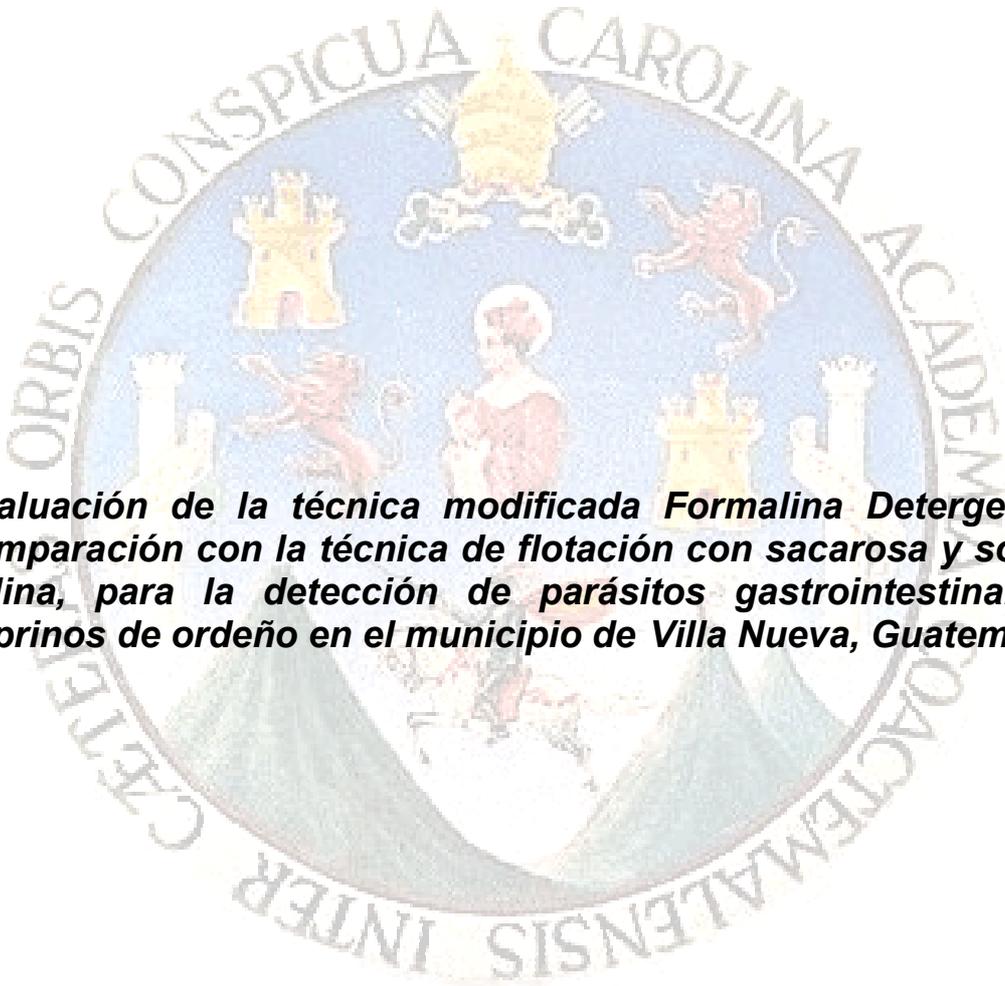


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central figure of a man in a red and white robe, likely a saint or scholar, holding a book. Surrounding this central figure are various heraldic symbols, including castles, lions, and a crown. The Latin motto "ORBIS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA" is inscribed around the top half of the seal, and "CETEMALENSIS INTER" is at the bottom. The seal is rendered in a light, semi-transparent style.

Evaluación de la técnica modificada Formalina Detergente en comparación con la técnica de flotación con sacarosa y solución salina, para la detección de parásitos gastrointestinales en caprinos de ordeño en el municipio de Villa Nueva, Guatemala

ESTUARDO SAMUEL DE LA ROSA GÓMEZ

GUATEMALA, AGOSTO DEL 2007

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

“Evaluación de la técnica modificada Formalina Detergente en comparación con la técnica de flotación con sacarosa y solución salina, para la detección de parásitos gastrointestinales en caprinos de ordeño en el municipio de *Villa Nueva, Guatemala.*”

TESIS

Presentada a la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala

POR

ESTUARDO SAMUEL DE LA ROSA GÓMEZ

AL CONFERÍRSELE EL GRADO ACADÉMICO DE

MÉDICO VETERINARIO

GUATEMALA, AGOSTO DEL 2007

JUNTA DIRECTIVA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

DECANO:	Lic. Zoot. Marco Vinicio de la Rosa Montepeque
SECRETARIO:	Med. Vet. Marco Vinicio García Urbina
VOCAL I	Med. Vet. Yeri Edgardo Véliz Porras
VOCAL II:	Mag. Sc. Fredy Rolando González Guerrero
VOCAL III:	Med. Vet. Edgar Bailey Vargas
VOCAL IV:	Br. José Abraham Ramírez Chang
VOCAL V:	Br. José Antonio Motta Fuentes

ASESORES

Med.Vet. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Med.Vet. Carmen Grizelda Arizandieta Altán
Med.Vet. Gustavo Enrique Taracena Gil

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los estatutos de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a consideración el trabajo de tesis titulado:

“Evaluación de la técnica modificada Formalina Detergente en comparación con la técnica de flotación con sacarosa y solución salina, para la detección de parásitos gastrointestinales en caprinos de ordeño en el municipio de Villa Nueva, Guatemala.”

Que fuera aprobado por la Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia como requisito previo a optar al título profesional de

MÉDICO VETERINARIO.

ACTO QUE DEDICO:

En primer lugar a Dios, por haberme permitido llegar hasta este momento.

A mi padre por ser mi pilar de apoyo a lo largo de toda mi vida, y que sin el cual este triunfo no hubiera sido posible.

A mi abuelita Conchy y toda mi gran familia.

A mi esposa: Pamela, por haberme apoyado y ayudado en tantos momentos difíciles de mi vida.

A mis hijos: Dennis y Allisson, por ser mi luz en momentos de oscuridad.

A mis amigos, por su apoyo y lo más importante, su amistad, así como por todas las experiencias vividas durante mi vida.

A mis compañeros de promoción, con quienes crecí tanto personal como profesionalmente.

TESIS QUE DEDICO

A: Dios

A: La Universidad de San Carlos de Guatemala

**A: La Facultad de Medicina Veterinaria y
Zootecnia**

**A MIS ASESORES: Med. Vet. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Med. Vet. Carmen Grizelda Arizandieta Altán
Med. Vet. Gustavo Enrique Taracena Gil**

A MIS CATEDRÁTICOS: Gracias por su enseñanza y su amistad.

AGRADECIMIENTO:

A la Universidad de San Carlos de Guatemala.

A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por ser el lugar que me permitió formarme profesionalmente.

A mi padre, Samuel de la Rosa García, por que sin su apoyo incondicional no hubiera podido culminar mi carrera universitaria.

A mis Catedráticos, especialmente al Med. Vet. Ludwig Figueroa, Med. Vet. Leonardo Estrada, Med. Vet. Luis Villeda, Med. Vet. Grizelda Arizandieta, por haberme brindado su amistad y sus conocimientos, a lo largo de toda la carrera.

A mis asesores, principalmente al Med. Vet. Manuel Rodríguez Zea por haberme brindado su tiempo y ayuda.

Al Med. Vet. Heber Castillo y Lic. Jorge Melgar por haberme proporcionado su ayuda en las fases finales de este estudio.

A mi familia en general, especialmente a mis tíos Jorge y Carmen Melgar, por su apoyo y ayuda durante todos los momentos difíciles no sólo de mi carrera, de verdad se los agradezco.

A Maco, por haberme ayudado en etapas duras durante mi carrera.

A todas aquellas personas que han estado a mi lado en cada paso de mi vida, ayudándome y motivándome.....

MUCHAS GRACIAS

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	2
III. OBJETIVOS	3
3.1 General	3
3.2 Específicos	
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Parásitos	4
4.1.1 Generalidades	4
4.2 Nemátodos	4
4.2.1 Nomenclatura	5
4.2.2 Reproducción de nemátodos	6
4.2.3 Desarrollo y ciclo biológico	6
4.2.4 Especies de importancia en caprinos	7
4.3 Diagnóstico clínico	12
4.3.1 Examen microscópico	13
4.3.2 Examen directo en fresco	13
4.3.3 Examen tras concentración parasitaria	13
4.3.4 Métodos físicos	13
4.4 Formalina detergente	14
V. MATERIALES Y MÉTODOS	
5.1 Materiales	16
5.1.1 Recursos humanos	16
5.1.2 De laboratorio	16
5.1.3 De campo	16
5.1.4 Material biológico	16
5.1.5 Centros de referencia	17
5.2 Metodología	17
5.2.1 Definición de la muestra	17
5.2.2 Criterios de inclusión	17
5.2.3 Técnica	17
5.3 Análisis estadístico	20
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
VII. RECOMENDACIONES	24
VIII. RESUMEN	25
IX. BIBLIOGRAFÍA	27
X. ANEXOS	30

Cuadro 1.	Hoja de resultados de las tres técnicas coproparasitológicas	31
Cuadro 2.	Parásitos gastrointestinales que afectan a caprinos en nuestro medio.	35
Gráfico 1.	Porcentaje de sensibilidad que posee cada una de las tres técnicas coproparasitológicas utilizadas en este estudio.	36
Gráfico 2.	Géneros encontrados en cada una de las tres pruebas diagnósticas.	37
Gráfico 3.	Comparación de costos entre las tres pruebas diagnósticas.	38

Br. Estuardo Samuel de la Rosa Gómez

MV. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Asesor Principal

MV. Carmen Grizelda Arizandieta Altan
Asesora

MV. Gustavo Taracena Gil
Asesor

IMPRIMASE

Lic. Zoot. Marco Vinicio de la Rosa Montepeque
Decano

I. INTRODUCCIÓN

Entre los numerosos problemas sanitarios que afectan a los caprinos, se encuentran las enfermedades parasitarias, causadas por una gran variedad de especies de nemátodos. Estos problemas son muy frecuentes y, en la mayoría de los casos pueden manifestarse clínicamente, ocasionando incluso la muerte, según la carga parasitaria que afecte al hospedero. Los casos asintomáticos causados por infestaciones leves o moderadas, se manifiestan con bajas tasas de producción de leche, carne e inclusive afectando los parámetros reproductivos, lo que representa pérdidas económicas para el productor.

Por esta razón, son necesarias las medidas de control y tratamiento de dichas parasitosis de forma programada dentro de la explotación y en los diferentes niveles de la crianza, como lo son, hembras preñadas, reemplazos, cabritos, machos cabrillos, etc. Para esta actividad, debemos apoyarnos de métodos de diagnóstico de identificación y tipificación de los parásitos, para poder establecer el tratamiento adecuado, en contra del parásito que se encuentre.

En el presente estudio se evaluó la técnica modificada de Formalina Detergente, la cual en medicina humana ha demostrado ser más eficaz que los métodos tradicionales de flotación y, que no ha sido aún adaptada en nuestro país, como prueba diagnóstica en parasitología animal. Este método ha demostrado crear una mayor concentración de huevos de parásitos, lo que ayudó a detectar, incluso infestaciones leves, lo cual cobra importancia cuando se sospecha de una parasitosis muy patógena.

Este estudio estuvo encaminado a comparar los métodos tradicionales de flotación, con sacarosa y solución salina, con el método modificado de Formalina Detergente en términos de sensibilidad y utilidad para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en caprinos, incluyendo su comparación costo/beneficio a nivel de laboratorio.

II. HIPÓTESIS

La técnica de Formalina Detergente detecta una mayor cantidad y gama de huevos de parásitos gastrointestinales en caprinos, que los métodos tradicionales de flotación con dos diferentes soluciones concentradas.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- ✓ Contribuir al estudio de las técnicas coprológicas para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en caprinos de Villa Nueva, Guatemala.

3.2 Específicos

- ✓ Establecer si la técnica de Formalina Detergente detecta un mayor número de huevos de parásitos gastrointestinales en caprinos, que las técnicas de flotación son sacarosa y con solución salina.
- ✓ Clasificar los diferentes géneros de parásitos gastrointestinales en caprinos, identificados con la técnica de Formalina detergente en comparación con las técnicas de flotación.
- ✓ Evaluar las tres técnicas de detección de parásitos gastrointestinales en caprinos, en función de costos.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 PARÁSITOS

4.1.1 Generalidades

El vocablo parásito es de origen griego y significa, “el que come al lado”, y éste se define como un organismo que vive a expensas de otro, pudiendo llegar a causarle daño al organismo tanto animal como vegetal, aunque muchos autores no se ponen de acuerdo con esta afirmación (20).

Las enfermedades parasitarias constituyen un gran problema, tanto en medicina humana como veterinaria. En medicina veterinaria representan uno de los problemas más serios a los que se enfrenta la producción pecuaria, disminuyendo su producción en el caso caprino de leche y carne. Prácticamente no existe animal alguno, incluyendo al hombre, que durante alguna etapa de su vida no haya sufrido algún estado parasitario. Los parásitos a través del tiempo han desarrollado ciclos de vida muy complejos, los cuales aseguran su subsistencia. Muchos de ellos producen millones de crías o huevos en una sola generación, y algunos son tan resistentes que pueden permanecer hasta por muchos años en espera de las condiciones adecuadas para completar su ciclo de vida. Los parásitos nemátodos son los de mayor importancia en la cría de los animales. Estos afectan al huésped de distintas maneras, dependiendo de la forma en que obtienen sus alimentos (4,20).

En general, los animales jóvenes son más susceptibles al ataque de los parásitos, pudiendo incluso ocasionarles la muerte. El término helminto proviene del vocablo griego que significa gusano; bajo este término se incluyen los metazoos de los tipos nematelmintos y platelmintos, pero el tipo de interés en el presente estudio es la clase nemátoda. Éstos tienen un cuerpo cilíndrico, con una cavidad general, aparato digestivo completo y poseen dimorfismo sexual (4,19,20).

4.2 Nemátodos

Los nemátodos son los animales multicelulares más numerosos que actualmente viven en la tierra. Las especies de vida libre son abundantes, incluyen los que se alimentan de bacterias, hongos, y de otros nemátodos. Existen libres en el mar, suelos húmedos y aguas continentales, siempre en sitios con algún grado de humedad, especialmente en hábitats en los que hay una intensa descomposición de materia orgánica. También incluyen a numerosos e importantes endoparásitos de plantas y/o de animales (18).

Debido a su gran diversidad de formas de vida, los nemátodos han sido estudiados por investigadores de distintas disciplinas, interesados en grupos particulares. Por ello, se han investigado independientemente los de vida libre, los zooparásitos y los fitoparásitos, habiéndose propuesto diferentes formas de clasificación. Su ordenación en géneros, familias y súper familias es satisfactoria, pero la ordenación en grupos superiores es controversial (20).

4.2.1 Nomenclatura

La clasificación más aceptada de los nemátodos es la propuesta por B. G. Chitwood y M. B. Chitwood (1950), según la cual, forman un filo dividido en dos clases, *Phasmodia* y *Aphasmodia*. La clase *Phasmodia* (Fasmidios o Fásmidos) o *Secernentea* (Secernétidos) incluye a los nemátodos provistos de fasmidios, los cuales son órganos sensoriales pares en forma de pequeñas bolsas que se ubican en la zona caudal. Estructuras pares similares (anfidios) del extremo anterior, están escasamente desarrolladas. Poseen un sistema excretor, con uno o dos canales laterales, con o sin células glandulares asociadas. Los fásmidos comprenden parte de las especies que habitan en el suelo, la mayoría de los parásitos animales y casi todos los parásitos de los vegetales. Entre los fásmidos se encuentran los estrombilinos, los ascaridinos (grupo al que pertenecen los *Ascaris* y los oxiuros) y los espirulinos (al que pertenecen las filarias). Con 8 órdenes. La clase *Aphasmodia* (Afasmidios o Afásmidos) o *Adenophorea* (Adenofóridos) incluye a los que carecen de glándulas fasmidiales y poseen anfidios de formas variables (generalmente bien desarrollados), detrás de los labios. Poseen un sistema excretor con una o más células excretoras (renetas). Comúnmente con glándulas hipodérmicas y caudales (20).

Las formas libres de los nemátodos son en general incoloras y las parásitas blanquecinas. Dentro del huésped, viven en distintas partes del cuerpo, en vertebrados hay parásitos gastrointestinales, de las vías pulmonares, del sistema sanguíneo y linfático, riñones, distintos tejidos e incluso dentro de las células. Las vías de transmisión son varias. En el caso más sencillo, los huevos o las fases juveniles incluidas en la cápsula del huevo penetran por vía oral. En otros casos lo hacen activamente por la piel. A veces existe un huésped intermedio que puede introducir las larvas en el huésped definitivo por una picadura o que puede ser ingerido por el huésped definitivo. Algunas especies de éstos son hermafroditas, y algunas otras poseen dimorfismo sexual (18).

A pesar de sus muy diversas formas de vida, conservan una asombrosa uniformidad estructural. Son gusanos alargados, filiformes de cuerpo delgado y sección circular. Casi siempre sus extremos se agudizan gradualmente. No son segmentados (a veces superficialmente), por lo general transparentes con superficie brillante. Si bien, en general son organismos con simetría bilateral, sus órganos se enrollan, muchos de vida sedentaria tienden a la simetría radial. Con ausencia total de epitelios ciliados (los cilios están limitados a las células sensoriales) y de muy diversas formas de vida. Muchas veces carecen totalmente de apéndices, aunque

algunas especies de vida libre poseen prolongaciones de fijación o más frecuentemente quetas, que aparecen en forma más o menos constante en el extremo anterior del cuerpo. No hay cabeza diferenciada y existe un bajo grado de cefalización, el sistema nervioso central o ganglio nervioso es anterior y los órganos de los sentidos se concentran especialmente alrededor de la boca. El ano es ventral y es seguido por una cola, a veces más estrecha o encorvada (18).

4.2.2 Reproducción de nemátodos

La reproducción de este grupo es siempre sexual y la fecundación interna. Casi todos los nemátodos poseen dimorfismo sexual, y en la mayoría de los casos el macho es menor que la hembra. Los machos presentan caracteres sexuales secundarios, tales como glándulas ventrales y lóbulos caudales (19, 20).

El sistema reproductor es generalmente par. Poseen gónadas, en número de una o dos, que se comunican con el exterior por un poro único, la cloaca en los machos, y un gonópodo o vulva en las hembras. La posición de la vulva varía, siendo a veces posterior y otras veces anterior (19).

Los huevos son pequeños, generalmente ovalados con extremos alargados y están rodeados por envolturas muy duras, que les permiten esperar indefinidamente la aparición de condiciones ambientales adecuadas, para continuar su desarrollo. Poseen tres cubiertas: una lipídica, otra cuticular y una tercera proteica, la cual presenta ornamentaciones. Son numerosos en las especies parásitas. Se conocen casos de hembras que produjeron 27 millones de huevos, expulsando 200,000 diariamente. Esta elevada fertilidad puede producir deformaciones, la hembra adquiere forma redondeada, con intestino, sistema nervioso y otros órganos involucionados, a veces se evagina la vagina y crece intensamente formando una envoltura para el ovario, el útero y los embriones, quedando el cuerpo como un apéndice diminuto (11,19).

Los nemátodos se alojan principalmente en el tracto gastrointestinal, donde se reproducen, y junto con el excremento eliminan miles de huevecillos o larvas que contaminan los potreros e instalaciones, donde permanecen a la espera de otro animal para volver a parasitar (4).

4.2.3 Desarrollo y ciclo biológico

Algunos nemátodos son ovíparos, otros son ovovivíparos. El tiempo necesario para alcanzar la etapa adulta varía desde unos pocos días, hasta más de un año en algunos géneros de parásitos. El desarrollo es directo y estrictamente determinado. Dentro de la envoltura del huevo, la fase juvenil (denominada generalmente larva) realiza una o dos mudas. Existe un incremento limitado del número de células durante las etapas juveniles, casi todo el crecimiento es consecuencia del incremento del tamaño celular. Los juveniles tienen casi todas las estructuras del adulto, salvo

partes del aparato reproductor. El crecimiento se acompaña de cuatro mudas de la cutícula. La tercera fase es en muchas especies la fase de dispersión. Los adultos no mudan, pero algunos siguen creciendo (20).

Los rumiantes son hospederos de una gran variedad de parásitos, algunos siendo más patógenos que otros, es por eso la importancia de tener actualizados todos los datos concernientes a los mismos. En la Tabla I, se presenta una lista de los nemátodos gastrointestinales más comunes en los caprinos (5,7).

Los nemátodos gastrointestinales que parasitan a los rumiantes pertenecen a diversas familias y géneros, destacando las siguientes: *Trichostrongylidae* (*Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*); *Ancylostomatidae* (*Bunostomum*) y *Strongylidae* (*Oesophagostomum*). Son parásitos filiformes de pequeño tamaño, no pasando de los 3 cm a 4 cm de longitud. Carecen de cápsula oral o es muy poco aparente. La cutícula puede ser lisa o estriada y algunos géneros, como *Cooperia*, tienen expansiones cuticulares en la región cefálica. El aparato reproductor está bien desarrollado. En los machos es muy importante desde el punto de vista taxonómico; el aparato genital de las hembras es doble y la vulva se localiza en el tercio posterior del cuerpo, presentando en algunos géneros una solapa vulvar. Los machos presentan una bolsa copulatriz bien desarrollada (8).

4.2.4 Especies de importancia en caprinos

Haemonchus sp

La especie de más relevancia de este género es el *Haemonchus contortus*, la cual es de las más grandes de los nemátodos que se localizan en el abomaso de los rumiantes, miden de 10 mm a 30 mm de largo. Los machos miden de 19 mm a 22 mm de longitud y las hembras de 25 mm a 34 mm de longitud, son rojizos cuando están recién alimentados, ya que succionan sangre, adhiriéndose a la mucosa abomasal. Utilizan una lanceta diminuta en su pequeña cápsula bucal. Las hembras tienen una apariencia impresionante, debido a que se alimentan de sangre, parecen una banderola de barbero, ya que sus ovarios blancos se envuelven en espiral alrededor de los intestinos rojos y llenos de sangre (8,10,11,20).

Ostertagia sp

Este es un parásito muy frecuente en caprinos principalmente la especie *Ostertagia circumcincta*, localizándose en abomaso, tienen un color rojo pardo por la sangre a medio digerir que se encuentra en su intestino. Los machos miden de 7 mm a 9 mm de longitud y las hembras de 10 mm a 12 mm de longitud, la vulva suele estar cubierta por una pequeña dilatación cuticular y la cola presenta de 2 a 5 estriaciones anulares. Los huevos miden de 92 μ a 110 μ de longitud por 42 μ a 50 μ , de ancho, agudizados en uno de sus polos (6,8, 20).

Trichostrongylus sp

Este género incluye especies parásitas del abomaso y del intestino delgado, son gusanos pequeños, miden de 5 mm a 8 mm de longitud, son muy finos aparentando ser pelos, de color pardo rojizo, con cutícula estriada transversalmente boca rodeada por tres labios y cavidad bucal lisa. Los machos tienen espículas cortas, robustas y retorcidas. La especie de *Trichostrongylus axei* es la única que se encuentra en el abomaso y es también la de menor tamaño, el macho mide de 2 mm a 6 mm de longitud, mientras que las hembras miden de 4 mm a 8 mm de longitud. Su extremo posterior es recto y cuneiforme. La especie de *Trichostrongylus capricola*, es la que se encuentra en la mucosa del intestino delgado de cabras (6,8).

Cooperia sp

Éste es un parásito del intestino delgado, son gusanos pequeños, finos y de color rojizo y en el extremo anterior tienen una vesícula cefálica, muy característica, la cavidad bucal es poco notable, la bolsa copulatriz tiene unos lóbulos laterales bien desarrollados y el lóbulo dorsal pequeño, las espículas son cortas, gruesas, de color café. La especie *Cooperia curticei*, es la única que parasita al ganado caprino, los machos miden de 4 mm a 6 mm de longitud, posee espículas que miden de 135 μ a 145 μ de longitud, la parte anterior se encuentra contorneada en espiral. La hembra mide de 5 mm a 8 mm de longitud, tiene una cola delgada y terminada en punta aguda. Sus huevos miden de 70 μ a 82 μ de longitud (6,8,20).

Nematodirus sp

Este género ha sido clasificado durante años en la familia *Trichostrongylidae*, pero actualmente está incluido en la familia *Molineidae*. Sus especies parasitan el intestino delgado. El macho tiene una longitud de 8 mm a 16 mm y la hembra posee una longitud de 19 mm a 25 mm. En su extremo anterior presentan un ensanchamiento de la cutícula que forma una vesícula cefálica pequeña. Las espículas son delgadas y aparecen fusionadas en su parte distal. Las hembras tienen la cola truncada terminando en una espina. La especie que parasita al ganado caprino es la de *Nematodirus spathiger*. Los huevos alcanzan un tamaño de 175 μ a 260 μ de longitud por 106 μ a 110 μ de ancho (6,8,20).

Ciclo biológico de la familia Trichostrongylidae

En todas las especies es directo. Los animales excretan huevos que están presentes en las heces prácticamente indiferenciables. Los huevos tienen forma ovoide, son incoloros y de cáscara fina. Su tamaño oscila entre 70 μ a 100 μ de longitud por 40 μ a 60 μ de ancho, excepto los de *Nematodirus* que miden más de 130 μ . Salen por las heces en fase de blástula con un número variable de blastómeros que pueden ir de 16 a 32, según la especie, aunque *Nematodirus* presenta solo de 6 a 8 blastómeros, que son grandes y centrales. Una vez eliminados por las heces, si

las condiciones son adecuadas, en el interior del huevo se desarrollan la fase larvaria 1 (L-I), que eclosionan en la masa fecal, mudan dos veces pasando hasta la fase larvaria 3 (L-III), la cual es la fase infectante. Estas retienen la cutícula de la fase anterior y emigran a la hierba donde permanecen hasta ser ingeridas por el huésped. En circunstancias óptimas se forman las L-III en 5 días a 14 días, aunque en condiciones adversas puede alargarse hasta 3 meses a 4 meses. La infección en los animales se realiza por la ingestión en L-III con la hierba (8,11).

Tras la ingestión, las larvas pierden la vaina en el aparato digestivo del animal, por efecto de diversos estímulos del huésped. Las larvas desenvainadas penetran en distintas zonas dentro de la mucosa digestiva. La *Ostertagia* se sitúa en la zona antro pilórica, en la base de las glándulas gástricas y *Haemonchus contortus* se localiza en la mucosa fúndica. Por su parte, los *Trichostrongylus* se sitúan en el primer tercio del intestino delgado, entre el epitelio y la membrana basal de la mucosa y las *Cooperia sp*, *Nematodirus sp* y *Bunostomum sp* penetran en la mucosa intestinal entre las vellosidades intestinales (8,11).

Una vez en la mucosa, las larvas mudan otra vez y pasan a la fase larvaria 4 (L-IV) en el interior de las glándulas o profundamente en los espacios entre las vellosidades intestinales, según la especie. Después de la última muda, se transforman en la fase larvaria 5 (L-V) o preadultos, que maduran sexualmente y pasan a ser adultos. Bajo ciertas circunstancias durante el ciclo, las larvas pueden entrar en un estado de inactividad o hipobiosis, la cual es una característica importante de los ciclos biológicos de múltiples especies de nemátodos, la que puede ser definida como una interrupción temporal del desarrollo en un momento específico del ciclo biológico de los nemátodos en la fase parasitaria (8,11).

Súper Familia Strongyloidea

Las características generales de esta familia es que son vermes grandes y fácilmente vistos al realizar una necropsia. Los machos poseen una bolsa copulatriz. La mayoría poseen grandes cavidades bucales que pueden contener dientes, en algunas especies. La mayoría de las hembras en este grupo ponen huevos de tipo strongilos. Algunas especies tienen ciclos biológicos que incluyen migraciones extensas a través de los cuerpos de sus hospedadores. De ésta hay tres familias que son importantes en animales domésticos, las cuales son, *Strongylidae*, *Chabertiidae* y *Syngamidae*, pero la que tiene más importancia en este estudio es la familia *Chabertiidae*, la cual se divide en dos subfamilias: la *Chabertiidae* y la *Oesophagostomidae* (13).

De la familia *Chabertiidae*, la especie de importancia para el ganado caprino es la *Chabertia ovina*, el cual es un gusano de cuerpo blanco y cilíndrico, con el extremo cefálico ligeramente dilatado y encorvado hacia el lado ventral, posee una cápsula bucal grande, por medio de la cual se adhiere firmemente a la mucosa intestinal, de tal modo que al extraer estos gusanos en un animal recién muerto, el extremo anterior presenta un color oscuro, debido a la mucosa desprendida. El

macho mide de 13 mm a 14 mm de longitud y las espículas miden de 1.3 mm a 1.7 mm de largo, mientras que la hembra mide de 17 mm a 20 mm de longitud. Los huevos son elipsoidales, segmentados y miden de longitud de 90 μ a 100 μ (20).

La parasitosis causada se caracteriza por ser una enteritis crónica anemizante. La acción patógena se debe a las L-IV histótropas, localizadas en el intestino delgado, las L-V y a los gusanos adultos, que se localizan en el colon (8).

Oesophagostomidae

A estos parásitos se les llama gusanos nodulares, debido a que ingresan a través de la mucosa intestinal formando nódulos en el intestino. Miden hasta 3 cm de longitud, de color marfil, con una cápsula bucal ancha dirigida hacia delante, de pared gruesa, con abertura oral, la mayoría de veces dotada de una corona foliácea interna y otra externa. En el extremo cefálico, por detrás del collar cefálico, el cuerpo se estrecha y de este modo aparece anteriormente dilatado en forma vesicular, formando un casquete cefálico. Las especies de importancia para el ganado caprino son *Oesophagostomum venulosum* y *Oesophagostomum columbianum* (8,14,20).

El proceso se debe, fundamentalmente, a las larvas en la pared entérica y se presenta preferentemente en los meses de invierno. Se caracteriza por trastornos intestinales que se traducen por diarrea incoercible, con la consiguiente baja del estado general del animal y caquexia, y por la presencia de formaciones nodulares, que encierran larvas en distintas fases de desarrollo, situadas fundamentalmente en el colon (8).

Los huevos son excretados con 16 o más blastómeros en las heces, y entre los 6 días y 8 días, cuando la temperatura es de 20 °C a 22 °C, se forman las L-I, que después de dos mudas dan lugar a las L-III, diferenciables por el número de células intestinales. Resisten hasta dos meses, en condiciones favorables, pero no resisten el invierno. Cuando son ingeridas con la hierba, se liberan de la cutícula de la fase anterior y penetran en la submucosa donde mudan para volver a la luz entérica, madurar y llegar a adultos al cabo de unos 30 días a 40 días post infección. *O. venulosum* es proclive a la hipobiosis (8).

Familia *Ancylostomidae*, “Gusanos ganchudos”

Los integrantes de esta familia poseen una cápsula bucal quitinosa, bien desarrollada, cuya abertura esta armada, es decir lleva en la pared bucal varios dientes encorvados hacia la cavidad bucal, de allí proviene el nombre de “gusanos ganchudos”. Las hembras de este género ponen varios millares de huevos al día, los cuales son grandes, de cáscara fina, simétricos, elípticos y abombados, contienen de 4 a 8 blastómeros (6).

A esta familia pertenecen varias especies de importancia en medicina veterinaria, pero el género de interés para el presente estudio es *Bunostomum*.

Bunostomum sp

La boca se encuentra inclinada dorsalmente y posee un par de láminas cortantes subventrales, la cápsula bucal es grande en forma de embudo y tiene en su base un diente dorsal y de 1 a 2 pares de lancetas subventrales. La bolsa copulatriz está bien desarrollada, siendo asimétrico el lóbulo dorsal. La vulva está cercana al medio cuerpo. Este parásito posee un color que va desde gris blanquecino hasta rojo grisáceo, presentando un extremo cefálico notoriamente doblado hacia la cara dorsal (6,20).

Puede encontrarse en el yeyuno e íleon de los rumiantes. Son parásitos hematófagos que miden de 12 mm a 17 mm de longitud los machos y de 20 mm a 25 mm de longitud las hembras. Su ciclo biológico es directo. Los huevos miden de 85 μ a 105 μ de longitud por 45 μ a 60 μ de ancho y tienen menos de 16 blastómeros. La infestación se produce por vía cutánea y oral. En el primer caso, hay migración hacia el corazón, pulmón y posterior deglución de las L-IV hasta alcanzar el intestino. La patogénea está marcada por la succión de sangre que realizan preadultos y adultos, fijados a la mucosa entérica. La parasitosis se caracteriza por producir anemia, hipoproteinemia, hipocolesteronemia y edemas, además de un cuadro diarreico intermitente. Los signos generales son dolor abdominal, pelo hirsuto, palidez de mucosas, postración y en casos severos, muerte (8).

Familia *Trichuridae*

Los miembros de esta familia poseen un cuerpo capilar hasta el segundo tercio o totalmente. Los machos poseen una espícula, la cual, puede estar sustituida por una vaina espicular. Su esófago es relativamente largo, rodeado de un cuerpo celular. Las hembras son ovíparas. Los huevos tienen forma de limón, de color pardo amarillento, con una cubierta gruesa y con dos tapones polares. Su ciclo evolutivo es directo o bien, utilizando un huésped paraténico (6).

Trichuris sp

Este género de parásitos afecta a la mayoría de especies mamíferas, alrededor del mundo, aunque no es un género muy patógeno; a estos se les conoce como parásitos látigo, pues la parte anterior del cuerpo es larga y delgada, mientras que la posterior es más corta y gruesa, el nombre de este tipo de parásitos, viene de que en un principio se creía que la parte esofágica era la cola, trichos = cabello, y uris = cola. Posteriormente se trató de enmendar el error llamándolos

Trichocephalus, pero las reglas de nomenclatura no lo permitieron. La especie de este género que afecta al ganado caprino es, *T. ovis*, la cual se localiza en ciego y colon. Su extremo anterior en ambos sexos presenta un collar hialino. Los machos miden de 50 mm a 80 mm de longitud y su extremo anterior representa las tres cuartas partes de la longitud total de su cuerpo. El extremo antero posterior está enrollado en espiral y posee una única espícula evaginable que mide de 4.8 mm a 6 mm de longitud, rodeada por una vaina espinosa. Las hembras miden de 35 mm a 70 mm de longitud. Son ovíparos. Los huevos miden de 70 μ a 80 μ y están sin segmentar en el momento de la puesta (8, 20).

T. discolor, se localiza en el ciego y colon de ovinos, bovinos y caprinos y otras especies de rumiantes salvajes. Los machos miden de 45 mm a 59 mm de longitud, tienen una espícula de 2 mm de largo con una vaina espinosa. Las hembras miden de 43 mm a 55 mm de longitud y son de color amarillo naranja. Los huevos tienen un tamaño de 60 μ a 73 μ de longitud por 25 μ a 35 μ de ancho (8).

T. globulosa, esta especie se localiza en ciego de las especies arriba mencionadas. El macho mide de 40 mm a 70 mm de longitud. La hembra mide de 42 mm a 60 mm de longitud y los huevos 68 μ a 72 μ de longitud por 32 μ a 36 μ de ancho (8).

Ciclo biológico

Una hembra pone diariamente varios centenares de huevos sin segmentar, que, eliminados con las heces, llegan al exterior y prosiguen su desarrollo bajo la acción del calor y la humedad. La L-I, dentro del huevo, en condiciones favorables de humedad, temperatura, oxigenación composición del suelo y otros factores ambientales. los huevos infectantes a temperaturas adecuadas, pueden permanecer viables durante varios años. Los rumiantes se infestan al ingerir los huevos; éstos eclosionan en las porciones posteriores del intestino delgado, mudan a L-II, que se introducen en la mucosa del ciego y parte inicial del colon. Tras varias mudas alcanzan el estadio adulto entre 53 días a 55 días post infección (8,20).

4.3 DIAGNÓSTICO CLÍNICO

Los signos clínicos asociados con parasitismo gastrointestinal son compartidos por muchas enfermedades y afecciones, pero frecuentemente se justifica el diagnóstico presuntivo basado en los signos, historia de pastoreo y la estación del año. La infestación normalmente puede confirmarse demostrando la presencia de huevos en los exámenes de materias fecales (9).

El análisis coprológico parasitario se basa en la identificación microscópica, en muestras fecales del animal, en este caso del caprino, de los elementos parasitarios presentes en ellas, a la vez que permite efectuar el diagnóstico etiológico de diversas

infestaciones parasitarias de los mismos; para realizar dicho examen es conveniente usar técnicas de enriquecimiento (1,3).

4.3.1 Examen microscópico

Por medio de este tipo de prueba se detectan o más bien, se confirma el diagnóstico de infestación de huevos de parásitos sólo microscópicamente visibles, utilizando para ello de preferencia, heces frescas tomadas directamente del recto, con un guante o bolsa de material plástico, invirtiéndose una vez se haya tomado una cantidad suficiente de las mismas (9,1).

En la práctica, este tipo de análisis debe realizarse en dos etapas sucesivas, sin que los resultados obtenidos en una de ellas excluya la ejecución de la otra y éstas son:

4.3.2 Examen directo en fresco.

Esta etapa a su vez, se ha de realizar en dos tiempos: preparación de la muestra a examinar y examen microscópico propiamente dicho. En la preparación de la muestra deberán tenerse siempre muy en cuenta las características organolépticas de las mismas (1).

4.3.3 Examen tras concentración parasitaria.

Existen muchos métodos de concentración, cada uno con sus ventajas e inconvenientes, debiendo ser la práctica individual y, sobre todo, el tipo de parasitismo sospechado, los que determinen en cada momento la elección del procedimiento a utilizar. No obstante, en función de sus fundamentos, los métodos de concentración parasitaria puede agruparse en dos tipos:

- **Métodos físicos:** dentro de los cuales tenemos los de sedimentación, centrifugación, flotación y centrifugación-flotación.
- **Métodos físico químicos:** dentro de los cuales están, todos los derivados del primitivo de Telemann, y que por no tener relevancia en este estudio únicamente se mencionan aquí (1).

4.3.4 Métodos físicos

Sedimentación: se basan en la interposición de las heces en un líquido de densidad intermedia entre los parásitos, que van al fondo, y los restos fecales

quedan en suspensión o flotan. Tienen la ventaja de permitir que se empleen muestras relativamente grandes, muy útil en muestras de heces con pocos parásitos y, que el material empleado es sencillo. Por el contrario, son técnicas de larga de ejecución, que requieren muchas manipulaciones (1).

Flotación: se basan en interponer las heces en un líquido de densidad superior a la de los restos parasitarios (1.1 a 2 aproximadamente), de forma que éstos se concentran en la superficie. Son métodos simples y rápidos, permitiendo el procesado en batería de numerosas muestras a la vez (1, 9).

Para estos métodos se pueden utilizar, soluciones como las de Cloruro de sodio (NaCl) saturada, Sulfato de magnesio o azúcar. La solución de NaCl, se prepara disolviendo tanta sal de mesa granulada como sea posible en agua a temperatura ambiente. No necesita un agente conservador, no es pegajosa ni atrae a las moscas. La solución saturada de azúcar, que contiene 50 ml de fenol al 5 % por litro puede hacer flotar los huevos de ciertos parásitos y, destruye más lentamente las larvas y oocistos delicados (9).

Centrifugación-flotación: en ellos se asocian un procedimiento de concentración por centrifugación, con otro de flotación. Presentan en conjunto, las mismas ventajas e inconvenientes de los métodos asociados (1).

4.4 FORMALINA DETERGENTE (FD)

En Estados Unidos de Norte América se han realizado estudios de sedimentación copro-parasitológica, por medio de la técnica éter-formalina; ésta se ha utilizado tanto para la detección de huevos y larvas de helmintos, como para de protozoos (15, 16).

También incluye ciertas ventajas como disminuir la alteración de los organismos y la recuperación de los huevos operculados, sin embargo, el uso del dietil éter, un reactivo esencial para esta técnica, puede ser peligroso para el personal del laboratorio, ya que puede ser explosivo, también puede causar irritación respiratoria, así como depresión cardiovascular y narcosis, llegando a un coma e incluso a la muerte (15).

Por lo tanto, se ha buscado un reemplazo para este reactivo, el cual fue el etil acetato, que ha demostrado reunir las mismas características, aunque posee ciertos inconvenientes; como es que la gruesa capa que éste forma, hace difícil removerlo y muchas veces se vuelve a mezclar con el sedimento concentrado. Adicionalmente se forman pequeñas burbujas, probablemente compuestas de restos de etil acetato insoluble debajo de la superficie, las cuales pueden dificultar el observar los organismos parasitarios (15,17).

Recientemente, se ha reportado un método de sedimentación alternativo, el cual es el cambio de dietil éter por detergente común, el cual le da un mejor resultado que con el antes mencionado, sin embargo este método requiere de un período más prolongado, ya que es necesario dejar sedimentar la muestra durante una noche, aunque la sustancia surfactante reduce las partículas que pueden obstaculizar la observación de los huevos de los helmintos (17).

Una técnica de concentración fecal usando formalina y detergente común ha sido descrita por Moody (1986). El método consiste en mezclar heces en una solución de formalina al 2 % y detergente al 2 %, dejándolo reposar entre dos capas de gasa, durante una noche. En 1990, Kightlinger y colaboradores, realizaron una modificación al usar previamente heces preservadas con 0.5 ml de formalina, mejorando de esta manera los resultados, en comparación con la técnica de etil acetato. Concluyeron que la técnica de Formalina-Detergente, es un método eficaz y sensible, para la detección de parásitos gastrointestinales (2).

Sin embargo, posee dos desventajas, la primera, el tiempo necesario que hay que dejar pasar para observar resultados, el cual es de una noche y la segunda, es que el fino precipitado en el sedimento puede oscurecer los quistes.

En este estudio la técnica de FD fue modificada para reducir el tiempo de sedimentación y la cantidad de precipitado filtrado, utilizando como rango de comparación flotación con solución salina y solución sobre saturada de azúcar(2).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 MATERIALES

5.1.1 Recursos humanos

- El estudiante tesista, quien realizó el proyecto.
- Inspector de Saneamiento Ambiental del Centro de Salud de Villa Nueva, para ayuda de recolección de muestras.
- Asesores del estudio de tesis.

5.1.2 De laboratorio

- Tubos graduados de plástico, de 15 ml a 20 ml con tapa (10)
- Embudo con malla, para filtrar las muestras
- Láminas porta objetos
- Laminillas cubre objetos
- Microscopio
- Mortero
- Pistilo
- 2000 ml H₂O destilada
- 450 gr NaCl
- 450 grs detergente al 10 %
- 1280 grs azúcar
- 10 ml formol al 10 %
- 10 ml formalina al 2 %
- 10 ml formalina al 5 %

5.1.3 De campo

- Vehículo de transporte para llegar a las comunidades de Villa Nueva y transportar las muestras hasta la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Hielera, para el transporte de muestras.
- Bolsas plásticas.

5.1.4 Material biológico

- Heces de 50 cabras de ordeño del municipio de Villa Nueva, distribuidas en las diferentes comunidades.

5.1.5 Centros de referencia

- Biblioteca del Departamento de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Biblioteca Central de la USAC.
- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Biblioteca de la Facultad de Ciencias Médicas.

5.2 METODOLOGÍA

El Municipio de Villa Nueva, el cual se encuentra a 15 km de la ciudad capital, y posee una extensión de 114 km², con una población caprina de 500 animales, es el lugar objetivo a donde se viajó y se tomaron las muestras de heces de 50 cabras de diferentes explotaciones, las muestras recolectadas, se colocaron en una hielera, y luego se trasladaron al laboratorio de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, donde se procesaron y se trabajaron las técnicas a comparar:

- ✓ Flotación con sacarosa
- ✓ Flotación con solución salina y
- ✓ Técnica modificada formalina detergente.

5.2.1 DEFINICIÓN DE LA MUESTRA

Se sometieron a examen coproparasitológico 50 muestras de heces de cabras presentes en el Municipio de Villa Nueva, el cual representa el 10% de la población, la cual fue estadísticamente representativa para el presente estudio.

5.2.2 CRITERIOS DE INCLUSIÓN

Se analizaron muestras de heces de cabras de cualquier edad, sexo y/o raza, presentes en el Municipio de Villa Nueva durante el estudio.

5.2.3 TÉCNICA

La técnica de los dos métodos de flotación a trabajar es el mismo para ambas, pero se preparan en distinta forma.

Solución salina:

- 450 gr de NaCl
- 1000 ml de agua destilada

Solución sobre saturada de azúcar:

- 1280 gramos de azúcar
- 1000 ml de agua corriente
- 10 ml de fenol licuado (formol al 10 %)
- La preparación de la solución sobre saturada de azúcar consiste en colocar el azúcar (1280 grs.) en un recipiente de aluminio, que contenga 1000 ml de agua corriente, la cual se calienta a una temperatura moderada, agitando la solución con una varilla de madera, hasta que se disuelva completamente. Se retira del calor cuando empieza a emitir vapores. Se deja enfriar la solución y luego se puede agregar formaldehído para evitar la formación de hongos y el desarrollo otros microorganismos.

Procedimiento

- Se coloca en un mortero aproximadamente 2 gramos de heces,
- Se agregan 15 ml de la solución sobre saturada de azúcar, o bien de la solución salina, se homogeniza con el pistilo hasta lograr una suspensión adecuada,
- Se tamiza a través de un colador corriente y el filtrado se deposita en un beacker pequeño,
- Se coloca el filtrado en un tubo de fondo plano de aproximadamente 10 ml de capacidad,
- Se coloca un cubre objetos en la boca del tubo y se deja reposar durante 5 a 10 minutos,
- Se transfiere el cubre objetos a una lámina porta objetos y se enfoca el campo del microscopio con 100 X, y
- Se efectúa la lectura de las muestras enfocando uno de los extremos superiores del preparado e ir observando en forma de Zigzag.

INTERPRETACIÓN

El método de flotación puede ser cualitativo y cuantitativo, ya que se pueden identificar las especies parasitarias y determinar el grado de infestación, la lectura cuantitativa se realiza de la siguiente manera:

- De 1 a 5 huevos por campo +
- De 6 a 10 huevos por campo ++
- De 11 a 15 huevos por campo +++
- De 16 a más huevos por campo ++++

Para determinar el grado de infestación, se debe de tomar el campo en donde haya mayor número de huevos.

Técnica modificada Formalina Detergente

Las sustancias utilizadas para realizar la técnica son las siguientes:

- 450 grs detergente al 10 %
- 10 ml formalina al 2 %
- 10 ml formalina al 5 %

La técnica modificada de Formalina Detergente se realiza de la siguiente manera:

- Se realiza una solución madre mezclando formalina, detergente y agua destilada para realizar una solución al 10 % de detergente y formalina al 2 %,
- Se adiciona 9.5 ml de la solución Formalina Detergente en un tubo graduado,
- Se agregan heces fecales hasta que alcance la medida de 10 ml,
- Se mezcla y homogeniza la muestra, con una varilla de madera, luego dejar reposar por treinta minutos; ésto se realiza con el fin de dejar actuar al detergente, el cual libera a los huevos y larvas de parásitos, así como también ooquistes de protozoos de los detritos fecales.
- Se tamiza a través de un embudo (con malla) a otro tubo,
- Se tapa el tubo y se agita vigorosamente por 30 segundos,
- Se deja reposar por 3 horas, ésto se realiza porque en un estudio previo en humanos se comprobó que es el tiempo necesario para que todos los huevos y larvas de parásitos, así como también quistes y ooquistes de protozoos, que se encuentran flotando en la muestra, se sedimenten,
- Se descarta el sobre nadante,
- Se ajusta el sedimento con formalina al 5 % hasta llegar a 1 ml,
- Se homogeniza la muestra adecuadamente, y
- Se observa al microscopio con una lámina porta objetos, 0.04 ml del sedimento, completamente cubierta con una laminilla cubre objetos.

INTERPRETACIÓN

Los huevos contados, de dos observaciones en una misma muestra son tomados en porcentaje. Para determinar el número de huevos por gramo (NHPG), se multiplica el número de huevos, por lámina por el factor 50 y dependiendo de la consistencia de la materia fecal, se multiplica por otro factor, así:

- Muestra sólida X 2
- Muestra pastosa X 3
- Muestra diarreica X 4

5.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

- **Variables evaluadas**

- ✓ Cantidad de huevos de parásitos por lámina.
- ✓ Género de parásitos.
- ✓ Costo de las pruebas.

- **Métodos estadísticos utilizados**

- ✓ Para la primera variable se utilizó el análisis de Kurskal – Wallis, prueba de hipótesis para la mediana de tres o más poblaciones independientes para variables cuantitativas discretas.
- ✓ Para la segunda variable se utilizó estadística descriptiva y diferencia de proporciones.
- ✓ Para la tercera variable se realizó un análisis de costos.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Al realizar la parte experimental del presente trabajo de investigación, la cual consistió en comparar las técnicas de flotación con sacarosa y solución salina, con la técnica modificada Formalina Detergente (mFD), se encontró que esta última, resulta ser más efectiva porque proporciona el resultado exacto de la cantidad de huevos por gramo de heces de la muestra trabajada, conociendo así la carga parasitaria que afecta la población animal en diagnóstico, a diferencia de las técnicas de flotación tradicionales con las que se obtiene únicamente, un estimado del grado de infestación.

Todas las muestras obtenidas fueron procesadas aplicándoles a cada una, las tres técnicas en cuestión en forma paralela. La ventaja que las técnicas de flotación con solución salina y flotación con sacarosa han tenido sobre la técnica mFD, ha sido el tiempo, ya que para procesar la muestra, observarla y obtener resultados con las técnicas de flotación, se requiere de un máximo de treinta minutos, mientras que con la técnica mFD se requiere hasta de cuatro horas por muestra para efectuar el mismo proceso, lo cual hace que esta última, no sea un reemplazo a las antes mencionadas, cuando se procesan una gran cantidad de muestras en un laboratorio de diagnóstico parasitológico, por lo que la técnica mFD podría utilizarse como una prueba confirmativa, en caso de sospechar de una parasitosis, cuando resulte negativa con las técnicas de flotación.

Como se mencionó anteriormente la técnica en estudio, reflejó ser más efectiva en cuanto a determinar la cantidad de huevos por gramo de heces, así también demostró tener más sensibilidad, ya que de las 50 muestras procesadas, se diagnosticaron 48 muestras positivas, que corresponde al 96 % de sensibilidad, mientras que con la técnica de flotación con sacarosa fueron 41 muestras positivas, que corresponde a un 82 % de sensibilidad, y con la técnica de flotación con solución salina, se obtuvieron 39 muestras positivas, correspondiendo a una sensibilidad del 78 %, determinándose así, que esta última, es la menos sensible de las pruebas comparadas en este estudio.

Lo anterior concuerda con el estudio realizado en humanos por Ramsay y colaboradores, en el cual se comparó la técnica mFD con las técnicas Kato, Kato-Katz y éter formalina, determinando Ramsay que la técnica mFD, detectó una cantidad mucho mayor de muestras positivas, así como también una variedad más amplia de géneros parasitarios, que las otras técnicas comparadas. Esto último no ocurrió en las muestras trabajadas en este estudio, ya que en las tres pruebas se detectó la misma cantidad de géneros de parásitos los cuales fueron cinco, aunque la capacidad en sí de la prueba, para detectar una mayor variedad de parásitos, no se pudo comprobar ya que la variedad parasitaria se vio limitada por el área.

Cabe mencionar que al analizar los datos con la prueba estadística no paramétrica de Kruskal Wallis, no se observó diferencia estadísticamente significativa entre las tres pruebas, pero es necesario resaltar que en los resultados de laboratorio, hubo una diferencia de 8 muestras positivas más, detectadas con la técnica mFD, que con la más sensible de las de flotación, que es la técnica de flotación con sacarosa; de lo anterior se deduce que con una cantidad de muestras mayor a las procesadas en este estudio, es probable que la diferencia sea significativa, por lo que se consideraría necesario realizar estudios similares con un número elevado de muestras a las de este caso, y analizar los resultados.

En este estudio se encontró que la prevalencia de parásitos gastrointestinales en cabras en las comunidades del municipio de Villa Nueva fue: en primer lugar, *Chabertia sp*, en segundo, *Eimeria sp*, en tercero, *Oesophagotomum sp*, en cuarto, *Trichostrongylus sp* y en quinto, *Cooperia sp*. (Ver Grafico 2)

Esto nos indica que *Chabertia sp* es el género más difundido en el municipio, ya que los diferentes muestreos que se realizaron se hicieron en comunidades bastante retiradas entre sí.

Con respecto a los costos, se determinó que la técnica más económica fue la de flotación con solución salina, para lo cual se realizó la sumatoria del valor de cada uno de sus componentes, obteniendo la cantidad de Q 7.00 por un litro de solución, la segunda más económica, es la de flotación con sacarosa, en la cual para realizar un litro de solución, se gasta un total de Q 17.00, mientras que para la técnica mFD, preparar un litro de su solución el costo es de Q 21.10, determinándose que esta última es la más onerosa.

La diferencia de costo entre la primera y la última aparentemente es alta, pero al realizar un análisis costo/eficiencia, la diferencia se acorta e inclusive puede hacerse nula, logrando así el objetivo del examen coproparasitológico.

VII. CONCLUSIONES

- Durante el presente trabajo la técnica mFD, demostró que en un número considerable de muestras es una prueba confiable por ser más sensible que las otras pruebas en comparación.
- La técnica modificada Formalina Detergente puede servir como una prueba confirmativa para el diagnóstico de parasitosis aún en infestaciones leves, así como también para el diagnóstico de protozoarios.
- Debido al tiempo requerido para el procedimiento de la técnica modificada Formalina Detergente no se podrá utilizar como una prueba de rutina para el diagnóstico coproparasitológico.
- Dada la precisión de la técnica modificada Formalina Detergente, resulta ser bastante útil para cuando se necesite cuantificar una parasitosis específica.
- Las técnicas de flotación con sacarosa y solución salina, presentan limitaciones con relación a la exactitud en el diagnóstico coproparasitológico, al no revelar la cantidad exacta de huevos por gramo de heces.
- De las técnicas de flotación tradicionales, la técnica con solución sobresaturada de sacarosa resulta ser más sensible, y la técnica con solución salina, presenta menos interferencia con detritos fecales.
- El parásito más frecuente en las comunidades del municipio de Villa Nueva, según el muestreo realizado fue *Chabertia sp.*
- La técnica modificada de Formalina Detergente desde el punto de vista económico es la más onerosa, sin embargo, los costos y el tiempo para obtener resultados, en casos específicos, son mínimos en comparación con las técnicas trabajadas de rutina en el laboratorio, ya que para circunstancias especiales es preferible la exactitud a un costo ligeramente elevado, en el que se demuestra mayor costo/eficiencia.

VII. RECOMENDACIONES

- Para estudios posteriores, en la técnica mFD, evaluar la opción de centrifugar la muestra a fin de reducir el tiempo de tres horas de espera que se necesitan para que los huevos de los parásitos se sedimenten, se pueda eliminar el sobrenadante y continuar el proceso para el examen de la muestra.
- Es necesario que se amplíe el estudio de las distintas pruebas coproparasitológicas en nuestro país con el fin de avanzar técnicamente en el diagnóstico parasitario.
- En las comunidades del municipio de Villa Nueva, realizar campañas informativas dirigidas a los diferentes productores, en este caso de cabras de ordeño, ya que ayudará tanto a su crecimiento económico como a mejorar la salud animal.
- Realizar estudios similares con un número mayor de muestras, así como también practicarlo en diferentes áreas y especies animales, con el fin de ampliar los datos que se tienen sobre esta prueba y, de acuerdo a sus conclusiones, utilizarla como una prueba de rutina.

VIII. RESUMEN

En el presente trabajo de investigación se procedió a comparar dos técnicas tradicionales de flotación, una con la solución sobresaturada de sacarosa y la otra con cloruro de sodio, usadas de rutina en el laboratorio parasitológico, contra una técnica, que hasta ahora únicamente se ha utilizado en laboratorios para diagnóstico parasitológico en humanos en el extranjero, llamada Técnica modificada Formalina Detergente (mFD). En diversos estudios realizados, se ha demostrado que posee una alta sensibilidad para la detección de parásitos gastrointestinales, así como también de quistes y ooquistes de protozoarios, teniendo entonces la intención de traspolarlo al uso veterinario.

La idea de comparar estas técnicas es que la parasitología veterinaria en Guatemala en relación con otros países, se ha quedado a la zaga, ya que se ha comprobado con este estudio que las técnicas de flotación que se usan actualmente, pueden dar falsos negativos.

Para la realización de este proyecto se utilizaron heces de 50 cabras de ordeño, no haciendo distinción entre raza y sexo, en diferentes explotaciones dentro de las comunidades del municipio de Villa Nueva, para lo cual, luego de tomadas las muestras fueron llevadas al Departamento de Parasitología, de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, en la Universidad de San Carlos de Guatemala, lugar donde se procesaron las mismas.

Se trabajaron todas las muestras paralelamente, con las tres técnicas a comparar y se demostró que la técnica mFD, tiene un inconveniente y es la cantidad de tiempo que se requiere para obtener resultados, el cual puede ser hasta de cuatro horas, mientras que con las técnicas de flotación el tiempo máximo es de treinta minutos.

La diferencia entre las técnicas tradicionales de flotación contra la técnica mFD, es que esta última, concentra los huevos de parásitos, por lo que hace más factible encontrar los mismos, aun cuando las técnicas de flotación hayan resultado negativas.

Los resultados en el laboratorio demostraron que efectivamente, la técnica modificada Formalina Detergente es más sensible en comparación a las técnicas de flotación comúnmente utilizadas en el Laboratorio de Parasitología, ya que de las 50 muestras procesadas el 96 % de las mismas fueron positivas con la técnica mFD, mientras que con las técnicas de flotación con solución sobresaturada de sacarosa y solución salina, los resultados en las mismas muestras, fueron de 82% y 78% de positividad, respectivamente.

Aunque por medio de las pruebas estadísticas que se corrieron para el presente estudio, esta diferencia no es significativa, en la práctica esta diferencia

favorece a la técnica mFD, ya que este resultado es logarítmico, lo que quiere decir que mientras más pruebas se trabajen mayor será la diferencia.

Por otra parte los resultados, con la técnica mFD, son más exactos en cuanto a la cantidad de huevos por gramo de heces, lo que no sucede con las técnicas de flotación, por lo cual este método puede utilizarse como una prueba confirmativa.

No hubo diferencia en cuanto a las especies encontradas ya que en las tres técnicas trabajadas se observaron las mismas cinco especies, por lo que en este estudio no se pudo comprobar si la técnica mFD, detecta mayor cantidad de géneros que las técnicas de flotación, aunque como se mencionó anteriormente este resultado puede variar con una población mayor. Así mismo, se encontró que las especies prevaletentes en el municipio de Villa Nueva, fueron primero el parásito *Chabertia sp.*, y segundo el protozoo *Eimeria sp.*

Con respecto a los costos, lo cual era una variable a evaluar en este estudio, se determinó que la técnica modificada Formalina Detergente, tiene un costo ligeramente mayor a las otras dos, pero por su utilidad, esta diferencia no es realmente significativa si medimos su costo eficiencia.

IX. BIBLIOGRAFIA

1. Análisis Coprológico Parasitario (en línea). 1998? Consultado 10 mar. 2007. Disponible en <http://www.personal.us.es/cariza/docs/acp.pdf>
2. APCO (Asian Parasite Control Organization) Research Group. 1986. Collected Papers on the control of soil - transmitted helminthiases. JP, Hoken Kaikan. Vol 3, P.-5-11.
3. Basso, W; Venturini, L. 1998. Parasitología al día: Comparación de técnicas parasitológicas para el examen de heces (en línea). 22 (1-2). Consultado 12 mar. 2007. Disponible en http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-07201998000100010&lng=en&nrm=iso
4. Bayer, Health Care. 2007. Parasitismo interno Bovino (en línea). Consultado 22 feb. 2007. Disponible en <http://www.bayerandina.com/bayerand.nsf/soluciones/bovinosparasitosinternos?opendocument>
5. Bayer, Health Care. 2007. Parasitismo interno en ovinos y caprinos (en línea). Consultado 22 feb. 2007. Disponible en <http://www.bayerandina.com/bayerand.nsf/soluciones/ovinoshome?opendocument>
6. Borchert, A. 1981. Parasitología veterinaria. Trad. M Cordero del Campillo. Zaragoza, ES, Acribia. 745 p.
7. Christensen, K. Traducción del artículo: parasites of sheep and goats published by RM Corwin and Julie Nahm (en línea), University of Missouri College of Veterinary Medicine. Consultado 15 feb. 2007. Disponible en http://www.geocities.com/raydelpino_2000/ovino.html
8. Cordero, M.; Vásquez, F. 1999. Parasitología veterinaria. Madrid, ES, McGraw-Hill-Interamericana . 968 p.
9. El Manual Merck de Veterinaria: Un Manual de diagnóstico, tratamiento, prevención y control de las enfermedades para el Veterinario. 1993. Trad. CI Frazer. 4 ed. Madrid, ES, Centrum. 2092 p.

10. Fiefiger, F. 1942. Los Parásitos animales del hombre y de los animales domésticos. Trad. CL. de Cuenca, R. Reichert. 3 ed. Madrid, ES, Viuda de Juan Pueyo. 516 p.
11. Johnston, C. 2003? (a). Parásitos y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos: Los Nematodos (en línea). Universidad de Pennsylvania, US. Consultado 14 ene. 2007. Disponible en http://caltest.vet.upenn.edu/merialsp/nems_msp/nm_9sp.htm
12. _____. 2003? (b). Parásitos y Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos: Trichostrongyloidea, especies de Haemonchus (en línea). Universidad de Pennsylvania, US. Consultado 10 feb. 2007. Disponible en http://caltest.vet.upenn.edu/merialsp/nems_msp/Fsemhaemonchus.htm
13. _____. 2003? (c). Parásitos y Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos: Las Strongyloidea (en línea). Universidad de Pennsylvania, US. Consultado 10 feb. 2007. Disponible en http://caltest.vet.upenn.edu/merialsp/Strongls/strong_topicssp.html
14. _____. 2003?d. Parásitos y Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos: *Oesophagostomum* especies (en línea). Universidad de Pennsylvania, US. Consultado 10 feb. 2007. Disponible en http://caltest.vet.upenn.edu/merialsp/Strongls/oesoph_topicssp.html
15. Kightlinger, L; Kightlinger, M.B. 1990. Examination of faecal specimens by the formalin-detergent technique (en línea). Trans. roy. Soc. trop. Med. Hyg., 84: 417-418. Consultado 18 nov. 2006. Disponible en http://www.ncbi.nlm.nih.gov/entrez/query.fcgi?itool=abstractplus&db=pubmed&cmd=Retrieve&dopt=abstractplus&list_uids=2260178
16. Ramsay, A; Gillespic, S; Mnzava, T; Ngowi, F; Fox, R. 1991. A field evaluation of the formalin-detergent method for concentrating faecal parasites. J. Trop. Med. & Hyg., 94, 210-213.
17. Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo. 2003. Evaluation of the formalin-Tween concentration technique for parasitic Detection (en línea). 45 (5). Consultado 12 ene. 2007. Disponible en <http://www.scielo.br/pdf/rimtsp/v45n5/a09v45n5.pdf>

18. Tamayo, M. 1997 (a). Nemátodos (en línea). Talca, Cl. Consultado 19 feb. 2007 Disponible en <http://www.monografias.com/trabajos5/nemato/nemato.shtml>
19. _____. 1997 (b). Nemátodos (en línea). Talca, Cl. Consultado 23 feb. 2007 Disponible en <http://www.monografias.com/trabajos5/nemato/nemato2.shtml>
20. Villaroel, I. 1970. Enfermedades parasitarias de los animales. Santiago, Cl, Andrés Bello. 334 p.

X. ANEXOS

CUADRO 1. HOJA DE RESULTADOS DE LAS TRES TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS

No.	FLOTACION CON SACAROSA		SOLUCION SALINA		FORMALINA DETERGENTE	
	Carga parasitaria	Parasitos encontrados	Carga parasitaria	Parasitos encontrados	Carga parasitaria	Parasitos encontrados
1	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 300 NHPG 200 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
2	Positivo (+++)	Chabertia sp Tristrongylus sp	Positivo (++)	Chabertia sp Trichstrongylus sp	Positivo 300 NHPG 700 NHPG	Chabertia sp Trichstrongylus sp
3	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp Trichostrongylus sp	Positivo (++)	Chabertia sp Trichostrongylus sp	Positivo 500 NHPG 300 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
4	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 400 NHPG 300 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
5	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo 400 NHPG 300 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
6	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 200 NHPG	Chabertia sp
7	Positivo (+)	Eimeria sp	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX
8	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 100 NHPG	Chabertia sp
9	Positivo (+)	Chabertia sp	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 100 NHPG 200 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
10	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 100 NHPG	Chabertia sp
11	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 400 NHPG	Chabertia sp
12	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 500 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
13	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 300 NHPG	Chabertia sp
14	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 500 NHPG	Chabertia sp
15	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo 700 NHPG 900 NHPG 200 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp

16	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 200 NHPG	Chabertia sp
17	Positivo (+++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 450 NHPG 1500 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
18	Positivo (+)	Trichostrongylus sp	Positivo (+)	Trichostrongylus sp	Positivo 500 NHPG	Trichostrongylus sp
19	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp Trichostrongylus sp	Positivo (+)	Eimeria sp Trichostrongylus sp	Positivo 500 NHPG 300 NHPG	Chabertia sp Trichostrongylus sp
20	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo 1600 NHPG	Eimeria sp
21	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 600 NHPG 1000 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
22	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (++)	Chabertia sp	Positivo 500 NHPG 200 NHPG	Chabertia sp Oesophagostomum sp
23	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 100 NHPG	Eimeria sp
24	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX
25	Positivo (+)	Oesophagostomum sp	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo 400 NHPG 500 NHPG	Chabertia sp Oesophagostomum sp
26	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 800 NHPG	Chabertia sp
27	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo 400 NHPG 600 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
28	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo 1000 NHPG	Eimeria sp
29	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Negativo (-)	XXXXXXXXXX	Positivo 200 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
30	Positivo (+)	Chabertia sp Cooperia sp	Positivo (++)	Chabertia sp Cooperia sp Oesophagostomum sp	Positivo 750 NHPG 300 NHPG	Chabertia sp Oesophagostomum sp
31	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp Cooperia sp	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp Cooperia sp	Positivo 200 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Cooperia sp
32	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 300 NHPG	Chabertia sp

33	Positivo (+++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 1000 NHPG 1600 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
34	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 300 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
35	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 200 NHPG 100 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
36	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo 400 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Oesophagostomum sp
37	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 500 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
38	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 100 NHPG	Chabertia sp
39	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo (+)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo 200 NHPG 300 NHPG 100 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp
40	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo 300 NHPG	Eimeria sp
41	Positivo (+)	Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo (+)	Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo 500 NHPG 400 NHPG	Eimeria sp Oesophagostomum sp
42	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 400 NHPG	Chabertia sp
43	Positivo (++)	Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo (++)	Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo 3000 NHPG 1500 NHPG	Eimeria sp Oesophagostomum sp
44	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp Oesophagostomum sp	Positivo (++)	Chabertia sp Eimeria sp	Positivo 600 NHPG 1400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
45	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Positivo (++)	Chabertia sp	Positivo 600 NHPG	Chabertia sp
46	Positivo (+)	Eimeria sp Chabertia sp	Positivo (+)	Eimeria sp	Positivo 200 NHPG 400 NHPG	Chabertia sp Eimeria sp
47	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 300 NHPG	Chabertia sp
48	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo (+)	Chabertia sp	Positivo 100 NHPG	Chabertia sp

49	Positivo (+)	Chabertia sp Oesophagostomum sp	Negativo (-)	xxxxxxxxx	Positivo 200 NHPG	Oesophagostomum sp
50	Positivo (+)	Chabertia sp	Negativo (-)	xxxxxxxxx	Positivo 100 NHPG	Chabertia sp

CUADRO 2. Parásitos gastrointestinales que afectan a caprinos en nuestro medio.

ORGANO AFECTADO	ESPECIE DE PARASITO	DAÑO CAUSADO
Abomaso	Haemonchus contortus Ostertagia circumcincta Trichostrongylus spp.	Succionan sangre e irritan la mucosa
Intestino delgado	Cooperia spp. Trichostrongylus spp. Nematodirus spp. Strongyloides papillosus Bunostomum spp. Capillaria spp.	Succionan sangre e irritan la mucosa
Ciego y Colon	Oesophagostomum spp. Chabertia ovina Trichuris sp.	Succionan sangre e irritan la mucosa intestinal forman nódulos en la mucosa

GRÁFICO 1. Porcentaje de sensibilidad que posee cada una de las tres técnicas coparasitológicas utilizadas en este estudio.

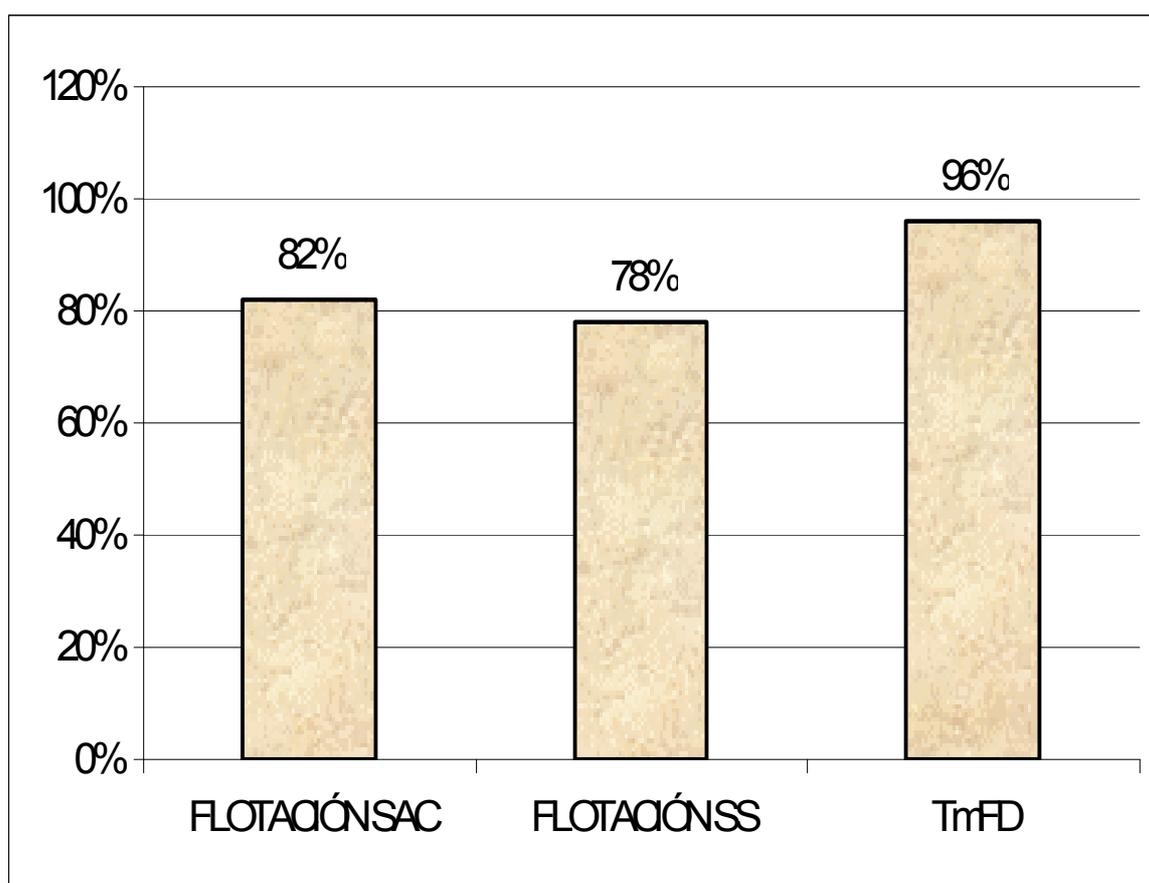


GRÁFICO 2. Géneros encontrados en cada una de las tres pruebas diagnósticas.

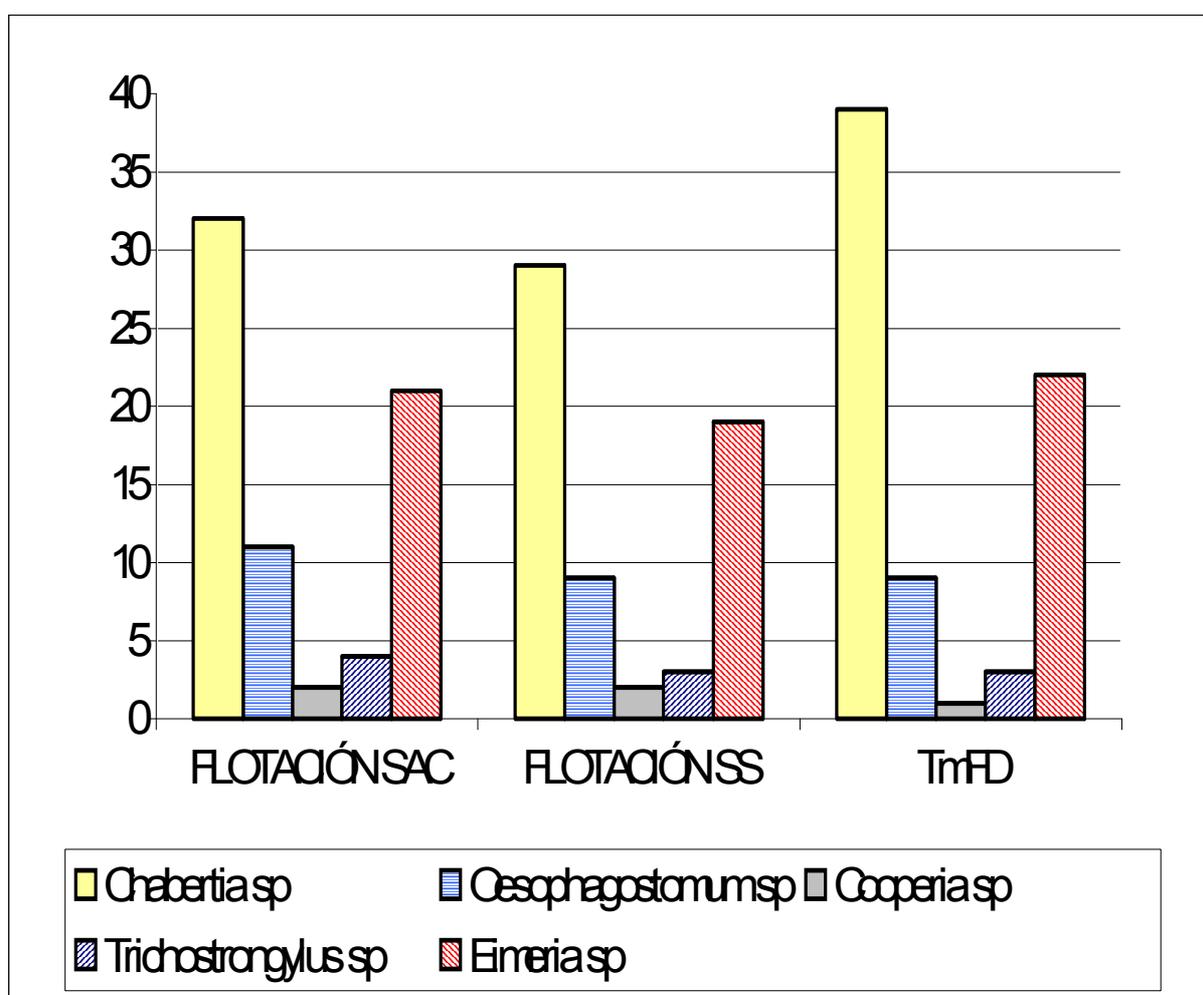


GRÁFICO 3. Comparación de costos entre las tres pruebas.