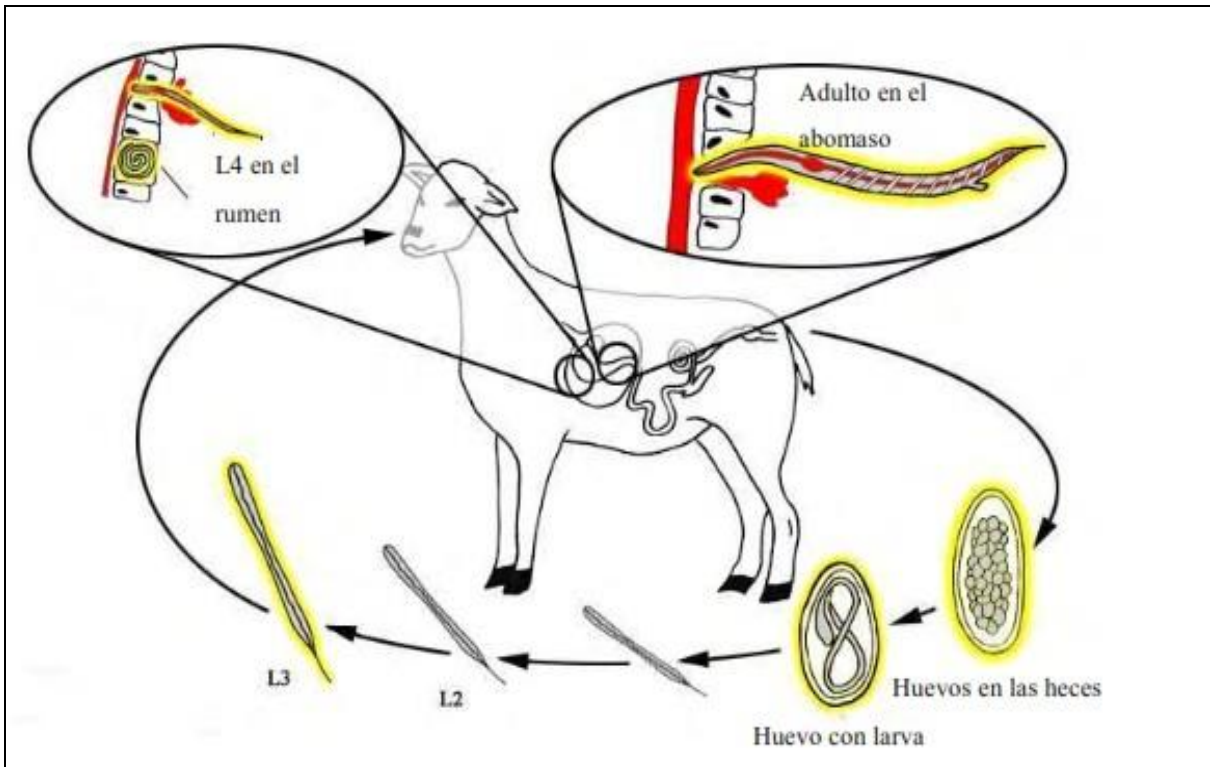


Figura 1. Ciclo biológico de los nemátodos gastrointestinales. El ciclo de vida incluye dos fases, una dentro del hospedador -fase endógena- y una segunda fase en las pasturas -fase exógena-

(Ríos, 2011)

1.2.5. Factores asociados con la prevalencia de infecciones por NGI

Entre los factores ambientales asociados con las infecciones por NGI se encuentran las condiciones agroecológicas, las prácticas de ganadería, el sistema de alojamiento, los intervalos de desparasitación interna y el manejo de los agostaderos o potreros (Ratanapob *et al.*, 2012).

La prevalencia de las infecciones por nemátodos gastrointestinales varían de acuerdo con la humedad, la temperatura ambiente, la lluvia, el tipo de vegetación y las prácticas de manejo que se llevan a cabo en cada región (Dilgasa *et al.*, 2015; Besier *et al.*, 2016).

Los nemátodos gastrointestinales son una amenaza estacional significativa en las zonas climáticas templadas más cálidas, ya que las temperaturas son lo suficientemente altas como para permitir el desarrollo durante varios meses del año, y los inviernos no son suficientemente severos para un efecto prolongado y restrictivo sobre las larvas infectantes. Las principales restricciones para el desarrollo de los NGI son las condiciones secas estacionales o las sequías, aunque las temperaturas invernales generalmente limitan el desarrollo de los huevos durante parte del año, especialmente cuando se combina con la altitud. La gravedad de las infecciones por NGI es mayor en las regiones de lluvia de verano (Dilgasa *et al.*, 2015).

Las infecciones por nemátodos pueden transmitirse de una temporada favorable a otra dentro del animal huésped, lo cual puede explicar la presencia continua de nemátodos en los animales, incluso durante la estación seca cuando las condiciones ambientales del área de estudio impiden el desarrollo y la supervivencia de sus etapas pre-parasíticas (Besier *et al.*, 2016).

Durante la estación lluviosa las condiciones ambientales son usualmente favorables para el desarrollo, la supervivencia y la translocación de las etapas pre-parásitas de los nemátodos parásitos. Sin embargo, la alta prevalencia de especies de *Strongyloides* durante el pico de la estación seca puede deberse probablemente al sistema de manejo de los animales. La contaminación localizada de las áreas de riego y pastos puede predisponer a los animales a la infección por parásitos como especies de *Strongyloides* que penetran activamente en la piel del huésped para iniciar una infección. Por lo tanto, las contaminaciones pueden ocurrir cuando hay derrames de agua o áreas húmedas localizadas que pueden ser favorables para el desarrollo y la supervivencia de los nemátodos pre-parásitos (Molento *et al.*, 2016).

En animales en pastoreo hay una acumulación gradual de poblaciones de nemátodos adultos, de modo que las cargas pico de nemátodos adultos se registran aproximadamente en el punto más alto de la temporada de lluvias. A partir de entonces, la población de nemátodos empieza a disminuir, encontrándose las cifras más bajas sobre el pico de la estación seca. La prevalencia y recuentos de huevos de *Strongyle* así como las poblaciones de especies adultas de *Trichostrongylus*,

Strongyloides y *Haemonchus*, los nemátodos más comunes registrados durante el estudio, sigue una tendencia similar con picos, respectivamente, que ocurren alrededor del pico de la temporada de lluvias. Los resultados en ovejas y cabras en granjas pequeñas en la región semiárida del noreste de Nigeria generalmente sufren infecciones de bajo grado con parásitos nemátodos y las especies *Haemonchus*, *Strongyloides* y *Trichostrongylus* son los principales contribuyentes de las helmintiasis en los pequeños rumiantes; *T. circumcincta* generalmente se considera presente dondequiera que se críen ovejas y cabras; tiene la capacidad de sobrevivir condiciones adversas, tanto en el huésped como en el pasto (Nwosu *et al.*, 2007).

De acuerdo con Emery *et al.* (2016), los huevos de *H. contortus*, requieren un mínimo de 10-11° C para eclosionar, y dejan de desarrollarse cuando la temperatura es más baja.

En un estudio realizado por Nwosu *et al.* (2007) obtuvieron una secuencia estacional definida en las cargas de nemátodos y en los recuentos de huevos fecales de las ovejas y las cabras, y esto se correspondió con el patrón de precipitación pluvial registrado en la zona en la que se realizó el estudio.

Con el fin de determinar la prevalencia estacional de *Haemonchus contortus* adultos en el abomaso de cabras durante los doce meses del año, Rashid y Irshadullah (2018) realizaron un estudio. La prevalencia de *H. contortus* fue más alta en el mes de agosto (96.66%) seguido de septiembre (90.38%), mientras que la infección más baja se registró en enero (24.48%) y febrero (31.81%). Lo alta prevalencia coincidió con los meses de mayor temperatura y precipitación pluvial de la región. Se observó que la tasa de prevalencia disminuye con la disminución de la temperatura de 29° C (agosto) a 10° C (enero) y luego aumenta lentamente con el aumento de la temperatura. Se encontró baja prevalencia en los meses en que la temperatura es muy alta (junio, 34 ° C) o muy baja (enero, 12.8 ° C). Hubo mayor prevalencia de *H. contortus* durante la estación del Monzón (julio-septiembre) sugiriendo con ello que la alta precipitación durante esta temporada proporciona una molaridad de sales adecuada en el suelo que mejora la acidosis y por lo tanto se realiza más fácilmente la transformación de L1 a L3. Asimismo, el crecimiento

máximo del forraje ocurre durante la temporada de lluvias, lo que puede favorecer la supervivencia y la migración de las larvas. La prevalencia disminuyó con la disminución de la lluvia, lo cual no es propicio para el desarrollo de las larvas infectantes y, por lo tanto, la contaminación de los pastos es baja. Se observó que cuando la humedad relativa era inferior al 40% (abril y mayo) la tasa de prevalencia era baja, mientras que en agosto, cuando la humedad era muy alta (85%), la tasa de prevalencia fue más alta. Aunque la humedad fue alta (71-74%) en el mes de enero y febrero, la prevalencia fue muy baja, lo que indica que otros factores como la temperatura y la lluvia juegan un papel en la prevalencia. La intensidad media y la abundancia se encontraron más altas en aquellos meses que tienen una temperatura moderada (29° C), altas precipitaciones y humedad relativa máxima.

O'Connor *et al.* (2006) indican que el nivel más alto de contaminación de los pastos con larvas infectivas de vida libre (L3) ocurre durante la época lluviosa, y el más bajo durante la estación seca. Esto se debe a que la cobertura de pasto en el pastizal se reduce durante la estación seca y los huevos/larvas están expuestos a la desecación, lo cual provoca una alta mortalidad de larvas o migran hacia el interior del suelo.

Por otro lado, Khadijah *et al.* (2013) y Wang *et al.* (2014) señalan que, los nemátodos gastrointestinales han desarrollado estrategias que les permiten aprovechar al máximo las bajas tasas de lluvia para sobrevivir durante las sequías recurrentes cada año en las zonas áridas. Debido a las características anatómicas y estructurales de su cubierta que los protege del medio ambiente, las larvas L3 son capaces de sobrevivir durante el período seco, soportando la radiación solar y la falta de humedad ambiental. Por esta razón, los huevos que se liberan en el ambiente externo se desarrollan y experimentan hipobiosis hasta que las condiciones ambientales son favorables para su desarrollo final y éstos pueden ser ingeridos más tarde por los huéspedes (Besier *et al.*, 2016; Molento *et al.*, 2016).

Así mismo, el huésped, el sexo del animal, la edad, la condición corporal y la raza son factores importantes asociados a las infecciones por NGI (Badaso y Addis, 2015; Yimer *et al.*, 2016).

La raza y el estado nutricional son factores que influyen en la presentación de la nematodiasis, generalmente los animales criollos o nativos son más resistentes debido a la adaptación y al desarrollo de inmunidad a la infección de nemátodos (Ordaz, 2010).

Yimer *et al.* (2016) reportan que la prevalencia de infección por NGI es mayor en aquellos animales con condición corporal pobre (67.6%) en comparación con animales con condición corporal media (37.1%) y buena condición corporal (31.4%). Asimismo, los animales con pobre condición corporal tuvieron un riesgo 4.17 veces más alto que los animales con buena condición corporal y, de manera similar, los animales con condición corporal media tuvieron un riesgo 3.54 veces más alto que los animales con buena condición corporal.

Cuadro 2. Prevalencia de NGI en relación a la especie, sexo, edad y condición corporal de los animales.

Variables	No.de animales examinados	No. de positivos (%)	X² (P)	Proporción de probabilidades (95% IC)
Sexo				
Macho*	188	68 (36.2)		
Hembra	196	94 (48.0)	0.47 (0.02)	1.67 (1.07-0.14) *
Total	384	162 (42.2)		
Especie				
Caprina*	149	51 (34.2)		
Ovina	235	111 (47.2)	6.3 (0.012)	1.72 (1.32-0.21)
Total	384	162 (42.2)		
Edad				
Adulto*	212	70 (33.0)		
Joven	172	92 (53.5)	16.3 (0.000)	2.28 (1.51-3.45)
Total	384	162 (42.2)		
Condición corporal				
Buena*	51	16 (31.4)		
Media	259	96 (37.1)	13.6 (0.000)	3.54 (2.1-6.12) *
Pobre	74	50 (67.6)	24.8 (0.004)	4.17 (1.95-8.90) *
Total	384	162 (42.2)		

* El factor determinante, estadísticamente significativo a un IC del 95%.

Yimer *et al.* (2016)

1.2.6. Efecto de los NGI en caprinos

Los efectos de los NGI en la salud y en la nutrición del hospedero son, principalmente, los siguientes: 1) pérdida de nutrientes a causa de la ingestión de sangre por parásitos hematófagos; 2) presencia de toxinas que afectan el metabolismo; 3) disminución de la capacidad de contrarrestar la infección a través de la clonación de células inmunitarias; 4) alteraciones en los niveles de hormonas y péptidos digestivos; 5) el crecimiento, gestación y lactancia son prioritarios sobre la expresión de inmunidad, por lo que la nutrición puede afectar el grado de expresión de inmunidad durante estas fases, y por consiguiente, puede influir sobre la resiliencia y la resistencia del hospedero (Torres-Acosta y Hoste, 2008; Ingale *et al.*, 2010; Torres-Acosta *et al.*, 2012b; Whitley *et al.*, 2014).

De acuerdo con Aguilar-Caballero *et al.* (2011), los nemátodos gastrointestinales han sido considerados como los enemigos a vencer en la producción de rumiantes en pastoreo. Los NGI pueden reducir la ganancia diaria de peso de un 30% a un 50% en los cabritos y un 20% la producción de leche, y son causa de hasta un 50% de la mortalidad de los cabritos en crecimiento (Torres-Acosta *et al.*, 2012b).

Knox *et al.* (2006), indican que los nemátodos reducen la producción de carne, leche y lana en un 10-40%, debido a que afectan el consumo alimenticio y/o reducen la eficiencia de su utilización, disminuyendo el depósito de proteínas, grasa y minerales en los hospederos. Asimismo, Bambou *et al.* (2009), indican que los NGI contribuyen a la reducción en la producción de carne, leche y lana en ovinos, ya que afectan el consumo voluntario. De acuerdo con Alberti *et al.* (2014), la infección por NGI reduce la producción de leche en un 10% y el contenido de proteínas de la leche con efectos negativos en la industria de la producción de quesos.

1.2.7. Diagnóstico de NGI en caprinos

El diagnóstico de las parasitosis por nemátodos gastrointestinales se hace por el reconocimiento del agente etiológico o sus formas evolutivas. Debido a que las heces son una gran fuente de información sobre los endoparásitos que alberga un

hospedador, el examen de la materia fecal es importante para el diagnóstico de los diferentes géneros de NGI. La colecta de muestras de materia fecal en los pequeños rumiantes (ovinos y caprinos) se debe hacer de forma individual por vía rectal (Wood *et al.*, 1995).

1.2.7.1. Examen coproparasitológico

Este examen consiste en observar macro y microscópicamente las heces en busca de parásitos. Existe dos tipos de técnicas coproparasitológicas: cualitativas y cuantitativas; ambas técnicas son desarrolladas en el laboratorio, pero las primeras sólo revelan la presencia o ausencia de parásitos, mientras que las segundas permiten demostrar la intensidad y las condiciones clínicas de la infección (Rodríguez-Vivas y Cob-Galera, 2005).

a) Examen macroscópico

Examinar las heces a simple vista puede revelar la presencia de parásitos adultos que son expulsados en las heces de los animales. En este examen también es importante reportar las características de las heces, tales como: consistencia, color, presencia de sangre, moco, así como el tiempo de haber sido tomada la muestra (Hendrix y Robinson, 2006).

b) Examen microscópico

Este examen es muy importante para el diagnóstico de los parásitos, así como para determinar el género de éstos. La técnica de flotación es la más utilizada para demostrar la presencia de nemátodos gastrointestinales en las heces de los animales. Para esta técnica es necesario el uso de una solución saturada que sea más densa que el agua, ya que esta técnica se fundamenta en el hecho de que los huevos de NGI flotan en esa solución, y los detritos fecales se sedimentan (Rodríguez-Vivas y Cob-Galera, 2005). Las sustancias que más se usan para preparar las soluciones saturadas son: sal común, azúcar, sulfato de zinc al 33%, sulfato de magnesio al 35% y nitrato sódico. El rango de densidad de las soluciones

saturadas está entre 1.120 a 1.360 y depende de la cantidad del soluto y la temperatura (Hendrix y Robinson, 2006).

c) Técnica de McMaster

La técnica de McMaster es una técnica coproparasitológica cuantitativa usada para determinar la presencia y la cantidad de huevos de NGI y ooquistes de protozoario en la materia fecal de los animales. Esta técnica utiliza cámaras de conteo que posibilitan el examen microscópico de un volumen conocido de suspensión fecal (2 x 0.15 ml). Dicha técnica al ser cuantitativa busca determinar los HPG. Para preparar la suspensión se emplea un peso de heces y un volumen de líquido de flotación conocidos, lo que permite calcular los HPG. Las cantidades son elegidas de tal manera que la cuenta de huevos fecales puede ser fácilmente derivado al multiplicar el número de huevos dentro de las áreas marcadas por un simple factor de conversión. La cámara de McMaster tiene dos o más componentes, cada uno marcado con un grabado sobre la superficie superior. Cuando la cámara se llena con una suspensión de heces en fluido de flotación, la mayoría de los detritos se van al fondo mientras los huevos de nemátodos flotan, en donde son observados fácilmente y contados los que están dentro de la rejilla (Pereckiene *et al.*, 2010).

d) Técnica de cultivo larvario.

Debido a que muchos de los huevos de NGI son muy parecidos, es difícil determinar el género del parásito. Cuando se requiere identificar el género de NGI es necesario obtener larvas de tercer estadio y observarlas al microscopio para distinguir, entre otras características, su tamaño, estructura, morfología de cabeza y cola y número de células intestinales (Van Wyk y Mayhew, 2013).

El cultivo larvario o coprocultivo, consiste en proporcionar a los huevos de NGI humedad, temperatura y oxigenación de manera artificial y el tiempo necesario para que puedan desarrollarse hasta larva de tercer estadio (L3), tal y como lo hacen en el suelo o los pastos en condiciones naturales (Corticelli y Lai, 1963).

1.2.8. Principales antihelmínticos de uso en caprinos

Los antihelmínticos disponibles en la actualidad se agrupan de acuerdo a su naturaleza química y efectos sobre los parásitos. Entre los principales antiparasitarios de uso en caprinos se encuentran los siguientes:

1.2.8.1. Benzimidazoles

El principal mecanismo de acción de los benzimidazoles consiste en inhibir la polimerización de tubulina, una proteína estructural de los microtúbulos celulares que son organelos citoplasmáticos esenciales en todo tipo de organismos (Sumano y Ocampo, 2006). Los microtúbulos actúan en la secreción de la mayoría de las enzimas digestivas y la pérdida de éstos causa disminución de transporte de vesículas secretoras y menos absorción de glucosa en el intestino, y en consecuencia se perturba el proceso digestivo de los parásitos que finalmente acaban muriendo, por así decirlo, “de hambre”. Actúan sobre el metabolismo energético de los parásitos, inhiben la enzima fumarato reductasa, inducen un desacoplamiento mitocondrial y favorecen la secreción de la colinesterasa (Ruiz y Hernández, 2010). Dentro de este grupo se encuentran: Mebendazol, Albendazol, Fenbendazol, Oxibendazol, Oxfendazol.

El Mebendazol está indicado como nematocida y cestocida. Es efectivo contra *Trichuris spp.*, *Ascaris spp.*, *Enterobius vermicularis*, *Ancylostoma spp.*, *Strongyloides spp.*, *Toxocara spp.*, *Toxascaris leonina*, *Dipylidium caninum*, *Uncinaria spp.*, y en menor grado contra las *Taenias*. En caballos su acción es sobre *Strongylus spp.*, *Oxyuris equi*, *Parascaris equorum*. En cabras se recomiendan dosis de 15 mg/kg durante 4 días (Sumano y Ocampo, 2006).

El Albendazol es un antihelmíntico efectivo para el control y tratamiento de las parasitosis producidas por *Trichostrongylus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Oesophagostomum spp.*, *Cooperia spp.*, *Nematodirus spp.*, *Bunostomum spp.*, *Chabertia spp.*, *Strongyloides spp.*, *Haemonchus spp.* También ha mostrado eficacia

contras nemátodos pulmonares (*Dictyocaulus spp.*), céstodos (*Moniezia spp.*) y tremátodos (*Fasciola spp.* adultos). En hembras gestantes se debe administrar dentro de los primeros 45 días de gestación. Se comercializa en combinación con febantel, ivermectina, levamisol, piperazina y prazicuantel, con lo que aumenta su espectro. El laboratorio fabricante recomienda la administración vía subcutánea a dosis de 3.5 mg de sulfóxido de albendazol por kg de peso vivo en caprinos contra nemátodos gastrointestinales y 7.0 mg/kg de peso vivo contra fasciolosis en todas las especies afectadas. El sacrificio de bovinos destinados a consumo humano debe esperar, por lo menos, 7 días posteriores a la última administración del producto. La leche de vacas tratadas con este antihelmíntico no deberá utilizarse para consumo humano, sino hasta 48 horas (2 días) después de la última aplicación (PEV, 2019).

El Fenbendazol es considerado un antihelmíntico de amplio espectro efectivo contra *Haemonchus sp*, *Ostertagia spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Nematodirus spp.*, *Chabertia spp.*, *Moniezia spp.*, *Strongylus spp.*, *Oxiuros spp.*, *Parascaris equorum*, *Dyctiocaulus spp.*, *Capillaria spp.*, *Oesophagostomun spp.*, *Giardia spp.*, *Ascaris suum*, *Trichuris suis*, *Metastrongylus apri*, *Bunostomum phlebotomum*, *Hyostrongylus rubidius*, *Ancylostoma spp.*, *Toxocara spp.*, *Toxascaris spp.*, *Uncinaria*, *Filaroides hirti*, *Aelurostrongylus abstrusus*, *Stephanurus edentatus*. El Febendazol también tiene efecto ovicida basado en la alteración de la morfología de los huevos ya que bloquea la eclosión de la larva. La dosis recomendada en caprinos es de 5 a 7 mg por kg de peso vivo, duran tres días en el alimento (Sumano y Ocampo, 2006).

1.2.8.2. Probenzimidazoles

El mecanismo de acción de los probenzimidazoles es prácticamente el mismo a los benzimidazoles. La acción nematocida depende de su biotransformación en benzimidazoles. A este grupo pertenecen: Febantel, Netobimina y Tiofanato. El Febantel se biotransforma en fenbendazol y oxfendazol. El Febantel está indicado contra todos los nemátodos pulmonares y gastroentéricos, tanto en su fase adulta como larvaria. Puede actuar contra algunas taenias y giardias (*Giardia lamblia*). Entre

los parásitos sensibles al febantel están: *Haemonchus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Strongyloides spp.*, *Nematodirus spp.*, *Bunostomum spp.*, *Chabertia ovina*, *Dyctyocaulus spp.*, *Muellerius spp.*, *Moniezia spp.* La dosis recomendada en ovinos y caprinos es de 5 a 8 mg/kg y de 7 a 10 mg/kg en bovinos (Sumano y Ocampo, 2006).

La Netobimina pertenece al grupo de los probenzimidazoles debido a que para actuar tiene que ser biotransformada en albendazol en el interior del hospedero. La formulación de este fármaco es en solución para aplicación por vía parenteral y en forma de suspensión para su aplicación por vía oral o intrarruminal. No se recomienda administrar en hembras gestantes, y el tiempo de retiro es a las 12 h de haberse administrado por vía parenteral (PEV, 2019).

La netobimina se considera un nematicida, cestocida de amplio espectro. Tiene efecto sobre nemátodos gastrointestinales en sus formas maduras e inmaduras: *Haemonchus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Trychostrongylus axei*, *Cooperia spp.*, *Nematodirus spp.* Actúa sobre formas hipobióticas de *Ostertagia ostertagi*. Sobre adultos de: *Oesophagostomum spp.*, *Bunostomum spp.* Contra nemátodos pulmonares: *Dictyocaulus viviparus*. Actúa contra el céstodo *Moniezia spp.* y contra tremátodos adultos de *Fasciola hepatica*.

Se recomiendan dosis de 10 a 20 mg/kg vía oral y de 7 a 12 mg/kg por vía intravenosa o subcutánea (Sumano y Ocampo, 2006).

El tiofanato se clasifica como un probenzimidazol ya que su efecto antiparasitario se debe a que la flora ruminal o intestinal lo metaboliza, convirtiéndolo en un benzimidazol. Su uso está prácticamente abandonado en la actividad pecuaria. Se considera un nematicida, aunque también puede tener efectos fungicidas. Es efectivo contra *Strongyloides spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Ascaris suum*, *Ostertagia spp.*, *Nematodirus spp.*, *Oesophagostomum spp.*, *Haemonchus spp.* En ovinos y caprinos se recomiendan 280 a 480 mg en animales de 25 a 30 kg (dosis total) o 225 g/kg de alimento durante siete días en premezcla. En bovinos la dosis sugerida es de 50 a 60 mg/kg por vía oral o 225 g/kg de alimento durante siete días en premezcla. Los rumiantes toleran una dosis aún 20 veces mayor que la indicada, y se

recomienda un tiempo de retiro de siete días en bovinos productores de carne, ovinos y caprinos (PEV, 2019).

1.2.8.3. Imidazotiazoles

El mecanismo de acción de los imidazotiazoles se basa en la producción de parálisis espástica del parásito por la liberación de acetilcolina con efectos muscarínicos y nicotínicos. De igual manera produce la inhibición de la enzima fumarato reductasa y la oxidación del ácido succínico parasitario con lo cual se bloquea el metabolismo de los carbohidratos. Al grupo de los imidazotiazoles pertenece el levamisol. El levamisol es un imidazotiazol que no posee efectos sobre tremátodos, céstodos o parásitos externos. Posee acciones microfilaricidas (Merck, 2007).

Indicaciones: El levamisol se usa contra gusanos pulmonares y contra la mayor parte de los helmintos gastrointestinales en los rumiantes, particularmente las formas adultas. Es eficaz contra *Toxocara spp.*, *Uncinaria stenocephala*, *Ancylostoma*, *Spirocerca lupi*, *Filaroides osleri*, *Capillaria sp*, *Filaroides osleri*, *Aelurostrongylus spp.*, *Dyctyocaulus viviparus*, *Ascaris suum*, *Oesophagostomum spp.*, *Strongyloides spp.* La dosis recomendada en ovinos y caprinos es de 6.0 mg/kg de peso vivo contra nemátodos gastrointestinales y 7.5 mg/kg de peso vivo contra parásitos pulmonares. El tiempo de retiro es de 7 a 9 días (PEV, 2019).

1.2.8.4. Tetrahidropirimidinas

Las tetrahidropirimidinas actúan sobre el sistema nervioso de los endoparásitos inhibiendo la enzima acetilcolinesterasa, lo que paraliza a los parásitos que mueren o acaban siendo expulsados del hospedador al no poderse fijar a la pared gastrointestinal. Dentro de las tetrahidropirimidinas se encuentran: Morantel, Pirantel y Oxantel.

El Morantel es un antihelmíntico de espectro reducido, eficaz contra nemátodos gastrointestinales pero no contra nemátodos de otros órganos (pulmones, piel, riñones, etc.). Según la dosis es también eficaz contra algunos céstodos. Es ineficaz

contra tremátodos (duelas) o contra cualquier parásito externo. Se emplea sobre todo en forma de tartrato administrado por vía oral. Hoy en día su uso es marginal, algo en equinos, pero apenas en el ganado o en mascotas (Junquera, 2017).

No se debe proporcionar con suplementos minerales que contengan bentonita, ya que disminuye la eficacia, debido a los mecanismos de acción similares (toxicidad), no debe combinarse junto con pirantel o levamisol ya que sus acciones se potencian. Con la piperazina, organofosforados, dietilcarbamazina y el oxantel se potencian sus efectos tóxicos. Debido a su baja absorción y metabolismo rápido, el tartrato de morantel no genera residuos detectables en la leche y está aprobado en varios países para uso en ganado lechero en lactación cuya leche está destinada al consumo humano; por seguridad se recomienda no consumir la carne de animales tratados hasta 14 días postratamiento. Está indicado como antinematódico contra las fases inmaduras y adultas de *Haemonchus sp*, *Ostertagia s*, *Trychostrongylus axei*, *Cooperia sp*. y *Nematodirus sp*. La Dosis: 6-12 mg/kg vía oral, adicionado en el alimento (Sumano y Ocampo, 2006).

El Pirantel es un antihelmíntico de amplio espectro, recomendado principalmente para NGI. Se combina en todas sus presentaciones con ivermectinas, prazicuantel, febendazol, mebendazol, entre otros, teniendo un efecto aditivo benéfico en parasitosis intensas en donde intervienen otros parásitos como los céstodos. No se recomienda administrar con morantel o levamisol ya que se potencian los efectos tóxicos; los efectos adversos se potencian con organofosforados y dietilcarbamicina. Está indicado para prevenir y tratar parasitosis causadas por *Chabertia spp.*, *Cooperia spp.*, *Haemonchus spp.*, *Nematodirus spp.*, *Oesophagostomum spp.*, *Ostertagia spp.*, *Strongylus spp.*, *Trychostrongylus spp.*, *Oxiuris spp.*, *Anoplocephala perfoliata*, *Ascaris spp.*, *Parascaris equorum*, *Hyostongylus rubidus*, *Ancylostoma spp.*, *Toxocara spp.*, *Uncinaria spp.* En rumiantes el tartrato de pirantel se recomienda dosis de 20 a 30 mg/kg vía oral y del pamoato de pirantel: 6 a 10 mg/kg vía oral (Sumano y Ocampo, 2006).

1.2.8.5. Derivados salicilanílicos

El mecanismo de acción de los derivados salicilanílicos es actuar desacoplando la fosforilización oxidativa del parásito, afectando la producción de energía y como consecuencia, la muerte del mismo. A este grupo pertenecen: closantel, rafoxanida (Junquera, 2017)

El closantel está indicado y es eficaz contra *Oestrus ovis*, *Hypoderma spp.*, *Dermatobia hominis*, *Strongylus spp.*, *Gasterophilus*, *Melophagus ovinus*, *Trichuris spp.*, *Ascaris spp.*, *Fasciola spp.*, *Haemonchus spp.*, *Bunostomum phlebotomum*, *Oesophagostomum spp.*, *Chabertia ovina*, *Trichostrongylus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Gaigerian pachyscetis*, *Cooperia spp.*, *Capilaria bovis* y contra la mayoría de vermes pulmonares y gastroentéricos. Así como la mayoría de las miasis (Merck, 2007).

Se recomiendan dosis de 5-10 mg/kg vía SC y 10 mg/kg en premezcla por 7 días. En animales en pastoreo elimina ninfas (garrapatas a dosis de 20-25 mg/kg) manteniendo un efecto residual por más de 60 días (PEV, 2019).

La rafoxanida es muy útil en el tratamiento de la fasciolosis aguda. Para su empleo como profiláctico, se recomiendan tres aplicaciones seguidas con un intervalo de seis semanas entre tratamientos, a fin de “limpiar” de huevos las pasturas y así romper el ciclo de vida del parásito. Es eficaz contra diversos parásitos internos como el *Paramphistomum microbothrium*, *Haemonchus contortus*, *Gaigeria pachyscelis*, *Chabertia ovina*, *Oestrus ovis*, *Fasciola hepatica*, entre otros (Sumano y Ocampo y Ocampo, 2006). La dosis recomendada es de 7.5 a 10 mg/kg de peso vivo, vía oral y SC. La rafoxanida se encuentra en combinación con tiabendazol para el tratamiento contra *Fasciola hepatica*, con dianfenetida para implementar programas de prevención y tratamiento de la fasciolosis, se combina también con albendazol y fenbendazol para un mayor espectro de parásitos internos (Junquera, 2017).

1.2.8.6. Lactonas macrocíclicas o endectocidas

Las lactonas macrocíclicas comprenden una serie de compuestos (doramectina, eprinomectina, ivermectina, milbemicina, moxidectina y selamectina) que se usan

comúnmente como insecticidas, acaricidas y nematocidas en diversas especies animales. Son compuestos derivados de la fermentación de hongos, su principal efecto es inducir una parálisis de los parásitos al estimular la liberación del ácido gama aminobutírico (GABA), un neurotransmisor de tipo inhibitorio que impide la transmisión de impulsos nerviosos en las uniones neuromotoras y neuromusculares del parásito; bloquean la transmisión del impulso nervioso (Lespine *et al.*, 2012). Esta inhibición ocasiona parálisis e incluso la muerte del parásito, y puede afectar la producción de huevos de éste (Gwaltney-Brant *et al.*, 2018). Además, se ha comprobado que estos principios activos se unen al receptor glutamato en la entrada del canal de cloro de las células nerviosas de nemátodos y artrópodos. Esto permite una entrada de iones de cloro que provoca una parálisis flácida. Esto permite una entrada de iones de cloro que provoca una parálisis flácida (Lespine *et al.*, 2012).

Los endectocidas tienen acción sistémica (actúan a través de la sangre del hospedador), de contacto e incluso por ingestión, según cómo se administren. La denominación endectocida deriva del hecho que, además de controlar muchos ectoparásitos, también son altamente eficaces contra numerosos parásitos internos o endoparásitos (gusanos internos) (Sumano y Ocampo, 2006).

La ivermectina por el efecto benéfico residual que tiene, en muchos casos puede ser de 10 a 12 semanas, se considera ideal para el control de ectoparásitos como pulgas, garrapatas y moscas. El tiempo de retiro en bovinos productores de carne cuando se utilizan bolos de liberación prolongada es de 180-184 días. Para las formas inyectables, los tiempos de retiro son, en bovinos: 35-49 días; en ovinos: 35 días y en caprinos: 56 días. Por vía oral, el tiempo de retiro en ovinos es de 11-14 días (Merck, 2007).

La ivermectina se combina con febantel, fenbendazol, prazicuantel, pirantel albendazol, entre otros, para aumentar su espectro (PEV, 2019).

La ivermectina está indicada para el tratamiento contra: nemátodos gastrointestinales: *Ostertagia ostertagi*, *Ostertagia lyrata*, *Bunostomum phlebotomum*, *Haemonchus placei*, *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Cooperia sp*, *Strongyloides papillosus*, *Nematodirus*

sp., *Oesophagostomum radiatum*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris spp.*, *Ascaris suum*, *Hyostrogylus rubidus*, *Strongyloides ransomi*, *Toxocara spp.*, *Parafilaria bovicola*, *Mecistocirrus digitatus*, entre otros. Nemátodos pulmonares: *Dictyocaulus viviparus*, *Metastrongylus spp.*, entre otros. Larvas de moscas: *Hypoderma bovis*, *Hypoderma lineatum*, *Dermatobia hominis*, *Paraphilaria bovícóla*, *Thelazia sp*, entre otras. Piojos: *Damalinia bovis*, *Hematopinus suis*, *Linognathus vitulli*, *Haematopinus eurytarnus*, *Solenopotes capillatus* entre otros. Ácaros de la sarna: *Chorioptes bovis*, *Sarcoptes scabiei*, *Psoroptes communis*, entre otros. Moscas: *Haematobia irritans* entre otras. Garrapatas: *Rhipicephalus microplus*, *Hypoderma bovis*, *Amblyoma sp*, entre otras (Merck, 2007).

En bovinos y ovinos se recomiendan dosis de 0.2 mg/kg vía subcutánea (si se aplican más de 10 ml se deberán aplicar en diversos sitios, y por vía oral se debe aplicar cuando menos el doble de la dosis (Lespine *et al.*, 2012). En caprinos 0.2-0.3-mg/kg vía SC, y por vía oral se debe aplicar cuando menos el doble de la dosis (Sumano y Ocampo, 2006).

La Avamectina actúa contra parásitos internos y externos, entre los cuales se encuentran: Nemátodos gastrointestinales: *Ostertagia ostertagi*, *Ostertagia lyrata*, *Bunostomum phlebotomum*, *Haemonchus placei*, *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Cooperia spp.*, *Strongyloides papillosus*, *Nematodirus spp.*, *Oesophagostomum radiatum*, *Oesophagostomum venulosum*, *Trichuris spp.*, *Ascaris suum*, *Hyostrogylus rubidus*, *Strongyloides ransomi*, *Toxocara spp.*, *Parafilaria bovicola*, *Mecistocirrus digitatus*, entre otros. Nemátodos pulmonares: *Dictyocaulus viviparus*, *Metastrongylus spp.*, entre otros. Larvas de moscas: *Hypoderma bovis*, *Hypoderma lineatum*, *Dermatobia hominis*, *Paraphilaria bovícóla*, *Thelazia sp*, entre otras. Piojos: *Damalinia bovis*, *Hematopinus suis*, *Linognathus vitulli*, *Haematopinus eurytarnus*, *Solenopotes capillatus* entre otros. Ácaros de la sarna: *Chorioptes bovis*, *Sarcoptes scabiei*, *Psoroptes communis*, entre otros. Moscas: *Haematobia irritans* entre otras. Garrapatas: *Rhipicephalus microplus*, *Hypoderma bovis*, *Amblyoma spp.*, entre otras (Merk, 2007; Junquera, 2017).

El tiempo de retiro para bovinos es de 30-45 días, dependiendo de la presentación farmacéutica, para ovinos es de 14-21 días. Se combina con febantel, fenbendazol, prazicuantel, pirantel albendazol entre otros para aumentar su espectro (Junquera, 2017).

La dosis recomendada en bovinos es de 0.2 mg/kg vía SC (si se aplican más de 10 ml se deberán aplicar en diversos sitios, y vía oral se debe aplicar cuando menos el doble de la dosis). En ovinos y caprinos se indican dosis de 0.2-0.3 mg/kg vía SC (Sumano y Ocampo, 2006).

1.2.9. Resistencia antihelmíntica en caprinos

La resistencia ha sido definida como la capacidad heredable que tiene una fracción de una población para tolerar dosis tóxicas de sustancias químicas que son letales para otras poblaciones de la misma especie, siendo la heredabilidad de la resistencia la característica más importante de este fenómeno (Suarez, 2001). La “World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology” (WAAVP), define la resistencia antihelmíntica (RA) como “el fracaso para reducir HPG de NGI en al menos un 95%” (Geary *et al.*, 2012). La prueba de reducción del conteo de huevos fecales (Faecal egg count reduction test-FECRT) es la prueba más comúnmente usada para estudiar la RA en diferentes especies de animales. FECRT mide la capacidad del antihelmíntico para reducir los HPG en más del 95%, medida 10-14 días después del tratamiento, en comparación con los HPG medidos en el momento del tratamiento (Paraud y Chartier, 2017; Verma *et al.*, 2018). Para esta prueba se requiere de dos muestras fecales obtenidas 7-14 días post-antihelmíntico en al menos 10 animales (Charlier *et al.*, 2018). La resistencia antihelmíntica está aumentando en todo el mundo en helmintos de todas las especies de ganado, destacando la dependencia de la producción moderna de alimentos en el control químico de plagas y parásitos, y amenazando la sostenibilidad de la producción ganadera, especialmente en los sistemas de pastoreo (Morgan *et al.*, 2019)

La reducción de la productividad y el aumento de las tasas de morbilidad y de mortalidad son consecuencias de la resistencia antihelmíntica en los hatos de cabras

en entornos ricos en parásitos (Goolsby *et al.*, 2017). Zanzani *et al.* (2014) reportaron que el 33% de los hatos caprinos de la zona norte de Italia tuvieron problemas de RA a diferentes drogas antihelmínticas. Mederos *et al.* (2016) encontraron RA en hatos ovinos de Uruguay, el 100% de los hatos mostraron RA a la familia de los benzimidazoles, 91% a los imidazotiazoles, 94% a la moxidectina, 91% al closantel y 6.1% al nuevo antihelmíntico monepantel. Es muy alentador la reciente evidencia en Nueva Zelanda para la reversión hacia la susceptibilidad antihelmíntica en *Teladorsagia circumcincta* en respuesta a programas de manejo de resistencia antihelmíntica (Leathwick *et al.*, 2015). En México, se ha reportado la RA en pequeños rumiantes de zonas tropicales y subtropicales localizadas en el sur y en el centro (Aguilar-Caballero *et al.*, 2009; Torres-Acosta *et al.*, 2005, 2012a, 2012c).

1.2.9.1. Mecanismos de resistencia antihelmíntica

La resistencia puede ser intrínseca o adquirida. En la primera un parásito resulta ser naturalmente insensible a una droga, debido a la ausencia de receptores o a la imposibilidad del fármaco para entrar al sitio de acción de la misma, como ocurre en la resistencia de los tremátodos y céstodos a los endectocidas (Mottier y Lanusse, 2002). La resistencia adquirida se presenta en los nemátodos que inicialmente son susceptibles a la acción terapéutica de un antihelmíntico, y posteriormente dejan de serlo luego de la ocurrencia de modificaciones genéticas que son heredables de generación en generación.

De acuerdo con Mottier y Lanusse (2002) las principales modificaciones genéticas que operan en el proceso de la resistencia adquirida son las siguientes:

1) Mutación. El ADN de la célula susceptible es alterado induciendo modificaciones en la producción de un componente celular o en la función normal de éste, impidiendo que la droga produzca su acción farmacológica. La mutación siempre selecciona a la población resistente y, gracias a esto, las generaciones posteriores provendrán de las resistentes.

2) Amplificación genética. Ocurre por el aumento exagerado de genes que conllevan a una producción incrementada de ciertas sustancias cruciales en la acción

de un fármaco, convirtiéndolas en resistentes a las concentraciones normales de la droga que son efectivas en condiciones normales.

3) Transferencia genética. La(s) célula(s) de un nemátodo susceptible puede adquirir un material genético de otro ambiente u organismo, introduciéndolo en su cromosoma, induciendo así resistencia a los antihelmínticos o a una droga en especial (Márquez, 2003).

Las principales causas de aparición de resistencia antihelmíntica son la alta frecuencia de desparasitaciones, el uso indiscriminado de antihelmínticos, la falta de rotación de principios activos y el uso de drogas de efecto prolongado. Los antihelmínticos como los imidazotiazoles y benzimidazoles disminuyen rápidamente su concentración plasmática, dando poca oportunidad de tomar ventajas a los parásitos que presenten genes de resistencia (Fiel *et al.*, 2001).

El factor más importante en el desarrollo de la resistencia a los antihelmínticos es la población refugio, que es son los NGI que aún no se encuentran sujetos a la selección por los tratamientos químicos. Dentro de las poblaciones en refugio de NGI se encuentran las larvas resistentes que están en los pastos, los adultos presentes en los animales no tratados y las larvas hipobióticas (Van Wyk, 2001; Coles *et al.*, 2002).

1.2.10. Alternativas para disminuir el uso de antihelmínticos

De acuerdo con Aguilar-Caballero *et al.* (2011), debido al problema de resistencia de los NGI que se ha generado por un mal manejo de antihelmínticos, ha sido necesario buscar métodos alternativos de control diferentes al uso de sustancias químicas; de tal manera que en la actualidad, existen diversos métodos de control, o medidas preventivas, de las parasitosis por NGI que pueden ser utilizadas para reducir eficazmente las cargas parasitarias a niveles aceptables para el potencial zootécnico de los animales. Tales alternativas de control son: agujas de óxido de cobre, taninos condensados, manejo de pastoreo, hongos nematófagos, selección genética de animales para resistencia de hemintos, suplementación alimenticia e inmunización.

1.2.10.1. Agujas de óxido de cobre (AOC)

Las AOC se utilizan para controlar principalmente a los parásitos del abomaso de los caprinos. Es decir, sirven como tratamiento antiparasitario contra *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei* o *Teladorsagia circumcincta*. Estas AOC pueden ser utilizadas en algunos lotes de cabras de ciertas edades y fases fisiológicas, de tal manera que permitan reducir el uso de antihelmínticos comerciales. Sin embargo, las AOC deben usarse con ciertos cuidados ya que su uso excesivo puede resultar en problemas de intoxicación por cobre, sobre todo asociado a otros factores (Torres-Acosta *et al.*, 2012b). De acuerdo con Martínez (2010), el óxido de cobre, cuando es administrado en cápsulas por vía oral, pasa a través del rumen y se aloja en los pliegues del abomaso, donde libera iones de cobre que ejercen un efecto antihelmíntico. Aguilar-Caballero *et al.* (2011) encontraron que las agujas de óxido de cobre reducen las cargas de *Haemonchus contortus* entre un 75 y 90 %; pero no mejoran la ganancia de peso de los animales. Asimismo, Galindo-Barboza *et al.* (2011) comprobaron el efecto positivo de la aplicación de agujas de óxido de cobre en el control de NGI en ovinos, ya que encontraron una reducción de hasta un 73 % en los parásitos adultos al realizar la inspección del abomaso post-sacrificio. A pesar del efecto positivo antihelmíntico del óxido de cobre, se ha demostrado que la acumulación de cobre en el hígado de los animales tratados constituye un riesgo, por lo que el uso de este método alternativo ha sido limitado (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

1.2.10.2. Taninos condensados

Se ha demostrado que el establecimiento de *H. contortus* y *T. colubriformis* pueden verse afectados por el consumo de forrajes tropicales altos en taninos condensados. Lo anterior se ha relacionado con el efecto de los taninos que limitan el proceso de extracción de larvas infecciosas. La forma en la cual los taninos condensados tienen un efecto en los nemátodos parásitos puede ser clasificado como directa o indirecta, el efecto directo en los taninos condensados mediante la interacción de tanino-nemátodo afecta las funciones fisiológicas del parásito

gastrointestinal (Nguyen *et al.*, 2005). Los taninos condensados también tienen una reacción directa interfiriendo la eclosión de los huevos, y por lo tanto, el desarrollo de larvas importantes, así también los taninos condensados tienen la habilidad de unirse con las proteínas haciendo que la pared estructural del nemátodo se inactive y muera (Athanasiadou *et al.*, 2001).

El mecanismo de acción de los taninos sobre las larvas infectantes (L3) de *H. contortus* y *T. colubriformis* parece consistir en evitar que estos nemátodos desenvainen. Lo anterior evita que las larvas puedan establecerse en su sitio de acción y puedan continuar con su ciclo evolutivo. También se estudia el mecanismo de acción de los taninos en los nemátodos adultos. Los taninos parecen tener un mecanismo de acción diferente en éstos últimos. Aparentemente los taninos se unen a la boca y posiblemente al aparato reproductor de los parásitos (por la afinidad de los taninos a las proteínas ricas en prolina de la cutícula del nemátodo) (Torres-Acosta *et al.*, 2008b).

1.2.10.3. Manejo del pastoreo

Sistemáticamente el pastoreo puede clasificarse de acuerdo a tres procedimientos diferentes: 1) Esperar la reducción natural del riesgo, 2) Proceder para acelerar la muerte de las larvas infectantes, 3) Diluir la concentración de larvas y consecuentemente el riesgo parasitario (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

Además del “descanso” de la pradera, la exposición ambiental prolongada y la desecación producida por la radiación solar disminuyen la viabilidad y el número de L3 que el animal consumiría normalmente junto con el forraje (Zvinorova *et al.*, 2016b).

Vásquez *et al.* (2006), al comparar un sistema de pastoreo continuo con uno rotacional (4 días de ocupación y 28 de descanso), encontraron que los animales en pastoreo continuo tuvieron una menor eliminación de HPG de NGI, aunque no hubo diferencia en la ganancia de peso. Sin embargo, los animales en pastoreo rotacional mostraron un mejor valor de hematocrito, una mayor condición corporal y una mejor coloración de la mucosa palpebral.

1.2.10.4. Suplementación alimenticia

En pequeños rumiantes, numerosos estudios han demostrado que el estado nutricional afecta significativamente la respuesta del huésped contra la infección por NGI (Houdijk *et al.*, 2012). Se ha sugerido que un buen estado nutricional que satisfaga las crecientes necesidades de proteínas y calorías proporciona la respuesta inmunitaria para la producción de células inmunitarias, mediadores y la reparación de tejidos dañados para enfrentar a los patógenos invasores. Se han realizado estudios con ovinos y caprinos en praderas del trópico cálido y han demostrado consistentemente que una suplementación alimenticia permite controlar los NGI. Los animales que reciben una suplementación adecuada pueden vivir en condiciones de pastoreo sin requerir antihelmínticos a lo largo de todo el año (Torres-Acosta *et al.*, 2008a). La suplementación se requiere durante la época de lluvias y de sequía, y debe aportar proteína cuando las praderas sean de pastos y energía cuando las praderas sean ricas en leguminosas forrajeras (Knox *et al.*, 2006). El mejoramiento de la dieta reduce el impacto de las parasitosis por los siguientes mecanismos: a) el animal suplementado consume menos forraje de la pradera y por lo tanto ingiere menos larvas infectantes (se infecta menos); b) tiene más nutrientes para reparar las lesiones que ocasionan los NGI y eso lo mantiene sano; c) tiene más nutrientes para que su sistema inmune funcione y esto hace que se establezcan y sobrevivan menos parásitos; d) tiene más nutrientes para crecer y producir (Hoste *et al.*, 2005). La suplementación con proteína dietética mejora la resistencia contra infecciones de NGI tanto en ovinos como en caprinos. Los animales suplementados reducen sus HPG. Animales suplementados con maíz tienen menor cantidad de *H. contortus* que los no suplementados. Esta estrategia disminuye la cantidad de hembras por cada macho de *H. contortus* y reducen la cantidad de huevos en el útero de las hembras de los NGI. Las fuentes de energía, como el maíz y la melaza, han demostrado su eficacia para el control de los NGI. Recientemente, se demostró que la suplementación con maíz al 1% del peso vivo de los animales en pastoreo presentó la mejor respuesta para el control de los NGI a través de la inmunidad celular,

manteniendo valores de crecimiento de acuerdo con los nutrientes ofrecidos. La propuesta actual es ofrecer a los animales grano de maíz (base fresca) al 1% de su peso vivo (Torres-Acosta *et al.*, 2012b).

Estudios realizados con cabritos en ramoneo han demostrado que la suplementación alimenticia (100-108 g de concentrado/día) mejora la resiliencia y resistencia de cabritos Criollos contra NGI. Entre los suplementos que se han utilizado con éxito se incluyen las harinas de sorgo y soya (74:26 respectivamente), harinas de maíz y soya (74:26) y maíz (108 g/día). Esto último mostró que los animales pueden beneficiarse con la suplementación de energía fermentable en rumen para mejorar la utilización de las leguminosas forrajeras disponibles para el consumo de las cabras (Torres-Acosta, 2006).

1.2.10.5. Hongos nematófagos

Entre los enemigos naturales de las larvas de nemátodos gastrointestinales el más frecuentemente utilizado es el hongo *Duddingtonia flagrans*. Este tiene la capacidad de reducir el número de larvas de nemátodos en materia fecal, y sus clamidosporas, así como de atravesar el tracto gastrointestinal y mantener su capacidad germinativa, facilitando así la posibilidad de desarrollar diferentes formas de administración (Sagüés *et al.*, 2011).

1.2.10.6. Desparasitación selectiva

Los animales dentro de las poblaciones muestran diferentes niveles de susceptibilidad a la infección, tanto en términos de resiliencia como de resistencia, y los parásitos generalmente se dispersan en exceso dentro de los grupos de huéspedes. Diversos estudios realizados en ovinos y caprinos demuestran que la gran mayoría de los animales de un hato (70 a 80%) tienen bajas cargas de NGI y solo un bajo porcentaje tienen altas cargas de parásitos y son responsables de la contaminación parasitaria en la pradera; estos animales con altas cargas parasitarias son los únicos que eventualmente requerirían ser desparasitados (Hoste *et al.*, 2001; Torres-Acosta *et al.*, 2002); Esto abre el camino para emplear tratamientos selectivos

específicos de huéspedes individuales y, en el proceso, crear y mantener refugios (Morgan *et al.*, 2019). El método FAMACHA[®] se desarrolló como una alternativa a nivel de campo, diseñada con la intención de aportar a los productores una forma fácil y práctica de identificar animales severamente afectados por *Haemonchus contortus* (Van Wyk y Bath, 2002), y para disminuir problemas de resistencia parasitaria mediante la desparasitación selectiva con resultados exitosos (Van Wyk y Bath 2002; Kaplan *et al.*, 2004; Burke *et al.*, 2007; Van Wyk *et al.*, 2006). De acuerdo con Torres-Acosta *et al.* (2015) el uso de la desparasitación selectiva dirigida (DSD) puede reducir la cantidad de animales desparasitados sin afectar la productividad del rebaño.

En México, además del conteo de HPG, se ha utilizado la FAMACHA[®] y la CC para decidir qué animales deben ser desparasitados (Canul-Ku *et al.*, 2009). La estrategia consiste en tomar mensualmente la calificación de FAMACHA[®] y la CC a todos los animales adultos del rebaño. Una FAMACHA[®] (4 ó 5) y una CC (menor de 2) sirven de criterio para decidir a qué animales se les toma una muestra de heces. La desparasitación se realiza en base a un nivel de huevos por gramo de heces (HPG) previamente definido. La cantidad de animales a desparasitar se reduce gradualmente conforme se aumenta el umbral de desparasitación sin afectar la salud de los animales o su actividad reproductiva. Actualmente se ha definido que un nivel de 1000 HPG es seguro. La ventaja de esta estrategia es que los animales son cada vez más adaptados al manejo y además permite revisar otros aspectos relacionados con su salud. (Torres-Acosta *et al.*, 2015).

Torres-Acosta *et al.* (2014) probaron la desparasitación selectiva en una granja de caprinos durante seis años. El 57% de las cabras no requirieron tratamiento antihelmíntico; mientras que el 30% necesitaron un solo tratamiento antihelmíntico por año y menos del 15% de las cabras requirieron dos o más tratamientos por año.

1.3. CONCLUSIONES

La mayor parte de la información sobre nemátodos gastrointestinales se ha obtenido en las regiones tropicales y subtropicales del país. Por ello, en las zonas áridas y semiáridas de México se requiere más investigación para conocer la prevalencia de NGI en hatos caprinos, conocer la dinámica poblacional de los nemátodos en las diferentes épocas del año, los factores asociados a las infecciones por NGI, así como el efecto y/o resistencia a los antihelmínticos en los caprinos.

1.4. LITERATURA CITADA

- Aguilar-Caballero, A.J., J.F. Torres-Acosta, R. Cámara-Sarmiento, H. Hoste y C.A. Sandoval-Castro. 2008. Inmunidad contra los Nemátodos Gastrointestinales: La historia caprina. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9:73-82.
- Aguilar-Caballero, A.J., J.F.J. Torres-Acosta y R. Cámara-Sarmiento. 2009. Importancia de parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. In: *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*. Compilado por: González Garduño R. y Berumen Alaforte A.C. Editado por: Universidad Autónoma de Chapingo, U.R.U.S.E. Tabasco, México. pp. 1-11. ISBN: 978-607-12-0089-1.
- Aguilar-Caballero, A.J., R. Cámara-Sarmiento, J.F. Torres-Acosta y C. Sandoval-Castro C. 2011. El control de los nemátodos gastrointestinales en caprinos: ¿Dónde estamos? *Bioagrociencias*. 4:10-16.
- Alberti E.G., S.A. Zanzani, A.L. Gazzonis, G. Zanatta, G. Bruni, M. Villa and M.T. Manfredi. 2014. Effects of gastrointestinal infections caused by nematodes on milk production in goats in a mountain ecosystem: Comparison between a cosmopolite and a local breed. *Small Ruminant Research*. 120:155-163.
- Athanasiadou, S.L., I. Kyriazakis, F. Jackson and R.L. Coop 2001. Direct anthelmintic effects of condensed tannins towards different gastrointestinal nematodes of sheep: *in vitro* and *in vivo* studies. *Veterinary Parasitology*. 99: 205-219.
- Babják, M., A. Königová, M. Urda Dolinská, J. Vadlejch and M. Várady. 2018. Anthelmintic resistance in goat herds -*In vivo* versus *in vitro* detection methods, *Veterinary Parasitology*. 254:10-14.
- Badaso, T. and M. Addis. 2015. Small ruminants haemonchosis: prevalence and associated risk factors in Arsi Negelle municipal abattoir, Ethiopia. *Global Veterinaria*. 15:315-320
- Bambou, J.C., R. Arquet, H. Archimède, G. Alexandre, N. Mandonnet and E. González-García. 2009. Intake and digestibility of Naïve kids differing in genetic resistance and experimentally parasitized (indoors) with *Haemonchus contortus* in two successive challenges. *Journal Animal Science*. 87: 2367-2375.
- Besier, R.B., L.P. Kahn, N.D. Sargison and J.A. Van Wyk. 2016. The pathophysiology, ecology and epidemiology of *Haemonchus contortus* infection in small ruminants. In: *Haemonchus contortus* and haemonchosis-Past, present and future trends. Gasser, R.B. and Von Samson-Himmelstjerna G. (Eds). *Advances in parasitology*. 93:95-143.
- Bessell, P.R., N.D. Sargison, K. Mirende, R. Dash, S. Prasad, L. Al-Riyami, N. Gammon, K. Stuke, R. Woolley, M. Barbaruah and P. Wambura. 2018. The impact of anthelmintic drugs on weight gain of smallholder goats in subtropical regions. *Preventive Veterinary Medicine*. 159:72-81.
- Burke, J.M., R.M. Kaplan, J.E. Miller, T.H. Terrill, W.R. Getz, S. Mobini, E. Valencia, M.J. Williams, L.H. Williamson and A.F. Vatta 2007. Accuracy of the

- FAMACHA system for on-farm use by sheep and goat producers in the southeastern United States. *Veterinary Parasitology*. 147:89-95.
- Calvete, C., L. Ferrer, D. Lacasta, R. Calavia, J. Ramos, M. Ruiz-de-Arkaute and J. Uriarte. 2014. Variability of the egg hatch assay to survey Benzimidazole resistance in nematodes of small ruminants under field conditions. *Veterinary Parasitology*. 203:102-113.
- Canul-Ku, H.L., L. Garate-Gallardo, J.F.J. Torres-Acosta, M. Pérez-Cruz, A.J. Aguilar-Caballero, R. Cámara-Sarmiento and J. Van-Wyk. 2009. Selective anthelmintic treatment scheme for goats in tropical Mexico: two year field validation. The 22nd International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology. Alberta, Canada. August, 2009.
- Castells, D.D. 2004. *Nemátodos gastrointestinales de los ovinos y saguaype en ovinos y bovinos*. Uruguay: Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria Uruguay.
- Charlier, J., S.M. Thamsborg, D.J. Bartley, P.J. Skuce, F. Kenyon, T. Geurden, H. Hoste, A.R. Williams, S. Sotiraki, J. Höglund, C. Chartier, P. Geldhof, J. Van Dijk, L. Rinaldi, E.R. Morgan, G. Samson-Himmelstjerna, J. Vercruyse and E. Claerebout. 2018. Mind the gaps in research on the control of gastrointestinal nematodes of farmed ruminants and pigs. *Transboundary Emerging Diseases*. 65:217-234.
- Coles, G. 2002. Sustainable use of anthelmintics in grazing animals. *The Veterinary Record*. 151:165-169.
- Cordero, C. M., F.A.R. Martinez, A.M.C. Sanchez, R.S. Hernandez, I.I. Navarrete, B.P. Diez, R.H. Quiroz y V.M. Carvalho. 1999. *Parasitología Veterinaria*. Editorial McGraw Hill-Interamericana. Madrid, España. ISBN: 84-486-0236-6.
- Corticelli, B. y M. Lai. 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive degli strongili gastrointestinali del bovino. *Acta Medica Veterinaria*. Año 9, Fasc V/VI.
- Craig, T.M. 2018. Gastrointestinal nematodes, diagnosis and control. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. 34:185-199.
- Crook, E.K., D.J. O'Brien, S.B. Howell, B.E. Storey, N.C. Whitley, J.M. Burke and R.M. Kaplan. 2016. Prevalence of anthelmintic resistance on sheep and goat farms in the mid-Atlantic region and comparison of *in vivo* and *in vitro* detection methods. *Small Ruminant Research*. 143:89-96.
- Dilgasa, L., B. Asrade and S. Kasaye. 2015. Prevalence of gastrointestinal nematodes of small ruminants in and around Arsi Negele town, Ethiopia. *American-Eurasian Journal of Scientific Research*. 10:121-125.
- Emery, D.L., P.W. Hunt and L.F. Le Jambre. 2016. *Haemonchus contortus*: the then and now, and where to from here? *International Journal for Parasitology*. 46:755-769.
- FAO. 2017. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAOSTAT-Ganadería. Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QA>. Accesada agosto 10 de 2019.

- Fiel, C., O. Anziani; V. Suárez, R. Vázquez, C. Eddi, J. Romero, J. Caracostantógolo, C. Saumell, M. Mejía, J. Costa y P. Steffan. 2001. Resistencia antihelmíntica en bovinos: causas, diagnóstico y profilaxis. *Veterinaria Argentina*. 171:21-33.
- Galindo-Barboza, A.J., J.F.J. Torres-acosta, R. Cámara-Sarmiento, C.A. Sandoval-Castro, A.J. Aguilar-Caballero, N.F. Ojeda-Robertos, R. Reyes-Ramirez and E. España-España. 2011. Persistence of the efficacy of copper oxide wire particles against *Haemonchus contortus* in sheep. *Veterinary Parasitology*. 176:201-207.
- Geary, T.G., B.C. Hosking, P.J. Skuce, G.V. Samson-Himmelstjerna, S. Maeder, P. Holdsworth, W. Pomroy and J. Vercruysse. 2012. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.). Guideline: Anthelmintic combination products targeting nematode infections of ruminants and horses. *Veterinary Parasitology*. 190:306-316.
- Goolsby, M.K., M.L. Leite-Browning and Jr. R. Browning. 2017. Evaluation of parasite resistance to commonly used commercial anthelmintics in meat goats on humid subtropical pasture. *Small Ruminant Research*. 146:37-40.
- Gwaltney-Brant, S.M., C. De Clementi and R.C. Gupta. 2018. *Veterinary toxicology*. Chapter 43—Macrocyclic lactone endectocides. Third edition. pp. 539-550 ISBN: 978-0-12-811410-0.
- Hendrix, C.M. and E. Robinson. 2006. *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Third edition. Mosby-Elsevier. St Louis Missouri. Pp. 29-241.
- Hoste, H., J.F.J. Torres-Acosta, V. Paolini, A. Aguilar-Caballero, E. Etter, Y. Lefrileux, C. Chartier and C. Broqua. 2005. Interactions between nutrition and gastrointestinal infections with parasitic nematodes in goats. *Small Ruminant Research*. 60:141-151.
- Houdijk, J.G.M., I. Kyriazakis, A. Kidane and S. Athanasiadou. 2012. Manipulating small ruminant parasite epidemiology through the combination of nutritional strategies. *Veterinary Parasitology*. 186: 38-50.
- Ingale, S.L., S.V. Mulik, A. Suryawanshi and S. Zadbuke. 2010. Nutrition-parasite interaction-a review. *Agricultural Review*. 31:48-55.
- Junquera, P. 2017. *Haemonchus* spp, gusanos nemátodos parásitos del estómago en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. *Parasitipedia*. Disponible en: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=157&Itemid=237. Accesada abril 16 abril de 2019.
- Kaplan, R.M., J.M. Burke, T.H. Terrill, J.E. Miller, W.R. Getz, S. Mobini, E. Valencia, M Williams, L.H, Williamson, M. Larsen and A.F. Vatta, 2004. Validation of the FAMACHA© eye color chart for detecting clinical anemia on sheep and goat farms in the southern United States. *Veterinary Parasitology*. 123:105–120.
- Khadijah, S., L.P. Kahn, S.W. Walkden-Brown, J.N. Bailey and S.F. Bowers. 2013. Effect of simulated rainfall timing on faecal moisture and development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* eggs to infective larvae. *Veterinary Parasitology*. 192:199–210.

- Knox, M.R., A.J.F.J. Torres and C.A.J. Aguilar. 2006. Exploiting the effect of dietary supplementation of small ruminants on resilience and resistance against gastrointestinal nematodes. *Veterinary Parasitology*. 139:385-393.
- Leathwick, D.M., S. Ganesh and T.S. Waghorn. 2015. Evidence for reversion towards anthelmintic susceptibility in *Teladorsagia circumcincta* in response to resistance management programmes. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 5:9-15.
- Lebbie, S.H.B. 2004. Goats under household conditions. *Small Ruminant Research*. 51:131-136.
- Lespine, A., C. Chartier, H. Hoste and M. Alvinerie. 2012. Endectocides in goats: Pharmacology, efficacy and use conditions in the context of anthelmintics resistance. *Small Ruminant Research*. 103:10-17.
- Márquez, L.D. Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control. 2003. *Revista Corpoica. Ceisa. Programa salud animal*. Vol. 4. No. 1.
- Martin, R.J., A.J. Wolstenholme and C.R. Caffrey. 2016. Anthelmintics: from discovery to resistance II (San Diego, 2016). *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 6:297-298.
- Martínez, O.M.C. 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.
- Mederos, A., B. Carracelas, S. Lara, S. Pimentel y G. Banchemero. 2016. Situación actual de la resistencia a las drogas antihelmínticas en ovinos en Uruguay. *Revista INIA*. 44:10-12.
- Merck. 2007. El manual Merck de veterinaria. Editor: Kahn, C.M. Sexta edición. Editorial Océano. España. Pp. 2711.
- Molento, M.B., A. Buzatti and L.K. Sprenger. 2016. Pasture larval count as a supporting method for parasite epidemiology, population dynamic and control in ruminants. *Livestock Science*. 192:48-54.
- Morand-Fehr, P. and S.H.B. Lebbie. 2004. Proposals for improving the research efficiency in goats. *Small Ruminant Research*. 51:145-153.
- Morgan, E.R., A.A. Nor-Azlina, A. Blanchard, J. Charlier, C. Charvet, E. Claerebout, P. Geldhof, A. W. Greer, H. Hertzberg, J. Hodgkinson, J. Höglund, H. Hoste, R. M. Kaplan, M. Martínez-Valladares, S. Mitchell, H.W. Ploeger, L. Rinald, G.V. Samson-Himmelstjerna, S. Sotiraki, M. Schnyder, P. Skuce, D. Bartley, F. Kenyon, S. M. Thamsborg, H.R. Vineer, T. de Waal, A.R. Williams, J.A. Van Wyk and J. Vercruysse. 2019. 100 Questions in Livestock Helminthology Research. *Trends in Parasitology*. 35:1.
- Mottier, L. y C. Lanusse. 2002. Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/5624648.pdf> Accesada agosto 15 de 2019.
- Nguyen, T.M., D. Van Binh and E.R. Ørskov. 2005. Effect of foliages containing condensed tannins and on gastrointestinal parasites. *Animal Feed Science and Technology*. 121:77- 87.

- Nwosu, C.O., P.P. Madu and W.S. Richards. 2007. Prevalence and seasonal changes in the population of gastrointestinal nematodes of small ruminants in the semi-arid zone of north-eastern Nigeria. *Veterinary Parasitology*. 144:118–124.
- O'Connor, L.J., S.W. Walkden-Brown and L.P. Kahn. 2006. Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Veterinary Parasitology*. 142:1-15.
- Onzima, R.B., R. Mukiibi, A. Ampaire, K.K. Benda and E. Kanis. 2017. Between-breed variations in resistance/resilience to gastrointestinal nematodes among indigenous goat breeds in Uganda. *Tropical Animal Health and Production*. 49:1763-1769.
- Ordaz, M. J. 2010. Parásitos del aparato gastrointestinal. Organismo de la unidad nacional de ovinocaprinocultores, Pp. 1-20.
- Paraud, C. and C. Chartier. 2017. Chapter 16. Facing Anthelmintic Resistance in Goats. In: Simões J., Gutiérrez C. (eds). *Sustainable Goat Production in Adverse Environments*. 1:267-292.
- Pereckiene, A., S. Petkevicius and A. Vysniauskas. 2010. Comparative evaluation of efficiency of traditional McMaster chamber and newly designed chamber for the enumeration of nematode eggs. *Acta Veterinaria Scandinavica*. Vol. 52.
- PEV. 2019. Prontuario de especialidades veterinarias. Disponible en: <http://www.diccionarioveterinariopl.m.com/novox-76-6702-10-63-2>. Accedada agosto 12 de 2019.
- Quiroz, R.H. 2013. *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Editorial Limusa. México. 876 Pp. ISBN: 978-968-18-1674-2.
- Rashid, S. and M. Irshadullah. 2018. Epidemiology and seasonal dynamics of adult *Haemonchus contortus* in goats of Aligarh, Uttar Pradesh, India. *Small Ruminant Research*. 161:63-67.
- Ratanapob, N., P. Arunvipas, S. Kasemsuwan, W. Phimpraphai and S. Panneum. 2012. Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom Province, Thailand. *Tropical Animal Health and Production*. 44:741–745.
- Ríos, D.A.L. 2011. Alternativas naturales para el control de parásitos gastrointestinales de ovinos y caprinos. Instituto de Producción Animal. Facultad de Agronomía-Universidad Central de Venezuela. Disponible en: <http://www.engormix.com/MA-ovinos/articulos/alternativas-naturales-control-parasitos-t3875/p0.htm>. Accesada noviembre 12 de 2018.
- Rodríguez-Vivas, R.I. y L.A. Cob-Calera. 2005. Técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria. Segunda edición. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, México. Pp. 39-108.
- Ruiz, C.J.G. y A.I. Hernández. 2010. Farmacología para Médicos Veterinarios Zootecnistas. In Press. México: Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM.
- Sagüés, M.F., P. Purslow, S. Fernández, I. Fusé, L. Iglesias y C. Saumell. 2011. Hongos nematófagos utilizados para el control biológico de nemátodos

- gastrointestinales en el ganado y sus formas de administración. *Revista iberoamericana de micología*. 28:143-147.
- Salinas-González, H., E.D. Valle-Moysen, A.A. de Santiago-Miramontes, F.G. Veliz-Deraz., J.A. Maldonado-Jázquez, L.I. Vélez-Monroy, D. Torres-Hernández, L.M. Isidro-Requejo y U. Figueroa-Viramontes. 2016. Análisis descriptivo de unidades caprinas en el suroeste de la región lagunera, Coahuila, México. *Interciencia*. 41:763-768.
- Sargison, N.D., A.A.J. Ivil., J. Abraham, S.P.S. Abubaker, A.M. Hopker, S. Mazeri, I.A. Otter and N. Otter. 2017. Investigation of productivity in a south Indian Malabari goat herd shows opportunities for planned animal health management to improve food security. *Veterinary Record*. 180:278.
- SIAP. 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población ganadera. Disponible en: <http://www.gob.mx/siap/> Accesada abril 6 de 2019.
- Souza, B.M.P.S., S.M. Lambert, S.M. Nishi, G.F. Saldaña, G.G.S. Oliveira, L.S. Vieira, C.R. Madruga and M.A.O. Almedia. 2018. Collectins and galectins in the abomasum of goats susceptible and resistant to gastrointestinal nematode infection. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 12:99-105.
- Suarez, V. 2001. Helminthics control on grazing ruminants and environmental risks in South America. *Veterinary Research* 33:563-573.
- Sumano, L.H.S. y L.C. Ocampo. 2006. *Farmacología veterinaria*. Tercera edición. Editorial McGraw-Hill interamericana. México. Pp. 680.
- Torres-Acosta, J.F.J. 2006. The effect of supplementary feeding in browsing Criollo kids and hair sheep naturally infected with gastrointestinal nematodes. *BSAP Occasional Publication*. 34:261-278.
- Torres-Acosta, J.F.J., A.J. Aguilar-Caballero, C. Le Bigot, H. Hoste, H.L. Canul-Ku, R. Santos-Ricalde and I. Gutiérrez-Segura. 2005. Comparing different formulae to test for gastrointestinal nematode resistance to benzimidazoles in small holder goat farms in Mexico. *Veterinary Parasitology*. 134:241-248.
- Torres-Acosta, J.F.J. and H. Hoste. 2008. Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats. *Small Ruminant Research*. 77:159-173.
- Torres-Acosta, J.F.J., H. Hoste, A. Aguilar-Caballero, C. Sandoval-Castro, R. y Cámara-Sarmiento. 2008a. Efectos directos e indirectos de la suplementación alimenticia para reducir la dependencia de tratamientos antihelmínticos en Pequeños Rumiantes. VI Seminario de Producción de Ovinos en el Trópico, Villahermosa, Tabasco, 7 de marzo de 2008. Pp. 23-34.
- Torres-Acosta, J.F.J., M.A. Alonso-Díaz, H. Hoste, C.A. Sandoval-Castro, and A.J. Aguilar-Caballero. 2008b. Efectos negativos y positivos del consumo de forrajes ricos en taninos en la producción de caprinos. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9: 83-90.
- Torres-Acosta, J.F.J., P. Mendoza-de-Gives, A.J. Aguilar-Caballero and J.A. Cuéllar-Ordaz. 2012a. Anthelmintic resistance in sheep farms: Update of the situation in the American continent. *Veterinary Parasitology*. 189:89-96.
- Torres-Acosta J.F.J., C.A. Sandoval-Castro, H. Hoste, A.J. Aguilar-Caballero, R. Cámara-Sarmiento and M.A. Alonso-Díaz. 2012b. Nutritional manipulation of

- sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions. *Small Ruminant Research*. 103:28-40.
- Torres-Acosta, J.F.J., M. Molento and P. Mendoza de Gives. 2012c. Research and implementation of novel approaches for the control of nematode parasites in Latin America and the Caribbean: ¿Is there sufficient incentive for a greater extension effort? *Veterinary Parasitology*. 186:132-142.
- Torres-Acosta, J.F.J., M. Pérez-Cruz, H.L. Canul-Ku, N. Soto-Barrientos, R. Cámara-Sarmiento, A.J. Aguilar-Caballero, I. Lozano-Argáes, C. Le-Bigot and H. Hoste. 2014. Building a combined targeted selective treatment scheme against gastrointestinal nematodes in tropical goats. *Small Ruminant Research*. 121:27-35.
- Torres-Acosta, J.F.J., R. Cámara-Sarmiento, A.J. Aguilar-Caballero, H.L. Canul-Ku y M. Pérez-Cruz. 2015. Estrategias de desparasitación selectiva dirigida. En: *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/267970685_Estrategias_de_desparasitacion_selectiva_dirigida. Accesada agosto 10 de 2019.
- Van Wyk, J. 2001. Refugio-overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of Anthelmintic resistance. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 68: 47-57.
- Van Wyk, J.A. and E. Mayhew. 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 80:1-14.
- Van Wyk, J.A. and G.F. Bath. 2002. The FAMACHA® system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Veterinary Research*. 33:509-529.
- Van Wyk, J.A., H. Hoste, R.M. Kaplan and R.B. Besier. 2006. Targeted selective treatment for worm management—how do we sell rational programs to farmers? *Veterinary Parasitology*. 139:336–346.
- Vásquez, H. M., G.R. González, H.G. Torres, G.P. Mendoza y J.M. Ruiz. 2006. Comparación de dos sistemas de pastoreo en la infestación con nemátodos gastrointestinales en ovinos de pelo. *Veterinaria México*. 37:15-27.
- Vercruysse, J., J. Charlier, J. Van Dijk, E.R. Morgan, T. Geary, G.V. Samson-Himmelstjerna and E. Claerebout. 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030. *Parasitology*, 145:1655-1664.
- Verma, R., K. Lata and G. Das. 2018. An overview of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of livestock and its management: India perspectives. *International Journal of Chemical Studies*. 6:1755-1762.
- Wang, T., J.A. Van Wyk, A. Morrison and E.R. Morgan. 2014. Moisture requirements for the migration of *Haemonchus contortus* third stage larvae out of faeces. *Veterinary Parasitology*. 204:258-264.
- Whitley, N.C., S.H. Oh, S.J. Lee, S. Schoenian, R.M. Kaplan, B. Storey, T.H. Terrill, S. Mobini, J.M. Burke, J.E. Miller and M.A. Perdue. 2014. Impact of integrated gastrointestinal nematode management training for U.S. goat and sheep producers. *Veterinary Parasitology*. 200:271-275.

- Windsor, P.A., S. Nampanya, V. Puttana, K. Keonam, K. Johnson, R.D. Bush and S. Khounsy. 2018. The endoparasitism challenge in developing countries as goat raising develops from smallholder to commercial production systems: A study from Laos. *Veterinary Parasitology*. 251:95-100.
- Wood, I.B., N.K. Amaral, K. Bairden, J.L. Duncan, T. Kassai, J.R. Malone, J.A. Pankavich, R.K. Reinecke, S.M. Taylor and J. Vercruysse. 1995. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) second edition of guidelines for evaluating the effectiveness of anthelmintics in ruminants (bovine, ovine, caprine). *Veterinary Parasitology*. 58:181-213.
- Yimer, A. and E. Birhan. 2016. Prevalence and identification of gastrointestinal nematodes of small ruminants in northern Ethiopia. *Middle-East Journal of Scientific Research*. 24:2602–2608.
- Yimer, A., D. Sissay and S. Nazir. 2016. Prevalence and Associated Risk Factors of Gastrointestinal Nematodiasis in Small Ruminants in North East Ethiopia. *Journal of Animal Research*. 6:165-170.
- Zanzani, S. A., A.L. Gazzonis, A. Di Cerbo, M. Varady and M.T. Manfredi. 2014. Gastrointestinal nematodes of dairy goats, anthelmintic resistance and practices of parasite control in Northern Italy. *BMC Veterinary Research*. 10:114-114.
- Zvinorova, P. I., T.E. Halimani, F.C. Muchadeyi, O. Matika, V. Riggio and K. Dzama. 2016a. Prevalence and risk factors of gastrointestinal parasitic infections in goats in low-input low-output farming systems in Zimbabwe. *Small Ruminant Research*. 143:75-83.
- Zvinorova, P.I., T.E. Halimani, F.C. Muchadeyi, O. Matika, V. Riggio and K. Dzama. 2016b. Breeding for resistance to gastrointestinal nematodes – the potential in low-input/output small ruminant production systems. *Veterinary parasitology*. 225:19–28.

**CAPÍTULO 2: PREVALENCIA DE INFECCIÓN POR NEMÁTODOS
GASTROINTESTINALES EN HATOS CAPRINOS EN AGOSTADEROS
SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO**

ARTÍCULO 1

Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico

Raquel Olivas-Salazar^{1,2}, Armando Jacinto Aguilar-Caballero^{3*},
Alfredo Estrada-Angulo¹, Miguel Mellado², Beatríz Isabel Castro-Pérez¹,
Fernando Ruiz-Zárate², Eduardo Gutiérrez-Blanco³

¹Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Sinaloa. Blvd. San Ángel s/n, Predio Las Coloradas, C.P. 80236, Culiacán, Sinaloa, México.

²Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro N° 1923, Buenavista, C.P. 25315, Saltillo, Coahuila, México.

³Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán. Km. 15.5 Carretera Mérida-Xmatkuil, Mérida, Yucatán, México. Telephone number: +52 9999 423200 E-mail: aguilarc@correo.uady.mx

Artículo publicado en: Tropical Animal Health and Production

2018. 50:807–813

ISSN 0049-4747

Journal website: <https://www.editorialmanager.com/trop/default.aspx>

Indizada: Journal Citation Reports/Science Edition, SCOPUS

*Correspondencia a los autores/Contact email: aguilarc@correo.uady.mx

2.1. ABSTRACT

The objective of this study was to determine the prevalence of gastrointestinal nematode (GIN) infection in goat flocks on semiarid rangelands of northeastern Mexico (25° N, 350–400 mm annual precipitation). The study included 668 pluriparous goats from 18 herds in five municipalities of Coahuila and Nuevo Leon, Mexico. Five genetic groups were considered (predominance of Boer, Nubian, Alpine, Saanen, and Toggenburg). Fecal samples were taken from the rectum of each animal to determine the number of eggs per gram (EPG) of GIN. The prevalence of flocks with GIN infections was 88.9%. Similar results were observed for the number of goats infected in the flocks. The Alpine breed presented the highest prevalence and highest EPG loads of GIN, whereas Boer and Nubian were the genetic groups with the lowest ($P < 0.05$) EPG. There was a negative effect of GIN infection on the live weight of goats ($P < 0.05$). The GIN genera found were *Trichostrongylus spp.* and *Haemonchus spp.* It was concluded that in the goat flocks of the semi-arid zones of Mexico was found a high prevalence of infections with gastrointestinal nematodes. The municipality and the breed of the animals were factors that showed influence on this prevalence and the level of infection of the goats.

Keywords: Goat, GIN, EPG, Prevalence, Semi-arid zones, Mexico.

2.2. INTRODUCTION

The arid and semi-arid zones of the world concentrate 64% of goats and are particularly important in areas of marginal agriculture (Lebbie, 2004). In Mexico, these areas concentrate more than 33% of the national goat stock and produce 67% of milk and 39% of goat meat (SIAP, 2016). The states of Coahuila, Nuevo León, and San Luis Potosí (located in the arid zones of Mexico) contribute almost to 20% of the national caprine population, being Coahuila the state with the largest population and production of goat meat and milk (SIAP, 2016). The characteristics of the goat production systems in semi-arid zones of Mexico were recently described (Escareño *et al.*, 2012; Salinas-González *et al.*, 2016). Alpine, Saanen, Toggenburg, and Nubian were the dairy goat breeds exploited. The feeding system was based on browsing/grazing native vegetation and the main health problems in the flocks according to the farmer were brucellosis, pneumonia, and digestive problem. The gastrointestinal nematodes (GIN) affect the health and productivity of small ruminants on pasture worldwide (Torres-Acosta *et al.*, 2012a; Yimer and Birhan, 2016). In Mexico, the negative effects of gastrointestinal nematodes on goats have been documented in tropical and subtropical areas (Torres-Acosta *et al.*, 2006, 2012a); however, in the arid and semi-arid zones of Mexico, there is limited information on internal parasites affecting small ruminants, and their effects of on goat production and productivity (Escareño *et al.*, 2012; Salinas-González *et al.*, 2016). The prevalence, genera, species, and severity of infections by gastrointestinal nematodes vary according to humidity, ambient temperature, rainfall, type of vegetation, and management practices carried out in each region (Dilgasa *et al.*, 2015; Besier *et al.*, 2016). Among the environmental factors associated with GIN infections are agro-ecological conditions, livestock practices, housing systems, deworming schedule, and grassland management (Ratanapob *et al.*, 2012). In animals, the sex, age, physiological stage, body condition, and genotype are also risk factors associated with GIN infections (Adeyemi *et al.*, 2017). Indirect measurements, such as body condition, show that in goats there is an inverse and significant relationship between

body condition, egg per gram of feces (EPG), and adult GIN burden (Idika *et al.*, 2012). Similar results have been reported through FAMACHA[®] measurements, which is a consistent method evaluating the ocular conjunctiva color of the goats according to a color chart. The color is related to the level of anemia and measures indirectly the pathogenic effect of GIN presence in the goats (Torres-Acosta *et al.*, 2012a). The GIN control is costly and not always effective because helminths have become resistant to most anthelmintic drugs (Tibbo *et al.*, 2008; Torres-Acosta *et al.*, 2012b). Torres-Acosta *et al.* (2014) and Medina-Pérez *et al.* (2015) have proposed selective deworming, which consists in deworming only goats and sheep that require it, considering the body condition score, FAMACHA[®] and the EPG of gastrointestinal nematodes. However, in order to implement selective deworming, the first requirement is to know the prevalence of parasitic diseases, the gastrointestinal nematode genus present and their dynamics throughout the year; it is also required to know the resistance/susceptibility against anthelmintic drugs from existing strains of GIN. The objective of the present study was to determine the prevalence of gastrointestinal nematode infection in goats on rangeland in semi-arid areas of northeastern Mexico.

2.3. MATERIALS AND METHODS

Study area

The study was carried out in 18 goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico from June to November 2016. The herds are located in the municipalities of Arteaga, General Cepeda, Ramos Arizpe, and Saltillo, belonging to the state of Coahuila, and in the municipality of Galeana, in the state of Nuevo Leon (Figure 2). Altitude ranged between 1390 and 1680 m above sea level, with an extremely dry climate, with an average annual temperature of 14–19 °C, irregular rains of 350–450 mm annually, with higher precipitation in June–September. The vegetation is forest, spineless parvifolio scrub and thorny scrub, characteristic of the Chihuahua desert (INEGI, 2003).

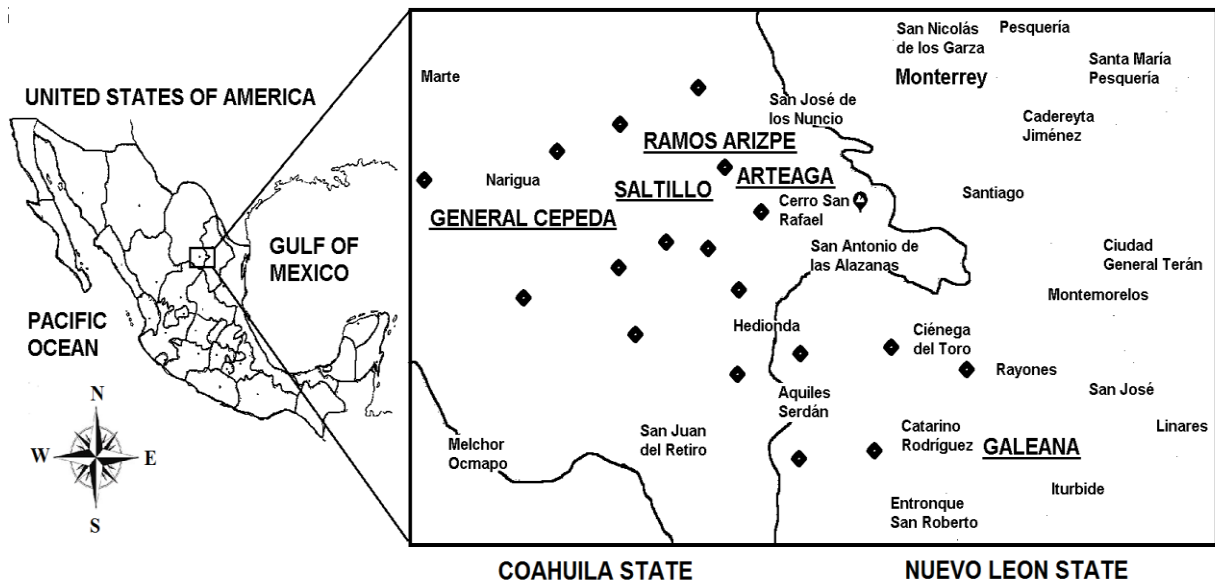


Figure 2. The geographic location of the 18 goat herds sampled on the states of Coahuila and Nuevo Leon, Mexico.

Animals and their management

Of 2699 adult female goats with different levels of Alpine, Boer, Nubian, Saanen, and Toggenburg breeds, 668 animals were sampled. The inclusion criteria considered that the herds were greater than 100 goats and had not received anthelmintic treatment in the last 6 months prior to the visit. The goats were grazed from 10:00 to 17:00 h daily and penned in rustic material installations near the houses where the herdsmen and family live. The natural vegetation community where the goats grazed was composed of grasslands with browse, *Opuntia*, trees like *Prosopis* and *Acacia* and some shrubs like *Fluorencia* and *Larrea*. In times of extreme drought, in addition to pastures, goats are fed with agricultural wastes, such as corn stubble, oat straw or bean straw. In some farms, it is common to manage goats along with sheep and sometimes also with cattle.

Measurements

Weight of animals

The individual goats were weighed the day of the visit on a digital electronic weighing platform with a capacity of 250 kg and a sensitivity of at least 25 g.

Collection and examination of fecal samples

Fecal samples were taken from each goat directly from the rectum, using polyethylene bag. The samples were identified and refrigerated until their processing in the Animal Production Laboratory of the Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro in Saltillo, Coahuila, Mexico. Fecal samples were processed using the modified McMaster technique and the EPG of GIN was determined according to Rodríguez *et al.* (1994). The McMaster technique is used to determine the number of eggs per gram of feces. Briefly, 2 g of feces macerated is dissolved in 28 ml of a sugar solution (density of 1.27). The McMaster chamber has two compartments. In each compartment is deposited 0.15 ml of the mixture. After 7 min, the eggs of the GIN float and are counted using a microscope ($\times 10$). Finally, the number of EPG results from multiplying the total number of eggs counted in both compartments by 50.

Fecal cultures and larvae identification

In order to identify the genus of GIN in the herds, a fecal pool coproculture from each flock was carried out using the Corticelli Laí technique (Corticelli and Lai, 1963). Coproculture consists in placing a pool of goat feces in a petri dish sprayed every day with water and maintained in incubation at 27 °C for 5 days in order to allow eggs to hatch and to develop the larval stage. On day 6, the L3 larvae were harvested. The identification of the larvae was performed using the keys of identification described by Bowman and Lynn (1999). The keys consider mainly the larvae head shape and length of the tail.

Statistical analysis

Prevalence and 95% confidence intervals were calculated according to Thrusfield (2005). The effect of the municipality and breed of goats on the prevalence of GIN infection was compared by contingency tables. The live weight and EPG count were determined using a linear model using the PROC GLM of SAS (SAS, 2004). The data of EPG were log transformed ($\ln(n + 1)$) prior to the analysis.

2.4. RESULTS

The results of the present study showed that 88.9% of the goat herds of semi-arid zones of northeastern Mexico presented infections with GIN. The prevalence of GIN infection for municipalities is shown in Table 3. The two goat herds from Ramos Arizpe were not infected with GIN. GIN infections were observed in more than 80% of the sampled animals. According to the infection level, the EPG count of gastrointestinal nematodes showed values from 0 to 11,600 EPG. In relation to the genus of GIN, in Arteaga and Galeana municipalities, only larvae of *Trichostrongylus* were found, whereas, in General Cepeda and Saltillo municipalities, larvae of *Trichostrongylus* (96.0 and 96.4%) and *Haemonchus* (4.0 and 3.6%) were found.

Table 3. Prevalence of infections with gastrointestinal nematodes, eggs per gram of feces of gastrointestinal nematodes in adult goats under extensive grazing in five municipalities of semi-arid zones of northeastern Mexico.

Municipality	Goats					Eggs per gram of feces of gastrointestinal nematodes				
	Flocks n	Total n	Sampled n (%)	Infected	Prevalence % (95% CI)	Mean ± SD	Median	Range		
Arteaga	3	325	80 (24.6)	72	90.0 (83.43–96.57)	<i>a</i>	418.1 ± 418.98	<i>a</i>	350	0-2000
Galeana	5	998	247 (24.7)	219	88.6 (84.71–92.62)	<i>a</i>	548.20 ± 670.4	<i>a</i>	300	0-5400
Gral. Cepeda	3	320	83 (25.9)	76	91.57 (85.59–97.54)	<i>a</i>	864.5 ± 1652.0	<i>a</i>	450	0-11600
Ramos Arizpe	2	206	50 (24.3)	0	0.00 (0.0–0.0)	<i>b</i>	0.00 ± 0.00	<i>b</i>	0	0
Saltillo	5	850	208(24.5)	186	89.42 (85.24–93.60)	<i>a</i>	884.6 ± 1102.0	<i>a</i>	550	0-4150
Total	18	2699	668 (24.7)	553	82.78 (79.92–85.65)					P<0.0001

a,b Means with the different literal in the same column differ (P<0.05).

In relation to the goat breeds, Table 4 shows that goats with a predominance of the Nubian breed showed the least GIN infection prevalence. Alpine breed had the highest worm EPG counts compared to Boer and Nubian breeds ($P < 0.05$). However, the Alpine breed was similar to Saanen and Toggenburg ($P > 0.05$). Nubian and Boer breeds showed similar counts of EPG ($P > 0.05$).

Table 4. Prevalence of infections with GIN, EPG accounts in adult goats under extensive grazing in five municipalities of semi-arid zones of northeastern Mexico.

Genetic group*	Sampled n	Infected n	Prevalence % (95% CI)		Eggs per gram feces of gastrointestinal nematodes			
					Mean \pm SD	Median	Range	
Alpine	123	112	91.06 (86.01–96.10)	a	968.70 \pm 1346.77	a	600	0-11600
Boer	177	148	83.62 (78.16–89.07)	b	444.63 \pm 530.40	b	250	0-2600
Nubian	182	125	68.68 (61.94–75.42)	c	365.66 \pm 900.90	b	150	0-9900
Saanen	161	144	89.44 (84.69–94.19)	a	768.94 \pm 1103.43	ab	450	0-7500
Toggenburg	25	24	96.00 (88.32–103.68)	a	812.00 \pm 716.80	ab	600	0-2850
Total	668	553	82.78 (79.92–85.65)					<i>P</i> <0.0001

*All goats were animals with the predominance of one of the breeds indicated.

a,b Means with different in the same column indicate significant differences (*P*<0.05).

The frequency distribution of individual mean fecal egg counts of Alpine, Toggenburg, Saanen, Boer, and Nubian goats is shown in Figure 3. In the study, most Nubian and Boer goats (70.3 and 70.0%, respectively) had <501 EPG and lesser had >1000 EPG (16.5 and 14.1%, respectively). Large proportions of Alpine, Toggenburg, and Saanen goats had EPG counts >1000 (32.2, 32.0, and 19.9%, respectively). There was similar live weight between goats according to municipalities and breeds. However, there was difference between the live weight of goats with positive GIN infection compared to goats with negative infection ($P<0.05$) (Table 5).

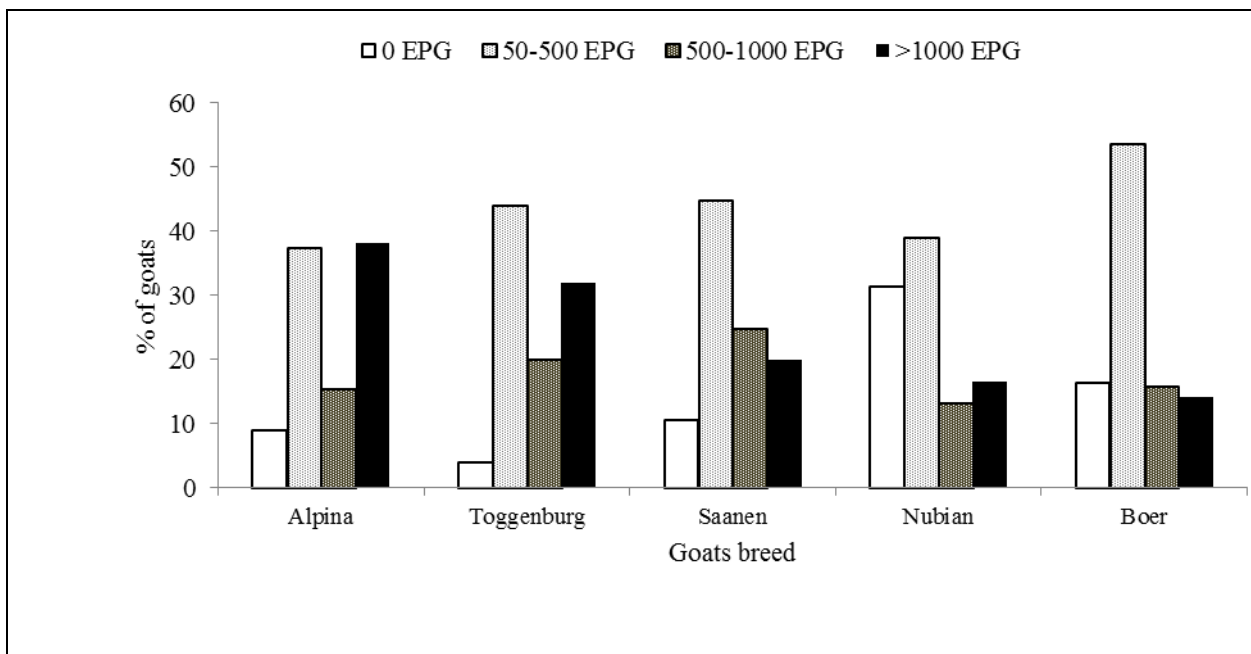


Figure 3. Proportions of Alpine, Toggenburg, Saanen, Boer, and Nubian goats shedding eggs per gram of feces (EPG) of gastrointestinal nematodes under extensive grazing in semi-arid rangelands of northeastern Mexico.

Table 5. Effect of infection with gastrointestinal nematodes (GIN) on the live weight of adult goats under extensive grazing of semi-arid zones of northeastern Mexico.

GIN infection	Goats		Live weight (kg)	
		n (%)	Mean ± SD	
Negative	115	(17.2)	43.93 ± 6.60	<i>a</i>
Positive	553	(82.8)	40.91 ± 7.91	<i>b</i>
Total	668	(100)	P < 0.0001	

a,b Means with the different literal in the same column indicate significant differences (P<0.05).

2.5. DISCUSSION

The information about GIN in grazing goats in the semi-arid and arid zones of Mexico is limited (Aguilar-Caballero *et al.*, 2009). This study clearly showed a high prevalence of GIN infections in the goat flocks of the present study. The prevalence of infected goats was very similar among flocks except in two herds. The prevalence of herd infected with gastrointestinal nematodes in the tropical, subtropical, and semi-arid conditions of the world is close to 90% (Torres-Acosta *et al.*, 2012a). In this study, it was observed that goats in the municipality of Ramos Arizpe were free of GIN. These results could be explained by the fact that it is the municipality with the lowest rainfall (350 mm) and scarce and low vegetation. Under those conditions, the larvae emerging from the feces have no possibilities to survive because their exposition to the sun radiation and any chance to migrate to the plants because the soil is dry, so, the goat infection rate is low or null (Yimer and Birhan, 2016). In tropical conditions, the GIN genera involved are *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, and *Oesophagostomum* (Torres-Acosta *et al.* 2012a; Besier *et al.* 2016). In the present study, *Trichostrongylus* was the main genus followed by *Haemonchus*. It corresponds to the temperature prevalent during the study (Besier *et al.*, 2016). The biological cycle of gastrointestinal nematodes such as *Haemonchus contort* and *Trichostrongylus colubriformis* is influenced by the climatic conditions and vegetation

of the region, and the host immunity to GIN (Molento *et al.*, 2016). The development of larvae in both nematodes requires high levels of relative humidity, which is common during the rainy season (O'Connor *et al.*, 2006). The present study was performed during the months of high rainfall of the region (June–November; 70% of the annual rainfall). These low rainfall values in sub-arid and arid areas are enough for the development of GIN (Khadijah *et al.*, 2013a); the fecal and soil moisture are risk factors associated with the larval development. In those conditions, gastrointestinal nematodes have developed strategies that allow them to take full advantage of low rainfall rates to survive during the recurrent droughts every year (Khadijah *et al.*, 2013b, 2013c; Wang *et al.*, 2014). Due to the anatomical and structural characteristics of their sheath that protects them from the environment, the L3 larvae are able to survive during the dry period withstanding solar radiation and the lack of environmental humidity (Lee, 2012; Besier *et al.*, 2016; Molento *et al.*, 2016). For this reason, the eggs that are released to the external environment develop and undergo hypobiosis until the environmental conditions are favorable for their final development and these can be ingested later by the host (Gibbs, 1986). In relation to goat genetic group, all of them are exploited for milk production; the Alpine, Saanen, and Toggenburg goats are high milk producers and exploited in indoor conditions and consequently are more sensitive to GIN infections. In dairy goats, the volume of milk produced, management and the physiological stage of the animals have been associated with the severity of infections with GIN, with negative effects on milk production and animal health (Chartier *et al.*, 2000). Unlike the Boer and Nubian goats, they are tropical-like breeds which are exploited under browsing/grazing vegetation. In that condition, the goats have developed an immunological memory to control GIN infections. This could explain the difference in parasite burden between the Alpine breed in comparison to Nubian and Boer goats when exposed to GIN under extensive grazing. There were differences in susceptibility to GIN infections between breeds. Alpine goats are recognized as highly sensitive to GIN infections when compared to Italian native (Alberti *et al.*, 2012) or Saanen goats (Alberti *et al.*, 2014). In the present study, numerical differences for EPG of GIN were found

between Alpine goats compared to Saanen and Toggenburg, although this was not significant. Information on the Toggenburg breed and gastrointestinal parasitism were not found in the literature, probably because this breed is normally exploited under confinement systems. For Nubia and Boer goat breeds, information about parasitism has been obtained from the humid and sub-humid tropics, where these animals present parasite burden close to those observed in the present study (Torres- Acosta *et al.*, 2014). According to the infection level, the variability in EPG of GIN in each breed shows the chance to control the GIN infection using Target Selective Treatment Scheme (Medina-Pérez *et al.*, 2015) or segregate the goats resistant to GIN according to the EPG count looking for to avoiding negative effects on the health and production of the flocks (Torres-Acosta *et al.*, 2014). The infection with GIN showed a negative effect on the live weight of the goats. Artificial and natural infection with GIN decreases the liveweight gain and the milk production in goats (Torres-Acosta *et al.*, 2014; Besier *et al.*, 2016). This condition could affect negatively the incomes of the farmers and the sustainability of the flock. So, it is important to know the health and production status of the herds to establish a GIN sustainable control program because the semi-arid zone of México concentrate more than 33% of the national goat stock and produce 67% of milk and 39% of goat meat of the country.

2.6. CONCLUSIONS

The present study showed a high prevalence of goat flocks infected with gastrointestinal nematodes in semi-arid zones of northeastern Mexico. There was difference in the prevalence and level of GIN infection of the goats according to the municipality and the breed of the goats. The knowledge about the gastrointestinal nematode genus prevalence and parasite dynamic during the year is important to develop strategies that allow appropriate control of these parasites in the semi-arid zones of northeastern Mexico. This control would reduce the productivity losses of goats and consequently could improve the living conditions of peasants in these rural communities.

Acknowledgments. The first author, Raquel Olivas Salazar received a scholarship from SEP-MEXICO (DSA/103.5/16/5852) to undergo her Ph.D. studies at Universidad Autónoma de Sinaloa.

Funding information. The authors are grateful to PROMEP-SEP-Mexico for the financial support (Project: Alimentación y Salud de Pequeños Rumiantes en Zonas Áridas. IDCA23812, Clave: UAAANCA-29, Cuerpo Académico en Producción Animal y Biotecnología).

Compliance with ethical standards.

Conflict of interest. The authors declare that they have no competing interests.

2.7. REFERENCES

- Adeyemi, M.T., Morenikeji, O.A, Emikpe, B.O. and Jarikre, T.A., 2017. Interactions between gastrointestinal parasitism and pneumonia in Nigerian goats. *Journal of Parasitic Diseases*, 1–8. <https://doi.org/10.1007/s12639-017-0878-6>
- Aguilar-Caballero, A.J, Torres-Acosta, J.F.J. y Cámara-Sarmiento, R., 2009. Importancia del parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*, Universidad Autónoma Chapingo, México 1–11.
- Alberti E, G, Zanzani, S.A., Ferrari, N., Bruni, G. and Manfredi, M.T., 2012. Effects of gastrointestinal nematodes on milk productivity in three dairy goat breeds, *Small Ruminant Research*, 106: S12-S17.
- Alberti, E.G., Zanzani, S.A., Gazzonis, A.L., Zanatta, G., Bruni, G., Villa, M. and Manfredi, M.T., 2014. Effects of gastrointestinal infections caused by nematodes on milk production in goats in a mountain ecosystem: Comparison between a cosmopolite and a local breed, *Small Ruminant Research*, 120:155-163.
- Besier, R.B., Kahn, L.P., Sargison, N.D. and Van Wyk, J.A., 2016. The pathophysiology, ecology and epidemiology of *Haemonchus contortus* infection in small ruminants. In: *Haemonchus contortus and haemonchosis-Past, present and future trends*. Gasser, R.B. and Von Samson-Himmelstjerna G. (Eds), *Advances in parasitology*, 93:95–143.

- Bowman, D.D. and Lynn, R.C., 1999. Diagnosis parasitology. In: Bowman, D.D, Lynn, R.C. (eds). *Georgis' parasitology for veterinarians*, 7th edn. WB Saunder Company, Philadelphia, pp 361–367.
- Chartier, C., Etter, E., Hoste, H., Pors, I., Mallereau, M.P., Broqua, C. and Masse, A., 2000. Effects of the initial level of milk production and of the dietary protein intake on the course of natural nematode infection in dairy goats, *Veterinary Parasitology*, 92:1-13.
- Corticelli, B. y Lai, M., 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive degli strongili gastrointestinali del bovino, *Acta Medica Veterinaria*, año 9, Fasc V/VI.
- Dilgasa, L., Asrade, B. and Kasaye, S., 2015. Prevalence of gastrointestinal nematodes of small ruminants in and around Arsi Negele town, Ethiopia, *American-Eurasian Journal of Scientific Research*, 10:121-125.
- Gibbs, H.C., 1986. Hypobiosis in parasitic nematodes-an update, *Advances in Parasitology*, 25:129–174.
- Escareño, L., Salinas-Gonzalez, H., Wurzinger, M., Iñiguez L., Sölkner, J. and Meza-Herrera, C., 2012. Dairy goat production systems Status quo: Perspectives and challenges, *Tropical Animal Health & Production*, 45:17-34.
- Idika, I.K., Iheagwam, C.N., Ezemonye, C.N. and Nwosu, C.O., 2012. Gastrointestinal nematodes and body condition scores of goats slaughtered in Nsukka, Nigeria, *Nigerian Veterinary Journal*, 33:440-447.
- INEGI., 2003. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Registro Nacional de Información Geográfica (RNIG). Aguascalientes, Agsc. México.
- Khadijah, S., Kahn, L.P., Walkden-Brown, S.W., Bailey, J.N. and Bowers, S.F., 2013a. Soil moisture modulates the effects of the timing and amount of rainfall on faecal moisture and development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* to infective third stage larvae, *Veterinary Parasitology*, 196:347-357.
- Khadijah, S., Kahn, L.P., Walkden-Brown, S.W., Bailey, J.N. and Bowers, S.F., 2013b. Effect of simulated rainfall timing on faecal moisture and development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* eggs to infective larvae, *Veterinary Parasitology*, 192:199–210.
- Khadijah, S., Kahn, L.P., Walkden-Brown, S.W., Bailey, J.N. and Bowers, S.F., 2013c. Soil moisture influences the development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* to third stage larvae. *Veterinary Parasitology* 196:161–171.
- Lebbie, S.H.B., 2004. Goats under household conditions, *Small Ruminant Research*, 51:131–136
- Lee, D.L., 2012. Life cycle. In: LeeDL Editor. *The biology of nematodes*. Taylor and Francis, New York, 141-161.
- Medina-Pérez, P., Ojeda-Robertos, N.F., Reyes-García, M.E., Cámara- Sarmiento, R. and Torres-Acosta, J.F.J., 2015. Evaluation of a targeted selective treatment scheme to control gastrointestinal nematodes of hair sheep under hot humid tropical conditions, *Small Ruminant Research*, 127:86–91.

- Molento, M.B., Buzatti, A. and Sprenger, L.K., 2016. Pasture larval count as a supporting method for parasite epidemiology, population dynamic and control in ruminants, *Livestock Science*, 192:48–54.
- O'Connor, L.J., Walkden-Brown, S.W. and Kahn, L.P., 2006. Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep, *Veterinary parasitology*, 142: 1–15.
- Ratanapob, N., Arunvipas, P., Kasemsuwan, S., Phimpraphai, W. and Panneum, S., 2012. Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom Province, Thailand, *Tropical Animal Health Production*, 44:741–745.
- Rodríguez, V.R., Domínguez, A.J. y Cob, G.L., 1994. *Técnicas Diagnósticas de Parasitología Veterinaria*. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, ISBN:968-6843-60-4.
- Salinas-González, H., Valle-Moysen, E.D., De Santiago-Miramontes, M.A., Veliz-Deras, F.D., Maldonado-Jáquez, J.A., Vélez-Monroy, L.I., Torres-Hernández, D., Isidro-Requejo, L.M. and Figueroa-Viramontes, U., 2016. Descriptive analysis of goat production units in the southwest of the Laguna region, Coahuila, Mexico, *Interciencia*, 41:763–768.
- SAS., 2004. (Statistical Analysis System) SAS Institute Inc., SAS/ACCESS® 9.1 for windows. Cary, N. C. SAS Institute, Inc.
- SIAP., 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. SAGARPA. Estados Unidos Mexicanos <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/165999/caprino.pdf>. (Accessed 03 May 2017).
- Thrusfield, M., 2005. *Veterinary epidemiology*. 2nd ed. Blackwell Science Ltd, United Kingdom.
- Tibbo, M., Aragaw, K., Philipsson, J., Malmfors, B., Näsholm, A., Ayalew, W. and Rege, J.E.O., 2008. A field trial of production and financial consequences of helminthosis control in sheep production in Ethiopia, *Preventive Veterinary Medicine*, 84:152–160.
- Torres-Acosta, J.F.J., Jacobs, D.E., Aguilar-Caballero, A.J., Sandoval-Castro, C., Cob-Galera, L. and May-Martínez, M., 2006. Improving resilience against natural gastrointestinal nematode infections. in browsing kids during the dry season in tropical Mexico, *Veterinary Parasitology*, 135:163–173.
- Torres-Acosta, J.F.J., Sandoval-Castro, C.A., Hoste, H., Aguilar-Caballero, A.J., Cámara-Sarmiento, R. and Alonso-Díaz, M.A., 2012a. Nutritional manipulation of sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions, *Small Ruminant Research*, 103:28–40.
- Torres-Acosta, J.F.J., Molento, M. and Mendoza de Gives, P., 2012b. Research and implementation of novel approaches for the control of nematode parasites in Latin America and the Caribbean: ¿Is there sufficient incentive for a greater extension effort? *Veterinary Parasitology*, 186:132–142.

- Torres-Acosta, J.F.J., Pérez-Cruz, M., Canul-Ku, H.L., Soto-Barrientos, N., Cámara-Sarmiento, R., Aguilar-Caballero, A.J., Lozano-Argáes, I., Le-Bigot, C. and Hoste, H., 2014. Building a combined targeted selective treatment scheme against gastrointestinal nematodes in tropical goats, *Small Ruminant Research*, 121:27–35.
- Wang, T., Van Wyk, J.A., Morrison, A. and Morgan, E.R., 2014. Moisture requirements for the migration of *Haemonchus contortus* third stage larvae out of feces, *Veterinary Parasitology*, 204:258–264.
- Yimer, A. and Birhan, E., 2016. Prevalence and identification of gastrointestinal nematodes of small ruminants in northern Ethiopia, *Middle-East Journal of Scientific Research*, 24:2602–2608.

**CAPÍTULO 3: FACTORES ASOCIADOS A LA INFECCIÓN DE NEMÁTODOS
GASTROINTESTINALES EN CABRAS LECHERAS EN AGOSTADEROS
SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO**

ARTÍCULO 2

**Factors associated to gastrointestinal nematodes infections in dairy goats
grazing on semi-arid rangelands of northeastern Mexico**

Raquel Olivas-Salazar^{1,2}, Armando Jacinto Aguilar-Caballero^{3*},
Alfredo Estrada-Angulo¹, Miguel Mellado², Beatríz Isabel Castro-Pérez¹,
Fernando Ruiz-Zárate², Eduardo Gutiérrez-Blanco³

¹Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Sinaloa.
Blvd. San Ángel s/n, Predio Las Coloradas, C.P. 80236, Culiacán, Sinaloa, México.

²Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro N° 1923,
Buenavista, C.P. 25315, Saltillo, Coahuila, México.

³Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán.
Km. 15.5 Carretera Mérida-Xmatkuil, Mérida, Yucatán, México. Telephone number:
+52 9999 423200 E-mail: aguilarc@correo.uady.mx

Artículo publicado en: Tropical and Subtropical Agroecosystems

2019. 22:585-594

ISSN 1870-0462

Journal website: <http://www.veterinaria.uady.mx/ojs/index.php/TSA>

Indizada: Journal Citation Reports/Science Edition, SCOPUS

*Correspondencia a los autores/Contact email: aguilarc@correo.uady.mx

3.1. SUMMARY

There is a lack of information about the epidemiology of gastrointestinal nematode (GIN) infections on dairy goats. The objective of this study was to evaluate factors associated with the prevalence of GIN infection in mixed-breeds dairy goat grazing on semi-arid rangelands of northeastern Mexico. Mixed-breed dairy goats (n = 668) including Boer, Nubian, Alpine, Saanen and Toggenburg in 18 flocks were used. The goats were weighted and sampled of faeces and blood. The egg counts per gram of faeces (EPG) and the percentage of packed cell volume (PCV) was determined. Age, body condition score (BCS), and FAMACHA[®] were estimated. Environmental temperature, annual rainfall, and altitude were the independent variables. The association between EPG, PCV, BCS, and FAMACHA[®] was determined. Temperature, rainfall, altitude, and live weight affected the EPG of GIN excretion (P<0.01). Older goats had the highest EPG counts and lower values for BCS, PCV, and FAMACHA[®] (P<0.05) than young goats. Goats with poor BCS had a higher EPG count and lower values of PCV and FAMACHA[®] (P<0.05). The correlations between EPG and FAMACHA[®]; EPG and BCS; EPG and PCV were 0.58, -0.55 and -0.55, respectively (P<0.01). Correlations between FAMACHA[®] and PCV and BCS were -0.69 and -0.66, respectively (P<0.01). It concluded, that the prevalence of infections with GIN in mixed-breeds dairy goat is high; the BCS, live weight, ambient temperature, rainfall, and altitude were factors that influence the GIN infections on dairy goats grazing on semi-arid rangeland of northeastern Mexico.

Keywords: GIN; EPG; PCV; Goat; Semi-arid Rangeland; Mexico.

3.2. RESUMEN

La información sobre la epidemiología de las infecciones con nemátodos gastrointestinales (NGI) en las cabras lecheras es limitada. El objetivo del presente estudio fue evaluar los factores asociados con la prevalencia de la infección por NGI en cabras lecheras bajo pastoreo en pastizales de las zonas semiáridas del Noreste de México. Se utilizaron cabras lecheras (n = 668) de razas cruzadas (incluyendo Bóer, Nubia, Alpina, Saanen y Toggenburg) de 18 rebaños. Las cabras fueron pesadas y muestreadas de heces y sangre. Se determinó la cuenta de huevos por gramo de heces (HPG) y el Hematocrito (Ht). Se estimó la edad, la condición corporal (CC) y FAMACHA[®]. La temperatura ambiental, la precipitación pluvial y la altitud fueron las variables independientes. Se determinó la asociación entre HPG, Ht, CC y FAMACHA[®]. Temperatura, precipitación, altitud, y peso vivo afectaron la cuenta de HPG de los NGI (P<0.01). Las cabras de mayor edad presentaron altas cargas de HPG, valores más bajos de CC y Ht y valores más altos de FAMACHA[®] (P<0.05) que las cabras jóvenes. Las cabras con CC baja tuvieron un recuento más alto de HPG, valores más bajos de Ht y más altos de FAMACHA[®] (P<0.05). Las correlaciones entre HPG y FAMACHA[®]; HPG y CC; HPG y Ht fueron 0.58, -0.55 y -0.55, respectivamente (P<0.01). Las correlaciones entre FAMACHA[®] y Ht y CC fueron -0.69 y -0.66, respectivamente (P<0.01). Se concluye que la prevalencia de infecciones con NGI en razas mixtas de cabras lecheras es alta; la CC, el peso vivo, la temperatura ambiente, la precipitación y la altitud son factores que influyen en las infecciones por NGI en cabras lecheras bajo pastoreo en pastizales de zonas semiáridas del Noreste de México.

Palabras Clave: NGI; Ht; HPG; Cabras; Zonas semi áridas; México.

3.3. INTRODUCTION

In Mexico, the major national milk goat and meat goat production came from arid and semi-arid zones (SIAP, 2016), where, goat production systems are mainly under extensive grazing without feed supplementation throughout the year (Salinas-González *et al.*, 2016). A constraint for goat production under grazing/browsing conditions is the infection with gastrointestinal nematodes (GIN) because they negatively affect the health and well-being of animals (Besier *et al.*, 2016). The negative effects of GIN on growing kids has been amply documented (Arsenos *et al.*, 2009; Ceï *et al.*, 2015, 2018; Torres-Acosta *et al.*, 2012, 2014, 2016). However, there is a lack of information on dairy goats (Fthenakis and Papadopoulos, 2018). GIN infection reduces milk production in 10% and milk protein content (Alberti *et al.*, 2012) with negative effects on cheese production industry (Alberti *et al.*, 2014). The anthelmintic drugs for GIN control are becoming less effective. So, GIN anthelmintic resistance is a challenge faced by the world's goat producers (Vercruyse *et al.*, 2018). The use of alternative methods such as vaccines, secondary plant metabolites, copper oxide needles, food supplementation, and nematophagous fungi offer alternative means to goat farmers to control GIN infections (Hoste *et al.*, 2016). However, previously, it is necessary to know the epidemiology of GIN infections in goat flocks (Tariq, 2015, Besier *et al.*, 2016). It is necessary to determine the factors associated with the diseases in order to develop adequate control strategies and regulate the potential risk of this infection (Besier *et al.*, 2016). Ambient temperature, humidity, rainfall, altitude and vegetation are climatic and environmental factors associated with GIN infections (Ratanapob *et al.*, 2012; Stadalienè *et al.*, 2015; Zvinorova *et al.*, 2016). There are factors associated with animals such as age, body weight, gender and physiological stage (Yusof and Md Isa, 2016; Bihaqi *et al.*, 2017). Other indirect measurements such as body condition score (BCS) and FAMACHA[®] have also been associated with GIN (Soto-Barrientos *et al.*, 2018). A previous study in semi-arid zones of Mexico showed that Mixed-breed dairy goat flocks had a high prevalence (88.8%) of GIN infections (Olivas-Salazar *et al.*, 2018). The most sensitive

breed was Alpine-type and the most resistant was Boer and Anglo-Nubian. The predominant nematodes were *Trichostrongylus colubriformis* and *Haemonchus contortus*. However, there is no information on the influence of climatic and environmental factors of GIN infections in grazing dairy goats in Mexico. The objective of this study was to evaluate some factors associated with the prevalence of GIN infection in mixed-breed dairy goats on semi-arid rangelands in northeastern Mexico.

3.4. MATERIALS AND METHODS

Farm selection and study area

The study was carried out at 18 goat farms from different agro-ecological regions on semi-arid rangelands of northeastern Mexico from June to November 2016. Altitude ranged from 1390 to 1680 m above sea level, with an extremely dry climate, with an annual average temperature between 14-19°C, irregular rains of 350-450 mm annually, with the major precipitation from June to October. The vegetation is a forest, desert rangeland and thorny scrub, characteristic of the Chihuahuan desert. According to the precipitation, there are two seasons: the dry season (November to June) and the rainy season (June to October). The winter generally is dry and cold and the vegetation has poor nutritional value (INEGI, 2003).

Prior to the start of the study, the farm's owners completed a questionnaire to verify that they met the inclusion criteria. These criteria were flocks with at least 100 adult goats, and not dewormed in the last six months.

The data of environmental temperature, rainfall and altitude were collected at the meteorological stations located closest to the communities where the goats grazed in the period in which the study was developed.

Animals and their management

Adult mixed-breed goats (n = 668), including different degrees of Boer, Nubian, Alpine, Saanen, and Toggenburg were sampled once from June to November 2016. The goats grazed daily during seven h (10:00-17:00 h) and were night penned in rustic facilities located adjacent to the house's owners. Most flocks grazed in communal areas where had contact with other animal species such as horses, cattle, and sheep. Additionally, the goats received supplement with stubble (*Zea maíz*), oat straw (*Avena sativa*) or bean straw (*Phaseolus vulgaris*) during extreme drought.

Live weight, body condition score and FAMACHA[®]

To determine the goat live weight, the goat was weighed using an electronic scale. The BCS was evaluated according to Honhold *et al.* (1989); goats were classified into five categories (from 1 to 5), where the value 1 is an extremely thin goat with no fat reserves and a BCS of 5 is a very over-conditioned (obese) goat. The FAMACHA[®] was estimated according to Van Wyk and Bath (2002) by visual examination of the membranes of the ocular mucosa of each goat using a laminated colour chart bearing pictures of goats classified into five categories rank from the normal red, through pink to practically white in severe anaemic animals. Goats were classified into five categories (from 1 to 5), where the value 1 is a mucosa ocular of normal red colour and the value 5 means serious anaemic animals with a pale ocular mucosa.

Faecal egg count, faecal cultures and larvae identification

A faecal sample was taken from the rectum of each goat using a new polyethene bag. The samples were identified and refrigerated until processing. All samples were processed by the McMaster technique to determine the EPG of GIN according to Rodríguez *et al.* (1994) in the Animal Production Laboratory of the Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro in Saltillo, Coahuila, Mexico. To identify

the GNI genera, a faecal pool copro-culture from each flock was carried out using the Corticelli Lai technique (Corticelli and Lai, 1963), and identification keys described by Van Wyk and Mayhew (2013) were used to identify larvae. The shape of the head and the length of the tail of the larva were the main criteria for identifying the helminths.

Packed cell volume (PCV)

Each goat was blood sampled by jugular venipuncture and collected in tubes with anticoagulant (EDTA) to determine the percentage of packed cell volume (PCV) by means of the microhematocrit technique (Benjamín, 1991).

Statistical analysis

Prevalence and 95% confidence intervals were calculated according to Thrusfield (2005) using the frequency procedure of SAS (SAS Proc Freq/binomial; SAS Inst. Inc., Cary, NC, USA). The temperature, rainfall, altitude, BCS, body weight, and age were the independent variables. The response variables were: EPG of GIN, PCV, BCS, and FAMACHA[®]. The effects of the independent variables on the EPG count and the blood variables were determined using PROC GLM of SAS (SAS, 2004). First-level interactions were included in the model. Prior to the analysis, the EPG values were log₁₀ (n+1) transformed. Means were compared with Tuckey's test and differences were set at P<0.05. The associations between the EPG count of GIN with the PCV, the BCS and the FAMACHA[®] were determined with Spearman correlations.

3.5. RESULTS

Table 6, shows that the prevalence of GIN infections per flock ranged from 64 to 100%. Two herds were free of GIN. The average of EPG of GIN ranged from 305 to

1848 eggs. Table 7, shows that the factors ambient temperature, rainfall, altitude, body weight, and age of goats influenced the EPG, PCV, BCS and FAMACHA[®] (P<0.05). The environmental temperature at 14°C resulted in lower excretion of EPG, higher PCV, BCS, and lower FAMACHA[®] compared to goats raised in places with 16°C and 19°C (P<0.05). Lower annual precipitation (350 mm) was related with a lower EPG, higher PCV, BCS and lower FAMACHA[®] compared to goats raised in places with higher precipitation (450 mm) (P<0.05). Goats located at altitudes greater than 1560 masl showed lower EPG counts, higher PCV, and lower FAMACHA[®] compared to goats grazing at altitudes of 1390-1400 masl (P<0.05). There was a negative relationship between live weight and EPG counts (P<0.05). Goats <38kg LW had higher EPG count and lower values of PCV, BCS and higher FAMACHA[®]. Regarding age, goats >5 years had higher EPG count and lower BCS, PCV and higher FAMACHA[®] (P<0.05). Table 8 shows that 45% of goats presented <500 EPG and close to 21% had >1000 EPG (considered a GIN serious infection).

Table 6. Prevalence of gastrointestinal nematodes infection and eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) on goat herds under extensive grazing condition in semi-arid zones of northeastern Mexico.

Flock number	Goat				EPG of GIN			
	Population	Sampled	Positive	Prevalence	95% IC	Mean±SD	Median	Range
1	220	54	48	88.9	77.4-95.8	1165.7±1674.4	750	0-9900
2	205	50	40	80.0	66.3-96.0	593.0±578.6	450	0-2150
3	175	43	43	100.0	91.8-100	1208.1±1018.9	1000	50-3700
4	122	30	25	83.3	65.3-94.4	480.0±661.1	150	0-2600
5	128	31	30	96.8	83.3-99.9	814.5±684.0	550	0-2350
6	160	40	37	92.5	79.6-98.9	366.3±361.7	300	0-1700
7	165	40	35	87.5	73.2-95.8	470.0±468.1	375	0-2000
8	108	28	23	82.1	63.9-93.9	346.4±369.4	200	0-1300
9	120	30	29	96.7	82.8-99.9	553.3±415.8	450	0-1600
10	92	25	24	96.0	79.6-99.9	1848.0±2802.4	650	0-11600
11	110	27	26	96.3	81.6-99.9	401.9±281.6	300	0-1150
12	122	30	30	100.0	88.4-100	485.0±393.1	475	50-1250
13	159	42	37	88.1	74.4-96.0	364.3±369.8	200	0-1350
14	205	50	32	64.0	49.2-77.1	305.0±398.5	125	0-1350
15	190	48	44	91.7	80.0-97.7	908.3±831.7	725	0-3450
16	212	50	50	100.0	92.9-100	740.0±967.4	425	50-5400

17	98	25	0	0.0	-	0.0	0	0
18	108	25	0	0.0	-	0.0	0	0
Total	2699	668	553	82.8	79.7-85.6		350	0-11600

Table 7. Influence of climatic (temperature, rainfall, altitude) and animal (weight and age) factors on the count of eggs per gram of faeces (EPG), packed cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA® (FAM) in goats under extensive grazing condition in semi-arid areas of northeastern Mexico.

FACTOR	N	EPG			PCV		BCS		FAM		
		Media±SD	Median	Range	Media±SD	Media±SD	Media±SD	Media±SD			
Temperature											
14°C	80	418.12±418.87	ab	350	0-2000	31.99±5.20	a	2.51±0.55	a	2.76±0.69	b
16°C	258	713.95±1053.07	b	350	0-9900	25.54±6.05	b	2.17±0.80	b	2.99±0.70	a
19°C	330	633.48±1030.83	a	325	0-11600	25.09 ± 6.05	b	1.96±0.73	c	3.10±0.72	a
Rainfall (mm)											
350	133	545.11±1391.50	b	100	0-11600	29.06±7.04	b	2.17±0.75	b	2.84±0.72	b
390-400	455	704.95±911.65	a	400	0-9900	24.19±5.25	c	2.01±0.76	b	3.11±0.70	a
450	80	418.13±418.88	b	350	0-2000	31.99 ± 5.20	a	2.51±0.55	a	2.76±0.69	b
Altitude (masl)											
1390-1400	133	885.57±1106.39	a	250	0-11600	29.06±7.04	a	2.17±0.75	a	2.84±0.72	b
1560-1600	208	519.87±622.65	b	550	0-9900	24.94±5.91	b	2.00±0.78	a	3.08±0.69	a
1655-1680	327	545.11±1391.50	b	300	0-2000	25.62±5.94	b	2.14±0.73	a	3.05±0.73	a
Weight											
<38 kg	221	1055.65±1373.43	a	350	0-11600	24.02±6.74	c	1.69±0.73	c	3.38±0.70	a

38-44 kg	221	543.21±667.04	b	350	0-9900	26.26±5.97	b	2.13±0.69	b	2.96±0.65	b
>44 kg	226	324.55±589.58	c	250	0-6250	27.96±5.66	a	2.49±0.62	a	2.73±0.64	c
Age											
1-2 años	144	648.95±1075.93	b	375	0-9900	27.59±7.20	a	2.15±0.77	a	2.93±0.80	b
3 años	170	597.05±886.14	b	300	0-7500	26.53±6.14	ab	2.17±0.75	a	2.95±0.70	b
4 años	268	597.94±769.16	b	300	0-5400	25.27±5.81	b	2.11±0.74	a	3.05±0.70	ab
>5 años	86	831.39±1509.46	a	450	0-11600	25.27±6.33	b	1.88±0.74	b	3.19±0.62	ab

a,b Means with the same literal in the column do not differ ($P < 0.05$).

Table 8. Effect of eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) on packed cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA[®] (FAM) on goats under extensive grazing in semi-arid areas of northeastern Mexico.

FACTOR	Goats		EPG of GIN			PCV	BCS		FAM		
	N	%	Mean±SD	Median	Range	Mean±SD	Mean±SD	Mean±SD	Mean±SD		
EPG											
0	115	17.28	-	-	-	29.17±5.88	a	2.66±0.54	a	2.58±0.57	d
50-500	295	44.16	-	-	-	28.55±5.73	a	2.32±0.63	b	2.74±0.59	c
501-1000	116	17.36	-	-	-	23.75±5.13	b	1.81±0.70	c	3.35±0.63	b
>1000	142	21.25	-	-	-	20.40±3.83	c	1.45±0.63	d	3.67±0.53	a
FAMACHA[®]											
1-2	167	25.0	190.41±292.0	c	100	0-1700	31.75±5.37	a	2.90±0.66	a	-
3	319	47.75	443.88±582.1	b	250	0-5000	26.60±4.98	b	2.25±0.66	b	-
4-5	182	27.24	1391.75±1454.7	a	1100	0-11600	20.01±3.51	c	1.34±0.58	c	-
BCS											
1	160	23.95	1426.56±1561.27	a	1100	0-11600	20.64±4.59	d	-	3.78±0.53	a
2	275	41.16	524.18±579.63	b	350	0-3700	26.72±6.07	c	-	3.01±0.60	b
3	193	28.89	258.80±389.94	c	100	0-2750	28.78±5.07	b	-	2.45±0.67	c
4	40	5.98	108.75±277.09	d	100	0-2000	30.59±5.83	a	-	2.15±0.76	d

a,b Means with the same literal in the column do not differ (P<0.05).

The correlations between EPG and FAMACHA[®]; EPG and BCS; EPG and PCV were 0.58, -0.55 and -0.55, respectively ($P < 0.01$). Correlations between FAMACHA[®] and PCV and BCS were -0.69 and -0.66, respectively ($P < 0.01$). The increase in the level of infection with GIN (EPG counts) presented a negative association ($P < 0.01$) with BCS and the percentage of PCV and positive with the FAMACHA[®] (Figure 4). Higher BCS positively influenced PVC and negatively affected EPG (Figure 5).

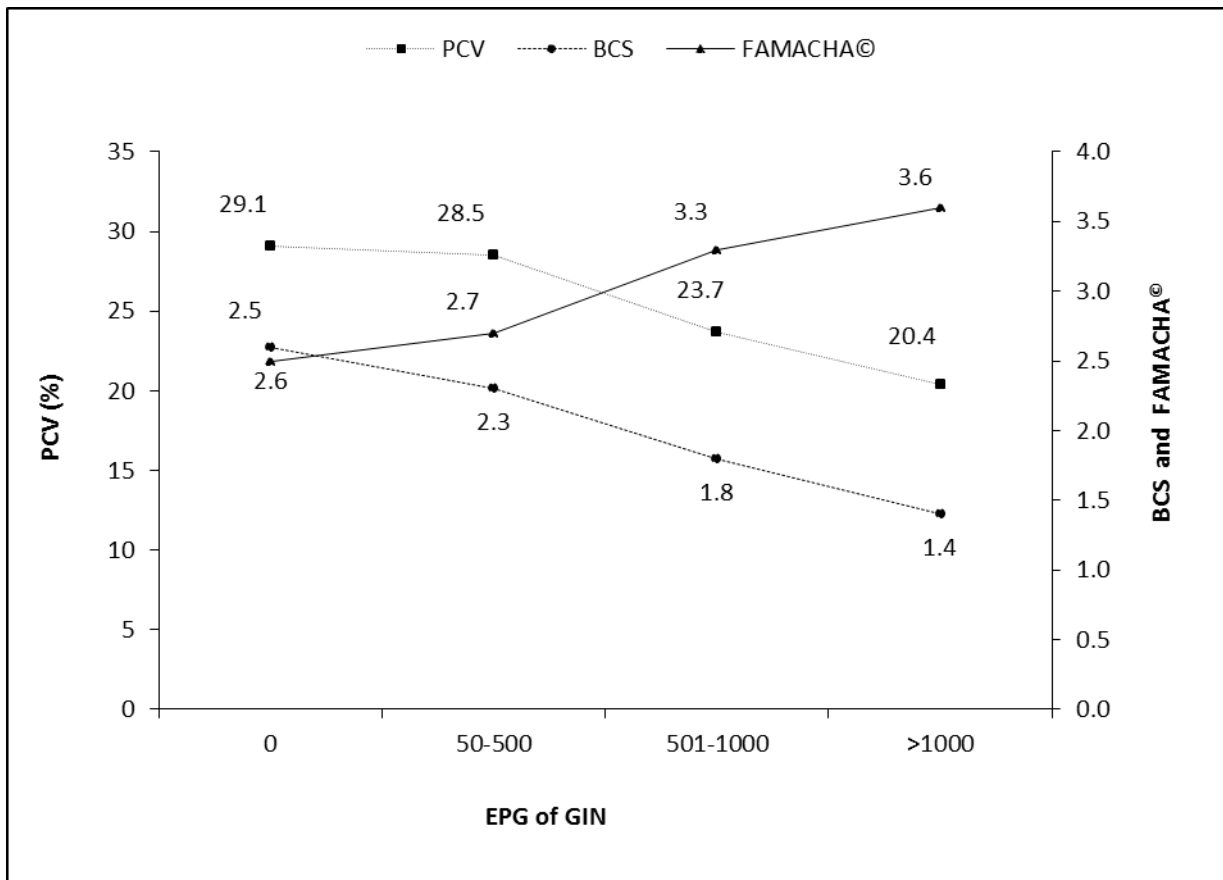


Figure 4. The relationship between eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) with package cell volume (PCV), body condition score (BCS) and FAMACHA[®] on dairy goats under extensive grazing in semi-arid areas of Northeastern Mexico ($P < 0.01$).

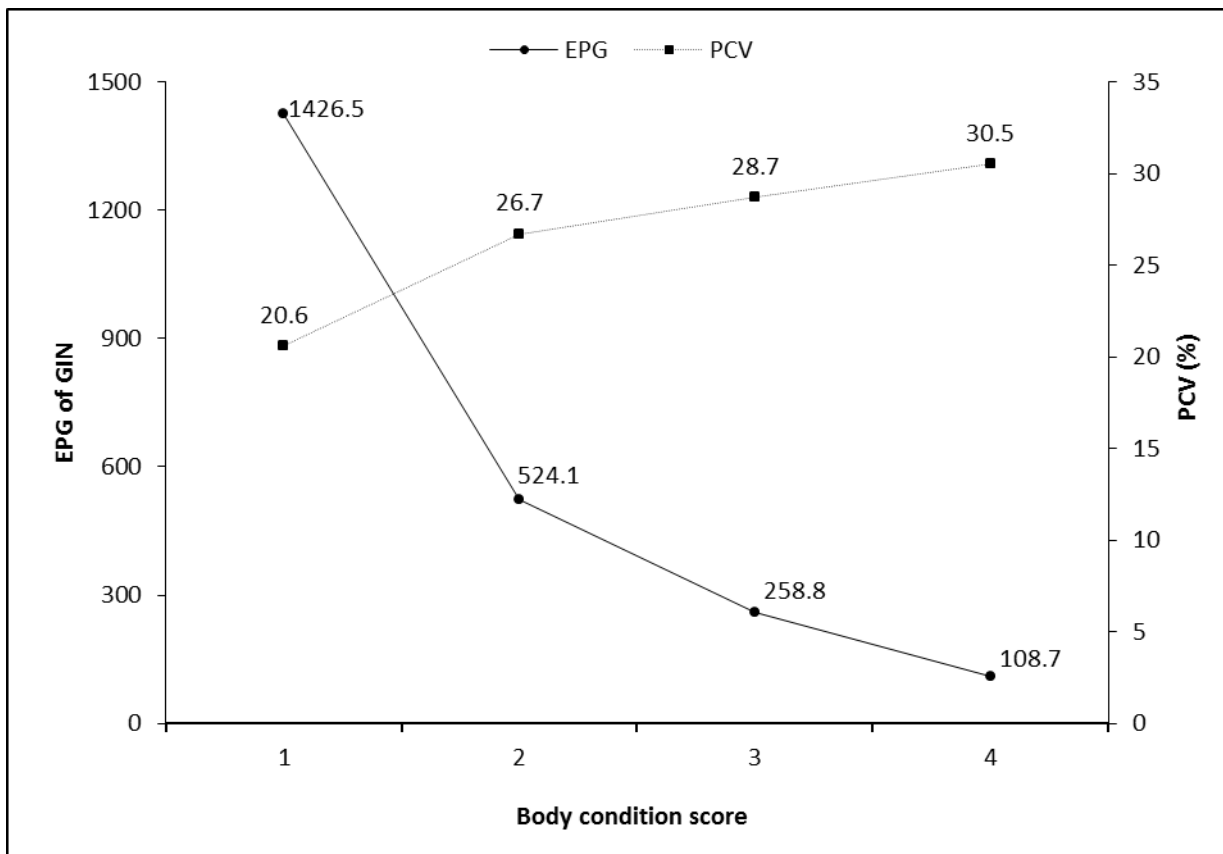


Figure 5. The relationship between body condition score with the eggs per gram of faeces of gastrointestinal nematodes (EPG of GIN) and packed cell volume (PCV) on dairy goats under extensive grazing condition in semi-arid areas of Northeastern Mexico ($P < 0.01$).

3.6. DISCUSSION

This is the first survey assessing the effect of climatic and animal factors on the prevalence of GIN infections in mixed-breed dairy goat grazing in semi-arid rangelands of northern Mexico. This is useful to characterize the GIN epidemiology in this type of production system in grazing goats (Kyriánová *et al.*, 2017; Charlier *et al.*, 2018; Olivas-Salazar *et al.*, 2018; Fthenakis and Papadopoulos, 2018). The results showed that 88.9% of the flocks were infected with GIN. The 82.8% of the goats harbour at least one parasite (*Trichostrongylus spp* and *Haemonchus spp*). Other studies in dairy goat herds in Italy, Argentina, France, Slovakia and Austria have

shown GIN infections prevalence of 42 to 100% with EPG counts similar to the present study (Alberti *et al.*, 2012, 2014; Zanzani *et al.*, 2014; Babják *et al.*, 2017; Suarez *et al.*, 2017; Lambertz *et al.*, 2018). Kyriánová *et al.* (2017) reported GIN infection prevalence of 99% in dairy goats with counts of 9900 EPG. In Thailand, Ratanapob *et al.* (2012), reported a prevalence of 79.4% in meat goat with 1176 EPG. The present study showed a higher EPG count compared to previous studies. The explanation of present results could be for the continuous exposure of goats to parasites in this region and the intermingling of goats while grazing or drinking water, as well as the closeness of goats with equines, cattle and sheep with which share the rangeland. Farmers in semi-arid zones of Mexico have low economic resources (Salinas-González *et al.*, 2016). The use of anthelmintic drugs to control GIN infections in these farms is limited, so, it is important to identify the factors associated with GIN infections in each flock, where the interaction of climatic condition, the parasites and host immunity are crucial (Besier *et al.*, 2016; Greer and Hamie, 2016; Sweeney *et al.*, 2016).

Climatic and soil conditions

The temperature in the region fluctuated from 14 to 19°C around the year. The EPG counts were lower at temperatures of 14 and 19°C compared to 16°C. Both temperature and moisture are important factors influencing the growth of the free-living stages of GIN of ruminants. There is a relationship between ambient temperature and *trichostrongylide* present in the grass (O'Connor *et al.*, 2006; Molento *et al.*, 2016). Regarding annual rainfall, in this study, the highest excretion of EPG occurred in goats grazing in areas with higher rainfall. The interaction between the moisture with temperature generated an environment that enhances the development of GIN larvae and sustains the survival of infective larvae, leading to high contamination of the grasses. However, this association varies according to the parasitic species (Molento *et al.*, 2016). For the larvae L3 of *H. contortus* development, it is necessary high temperatures and high relative humidity (30-40°C

and 80-90%), respectively, while for *T. colubriformis* spp. temperatures of 24°C or less are required (Molento *et al.*, 2016). Temperatures in the communities of the present study were below 24°C, which explains the high prevalence of larvae of *Trichostrongylus* and to a lesser extent of *Hemonchus* spp. The altitude influenced significantly the parasitic load in the goat herds of this study. At higher altitudes (above 1655 masl), the EPG count was significantly low with a better percentage of PCV and better BCS compared to the values shown in goats raised at altitudes below 1400 masl ($P < 0.05$). These results could be explained for the differences in rainfall, the availability of nutrients, and the vegetation type present in the rangelands (Molento *et al.*, 2016). At high altitude, the flock have less pasture contaminated with GIN larvae because of with the rains there is a runoff of water that drags the faces towards the lower altitude zones. This condition increases the pasture infestation with GIN and consequently the goats load more GIN larvae.

The regions with altitudes higher than 1655 masl of the present study, the predominant type of vegetation are the pine forest, which is characterized by having quite varied vegetation. The main tree species of the pine forest are *Pinus cembroides*, *P. greggii*, *Juniperus flaccida* and *J. deppeana*, and *Arbutus xalapensis*. It is often associated with species such as *Yucca carnerosana*, *Yucca filifera*, *Agave* spp. and diverse bushes. While at altitudes of less than 1400 masl, the predominant type of vegetation is the unarm parvifolio scrub where there are abundant shrub species one to two meters high, generally devoid of thorns and with small leaves and leaflets. Among the most important plant species are: *Larrea tridentata*, *Flourenxia cernua*, *Yucca filifera*; grassland such as *Trichachne californica* and *Hilaria mutica*; Shrubs of *Atriplex canescens*, *Castela texana*, *Acacia farnesiana*, *Prosopis juliflora*, *Agave lecheguilla*, *Parthenium incanum*, *Fouquieria splendens*, *Acacia constricta*, *Porliera angustifolia*, *Opuntia* spp., *O. imbricata*, *Jatropha spathulata*, *Buddleia marrubifoliá*, *Acacia greggii*, *Agave asperrima* and others.

The low availability of resources can lead to less food for the goat and the parasite (Kyriazakis *et al.*, 1998), which could alter the physiological and behavioural

mechanisms related to goat defences against parasites. Cotter *et al.* (2011) indicated that immune traits are influenced by the macronutrient content of the diet. Host resistance and the tolerance of parasitic worms depend on the availability of food resources. In general, the high availability of resources increases the resistance to infection and the tolerance once infected, but the cost will be a reduced resistance to the establishment of parasites (Knutie *et al.*, 2017).

Animal factors

This study revealed that the heavier goats showed lower excretion of EPG and higher values of PCV, BCS and lower FAMACHA[®]. A similar result was reported for Dilgasa *et al.* (2015), who found that well-fed animals develop good immunity that reduces the fecundity of GIN. Yimer and Birhan (2016), observed a significant difference in GIN infection prevalence associated with BCS. They reported that EPG counts were higher in goats with poor BCS (37%) compared to animals with medium (30.5%) and good BCS (3.4%).

Age is a factor associated with GIN infections. In the present study, the older goats had a significantly higher EPG count. Similar results were reported for Bihaji *et al.* (2017). They found higher GIN prevalence in adult goats (72.63%) than young one (64.19%). Likewise, Yusof and Md Isa (2016) had similar GIN prevalence results by age groups, with 53.1, 87.8 and 86.4% for goats under one year, between one and two years and older than 2 years, respectively. Similarly, Torres-Acosta *et al.* (2014) in the tropics, obtained values of EPG by age as follows: <1 year, 234, 2-3 years, 776, 3-4 years, 295, and >4 years, 331. In contrary, Dilgasa *et al.* (2015) showed that goats under 2 years had a higher incidence of GIN (77.1%) compared to 4-years-old goats (36.3%). Older animals become susceptible to diseases because of the reduction of the immune response against pathogens present in the herd as reported in goats and sheep (Greer and Hamie, 2016)

Correlations EPG/PCV/BCS/FAMACHA[®]

In the present study, a negative correlation between EPG with PCV and BCS; and a positive correlation with FAMACHA[®] were obtained under tropical conditions, Torres-Acosta *et al.* (2014) recommend the combined use of EPG, BCS and FAMACHA[®] as a screening procedure to identify animals at risk of severe GIN infections. The evaluation of EPG helps to reduce the number of goats treated with anthelmintic per year, without negative consequences in goat productivity. The results in semiarid zones of Mexico show the opportunity to establish the same methodology to control GIN infection in the mixed-breed goat flocks.

3.7. CONCLUSIONS

According to the study, the prevalence of infections with GIN in mixed-breeds dairy goat was high. The BCS, live weight, ambient temperature, rainfall, and altitude were factors that influenced the GIN infections on goats grazing on semi-arid rangeland of northeastern Mexico.

Goat producers would benefit identifying to discard or treat old goats and goats with poor body condition score, as these animals are more susceptible to present higher GIN loads.

Acknowledgements

The authors are grateful to PROMEP-SEP-MEXICO for the financial support (Project: Alimentación y Salud de Pequeños Ruminates en Zonas Áridas. IDCA23812, Clave: UAAAN-CA-29, Cuerpo Académico en Producción Animal Biotecnológica). The first author received a scholarship from PRODEP-SEP-MEXICO (DSA/103.5/16/5852) to undergo her PhD studies at Universidad Autónoma de Sinaloa.

Conflict of interest. The authors declare that they have no competing interests.

Ethical approval

The Bioethics Committee of the Faculty of Veterinary Medicine of the Autonomous University of Sinaloa, Mexico, approved the present study for its development. This article does not contain any studies performed with human subjects.

3.8. REFERENCES

- Alberti, E.G., Zanzani, S.A., Ferrari, N., Bruni, G., Manfredi, M.T. 2012. Effects of gastrointestinal nematodes on milk productivity in three dairy goat breeds. *Small Ruminant Research*. 106:512-517. <http://dx.doi.org/10.1016/j.smallrumres.2012.04.027>
- Alberti, E.G., Zanzani, S.A., Gazzonis, A.L., Zanatta, G., Bruni, G., Villa, M., Manfredi, M.T. 2014. Effects of gastrointestinal infections caused by nematodes on milk production in goats in a mountain ecosystem: Comparison between a cosmopolite and a local breed. *Small Ruminant Research*. 120:155-163. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2014.04.017>
- Arsenos, G., Fortomaris, P., Papadopoulos, E., Sotiraki, S., Stamataris, C., Zygoiannis, D. 2009. Growth and meat quality of kids of indigenous Greek goats (*Capra prisca*) as influenced by dietary protein and gastrointestinal nematode challenge. *Meat Science*. 82:317-323. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2009.01.028>
- Babják, M., Königová, A., Urda-Dolinská, M., Várady, M. 2017. Gastrointestinal helminth infections of dairy goats in Slovakia. *Helminthologia*. 54:211-217. <https://doi.org/10.1515/helm-2017-0027>
- Benjamín, M.M. 1991. Manual de patología clínica veterinaria. Noriega Editores. Limusa. México. pp 9-128
- Besier, R.B., Kahn, L.P., Sargison, N.D., Van Wyk, J.A. 2016. The pathophysiology, ecology and epidemiology of *Haemonchus contortus* infection in small ruminants. In: *Haemonchus contortus* and haemonchosis-Past, present and future trends. Gasser RB, Von Samson-Himmelstjerna G. (ed) *Advances in Parasitology*. 93:95-143. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.022>
- Bihaqi, S.J., Allaie, I.M., Bandy, M.A.A., Wani, Z.A., Shahardar, R.A. 2017. Prevalence of caprine GI helminths in temperate areas of Jammu & Kashmir. *Journal of Parasitic Diseases*. 41:843-849. <https://doi.org/10.1007/s12639-017-0900-z>
- Ceï, W., Mahieu, M., Philibert, L., Arquet, R., Alexandre, G., Mandonnet, N., Bambou, J.C. 2015. Impact of the post-weaning parasitism history on an experimental *Haemonchus contortus* infection in Creole goat kids. *Veterinary Parasitology*. 207:166–169. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.11.010>
- Ceï, W., Salah, N., Alexandre, G., Bambou, J.C., Archimède, H. 2018. Impact of energy and protein on the gastro-intestinal parasitism of small ruminants: A meta-analysis. *Livestock Science*. 212:34–44. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2018.03.015>
- Charlier, J., Thamsborg, S.M., Bartley, D.J., Skuce, P.J., Kenyon, .F, Geurden, T., Hoste, H., Williams, A.R., Sotiraki, S., Höglund, J., Chartier, C., Geldhof, P., van Dijk, J., Rinaldi, L., Morgan, E.R., von Samson-Himmelstjerna, G., Vercruysse, J., Claerebout, E. 2018. Mind the gaps in research on the control of gastrointestinal nematodes of farmed ruminants and pigs. *Transboundary Emerging Diseases*. 65:217-234. <https://doi.org/10.1111/tbed.12707>

- Corticelli, B., Lai, M. 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive *Degli strongili* gastro-intestinal del bovino. Acta Medica Veterinaria. Año 9 Fasc V/VI.
- Cotter, S.C., Simpson, S.J., Raubnheimer, D., Wilson, K. 2011. Macronutrient balance mediates trade-offs between immune function and life history traits. Functional Ecology. 25:186-198.
- Dilgasa, L., Asrade, B., Kasaye, S. 2015. Prevalence of gastrointestinal nematodes of small ruminants in and around Arsi Negele Town, Ethiopia. American-Eurasian Journal of Scientific Research. 10:121-125.
- Fthenakis, G.C., Papadopoulos, E. 2018. Impact of parasitism in goat production. Small Ruminant Research. 163:21-23. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2017.04.001>
- Greer, A.W., Hamie, J.C. 2016. Relative maturity and the development of immunity to gastrointestinal nematodes in sheep: an overlooked paradigm? Parasite Immunology. 38:263-271. <https://doi.org/10.1111/pim.12313>
- Honhold, N., Petit, H., Halliwell, R.W. 1989. Condition scoring scheme for small east African goats in Zimbabwe. Tropical Animal Health and Production. 21:121-127.
- Hoste, H., Torres-Acosta, J.F.J., Quijada, J., Chan-Perez, I., Dakheel, M.M., Kommuru, D.S., Mueller-Harvey, I., Terrill, T.H. 2016. Interactions Between Nutrition and Infections With *Haemonchus contortus* and Related Gastrointestinal Nematodes in Small Ruminants. Advances in Parasitology. 93:239-351. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.025>
- INEGI. 2003. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Registro Nacional de Información Geográfica (RNIG). Aguascalientes, México
- Knutie, A.S., Wilkinson, C.L., Wu, Q.C., Ortega, N.C., Rohr, R.J. 2017. Host resistance and tolerance of parasitic gut worms depend on resource availability. Oecologia. 83:1031-1040. DOI: 10.1007/s00442-017-3822-7.
- Kyriánová, I.A., Vadlejch, J., Kopecký, O., Langrová, I. 2017. Seasonal dynamics of endoparasitic infections at an organic goat farm and the impact of detected infections on milk production. Parasitology Research. 116:3211-3219. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5643-3>
- Kyriazakis, I., Tolcamp, B., Hutchings, M. 1998. Towards a functional explanation for the occurrence of anorexia during parasitic infections. Anim Behaviour. 56:265-274. <https://doi.org/10.1006/anbe.1998.0761>
- Lambertz, C., Pouloupoulou, I., Wuthijaree, K., Gauly, M. 2018. Endoparasitic infections and prevention measures in sheep and goats under mountain farming conditions in Northern Italy. Small Ruminant Research. 164:94-101. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2018.05.007>
- Molento, M.B., Buzatti, A., Sprenger, L.K. 2016. Pasture larval count as a supporting method for parasite epidemiology, population dynamic and control in ruminants. Livestock Science. 192:48-54. <http://dx.doi.org/10.1016/j.livsci.2016.08.013>
- O'Connor, L.J., Walkden-Brown, S.W., Kahn, L.P. 2006. Ecology of the free-living stages of major *trichostrongylid* parasites of sheep. Veterinary Parasitology. 142:1-15. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.08.035>

- Olivas-Salazar, R., Estrada-Angulo, A., Mellado, M., Aguilar-Caballero, A.J., Castro-Pérez, B.I., Gutiérrez-Blanco, E., Ruiz-Zárate, F. 2018. Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico. *Tropical Animal Health and Production*. 50:807-813. <https://doi.org/10.1007/s11250-017-1499-x>
- Ratanapob, N., Arunvipas, P., Kasemsuwan, S., Phimpraphai, W., Panneum, S. 2012. Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom province, Thailand. *Tropical Animal Health and Production*. 44:741-745. <https://doi.org/10.1007/s11250-011-9954-6>
- Rodríguez, V.R., Domínguez, A.J., Cob, G.L. 1994. *Técnicas Diagnósticas de Parasitología Veterinaria*. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. ISBN: 968-6843-60-4
- Salinas-González, H., Valle Moysen, E.D., de Santiago, M.M., Veliz, D.F.G., Maldonado, J.A., Vélez, L., Torres, D., Isidro, L., Figueroa, U. 2016. Análisis descriptivo de unidades caprinas en el suroeste de la región lagunera, Coahuila, México. *Interciencia*. 41:763-768. ISSN: 0378-1844
- SAS (Statistical Analysis System) SAS Institute Inc. 2004. SAS/ACCESS® 9.1 for windows. Cary, N. C. SAS Institute, Inc.
- SIAP. 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población ganadera. <http://www.gob.mx/siap/> (Accessed 19 February 2018)
- Soto-Barrientos, N., Chan-Pérez, J.I., España-España, E., Novelo-Chib, L.K., Palma-Ávila, I., Ceballos-Mendoza, A.C., Sarabia-Hernández, J.A., Santos-Ricalde, R.H., Cámara-Sarmiento, R., Torres-Acosta, J.F.J. 2018. Comparing body condition score and FAMACHA© to identify hair-sheep ewes with high faecal egg counts of gastrointestinal nematodes in farms under hot tropical conditions. *Small Ruminant Research*. 167:92-99. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2018.08.011>
- Sweeney, T., Hanrahan, J.P., Ryan, M.T., Good, B. 2016. Immunogenomics of gastrointestinal nematode infection in ruminants-breeding for resistance to produce food sustainably and safely. *Parasite Immunology*. 38:569-586. <https://doi.org/10.1111/pim.12347>
- Stadalienė, I., Höglund, J., Petkevičius, S. 2015. Seasonal patterns of gastrointestinal nematode infection in goats on two Lithuanian farms. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 57:16. <https://doi.org/10.1186/s13028-015-0105-3>
- Suarez, V.H., Martinez, G.M., Viñabal, A.E., Alfaro, J.R. 2017. Epidemiology and effect of gastrointestinal nematodes on dairy goats in Argentina. *Onderspoort Journal of Veterinary Research*. 84.. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v84i1.1240>
- Tariq, K.A. 2015. A Review of the Epidemiology and Control of Gastrointestinal Nematode Infections of Small Ruminants. *Proc. Natl. Acad. Sci., India, Sect. B Biol. Sci.* 85:693-703. <https://doi.org/10.1007/s40011-014-0385-9>
- Thrusfield, M. 2005. *Veterinary epidemiology*. 2nd ed. Blackwell Science Ltd, United Kingdom.

- Torres-Acosta, F.J., Sandoval-Castro, C.A., Hoste, H., Aguilar-Caballero, A.J., Cámara-Sarmiento, R., Alonso-Díaz, M.A. 2012. Nutritional manipulation of sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions. *Small Ruminant Research*. 103:28-40. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2011.10.016>
- Torres-Acosta, F.J., Pérez-Cruz, M., Canul-Ku, H.L., Soto-Barrientos, N., Cámara-Sarmiento, R., Aguilar-Caballero, A.J., Lozano-Argáes, I., Le-Bigot, C., Hoste, H. 2014. Building a combined targeted selective treatment scheme against gastrointestinal nematodes in tropical goats. *Small Ruminant Research*. 12:27-35. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2014.01.009>
- Torres-Acosta, J.F.J., González-Pech, P.G., Ortiz-Ocampo, G.I., Rodríguez-Vivas, I., Tun-Garrido, J., Ventura-Cordero, J., Castañeda-Ramírez, G.S., Hernández-Bolio, G.I., Sandoval-Castro, C.A., Chan-Pérez, J.I., Ortega-Pacheco, A. 2016. Forum: Revalorizando el uso de la selva baja caducifolia para la producción de rumiantes. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 19:73-80
- Van Wyk, J.A., Bath, G.F. 2002. The FAMACHA system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Veterinary Research*. 33:509–529. DOI: 10.1051/vetres:2002036
- Van Wyk, J.A., Mayhew, E. 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 80:1-14.
- Vercruysse, J., Charlier, J., Van Dijk, J., Morgan, E.R., Geary, T., Von Samson-Himmelstjerna, G., Claerebout, E. 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030. *Parasitology*. 145:1655-1664. <https://doi.org/10.1017/S003118201700227X>
- Yimer, A., Birhan, E. 2016. Prevalence and identification of gastrointestinal nematodes of small ruminants in northern Ethiopia. *Middle-East Journal of Scientific Research*. 24:2602-2608.
- Yusof, A.M., Md Isa, M.L. 2016. Prevalence of gastrointestinal nematodiasis and coccidiosis in goats from three selected farms in Terengganu, Malaysia. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 6:735-739. <http://dx.doi.org/10.1016/j.apjtb.2016.07.001>
- Zanzani, S.A., Gazzonis, A.L., Di Cerbo, A., Varady, M., Manfredi, M.T. 2014. Gastrointestinal nematodes of dairy goats, anthelmintic resistance and practices of parasite control in Northern Italy. *BMC Veterinary Research*. 10:114-114. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-10-114>
- Zvinorova, P.I., Halimanic, T.E., Muchadeyi, F.C., Matika, O., Riggio, V., Dzama, K. 2016. Prevalence and risk factors of gastrointestinal parasitic infections in goats in low-input low-output farming systems in Zimbabwe. *Small Ruminant Research*. 143:75-83. <http://dx.doi.org/10.1016/j.smallrumres.2016.09.005>

**CAPÍTULO 4: EFECTO DE LA RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA Y LA RAZA EN
EL RECUENTO DE HPG, CAMBIOS EN EL PESO VIVO, CONDICIÓN
CORPORAL, FAMACHA[®] Y HEMATOCRITO EN CABRAS EN AGOSTADEROS
SEMIÁRIDOS DEL NORESTE DE MÉXICO**

ARTÍCULO 3

**Effect of anthelmintic resistance and the breed on the EPG count, changes in
body weight, BCS, FAMACHA[®] and PCV in goats on semi-arid rangelands of
northeastern México**

Raquel Olivas-Salazar.^{1,2}, Armando Jacinto Aguilar-Caballero.^{3*}, Alfredo Estrada-Angulo.¹, Miguel Mellado², Beatriz Isabel Castro-Pérez¹, Fernando Ruiz-Zárte².

¹Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Sinaloa. Blvd. San Ángel s/n, Predio Las Coloradas, C.P. 80236, Culiacán, Sinaloa, México.

²Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro N° 1923, Buenavista, C.P. 25315, Saltillo, Coahuila, México.

³Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán. Km. 15.5 Carretera Mérida-Xmatkuil, Mérida, Yucatán, México. Telephone number: +52 9999 423200 E-mail: aguilarc@correo.uady.mx

Artículo por enviar a: Tropical Animal Health and Production

ISSN 0049-4747

Journal website: <https://www.editorialmanager.com/trop/default.aspx>

Indizada: Journal Citation Reports/Science Edition, SCOPUS

*Correspondencia a los autores/Contact email: aguilarc@correo.uady.mx

4.1. ABSTRACT

The objective of the present study was to determine the effect of resistance of gastrointestinal nematodes (GIN) to ivermectin (IVM) and closantel (CLO) in Boer or Murciano-Granadina goats on body weight change, body condition score (BCS), FAMACHA[®] and packed cell volume (PCV) in a semi-intensive production system in semi-arid zones of northeastern México (25°N). The study included 42 non-pregnant adult Boer and Murciano-Granadina goats, with ≥ 150 eggs per gram of feces (EPG) of GIN. The anthelmintic resistance (AR) was determined according to the fecal egg count reduction test (FCRT). On day 0 (anthelmintic pre-treatment) 56 and 112 post-treatment goats were weighed and body condition score (BCS), and FAMACHA[®] scores were estimated and blood samples were collected to determine PCV. Infective phase (L3) of *Haemonchus spp.* (57%), *Cooperia spp.* (39%) and *Ostertagia spp.* (4%) were found. Murciano-Granadina goats showed higher ($P < 0.05$) EPG counts than Boer goats on days 7 and 14 post-treatment. Goats treated with CLO had lower EPG counts on day 7 and 14 after treatment compared with goats treated with IVM and those in the control group. The percentage of reduction in the EPG count at 7 and 14 days post-treatment was 34, 61 and 13%, and of 4, 88 and 8% for goats treated with IVM, CLO and saline, respectively. At 112 days post-treatment, goats treated with CLO maintained lower EPG counts compared with goats treated with IVM and those from the control group ($p < 0.05$). Boer goats treated with IVM had lower PCV. At day 56 post-treatment there were no differences in PCV between groups ($P > 0.05$). Boer goats showed greater weight increases both on day 56 and on day 112 post-treatment compared to the Murciano-Granadina goats and BCS and FAMACHA values were higher for Boer goats ($P < 0.05$) than Murciano Granadino goats. Evidence of resistance to ivermectin and suspicion of closantel resistance was found for GIN strains in goats in this environment.

Keyword: Anthelmintic resistance, GIN, EPG, Goat, Semi-arid Zone, Mexico

4.2. INTRODUCTION

Goats are increasingly important for food production in resource-poor animal production systems. Currently more than 90% of the world population of goats is found in developing countries (Windsor *et al.* 2018). Gastrointestinal nematode infections (GIN) are one of the main diseases that affect production of ruminants (Paraud and Chartier 2017, Bessell *et al.* 2018) causing low yield and economic loss in animals in different grazing systems worldwide (Craig, 2018; Souza *et al.* 2018; Vercruysse *et al.* 2018; Verma *et al.* 2018). The negative effects of the GIN are greater in the mixed agricultural and livestock systems, particularly where the producers do not offer any feed supplementation (Zvinorova *et al.* 2016). The control of GIN continues to be based on the routine use of anthelmintic drugs despite their questionable efficacy (Onzima *et al.* 2017, Babják *et al.* 2018, Vercruysse *et al.* 2018). The broad spectrum, tolerance and low costs of synthetic anthelmintic drugs available have explained their prolonged use in animals during the last 60 years (Lanusse *et al.* 2018). However, the indiscriminate use of anthelmintic drugs has led to therapeutic failures and the development of anthelmintic resistance (AR) (Crook *et al.* 2016, Goolsby *et al.* 2017, Ploeger and Everts 2018). The reduction of productivity and the increase in morbidity and mortality rates are consequences of anthelmintic resistance in herds of goats in environments with abundance of GIN (Goolsby *et al.* 2017). Anthelmintic resistance threatens the sustainability of the small ruminant industry (Martin *et al.* 2016; Verma *et al.* 2018), particularly in extensive production systems (Vercruysse *et al.* 2018). The World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) defines AR as "the failure to reduce the egg count per gram of feces of GIN by at least 95%" (Geary *et al.* 2012). The faecal egg count reduction test (FECRT) is the most commonly used test to study RA in different animal species. The FECRT measures the ability of the anthelmintic drug to reduce EPG by more than 95% (Paraud and Chartier 2017; Verma *et al.* 2018). Zanzani *et al.* (2014) reported that 33% of goat herds from northern Italy had AR to different anthelmintic drugs. Mederos *et al.* (2016) found AR in ovine herds from

Uruguay, 100% of herds showed AR to the family of benzimidazoles, 91% to imidazothiazoles, 94% to moxidectin, 91% to closantel and 6.1% to the new anthelmintic monepantel. In Mexico, AR has been reported in small ruminants from tropical and subtropical zones (Aguilar-Caballero et al. 2009, Torres-Acosta et al. 2005, 2012); however, this resistance has not been documented in goat herds in semi-arid zones of northeastern Mexico. In these arid environments, it is imperative to generate information regarding AR to know the level of effectiveness of anthelmintics, as well as to identify resistant genus of GIN, in order to develop and implement integral control mechanisms aimed at optimizing the use of anthelmintics and counteract the economic impact caused by GIN in goat production systems. Therefore, the objective of the present study was to determine the anthelmintic resistance of GIN to ivermectin and closantel in Boer and Murciano-Granadina goats; as well as the effect of these anthelmintics on the EPG counts and BCS, FAMACHA[®], PCV and body weight in a semi-intensive goat production system of the semi-arid zone of northeastern Mexico.

4.3. MATERIALS AND METHODS

Study area

The study was conducted from August to December in the sheep and goat unit of the Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, located in Saltillo, Mexico (25°21'14.19" N, 101°01'57.75" W), with an altitude of 1770 masl. The climate is dry temperate with an average annual temperature of 18 ° C; average annual precipitation of 304 mm with 75% precipitation in summer and autumn. Winter is mildly cold with occasional frosts starting in November, being more frequent from January to February. Winter is generally dry and cold, which causes that grasses dry out (INEGI 2003).

Animals and their management

The protocol for the evaluation of anthelmintic resistance was based on the guidelines of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) (Coles et al. 1992). From a goat herd comprised of 168 animals, 42 adult non-pregnant Boer goats weighing 41.16 kg and Murciano-Granadina (33.7 kg) were used. The inclusion criteria was that the goats had at least 150 EPG of GIN. Goats were randomly distributed into 3 groups: GI) ivermectin (n = 15, 546.7 EPG), GC) closantel (n= 12, 445.8 EPG) and GS) saline solution (n = 15, 447.0 EPG). Goats were kept on pastures composed of *Kochia scoparia* and *Salsola iberica* during the summer. The rest of the year goats grazed on rangeland with shrubby vegetation, agavaceas and cacti; grasses such as *Chloris gayana*, *Cynodon dactylon*, *Hilaria berlanderi* and *Bouteloua spp* were also present. The size of the grazing surface was 12 ha. Goats grazed for 4 hours (10:00 to 14:00 hours) daily and were feed supplemented in the pen with a commercial concentrate (14% protein) at a rate of 300 g/goat/day and oat hay *ad libitum*.

As shown in Table 9, goats of the ivermectin group (GI) received ivermectin (Ivomec®, Merial Laboratory, Queretaro, México). Goats in the closantel group (GC) received closantel (Closantil®; Chinoín Laboratory, CD México). The third group of goats (GS) received a physiological saline solution.

Table 9. Group, anthelmintic administered, dose, route of administration, number of goats used per group and average number of eggs per gram of feces (EPG) of gastrointestinal nematodes of goats in a semi-intensive system in northeastern Mexico.

Group	Anthelmintic	Dosis per kg of Body Weight	Route of administration	n	EPG
GI	Ivermectin	Ivomec®-200µg	Subcutaneous	15	546.7
GC	Closantel	Closantil® 5%-10 mg	Subcutaneous	12	445.0
GS	Saline solution	Physiological saline solution-0.2 ml	Subcutaneous	15	443.3

Measurements

Prior to anthelmintic treatment (day 0), as well as on day 56 and 112 post-treatment, the goats were weighed, the Packet cell volume was determined and the body condition score and FAMACHA[®] were estimated.

To determine the live weight changes, goats were individually weighed using an electronic platform scale with a capacity of 100 kg.

Blood samples were individually collected by jugular venipuncture from each animal using disposable Vacutainer[®] system into tubes with EDTA (ethylenediamine tetraacetic acid) (Becton Dickinson, Franklin Lakes, New Jersey, USA) connected to a 2.5 cm 20-G needle. Packed cell volume (PCV) was measured and values were expressed as percentages (Benjamín 1991).

FAMACHA[®] was estimated according to Van Wyk and Bath (2002) by visual examination of the membranes of the ocular mucosa of each goat using a laminated color chart bearing pictures of goats classified into five categories where 1 is a mucosa ocular of normal red color and 5 means serious anemic animals with a pale ocular mucosa.

The body condition score was estimated according to Honhold et al (1989), by means of the visual examination and palpation of each animal; goats were classified

into five categories, where 1 is an extremely thin goat with no fat reserves and a BCS of 5 is an over-conditioned (obese) goat.

Collection and examination of fecal samples for larvae identification

On day 0 (anthelmintic pre-treatment), 7 and 14, and subsequently every 14 days until day 112, fecal samples of goats were collected. Samples were taken from each goat directly from the rectum using previously identified plastic bags. These samples were used to determine the EPG of GIN using the modified McMaster technique according to Rodríguez et al. (1994).

To identify the GIN genus, coprocultures were performed using the Corticelli Lai technique (Corticelli and Lai 1963), and identification keys described by Van Wyk and Mayhew (2013) were used to identify larvae. Shape of the head and length of the tail of the larvae were the main criteria for identifying the helminths.

Fecal samples, blood samples and larval cultures were analyzed in the Animal Production Laboratory of the Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, in Saltillo, Mexico.

Statistical analysis

The anthelmintic resistance was determined according to Torres-Acosta et al (2005), where the resistance was declared when the percentage of EPG reduction was less than 95% and the confidence level was less than 90%. Suspectious to resistance was considered when only one criteria was met. The means of EPG of GNI between groups during the 112 days after treatment were analyzed using an ANOVA and the means were compared with the Tukey test. Prior to the analysis, the EPG values were transformed to Log₁₀. To evaluate EPG, BCS, PCV and FAMACHA[®], a completely randomized design with a 2X3 factorial arrangement was used; two lbreeds of goats and three levels of anthelmintics (ivermectin, closantel and saline solution).

4.4. RESULTS

Fecal egg count reduction test (FECRT)

As shown in Table 10, the resistance test (FECRT) showed that the goat herd was infected with strains of GIN resistant to ivermectin and suspect for resistance to closantel. The animals treated with CLO showed lower loads of EPG throughout the study compared with goats receiving IVM and saline solution.

Table 10. Results of the fecal egg count reduction test (FECRT) of goats that received closantel, ivermectin and saline solution.

	Day 0	Pos-treatment Days				
		7	14	28	56	112
Mean daily Temp °C	25.0	23.4	23.6	21.6	17.8	17.1
Mean relative humidity %	63.6	65.7	69.3	73.8	65.1	44.5
Ivermectin						
Number of goats	15	15	15	15	15	15
EPG mean	546.6	356.6	520.0	953.3	690.0	673.3
EPG reduction %		34.76	4.88	-74.39	-26.22	-23.17
95% Confidence interval		0.0-65.21	0.0-48.08	0.0-12.19	0.0-36.88	0.0-30.50
Efectivity		R*	R*			
Closantel						
Number of goats	12	12	12	12	12	12
EPG mean	445.8	170.8	50.0	50.0	137.5	312.5
EPG reduction %		61.68	88.79	88.79	69.16	29.91
95% Confidence interval		0.0-90.07	59.6-96.88	74.0-95.15	27.9-86.81	0.0-65.59
Efectivity		S**	S**			
Saline solution						
Number of goats	15	15	15	15	15	15
EPG mean	447.0	386.6	486.6	593.3	440.0	520.0
EPG reduction %		13.43	-8.96	-32.84	1.49	-16.42
95% Confidence interval-		0.0-55.27	0.0-37.91	0.0-21.32	0.0-48.51	0.0-37.46
Efectivity		R*	R*			

EPG= eggs per gram of feces

*R-Resistant; **S-Resistant suspect

Effect breed of goats

The breed of goats showed a significant effect on EPG on days 7 and 14 post-treatment (Figure 6). Murciano-Granadina goats presented higher ($P<0.05$) EPG counts compared with Boer goats.

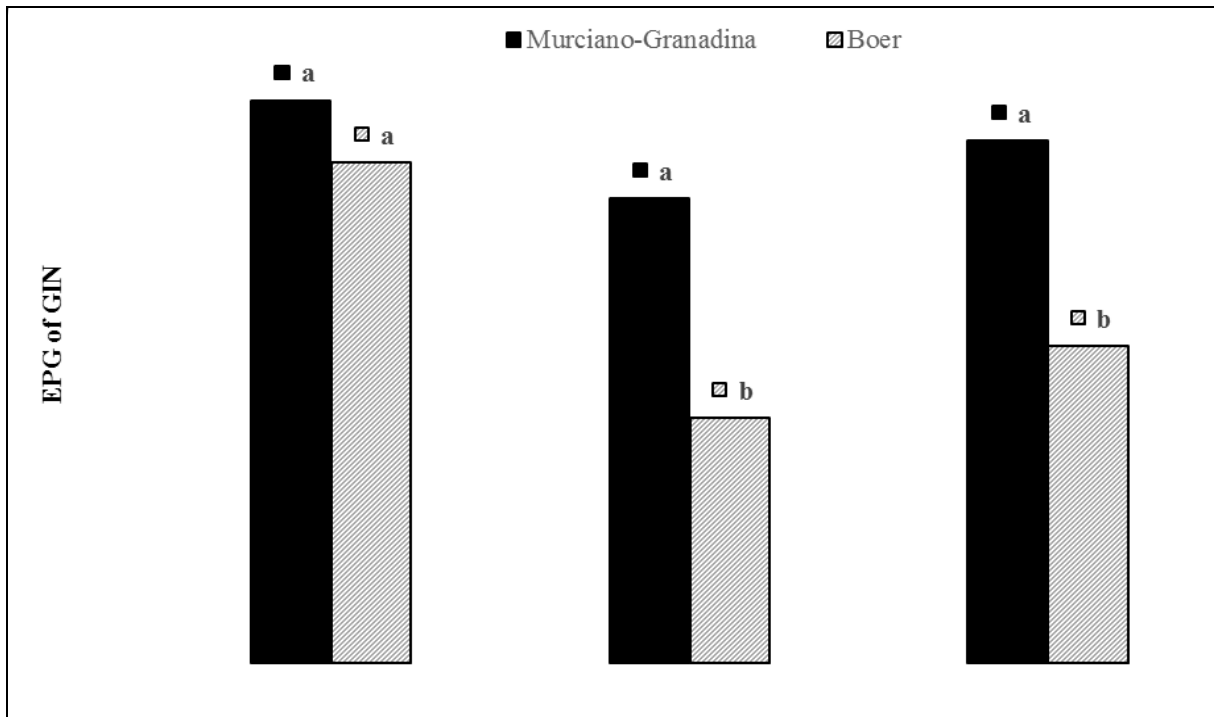


Figure 6. Effect of breed of goat on the egg count per gram of feces (EPG) of gastrointestinal nematodes (GIN).

^{a, b} Means with different literal in the same bar group differ ($P<0.05$).

Effect of the anthelmintic drug

Regardless of breed, the anthelmintic drug affected ($P<0.05$) the EPG on day 7 and 14 post-treatment. Closantel significantly reduced the EPG count both at 7 and 14 days post-treatment compared with goats treated with ivermectin and saline (Figure 7). No difference was observed between goats treated with ivermectin and saline ($P>0.05$).

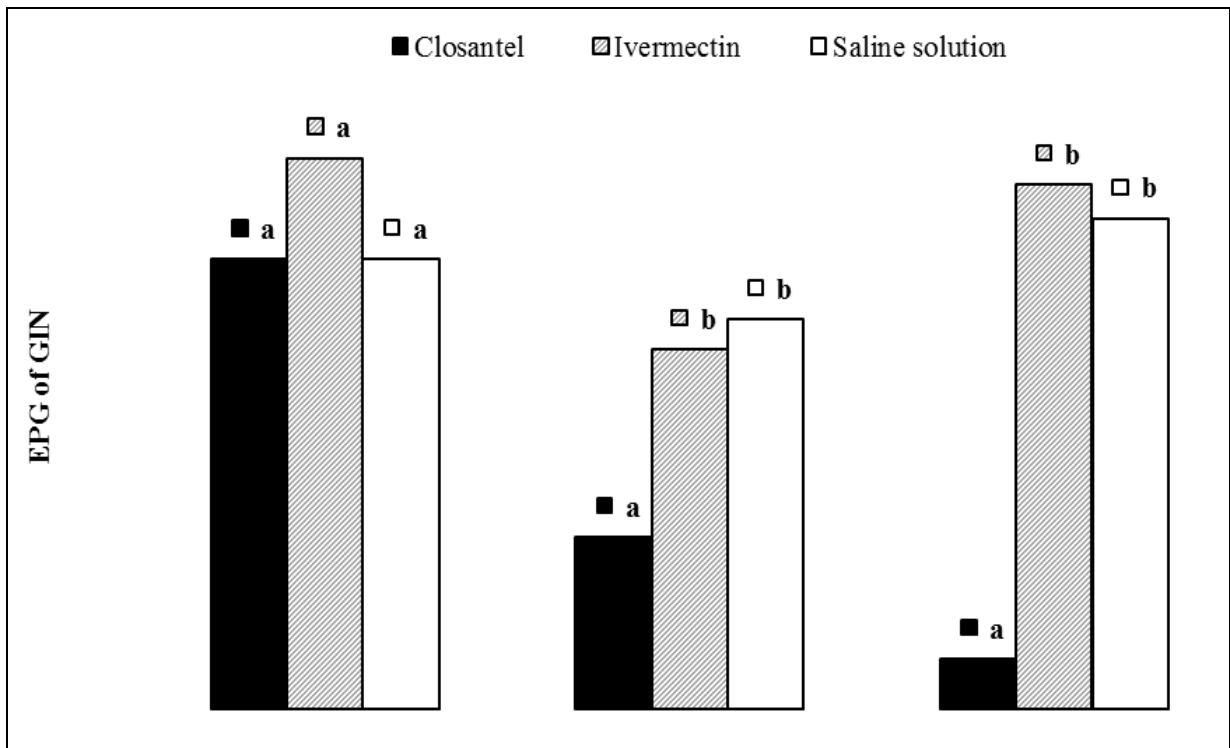


Figure 7. Effect of anthelmintic drugs on the egg count per gram of feces (EPG of GIN) of goats.

^{a, b} Different letter in bars differ ($P < 0.05$).

Changes in the packed cell volume (PCV)

There were differences between groups at the beginning of the study for PCV (Table 11). Boer goats treated with ivermectin showed lowest PCV values; however, at the middle of the study, there were no differences between groups ($P > 0.05$). At the end of the study, PCV in Murciano-Granadina goats treated with closantel decreased ($P < 0.05$).

Table 11. Packed cell volume (PCV) in goats at the beginning (day 0) and changes at the middle (day 56) and end (day 112) of the trial.

Treatment	n	PCV (%±SD)					
		Day 0	Pos-treatment				
			*Day 56	*Day 112			
B+I	9	20.6±2.9	b	3.9	a	3.1	a
G+I	6	21.8±3.4	ab	0.01	a	-0.04	a
B+C	6	23.8±4.0	ab	0.91	a	1.7	a
G+C	6	25.8±4.4	a	3.4	a	-6.8	b
B+S	8	25.3±4.3	a	1.54	a	2.6	a
G+S	7	25.3±2.7	a	3.0	a	0.4	a

B-Boer; G-Murciano-Granadina; I-ivermectin; C-closantel; S-Saline solution.

*Changes in the percentage of PCV with respect to day 0 (anthelmintic pre-treatment).

a,b Means with the different literal in the same column indicates significant differences (P< 0.05).

Changes in the body condition score (BCS), body weight and FAMACHA

Table 12 shows the BSC and FAMACHA[®] values for goats before anthelmintic treatment (day 0), as well as the changes in these variables after anthelmintic treatment (days 56 and 112).

Table 12. Body condition score and FAMACHA[®] in goats at the beginning (day 0) and changes in the middle (day 56) and at the end (day 112) of the study.

Treatment	n	Body condition score						FAMACHA [®]					
		Day 0	Mean±SD				Day 0	Mean±SD					
			Pos-treatment					Pos-treatment					
			*Day 56		*Day 112			*Day 56		*Day 112			
B+I	9	2.6±0.5	b	0.22±0.4	a	-0.33±0.7	a	2.5±0.5	a	0.22±0.6	a	0.33±0.7	ab
G+I	6	3.3±0.5	a	0.83±0.9	c	0.0±0.6	a	2.7±0.4	a	0.50±0.5	a	0.66±0.8	abc
B+C	6	3.0±0.0	ab	0.33±0.5	a	-0.50±0.8	a	2.6±0.5	a	0.33±0.5	a	0.16±0.4	bc
G+C	6	3.0±0.0	ab	-0.50±0.5	bc	0.0±0.8	a	2.6±0.5	a	0.33±0.5	a	0.83±0.7	ab
B+S	8	3.0±0.0	ab	0.12±0.3	ab	-0.12±0.3	a	2.5±0.5	a	0.0±0.5	a	-0.37±0.5	c
G+S	7	3.0±0.0	ab	-0.14±0.3	ab	0.71±0.4	a	2.5±0.5	a	0.42±0.5	a	1.0±0.5	a

B-Boer; G-Murciano-Granadina; I-ivermectin; C-closantel; S-saline solution.

*Changes in the body condition score and FAMACHA[®] with respect to day 0 (anthelmintic pre-treatment).

a,b Means with the different literal in the same column indicates significant differences (P< 0.05).

Regarding body weight changes in the different groups, Boer goats maintained and increased their body weight (Figure 8), while Murciano-Granadina goats lost weight at the middle of the study (day 56 post-treatment). At the end of the study (day 112) all goats increased their initial weight but Murciano-Granadina goats treated with closantel lost ($P<0.05$) weight compared with the other groups.

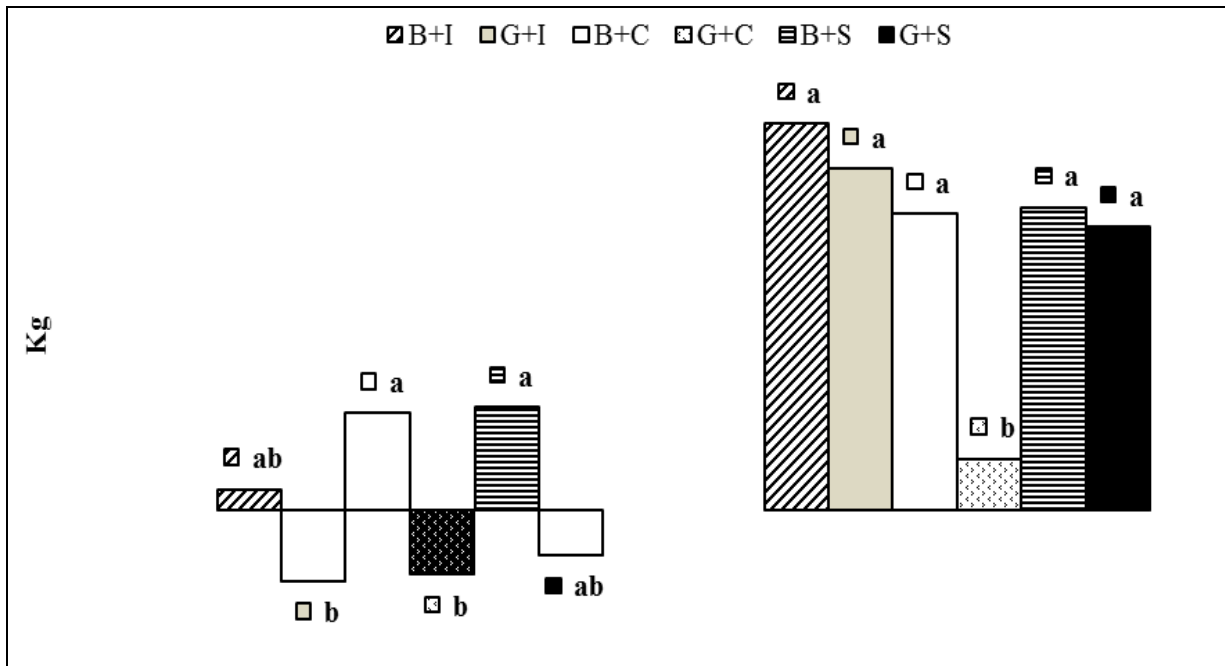


Figure 8. Changes in body weight in the goats with respect to day 0 (before anthelmintic treatment).

B-Boer; G-Murciano-Granadina; I-ivermectin; C-closantel; S-Saline solution.

a,b Different letter in the columns indicate significant differences ($P < 0.05$).

4.5. DISCUSSION

Fecal egg count reduction test (FECRT)

This is the first study to demonstrate the anthelmintic resistance (AR) to ivermectin and the doubt of closantel resistance in goats on a semi-arid rangeland of northeastern México. GIN resistance to anthelmintics are a threat to the sustainability of the small ruminant industry (Goolsby et al. 2017). The indiscriminant use of anthelmintic drugs has generated resistance to these drugs in strains of GIN in

small ruminants throughout the world (Goolsby et al. 2017; Verma et al. 2018). The appearance of AR to ivermectin in the present study can be due to three reasons: a) because of the animals of this herd were frequently dewormed with this anthelmintic (more than three times a year) in the rainy season; b) because goats are not weighed, so, goats may be overdosed or underdosed with anthelmintic products, and c) because of the communal grazing, goats shared the grazing area with sheep and goats from other herds of low-income producers. In this regard, Erez and Kozan (2018) point out that the most common causes of anthelmintic resistance are overdose and underdosing due to improper calculations due to the lack of weighing of the animals; the lack of rotation of anthelmintic families; the frequency of deworming and the use of long-acting or slow-release anthelmintics that expose the host at low doses at the end of the elimination phase. Also, Singh *et al.* (2018) suggest that the magnitude of the anthelmintic resistance along with the type, frequency and timing in the use of anthelmintics can cause variations in the incidence of *Strongylus*. Santos *et al.* (2017) found resistance in the F200Y gene of *Haemonchus contortus* to ivermectin and oxfendazole in Somali sheep by means of PCR. Similarly, Ali et al (2019) report the presence of the same allele in *Haemonchus placei* that gives resistance to benzimidazole in buffaloes and cattle. Babják et al (2018) mention that mixing goats and sheep during grazing could accelerate the development of AR. According to Ploeger and Everts (2018), resistance to ivermectin occurs more frequently than resistance to benzimidazoles, and is also a drug with much lower average efficacy. In the region where the present study was conducted, the use of closantel must be considered before the GIN strains become resistant to this drug. For closantel, Borges et al (2015) reported an efficacy of less than 85% in goat herds infected with *Haemonchus* and *Trichostrongylus*; whereas Westers et al. (2016) reported excellent efficacy of this dewormer against *Haemonchus sp* in sheep. During a two-year study period, the authors recommend this anthelmintic to be considered as a viable component of integrated sustainable parasite control programs for farms with documented anthelmintic resistance and problems with haemonchosis. Regarding the GIN genus recovered in the coprocultures, they were infective phase larvae (L3):

Haemonchus spp. with 57%, *Cooperia spp.* with 39% and *Ostertagia spp.* with 4%. Similar results have been reported in tropical and subtropical zones of México (Torres-Acosta et al. 2005), and in goats from semi-arid areas of northeastern México where Olivas-Salazar et al (2018) reported larvae of *Trichostrongylus spp* and *Haemonchus spp.*

Changes in the packet cell volume (PCV)

The normal values of PCV in goats are in the range of 22-38% (Byers and Kramer 2010, Onzima et al. 2017). With gastrointestinal parasitism, it is reported that these values fall from 10 to 70%. However, goats are highly at risk of death with values <18% (Glaji et al. 2014). PCV percentages depend of the type of parasite that predominates in the host, for example, *Haemonchus contortus* and *Oesophagostomum*, which are hematophagous whose pathogenesis negatively affects the PCV of infected animals (Zvinorova et al. 2016). At the beginning of the present study, there were differences in PCV values between groups, some low and others within the safe range (Table 3); however, in the middle and at the end of the experimental period most of the groups increased PCV values. Nehra et al (2019) compared two groups of goats during 57 days, one infected with *Haemonchus contortus* larvae and a control group; PCV values increased in the infected group 9 days after infection; however, after 14 days post-infection, both groups were matched and then these values increased in the non-infected group until the end of the experiment. In the present study PCV increased in all animals after the administration of the anthelmintics; except Murciano-Granadina goats that received ivermectin and closantel. Onzima et al. (2017) found differences among breeds in hematocrit values in three native goat breeds in Uganda; very similar to what happened in the present investigation, as at the beginning of this study there were no differences in the EPG between the Boer and Murciano-Granadina goats, however, the PCV values were different.

Changes in the body condition Score (BCS) and FAMACHA[®]

The goat breeds of the present study have a different zootechnical function in Mexico, a double purpose (Murciano-Granadina) and a meat (Boer) (Montaldo et al. 2010). BCS was higher in goats with meat function (Boer) as a result of a lower parasite load (EPG) and lower nutrient demand as reported in dairy goats (Fthenakis and Papadopoulos 2018). Alberti et al (2012) found differences in milk production between breeds and number of lactation due to parasitic load; whereas Bath et al (2001) reported a high association between BCS and body weight of growing sheep. The animals with greater weight did not need to be treated with anthelmintic and showed better PCV, FAMACHA[®] values and lower EPG loads. BCS is associated with energy and protein reserves in the animal. Recent studies show that sheep with body condition score of 3 in a range of 1-5 had a body composition rich in protein. For this reason, animals with good BCS have reserves to defend themselves immunologically from parasites. However, the deviation of these nutrients for growing or for milk production allows parasites to adversely affect the health of animals (Alberti et al. 2012).

Changes in body weight

Contrary to Murciano-Granadina, Boer goats maintained their weight or increased it at the end of the study. This could be due mainly to two reasons, the different zootechnical function of the two breeds and the level of GIN infection. Boer goats are specialized in meat production, and therefore are more fleshy and with better weight gains, while the Murciano-Granadina goats produce more milk, it is less stout and its weight gains are lower. In relation to GIN infection, Boer goats showed low parasitic loads which explains the increase in body weight throughout the study compared to Murciano-Granadina goats. Sargison et al (2017) mention that GIN infections reduce weight gain, and this impacts the time that it takes to reach weight for slaughter or reproduction of animals, and reduces efficiency of feed conversion. In the adult stage, infections with GIN negatively affect body reserves of goats and

sheep, which leads to a reduction in milk production (Alberti et al. 2012), lower weights of their offspring at weaning (Ceñ et al. al. 2018) and an increase in the excretion of EPG in females during lactation (partial relaxation of immunity during peripartum or lactation) (Beasley et al. 2010), which presents them as a source of infection for the grazing meadows. Bessell et al. (2018) showed that goats infected with GIN that were treated with anthelmintic drugs had better daily weight gains compared to untreated animals. In the present study it was observed that ivermectin is no longer totally effective for this purpose. In both breeds, goats treated with closantel showed greater weight gains. However, the colosantel showed a level of resistance classified as suspicious, which indicates that the risk of ceasing to be effective is latent. Under these conditions, the use of alternative methods of control could be a good option, as reported by others in goats in the tropics of Mexico (Aguilar-Caballero et al. 2008, Torres-Acosta et al. 2012).

4.6. CONCLUSIONS

In the semi-arid zones of northeastern México there are strains of gastrointestinal nematodes resistant to ivermectin and suspicious to be resistant to closantel in Boer and Murciano-Granadina goats under semi-intensive conditions. This condition of gastrointestinal parasitism requires a change in goat producers in GIN control strategies where the medications no longer have the expected results. Therefore, veterinary advice is necessary to implement a rational and sustainable plan with alternative methods of GIN control in goats of semi-arid zones of northeastern Mexico.

Acknowledgements

The authors are grateful to PROMEP-SEP-MÉXICO for the financial support (Project: Alimentación y Salud de Pequeños Rumiantes en Zonas Áridas. IDCA23812, Clave: UAAAN-CA-29, Cuerpo Académico en Producción Animal Biotecnológica). The first author received a scholarship from PRODEP-SEP-México

(DSA/103.5/16/5852) to undergo her PhD studies at Universidad Autónoma de Sinaloa.

Compliance with ethical standards

Conflict of interest. The authors declare that they have no competing interests.

Ethical approval

The Bioethics Committee of the Faculty of Veterinary Medicine of the Universidad Autónoma de Sinaloa, México, approved the present study for its development. This article does not contain any studies performed with human subjects.

4.7. REFERENCES

- Aguilar-Caballero, A.J., Torres-Acosta, J.F.J., Cámara-Sarmiento, R., Hoste, H., Sandoval-Castro, C.A., 2008. Immunity against gastrointestinal nematode: the goat history, *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9:73-82.
- Aguilar-Caballero, A.J., Torres-Acosta, J.F.J., Cámara-Sarmiento, R., 2009. Importancia de parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. In: *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*. Compilado por: González Garduño R. y Berumen Alaforte A.C. Editado por: Universidad Autónoma de Chapingo, U.R.U.S.E. Tabasco, México. pp. 1-11. ISBN: 978-607-12-0089-1.
- Alberti, E.G., Sanzani, S.A., Ferrari, N., Bruni, G., Manfredi, M.T., 2012. Effects of gastrointestinal nematodes on milk productivity in three dairy goats breeds, *Small Ruminant Research*, 106:S12-S1.
- Ali, O., Rashid I., Subair Shabbir, M., Asis-ul-Rahman., Shahzad, K., Ashraf, K., Sargison, N.D., Chaudhry U., 2019. Emergence and spread of the F200Y benzimidazole resistance mutation in *Haemonchus contortus* and *Haemonchus placei* from buffalo and cattle, *Veterinary Parasitology*, 265:48-54.
- Babják, M., Königová, A., Urda Dolinská, M., Vadlejch, J., Várady, M., 2018. Anthelmintic resistance in goat herds -*In vivo* versus *in vitro* detection methods, *Veterinary Parasitology*, 254:10-14.
- Bath, G., Hansen, J., Krecek, R., Vanwyk, J., Vatta, A., 2001. Sustainable approaches for managing Haemonchosis in sheep and goats, the final report of FAO. Technical cooperation project N° TCP/SAF/882 (A).

- Beasley, A.M., Kahn, L.P., Windon, R.G., 2010. The periparturient relaxation of immunity in Merino ewes infected with *Trichostrongylus colubriformis*: Endocrine and body compositional responses, *Veterinary Parasitology*, 168:51-59.
- Benjamín, M.M., 1991. Manual de patología clínica veterinaria. Noriega Editores. Limusa. México. Pp. 9-128.
- Bessell, P.R., Sargison, N.D., Mirende, K., Dash, R., Prasad, S., Al-Riyami, L., Gammon, N., Stuke, K., Woolley, R., Barbaruah, M., Wambura, P., 2018. The impact of anthelmintic drugs on weight gain of smallholder goats in subtropical regions, *Preventive Veterinary Medicine*, 159:72-81.
- Borges, S.L., Oliveira, A.A., Mendonça, L.R., Sabrina, M.L., Viana, J.M., Nishi, S.M., da Silva, F.J., Almeida, M.A.O., 2015. Resistência anti-helmíntica em rebanhos caprinos nos biomas Caatinga e Mata Atlântica, *Pesquisa Veterinária Brasileira*, Vol. 35 No. 7. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-736X2015000700007>.
- Byers, S.R., Kramer, J.W., 2010. Normal hematology of sheep and goats, 6th Edn Blackwell Publishing Ltd, Ames, 836–842 pp.
- Ceï, W., Salah, N., Alexandre, G., Bambou, J.C., Archimède, H., 2018. Impact of energy and protein on the gastro-intestinal parasitism of small ruminants: A meta-analysis, *Livestock Science*, 212:34-44.
- Coles, G.C., Bauer, C., Borgsteede, F.H., Geerts, S., Klei, T.R., Taylor, M.A., Walle, J.P., 1992. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance, *Veterinary Parasitology*, 44:35-44.
- Corticelli, B., Lai, M., 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive degli strongili gastrointestinali del bovino, *Acta Medica Veterinaria*, año 9, Fasc V/VI.
- Craig, T.M., 2018. Gastrointestinal Nematodes, Diagnosis and Control, *Vet Clin Food Anim*, 34:185-199.
- Crook, E.K., O'Brien, D.J., Howell, S.B., Storey, B.E., Whitley, N.C., Burke, J.M. Kaplan, R.M., 2016. Prevalence of anthelmintic resistance on sheep and goat farms in the mid-Atlantic region and comparison of in vivo and in vitro detection methods. *Small Ruminant Research*, 143:89-96.
- Erez, M.S., Kozan, E., 2018. Anthelmintic Resistance in Farm Animals, *Kocatepe Veterinary Journal*, 11:1-9.
- Fthenakis, G.C., Papadopoulos, E., 2018. Impact of parasitism in goat production, *Small Ruminant Research*, 163:21-23.
- Geary, T.G., Hosking, B.C., Skuce, P.J., Samson-Himmelstjerna, G.V., Maeder, S., Holdsworth, P., Pomroy, W., Vercruyse, J., 2012. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.). Guideline: Anthelmintic combination products targeting nematode infections of ruminants and horses, *Veterinary Parasitology*, 190:306-316.
- Glaji, Y.A., Mani, A.U., Bukar, M.M., Igbokwe, I.O., 2014. Reliability of FAMACHA© chart for the evaluation of anaemia in goats in and around Maiduguri Sokoto, *Journal of Veterinary Sciences*, Volume 12, No. 3. <http://dx.doi.org/10.4314/sokjvs.v12i3.2>.

- Goolsby, M.K., Leite-Browning, M.L., Browning Jr, R., 2017. Evaluation of parasite resistance to commonly used commercial anthelmintics in meat goats on humid subtropical pasture, *Small Ruminant Research*, 146:37-40.
- Honhold, N., Peti, H., Halliwell, R.W., 1989. Condition scoring scheme for small east African goats in Zimbabwe, *Tropical Animal and Health Production*, 21:121-127.
- INEGI., 2003. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Registro Nacional de Información Geográfica (RNIG). Aguascalientes, Agsc. México.
- Lanusse, C., Canton, C., Virkel, G., Alvarez, L., Costa-Junior, L., Lifschitz, A., 2018. Strategies to Optimize the Efficacy of Anthelmintic Drugs in Ruminants, *Trends in Parasitology*, 34:664-682.
- Santos, J.M.L.D., Ferreira, V.G., Araújo, F.G., Correia, R.W.L., Pinheiro, A.W.P., Silva, V.L.D., Teixeira, M., Leal, B.C.M., Patricio, M.J., 2017. *Haemonchus contortus* β -tubulin isotype 1 gene F200Y and F167Y SNPs are both selected by ivermectin and oxfendazole treatments with differing impacts on anthelmintic resistance, *Veterinary Parasitology*, 248:90-95.
- Martin, R.J., Wolstenholme, A.J., Caffrey, C.R., 2016. Anthelmintics: from discovery to resistance II (San Diego, 2016), *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 6:297-298.
- Mederos, A., Carracelas, B., Lara, S., Pimentel, S., Banchemo, G., 2016. Situación actual de la resistencia a las drogas antihelmínticas en ovinos en Uruguay, *Revista INIA*, 44:10-12.
- Montaldo, H.H., Torres-Hernández, G., Valencia-Posadas, M., 2010. Goat breeding research in Mexico, *Small Ruminant Research*, 89:155-163.
- Nehra, A. K., Gowane, G. R., Kuriyal, A., Chaurasiya, A., Kumar, R., Bhinsara, D.B., Parthasarathi, B.C., Bhawana, K., Khare, R.K., Prasad, A., Chandra, D., Sankar, M., 2019. Immune response against subclinical haemonchosis in Himalayan hill goats, *Veterinary Parasitology*, 267:47-53.
- Olivas-Salazar, R., Estrada-Angulo, A., Mellado, M., Aguilar-Caballero, A.J., Castro-Pérez, B.I., Gutiérrez-Blanco, E., Ruiz-Zárate, F., 2018. Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico, *Tropical Animal Health and Production*, 50:807-813.
- Onzima, R.B., Mukibi, R., Ampaire A., Benda, K.K., Kanis, E., 2017. Between-breed variations in resistance/resilience to gastrointestinal nematodes among indigenous goat breeds in Uganda, *Tropical Animal Health and Production*, 49:1763-1769.
- Paraud, C., Chartier, C., 2017. Chapter 16. Facing Anthelmintic Resistance in Goats. In: Simões J., Gutiérrez C. (eds). *Sustainable Goat Production in Adverse Environments*, 1:267-292.
- Ploeger, H.W., Everts, R.R., 2018. Alarming levels of anthelmintic resistance against gastrointestinal nematodes in sheep in the Netherlands, *Veterinary Parasitology*, 262:11-15.
- Rodríguez, V.R., Domínguez, A. J., Cob, G.L., 1994. *Técnicas Diagnósticas de Parasitología Veterinaria*. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. ISBN: 968-6843-60-4.

- Sargison, N.D., Iivil, S.A.J., Abraham, J., Abubaker, S.P.S., Hopker, A.M., Mazeri, S., Otter, I.A., Otter, N., 2017. Investigation of productivity in a south Indian Malabari goat herd shows opportunities for planned animal health management to improve food security, *Veterinary Record*, 180:278.
- Singh, D., Swarnkar C. P., Khan F.A., 2018. Epidemiology of gastrointestinal parasites and impact of two anthelmintic treatment systems in sheep flocks of arid and semi-arid Rajasthan, *Small Ruminant Research*, 164: 22-27.
- Souza, B.M.P.S., Lambert, S.M., Nishi, S.M., Saldaña, G.F., Oliveira, G.G.S., Vieira, L.S., Madruga, C.R., Almedia, M.A.O., 2018. Collectins and galectins in the abomasum of goats susceptible and resistant to gastrointestinal nematode infection, *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 12:99-105.
- Torres-Acosta, J.F.J., Aguilar-Caballero, A.J., Le Bigot, C., Hoste, H., Canul-Ku, H.L., Santos-Ricalde, R., Gutiérrez-Segura, I., 2005. Comparing different formulae to test for gastrointestinal nematode resistance to benzimidazoles in small holder goat farms in Mexico, *Veterinary Parasitology*, 134: 241-248.
- Torres-Acosta, J.F.J., Sandoval-Castro, C.A., Hoste, H., Aguilar-Caballero, A.J., Cámara-Sarmiento, R., Alonso-Díaz, M.A., 2012. Nutritional manipulation of sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions, *Small Ruminant Research*, 103:28-40.
- Van Wyk, J.A., Bath, G.F., 2002. The FAMACHA[®] system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment, *Veterinary Research*, 33:509-529.
- Van Wyk, J.A., Mayhew, E., 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide, *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 80:1-14.
- Vercruyse, J., Charlier, J., Van Dijk, J., Morgan, E.R., Geary, T., Von Samson-Himmelstjerna, G., Claerebout, E., 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030, *Parasitology*, Pp.1-10.
- Verma, R., Lata, K., Das, G., 2018. An overview of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of livestock and its management: India perspectives, *International Journal of Chemical Studies*, 6:1755-1762.
- Westers, T., Jones-Bitton, A., Menzies, P. Van Leeuwen, J., Poljak, Z., Peregrine, A.S., 2016. Efficacy of closantel against ivermectin- and fenbendazole-resistant *Haemonchus* sp. in sheep in Ontario, Canada, *Veterinary Parasitology* 228:30-41.
- Windsor, P.A., Nampanya, S., Puttana, V., Keonam, K., Johnson, K., Bush, R.D. Khounsy, S., 2018. The endoparasitism challenge in developing countries as goat raising develops from smallholder to commercial production systems: A study from Laos, *Veterinary Parasitology* 251:95-100.
- Zanzani, S. A., Gazzonis, A. L., Di Cerbo, A., Varady, M., Manfredi, M.T., 2014. Gastrointestinal nematodes of dairy goats, anthelmintic resistance and practices of parasite control in Northern Italy, *BMC Veterinary Research*, 10:114-114.
- Zvinorova, P. I., Halimani, T. E., Muchadeyi, F. C., Matika, O., Riggio, V., Dzama, K., 2016. Prevalence and risk factors of gastrointestinal parasitic infections in

goats in low-input low-output farming systems in Zimbabwe, *Small Ruminant Research*, 143:75-83.

CAPÍTULO 5. CONCLUSIONES GENERALES

Se confirman altas prevalencias de infecciones con nemátodos gastrointestinales en los hatos caprinos de las zonas semi-áridas de México. La condición corporal, el peso vivo, la edad, la temperatura ambiental, la precipitación pluvial, y la altitud son factores que influyen en las infecciones por NGI en cabras mantenidas en agostaderos semi-áridos del noreste de México. Bajo condiciones semi-intensivas se demuestra que en las zonas semi-áridas del noreste de México existen cepas de NGI resistentes a la ivermectina y sospechosos de resistencia al closantel en cabras Boer y Murciano-Granadina.

CAPÍTULO 6. LITERATURA CITADA

- Aguilar-Caballero, A.J., J.F. Torres-Acosta, R. Cámara-Sarmiento, H. Hoste y C.A. Sandoval-Castro. 2008. Inmunidad contra los Nemátodos Gastrointestinales: La historia caprina. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9:73-82.
- Aguilar-Caballero, A.J., J.F.J. Torres-Acosta y R. Cámara-Sarmiento. 2009. Importancia de parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. In: *Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico*. Compilado por: González Garduño R. y Berumen Alaforte A.C. Editado por: Universidad Autónoma de Chapingo, U.R.U.S.E. Tabasco, México. pp. 1-11. ISBN: 978-607-12-0089-1.
- Aguilar-Caballero, A.J., R. Cámara-Sarmiento, J.F. Torres-Acosta y C. Sandoval-Castro C. 2011. El control de los nemátodos gastrointestinales en caprinos: ¿Dónde estamos? *Bioagrocencias*. 4:10-16.
- Alberti E.G., S.A. Zanzani, A.L. Gazzonis, G. Zanatta, G. Bruni, M. Villa and M.T. Manfredi. 2014. Effects of gastrointestinal infections caused by nematodes on milk production in goats in a mountain ecosystem: Comparison between a cosmopolite and a local breed. *Small Ruminant Research*. 120:155-163.
- Athanasiadou, S.L., I. Kyriazakis, F. Jackson and R.L. Coop 2001. Direct anthelmintic effects of condensed tannins towards different gastrointestinal nematodes of sheep: *in vitro* and *in vivo* studies. *Veterinary Parasitology*. 99: 205-219.
- Babják, M., A. Königová, M. Urda Dolinská, J. Vadlejch and M. Várady. 2018. Anthelmintic resistance in goat herds -*In vivo* versus *in vitro* detection methods, *Veterinary Parasitology*. 254:10-14.
- Badaso, T. and M. Addis. 2015. Small ruminants haemonchosis: prevalence and associated risk factors in Arsi Negelle municipal abattoir, Ethiopia. *Global Veterinaria*. 15:315-320
- Bambou, J.C., R. Arquet, H. Archimède, G. Alexandre, N. Mandonnet and E. González-García. 2009. Intake and digestibility of Naïve kids differing in genetic resistance and experimentally parasitized (indoors) with *Haemonchus contortus* in two successive challenges. *Journal Animal Science*. 87: 2367-2375.
- Benjamín, M.M. 1991. Manual de patología clínica veterinaria. Noriega Editores. Limusa. México. Pp 9-128.
- Besier, R.B., L.P. Kahn, N.D. Sargison and J.A. Van Wyk. 2016. The pathophysiology, ecology and epidemiology of *Haemonchus contortus* infection in small ruminants. In: *Haemonchus contortus* and haemonchosis-Past, present and future trends. Gasser, R.B. and Von Samson-Himmelstjerna G. (Eds). *Advances in parasitology*. 93:95-143.
- Bessell, P.R., N.D. Sargison, K. Mirende, R. Dash, S. Prasad, L. Al-Riyami, N. Gammon, K. Stuke, R. Woolley, M. Barbaruah and P. Wambura. 2018. The impact of anthelmintic drugs on weight gain of smallholder goats in subtropical regions. *Preventive Veterinary Medicine*. 159:72-81.

- Bihaqi, S.J., I.M. Allaie, M.A.A. Bandy, A.A. Wani, R.A. Shahardar. 2017. Prevalence of caprine GI helminths in temperate areas of Jammu & Kashmir. *Journal of Parasitic Diseases*. 41:843-849.
- Borges, S.L., A.A. Oliveira, L.R. Mendonça, M.L. Sabrina, J.M. Viana, S.M. Nishi, F.J. da Silva e M.A.O. Almeida. 2015. Resistência anti-helmíntica em rebanhos caprinos nos biomas Caatinga e Mata Atlântica, *Pesquisa Veterinária Brasileira*, Vol. 35 No. 7.
- Bowman, D.D. and R.C. Lynn. 1999. *Diagnosis parasitology*. In: Bowman, D.D, Lynn, R.C. (eds). *Georgis' parasitology for veterinarians*, 7th edn. WB Saunder Company, Philadelphia. Pp 361-367.
- Burke, J.M., R.M. Kaplan, J.E. Miller, T.H. Terrill, W.R. Getz, S. Mobini, E. Valencia, M.J. Williams, L.H. Williamson and A.F. Vatta 2007. Accuracy of the FAMACHA system for on-farm use by sheep and goat producers in the southeastern United States. *Veterinary Parasitology*. 147:89-95.
- Byers, S.R. and J.W. Kramer. 2010. *Normal hematology of sheep and goats*, 6th Edn. Blackwell Publishing Ltd, Ames. Pp. 836-842.
- Calvete, C., L. Ferrer, D. Lacasta, R. Calavia, J. Ramos, M. Ruiz-de-Arkaute and J. Uriarte. 2014. Variability of the egg hatch assay to survey Benzimidazole resistance in nematodes of small ruminants under field conditions. *Veterinary Parasitology*. 203:102-113.
- Canul-Ku, H.L., L. Garate-Gallardo, J.F.J. Torres-Acosta, M. Pérez-Cruz, A.J. Aguilar-Caballero, R. Cámara-Sarmiento and J. Van-Wyk. 2009. Selective anthelmintic treatment scheme for goats in tropical Mexico: two year field validation. The 22nd International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology. Alberta, Canada. August, 2009.
- Castells, D.D. 2004. *Nemátodos gastrointestinales de los ovinos y saguaype en ovinos y bovinos*. Uruguay: Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria Uruguay.
- Ceï, W., M. Mahieu, L. Philibert, R. Arquet, G. Alexandre, N. Mandonnet and J.C. Bambou. 2015. Impact of the post-weaning parasitism history on an experimental *Haemonchus contortus* infection in Creole goat kids. *Veterinary Parasitology*. 207:166-169.
- Ceï, W., N. Salah, G. Alexandre, J.C. Bambou and H. Archimède. 2018. Impact of energy and protein on the gastro-intestinal parasitism of small ruminants: A meta-analysis. *Livestock Science*. 212:34-44.
- Charlier, J., S.M. Thamsborg, D.J. Bartley, P.J. Skuce, F. Kenyon, T. Geurden H. Hoste, A.R. Williams, S. Sotiraki, J. Höglund, C. Chartier, P. Geldhof, J. Van Dijk, L. Rinaldi, E.R. Morgan, G. Samson-Himmelstjerna, J. Vercruyssen and E. Claerebout. 2018. Mind the gaps in research on the control of gastrointestinal nematodes of farmed ruminants and pigs. *Transboundary Emerging Diseases*. 65:217-234.
- Chartier, C., E. Etter, H. Hoste, I. Pors, M.P. Mallereau, C. Broqua, and A. Masse, 2000. Effects of the initial level of milk production and of the dietary protein

- intake on the course of natural nematode infection in dairy goats. *Veterinary Parasitology*. 92:1-13.
- Coles, G.C., C. Bauer, F.H. Borgsteede, S. Geerts, T.R. Klei, M.A. Taylor, and J.P. Walle. 1992. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. 44:35-44.
- Coles, G. 2002. Sustainable use of anthelmintics in grazing animals. *The Veterinary Record*. 151:165-169.
- Cordero, C. M., F.A.R. Martinez, A.M.C. Sanchez, R.S. Hernandez, I.I. Navarrete, B.P. Diez, R.H. Quiroz y V.M. Carvalho. 1999. *Parasitología Veterinaria*. Editorial McGraw Hill-Interamericana. Madrid, España. ISBN: 84-486-0236-6.
- Corticelli, B. y M. Lai. 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive degli strongili gastrointestinali del bovino. *Acta Medica Veterinaria*. Año 9, Fasc V/VI.
- Cotter, S.C., S.J. Simpson, D. Raubheimer and K. Wilson. 2011. Macronutrient balance mediates trade-offs between immune function and life history traits. *Functional Ecology*. 25:186-198.
- Craig, T.M. 2018. Gastrointestinal nematodes, diagnosis and control. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. 34:185-199.
- Crook, E.K., D.J. O'Brien, S.B. Howell, B.E. Storey, N.C. Whitley, J.M. Burke and R.M. Kaplan. 2016. Prevalence of anthelmintic resistance on sheep and goat farms in the mid-Atlantic region and comparison of *in vivo* and *in vitro* detection methods. *Small Ruminant Research*. 143:89-96.
- Dilgasa, L., B. Asrade and S. Kasaye. 2015. Prevalence of gastrointestinal nematodes of small ruminants in and around Arsi Negele town, Ethiopia. *American-Eurasian Journal of Scientific Research*. 10:121-125.
- Emery, D.L., P.W. Hunt and L.F. Le Jambre. 2016. *Haemonchus contortus*: the then and now, and where to from here? *International Journal for Parasitology*. 46:755-769.
- Erez, M.S. and E. Kozan E. 2018. Anthelmintic Resistance in Farm Animals. *Kocatepe Veterinary Journal*. 11:1-9.
- Escareño, L., H. Salinas-Gonzalez, M. Wurzinger, L. Iñiguez, J. Sölkner and C. Meza-Herrera. 2012. Dairy goat production systems Status quo: Perspectives and challenges. *Tropical Animal Health & Production*. 45:17-34.
- FAO. 2017. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAOSTAT-Ganadería. Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QA>. Accesada agosto 10 de 2019.
- Fiel, C., O. Anziani; V. Suárez, R. Vázquez, C. Eddi, J. Romero, J. Caracostantógolo, C. Saumell, M. Mejía, J. Costa y P. Steffan. 2001. Resistencia antihelmíntica en bovinos: causas, diagnóstico y profilaxis. *Veterinaria Argentina*. 171:21-33.
- Fthenakis, G.C., and E. Papadopoulos. 2018. Impact of parasitism in goat production. *Small Ruminant Research*. 163:21-23.
- Galindo-Barboza, A.J., J.F.J. Torres-acosta, R. Cámara-Sarmiento, C.A. Sandoval-Castro, A.J. Aguilar-Caballero, N.F. Ojeda-Robertos, R. Reyes-Ramirez and E. España-España. 2011. Persistence of the efficacy of copper oxide wire

- particles against. *Haemonchus contortus* in sheep. *Veterinary Parasitology*. 176:201-207.
- Geary, T.G., B.C. Hosking, P.J. Skuce, G.V. Samson-Himmelstjerna, S. Maeder, P. Holdsworth, W. Pomroy and J. Vercruyse. 2012. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.). Guideline: Anthelmintic combination products targeting nematode infections of ruminants and horses. *Veterinary Parasitology*. 190:306-316.
- Gibbs, H.C. 1986. Hypobiosis in parasitic nematodes-an update, *Advances in Parasitology*. 25:129-174.
- Glaji, Y.A., A.U. Mani, M.M. Bukar and I.O. Igbokwe. 2014. Reliability of FAMACHA[®] chart for the evaluation of anaemia in goats in and around Maiduguri Sokot., *Journal of Veterinary Sciences*. Volume 12, No. 3.
- Goolsby, M.K., M.L. Leite-Browning and Jr. R. Browning. 2017. Evaluation of parasite resistance to commonly used commercial anthelmintics in meat goats on humid subtropical pasture. *Small Ruminant Research*. 146:37-40.
- Greer, A.W. and J.C. Hamie. 2016. Relative maturity and the development of immunity to gastrointestinal nematodes in sheep: an overlooked paradigm? *Parasite Immunology*. 38:263-271
- Gwaltney-Brant, S.M., C. De Clementi and R.C. Gupta. 2018. *Veterinary toxicology*. Chapter 43—Macrocyclic lactone endectocides. Third edition. pp. 539-550 ISBN: 978-0-12-811410-0.
- Hendrix, C.M. and E. Robinson. 2006. *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Third edition. Mosby-Elsevier. St Louis Missouri. Pp. 29-241.
- Honhold, N., H. Peti, and R.W. Halliwell. 1989. Condition scoring scheme for small east African goats in Zimbabwe. *Tropical Animal and Health Production*. 21:121-127.
- Hoste, H., J.F.J. Torres-Acosta, V. Paolini, A. Aguilar-Caballero, E. Etter, Y. Lefrileux, C. Chartier and C. Broqua. 2005. Interactions between nutrition and gastrointestinal infections with parasitic nematodes in goats. *Small Ruminant Research*. 60:141-151.
- Hoste, H., J.F.J. Torres-Acosta, J. Quijada, I. Chan-Perez, M.M. Dakheel, D.S. Kommuru, I. Mueller-Harvey and T.H. Terrill. 2016. Interactions Between Nutrition and Infections With *Haemonchus contortus* and Related Gastrointestinal Nematodes in Small Ruminants. *Advances in Parasitology*. 93:239-351.
- Houdijk, J.G.M., I. Kyriazakis, A. Kidane and S. Athanasiadou. 2012. Manipulating small ruminant parasite epidemiology through the combination of nutritional strategies. *Veterinary Parasitology*. 186: 38-50.
- Idika, I.K., C.N. Iheagwam, C.N. Ezemonye and C.O. Nwosu. 2012. Gastrointestinal nematodes and body condition scores of goats slaughtered in Nsukka, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*. 33:440-447.
- INEGI. 2003. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Registro Nacional de Información Geográfica (RNIG). Aguascalientes, México.
- Ingale, S.L., S.V. Mulik, A. Suryawanshi and S. Zadbuke. 2010. Nutrition-parasite interaction-a review. *Agricultural Review*. 31:48-55.

- Junquera, P. 2017. *Haemonchus* spp, gusanos nemátodos parásitos del estómago en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. Parasitipedia. Disponible en: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=157&Itemid=237. Accesada abril 16 abril de 2019.
- Kaplan, R.M., J.M. Burke, T.H. Terrill, J.E. Miller, W.R. Getz, S. Mobini, E. Valencia, M Williams, L.H, Williamson, M. Larsen and A.F. Vatta, 2004. Validation of the FAMACHA© eye color chart for detecting clinical anemia on sheep and goat farms in the southern United States. *Veterinary Parasitology*. 123:105–120.
- Khadijah, S., L.P. Kahn, S.W. Walkden-Brown, J.N. Bailey and S.F. Bowers. 2013. Effect of simulated rainfall timing on faecal moisture and development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* eggs to infective larvae. *Veterinary Parasitology*. 192:199–210.
- Khadijah, S., L.P. Kahn, S.W. Walkden-Brown, J.N. Bailey and S.F. Bowers. 2013c. Soil moisture influences the development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* to third stage larvae. *Veterinary Parasitology*. 196:161-171.
- Khadijah, S., L.P. Kahn, S.W. Walkden-Brown, J.N. Bailey and S.F. Bowers. 2013a. Soil moisture modulates the effects of the timing and amount of rainfall on faecal moisture and development of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* to infective third stage larvae. *Veterinary Parasitology*. 196:347-357.
- Knox, M.R., A.J.F.J. Torres and C.A.J. Aguilar. 2006. Exploiting the effect of dietary supplementation of small ruminants on resilience and resistance against gastrointestinal nematodes. *Veterinary Parasitology*. 139:385-393.
- Knutie, A.S., C.L. Wilkinson, Q.C. Wu, N.C. Ortega and R.J. Rohr. 2017. Host resistance and tolerance of parasitic gut worms depend on resource availability. *Oecologia*. 83:1031-1040.
- Kyriánová, I.A., J. Vadlejch, O. Kopecký and I. Langrová. 2017. Seasonal dynamics of endoparasitic infections at an organic goat farm and the impact of detected infections on milk production. *Parasitology Research*. 116:3211-3219.
- Kyriazakis, I., B. Tolkamp and M. Hutchings. 1998. Towards a functional explanation for the occurrence of anorexia during parasitic infections. *Anim Behaviour*. 56:265-274.
- Lambertz, C., I. Pouloupoulou, K. Wuthijaree and M. Gauly. 2018. Endoparasitic infections and prevention measures in sheep and goats under mountain farming conditions in Northern Italy. *Small Ruminant Research*. 164:94-101.
- Lanusse, C., C. Canton, G. Virkel, L. Alvarez, L. Costa-Junior and A. Lifschitz, 2018. Strategies to Optimize the Efficacy of Anthelmintic Drugs in Ruminants. *Trends in Parasitology*. 34:664-682.
- Leathwick, D.M., S. Ganesh and T.S. Waghorn. 2015. Evidence for reversion towards anthelmintic susceptibility in *Teladorsagia circumcincta* in response to resistance management programmes. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 5:9-15.

- Lebbie, S.H.B. 2004. Goats under household conditions. *Small Ruminant Research*. 51:131-136.
- Lee, D.L. 2012. Life cycle. In: Lee DL Editor. *The biology of nematodes*. Taylor and Francis, New York. Pp. 141-161.
- Lespine, A., C. Chartier, H. Hoste and M. Alvinerie. 2012. Endectocides in goats: Pharmacology, efficacy and use conditions in the context of anthelmintics resistance. *Small Ruminant Research*. 103:10-17.
- Márquez, L.D. Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control. 2003. *Revista Corpoica. Ceisa. Programa salud animal*. Vol. 4. No. 1.
- Martin, R.J., A.J. Wolstenholme and C.R. Caffrey. 2016. Anthelmintics: from discovery to resistance II (San Diego, 2016). *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*. 6:297-298.
- Martínez, O.M.C. 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.
- Mederos, A., B. Carracelas, S. Lara, S. Pimentel y G. Banchemero. 2016. Situación actual de la resistencia a las drogas antihelmínticas en ovinos en Uruguay. *Revista INIA*. 44:10-12.
- Medina-Pérez, P., N.F. Ojeda-Robertos, M.E. Reyes-García, R. Cámara- Sarmiento and J.F.J. Torres-Acosta. 2015. Evaluation of a targeted selective treatment scheme to control gastrointestinal nematodes of hair sheep under hot humid tropical conditions, *Small Ruminant Research*. 127:86-91.
- Merck. 2007. *El manual Merck de veterinaria*. Editor: Kahn, C.M. Sexta edición. Editorial Océano. España. Pp. 2711.
- Molento, M.B., A. Buzatti and L.K. Sprenger. 2016. Pasture larval count as a supporting method for parasite epidemiology, population dynamic and control in ruminants. *Livestock Science*. 192:48-54.
- Montaldo, H.H., G. Torres-Hernández and M. Valencia-Posadas. 2010. Goat breeding research in Mexico. *Small Ruminant Research*. 89:155-163.
- Morand-Fehr, P. and S.H.B. Lebbie. 2004. Proposals for improving the research efficiency in goats. *Small Ruminant Research*. 51:145-153.
- Morgan, E.R., A.A. Nor-Azlina, A. Blanchard, J. Charlier, C. Charvet, E. Claerebout, P. Geldhof, A. W. Greer, H. Hertzberg, J. Hodgkinson, J. Höglund, H. Hoste, R. M. Kaplan, M. Martínez-Valladares, S. Mitchell, H.W. Ploeger, L. Rinald, G.V. Samson-Himmelstjerna, S. Sotiraki, M. Schnyder, P. Skuce, D. Bartley, F. Kenyon, S. M. Thamsborg, H.R. Vineer, T. de Waal, A.R. Williams, J.A. Van Wyk and J. Vercruysse. 2019. 100 Questions in Livestock Helminthology Research. *Trends in Parasitology*. 35:1.
- Mottier, L. y C. Lanusse. 2002. Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/5624648.pdf> Accesada agosto 15 de 2019.
- Nahar, L., M.J.U. Sarder, M.M.H. Mondal, M.O. Faruque and M. Rahman. 2015. Prevalence of haemonchosis of goats at Rajshahi district in Bangladesh. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*. 13:29-36.

- Nehra, A. K., G.R. Gowane, A. Kuriyal, A. Chaurasiya, R. Kumar, D.B. Bhinsara, B.C. Parthasarathi, K. Bhawana, R.K. Khare, A. Prasad, D. Chandra and M. Sankar. 2019. Immune response against subclinical haemonchosis in Himalayan hill goats, *Veterinary Parasitology*, 267:47-53.
- Nguyen, T.M., D. Van Binh and E.R. Ørskov. 2005. Effect of foliages containing condensed tannins and on gastrointestinal parasites. *Animal Feed Science and Technology*. 121:77- 87.
- Nwosu, C.O., P.P. Madu and W.S. Richards. 2007. Prevalence and seasonal changes in the population of gastrointestinal nematodes of small ruminants in the semi-arid zone of north-eastern Nigeria. *Veterinary Parasitology*. 144:118–124.
- O'Connor, L.J., S.W. Walkden-Brown and L.P. Kahn. 2006. Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Veterinary Parasitology*. 142:1-15.
- Olivas-Salazar, R., A. Estrada-Angulo, M. Mellado, A.J. Aguilar-Caballero, B.I. Castro-Pérez, E. Gutiérrez-Blanco, F. Ruiz-Zárate. 2018. Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico. *Tropical Animal Health and Production*. 50:807-813.
- Onzima, R.B., R. Mukibi, A. Ampaire, K.K. Benda and E. Kanis. 2017. Between-breed variations in resistance/resilience to gastrointestinal nematodes among indigenous goat breeds in Uganda. *Tropical Animal Health and Production*. 49:1763-1769.
- Ordaz, M. J. 2010. Parásitos del aparato gastrointestinal. Organismo de la unidad nacional de ovinocaprinocultores, Pp. 1-20.
- Paraud, C. and C. Chartier. 2017. Chapter 16. Facing Anthelmintic Resistance in Goats. In: Simões J., Gutiérrez C. (eds). *Sustainable Goat Production in Adverse Environments*. 1:267-292.
- Pereckiene, A., S. Petkevicius and A. Vysniauskas. 2010. Comparative evaluation of efficiency of traditional McMaster chamber and newly designed chamber for the enumeration of nematode eggs. *Acta Veterinaria Scandinavica*. Vol. 52.
- Pérez, C. M., M.R. Lanari, E. Domingo, R.F. López and M. Zimmerman. 2008. Estudio de caso: "chivito criollo del norte neuquino. Chos Malal, Neuquén, Patagonia, Argentina.
- PEV. 2019. Prontuario de especialidades veterinarias. Disponible en: <http://www.diccionarioveterinariopl.m.com/novox-76-6702-10-63-2>. Accedada agosto 12 de 2019.
- Ploeger, H.W. and R.R. Everts. 2018. Alarming levels of anthelmintic resistance against gastrointestinal nematodes in sheep in the Netherlands. *Veterinary Parasitology*. 262:11-15.
- Quiroz, R.H. 2013. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Editorial Limusa. México. 876 Pp. ISBN: 978-968-18-1674-2.
- Rashid, S. and M. Irshadullah. 2018. Epidemiology and seasonal dynamics of adult *Haemonchus contortus* in goats of Aligarh, Uttar Pradesh, India. *Small Ruminant Research*. 161:63-67.

- Ratanapob, N., P. Arunvipas, S. Kasemsuwan, W. Phimpraphai and S. Panneum. 2012. Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom Province, Thailand. *Tropical Animal Health and Production*. 44:741–745.
- Ríos, D.A.L. 2011. Alternativas naturales para el control de parásitos gastrointestinales de ovinos y caprinos. Instituto de Producción Animal. Facultad de Agronomía-Universidad Central de Venezuela. Disponible en: <http://www.engormix.com/MA-ovinos/articulos/alternativas-naturales-control-parasitos-t3875/p0.htm>. Accesada noviembre 12 de 2018.
- Rodríguez, V.R. A.J. Domínguez y G.L. Cob. 1994. Técnicas Diagnósticas de Parasitología Veterinaria. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. ISBN: 968-6843-60-4.
- Rodríguez-Vivas, R.I. y L.A. Cob-Calera. 2005. Técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria. Segunda edición. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, México. Pp. 39-108.
- Rosenthal, Phipil J.M.D. 2010. Capítulo 53-Farmacología clínica de los fármacos antihelmínticos en: Katzung, B.G. Farmacología básica y clínica. Onceava edición. Editorial El Manual Moderno México.
- Ruiz, C.J.G. y A.I. Hernández. 2010. Farmacología para Médicos Veterinarios Zootecnistas. In Press. México: Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM.
- Sagüés, M.F., P. Purslow, S. Fernández, I. Fusé, L. Iglesias y C. Saumell. 2011. Hongos nematófagos utilizados para el control biológico de nemátodos gastrointestinales en el ganado y sus formas de administración. *Revista iberoamericana de micología*. 28:143-147.
- Salinas-González, H., E.D. Valle-Moysen, A.A. de Santiago-Miramontes, F.G. Veliz-Deraz., J.A. Maldonado-Jázquez, L.I. Vélez-Monroy, D. Torres-Hernández, L.M. Isidro-Requejo y U. Figueroa-Viramontes. 2016. Análisis descriptivo de unidades caprinas en el suroeste de la región lagunera, Coahuila, México. *Interciencia*. 41:763-768.
- Santos, J.M.L.D., V.G. Ferreira, F.G. Araújo, R.W.L. Correia, A.W.P. Pinheiro, V.L.D. Silva, M. Teixeira, B.C.M. Leal and M.J. Patricio. 2017. *Haemonchus contortus* β -tubulin isotype 1 gene F200Y and F167Y SNPs are both selected by ivermectin and oxfendazole treatments with differing impacts on anthelmintic resistance. *Veterinary Parasitology*. 248:90-95.
- Sargison, N.D., A.A.J. Ivil., J. Abraham, S.P.S. Abubaker, A.M. Hopker, S. Mazeri, I.A. Otter and N. Otter. 2017. Investigation of productivity in a south Indian Malabari goat herd shows opportunities for planned animal health management to improve food security. *Veterinary Record*. 180:278.
- SAS. 2004. (Statistical Analysis System) SAS Institute Inc., SAS/ACCESS® 9.1 for windows. Cary, N. C. SAS Institute, Inc.
- SIAP. 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población ganadera. Disponible en: <http://www.gob.mx/siap/> Accesada abril 6 de 2019.

- Singh, D., C.P. Swarnkar and F.A. Khan. 2018. Epidemiology of gastrointestinal parasites and impact of two anthelmintic treatment systems in sheep flocks of arid and semi-arid Rajasthan. *Small Ruminant Research*. 164: 22-27.
- Soto-Barrientos, N., J.I. Chan-Pérez, E. España-España, L.K. Novelo-Chib, I. Palma-Ávila, A.C. Ceballos-Mendoza, J.A. Sarabia-Hernández, R.H. Santos-Ricalde, R. Cámara-Sarmiento and J.F.J. Torres-Acosta. 2018. Comparing body condition score and FAMACHA© to identify hair-sheep ewes with high faecal egg counts of gastrointestinal nematodes in farms under hot tropical conditions. *Small Ruminant Research*. 167:92-99.
- Souza, B.M.P.S., S.M. Lambert, S.M. Nishi, G.F. Saldaña, G.G.S. Oliveira, L.S. Vieira, C.R. Madruga and M.A.O. Almedia. 2018. Collectins and galectins in the abomasum of goats susceptible and resistant to gastrointestinal nematode infection. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 12:99-105.
- Stadaliénė, I., J. Höglund and S. Petkevičius. 2015. Seasonal patterns of gastrointestinal nematode infection in goats on two Lithuanian farms. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 57:16.
- Suarez, V. 2001. Helminthiasis control on grazing ruminants and environmental risks in South America. *Veterinary Research* 33:563-573.
- Suarez, V.H., G.M. Martinez, A.E. Viñabal and J.R. Alfaro. 2017. Epidemiology and effect of gastrointestinal nematodes on dairy goats in Argentina. *Onderspoort Journal of Veterinary Research*. 84.
- Sumano, L.H.S. y L.C. Ocampo. 2006. *Farmacología veterinaria*. Tercera edición. Editorial McGraw-Hill interamericana. México. Pp. 680.
- Sweeney, T., J.P. Hanrahan, M.T. Ryan and B. Good. 2016. Immunogenomics of gastrointestinal nematode infection in ruminants-breeding for resistance to produce food sustainably and safely. *Parasite Immunology*. 38:569-586.
- Tariq, K.A. 2015. A Review of the Epidemiology and Control of Gastrointestinal Nematode Infections of Small Ruminants. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences*. 85:693-703.
- Thrusfield, M. 2005. *Veterinary epidemiology*. 2nd ed. Blackwell Science Ltd, United Kingdom.
- Tibbo, M., K. Aragaw, J. Philipsson, B. Malmfors, A. Näsholm, W. Ayalew and J.E.O. Rege. 2008. A field trial of production and financial consequences of helminthiasis control in sheep production in Ethiopia. *Preventive Veterinary Medicine*. 84:152–160.
- Torres-Acosta, J.F.J. 2006. The effect of supplementary feeding in browsing Criollo kids and hair sheep naturally infected with gastrointestinal nematodes. *BSAP Occasional Publication*. 34:261-278.
- Torres-Acosta, J.F.J., A.J. Aguilar-Caballero, C. Le Bigot, H. Hoste, H.L. Canul-Ku, R. Santos-Ricalde and I. Gutiérrez-Segura. 2005. Comparing different formulae to test for gastrointestinal nematode resistance to benzimidazoles in small holder goat farms in Mexico. *Veterinary Parasitology*. 134:241-248.
- Torres-Acosta, J.F.J. and H. Hoste. 2008. Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats. *Small Ruminant Research*. 77:159-173.

- Torres-Acosta, J.F.J., H. Hoste, A. Aguilar-Caballero, C. Sandoval-Castro, R. y Cámara-Sarmiento. 2008a. Efectos directos e indirectos de la suplementación alimenticia para reducir la dependencia de tratamientos antihelmínticos en Pequeños Rumiantes. VI Seminario de Producción de Ovinos en el Trópico, Villahermosa, Tabasco, 7 de marzo de 2008. Pp. 23-34.
- Torres-Acosta, J.F.J., M.A. Alonso-Díaz, H. Hoste, C.A. Sandoval-Castro, and A.J. Aguilar-Caballero. 2008b. Efectos negativos y positivos del consumo de forrajes ricos en taninos en la producción de caprinos. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9: 83-90.
- Torres-Acosta, J.F.J., P. Mendoza-de-Gives, A.J. Aguilar-Caballero and J.A. Cuéllar-Ordaz. 2012a. Anthelmintic resistance in sheep farms: Update of the situation in the American continent. *Veterinary Parasitology*. 189:89-96.
- Torres-Acosta J.F.J., C.A. Sandoval-Castro, H. Hoste, A.J. Aguilar-Caballero, R. Cámara-Sarmiento and M.A. Alonso-Díaz. 2012b. Nutritional manipulation of sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions. *Small Ruminant Research*. 103:28-40.
- Torres-Acosta, J.F.J., M. Molento and P. Mendoza de Gives. 2012c. Research and implementation of novel approaches for the control of nematode parasites in Latin America and the Caribbean: ¿Is there sufficient incentive for a greater extension effort? *Veterinary Parasitology*. 186:132-142.
- Torres-Acosta, J.F.J., M. Pérez-Cruz, H.L. Canul-Ku, N. Soto-Barrientos, R. Cámara-Sarmiento, A.J. Aguilar-Caballero, I. Lozano-Argáes, C. Le-Bigot and H. Hoste. 2014. Building a combined targeted selective treatment scheme against gastrointestinal nematodes in tropical goats. *Small Ruminant Research*. 121:27-35.
- Torres-Acosta, J.F.J., R. Cámara-Sarmiento, A.J. Aguilar-Caballero, H.L. Canul-Ku y M. Pérez-Cruz. 2015. Estrategias de desparasitación selectiva dirigida. En: Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/267970685_Estrategias_de_desparasitacion_selectiva_dirigida. Accesada agosto 10 de 2019.
- Torres-Acosta, J.F.J., P.G. González-Pech, G.I. Ortiz-Ocampo, I. Rodríguez-Vivas, J. Tun-Garrido, J. Ventura-Cordero, G.S. Castañeda-Ramírez, G.I. Hernández-Bolio, C.A. Sandoval-Castro, J.I. Chan-Pérez and A. Ortega-Pacheco. 2016. Forum: Revalorizando el uso de la selva baja caducifolia para la producción de rumiantes. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 19:73-80
- Torres-Acosta, J.F.J., D.E. Jacobs, A.J. Aguilar-Caballero, C. Sandoval-Castro, L. Cob-Galera and M. May-Martínez. 2006. Improving resilience against natural gastrointestinal nematode infections. in browsing kids during the dry season in tropical Mexico. *Veterinary Parasitology*. 135:163-173.
- Van Wyk, J. 2001. Refugio-overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of Anthelmintic resistance. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 68: 47-57.

- Van Wyk, J.A. and E. Mayhew. 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 80:1-14.
- Van Wyk, J.A. and G.F. Bath. 2002. The FAMACHA® system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Veterinary Research*. 33:509-529.
- Van Wyk, J.A., H. Hoste, R.M. Kaplan and R.B. Besier. 2006. Targeted selective treatment for worm management—how do we sell rational programs to farmers? *Veterinary Parasitology*. 139:336–346.
- Vásquez, H. M., G.R. González, H.G. Torres, G.P. Mendoza y J.M. Ruiz. 2006. Comparación de dos sistemas de pastoreo en la infestación con nemátodos gastrointestinales en ovinos de pelo. *Veterinaria México*. 37:15-27.
- Vercruysse, J., J. Charlier, J. Van Dijk, E.R. Morgan, T. Geary, G.V. Samson-Himmelstjerna and E. Claerebout. 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030. *Parasitology*, 145:1655-1664.
- Verma, R., K. Lata and G. Das. 2018. An overview of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of livestock and its management: India perspectives. *International Journal of Chemical Studies*. 6:1755-1762.
- Wang, T., J.A. Van Wyk, A. Morrison and E.R. Morgan. 2014. Moisture requirements for the migration of *Haemonchus contortus* third stage larvae out of faeces. *Veterinary Parasitology*. 204:258-264.
- Westers, T., A. Jones-Bitton, P. Menzies, J. Van Leeuwen, Z. Poljak, and A.S. Peregrine. 2016. Efficacy of closantel against ivermectin- and fenbendazole-resistant *Haemonchus* sp. in sheep in Ontario, Canada. *Veterinary Parasitology*. 228:30-41.
- Whitley, N.C., S.H. Oh, S.J. Lee, S. Schoenian, R.M. Kaplan, B. Storey, T.H. Terrill, S. Mobini, J.M. Burke, J.E. Miller and M.A. Perdue. 2014. Impact of integrated gastrointestinal nematode management training for U.S. goat and sheep producers. *Veterinary Parasitology*. 200:271-275.
- Windsor, P.A., S. Nampanya, V. Puttana, K. Keonam, K. Johnson, R.D. Bush and S. Khounsy. 2018. The endoparasitism challenge in developing countries as goat raising develops from smallholder to commercial production systems: A study from Laos. *Veterinary Parasitology*. 251:95-100.
- Wood, I.B., N.K. Amaral, K. Bairden, J.L. Duncan, T. Kassai, J.R. Malone, J.A. Pankavich, R.K. Reinecke, S.M. Taylor and J. Vercruysse. 1995. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) second edition of guidelines for evaluating the effectiveness of anthelmintics in ruminants (bovine, ovine, caprine). *Veterinary Parasitology*. 58:181-213.
- Yimer, A. and E. Birhan. 2016. Prevalence and identification of gastrointestinal nematodes of small ruminants in northern Ethiopia. *Middle-East Journal of Scientific Research*. 24:2602–2608.
- Yimer, A., D. Sissay and S. Nazir. 2016. Prevalence and Associated Risk Factors of Gastrointestinal Nematodiasis in Small Ruminants in North East Ethiopia. *Journal of Animal Research*. 6:165-170.

- Yusof, A.M. and M.L. Md Isa. 2016. Prevalence of gastrointestinal nematodiasis and coccidiosis in goats from three selected farms in Terengganu, Malaysia. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 6:735-739.
- Zanzani, S. A., A.L. Gazzonis, A. Di Cerbo, M. Varady and M.T. Manfredi. 2014. Gastrointestinal nematodes of dairy goats, anthelmintic resistance and practices of parasite control in Northern Italy. *BMC Veterinary Research*. 10:114-114.
- Zvinorova, P. I., T.E. Halimani, F.C. Muchadeyi, O. Matika, V. Riggio and K. Dzama. 2016a. Prevalence and risk factors of gastrointestinal parasitic infections in goats in low-input low-output farming systems in Zimbabwe. *Small Ruminant Research*. 143:75-83.
- Zvinorova, P.I., T.E. Halimani, F.C. Muchadeyi, O. Matika, V. Riggio and K. Dzama. 2016b. Breeding for resistance to gastrointestinal nematodes – the potential in low-input/output small ruminant production systems. *Veterinary parasitology*. 225:19–28.