

**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 shirt and white pants, holding a staff and a book, standing on a green hill. Above him is a golden crown and a golden lion. The background is blue with white clouds. The seal is surrounded by a grey border with Latin text: "CETERAS REBUS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER".

**“DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hyostrongylus rubidus*
EN PORCINOS DE GRANJA DEL MUNICIPIO DE SAN PEDRO,
DEPARTAMENTO DE SAN MARCOS, GUATEMALA, C.A.”**

JACKELINE MARISOL NORIEGA HUERTAS

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2,011.

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

**“DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hyostrongylus rubidus*
EN PORCINOS DE GRANJA DEL MUNICIPIO DE SAN PEDRO,
DEPARTAMENTO DE SAN MARCOS, GUATEMALA, C.A.”**

TESIS

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN
CARLOS DE GUATEMALA**

POR

JACKELINE MARISOL NORIEGA HUERTAS

AL CONFERÍRSELE EL GRADO ACADÉMICO DE

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2,011.

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

DECANO: Med. Vet. Leonidas Ávila Palma
SECRETARIO: Med. Vet. Marco Vinicio García Urbina
VOCAL I: Lic. Zoot. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo
VOCAL II: M.Sc. Med. Vet. Dennis Sigfried Guerra Centeno
VOCAL III: Med. Vet. y Zoot. Mario Antonio Motta González
VOCAL IV: Br. Javier Enrique Baeza Chajón
VOCAL V: Br. Ana Lucía Molina Hernández

ASESORES

Med. Vet. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Med. Vet. Yeri Edgardo Véliz Porras
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 su
consideración el Trabajo de Tesis titulado:**

**“DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hyostrogylus rubidus*
EN PORCINOS DE GRANJA DEL MUNICIPIO DE SAN PEDRO,
DEPARTAMENTO DE SAN MARCOS, GUATEMALA, C.A.”**

**Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**

Como requisito previo a optar el título profesional de:

MÉDICA VETERINARIA

TESIS QUE DEDICO

- A DIOS:** Por ayudarme en cada una de las fases de ésta investigación, brindándome Su ayuda a través de cada una de las personas que participaron en la misma.
- A MIS PADRES:** Por su amor incondicional y por motivarme a seguir adelante con ésta investigación.
- A MIS HERMANAS:** Por darme su amor, amistad, palabras de aliento y sus oraciones.
- A MIS SOBRINOS:** Por hacerme olvidar el afán diario y regalarme momentos de alegría a través de su inocencia y amor.
- A MIS ABUELITOS:** Porque a pesar de la distancia, estuvieron al tanto de cada una de las fases de ésta investigación, brindándome su amor y apoyo incondicional.
- A MIS TÍOS:** Por su amor, apoyo, palabras de aliento, oraciones y por motivarme a seguir adelante a pesar de las dificultades que se presentaron.
- A MI NOVIO:** Por su amor y apoyo durante la realización de ésta investigación y en cada momento de mi vida.
- A MIS ASESORES:** Por su paciencia, apoyo y dedicación, durante la realización de ésta investigación.
- A MIS PADRINOS:** Por sus consejos, apoyo y amistad.

AGRADECIMIENTOS

- A DIOS:** Por darme la vida, por ser mi Padre, mi guía y por permitirme alcanzar mis sueños y mis metas. Porque reconozco que toda dádiva y don perfecto viene de Él.
- A MIS PADRES:** Elvira Huertas de Noriega y Axel Noriega, por ser los vasos más preciosos que Dios pudo usar para encaminarme en el camino que Dios trazó para mí. Por amarme y ser mis modelos a seguir. Los amo profundamente.
- A MIS HERMANAS:** Johanna, Susie y Wendy, por darme su amor, amistad, apoyo y consejos. Porque a través de ellas Dios me ha enseñado cosas maravillosas.
- A MIS SOBRINOS:** Angel, Allison, Pablo, Andrew, Gabriel y Samuel, porque con una sonrisa, un beso o un abrazo hacen que se estremezca mi corazón, llenándome de paz y alegría.
- A MIS ABUELITOS:** Elena Villagrán de Huertas y Guadalupe Huertas, por su amor, sabios consejos y apoyo incondicional durante toda mi vida.
- A MIS TÍOS:** Eufemia, Evelia, Eluvia, Erwin, Efraín, Judith y Pedro, por su amor, apoyo y consejos incondicionales para mí.
- A MI NOVIO:** Esteban Ovalle, por ser mi amigo, mi apoyo, por llenar cada uno de mis días de amor y hacerme muy feliz. Te amo profundamente.

A MIS PADRINOS:

Porque han estado conmigo en los momentos más importantes de mi carrera y de mi formación como persona. A ellos gracias por sus valiosos consejos y amistad.

A LA USAC:

Por abrirme sus puertas para mi formación profesional.

A LA FMVZ:

Por brindarme los conocimientos que me permitieron alcanzar mi sueño y por ayudarme a madurar.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	HIPÓTESIS	3
III.	OBJETIVOS	4
3.1.	General	4
3.2.	Específicos	4
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1.	MARCO CONCEPTUAL	5
4.1.1.	BREVE HISTORIA.....	5
4.1.2.	GENERALIDADES.....	6
4.1.2.1.	Morfología.....	6
4.1.2.2.	Ciclo Evolutivo.....	7
4.1.2.3.	Epidemiología.....	7
4.1.2.4.	Patogenia.....	9
4.1.2.5.	Síntomas.....	10
4.1.2.6.	Lesiones.....	10
4.1.2.7.	Curso.....	11
4.1.2.8.	Diagnóstico.....	11
4.1.2.9.	Tratamiento y Profilaxis.....	12
4.1.3.	TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS.....	12
4.1.3.1.	Recolección de Heces.....	12
4.1.3.1.1.	Examen macroscópico.....	13
4.1.3.1.2.	Examen microscópico.....	13
4.1.3.2.	Métodos de Diagnóstico.....	14
4.1.3.2.1.	Métodos cuantitativos.....	14
4.1.3.2.2.	Métodos cualitativos.....	14
4.1.3.3.	Método por concentración por flotación de Parodi Alcaraz.....	14
4.1.3.3.1.	Técnica.....	14
4.1.3.3.2.	Ventajas.....	15
4.1.3.3.3.	Desventajas.....	15

4.1.3.4.	Método de McMaster.....	15
4.1.3.4.1.	Técnica.....	15
4.1.3.5.	Método de Hakarua Ueno.....	16
4.1.3.5.1.	Técnica.....	16
4.2.	MARCO REFERENCIAL	17
4.2.1.	Ubicación Geográfica.....	17
4.2.2.	Condiciones Climáticas.....	17
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	18
5.1.	MATERIALES	18
5.1.1.	Recursos humanos.....	18
5.1.2.	Recursos de laboratorio.....	18
5.1.3.	Recursos de tipo biológico.....	19
5.1.4.	Recursos de campo.....	19
5.2.	MÉTODOS	19
5.2.1.	Diseño del Estudio.....	19
5.2.2.	Recolección y transporte de muestras.....	20
5.2.3.	Método de Flotación (Con solución sobresaturada de azúcar).....	20
5.2.4.	Método de McMaster.....	21
5.2.5.	Método de Hakarua Ueno.....	21
5.2.6.	Análisis Estadístico.....	21
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	22
VII.	CONCLUSIONES	23
VIII.	RECOMENDACIONES	24
IX.	RESUMEN	25
X.	BIBLIOGRAFÍA	26
XI.	ANEXOS	29

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1 (Resultados primer muestreo).....	30
TABLA 2 (Resultados segundo muestreo).....	31

I. INTRODUCCIÓN

Desde hace años, la producción animal atiende la creciente demanda de productos ganaderos de la población humana en aumento, con la tendencia de producir más y de mejor calidad, en condiciones que sean estables, desde el punto de vista económico, permitiendo así, cubrir las necesidades presentes de la humanidad, esto implica la incorporación de criterios económicos, sociales y ambientales al proceso productivo. Los factores económicos son importantes, principalmente en todo programa de medicina preventiva emprendido, ya que resultan en un ineludible alto valor de coste-beneficio.

Bajo este punto de vista, los problemas parasitarios son de suma importancia, debido a la influencia negativa ocasionada en el balance de las explotaciones, las posibles restricciones a la exportación de animales y sus productos, o por la presencia de residuos de fármacos antiparasitarios en carnes y otros derivados. Además, la falta de diagnóstico muchas veces lleva al médico o ganadero a aplicar todo tipo de fármacos, sin medir las consecuencias del uso deliberado del mismo, como la resistencia parasitaria, por ejemplo.

Por lo tanto, debido a que el helminto *Hyostrogylus rubidus* es de distribución mundial, existe la probabilidad que se encuentre en nuestro país, aunque aún no se ha diagnosticado, debido probablemente a la similitud con el *Oesophagostomum* sp, en cuanto a la sintomatología que causa la enfermedad y la morfología de los huevos.

Es de suma importancia su diagnóstico debido a que no existen datos que aseguren su presencia en nuestro país; además, que esta parasitosis causa pérdidas económicas debido a las lesiones que produce. Por otro lado, este helminto puede afectar, en condiciones naturales a terneros, ovejas, liebres y pecarís americanos.

Las muestras se recolectaron en el departamento de San Marcos, ya que se encuentra en la frontera con México, país que según registros de la FAO han diagnosticado la presencia de *Hyostrongylus rubidus* en los porcinos. Se trabajó en el municipio de San Pedro Sacatepéquez, debido a que posee mayor explotación porcina dentro del departamento de San Marcos y, su colindancia con México, hace suponer, que por el trasiego constante de suinos, de frontera a frontera, aumente el riesgo de la presencia de este nematodo en nuestro país.

II. HIPÓTESIS

El *Hyostrogylus rubidus* se encuentra presente en los porcinos de granjadel municipio de San Pedro Sacatepéquez en el departamento de San Marcos.

III. OBJETIVOS

3.1. General:

- Contribuir al estudio de parásitos gastrointestinales, determinando la presencia de *Hyostrongylus rubidus* en cerdos de granja del municipio de San Pedro Sacatepéquez, departamento de San Marcos, Guatemala.

3.2. Específicos:

- Determinar la presencia del *Hyostrongylus rubidus* por medio del cultivo de larvas.
- Establecer si existe asociación entre la presencia de *H. rubidus* con las variables sexo y edad de los animales muestreados.
- Establecer la prevalencia de *Hyostrongylus rubidus* en cerdos de granja muestreados en el municipio de San Pedro Sacatepéquez, departamento de San Marcos, Guatemala.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. MARCO CONCEPTUAL

4.1.1. BREVE HISTORIA

El *Hyostrongylus rubidus* es uno de los principales agentes de gastritis parasitaria del cerdo y jabalí, conocido como gusano gástrico porcino, de distribución cosmopolita, con grandes variaciones en cada zona, no sólo por factores climáticos (poco frecuente en latitudes con inviernos rigurosos), sino también en armonía con los tipos de explotación. También puede parasitar en condiciones naturales a terneros, ovejas, liebres y pecarís americanos. Puede transmitirse experimentalmente a cobayas, cabras y conejos. **(2)**

En México, la prevalencia de *Hyostrongylus rubidus* la determinó por primera vez Garibay (1964) en la Piedad, Michoacán, en 1000 cerdos lo notificó en el 1%. Mendoza (1968) al examinar 225 cerdos sacrificados en el rastro de Tláhuac, D. F. encontró 1.3%. Arce en 1970 en Morelia, Michoacán, observó en 333 cerdos el 0.8%. Román en 1970 en Apilulco, Guerrero, encontró en 400 cerdos el 31% y Ayala en 1970 en Tamaulipas, lo observó en un porcentaje muy bajo. **(13)**

En España se ha identificado en las submesetas de León-Castilla la Vieja y Castilla la Nueva, más Extremadura y Andalucía. También se presenta en Portugal. La prevalencia ibérica oscila entre 5-6%, pero en Estados Unidos, Inglaterra, Holanda y algunas zonas de Alemania, se han publicado cifras muy superiores (25-87%). **(2)**

En la actualidad existen algunos reportes de casos. Luna, Luz A. y Kysgaard, Niels (2005), durante un estudio realizado en El Sauce-León, Nicaragua, determinaron que el parásito de mayor prevalencia en cerdos a nivel de rastro es el

Hyostrogylus rubidus con un 86.89% y en cuanto a la intensidad de infestación encontraron mayor prevalencia de *Hyostrogylus rubidus* en animales adultos. Cuevas, Sebastián (2,005) al muestrear 102 cerdos en Temuco, Chile, determinó que el parásito con mayor prevalencia fue el *Hyostrogylus rubidus* con un 51.96%. Tamboura, H.H. en 2006 en la provincia central del este de Burkina Faso, muestreó 383 porcinos encontrando al *Hyostrogylus rubidus* con una prevalencia del 11%. La Universidad de Kosice, Eslovenia en 2003 determinaron el 28.5% de prevalencia de *Hyostrogylus rubidus* en Francia y, en el año 2008, determinaron el 22% en Kosice.

4.1.2. GENERALIDADES

4.1.2.1. Morfología

Hyostrogylus rubidus muestra en la cutícula estrías transversales y unas 40-45 líneas longitudinales, más una dilatación en la región cefálica, seguida de un leve estrangulamiento. La abertura oral es apenas perceptible. A unos 4 mm del extremo cefálico aparecen dos papilas cervicales, dirigidas caudalmente.(2)

Los machos miden 4-7 mm × 86-100 µm, tienen un par de papilas prebursales, dos espículas iguales, de 127-135 µm, un gubernáculo de 63-71 µm y una estructura posterior al mismo, que recuerda un telamón, aunque se trata de una membrana bursal accesoria. El lóbulo dorsal de la bolsa copuladora está poco desarrollado.(2)

Las hembras tienen 5-11 mm × 1 mm, con la vulva situada en el último quinto corporal (0.8-1.3 mm por delante del ano), con el labio prevulvar semilunar y provistas de la cola puntiaguda. El ano se abre a 150-180 µm de la punta de la cola(2)

Los huevos miden 60-82 × 31-38 µm, con delgada membrana, son elipsoidales-ovales, con un polo algo más afilado que el otro. Cuando son puestos en el estómago, tienen 4-8 blastómeros, pero en las deyecciones aparecen ya con

16-32, e incluso en fase de “renacuajo”. La gran densidad óptica de la mórula les da una apariencia oscura.(2)

La L-III (fase infectante) mide 715-735 × 22 µm, con intestino bordeado por 16 células, más un apéndice caudal digitiforme muy característico. Su cavidad bucal es corta y la región cefálica termina en un ligero espolón. Sin contar la vaina, la longitud de la cola es de 60-68 µm. El anillo nervioso se sitúa a 100-106 µm del extremo cefálico y la longitud del esófago es de 135 µm. Estas características la diferencian de las L-III de otros nematodos gástricos del cerdo y de las de *Oesophagostomum* spp.(2)

4.1.2.2. Ciclo Evolutivo

Es directo, monoxeno(13), la L-I abandona el huevo en 1-2 días a 18-20 °C y, en otros 5-7 días muda dos veces, para alcanzar el estadio de L-III, infectante, que conserva la vaina de la L-II. La infestación es vía oral, una vez en el estómago, la L-III pierde su vaina, penetra en las glándulas fúndicas a través de los conductos excretores de éstas y realiza la tercera muda, a los 4-5 días pi, para pasar a L-IV, en la que los primordios genitales permiten diferenciar el sexo. La última muda se realiza en otros 8-13 días y el estadio juvenil regresa a la luz gástrica, con lo que finaliza la fase histotropa. Pronto tiene lugar la cópula y comienza la puesta de huevos, a partir de 16-21 días pi. En infecciones experimentales se ha comprobado que hay una elevada mortalidad en estos períodos, pues sólo 1/3 de las larvas administradas llega a implantarse definitivamente. (2). El período de prepatencia va de 20-25 días pi. (13)

4.1.2.3. Epidemiología

Las bajas temperaturas son muy nocivas para las larvas, de tal manera que, en 30 días entre -1 y -5 °C, mueren. También les perjudican la luz solar directa y la desecación, aunque, en microhábitats adecuados (húmedos, sombríos, etc.), pueden

vivir varios meses. Los climas de influencia marítima, donde la humedad es elevada y los cambios de temperatura no son bruscos, les son favorables, lo que explica su presencia en países septentrionales con tales características y la escasa prevalencia en los de clima continental, con sequedad ambiental y heladas. Las larvas pueden trepar por hiervas y paredes, con tal de disponer de una fina capa de agua (simplemente, vapor de agua condensado). **(2)**

La infección es oral, con alimentos y bebida, o con tierra, cama, etc., contaminados, incluso en lactantes. Generalmente se produce en las corralizas con piso de tierra, o en los pastos, pero también en las propias pocilgas con higiene descuidada, cuando no se renuevan las camas en plazos inferiores o una semana. **(2)**

En el curso de reinfecciones se refuerza el estado inmunitario, que ya empieza a ser operativo a partir de los 17 días de completada la primoinfección. Con ello se prolonga la prepatencia, por inhibición (hipobiosis) del desarrollo de la fase histotropa (L-IV) y mueren muchas larvas. Dado que, en condiciones naturales, no son frecuentes las infecciones masivas, sino las reiteradas con un moderado número de larvas, la reacción inmunitaria local crea en la mucosa gástrica condiciones adversas para la vida de los adultos, que son expulsados y substituidos pronto por nuevas larvas, que concluyen su fase inhibida y se convierten en adultos, con lo que se produce una renovación de la población parasitaria, con cierta tendencia a la estabilidad. Esta maduración de larvas IV inhibida tiene lugar, a veces, pero no constantemente, coincidiendo con el comienzo de la lactación, de manera que puede observarse en las cerdas el incremento post-parto de la eliminación de huevos, así como la “autocuración” consecutiva al destete de los lechones, en cerdas bien cuidadas, pero no en las mantenidas en condiciones deficientes. Paralelamente, se observa que el tamaño de los adultos desarrollados en animales inmunes es menor que en la primera generación. Favorecen la hipobiosis larvaria las infecciones intensas y prolongadas, aparte de otros factores ambientales. **(2)**

Fruto de estos fenómenos que tienden a mantener la magnitud de la población adulta dentro de ciertos límites, suelen observarse tasas constantes de eliminación de huevos, que explica la relación directa existente entre la contaminación del pasto, el número de vermes presentes en el estómago y el de huevos eliminados. **(2)**

En cerdos en pastoreo hay un ciclo estacional primavera-otoño, pues el desarrollo larvario se interrumpe durante los meses invernales, aunque parte de las L-III pueden sobrevivir hasta la primavera siguiente, en climas benignos (difícilmente en los climas continentales). Resulta así, que, desde finales de la primavera hasta finales del otoño, es cuando más adultos pueden hallarse en el estómago. **(2)**

4.1.2.4. Patogenia

La penetración de las L-III en las glándulas provoca dilatación de las mismas, con incremento de la secreción de mucus y disminución de la producción de jugo gástrico. Durante la fase histotropa, hay destrucción del revestimiento celular secretor, substituido por elementos epiteliales indiferenciados. Hay reacción periférica inflamatoria, que delimita netamente unos nodulitos larvarios, del tamaño de lentejas, formados a partir del 4^o día pi, rojizos inicialmente, por rotura de capilares, pero luego van palideciendo. Se amplía el proceso inflamatorio a la mucosa, infiltrada de eosinófilos, al tiempo que se inicia la muda intramucosa de las larvas. Finalmente, los nódulos aparecen umbilicados, acaba rompiéndose el recubrimiento epitelial y las larvas pasan al lumen gástrico, con lo que se inicia la reparación de la lesión. En esta fase se observa elevación del pH gástrico y pérdida de proteína plasmática hacia el lumen digestivo. **(2)**

Los adultos producen gastritis catarral crónica, con depósitos crupososdifteroides, úlceras planas, cubiertas de mucus denso, adherente, bajo el cual se hallan los vermes, a veces en grupos. Las úlceras curan al cabo de 2.5-3 meses. En la fase aguda puede haber perforaciones con hemorragias y peritonitis, a veces fatales; otras, de lenta evolución. La región fúndica es la más afectada. El

resultado de las acciones de larvas y de adultos es el engrosamiento y fruncimiento de la mucosa. **(2)**

La anemia se debe a la hematofagia de los adultos, pero también se explica por las hemorragias gástricas y por la interferencia con el proceso digestivo. Se ha observado incremento del pepsinógeno plasmático, elevación del pH gástrico (6.5) y pérdida de electrolitos (Cl, K, Ca, Mg y Zn, pero incremento del Na). Hay pérdida de proteínas plasmáticas. **(2)**

4.1.2.5. Síntomas

No se observan manifestaciones claras más que cuando hay infecciones masivas o reiteradas, salvo que haya causas desfavorables para el hospedador (deficiencias proteicas en la dieta, etc.). El proceso afecta a toda la piara, o explotación. Los cerditos de recría muestran anorexia, con adelgazamiento, retraso del crecimiento, mala conversión del pienso y balance de N. Pueden morir ante infecciones graves, en 8-10 días. En las cerdas madres pueden apreciarse signos imprecisos de enfermedad: apetito irregular, que conduce a anorexia y polidipsia, vómitos, disminución de la secreción láctea, coincidiendo con el destete de las camadas, con palidez de las mucosas y de la piel (anemia), bruxismo, emaciación (“síndrome de la cerda delgada”). Otros signos son incoordinación, eliminación de heces oscuras (restos de sangre), con o sin diarrea. Puede haber perforaciones gástricas (raras), seguidas de muerte por hemorragia interna, o de peritonitis, pero las bajas suelen producirse generalmente en el curso crónico del proceso. **(2)**

4.1.2.6. Lesiones

Se observa palidez de piel y mucosas. Se produce gastritis inicialmente catarral, con hiperemia y hemorragias en la fase aguda y nodulitos de aspecto perlado, bien delimitados, que albergan L-III recién ingresadas o L-IV y fases juveniles en vías de regreso al lumen. Más adelante la gastritis es ulcerativa y

finalmente difterioide, con pseudomembranas que recubren úlceras, dispuestas en grupos de 3-4, con diámetro de 6-15 mm, relativamente superficiales, con cráteres ocupados por mucus denso, floculento, bajo el cual se hallan los vermes adultos, de color rojizo claro, que pronto vira a gris o grisparto. La mucosa está engrosada, arrugada y hasta mamelonada, en el curso crónico. **(2)**

Histológicamente, se observa gastritis intersticial, con destrucción del epitelio glandular, seguida de hiperplasia epitelial y acúmulos de células inflamatorias y eosinófilos. La submucosa está infiltrada con un líquido gelatinoso. **(2)**

4.1.2.7. Curso

Generalmente es crónico, con bajas por agotamiento (10-30%) en madres lactantes mantenidas en malas condiciones. Algunas muertes pueden producirse en el curso agudo, pero son raras. **(2)**

Aldaz, Alvaro (2003), ha observado que las infestaciones por *Hyostrogylus rubidus* pueden provocar muerte súbita, siendo los más afectados, las cerdas gestantes y en lactación.

4.1.2.8. Diagnóstico

Se utilizan técnicas coprológicas de flotación. Los huevos del hiostróngilo han de diferenciarse de los de esofogostomas (menos de 16 blastómeros), y de *Trochostrongylus axei*, *T. colubriformis* (contagio a partir de rumiantes), *Ollulanus* spp y *Globocephalus urosulatus*, lo que no es fácil **(2)**. Sin embargo, la distribución geográfica de estos dos últimos se limita a Europa y la península Ibérica, según Cordero 1999 y Respaldiza 2007.

Es aconsejable recurrir al coprocultivo, para diferenciar las L-III respectivas. La comprobación post-mortem de los vermes gástricos y sus características lesiones

es útil. Dado que los antihelmínticos actuales son activos frente a todas las especies mencionadas, en la práctica sólo interesa el diagnóstico específico a efectos epizootiológicos. **(2)**

4.1.2.9. Tratamiento y Profilaxis

Es aconsejable utilizar antihelmínticos de amplio espectro, que actúen sobre los adultos y sobre las fases histotropas. Dado que algunos eliminan el 80-90% de las fases inmaduras con una sola aplicación, se aconseja la repetición del tratamiento, incluso varios días en caso preciso. Cumplen estas condiciones el cambendazol (20 mg/kgpv/una dosis VO, o 2.5 mg/kgpv/10 días, VO), fenbendazol (5 mg/kgpv/una dosis VO o 0.3-1.0 mg/kgpv 5-15 VO), oxfendazol (4.5 mg/kgpv/día), febantel (5 mg/kgpv/una dosis o 15-30 ppm/5-6 días), ivermectina (0.3 mg/kgpv/una dosis SC) y doramectina (1 ml/33 kgpv o 300 µg/kgpv IM). Son también útiles otros bencimidazoles, diclorvós, levamisol y el tartrato de pirantel. **(2)**

Debe cuidarse de mantener secas y limpias las porquerizas y proceder a aplicar escrupulosas medidas de higiene en los alojamientos: cambio semanal de camas (en los lugares donde se usan), desinfección, etc. Así como, vigilar la alimentación (proteínas, minerales y vitaminas). **(2)**

4.1.3. TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS

4.1.3.1. Recolección de Heces

Las normas generales para la recolección y transporte de las muestras son:

- Debe tomarse una cantidad suficiente, para poder repetir la prueba, en caso preciso.
- Si es posible, las muestras se recogerán antes de iniciar la terapia antiparasitaria.

- Deben colocarse en recipientes bien limpios (incluso estériles) y herméticos para su transporte al laboratorio.
- Cada muestra debe rotularse para permitir su identificación posterior.
- Deben realizarse varias tomas en distintos momentos, siguiendo pautas diferentes: a lo largo del día, mezclándolas y analizándolas por partes, o bien investigando tres muestras con 2-3 días de intervalo.
- Las muestras deben transportarse rápidamente al laboratorio.
- Si no pueden enviarse o analizarse de inmediato, se depositarán en frigorífico. **(2)**

En animales grandes, la muestra ideal es la que se obtiene directamente del recto, con un guante de plástico, en la primera hora de la mañana o cuando los animales salen al pasto. El propio guante de plástico, revertido sobre sí mismo y cerrado es un excelente vehículo para la muestra. **(2)**

4.1.3.1.1. Examen macroscópico

Consiste en la observación sobre las características de las heces: consistencia, color, presencia de moco, sangre y presencia de helmintos adultos y proglótidos. **(4, 15)**

4.1.3.1.2. Examen microscópico

Permite la visualización de huevos o larvas de helmintos, quistes, trofozoítos u oocistos de protozoarios. Pueden ser cualitativos y cuantitativos. **(4,15)**

4.1.3.2. Métodos de Diagnóstico

4.1.3.2.1. Métodos cuantitativos

Son aquellos en los cuales se hace el conteo de los huevos en las heces, permitiendo así valorar la intensidad del parasitismo. Son poco utilizados, los más utilizados son el método con cámara de McMaster y método de Kato-Katz en humanos. **(8, 15)**

4.1.3.2.2. Métodos cualitativos

Son los más utilizados, demostrando la presencia de helmintos sin cuantificarla. Muchas veces es necesario concentrar la muestra debido a la escasez de parásitos. Entre estos métodos tenemos las técnicas de flotación con diferentes concentraciones sobresaturadas y examen directo de heces. **(8, 15)**

4.1.3.3. Método por concentración por flotación de Parodi Alcaraz

Este método se basa en la propiedad que tienen los quistes y huevos de flotar en la superficie de una solución saturada de azúcar, debido a su menor densidad. El método es útil para la detección de quistes de protozoarios y huevos de parásitos. **(7, 11)**

4.1.3.3.1. Técnica

Consiste en: colocar en un mortero aproximadamente 2 gramos de heces. Agregar 15 cc de solución sobresaturada de azúcar, homogenizar con el mango del mortero hasta lograr una suspensión adecuada. Tamizar a través de un colador corriente y el filtrado depositarlo en un beaker pequeño (50 ml de capacidad). Colocar el filtrado en un tubo de fondo plano de aproximadamente 10 cc de capacidad, tratando de que el menisco sea convexo. Depositar un cubreobjetos

(24x24) y dejar reposar durante 15 minutos. Transferir el cubreobjetos a una lámina portaobjetos y enfocar el campo del microscopio con 100x. Para la lectura de la muestra se debe enfocar uno de los extremos superiores del preparado e ir observando en forma de zigzag. La interpretación puede ser cualitativa y cuantitativa. **(7, 11)**

4.1.3.3.2. Ventajas

- Puede observarse varios tipos de huevos de parásitos especialmente para observación de coccidias.
- Puede ser aplicado en el campo con facilidad.
- Es de bajo costo. **(7)**

4.1.3.3.3. Desventajas

- Contraindicado en muestras diarreicas
- Pueden llegar a crecer hongos en la solución si no se adiciona formol. **(7)**

4.1.3.4. Método de McMaster

Es una técnica empleada para realizar recuentos de huevos en heces, la cual puede ser de ayuda en el diagnóstico de las helmintiasis de los animales domésticos, a pesar de que no todos los helmintos eliminan la misma cantidad de huevos por día y éstos no se encuentran distribuidos uniformemente en las heces. Es una de las técnicas cuantitativas y cualitativas más utilizada para la determinación de grados de infestación parasitaria. **(16)**

4.1.3.4.1. Técnica

Consiste en lo siguiente: llenar un tubo plástico (marcado con doble línea en el extremo superior o medio) hasta la línea inferior con una solución de azúcar

sobresaturada. Agregar heces hasta la segunda marca (2 gramos). Agitar vigorosamente el contenido. Mantener la mezcla en movimiento, llenar con un gotero las cámaras de McMaster. Dejar en reposo por 3-5 minutos para permitir que los huevos suban a la superficie. Colocar la cámara en la platina del microscopio, enfocar en 100x y contar los huevos en el área marcada de cada celda. **(16)**

4.1.3.5. Método de HakaruaUeno

Método que se basa en la utilización de termotropismo e hidrotropismo positivos, lo que hace que cuando la muestra de heces se ponga en contacto con agua con una temperatura entre 25-37°C, se permita el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de los mismos a larva, hasta llegar a su estado infectivo. Así, las larvas se pueden diferenciar y hacen posible distinguir el género y en algunos casos las especies. **(9)**

4.1.3.5.1. Técnica

Consiste en lo siguiente: coleccionar directamente del recto del animal 10-20 gramos de heces. Mezclar las heces con aserrín estéril en un frasco pequeño de boca ancha y homogenizar bien, dejando un espacio en el centro de la materia fecal, tapar ligeramente. Incubar durante 7-12 días a una temperatura de 25-27°C agregando suficiente cantidad de agua durante los días de incubación, con el propósito de evitar resequedad de la muestra. Quitar la tapa y agregar al frasco suficiente cantidad de agua a 37°C, luego colocar una caja petri encima del frasco, mantenerla fuertemente e invertirla. Dejar reposar durante 30 minutos o más, calzar la placa con un lápiz o pedazo de madera para inclinarla. Con una pipeta Pasteur, tomar una pequeña cantidad de muestra, depositarla en un portaobjetos y observarla al microscopio con 100x. Muchas veces es necesario agregar una gota de lugol parasitológico para matar las larvas y poder observar detalles que ayuden a su identificación. **(16)**

4.2. MARCO REFERENCIAL

4.2.1. Ubicación Geográfica

San Pedro Sacatepéquez es un municipio del departamento de San Marcos, en la República de Guatemala. Limita al norte con los municipios de San Lorenzo y San Antonio Sacatepéquez, al sur con San Cristóbal Cucho, La Reforma y Nuevo Progreso, al este con San Antonio Sacatepéquez, Palestina de los Altos y San Juan Ostuncalco, estos dos últimos, municipios del departamento de Quetzaltenango y al oeste con los municipios de San Marcos y El Tumbador. Está a 249 kilómetros de la ciudad capital y a 48 kilómetros de la cabecera departamental de Quetzaltenango, distando también solo 1 kilómetro de la cabecera departamental de San Marcos. **(6)**

4.2.2. Condiciones Climáticas

El departamento de San Marcos se caracteriza por un clima generalmente templado, aunque posee una variedad de climas debido a su topografía. En la costa sur, el terreno es plano, por lo que el clima es cálido, como en el municipio de Ocós a 3 msm; en el altiplano por la altura, el clima es frío, como en el municipio de Ixchiguán a 3.200 msm. Sin embargo, su suelo es naturalmente fértil, inmejorable para una gran variedad de cultivos. Las tierras situadas al sur de la cordillera son casi planas y el clima templado, con excepción de las que abarcan la costa, zona riquísima destinada preferentemente al cultivo del café. **(6)**

V. MATERIALES Y MÉTODOS

a. MATERIALES

5.1.1. Recursos humanos

- Estudiante que realizará el estudio.
- Médicos Veterinarios Asesores.

5.1.2. Recursos de laboratorio

- Solución de Sacarosa,
 - ✓ 1,280 grs. de azúcar
 - ✓ 1,000 ml de H₂O
 - ✓ 10 ml formol al 10%
- Balanza,
- Mortero con pistilo,
- Tamices,
- Beakers de 50 ml
- Frascos de 1,000 ml
- Tubos de fondo plano de 10 cc de capacidad,
- Láminas cubreobjetos,
- Láminas portaobjetos,
- Cámaras de McMaster,
- Tubos plásticos con doble línea,
- Goteros,
- Aserrín estéril,
- Frascos pequeños de boca ancha con tapa,
- Pipetas Pasteur,
- Lugol parasitológico,
- Microscopio,

- Termómetro,
- Refrigerador,
- Masking tape.

5.1.3. Recursos de tipo biológico

- 106 Muestras de heces de porcinos de granja del municipio de San Pedro Sacatepéquez, departamento de San Marcos.

5.1.4. Recursos de campo

- Combustible y lubricantes,
- Botas de hule,
- Overol,
- Hojas de papel,
- Bolsas plásticas de 4 libras,
- Hielera,
- Computadora,
- Lapiceros,
- Cámara digital.

5.2. MÉTODOS

5.2.1. Diseño del Estudio

Es un estudio de tipo descriptivo, que se llevó a cabo en condiciones naturales, en el cual se muestrearon 106 porcinos, y las variables del análisis fueron: presencia de larvas (en %), edad y sexo de los animales muestreados (mediante método estadístico).

5.2.2. Recolección y transporte de muestras

El primer muestreo se realizó en el mes de abril, muestreando un total de cincuenta y siete (57) animales (Anexo I). El segundo muestreo se realizó en el mes de mayo, muestreando un total de cuarenta y nueve (49) animales (Anexo II), en granjas del municipio de San Pedro Sacatepéquez. Las muestras fueron tomadas de cerdos de distinto sexo y edad (mayores de 21 días), las heces se obtuvieron directamente del recto, empleando bolsas plásticas, se introdujo en el recto del cerdo el dedo índice con movimientos rotatorios, luego por estímulos con el dedo se hizo defecar al cerdo, las heces se tomaron con las bolsas plásticas utilizándolas como guantes para que no se contaminaran con el suelo.

Las muestras fueron identificadas con el número de arete del animal, edad y sexo. Posteriormente, fueron transportadas en hielera, con el fin de no alterar la morfología de los huevos de parásitos que pudieran encontrarse. Las muestras se trabajaron en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia al día siguiente de ser recolectadas.

Con cada muestra se empleó el método de flotación para la tipificación de los huevos, y posteriormente con las muestras positivas se realizó el método de McMaster para determinar la carga parasitaria.

5.2.3. Método de Flotación (Con solución sobresaturada de azúcar)

En un recipiente se depositaron 1,280 grs. de azúcar adicionándole 1,000 ml de agua, se calentó a temperatura moderada para que se homogenizara completamente, se dejó enfriar, se le agregaron 10 ml de formol al 10% y posteriormente se refrigeró.

Para procesar las muestras, se aplicó la técnica descrita en la revisión bibliográfica. Se tomó el campo en el cual se encontró mayor número de huevos. La lectura se realizó de la siguiente manera:

01-05 huevos por campo +	(una cruz)	Infestación leve
06-10 huevos por campo ++	(dos cruces)	Infestación moderada
11-15 huevos por campo +++	(tres cruces)	Infestación grave
16 o más huevos por campo ++++	(cuatro cruces)	Infestación potencialmente letal

5.2.4. Método de McMaster

Se realizó la técnica descrita en la revisión bibliográfica. La interpretación es cuantitativa, por lo tanto, se multiplicó el conteo total de huevos por 50 para obtener el número de huevos por gramo de heces, ya que se leyeron ambas celdas. Determinando así la carga parasitaria.

5.2.5. Método de Hagar-Rand

Debido a que no se observaron huevos tipo *Oesophagostomum* sp, mediante la aplicación de los métodos de Flotación y McMaster, no fue necesario el cultivo de larvas.

5.2.6. Análisis Estadístico

No se realizó debido a la ausencia de casos positivos a *Hyostromylus rubidus*.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se muestreó en total 106 porcinos, machos y hembras de diferentes edades. Dichas muestras fueron trabajadas en los métodos de Flotación y McMaster, no encontrándose en ellas huevos tipo *Oesophagostomum* sp, por lo tanto, ninguna muestra fue apta para el cultivo mediante el método de HakaruaUeno, para tipificación de larvas del *Hyostrogylus rubidus*.

El parásito *Hyostrogylus rubidus*, es un helminto que es muy común en la época húmeda, debido a la elevada humedad en dicha estación y a los pocos cambios de temperatura, lo cual justifica su presencia en países septentrionales y su escasa prevalencia en clima continental. Por lo tanto, es probable que los cambios violentos de temperatura en el lugar del estudio, afectaran el ciclo biológico del parásito dificultando su diagnóstico.

Por otro lado, el 19.8% de la población muestreada presentaron infestación leve por *Ascarissuum* y el 4.7% infestación leve por Coccidias, siendo las más afectadas hembras entre los 6 y 15 meses de edad.

VII. CONCLUSIONES

1. Debido a que no se encontraron huevos tipo *Oesophagostomum* sp en las muestras procesadas, no se realizó el cultivo de larvas para determinar la presencia del helminto *Hyostrogylus rubidus*, mediante la diferenciación morfológica de las larvas de ambos parásitos. Por lo cual, se rechaza la hipótesis del presente estudio.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Realizar muestreos en los diferentes municipios del Departamento de San Marcos, muestreando animales mayores de 21 días de edad debido al período de prepatencia del *Hyostrogylusrubidus*.
2. Muestrear en los meses de febrero y marzo, ya que la época de verano en el Departamento de San Marcos se caracteriza por presentar lluvias esporádicas, que mantendrán un nivel de humedad adecuado y la temperatura ambiental puede oscilar entre 15 y 20 °C, por lo tanto es posible que no tenga mayor impacto en el ciclo biológico del helminto *Hyostrogylusrubidus*.
3. Muestrear terneros, ovejas o liebres que se encuentren cerca de explotaciones porcinas, ya que en condiciones naturales el *Hyostrogylusrubidus* puede afectar estas especies.

IX. RESUMEN

El helminto *Hyostromylus rubidus* es de distribución mundial, por lo tanto, existe la probabilidad que se encuentre en nuestro país, aunque aún no se ha diagnosticado, debido probablemente a la similitud con el *Oesophagostomum* sp, en cuanto a la sintomatología que causa la enfermedad y la morfología de los huevos.

Se recolectaron muestras de heces de cerdo en granjas del municipio de San Pedro Sacatepéquez, departamento de San Marcos, ya que se encuentra en la frontera con México, país que según registros de la FAO han diagnosticado la presencia de *Hyostromylus rubidus* en los porcinos.

Los muestreos se realizaron en los meses de abril y mayo, las muestras fueron trabajadas en los métodos de Flotación y McMaster. En total se muestrearon 106 porcinos, machos y hembras de diferentes edades, de los cuales el 19.8% presentaron infestación leve por *Ascaris suum* y el 4.7% infestación leve por Coccidias, no encontrándose en ellas huevos tipo *Oesophagostomum* sp. Por lo tanto, ninguna muestra fue apta para el cultivo mediante el método de Hagar-Ueno, para la tipificación de larvas. La población más afectada fueron hembras entre los 6 y 15 meses de edad.

El parásito *Hyostromylus rubidus*, es un helminto que es muy común en la época húmeda, debido a la elevada humedad en dicha estación y a los pocos cambios de temperatura, lo cual justifica su presencia en países septentrionales y su escasa prevalencia en clima continental. Por lo tanto, es probable que los cambios violentos de temperatura en el lugar del estudio, afectaran el ciclo biológico del parásito dificultando su diagnóstico.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Aldaz, A. 2003. ¿Tienen que convivir los reproductores y los parásitos? (en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en http://www.vet-uy.com/articulos/artic_porc/014/porc014.htm
2. Cordero del Campillo, M; Rojo Vázquez, FA. 1999. Parasitología veterinaria. Madrid, ES, McGraw-Hill Interamericana. 968 p.
3. Cuevas, S. 2005. Tesis “Estudio de helmintos de estomago e intestino delgado de cerdos sacrificados en la planta faenadora de carnes de Nueva Imperial, IX Región, Chile”.(en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en <http://biblioteca.uct.cl/tesis/sebastian-cuevas/tesis.pdf>
4. Damas, N. 2002. Métodos y técnicas coproparasitológicas. (en línea). Consultado 11 Abr. 2005. Disponible en <http://www.fmt.am.gor.br/areas/parasitologia/copro.htm>
5. Enciclopedia Wikipedia. 2009 (a). San Marcos, Guatemala. (en línea) Consultado 21 oct. 2009. Disponible en [http://es.wikipedia.org/wiki/San_Marcos_\(Guatemala\)](http://es.wikipedia.org/wiki/San_Marcos_(Guatemala))
6. _____. 2009 (b). San Pedro Sacatepéquez, San Marcos. (en línea). Consultado 21 oct. 2009. Disponible en [http://es.wikipedia.org/wiki/San_Pedro_Sacatepequez_\(San_Marcos\)](http://es.wikipedia.org/wiki/San_Pedro_Sacatepequez_(San_Marcos))
7. Farás, M; Casanova, R; Velarde, C. 2003. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. (en línea). Consultado 11 sep. 2009. Disponible en <http://www.ins.gob.pe/downloads/publicaciones/manual%20procedimientos%20parasitos.pdf>

8. Fleck, J. 2005. Parasitología clínica. (en línea). Consultado 11 sep. 2009. Disponible en <http://www.unifra.br/professores/juliana/Practica%20Parasito%202.doc>
9. Levine, ND. 1978. Tratado de parasitología veterinaria. Trad. JM, Tarazona Vilas. España, Acribia. 276 p.
10. Luna, LA; Kysgaard, N. 2005. Revista Electrónica de Veterinaria REDVET Vol. VI, N° 10, Octubre/2005 “Ocho diferentes especies de parásitos gastrointestinales fueron identificadas en cerdos de traspatio en el municipio de El Sauce-León. Nicaragua”.(en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n101005/100520.pdf>
11. Nahm, O. 2003. “Veterinary parasites laboratory procedures”. (en línea). Consultado 15 sep. 2009. Disponible en <http://www.plpnemweb.ucdavis.edu/neplex/upparmmnus/techniq.htm>
12. Pilipčinec, E. s.f. Universidad de Medicina Veterinaria de Kosice. “Ekologia a veterinarna medicina VII”.(en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en http://www.ramiran.net/doc08/CD_EKO_VET_MED_2008.pdf
13. Quiroz, H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México, DF, Editorial Limusa. Grupo Noriega Editores. 876 p.
14. RespaldizaCardeñosa, E. 2007. El jabalí, *Sus scrofa* (L.1758). Consideraciones epizootiológicas sobre algunas parasitosis y técnicas de diagnóstico para su control.(en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en http://www.produccionbovina.com.ar/produccion_jabalies/13-conferencia.htm

15. Robles, E; Meléndez, G. 2004. Técnicas coproparasitológicas. (en línea). Consultado 20 sep. 2009. Disponible en <http://www.usuarios.lycos.es/paraelsa/manual04/practica6.htm>

16. Rodríguez, M; Figueroa, L. 2007. Manual de técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Guatemala, GT, Editorial Universitaria, Universidad de San Carlos de Guatemala. 56 p.

17. Tamboura HH; Banga-Mboko H; Maes D; Youssao I; Traore A; Bayala B; Demebele MA. 2006. "Prevalence of common gastrointestinal nematode parasites in scavenging pigs of different ages and sexes in eastern centre province, Burkina Faso". (en línea). Consultado 7 sep. 2009. Disponible en <http://www.infodoctor.org:8080/uid=16715878>

XI. ANEXOS

TABLA 1: PRIMER MUESTREO MES DE ABRIL 2,011“GRANJA DON BACHO”

No. Arete/Corral	# Animales	Edad	Sexo	Flotación	McMaster
202	1	4o. Parto	H	N	--
209	1	4o. Parto	H	N	--
167	1	5o. Parto	H	N	--
213	1	4o. Parto	H	N	--
204	1	4o. Parto	H	N	--
195	1	3o. Parto	H	N	--
201	1	3o. Parto	H	N	--
2768	1	30 Semanas	H	N	--
2764	1	30 Semanas	H	N	--
19	1	2o. Parto	H	N	--
1	1	2o. Parto	H	N	--
2769	1	30 Semanas	H	N	--
2763	1	30 Semanas	H	As +	50 h/gr h
O1	6	24 Semanas	H	As +	400 h/gr h
O3	6	24 Semanas	H	As +	50 h/gr h
12	6	24 Semanas	H	N	--
2762	1	30 Semanas	H	N	--
O4	6	24 Semanas	H	N	--
16	6	24 Semanas	H	N	--
2766	1	30 Semanas	H	N	--
2	6	24 Semanas	H	As +	100 h/gr h
2765	1	30 Semanas	H	As +	50 h/gr h
2767	1	30 Semanas	H	N	--
Negra	1	4o. Parto	H	N	--
2B (Colorado)	1	3 años	M	N	--
1A (Negro)	1	1 año	M	N	--
Barraco	1	2 años 6 meses	M	As +	50 h/gr h

N= Negativo As = *Ascaris suum* h/gr h= huevos por gramo de heces

TABLA 2: SEGUNDO MUESTREO MES DE MAYO 2,011 “GRANJA EL SOL”

No. Arete/ Corral	# Animales muestreados	Edad	Sexo	Flotación	McMaster
Lechones	10	1 mes	M	N	--
Lechones	7	1 mes	H	N	--
1	9	4 meses	H	N	--
1	7	4 meses	M	N	--
2	6	4 meses	H	N	--
2	5	4 meses	M	N	--
18	1	15 meses	H	Cc +	--
14	1	15 meses	H	Cc +	--
16	1	15 meses	H	Cc +	--
12	1	15 meses	H	Cc +	--
10	1	15 meses	H	Cc +	--

N= Negativo

Cc = *Coccidias*