



UNIVERSIDAD MICHOCANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

PARASITOSIS GASTROINTESTINALES EN VENADO COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN MÉXICO.

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

P.MVZ. HEBER TZINTZUN FLORES

PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA.

ASESORA
MC. BEATRIZ SALAS GARCIA

MORELIA, MICHOACÁN; FEBRERO DEL 2006.



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

PARASITOSIS GASTROINTESTINALES EN VENADO COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN MÉXICO.

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

P.MVZ. HEBER TZINTZUN FLORES

PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA.

MORELIA, MICHOACÁN; FEBRERO DEL 2006.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS POR DARMEL EL DON DE LA VIDA

A MIS PADRES, POR EL ESFUERZO Y APOYO QUE PERMITIERON ALCANZAR MIS SUEÑOS.

A MI ESPOSA Y MI HIJA QUE CON SU AMOR, APOYO Y COMPRENSIÓN HICIERON REALIDAD LA META QUE TANTO ANHELE LLEGAR

A MIS HERMANOS POR SU ESFUERZO, APOYO Y COMPRENSIÓN DURANTE MI ESTANCIA LAS AULAS Y POR TODA LA VIDA DE ESTAR CONMIGO.

A MIS AMIGOS, POR ESTAR EN ESOS MOMENTOS EN LOS QUE NECESITE Y ME APOYARON DURANTE EN MI VIDA Y MI ESTANCIA EN LAS AULAS.

A MIS MAESTROS, QUE NUNCA DESFALLECIERON EN SUS INTENTOS POR HACERME EN UNA PERSONA DE BIEN Y EN UN PROFESIONAL.

Y A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE PARTICIPARON DE UNA U OTRA FORMA EN LA META QUE AHORA CUMPLO CON LA ELABORACIÓN DEL PRESENTE TRABAJO.

DEDICATORIA

A DIOS POR DARMEL DON DE LA VIDA Y PERMITIR QUE COSAS GRANDES Y MARAVILLOSAS PASEN EN MI VIDA.

A MIS PADRES, ING. JUAN BOSCO TZINTZUN REYES Y SRA. SARA FLORES ACOSTA, POR SU AMOR, PACIENCIA, APOYO Y ESFUERZO INCONDICIONADO QUE ME BRINDARON DURANTE MI FORMACIÓN Y EN LA ELABORACIÓN DE ESTE SUEÑO HECHO REALIDAD.

A MI ESPOSA NEYRA JULIETA CHAVEZ RAMÍREZ Y MI HIJA JULIETA ERANDI TZINTZUN CHAVEZ, Y A MI BEBE PROXIMO A NACER, QUE CON SU AMOR, PACIENCIA Y APOYO HACEN REALIDAD UNA DE MIS METAS EN LA VIDA.

A MIS HERMANOS, **JUAN BOSCO TZINTZUN FLORES (+)**, DR. ABRAHAM TZINTZUN FLORES, ING. HUGO ALEJANDRO TZINTZUN FLORES, ING. SARA PILAR TZINTZUN FLORES, ALBERTO TZINTZUN FLORES, ERENDIRA TZINTZUN FLORES, QUE ME MOTIVARON DIA A DIA PARA QUE NO DEJARA DE LUCHAR POR ESTE SUEÑO ALCANZADO.

A MIS MAESTROS, QUE NUNCA DESFALLECIERON EN SUS INTENTOS POR HACER DE MI UNA PERSONA PROSPERA Y EN UN PROFESIONAL

A MIS AMIGOS, MARCO, LUIS FERNANDO, MARTÍN, CESAR, JULIO ARMANDO, RAFAEL, POR SU APOYO Y AMISTAD QUE DESDE NIÑOS FORJAMOS Y ME ALIENTARON DIA A DIA DURANTE MI FORMACIÓN EN LAS AULAS, ADEMÁS A ALGUIEN QUE ESTUVO CONMIGO DURANTE MI ESTANCIA EN LA FACULTAD, AL MVZ. ANGEL AUDIEL ZAMUDIO ESCOBAR.

Y A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE PARTICIPARON DE UNA U OTRA FORMA EN LA ELABORACIÓN DEL PRESENTE TRABAJO, EN ESPECIAL A MI TIA ANGELA FLORES ACOSTA.

INDICE GENERAL

Introducción	1
Los cérvidos en México	4
Venado Bura	4
Temazate Rojo	5
Temazate Gris	5
Wapiti	6
Venado Cola Blanca	7
Aprovechamiento tradicional del venado cola blanca	10
Manejo y aprovechamiento sustentable del venado cola blanca en cautiverio	12
Hábitos alimenticios	13
Sanidad	14
Cuarentena	14
Muestreos parasitológicos	14
Formas posibles de relación entre los rumiantes domésticos y salvajes	15
Vías de contagio y formas de transmisión de enfermedades parasitarias	15
Enfermedades parasitarias	18
Endoparasitosis	21
Protozoos	22
Coccidiosis	22
Giardiosis	22
Cryptosporidiosis	23
Eimeriasis	24
Trematodos	26
Fasciolosis	26
Cestodos (<i>Moniezia</i> spp)	29

Nematodos	31
Tricuriosis	31
Capilariosis	33
Estrongiloidosis	34
Tricostrogilidosis	35
Toxocariosis	49
Enfermedades parasitarias de los venados	41
Trematodos en cérvidos	44
Diagnóstico y control de <i>Fasciola hepatica</i>	44
Nematodosis en cérvidos	45
Ciclo de vida, signos clínicos, diagnóstico y control de nematodos gastrointestinales.	45
Diagnostico de enfermedades parasitarias	47
Técnicas de laboratorio para el diagnostico de parásitos gastrointestinales	47
Flotación	47
Sedimentación	48
Técnica microscópica cuantitativa de Mc Master de campo	50
Técnica de cultivo larvario (coprocultivo)	52
Técnica de migración larvaria (baermann)	53
Consideraciones para el tratamiento de enfermedades parasitarias	55
Conclusiones	59
Bibliografía	61

INDICE DE IMAGENES

Imagen 1. Venado bura (<i>Odocoileus hemionus</i>)	4
Imagen 2. Temazate rojo (<i>Mazama americana</i>)	5
Imagen 3. Temazate gris (<i>Mazama pandora</i>).	5
Imagen 4. Ciervo rojo o wapiti (<i>Cervus elaphus</i>)	6
Imagen 5. Venado cola blanca (<i>Odocoileus virginianus</i>)	7
Imagen 6. Área de distribución del venado cola blanca	8
Imagen 7. Especies exóticas en México (ciervo rojo, gamo y sika).	9
Imagen 8. Sistema de caza.	10
Imagen 9. División y capacidad del estómago del venado.	13
Imagen 10. Formas posibles de relación en el espacio entre rumiantes domésticos y silvestres.	15
Imagen 11. <i>Giardia</i> spp.	22
Imagen 12. <i>Cryptosporidium</i> spp.	23
Imagen 13. <i>Eimeria</i> spp.	24
Imagen 14. Ciclo biológico de <i>Eimeria</i> spp.	25

Imagen 15. <i>Fasciola hepatica</i>	26
Imagen 16. Ciclo biológico de <i>Fasciola hepatica</i>	28
Imagen 17. <i>Moniezia</i> spp	29
Imagen 18. Ciclo biológico de <i>Moniezia</i> spp	30
Imagen 19. <i>Trichuris</i> spp.	31
Imagen 20. Ciclo biológico de <i>Trichuris</i> spp.	32
Imagen 21. Huevo de <i>Capillaria</i> spp.	33
Imagen 22. Huevo de <i>Strongyloides papillosus</i> .	35
Imagen 23. Huevo de <i>Trichostrongyloides</i> spp.	35
Imagen 24. Ciclo biológico de <i>Trichostrongyloides</i> spp.	38
Imagen 25. Huevo de <i>Toxocara</i> spp.	39
Imagen 26. Ciclo biológico de <i>Toxocara</i> spp.	40
Imagen 27. Dibujo del material de la técnica Mc Master.	51

INTRODUCCION

México es un país con una de las más ricas herencias biológicas de la Tierra. Con casi quinientas especies de mamíferos silvestres, por lo que se encuentra en el quinto lugar mundial en diversidad en fauna (Ceballos, 1993).

El venado cola blanca es también la especie más adaptable y tolerante a las actividades humanas (Leopold, 1959). Aún persiste en bosques altamente perturbados (Desierto de los Leones, D.F.); zonas agrícolas (Ebano, Tamaulipas); ganaderas (La Michilía, Durango), e incluso en los alrededores de poblados y ciudades de tamaño moderado (Nuevo Laredo, Tamaulipas) siempre y cuando existan reductos de hábitat que brinden alimento, agua y cobertura en cantidad y calidad suficientes (Galindo y Weber, 1998).

Debido a las ventajas que ofrece la cría de cérvidos, muchos ganaderos mexicanos han hecho una transición de la cría de ganado vacuno a la cría de ciervos, demostrando que en esta actividad obtienen mayor eficiencia económica (Galindo y Weber, 1998).

La cría de venados dirige su producción hacia los mercados nacionales e internacionales, México, por su situación geográfica se coloca cerca del mayor mercado potencial (Estados Unidos de América), su diversidad agroclimática y la tradición cultural ligada al venado, le confieren ventajas comparativas en lo que respecta a su potencial de producción (Villarreal, 2000).

El mantenimiento y producción de venado cola blanca dependen de un esfuerzo sostenido en la prevención, tratamiento y control de las enfermedades parasitarias especialmente, por lo que es indispensable realizar estudios o monitoreos para determinar tipo y grado de infección y así trabajar para mejorar la producción dentro del criadero (Sánchez, 2003).

Es por esto, que en el presente trabajo se mostrarán los tipos de parásitos que afectan más comúnmente a esta especie en cautiverio por lo que puede ser tomado en cuenta para la elaboración de un programa sanitario profiláctico y/ o curativo que permita mejorar los índices de productividad dentro de las instalaciones.

Un parásito es un organismo pequeño que vive dentro o sobre otro organismo más grande y a sus expensas (Soulsby, 1987), el cual se conoce como huésped, y están clasificados como:

Huésped definitivo, es en el que el parásito alcanza su madurez y se reproduce sexualmente.

Huésped intermediario, es en el que los estadios larvarios se desarrollan hasta llegar a ser infectantes para el huésped definitivo.

Huésped reservorio, es aquel que puede ser infectado y pasar la infección a otro huésped (no perteneciente a la misma especie del huésped definitivo).

Huésped paraténico (de espera, de transporte o de almacenamiento), es en el que el parásito vive y se alimenta, no continúa su ciclo biológico, pero sobrevive y es infectante para el huésped definitivo.

Cuando el parásito vive en continua e íntima asociación con el huésped, depende metabólicamente del mismo y lo perjudica en mayor o menor grado, causándole daño en su salud, pudiendo llevarlo a la muerte, afectando en forma directa la economía de la producción (Soulsby, 1987; Cordero, 1999; Drugueri, 2002).

En la naturaleza no se puede hablar de intenciones, aunque es muy probable que al parásito lo que menos le "convendría" es que su huésped muera y hacer que la población huésped desaparezca.

Esto se observa desde el punto de vista de la supervivencia, la tendencia sería a un mutualismo, que es la asociación biológica en la cual ambos miembros se benefician (Drugueri, 2002). Lo que se debe pensar cuando se habla de parasitosis, es que la relación entre las dos especies está evolutivamente diseñada, en donde un participante es taxonómicamente inferior (parásito) al otro (huésped) (Cordero, 1999).

En animales de cría, los parásitos debilitan al animal, retrasan su crecimiento y producción, además de traer todo tipo de perjuicios, que parecen difíciles de manejar y como toda enfermedad si no es controlada o aplicado un tratamiento a tiempo, puede terminar en afección para la salud de la población (Sánchez, 2003; Soulsby, 1987).

LOS CÉRVIDOS EN MÉXICO.

En la República Mexicana existen cinco especies endémicas de venados:

1. Venado bura (*Odocoileus hemionus*): Actualmente se cuenta con 6 subespecies, de las cuales cuatro (*O. h. cerrocensis*, *O. h. fulginata*, *O. h. penninsulae* y *O. h. sheldoni*) se encuentran en peligro de extinción y están protegidas por la ley (Galindo-Leal 1998). Las dos subespecies restantes (*O. h. crooki* y *O. h. eremica*) se han visto afectadas notablemente por la cacería, ganadería y otras actividades humanas disminuyendo notablemente sus poblaciones y distribución (Imagen 1). Sin embargo, aún se permite su caza deportiva con ciertos límites (Leopold 1959, Galindo-Leal 1998, Weber 1993; Aguilar, 2000).

IMAGEN 1. VENADO BURA (*Odocoileus hemionus*)



(ESPN© 2005.)

2. Temazate rojo (*Mazama americana*): Es una especie politípica con tres razas geográficas en México (*M.a. temama*, *M.a. pandora* y *M.a. cerasina*) (Imagen 2). Los temazates han sido las especies de cérvidos menos estudiadas en México. Aunque se desconoce su estado poblacional, es probable que esta especie esté desapareciendo rápidamente como consecuencia de la destrucción de los bosques tropicales (Weber y Galindo- Leal 1998).

IMAGEN 2. TEMAZATE ROJO (*Mazama americana*)

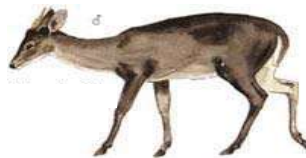


(Medellín, 1998.)

3. Temazate gris (*Mazama pandora*): El temazate gris es monotípico, es decir, no ha sido dividido en subespecies y su estado taxonómico esta aún en discusión (Hall 1991). Fue recientemente registrado en Chiapas como un representante más de los cérvidos de México (Medellín, 1998). Es relativamente común en las selvas de Campeche y Quintana Roo (Imagen 3).

No existe ningún estudio publicado sobre la ecología y biología básicas de esta especie (Weber y Galindo- Leal 1998).

IMAGEN 3. TEMAZATE GRIS (*Mazama pandora*).



(Medellín, 1998.)

4. Ciervo rojo o wapiti (*Cervus elaphus*): La subespecie mexicana de wapiti (*Cervus elaphus merriami*) se extinguió a principios del presente siglo de su pequeña área de distribución original en las montañas entre Sonora y Chihuahua, como consecuencia de la cacería sin control (Leopold 1959), (Imagen 4). Actualmente, existen pequeñas poblaciones del wapiti de las Rocallosas (*Cervus elaphus nelsoni*) introducidas a ranchos particulares de Chihuahua, Sonora, Coahuila y Durango (Hall 1991, Galindo-Leal y Weber 1998).

IMAGEN 4. CIERVO ROJO O WAPITI (*Cervus elaphus*)



(ESPN ©2005)

5. Venado Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*): El venado cola blanca es la especie con más amplia distribución en México (Imagen 5). Originalmente se encontraba a todo lo largo y ancho del territorio nacional (Leopold 1959). Es también la especie más adaptable y tolerante a las actividades humanas, siempre y cuando existan reductos de hábitat que brinden alimento, agua y cobertura en cantidad y calidad suficientes (Leopold 1959).

IMAGEN 5. VENADO COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*)



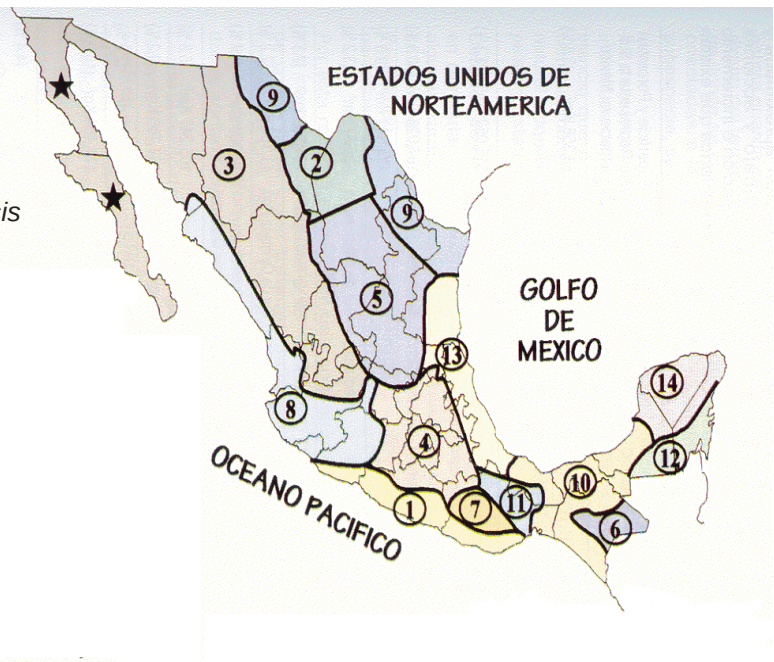
(Medellín, 1998; ESPN ©2005.)

También es la especie más politípica, y cuenta con 14 subespecies en México (Imagen 6):

**IMAGEN 6. ÁREA DE DISTRIBUCIÓN
DEL VENADO COLA BLANCA
(*Odocoileus virginianus*) EN MÉXICO.**

1. *Odocoileus virginianus acapulcensis*
2. *Odocoileus virginianus carminis*
3. *Odocoileus virginianus couesi*
4. *Odocoileus virginianus mexicanus*
5. *Odocoileus virginianus miquihuanensis*
6. *Odocoileus virginianus nelsoni*
7. *Odocoileus virginianus oaxacacensis*
8. *Odocoileus virginianus sinaloae*
9. *Odocoileus virginianus texanus*
10. *Odocoileus virginianus thomasi*
11. *Odocoileus virginianus toltecus*
12. *Odocoileus virginianus truei*
13. *Odocoileus virginianus veraecrusis*
14. *Odocoileus virginianus yucatanensis*

*** No hay venado cola blanca
zona ocupada por el venado bura.**



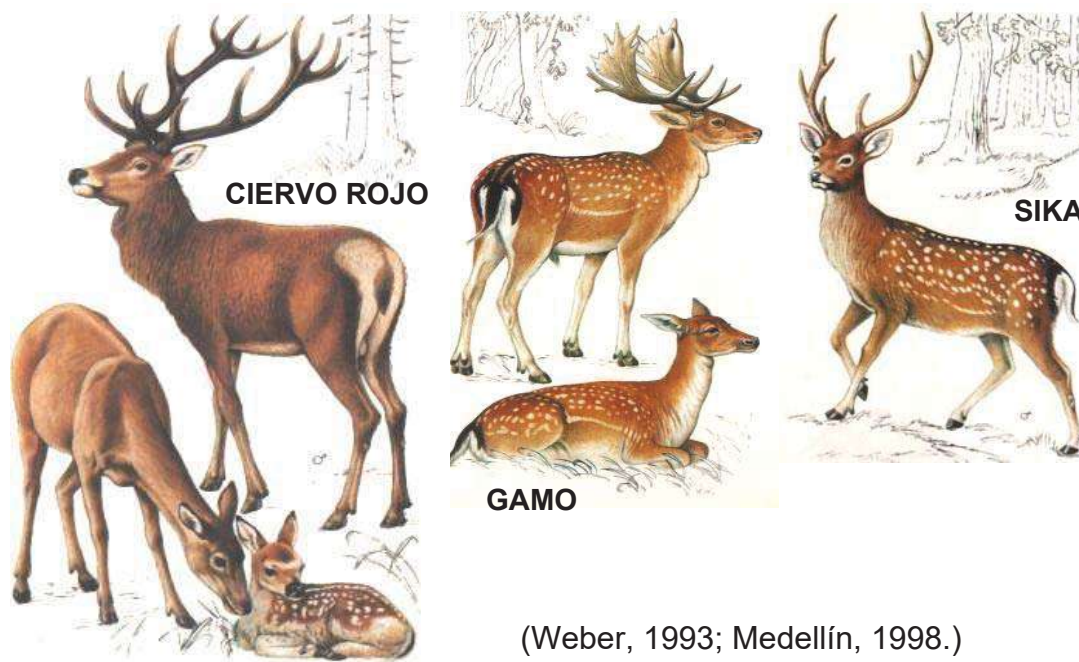
(Villarreal, 2000; editada por
Tzintzun, 2005)

Siendo un total de 38 subespecies para el continente americano (Hall 1991).

Además de las cinco especies de venados nativos de México mencionadas con anterioridad, desafortunadamente se han introducido otras tres especies de ciervos exóticos (no-nativos) al territorio nacional. El ciervo rojo europeo (*Cervus elaphus elaphus*) es el más abundante actualmente en granjas intensivas para producción de carne, astas y terciopelo. También se han introducido algunos ciervos rojos europeos con fines estéticos o cinegéticos en ranchos particulares cercados de Sonora y Nuevo León.

El ciervo sika (*Cervus nippon*) y el gamo o ciervo paleta (*Dama dama*) han sido introducidos en ranchos particulares en Durango, Chihuahua, Sonora, Nuevo León y Tamaulipas probablemente con los mismos fines. Afortunadamente, hasta la fecha no se conocen poblaciones en vida libre de estas especies en México (Imagen 7). Estos venados exóticos representan un peligro potencial para la conservación de los venados nativos por la posibilidad de competencia, hibridación (en el caso del wapiti y el ciervo rojo), introducción de enfermedades y parásitos entre otros efectos negativos (Galindo-Leal y Weber 1998; Weber 1993).

IMAGEN 7. ESPECIES EXOTICAS EN MÉXICO (Ciervo Rojo, Gamo y Sika).

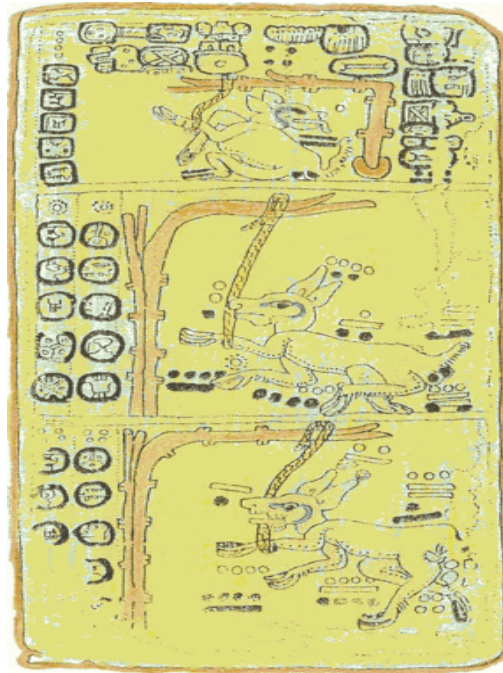


(Weber, 1993; Medellín, 1998.)

APROVECHAMIENTO TRADICIONAL DEL VENADO COLA BLANCA.

Los mayas, una cultura que desde sus orígenes han vivido del aprovechamiento de la agricultura, la caza y la pesca. Pero el aprovechamiento de la fauna silvestre también se encontraba presente y era muy significativo, para lo cual ellos diseñaban diferentes técnicas, se dice que las aves como el pavo silvestre, la perdiz, el pichón silvestre, la codorniz y el pato silvestre se derribaban con perdigones disparados con cerbatanas, los mamíferos más grandes, como el venado y el cerdo salvaje o pecari, se cazaban con arco y flecha en batidas y trampas (Imagen 8). Algunos de estos animales cobran gran importancia en la historia y religión de esta cultura, como lo es el caso del venado, el cual es un animal que está rodeado de grandes leyendas y mitos (Moreno, 1995).

IMAGEN 8. SISTEMA DE CAZA.



(Códice Tro- Cortesiano, editado por Tzintzun, 2005)

La imagen anterior forma parte de una sección del Códice Tro-Cortesiano dedicada a la cacería. En ella vemos tres escenas referentes a la caza del venado por medio de una trampa de lazo que pende de la rama de un árbol; el animal, en su lucha por libertarse, adopta las más diferentes posturas. Esta sección se describe como una de las más hermosas del códice por su realismo, y presenta 33 a 49 diferentes sistemas de cacería en las que se usan, lanzas y dardos, trampas de diversos tipos para obtener presas tales como el pecari, el armadillo o el venado. El ritual de la caza, lo mismo que las temporadas en que esta se debía efectuar, esta claramente detallado (Códice Tro-cortesiano, 400-800 d. C. aprox.)

MANEJO Y APROVECHAMIENTO SUSTENTABLE DEL VENADO COLA BLANCA EN CAUTIVERIO.

La continua descapitalización de los ganaderos del Estado de Nuevo León como resultado de un mercado nacional no ajustado a la realidad, oferta de créditos inoperantes y la necesidad apremiante de una mayor productividad y rentabilidad de sus explotaciones ganaderas, aunado a la demanda de "trofeos" de venado cola blanca "texano" por parte de turistas cinegéticos principalmente procedentes del vecino estado de Texas, E. U .A; propició a mediados de la década de los años 60's, que algunos ganaderos de la zona del noreste de México (región aledaña a la ciudad de Nuevo Laredo, Tamaulipas), conceptualizaran un nuevo esquema de producción ganadera, basado en el uso múltiple de sus matorrales, es decir, manejo combinado extensivo de bovinos de carne con venado nativos de ésta región (Villarreal, 2000).

En México se denomina ganadería diversificada a la actividad orientada a la producción de ganado doméstico, transformada a la vez, a la producción de especies de la fauna silvestre regional en un sistema de explotación extensivo e intensivo, con el fin de obtener de ellas un aprovechamiento racional, sostenido y rentable; principalmente a través de la caza deportiva y de la producción de pie de cría, obteniéndose a la vez, carne, pieles y subproductos derivados. (Villarreal, 2000)

Para mantener venados en cautiverio se requiere de instalaciones adecuadas que eviten su salida, y que les proporcionen un ambiente seguro y agradable, que evite la entrada de depredadores, que faciliten las actividades de manejo de los animales con un mínimo de perturbación, y que sean accesibles y de fácil mantenimiento a las personas que harán uso de las mismas (Aguilar, 2000).

HÁBITOS ALIMENTICIOS. El venado cola blanca es un rumiante que tiene una marcada preferencia por el consumo de leguminosas especialmente el follaje que incluye hojas, brotes tiernos y ramillas tiernas, además de las hierbas y arbustos (Sánchez *et al*, 2003).

De acuerdo a algunos autores, el estómago de los cérvidos es de gran tamaño y su división en varios compartimientos distintos, lo que difieren de otro rumiante, en lo referente al tamaño (relativamente pequeño), pues el paso de los alimentos es rápido (Imagen 9). La capacidad digestiva varía ampliamente con la edad y tamaño del animal. Consta de 4 compartimentos o divisiones, llamadas rúmen, retículo, omaso y abomaso.

IMAGEN 9. DIVISIÓN Y CAPACIDAD DEL ESTOMÁGO DEL VENADO.



Retículo- rúmen	70%	Retículo- rúmen	75%
Omaso	10%	Omaso	10%
Abomaso	20%	Abomaso	15%

(Sánchez, 2003)

SANIDAD. Otro aspecto importante del manejo en cautiverio, es el mantenimiento de la salud de los venados. Al tener poblaciones de venados en cautiverio, regularmente se promueve el desarrollo de factores predisponentes de enfermedad, los cuales son poco comunes en vida silvestre. Por ejemplo: condiciones de hacinamiento predisponen a mayores infestaciones por endo y ectoparásitos, mayor número de traumatismos y un estado general de *estres* (Galindo-Leal y Weber, 1998; Boever 1986).

Cuarentenas. Todo venado recién obtenido debe mantenerse en "cuarentena" dentro de un período no menor de 40 días, Ya que algunas enfermedades pueden requerir de un período mayor de incubación (si se sospecha que el animal tiene alguna enfermedad con un tiempo de incubación mayor de 30 días). En este periodo se recomienda realizar un cuidadoso examen físico al momento de ingresar, se observa al animal periódicamente con el objeto de detectar posibles signos de enfermedad (Galindo-Leal y Weber, 1998; Rivera, 1991).

Generalmente, el animal es desparasitado al inicio de este periodo y en algunos casos se toman muestras de sangre, suero y heces para análisis clínicos. Los cervatillos capturados en el campo se observan de la misma forma mientras dura el período de lactancia artificial (Galindo-Leal y Weber 1998; Rivera, 1991).

Si el animal pasa satisfactoriamente este período en observación, se podrá integrar con el resto de los individuos. Las instalaciones para observar a los animales obtenidos deben ser desinfectadas y enaladas después de desalojar al animal (Galindo-Leal y Weber 1998).

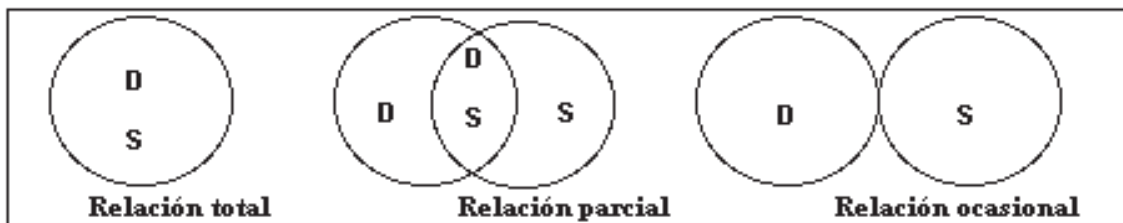
Muestreos coproparasitológicos. Es recomendable revisar periódicamente, en forma macroscópica, algunos de los excrementos de los venados, ya que se

pueden detectar proglótidos de cestodos (*Moniezia* spp) y en ocasiones también fragmentos de algunos nematodos adultos.

Los análisis coproparasitológicos por las técnicas de flotación, sedimentación y McMaster dan resultados confiables en la detección de huevos de nematodos, trematodos y cestodos en los venados del criadero. (Galindo-Leal y Weber 1998).

Formas posibles de relación entre los rumiantes domésticos y silvestres. En la siguiente imagen se esquematizan las posibles formas de relación en el espacio entre los rumiantes domésticos y silvestres (imagen 10).

IMAGEN 10. Formas posibles de relación en espacio entre rumiantes domésticos y silvestres.



Rumiantes: D = domésticos y S = silvestres.

(Lavín, 2002.)

- Relación total. Los rumiantes domésticos y silvestres comparten el mismo medio.
- Relación parcial. Los rumiantes domésticos y silvestres comparten únicamente una parte del medio.
- Relación ocasional. Los rumiantes domésticos y silvestres no comparten el mismo medio, pero puede haber contactos ocasionales debido a la proximidad (Lavín, 2002).

Además de observarse la relación en el espacio hay que tener presente la relación en el tiempo, que puede ser:

- Comparten el territorio al mismo tiempo.
- Comparten el territorio en diferentes momentos.

(Tanto una como otra puede ser anual o estacional. En las zonas de montaña lo más frecuente es que sea estacional, sobre todo los rebaños de ovejas y de cabras y el ganado vacuno que pasan en los pastos los meses de verano).

Los rumiantes domésticos y silvestres pueden compartir normalmente el pasto, el agua, la sal o las zonas de descanso (incluida la rumia) (Lavín, 2002).

Vías de contagio y formas de transmisión de enfermedades parasitarias.

Un agente parasitario invade en un huésped por las vías de entrada, y lo abandona por las zonas de eliminación; constituyen las vías de infección del agente, como:

- Vías de entrada oral; Ingestión.
- Vía respiratoria; inhalación.
- Transmisión por contacto a través de la piel, membranas mucosas.

Existen diferentes formas de transmisión que ponen en contacto a los agentes patógenos con los puntos de infección.

- Coito.
- Inoculación, piquete o inyección.
- Transmisión de la infección a larga distancia por vectores mecánicos como las aves (Lavín, 2002).

Cabe mencionar, que al contrario de lo que se creía hasta ahora, muchas infecciones e infestaciones son específicas y no se transmiten de las especies silvestres a las domésticas. Esta idea equivocada, tenía su base en la utilización de medios de diagnóstico inapropiados que daban lugar a conclusiones falsas (Lavín, 2002).

Muchas infecciones (especialmente las víricas) e infestaciones no son compartidas, sino específicas de una especie o de especies íntimamente ligadas. Se puede describir como ejemplo:

- Especificidad de las infestaciones causadas por *Dictyocaulus viviparus*, recientemente, se ha comprobado que el ciervo no constituye un reservorio de especies de *Dictyocaulus viviparus* patógenas para el ganado vacuno. Son parásitos distintos, que no se diferencian con las pruebas de rutina (migración larvaria) (Lavín, 2002).

ENFERMEDADES PARASITARIAS.

Son muchas las enfermedades parasitarias que pueden transmitirse entre rumiantes domésticos y silvestres, por lo que únicamente se mencionan aquellas gastrointestinales que tienen mayor importancia (Cordero, 1999).

La infección y supervivencia de las especies parasitarias en los campos naturales es muy baja, y solamente en determinadas circunstancias puede transformarse en un problema en las pasturas y eventualmente en los verdeos.

Esto es en años húmedos, en veranos con lluvias y de temperaturas no tan extremas, con excedentes de forrajes que generan remanentes de pasto que cobijan las larvas de los parásitos de los efectos de eliminación que sobre ellos tiene el sol. En estas circunstancias la supervivencia larvaria es elevada, y la entrada al otoño, donde el crecimiento forrajero disminuye y generalmente obliga a comer bien abajo las pasturas (Lavín, 2002).

Las praderas se consideran libres de parásitos ya que al arar la tierra para su siembra, se destruye la población larvaria y de huevos presentes. Es importante entender que el problema de las parasitosis está en las pasturas, la contaminada es la pastura.

El animal se contamina y desarrolla la enfermedad (subclínica o clínica) luego de consumir recursos forrajeros infectados de larvas. Con ello se desea indicar la importancia del manejo de las pasturas en función de su contaminación parasitaria, tratando con este manejo de disminuir su contaminación, lo cual traerá

como consecuencia beneficios importantes, al evitar pérdidas potenciales de aumentos de peso, además de periódicos y costosos tratamientos (Lavín, 2002).

Las pasturas actúan como vehículo pasivo de las larvas de parásitos. Luego de un período variable de reproducción dentro del huésped susceptible, estas comunidades comienzan a producir signos de diversas intensidades que en animales de entre 4 y 18 meses van desde retrasos en el crecimiento, hasta importantes disminuciones en la calidad de huesos, músculo y grasa.

La disminución del apetito es uno de los principales factores de estas disminuciones en los parámetros de crecimiento en animales jóvenes. (Baeck y Jiménez. 2000).

Para la propagación de las parasitosis el tipo de animal que ingiere los pastos contaminados es de fundamental importancia y se los puede clasificar en:

Animales susceptibles: estos animales al no tener una inmunidad sólida contra los parásitos además de sufrir las consecuencias de las parasitosis actúan como multiplicadores eliminando gran cantidad de huevos a partir de las larvas levantadas con la pastura. Se consideran animales susceptibles aquellos que no estén con un adecuado nivel de alimentación o que sufran de algunas carencias minerales (cobre, zinc) que puedan producir un desequilibrio del sistema inmune.

Animales inmunes: estos animales levantan del campo más larvas de las que contribuyen a formar, ya que impiden que lleguen a adulto y eliminan huevos. Actúan como "aspiradoras" y pueden ser útiles para bajar la carga parasitaria de un potrero infectado.

Existen ciertos momentos del año que son más favorables para la propagación de la enfermedad. Esto está dado porque las larvas de nematodos gastrointestinales se desarrollan más favorablemente en las pasturas (fase de vida libre) bajo ciertas condiciones climáticas, tales como (Baeck y Jiménez. 2000);

Temperatura: Estas larvas encuentran óptimas condiciones para sobrevivir en el pasto cuando las temperaturas son templadas. El excesivo calor produce una mayor actividad en las larvas y esto va agotando sus reservas energéticas provocándoles la muerte a menos que sean ingeridas por los animales; por otro lado, el frío intenso acompañado de heladas si bien retrasa su desarrollo no elimina el problema sino que lo posterga, a lo que se le denomina hipobiosis.

Humedad: La salida de las larvas hacia la pastura dependerá en gran medida de la humedad y del régimen de lluvias, ya que las larvas presentan hidrotropismo positivo, lo cual favorece la migración de los mismos hacia las gotas de rocío que generalmente se acumulan en la porción superior de la hierba (Baeck y Jiménez 2000).

ENDOPARASITOSIS.

Hasta hace no mucho tiempo se pensaba que el responsable del parasitismo interno de los rumiantes domésticos era, en un gran número de casos, los rumiantes silvestres. Hoy se sabe que muchos helmintos son específicos y que no afectan (o lo hacen raramente) a los rumiantes domésticos (Quiroz, 1989; Soulsby, 1987).

Para que se produzca un proceso parasitológico grave es necesario que se den un cierto número de condiciones ecológicas desfavorables. Los factores epidemiológicos que concurren para la aparición de enfermedades parasitarias son, por otra parte, relativamente más complejos que los que intervienen en las enfermedades infecciosas (Cordero, 1999).

Uno de estos factores es la superpoblación ya que:

- Aumentan el riesgo de contaminación del ambiente (pastizales).
- Aumentan la densidad de elementos infectantes por unidad de superficie.
- Deprime a los animales y aumenta su receptividad a las enfermedades (Cordero, 1999).

Las siguientes enfermedades parasitarias se describen como aquellas que se presentan en animales domésticos, más adelante se mencionarán las que afectan específicamente a los venados.

PROTOZOOS.

COCCIDIOSIS.

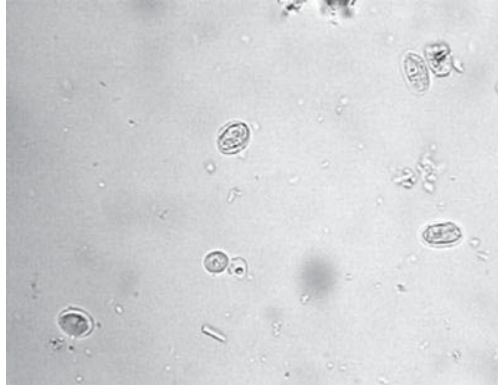
En sentido amplio, deben incluirse entre las coccidiosis todos los parasitismos causados por miembros de la subclase Coccidia, es decir, *Eimeria* spp, *Isospora* spp, *Cryptosporidium* spp, *Toxoplasma* spp, *Sarcocystis* spp, *Neospora* spp, *Hammondia* spp, *Besnoitia* spp y *Frenkelia* spp, aunque se han denominado coccidiosis solamente las parasitosis debidas a *Eimeria* spp.

Siguiendo las normas de nomenclatura de las parasitosis, en las que se vincula al taxón genérico el nombre de la parasitosis, se debería hablar de eimeriasis, pues las coccidiosis son independientes (Cordero, 1999).

GIARDIOSIS.

Aunque los carnívoros son los animales domésticos en los que la giardiosis tiene mas importancia, también parasitan a los rumiantes, especialmente a los jóvenes, en las que causan enteritis, el agente casual es *Giardia* spp; (Imagen 11) (Cordero, 1999).

IMAGEN 11. *Giardia* spp.



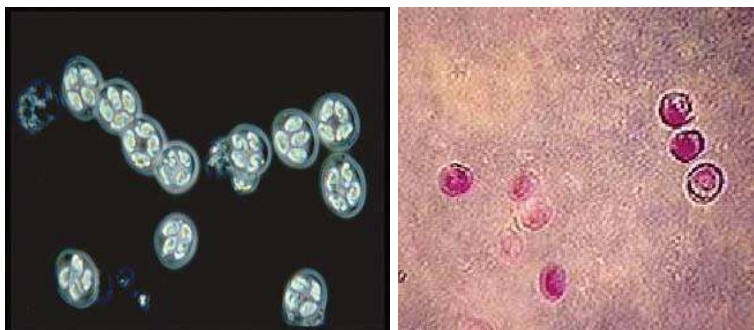
(Drugueri, 2002)

CRIPTOSPORIDIOSIS.

La criptosporidiosis es una enfermedad parasitaria de distribución cosmopolita cuyo principal signo clínico en los rumiantes domésticos neonatos es la diarrea.

Está causada por protozoos incluidos en el género *Cryptosporidium* spp (Imagen 12), que comprenden organismos que se desarrollan y multiplican en las células epiteliales de los sistemas digestivo y respiratorio, habiéndose descrito infecciones en más de 170 especies de vertebrados.

IMAGEN 12. *Cryptosporidium* spp.



(Soulsby, 1987; Drugueri, 2002)

En los rumiantes domésticos, la criptosporidiosis no debe considerarse únicamente bajo la óptica de la sanidad y la producción animal (pérdidas debidas

a mortalidad, morbilidad, gasto en medicamentos y horas de trabajo) además, hay que considerar su carácter zoonótico y el fin productivo o la finalidad zootécnica de los animales y la posibilidad de que actúen como fuente de contagio, vinculándose el parásito a la población humana por los alimentos y el agua (Cordero, 1999).

EIMERIASIS O EIMERIOSIS.

Es una infección intestinal producida por *Eimeria* spp (Imagen 13), que afecta principalmente a animales jóvenes y cursa con diarrea, (en ocasiones sanguinolenta o con moco), y deshidratación.

Excepcionalmente se presentan brotes clínicos, lo cual origina descenso de las producciones. Esta asociada a sistemas intensivos de explotación. Es considerada una parasitosis cosmopolita (Cordero, 1999).

IMAGEN 13. *Eimeria* spp

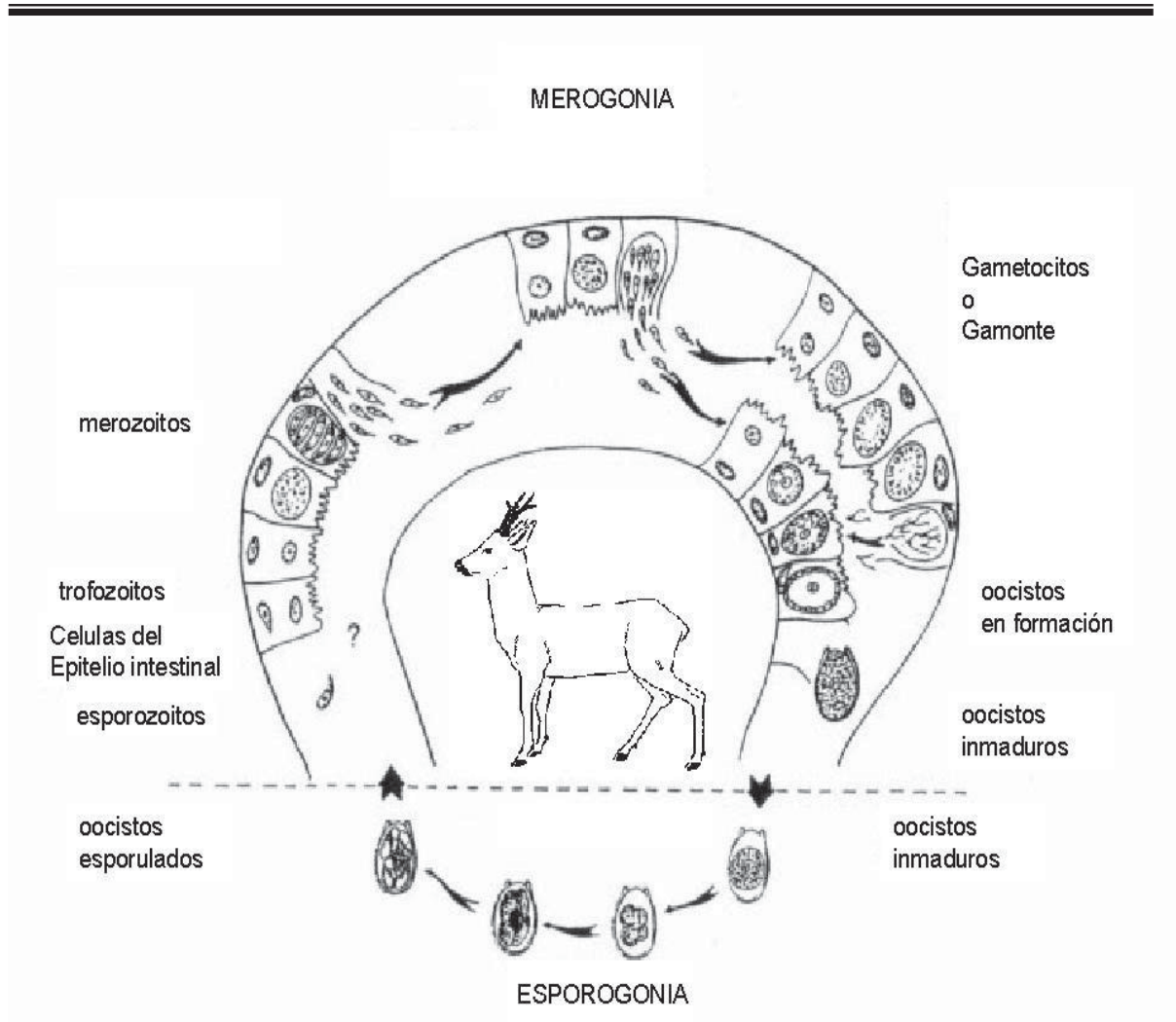


(Soulsby, 1987; Drugueri, 2002)

CICLO BIOLÓGICO. (Imagen 14) Se inicia con la ingestión de oocistos esporulados, sobre los que actúan la bilis y tripsina liberando los esporozoítos, que invaden el epitelio del intestino delgado y ahí se forma el trofozoíto. En esta localización, los parásitos se dividen asexualmente (esquizogonia) originando los esquizontes y pueden ser de gran tamaño. Los de primera generación pueden ser de gran tamaño y contienen miles de merozoítos, que invaden miles de células y en la mayoría de las especies, originan una segunda generación de esquizontes, de menor tamaño y con escasos merozoítos.

Para la mayoría de las especies la cantidad de generaciones asexuales es constante. Los merozoítos de segunda generación originan las formas sexuales, los gametocitos o gamontes, es la fase del ciclo responsable de la patogenia. La conjugación de los gametos da lugar al cigoto redondeado de una fuerte membrana (oocisto) que es expulsado al exterior, donde esporula (esporogonia) y forma cuatro esporoblastos, cada uno de ellos con dos esporozoítos. Es la fase infectante para un nuevo huésped.

IMAGEN 14. CICLO BIOLÓGICO DE *Eimeria* spp.



(CEU, 2005, editada por Tzintzun, 2005.)

TREMATODOS.

FASCIOLOSIS.

La fasciolosis es una de las parasitosis más difundidas e importantes del ganado. Aunque el término incluye todas las infecciones causadas por especies del género *Fasciola* spp, en nuestro país *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) es la más importante. La fasciolosis provoca una inflamación del hígado y de los conductos biliares, con frecuencia de carácter crónico y acompañada de trastornos nutritivos.

Es un parásito cosmopolita que afecta principalmente al ganado ovino y bovino. La transmisión de *F. hepatica* se ve favorecida por efecto de la lluvia o riego ya que el huésped intermediario permanece en el ambiente húmedo.

Fasciola hepatica (imagen 15) es un helminto hermafrodita aplanado (dorsoventralmente), los vermes adultos se localizan en los conductos biliares de los mamíferos, aunque se considera una infección común en los rumiantes, tanto domésticos como silvestres.

IMAGEN 15. *Fasciola hepatica*



(Drugueri, 2002)

CICLO BIOLÓGICO. (Imagen 16) Los animales infectados por *F. hepatica* eliminan huevos del parásito al ambiente (una fasciola adulta puede poner entre dos y cinco mil huevos al día que, desde la vesícula biliar, pasan al intestino mezclado con la bilis y salen al exterior con las heces, la eclosión del miracidio depende de la luz).

Los miracidios pierden los cilios cuando penetran en el molusco (huésped intermediario, caracol del género *Limnea* spp) y se transforman en miracidios jóvenes. Los cuales constituyen el primer estadio larvario dentro del huésped intermediario (se encuentra en la región periesofágica del caracol), a los 15 días

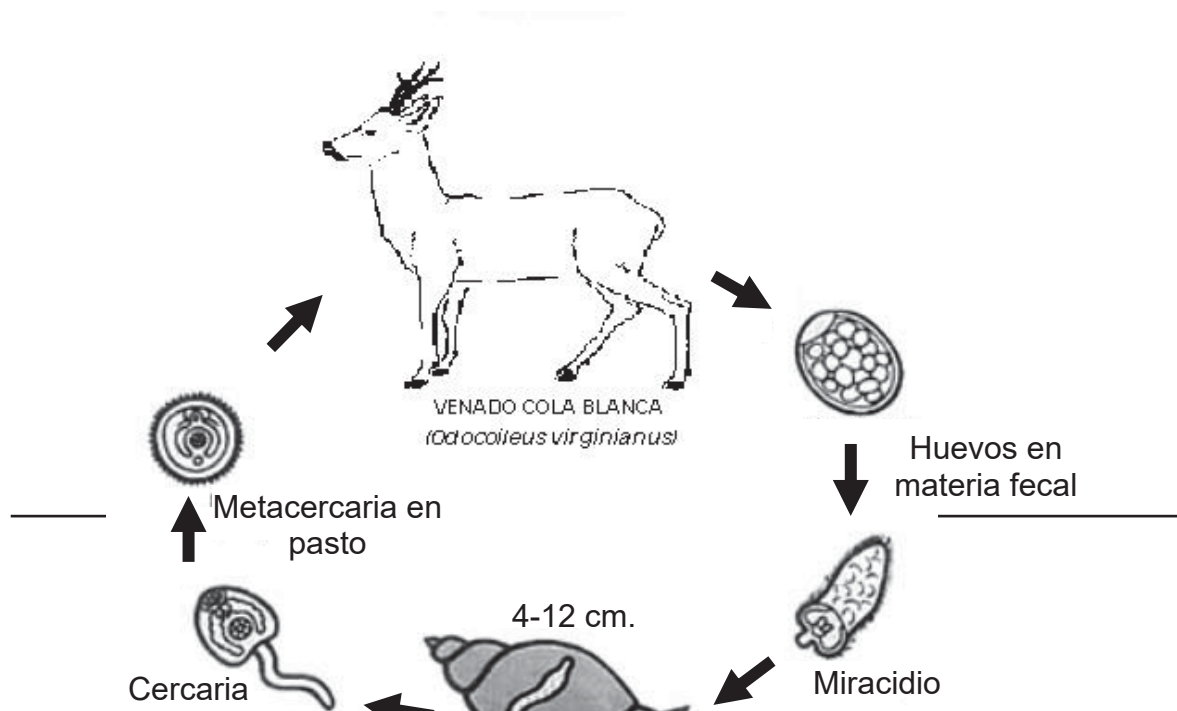
hay una generación de redias diferenciadas de las masas germinales de células de miracidios.

Normalmente las redias dan lugar a las cercarias que salen del caracol para contaminar pastizales o permanecen en el y son ingeridos.

La infección tiene lugar durante el pastoreo, mediante el agua de bebida, administración de heno, y ensilados mal realizados. No todas las metacercarias ingeridas se implantan en el hígado pudiéndose perder en las heces o en la migración intraorgánica, solo el 25-60 % evoluciona al trematodo adulto.

La patogenia depende de la cantidad de metacercarias ingeridas y de su capacidad de implantación (Cordero, 1999).

IMAGEN 16. CICLO BIOLÓGICO DE *fasciola hepatica*.



(Bavera, 2004, editada por Tzintzun 2005.)

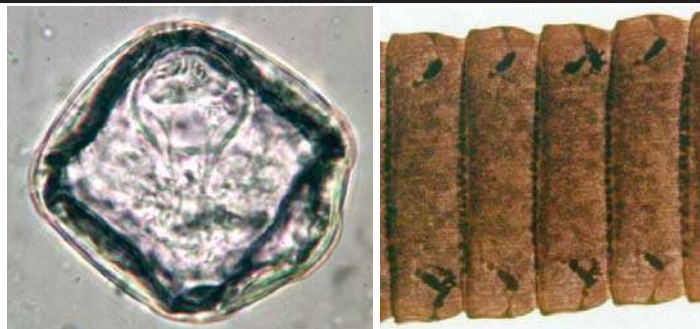
CESTODOS.

Las principales cestodosis de los rumiantes son de distribución cosmopolita, presentándose en muchas regiones con carácter epizootico y ocasionando en los animales jóvenes importantes efectos nocivos que repercuten, negativamente en el desarrollo de los mismos y en la economía del productor.

Entre estos parásitos se encuentran diversas especies del género *Moniezia* spp (Imagen 17), y en menor escala por *Avitellina* spp, *Stilesia* spp, y *Thysaniezia* spp.

IMAGEN 17. *Moniezia* spp.

HEBER TZINTZUN FLORES
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA



Moniezia spp (huevo y proglótidos maduros)

(Drugueri, 2002)

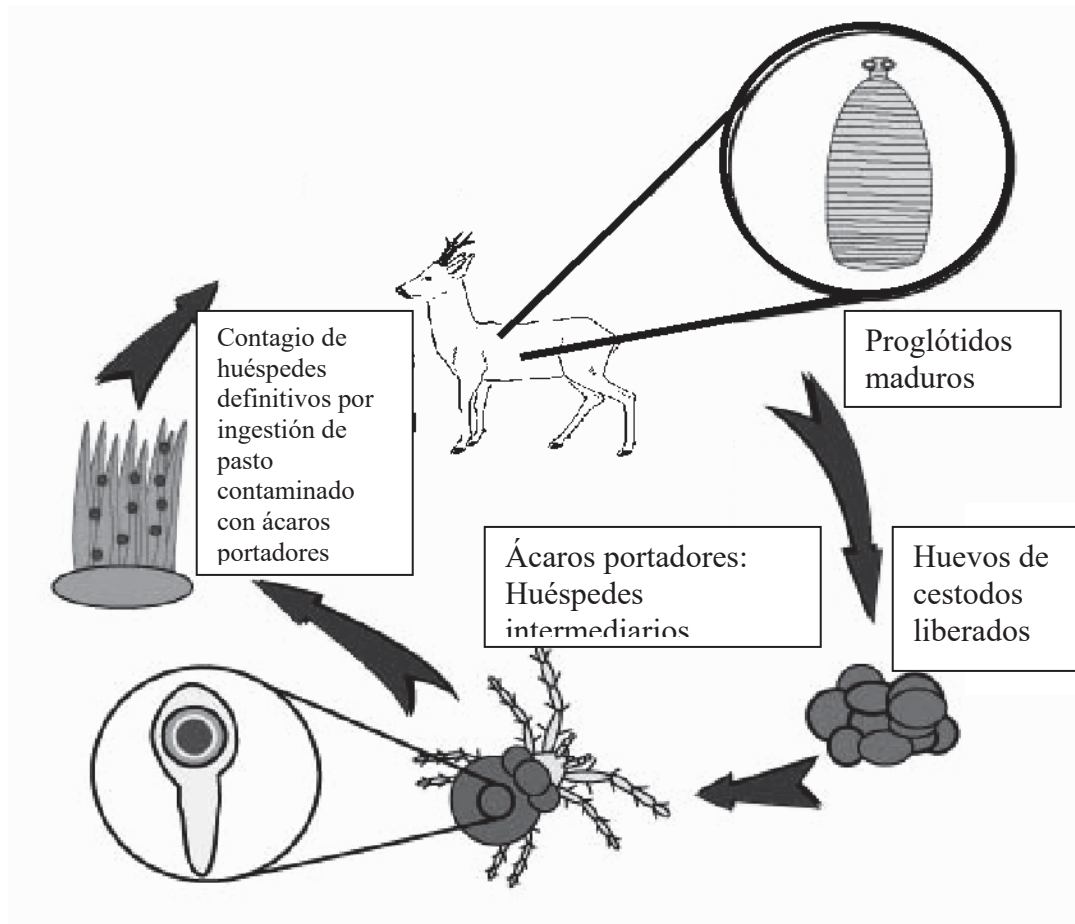
CICLO BIOLOGICO. (Imagen 18) Los proglótidos maduros, aislados o en grupos, son eliminados con las heces y macerados en el ambiente, dejando en libertad los huevos.

En otros casos salen disueltos entre los excrementos por haberse liberado en el tracto intestinal. Al ser ingeridos por el ácaro intermediario, quedan libres las oncosferas que perforando su intestino se ubican en la cavidad abdominal, transformándose en cisticercoides (tipo de larva quística de disposición esférica con varias envolturas y un apéndice caudal externo, la cual contiene un solo escólex con seis ganchos embrionarios).

El contagio de huéspedes definitivos se produce por ingestión de pasto contaminado con ácaros portadores (Orden Oribatidae). Cada cisticercoide ingerido dará origen a un cestodo, que tras perder los ganchos embrionarios completará su desarrollo, empezando a eliminar los primeros proglótidos maduros en 1-2 meses (periodo prepatente).

El número de parásitos que llegan a desarrollarse es variable, y es proporcional a la ingestión de cisticercoides. En ocasiones puede sobrepasar el centenar por animal, encontrándose vermes en diferentes etapas de desarrollo, aun cuando lo mas frecuente es encontrar más de 8-10 ejemplares.

IMAGEN 18. CICLO BIOLÓGICO DE *Moniezia* spp.



(Bavera, 2004, editada por Tzintzun 2005.)

NEMATODOS.

TRICURIOSIS.

Esta es una enfermedad parasitaria que afecta a la mayoría de los mamíferos y esta producida por diversas especies del género *Trichuris* spp (imagen 19), comúnmente conocidos como gusanos de forma de látigo, pues la parte anterior del cuerpo es larga y delgada, mientras que la parte posterior es mas corta y gruesa. Algunos agentes causales son: *T. discolor*, *T. globulosa*.

IMAGEN 19. *Trichuris* spp.

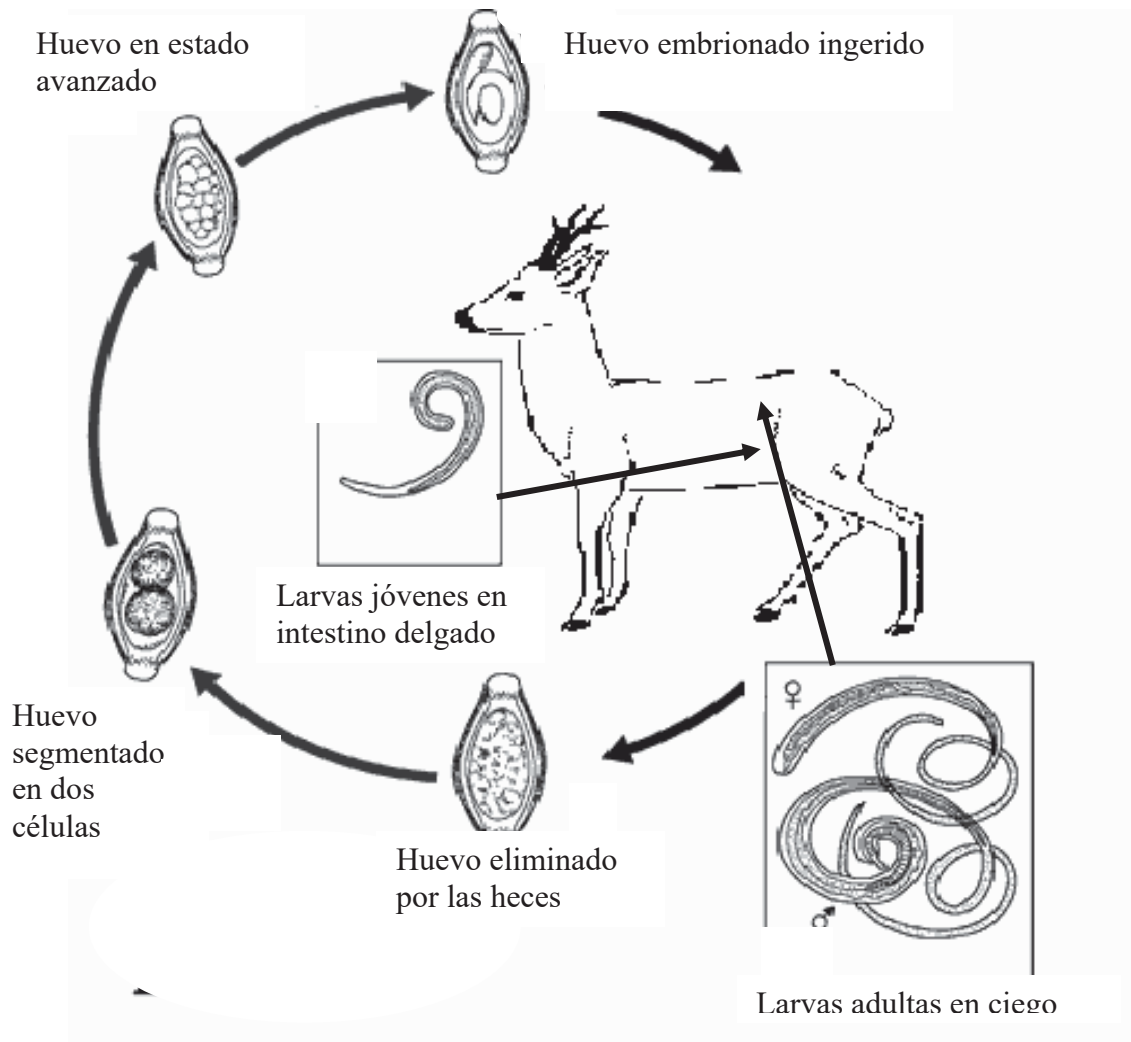


Huevo de *Trichuris* Spp
(Drugueri, 2002)

CICLO BIOLÓGICO. (Imagen 20) Las hembras ponen diariamente varios centenares de huevos sin segmentarse, que son eliminados con las heces. Alcanzan el estadio infectante de L₁ dentro del huevo, en condiciones de humedad, temperatura, oxigenación los huevos evolucionan favorablemente. La composición del suelo y otros factores ambientales son muy perjudiciales para la viabilidad del huevo, entre ellos se encuentran la baja humedad ambiental y la incidencia directa de los rayos solares.

Se ha demostrado que a temperaturas superiores a 37° C matan las larvas en 15 minutos, pero sobreviven unos 7 meses a -8° C., los rumiantes se infectan al ingerir los huevos; estos eclosionan en la parte posterior del intestino delgado, mudan a L₂, que se introducen en mucosa del ciego y parte inicial del ciego. Tras varias mudas alcanzan el estadio adulto a los 53-55 días posinfección (pi).

IMAGEN 20. CICLO BIOLÓGICO DE *Trichuris* spp.



(Murray et al, 2004, editada por Tzintzun 2005.)

CAPILARIOSIS.

Solo dos especies existen en todo el mundo (*Capillaria bovis*, y *C. brevipes*) en el intestino delgado de la cabra, vaca y oveja. *C. bilobata* se ha citado en el cebu en la India y *C. megrelica* en cabras de la antigua URSS. *Capillaria* spp es un nematodo de color blanco amarillento, a pardo y finos, como pelos, de ahí su

denominación de vermes capilares. Viven en la mucosa intestinal de los huéspedes (imagen 21).

CICLO BIOLOGICO. Se desconoce el ciclo de las capilarias por lo que se cree que es directo, igual que *Trichuris* spp, los huevos no segmentados son eliminados con las heces. Se desarrollan en el suelo hasta el estadio infectante (L₁ o L₂, según autores) y el ganado se infecta cuando los ingiere.

IMAGEN 21. HUEVO DE *Capillaria* spp.



Capillaria spp.
(Nolan, 2004)

ESTRONGILOIDOSIS.

Es una enfermedad verminosa debida a especies del género *Strongyloides* spp únicos nematodos que presentan en su ciclo una generación libre y otra parasitaria, en la cual, las formas adultas solo están representadas por hembras partenogenéticas. Una sola especie afecta a los rumiantes: *Strongyloides*

papillosus (imagen 22). Se localiza en la mucosa del intestino delgado de los rumiantes domésticos, camello, cerdo, conejo y animales silvestres. Su distribución es mundial.

CICLO BIOLOGICO. Las hembras viven en la mucosa del intestino delgado, donde ponen huevos embrionados. Los huevos son eliminados con las heces, eclosionan a L₁ pueden desarrollarse directamente a larvas infectantes o a machos y hembras de vida libre que originarán, posteriormente, larvas infectantes. La primera muda tiene lugar en 7-10 horas después de la eclosión. La muda a L₂ se lleva de 14 a 16 horas. Muda a L₃ después de 26-28 horas.

Las larvas infectantes son activas, penetran a través de la piel intacta o por folículos pilosos de sus huéspedes y migran a diferentes parte del organismo afectando músculo, diafragma y cavidad abdominal, o pueden ser ingeridas. Si las larvas fueron ingeridas pasivamente se desarrollan directamente en el intestino delgado sin migración.

IMAGEN 22. HUEVO DE *Strongyloides papillosus*



Strongyloides papillosus

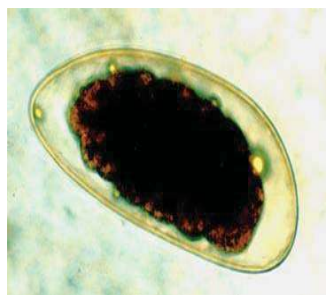
(Drugueri, 2002)

TRICOSTRONGILIDOSIS.

Principalmente las tricostrongilidosis son parasitosis altamente difundidas y de carácter endémico, que afectan a rumiantes jóvenes domésticos y silvestres. También pueden estar afectadas otras especies animales, como équidos, suidos, lepóridos, aves, e incluso el humano (imagen 23).

Los tricostrongilidos se localizan en el abomaso e intestino delgado y se caracterizan por trastornos gastroentéricos, retraso del crecimiento, disminución de la producción, anemia y raramente muerte (Cordero, 1999).

IMAGEN 23. HUEVO DE *Trichostrongyloides* spp.



Trichostrongyloides spp.

(Drugueri, 2002)

Aquí se incluyen especies parasitarias del abomaso e intestino delgado. Son vermes pequeños (5-8 mm) muy finos y de color pardirrojizo. Las especies mas frecuentes son:

- *Trichostrongylus axei* es la única especie presente en el abomaso y la de menor tamaño. Se han encontrado en el cerdo, équidos y humano.
- *Trichostrongylus colubriformis* vive en el intestino delgado, y a veces, en el abomaso, pero también en el perro, conejo, cerdo y humano.
- *Trichostrongylus vitrinus* se encuentra en el intestino de pequeños rumiantes, y a veces en el conejo, cerdo y humano.
- *Trichostrongylus capricola* parásito del intestino delgado de las cabras y, menos frecuente, de ovejas.

Entre estos parásitos se encuentran distintos parásitos pertenecientes a los géneros *Haemonchus* spp, *Trichostrongylus* spp, *Ostertagia* spp, *Cooperia* spp y que tienen como características morfológicas comunes el ser de pequeño tamaño (entre los 2,5 mm de los *Trichostrongylus* spp a los 3 cm de los *Haemonchus* spp) y color rojizo o parduzco.

Las especies del género *Ostertagia* spp se localizan en el abomaso, tienen color pardo por la sangre a medio digerir que se encuentran en su intestino. La especie mas importante es *Ostertagia ostertagi*, del ganado bovino, y aunque en ocasiones puede encontrarse en la oveja.

En el género *Haemonchus* spp la especie mas importante es *Haemonchus contortus* que se localiza en el abomaso, son nematodos de 1 a 3 cm de largo. Los machos son rojos, más pequeños que las hembras. Las hembras son a franjas rojas y blancas, oblicuas (Cordero, 1999).

Cooperia spp se encuentra en el intestino delgado y con menor frecuencia en el abomaso. Son parásitos relativamente pequeños, de color rojizo y en el extremo anterior tiene una vesícula cefálica, muy característica, y siendo sus especies las que se mencionan a continuación:

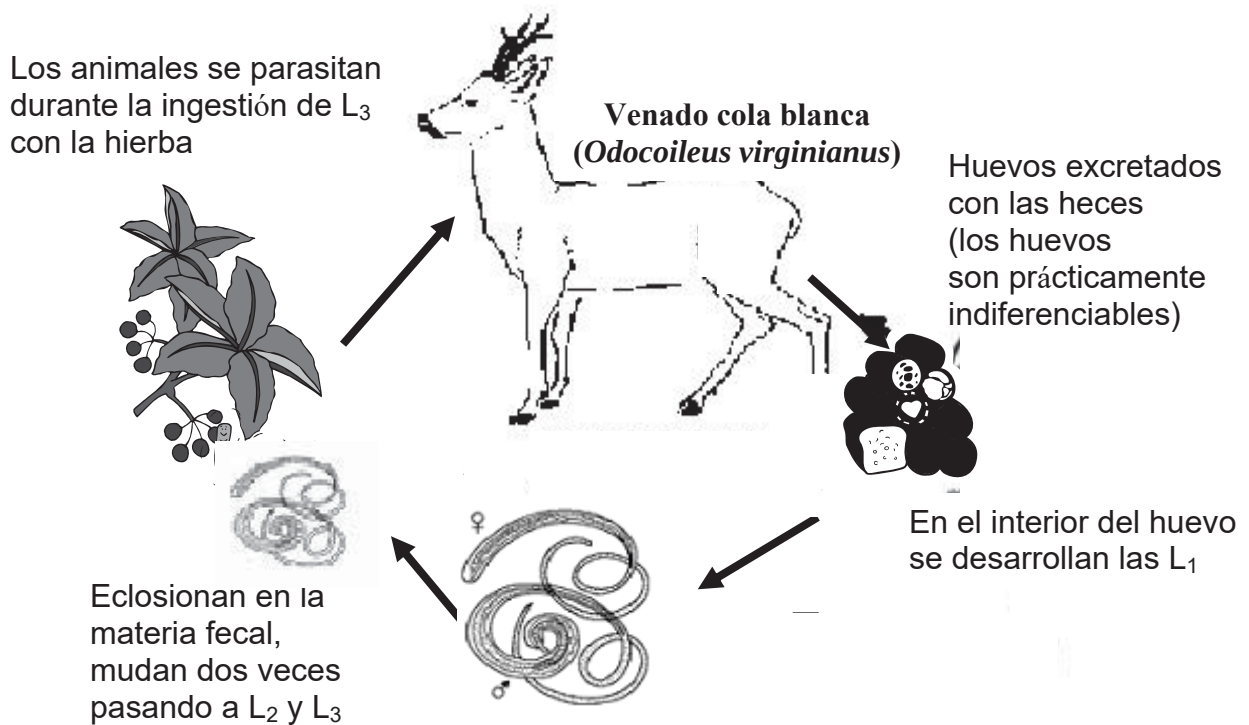
- *Cooperia oncophora*; se presenta principalmente en ganado bovino.
- *Cooperia punctata*; se presenta en el ganado bovino y con menor frecuencia en el ganado ovino.
- *Cooperia cuerticei*; es la especie de mayor interés en ganado ovino y caprino.

CICLO BIOLÓGICO. Es directo (imagen 24). Los animales parasitados excretan los huevos con las heces (los huevos son prácticamente indiferenciables). La excreción de huevos es variable, y el número depende del huésped (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y del parásito (prolificidad de las hembras) (Cordero, 1999).

En este sentido son moderadamente prolíficos (tienen capacidad de depositar de 100-200 huevos al día). Una vez eliminados en las heces y si las condiciones son las adecuadas, en el interior del huevo se desarrollan las L₁, que eclosionan en la materia fecal, mudan dos veces pasando a L₂ y L₃, que ya son infectantes. Los animales se parasitan durante la ingestión de L₃ con la hierba. Después de este proceso las larvas desvainadas penetran en el abomaso y en el primer tercio del intestino delgado, entre el epitelio y la membrana basal de la mucosa.

Una vez en la mucosa, mudan a L₄ en el interior de los espacios entre las vellosidades intestinales, según las especies. La duración de la prepatencia es de aproximadamente 20 días (Cordero, 1999), esto debido a una fenómeno llamado hipobiosis que significa un desarrollo detenido de las larvas.

IMAGEN 24. CICLO BIOLÓGICO de *Trichostronguloides* spp.



(Imagen editada por Tzintzun, 2005)

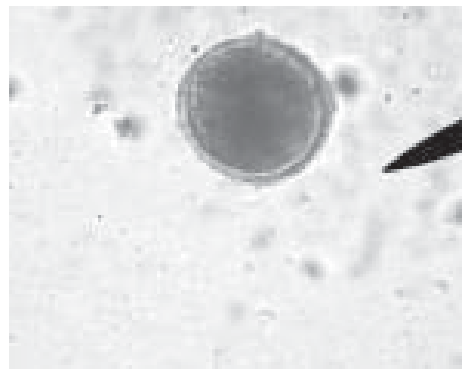
TOXOCARIASIS O TOXOCARIOSIS.

Toxocara vitulorum (sinónimo *Neoascaris vitulorum*) es el ascárido específico del ganado vacuno (Imagen 25), carabao (búfalo de agua, *Bubalus bubalis*) y cebú, pero también puede parasitar, raras veces, a la oveja, en la que no siempre se completa el ciclo y, cuando ocurre, los vermes son de menor tamaño que en los terneros.

Las larvas de *Toxocara* spp de los carnívoros también pueden encontrarse en los rumiantes, que actúan como huéspedes paraténicos. *Ascaris suum* puede afectar también a los rumiantes que pastan en praderas fertilizadas con estiércol, procedentes de explotaciones porcinas infectadas. *Ascaris ovis* descrito en la oveja, se ha identificado como *A. suum*. Esta especie puede madurar en cabritos.

La toxocarosis de los rumiantes es enzoótica y de gran prevalencia en los países tropicales y subtropicales, en los que se considera negativamente importante en la producción de animales de trabajo (Cordero, 1999).

IMAGEN 25. HUEVO DE *Toxocara* spp.

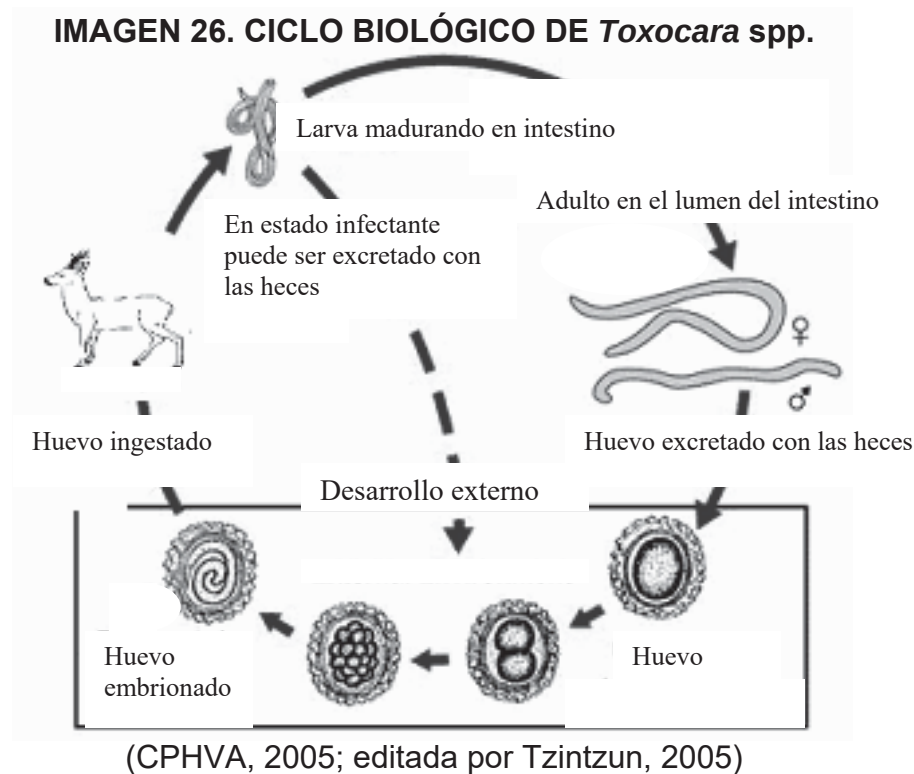


Toxocara Spp.
(Drugueri, 2002)

CICLO BIOLÓGICO. (Imagen 26) Las hembras eliminan grandes cantidades de huevos (3-8 millones/ día) subglobulosos, unicelulares, de superficie punteada, provistas de gruesa pared, que les confiere gran resistencia a factores ambientales adversos y a los desinfectantes.

En el interior de ellos, a temperaturas favorables (11-13 días a 24-28° C y 30-40 días a 18-20° C) y con humedad relativa del 80% en adelante, se desarrolla L₁, que alcanza el estadio L₂ infectante, sin abandonar el huevo.

La infección se produce por vía oral con pienso o bebida contaminados. La L₂ se libera en el intestino, pasa por vía porta al hígado, donde muda convirtiéndose en L₃, se dirige hacia el corazón y llega a los pulmones, su destino posterior depende de la edad o etapa productiva de los huéspedes (lactantes, destetados, preñadas) (Cordero, 1999).



ENFERMEDADES PARASITARIAS DE LOS VENADOS.

Estudios realizados en venados cola blanca libres en reserva natural de los Estados Unidos de Norteamérica, indican que la mortalidad de venados por causa de parasitosis gastrointestinales (PGI) es baja (Woolf y Harder 1979), alrededor de 2.7%, la cual representa el séptimo lugar de causas importantes de mortalidad en esta población (Montes, 1998).

En México no se han registrado datos acerca de la mortalidad de venados por causa de PGI mantenidos en condiciones libres o en cautiverio; sin embargo, se menciona que puede representar un serio problema para animales confinados en zoológicos y criaderos (Roa 1986).

Los estudios registrados en México por Carrillo (1987), Domínguez *et al.* (1988), Rivera (1991), Olvera (1991) y Jaimes *et al.* (1993) indican la presencia de parásitos gastrointestinales de las siguientes familias:

1. **Coccidia:** *Eimeria* spp.
2. **Anoplocephalidae:** *Moniezia* spp.
3. **Strongyloididea:** *Strongyloides* spp.
4. **Trichostrongylidea:** *Haemonchus* spp, *Ostertagia* spp, *Cooperia* spp, *Trichostrongylus* spp, *Nematodirus* spp.
5. **Ascarididae:** *Toxocara* spp.
6. **Chabertiidae:** *Oesophagostomum* spp, *Chabertia* spp.
7. **Ancylostomatidae:** *Bunostomum* spp.
8. **Trichuridae:** *Trichuris* spp.
9. **Capillaridae:** *Capillaria* spp.

Ninguna de las investigaciones realizadas en venado cola blanca en esta región describen las variaciones en la frecuencia de animales parasitados, ni las cargas parasitarias presentes en esos animales a lo largo de un ciclo anual; de tal manera que no se tiene algún dato que permita suponer los cambios parasitarios esperados para el siguiente ciclo.

Si se contara con esta información, sería posible iniciar estrategias para el control de la parasitosis en venado cola blanca mantenidos en cautiverio.

En estudios realizados en el Estado de Yucatán, se han determinado siete géneros, correspondientes a cinco órdenes de parásitos gastrointestinales (PGI) en venado cola blanca (Montes, 1998), los cuales fueron:

1. Coccidia, cuyos géneros fueron *Isospora* spp y *Eimeria* spp.
2. Strongylida, representado por los géneros *Haemonchus* spp y *Cooperia* spp.
3. Rahbditoidea, con el género, *Strongyloides* spp.
4. Enoplida representado por *Trichuris* spp y, finalmente el orden
5. Anoplocephalidea también representado por un solo género, *Moniezia* spp.

De los siete géneros de PGI reportados en el estudio, seis han sido previamente determinados en venados y rumiantes domésticos que habitan lugares de clima templado y tropical (Soulsby 1987, Domínguez *et al.* 1988, Jaimes *et al.* 1993); sin embargo, se reporta por primera vez la presencia del género *Isospora* spp como parásito gastrointestinal (PGI) de venado cola blanca, en Yucatán, México.

El género *Isospora* spp parasita comúnmente a cerdos no a rumiantes (Blood & Radostits 1989); por el momento no se ha podido explicar con certeza el origen de la parasitosis por *Isospora* en venados, puesto que no existe algún intercambio de material fecal o alimento entre los criaderos de venado estudiados con granjas porcinas; sin embargo, en los criaderos que se analizaron se encontró alta frecuencia de *Isospora* spp (Montes, 1998).

TREMATODOS EN CÉRVIDOS.

DIAGNÓSTICO Y CONTROL DE *Fasciola hepatica*.

Este trematodo se desarrolla en conejos, cobayos, ardillas, castores, marsupiales, nutrias, perros, gatos, elefantes, equinos, ciervos y esporádicamente afecta al humano.

Los parásitos adultos se encuentran generalmente en los conductos biliares, provocando trastornos digestivos, hepáticos y de la nutrición debido al proceso inflamatorio crónico del hígado y conductos biliares.

La fasciolosis aguda provoca hepatitis traumática producida por la migración simultánea de un número elevado de trematodos inmaduros provocando la destrucción generalizada del parénquima hepático y una profusa hemorragia, puede haber rotura de la cápsula de Glisson con hemorragia en cavidad peritoneal. La fasciolosis crónica es la forma más frecuente de presentación y las lesiones producidas son la fibrosis hepática y una inflamación y engrosamiento del conducto colédoco (González I, 2000).

NEMATODOSIS EN CÉRVIDOS.

En venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) se ha reportado la presencia de *Trichostrongylus axei* y *Haemonchus contortus* en el estado de Nuevo León, mientras que en Sinaloa se menciona la presencia de *Strongyloides papillosus*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Cooperia punctata*, *Ostertagia osterlagi* y *Haemonchus* spp, en ciervo rojo (*Cervus elaphus*) y venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*). Por otra parte en Yucatán se identificó en el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus yucatanensis*) *Haemonchus* spp, *Cooperia* spp, *Oesophagostomum* spp, *Ostertagia* spp, *Trichostrongylus* spp, *Nematodirus* spp, *Chabertia* spp, *Trichuris* spp, *Capillaria* spp y *Dictyocaulus viviparus* (González M, 2000).

En México se señala que dentro de los nematodos más patógenos para los ciervos se encuentra *Haemonchus contortus*, mientras que en Australia y Nueva Zelanda es *Ostertagia* (con 4 especies) (González M, 2000).

CICLO DE VIDA, SIGNOS CLÍNICOS, DIAGNÓSTICO Y CONTROL DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES.

En general, el ciclo de vida de los nematodos gastrointestinales comprende una etapa de desarrollo en vida libre (en el suelo) y otra dentro del huésped infectante.

Los ciervos se infectan al ingerir larvas de tercer estadio (L₃) que se encuentran en el pasto. Dependiendo de la especie de nematodo las L₃ se establecen en una región del tracto digestivo para alcanzar el estado adulto.

En la mayoría de los casos, puede observarse la presencia de huevos en las heces del animal de 2 a 3 semanas después de haberse infectado.

En gran parte de las nematodosis gastrointestinales de los ciervos los signos clínicos son más leves que en los rumiantes domésticos, sin embargo, se ha observado que el wapiti (*Cervus elaphus canadensis*) y el ciervo rojo (*Cervus elaphus*), bajo una inapropiada nutrición, pobres condiciones sanitarias, situaciones de estrés y otros factores aún desconocidos se ven comprometidos ante las parasitosis, llegan a presentar baja de peso, pelaje opaco y, en menos ocasiones, diarrea (González M, 2000).

En el caso particular de *Haemonchus contortus* hay anemia y pérdida de la condición corporal. El diagnóstico se realiza por la técnica de flotación, mediante la cual se evidencian los huevos de los parásitos en las heces. La cuenta de huevos debe ser interpretada con cierta reserva, pero es un buen indicador del potencial clínico de la enfermedad (González M, 2000).

DIAGNÓSTICO DE ENFERMEDADES PARASITARIAS.

Debido a la forma subclínica, es importante implementar un método de diagnóstico que permita anticiparse a la signología, porque cuando esto ocurre ya se han producido pérdidas de peso que no serán compensadas y ha ocurrido una contaminación importante de los potreros, que se traducirá en una mayor presencia de larvas L₃ lo que entorpecerá el control de la enfermedad (Baeck y Jiménez, 2000).

TÉCNICAS DE LABORATORIO PARA EL DIAGNOSTICO DE PARASITOS GASTROINTESTINALES.

Las técnicas que a continuación se mencionan son las que mas se recomiendan realizar ya que trae una ventaja importante dentro del estudio de los parásitos; economía, a demás de que son técnicas sencillas que se manejan para la practicas dentro del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de México y la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

FLOTACIÓN.

En esta técnica se emplean soluciones saturadas con pesos específicos mayores que el agua (1.180 a 1.300) en donde los huevos que tienen menor peso flotan y son colectados con un asa parasitológica para la identificación de los mismos.

Material y equipo necesarios:

1. Recipientes de plástico
2. Cuchara
3. Tamiz de plástico
4. Mechero y cerillos
5. Asa de alambre (parasitológica)
6. Portaobjetos y cubreobjetos

-
7. Solución saturada de cloruro de sodio (S. S NaCl. con densidad de 1.180)
 8. Microscopio compuesto
 - Colocar de 3 a 5 g de heces en un recipiente de plástico.
 - Agregar al vaso una pequeña cantidad de S. S NaCl e incorporar la materia fecal y la solución hasta obtener una pasta.
 - Adicionar de 45 a 100 ml de S. S NaCl. homogeneizar y tamizar a un segundo vaso.
 - Dejar reposar de 15 a 20 min.
 - Flamear un asa (se deja enfriar).
 - Colectar tres gotas de la superficie (diferente zona) y colocarlas en un portaobjetos.
 - Observar con la ayuda de un microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10x). Si la muestra se requiere observar con el objetivo seco fuerte (40x) es necesario poner un cubreobjetos para evitar rayar el lente (Depto. Parasitología, 2000).

SEDIMENTACIÓN

Se basa en la diferencia de peso específico de líquido empleado (agua tibia) y el peso de los huevos, los cuales tienden a depositarse en el fondo del recipiente. Por medio de esta técnica se observarán huevos pesados como los de trematodos, por ejemplo *Fasciola hepática* y *Paramphistomum* spp, los cuales al agregar un colorante contrastan con el medio teñido ya que los huevos no se colorean.

Material:

1. Frasco de agua tibia
2. Cuchara de aluminio
3. Coladera de plástico o tamiz de malla fina
4. Vasos de precipitado de 250 ml. de plástico ó vidrio

-
5. Caja de Petri cuadriculada
 6. Colorantes (azul de metileno, lugol o violeta de genciana)
 7. Microscopio compuesto
 8. Microscopio estereoscópico

Procedimiento:

Colocar de 3 a 5 gramos de heces en un vaso de precipitado.

Agregando agua tibia y mezclar hasta obtener una pasta uniforme y bajo constante agitación aforar a 250 ml. colar a un segundo vaso de precipitado a través del tamiz ó coladera de malla fina. Deja reposar aproximadamente 5 minutos y después decantar 2/3 partes del contenido del vaso y aforar nuevamente a 250 ml. con agua tibia, este paso se repite varias veces hasta que el sedimento quede limpio.

Depositar pequeñas cantidades del sedimento en una caja de Petri cuadriculada agregando de 2 a 3 gotas de colorante para hacer resaltar los huevos. Observar en el microscopio estereoscópico o, en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10 X). La lectura se hace tomando como referencia las cuadrículas para realizar toda la muestra de la caja (Depto. Parasitología, 2000).

Dentro de los sistemas de diagnóstico con que se cuenta para lograr el objetivo propuesto se pueden mencionar:

Análisis de huevos por gramo de materia fecal (hpg): El recuento de huevos en materia fecal no siempre es un buen indicador de la interferencia de los parásitos en la ganancia de peso, ya que depende mucho de la especie parasitaria y del estado inmunitario del animal.

De cualquier forma es un buen método para saber si un grupo de animales está eliminando huevos y contaminando un potrero.

Cuando se usa el HPG habría que hacerlo mensualmente y darle mucha importancia a la tendencia a aumentar entre dos meses sucesivos como base para la acciones de control (Suárez, 1994).

Es importante también tener en cuenta que para el caso específico de la *Ostertagia spp* en su período de inhibición el método no es indicado debido a que las larvas se encuentran en las glándulas del abomaso del huésped y está suspendida la oviposición con lo cual se estará ante un resultado erróneo si se considerase que no está presente. Por lo tanto sería conveniente utilizar el cultivo larvario como complemento sobre todo en época otoño-invernal para demostrar su presencia y decidir el plan de control más efectivo, teniendo presente que los trabajos sobre el tema demuestran que las lesiones producidas en el abomaso pueden tardar hasta un año en curarse (Suárez, 1994, Cordero, 1999).

TÉCNICA MICROSCÓPICA CUANTITATIVA DE MCMASTER DE CAMPO

Esta técnica se emplea para determinar el número de oocistos de protozoarios y huevos de helmintos por gramo de materia fecal.

Material para el desarrollo de la técnica (Imagen 27):

1.- Tubo de Mc Master con tapa, 3 divisiones

Marca 1.- 14ml

Marca 2.- 2 ml

Marca 3.- 14 ml

(Capacidad total del tubo 30 ml)

2.- Cámara de Mc Master

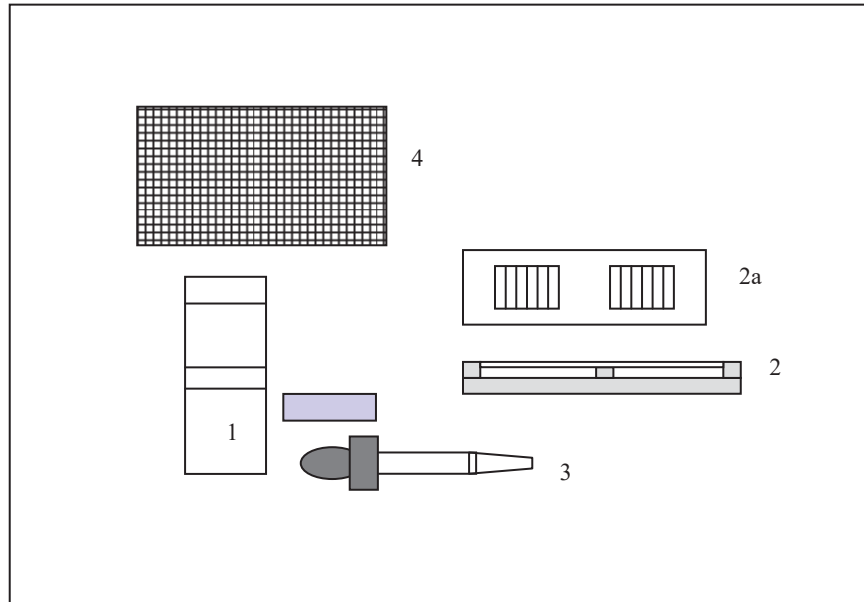
Porta objetos

Cubre objetos

Al unir estos componentes se forman dos compartimientos con una capacidad de 0.15 ml cada uno.

- 3.- Gotero
- 4.- Gasa
- 5.- Solución saturada de cloruro de sodio (S. S NaCl. con densidad de 1.180)
- 6.- Microscopio compuesto

IMAGEN 27. DIBUJO DEL MATERIAL DE LA TÉCNICA McMaster.



PROCEDIMIENTO:

- En un tubo de Mc Master, verter S. S NaCl hasta la primera marca del tubo (14 ml).
- Agregar materia fecal hasta la segunda marca (2 g).
- Tapar y homogeneizar el contenido, destapar y adicionar S. S NaCl hasta la tercera marca (14ml), tapar y homogenizar nuevamente.
- Destapar y colocar una gasa en la boca el tubo, introducir un gotero para coleccionar la muestra.
- Llenar las dos cámaras (teniendo cuidado de no introducir burbujas).
- Dejar reposar la cámara de Mc Master de tres a cinco minutos.
- Colocar la cámara de Mc Master en el microscopio compuesto (enfocar el

ángulo superior derecho del cm², bajando y subiendo con el fin de leer las 6 divisiones), anotando el número de oocistos de protozoarios y huevos de helmintos encontrados, lo que se debe hacer con la siguiente cámara y al terminar el conteo, realizar la siguiente fórmula:

$$\bullet \quad \frac{(A + B)100}{2} = \text{número de huevos por gramo de materia fecal}$$

(Depto. Parasitología, 2000)

TÉCNICA DE CULTIVO LARVARIO (COPROCULTIVO)

Las técnica se basa en el principio de favorecer la maduración, eclosión y evolución de las larvas hasta L₃ de nematodos gastrointestinales en la materia fecal y la identificación de los géneros a los que estas corresponden.

El éxito del cultivo dependerá de tres factores: humedad, oxigenación y temperatura adecuada. Si la humedad es excesiva se puede reducir mediante el agregado de carbón vegetal, musgo estéril o materia fecal estéril. La oxigenación se asegura mezclándola con algún material inerte (telgopor granulado, vermiculita, etc.) y la temperatura adecuada oscila entre los 10 y 26°C (óptima 22-24°C), de forma que a temperatura ambiente en 15 días se obtienen las L₃.

Material:

1. Vaso de plástico
2. Sustrato estéril
3. Cuchara
4. Estufa de cultivo
5. Aparato de Baermann
6. Vidrio de reloj o matraz de Erlen Mayer
7. Pipeta Pasteur

8. Agua (no clorada)

- Agregar en un vaso de plástico 5 g de materia fecal positiva a huevos de nematodos gastrointestinales.
- Adicionar una cucharada de sustrato estéril.
- Agregar una pequeña cantidad de agua e ir homogeneizando el contenido con la ayuda de una cuchara, agregar cuanta agua sea suficiente para que el cultivo quede perfectamente hidratado.
- Etiquetar el vaso con los siguientes datos: número o nombre del animal, fecha de entrada y fecha de salida del cultivo larvario.
- Introducir en una estufa de cultivo a una temperatura de 27° C (10 a 12 días), el tiempo suficiente para permitir la evolución hasta L₃.
- Revisar diariamente la humedad en el interior del vaso y mover con una cuchara para oxigenar el cultivo.
- Trascurrido el tiempo de cultivo realizar la técnica de migración larvaria (Depto. Parasitología, 2000).

TÉCNICA DE MIGRACIÓN LARVARIA (BAERMANN)

Esta técnica tiene como principio aprovechar los tactismos biológicos de las L₃ de los nematodos gastrointestinales y L₁ de los nematodos pulmonares tales como termotropismo e hidrotropismo, lo que permite que las larvas migren de la materia fecal a un ambiente acuoso y de esta manera aislarlas para su estudio y caracterización con la ayuda del microscopio compuesto de campo claro (Depto. Parasitología, 2000).

Material:

1. Aparato de Baermann
2. Soporte universal
3. Anillo metálico
4. Embudo de plástico

-
5. Manguera de hule látex
 6. Pinzas Mohr
 7. Tamiz de plástico
 8. Gasa
 9. Vidrio de reloj
 10. Cuchara
 11. Agua tibia (no clorada)
 12. Pipetas Pasteur
 13. Portaobjetos y cubreobjetos
 14. Lugol
 15. Microscopio compuesto y microscopio estereoscópico

Armado del aparato de Baermann

- Colocar el anillo metálico en el soporte universal, colocar encima del anillo el embudo de plástico con la manguera de látex (colocando en el extremo libre de la manguera la pinza Mohr), en la boca del embudo colocar el tamiz de plástico.
- Colocar en el aparato de Baermann armado de 3 a 5 gramos de materia fecal (o el material resultante del cultivo larvario) envuelta en una gasa.
- Colocar la gasa en el tamiz.
- Agregar agua tibia por las paredes del embudo hasta cubrir la mitad de la muestra.
- Dejar reposar de 8 a 12 horas.
- Colocar 0.5 a 1 ml del contenido resultante en un vidrio de reloj (aflojando la pinza Mohr) y observar en un microscopio estereoscópico
- Extraer las larvas presentes con la ayuda de una pipeta Pasteur y depositarlas en un portaobjetos, agregar una gota de lugol y colocar un cubreobjetos.

-
- Observar en el microscopio compuesto con el objetivo 10X o 40x para la identificación de las larvas de acuerdo a sus características morfológicas (Depto. Parasitología, 2000).

CONSIDERACIONES PARA EL TRATAMIENTO DE ENFERMEDADES PARASITARIAS.

Cuando se decide el tratamiento, se deberá hacer una adecuada elección del antiparasitario. Se deberá elegir alguno cuyo espectro incluya acción contra estadios juveniles y que además sea ovicida (contra coccidias, cestodos, trematodos y nematodos), o en su defecto alternar los productos utilizados a fin de lograr un mejor control. Dentro de lo posible debería ser de fácil aplicación y tener algún efecto residual. Es importante tener en cuenta que en zonas donde la *Ostertagia* spp se encuentre presente, deberá elegirse para el tratamiento de verano alguno que posea actividad contra los estadios hipobióticos de este género (Suárez, 1994).

Es muy importante dar la dosis adecuada y al calcular la misma, hacerlo de acuerdo al animal más pesado del lote, siempre y cuando haya una cierta homogeneidad, y no al peso promedio. De no hacerlo así, esta categoría no tendrá un buen control en el caso de incurriese en forma rutinaria, provoca la aparición de resistencia a la droga por subdosificación.

Hay factores importantes a tener en cuenta cuando se realiza un tratamiento antiparasitario:

- Si se utiliza un producto no ovicida, hay que encerrar a los animales para que los animales excreten los huevos de nematodos con las heces durante 24 a 36 horas, ya que es el período de latencia para que la mayoría de los productos comiencen a actuar, de lo contrario igualmente estarían contaminando el potrero durante ese período.

-
- Si se hace un tratamiento y los animales vuelven a un potrero contaminado, a los 30 días pueden estar tan parasitados como si no hubieran recibido medicación, lo que implica un derroche de esfuerzo y dinero sin ningún beneficio.
 - Es muy importante no descuidar a los cervatillos que se encuentran junto a la madre durante la lactancia, ya que a partir del cuarto mes de vida, sufren una infección creciente que ayuda a mantener la población de larvas en la pastura y producen menores ganancias de peso. Al organizar los planteos de control, deberán tenerse presente los períodos de parición, para sectorizar los tratamientos de acuerdo a las edades de cada grupo de cervatos y recordar que los datos existentes demuestran que un solo tratamiento, realizado en el momento óptimo, tiene una mejor relación costo/ beneficio, que la realización de tratamientos de apoyo, a menos que se produzca una gran reinfección.
 - Si se trata de animales jóvenes con productos "lactantes", se debe tener en cuenta la posibilidad de que por el cierre reflejo de la gotera esofágica, se produzca un desvío del medicamento, lo que reduce su efectividad y que según algunos trabajos, puede tener alta incidencia, lo que a nivel campo se traduce en la interpretación de que el producto no hizo efecto o "no sirve".
 - Otra categoría a la cual no se le presta mayor atención es a los venados adultos, ello se debe en gran medida al concepto de que por ser adultos, son inmunes a la infección parasitaria, pero recientes trabajos basados en el muestreo de materia fecal y cultivo de larvas, demuestran que no es así y si bien el motivo no ha sido bien aclarado, se presume que la actividad propia de la temporada de servicio, produce una baja de la inmunidad que permite la

infección activa y por ende los venados adultos forman un grupo más en la diseminación de la enfermedad en el establecimiento.

Además, como por lo general existe la tendencia a colocarlos en los mismos potreros año tras año, se puede inferir que la carga de esos potreros se multiplicará continuamente (Baeck y Jiménez. 2000, Suárez, 1994).

La metodología presenta las siguientes alternativas:

- **Tratamientos supresivos:** Debido a su alto costo se aconsejan sólo cuando no queda otra salida, por ejemplo en el caso que los destetes deban ir al mismo potrero que ocupó el destete del año anterior.

Una variante la representan las premezclas medicadas para animales en planteos de suplementación y que brindan algunas ventajas sobre como ser que una vez estabilizado el consumo, se puede enmascarar el medicamento en el total de la ración diaria y distribuir la dosis a través de varios días consecutivos. Presentarían la desventaja del uso limitado influido por las jerarquías en el grupo; la información al respecto es muy diversa pero merece ser tomada en cuenta a futuro debido al gran interés que ha despertado la producción intensiva de carne en los últimos tiempos.

La alternativa más moderna en este sentido apunta a una dosificación permanente del medicamento mediante un dispositivo intrarruminal de liberación continua que protege a los animales por largos períodos que oscilan entre los 6 y 12 meses que serían los ideales para aplicarse. Lamentablemente esta última alternativa no se encuentra disponible en México, a pesar de haber sido ampliamente utilizada en el extranjero.

-
- **Tratamiento epidemiológico:** se basa en utilizar la información epidemiológica de la zona para decidir los tratamientos. Durante otoño-invierno correspondería desparasitar a los destetes cada 30 a 60 días, sin embargo esto puede variar de un campo a otro y de un año a otro según las condiciones climáticas imperantes en la zona (Baeck y Jiménez. 2000, Suárez, 1994).
 - **Control vigilado:** se basa en la comparación de la ganancia de peso entre un lote "libre", que se desparasita mensualmente, y un lote "testigo", que representa al resto del rodeo. Es conveniente que cada uno de estos grupos no sea inferior a 20 animales. Cuando la ganancia de peso de ese mes es un 10% superior en el lote libre, se indica tratamiento a todo el rodeo. Este método funciona bien para campos que no tengan una carga parasitaria demasiado alta. Se puede complementar con el uso del análisis de huevos Por gramo de materia fecal (hpg) (Baeck y Jiménez. 2000, Suárez, 1994).
 - **Control integrado:** en este caso el objetivo es combinar los tratamientos con movimientos de animales que garanticen potreros limpios a fin de prolongar al máximo el efecto del tratamiento. Así al destete, se debería desparasitar y mandar los animales a una "pastura segura". Este sistema dependerá de la disponibilidad de potreros y del tipo de empresa agropecuaria (Baeck y Jiménez. 2000, Suárez, 1994).

CONCLUSIONES

Para el diagnóstico de las parasitosis es indispensable la aplicación de métodos que permitan el hallazgo y la identificación de los parásitos adultos, como en el caso de los helmintos, ejemplares enteros o partes sexuadas como los proglótidos; entre los protozoos, trofozoitos, o bien o en sus formas de transmisión: quistes, oocistos, huevos, y/ o larvas.

La mayoría de los parásitos de los animales se encuentran en el intestino. Su diagnóstico se lleva a cabo mediante análisis coproparasitológicos, que consisten en aplicar un conjunto de técnicas o métodos de identificación y evaluación de parásitos y formas parasitarias que se eliminan por las heces.

PARÁSITOS MÁS COMUNES EN VENADO COLA BLANCA		
NOMBRE COMUN	PARÁSITO	SIGNOLOGÍA
PROTOZOARIOS	<i>Eimeria</i> spp	Fiebre, diarrea, estrías de sangre, heces mucoides.
NEMATODOS	<i>Haemonchus</i> spp <i>Ostortagia</i> spp <i>Trichostrongylus</i> spp <i>Strongyloides</i> spp <i>Cooperia</i> spp <i>Oesophagostomum</i> spp	Diarrea sanguinolenta, anemia, anorexia, deshidratación, emaciación.
CESTODOS	<i>Moniezia</i> spp	Anemia, diarrea, emaciación, inmunosupresión.
TREMATODOS	<i>Fasciola hepatica</i>	Trastornos digestivos, hepáticos y nutricionales

Actualmente la producción animal, debe atender la creciente demanda de productos de origen animal para el consumo humano en expansión; la tendencia general es producir mas y de mejor calidad, en condiciones económicas aceptables, en el marco de una ganadería ecológicamente sostenible, que permita cubrir las necesidades humanas, lo implica la incorporación al proceso productivo de criterios económicos, sociales y ambientales.

El papel negativo de las enfermedades en la producción ganadera diversificada es aceptada de manera general, a pesar de que no hay un cálculo exacto de las repercusiones económicas, todo esto depende de factores variantes (ecológicos, comerciales, sociales, etc.) y nunca se lleva un estudio riguroso sobre esta problemática.

Algunos procesos parasitarios alcanzan tasas importantes de mortalidad, si no se procede a aplicarse medidas preventivas oportunas.

Es de vital importancia conocer que un importante número de parásitos causan zoonosis, es decir, enfermedades transmisibles naturalmente de los animales a humanos y viceversa.

Para hacer frente a las parasitosis, es necesario aplicar sustancias que ayuden al control o tratamiento y posteriormente a la prevención de enfermedades parasitarias.

BIBLIOGRAFÍA.

1. Aguilar, M. G.; Guerrero S.. 2000. Venado cola blanca (*Odocoileus virginianus* Zimmerman, 1780). Serie fauna de Jalisco: Especies de importancia económica. SEDER- Gobierno de Jalisco. Enero. 2000. 18 pp.
2. Baeck, J.; Jiménez. J Oeste Ganadero, 2(7): 2000. pp. 23-30
3. Bavera, G. A. 2004. Producción bovina de carne; control de enfermedades parasitarias. [en línea]. Depto. Producción Animal Facultad de Agronomía y Veterinaria, Universidad Nacional de Río Cuarto, Río Cuarto, provincia de Córdoba, República Argentina.
http://www.produccionbovina.com/informacion_tecnica/parasitosis/24-lombrices.htm [Consulta: 30 Octubre 2005]
4. Boever, W. Cervidae. In: Fowler, M. E. *200 and Wild Animal Medicine*. 2da ed. Saunders. Philadelphia, Pennsylvania. 1986. Pp. 990-1010.
5. Blood, D.C. & O.M. Radostits. Medicina Veterinaria. México. 7ma. Ed. McGraw-Hill INTERAMERICANA. 1989. 1502 p.
6. Carrillo, M. F. 1987. Políticas sobre la administración del venado cola blanca en cautiverio. Rev. Universidad Autónoma. pp. 162:78-85.
7. Ceballos, G. 1993. Especies en peligro de extinción. Pp. 5-10. En: Flores, O. Y Navarro, A. S. Biología y problemática de los vertebrados en México. REVISTA CIENCIAS. Número especial N°. 7 UNAM. México.
8. Códice Tro- cortesiano. 400- 800 d. C. Aproximadamente. Pág. 46. CULTURA MAYA. Península de Yucatán, México.

9. Cordero, C. *Et al.* 1999. Parasitología Veterinaria. McGraw- Hill INTERAMERICANA. España. pp. 155-182, 451- 602.
10. Continuing Education Units (CEU). 2005. [En línea]. The Centers for Disease Control and Prevention. International Association for Continuing Education and Training and awards .15 Continuing Education Units (CEUs).
www.dpd.cdc.gov/Coccidians/body_eimeria.htm [Consulta; 2 Agosto 2005]
11. CPHVA. Toxocariasis. [en línea]. 2005. Community Practitioners' and Health Visitors' Association (CPHVA). All rights reserved © Healthcare A2Z Ltd (a company limited by guarantee).
<http://www.healthcare2z.org/dfactsheet.aspx/81/Toxocariasis+/>
[Consulta: 28 Noviembre 2005].
12. Domínguez, J., F. Victoria & J. Ramírez. 1988. Estudio preliminar de las parasitosis gastrointestinales que afectan al venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) criado en las condiciones de Yucatán. Resumen del VIII Congreso Nacional de Parasitología. Universidad Autónoma de Hidalgo. Escuela de Medicina. C.E.U.N.I. 11-13 de Octubre. Pachuca, Hidalgo. México. 179 p.
13. Departamento de parasitología. 2000. Manual de prácticas de laboratorio de parasitología. FMVZ – UNAM. México. Pp. 155
14. Drugueri, L. *Et al.* Parasitología Veterinaria (Parte 1). [en línea]. En : Parasitología y Enfermedades Parasitarias, Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad de Buenos Aires (Argentina 2002).
<http://zoetecnocampo.com/>. [Consulta: 2 Octubre, 2005].

-
15. ESPN Copyright © 2005. Especies Animales; Venado. [en linea]
http://espn.go.com/outdoors/tips/s/g_enc_withetailed_deer.html
http://espn.go.com/outdoors/tips/s/g_enc_mule_deer.html
Google.com. Images venado bura . pag. 3. [Consulta: 30 Octubre, 2005].
16. Galindo- Leal, G., Weber, M. El venado de la sierra madre occidental; Ecología, manejo y conservación. EDICUSA- CONABIO. 1998. Pp. 10.35.
17. González, I. L. L. Determinación de *fasciola hepatica* en cérvidos de algunas granjas en México. 2000. (Tesis Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia) FMVZ- UNAM. México, D. F. 20 pp.
18. González M. A. P. Presencia de nematodos gastrointestinales en diferentes especies de ciervos en México. 2000. (Tesis Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia) FMVZ- UNAM. México, D. F. 23 pp.
19. Hall, R. E. *The Mammals of North America*. Vol II. 1991. Ronald Press. Kansas. 1200 pp.
20. Jaimes, B., A. Orozco y V. Rodríguez. 1993. Análisis de excretas del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) para la detección de nemátodos endoparásitos gastrointestinales del Parque El Ocotal. XI Simposio Nacional y I Simposio Internacional de Fauna Silvestre. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, UMKA y Gobierno del Estado de Tabasco. Tabasco, México. 231 p.
21. Lavín, G. S. Transmisión de enfermedades entre rumiantes silvestres y domésticos. Publicado en: Alonso Díez AJ, González Montaña JR, Rojas López J. Congreso de la Sociedad Española de Medicina Interna Veterinaria [cd-rom]. León: Universidad de León, 2002; pp. 53-62. ISBN 84-7719-810-1.

-
22. Leopold, A. S. *Fauna silvestre de México*. 1959. Pax-México-IMERNAR. México. 600 pp.
23. Medellín, R. A. & A. L. Gardner. 1998: The taxonomic status of the Yucatán brown brocket, *Mazama pandora* (Mammalia: Cervidae) .- Proc. Biol. Soc. Washington 111: 1-14.
24. Montes, R. *et al.* 1998. Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal de venados cola blanca *Odocoileus virginianus* (Artiodactyla: Cervidae) en cautiverio en Yucatán, México. FMVZ- UADY.
25. Moreno. 1995 Simposium sobre fauna silvestre. Chetumal Quintana Roo. México.
26. Murray *et al.* Medical Microbiology. [en línea]. 2004. 3rd ed. University of South Carolina. pp 646-660. DPDx Parasite Image Library. Centers for Disease Control (CDC) <http://www.med.sc.edu:85/parasitology/nematodes.htm> [Consulta: 28 Noviembre 2005].
27. Nolan, T. Eggs, larvae and cysts of Parasites. [en línea]. 2004. © University of Pennsylvania. Copyright 1995-2001. University of Pennsylvania School of Veterinary Medicine. CAL '97 & '98 project. <http://cal.vet.upenn.edu/index.html> [Consulta: 28 Noviembre 2005].
28. Olvera, G. A. A. Manual de manejo del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en cautiverio. 1991. (Tesis de licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México). Cuautitlán, Estado de México. México.

-
29. Quiroz, H. Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. LIMUSA. México, D. F. 1989. 876 p.
30. Rivera, M. M. Identificación y cuantificación de helmintos gastrointestinales del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en un rancho cinegético del estado de Nuevo León. 1991.(Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.). México.
31. Roa, R. M. 1986. El venado cola blanca como animal de zoológico. I Simposio sobre el venado en México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F. México. 201 p.
32. Sánchez, R. R., *et al.* 2003. Principios Básicos para el manejo del venado cola blanca. INIRENA -UMSNH. México. 30 pp.
33. Soulsby, E. J. L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. NUEVA INTERAMERICANA, México, D. F. México. 823 pp.
34. Suárez, V. 1994. Los parásitos internos del bovino en la región semiárida y subhúmeda pampeana ¿cómo controlarlos? URISA INTA EEA Anguil, La Pampa. 45 pp.
35. Villarreal, G. J. G. 2000. Venado Cola Blanca; Manejo y aprovechamiento cinegético. UGRNL- UNGADI.. México.. Págs. 11- 30.
36. Weber, M. 1993. Ganadería de ciervos: ¿Alternativa de producción animal o amenaza a la conservación de la fauna nativa? Agrociencia Serie RNR. 3: pp. 99-112.

37. Woolf, A. & J. Harder. 1979. Population dynamics of a captive white-tailed deer herd with emphasis on reproduction and mortality. Wildl. Monogr. 67:5-53.