



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

“FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN  
HECES DE VENADO COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*)  
PERTENECIENTES A UNIDADES DE MANEJO PARA LA CONSERVACIÓN  
DE LA VIDA SILVESTRE (UMA) DEL ESTADO DE MORELOS.”

# TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA  
SARA GABRIELA BARRANCO VERA

ASESORES:  
M EN C. TRINIDAD BELTRÁN LEÓN  
MVZ GUSTAVO ORTIZ MEZA



Toluca, México abril de 2016

“Frecuencia de parásitos gastrointestinales en heces de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) pertenecientes a unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA) del Estado de Morelos.”

## RESUMEN

El venado cola blanca es una especie de gran valor ecológico, económico y social, la relevancia que ha adquirido en los múltiples rangos debe guiar a la búsqueda de un conocimiento más amplio sobre este ciervo; las parasitosis representan una de las patologías más comunes en todas las especies animales y por tanto un tema a evaluar en el venado a fin de determinar los agentes que pudieran afectar la salud del animal y representar por tanto detrimentos en el aprovechamiento de la especie bajo los nuevos modelos de UMAs.

En el presente trabajo se realizó el diagnóstico de laboratorio a través de las técnicas de sedimentación y flotación, esta última ayudando a la identificación de los siguientes géneros parasitarios *Eimeria spp.*, *Ostertagia spp.*, *Cooperia spp.*, *Moniezia spp.*, *Haemonchus spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Trichuris spp.* y *Capillaria spp.* géneros que ya en trabajos previos se han reportado.

A pesar de que las muestras fueron obtenidas de cuatro unidades de manejo en tres distintos momentos durante la investigación, no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los meses de muestreo y el número de muestras positivas, aunque bien la curva de positividad si mostro un ascenso.

En el planteamiento original del trabajo se esperaba que un 50% del total de las muestras fueran positivas al menos a un género parasitario, al realizar el análisis de los resultados se obtuvo que el 49% de las muestras resultaron positivas, obteniendo valores muy cercanos a los propuestos.

El uso de este tipo de técnicas diagnósticas debe de considerarse como una herramienta útil en la elaboración de planes de manejo del venado los cuales permitan crear calendarios de desparasitación adecuados reflejando el óptimo aprovechamiento de la especie, pudiendo colaborar así, en la producción de proteína de calidad en pro de la búsqueda de una autosuficiencia alimentaria en el país.

## ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	3
2.1 Biología del venado cola blanca .....	3
2.1.1 Taxonomía .....	3
2.1.2. Morfología .....	3
2.1.3 Subespecies y distribución.....	4
2.1.4 Alimentación.....	5
2.1.6 Comportamiento Social .....	7
2.1.7 Hábitos .....	7
2.1.8 Hábitat.....	7
2.1.9 Señales de campo.....	8
2.1.10 Importancia de la especie .....	8
2.1.11 Aprovechamiento de la especie .....	9
2.2 Parásitos gastrointestinales en el venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> ) .....	11
2.3 Descripción parasitaria .....	14
2.3.1 Protozoos .....	14
2.3.2 Trematodos .....	15
2.3.3 Cestodos .....	16
2.3.4 Nematodos.....	16
2.4 Identificación al microscopio. ....	19
III. JUSTIFICACIÓN .....	21
IV. HIPÓTESIS.....	22
V. OBJETIVOS.....	23

VI. MATERIAL .....	24
VII. MÉTODO .....	25
VIII. LÍMITE DE ESPACIO.....	27
IX. LÍMITE DE TIEMPO.....	29
X. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	30
XII. CONCLUSIONES .....	37
XIII. SUGERENCIAS.....	38
XIV. LITERATURA CITADA.....	39
XV. ANEXOS.....	48

### ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1 Taxonomía del Venado cola blanca (Odocoileus virginianus ) (ITIS, 2014).</i> .....	3
<i>Tabla 2 Parásitos descritos para Venado cola blanca (Odocoileus virginianus )</i>	11

### ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1 Modelo de distribución de las subespecies de venado cola blanca de Hall (1981), sumándose a los principales tipos de vegetación propuestos por Rzedowski& Reyna-Trujillo (1990) (Mandujano et al., 2010).....	5
Fig.2 Trofozoítos de Giardia (Zajac & Conboy, 2006) .....	14
Fig.3 Ooquistes de Eimeria spp. (Fuente original, 2015) .....	14
Fig.4 Ooquistes de Cryptosporidium (Bowman, 2011) .....	15
Fig.5 Fasciola hepatica (Taylor et al., 2007).....	15
Fig.6 Moniezia spp. (Taylor et al., 2007). .....	16
Fig.7 Cooperia spp. (Taylor et al., 2007). .....	16
Fig.8 Haemonchus contortus (Taylor et al., 2007).....	17
Fig.9 Ostertagia spp. (Taylor et al., 2007). .....	17
Fig.10 Oesophagostomum spp. (Taylor et al., 2007). .....	17
Fig.11 Strongyloides papillosus (Taylor et al., 2007).....	18

Fig.12 Trichuris spp. (Taylor et al., 2007)..... 18

Fig.13 Trichostrongylus spp. (Taylor et al., 2007). ..... 18

Fig.14 Capillaria spp. (Taylor et al., 2007)..... 19

Fig.15 Ubicación del estado de Morelos en la Republica (CONABIO y UAEM, 2004) el mapa regional superior señala las zonas de muestreo denotadas con estrellas ..... 27

Fig.16 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 1 realizado en el mes de abril..... 30

Fig.17 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 2 realizado en el mes de junio..... 30

Fig.18 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 3 realizado en el mes de agosto..... 31

Fig.19 Porcentaje de muestras positivas y negativas en el total de muestras obtenidas durante el estudio. .... 36

Fig. 20 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Tepoztlán. .... 36

Fig. 21 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Ahuatepec..... 36

Fig. 22 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Nepopualco..... 36

Fig. 23 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad El Tesoyo..... 36

Fig. 24 Porcentaje de muestras positivas a los distintos parásitos gastrointestinales determinados en el estudio. .... 36

## I. INTRODUCCIÓN

Los venados conforman uno de los grupos animales más característicos de bosques, selvas y matorrales mexicanos (Mandujano *et al.*, 2010b), estos se agrupan en cuatro especies nativas: el temazate rojo (*Manzama temama*), el temazate café (*Manzama pandora*), el venado bura (*Odocoileus hemionus*) y el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) (Gallina *et al.*, 2007).

El venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) representa el grupo más numeroso de mamíferos del Norte y Centro América (Mandujano *et al.*, 2010a), sin estimaciones precisas, probablemente en todo el continente americano existan entre 8 y 15 millones de individuos (Rámirez, 2012); constituyendo por tanto una especie de gran interés cinegético, cultural y un importante recurso alimenticio (Gallina *et al.*, 2007).

Su adaptación, tamaño y amplia distribución, además de la calidad de su carne para el consumo humano y la estética de sus astas, han hecho de este ciervo una de las especies más manejadas en forma intensiva y extensiva en México bajo los modelos de UMA (Galindo & Weber, 1998; Villarreal, 2013); de igual forma, es la especie más estudiada de venados, pues abarca el 75% del total de trabajos de investigación sobre ciervos en el país (Gallina *et al.*, 2007).

En palabras de Owen (2000): “El venado es el animal cinegético más abundante, más intensamente cazado, más ampliamente estudiado y más vastamente distribuido”.

A pesar del éxito de la especie, es posible que al igual que en otras partes del mundo, en México gran parte de la diversidad biológica se pierda a consecuencia de las enfermedades que atacan a la fauna silvestre (Suzán *et al.*, 2000). La mayoría de los animales silvestres son hospedadores de distintos tipos de enfermedades, así como diferentes especies de parásitos, pero estos no suelen verse afectados a menos que se presente alguna situación que debilite su sistema inmune tales como, la edad, desnutrición, estrés, entre otras (Cañizales & Guerrero, 2010).

El papel negativo de las enfermedades en los animales silvestres es aceptado de manera general, a pesar de no existir un cálculo exacto de las repercusiones que estas generan (Tzintzun, 2006); las parasitosis en particular, representan uno de los principales problemas de salud en los animales ya que no existe ninguna etapa de su desarrollo que no sea susceptible de padecerlas (Zárate, 2009). Por ello desde hace tiempo, los administradores de la vida silvestre han buscado conocer la ecología de las enfermedades y parásitos que afectan al venado cola blanca (Campbell, 2009).

Es por tanto el objetivo de este estudio determinar la frecuencia de las parásitos gastrointestinales en el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*)

pertenecientes a UMAs del estado de Morelos, lo anterior con el fin de apoyar la creación de planes de manejo apropiados, en los que puedan verse reflejadas las ventajas de la cría de la especie; contribuyendo a la creación de una Autosuficiencia Alimentaria en el país, teniendo en cuenta el papel que podrían tener estas unidades como fuente de alimento para la población.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Biología del venado cola blanca

#### 2.1.1 Taxonomía

La clasificación taxonómica del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) según la Integrated Taxonomic Information System (ITIS) se ejemplifica a continuación:

Reino	<i>Animalia</i>
Filo	<i>Chordata</i>
Subfilo	<i>Vertebrata</i>
Clase	<i>Mammalia Linnaeus, 1758</i>
Orden	<i>Artiodactyla Owen, 1848</i>
Familia	<i>Cervidae Goldfuss, 1820</i>
Género	<i>Odocoileus Rafinesque, 1832</i>
Especie	<i>Odocoileus virginianus (Zimmermann, 1780)</i>

Tabla 1 Taxonomía del Venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) (ITIS, 2014).

#### 2.1.2. Morfología

Determinar las características morfológicas del venado cola blanca dependerá de la subespecie con la que se esté tratando (Mandujano *et al.*, 2014a), las características del cráneo son el principal criterio para diferenciarlas (Logan *et al.*, 2006), además de diferencias sutiles en la coloración del pelo, el tamaño de las extremidades y el tamaño y forma de las astas; aunque bien, la coloración por estación, la variación individual, las características hereditarias, la nutrición y la edad de los individuos tienden a esconder diferencias que pudieran presentarse (Vaughan & Rodríguez, 1995; Ramírez, 2012).

En general, se ha reportado que poseen una talla de mediana a grande, los machos con pesos entre 34 a 180 kg y las hembras de 22.5 a 112.5 kg. Su altura varía de 91 a 107 cm (Ramírez, 2012); aunque autores como Fowler & Cubas (2001) y Ojasti (1993) plantean rangos más específicos con un peso promedio de 50 kg, una altura de alrededor de 67 cm y una longitud total promedio de 144 cm.

Otras características de este cérvido son: un cuello largo y relativamente grueso, patas largas, hocico alargado (Álvarez & Medellín, 2005) y orejas relativamente largas y angostas (Henríquez, 2008). El pelaje varía de café rojizo a café grisáceo en la parte dorsal del cuerpo, dependiendo de la localidad y la época del año (Ramírez, 2012). El pelaje es blanco en las partes ventrales, garganta y una banda alrededor del morro y de los ojos (Álvarez & Medellín, 2005). Su cola es de color café oscuro por la parte superior y blanco por la inferior (Aranda, 2012). Las crías nacen de color café oscuro rojizo y presentan manchas o rayas blancas en el dorso que conservan hasta los tres o cinco meses de edad.

Los machos presentan astas ramificadas, bicotómicas en forma de una rama basal de la que salen las puntas, las cuales van aumentando de ramificación a medida

que envejecen, por ello, en animales jóvenes se presentan astas sencillas, sin ramificar (Henríquez, 2008; Aranda, 2012).

### 2.1.3 Subespecies y distribución

Las subespecies son grupos de individuos de una misma especie que por condiciones particulares como el clima, topografía, y posición geográfica adquieren características morfológicas particulares como los son el tamaño, coloración del pelaje, tamaño y forma de las astas y demás rasgos que los diferencian de los individuos de otras subespecies (Villarreal, 2009).

Se conocen principalmente 38 subespecies de venado cola blanca para el continente americano: 30 subespecies para la parte norte y centro del continente y 8 subespecies para la parte sur. En México se calcula que existe 14 de las 30 subespecies de las reportadas en el centro y norte del continente (Mandujano *et al.*, 2010a; Villarreal, 2009; Ramírez, 2012), Las 14 subespecies mexicanas reciben los nombres de: cola blanca de Acapulco (*Odocoileus virginianus acapulcensis*), cola blanca de la Sierra del Carmen (*Odocoileus virginianus carminis*), cola blanca Coues o de Arizona (*Odocoileus virginianus couesi*), cola blanca Mexicano (*Odocoileus virginianus mexicanus*), cola blanca de Miquihuana (*Odocoileus virginianus miquihuanensis*), cola blanca de Chiapas (*Odocoileus virginianus nelsoni*), cola blanca de Oaxaca (*Odocoileus virginianus oaxacensis*), cola blanca de Sinaloa (*Odocoileus virginianus sinaloae*), cola blanca Texano (*Odocoileus virginianus texanus*) cola blanca de las tierras bajas de México (*Odocoileus virginianus thomasi*), cola blanca de las selvas lluviosas tropicales (*Odocoileus virginianus toltecus*), cola blanca de Nicaragua (*Odocoileus virginianus truei*), cola blanca de Veracruz (*Odocoileus virginianus veraecrusis*) y cola blanca de Yucatán (*Odocoileus virginianus yucatanensis*) (Villarreal, 2009).

Ocho de las subespecies antes mencionadas son endémicas del país, las cuales son: cola blanca de Acapulco (*Odocoileus virginianus acapulcensis*), cola blanca Mexicano (*Odocoileus virginianus mexicanus*), cola blanca de Miquihuana (*Odocoileus virginianus miquihuanensis*), cola blanca de Oaxaca (*Odocoileus virginianus oaxacensis*), cola blanca de Sinaloa (*Odocoileus virginianus sinaloae*), cola blanca de las selvas lluviosas tropicales (*Odocoileus virginianus toltecus*), cola blanca de Veracruz (*Odocoileus virginianus veraecrusis*) y cola blanca de Yucatán (*Odocoileus virginianus yucatanensis*) (Villarreal, 2002).

En todo el territorio mexicano, exceptuando algunas regiones del norte de Sonora, el desierto de Chihuahua y la península de Baja California existe al menos una especie de venado (Mandujano, 2011a; Aranda, 2012).

Mandujano, *et al.*, (2010a) ejemplifican la distribución de las subespecies a lo largo del territorio nacional propuestas con anterioridad, sumándose al tipo de vegetación presente en las regiones en que estos se encuentran (Figura 1).



Fig. 1 Modelo de distribución de las subespecies de venado cola blanca de Hall (1981), sumándose a los principales tipos de vegetación propuestos por Rzedowski & Reyna-Trujillo (1990) (Mandujano *et al.*, 2010a).

#### 2.1.4 Alimentación

El conocimiento de las adaptaciones fisiológicas del venado tales como la dentición especializada para cortar y moler material vegetal (Owen, 2000) o bien su sistema digestivo policavitario, además de las prácticas alimenticias en diferentes hábitat (Aguilera *et al.*, 2013); han permitido establecer la gran capacidad de aclimatación de la especie a distintos tipos de dietas dependiendo del espacio geográfico y la época del año en que se encuentren (Vaughan & Rodríguez, 1995; Aguilera *et al.*, 2013; Mandujano *et al.*, 2014b).

El venado cola blanca es considerado un herbívoro ramoneador, entre su dieta se encuentran ramas tiernas de arbustos, líquenes, follajes, pastos, hongos, nueces, (Ramírez, 2009; Ramírez, 2012) de manera oportunista, frutas que caen, flores, semillas y cortezas (Mandujano *et al.*, 2002; Henríquez, 2008).

Estudios realizados en la república menciona el consumo de: pochote (*Ceiba parvifolia*), órgano (*Pachycerus weberii*), ciruelo (*Spondias purpurea*), nopales (*Opuntia sp.*) (Villarreal *et al.*, 2011) cigarrillo (*Euphordia schlechtendalii*), cubata (*Acacia cochliacantha*), mauto (*Lysiloma divaricata*) (Hernández *et al.*, 2011), cocolmea (*Smilax pringlei*), arrayán (*Psidium sartorianum*), palo de agua (*Dendropanax arboreus*) (Aguilera *et al.*, 2013), pintadillo (*Caesalpinia eriostachys*), rascadera (*Acalypha sp.*), quina (*Croton sp.*), jonote (*Heliocarpus pallidus*), farolitos (*Serjania brachycarpa*), ramón u ojoche (*Brosimum alicastrum*)

(Silva *et al.*, 1999) además de muchos otros arbustos de la familia *Fabaceae* (Ramírez, 2009). Sin embargo, la lista de las especies consumidas por el venado es extensa, tan solo Arceo, *et al.*, (2005) mencionan 82 tipos de plantas distintas consumidas por cola blanca en un bosque seco tropical.

Por otra parte, se ha determinado que la obtención de agua por parte de estos ruminantes no solo proviene de afluentes de agua, si no, que existen fuentes alternativas del líquido como el rocío, y el agua contenida en hojas y frutos que consumen (Mandujano *et al.*, 2002).

Owen (2000) menciona que los requerimientos diarios de un animal adulto son: un litro de agua y 2.5 kg de forraje natural por cada 50 kg de peso aproximadamente, teniendo en consideración que el consumo de agua se relaciona directamente con el tipo de alimento que estos consuman.

### 2.1.5 Reproducción

Los machos alcanzan su madurez física y el máximo desarrollo de sus astas entre los cuatro y cinco años de edad (Álvarez & Medellín, 2005). Las hembras por su parte consiguen su tamaño máximo entre los 2.5- 3.5 años de edad (Vaughan & Rodríguez, 1995). La madurez sexual se alcanza alrededor del año y medio de edad para ambos sexos, participando entonces de la reproducción (Villarreal, 2013).

La reproducción puede ocurrir a lo largo de todo el año, con picos de apareamiento dependiendo del área de distribución (Álvarez & Medellín, 2005), suele acontecer en la estación lluviosa (siendo más temprano en las regiones tropicales, y más tardío en las zonas áridas, templadas y frías) (Henríquez, 2008). En los trópicos, la temporada de reproducción tiene lugar entre junio y febrero (Henríquez, 2008), mientras que al noreste del país la época de reproducción abarca los meses de diciembre y enero (Villarreal, 2013). Las hembras son poliestricas estacionales, el período de estro presenta un ciclo de 28 días aproximadamente, con una duración de 24 horas, prolongándose hasta por tres o cuatro días en algunos casos (Rámirez, 2012; Owen, 2000).

Una hembra tiene una camada anualmente que puede variar de una a dos crías, ocasionalmente tres (Aranda, 2012). El periodo de gestación es de 187 a 222 días, 202 en promedio (Gallina *et al.*, 2010); se han encontrado diferencias en la duración de la gestación dependiendo del número de crías al momento del parto (197 días cuando es un cervatillo 200 días en promedio cuando son dos) (Mandujano *et al.*, 2014b).

En vida libre su promedio de vida oscila entre 7.5 y 10 años (Henríquez, 2008) (Villarreal, 2013) pero se estima que puedan llegar a vivir alrededor de 20 años (Álvarez & Medellín, 2005).

### 2.1.6 Comportamiento Social

El venado cola blanca no tiene hábitos gregarios (Villarreal, 2013); la unidad social básica está compuesta por una hembra adulta, su hija y las dos crías de la temporada más reciente (Álvarez & Medellín, 2005), es común también que se agrupen dos o más machos adultos o jóvenes, en épocas que no corresponden al periodo de apareamiento (Aranda, 2012).

Otra de las características de comportamiento de la especie, es que al sentirse amenazado corren con la cola levantada exponiendo su superficie inferior nívea, lo que sirve de señal de peligro para otros venados (Owen, 2000).

### 2.1.7 Hábitos

El venado es crepuscular en su patrón de conducta (Rámirez, 2012) con mayor actividad al amanecer y al atardecer (Vaughan & Rodríguez, 1995; Gallina *et al.*, 1998; Owen, 2000).

Gallina *et al.*, (1998) comprobaron en un estudio al noroeste de México que los venados pasan un mayor porcentaje de su tiempo echados, siendo mayor en los machos que en las hembras que demostraron ser más activas. Estos suelen descansar en echaderos superficiales localizados en sitios con densa vegetación herbácea o arbustiva, asociada a pendientes pronunciadas o terrenos de difícil acceso (Henríquez, 2008), sin embargo, estos patrones de actividad se ven influidos por la época del año, periodos reproductivos, acceso al agua y alimento disponible (Gallina *et al.*, 1998).

### 2.1.8 Hábitat

El hábitat se define como el lugar donde vive un organismo, que permite la interrelación con otros y que es capaz de cubrir sus necesidades. Las necesidades básicas descritas para el venado cola blanca por Fullbright & Ortega (2007) son alimento, cobertura, espacio y agua. Se encuentra prácticamente en todos los tipos de hábitats, siempre que estas asociaciones ecológicas satisfagan sus requerimientos básicos (Rámirez, 2012; Vaughan & Rodríguez, 1995).

Medina *et al.*, (2008) mencionan que las interacciones entre el tipo de vegetación, la pendiente, la altitud y la distancia al agua son factores biofísicos del hábitat que influyen de manera significativa en la selección de los sitios de mayor o menor uso para los venados. De la misma forma, la mayor o menor actividad antropogénica y sus derivaciones determinaran el uso del hábitat para la especie (Medina *et al.*, 2008; Flores *et al.*, 2013; Ramos *et al.*, 2013).

Los tipos de vegetación ocupados por esta especie pueden ser: bosques templados y tropicales, bosques perennifolios, bosques mesófilos, pastizales templados, chaparrales, desiertos, bosque tropical caducifolio, matorral xerófilo entre otros (Álvarez & Medellín, 2005; Ortiz *et al.*, 2005; Mandujano *et al.*, 2010a; Medina *et al.*, 2008). Mandujano (2010) menciona que 12 de las 14 subespecies de cola blanca ocupan dentro de su área de distribución el bosque tropical seco o

selva baja caducifolia, indicando que este tipo de vegetación es la más ocupada por la especie.

Los ámbitos hogareños del venado (entendidos como el área donde un venado vive y se moviliza) (Villarreal, 2013), pueden abarcar entre 5 y 8 km<sup>2</sup> en vida libre (Vaughan & Rodríguez, 1995) aunque, estudios realizados en las zonas áridas de Nuevo León y Coahuila determinaron ámbitos hogareños de 230 hectáreas en épocas reproductivas y 166 hectáreas ( $P < 0.05$ ) en época de crianza (Bello *et al.*, 2001).

#### 2.1.9 Señales de campo

La determinación de señales que indiquen la presencia de animales en vida libre y las zonas en que estos se localizan es de suma importancia para determinar especies, poblaciones, entre otros parámetros relevantes en los estudios de campo. En cérvidos se describen señales como:

a) Huellas: Las huellas de las manos y las patas son básicamente del mismo tamaño y pueden medir entre 5 y 6.5 cm de largo por 3 a 5 cm de ancho (Rámirez, 2012). En ocasiones las huellas aparecen encimadas, por lo que puede resultar difícil distinguir que en realidad son dos, e incluso esto puede permitir que las huellas se aprecien como una más alargada. Se pueden encontrar sobre los caminos y en cualquier sitio donde el terreno lo permita (Aranda, 2012).

b) Excretas: Las heces están constituidas de materia vegetal de forma y tamaño variables, aunque rara vez pasan de 1.5 cm de largo. Pueden aparecer sueltas o compactas en bultos más grandes (Rámirez, 2012). Los grupos de excretas se encuentran en cualquier sitio, más frecuentemente sobre sus senderos o en los sitios de alimentación, pero no sobre los caminos a menos que éste sea muy poco utilizado (Aranda, 2012).

c) Otros rastros: Entre éstos están los echaderos donde descansan, los cuales están localizados en sitios con tupida vegetación. También se encuentran arbustos muy ramoneados, desprovistos de follaje o corteza hasta una altura de 1.5 m de altura (Aranda, 2012). Además, los machos al finalizar el desarrollo de las astas y perder el terciopelo que los cubre tallan sus astas contra troncos de árboles pequeños y arbustos que quedan con la corteza raspada en un tramo de unos 50 cm (Rámirez, 2012). Cuando un venado se alarma emite un fuerte resoplido que puede ser escuchado desde cierta distancia, incluso sin que el venado sea visto.

#### 2.1.10 Importancia de la especie

En diversos sentidos el venado y su manejo tienen una gran importancia ecológica, económica y social (Ojasti, 1993; Vaughan & Rodríguez, 1995; Mandujano *et al.*, 2010b; Henríquez, 2008).

Los beneficios ecológicos del manejo del venado y su hábitat se han traducido en servicios ambientales como: conservación del suelo, agua y biodiversidad (Villarreal *et al.*, 2011).

La importancia económica por su parte, se ve reflejada en el incremento de las tasas de ingreso y empleo regional en zonas en la que este es aprovechado (Villarreal *et al.*, 2011; Mandujano *et al.*, 2010b) además del papel en la economía debido al consumo de su carne.

Los beneficios sociales se visualizan no solo en la supervivencia de costumbres relacionadas con la especie en los pueblos indígenas (Mandujano *et al.*, 2010b) sino en aspectos alimenticios pues representa una buena fuente de proteína animal (Montesinos & Velarde, 2003).

#### 2.1.11 Aprovechamiento de la especie

A lo largo de los años el aprovechamiento de la especie ha tenido múltiples variantes, actualmente los modelos de unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA), implementadas desde hace unos 15 años después del decreto de la Ley General de Vida Silvestre en el año 2000, han presentado un gran auge; existen en el país unas 11000 unidades que cubren alrededor de 32 millones de hectáreas de ecosistemas naturales de bosques, matorrales y selvas (Robles, 2009; Ortega *et al.*, 2014).

Es importante describir los dos tipos existentes de UMAs, (intensivas y extensivas) más allá de la importancia en el aprovechamiento de la especie y el auge de estas unidades; como fuente de estudio de esta investigación. Las unidades de manejo intensivas, son modelos parecidos a criaderos, en donde las especies se encuentran en encierros y se busca reproducirlas bajo condiciones controladas, mientras que, en las unidades de manejo extensivas, las especies se encuentran en libertad y pueden ser aprovechadas de manera tradicional mediante ecoturismo, cacería deportiva y de sustento (Mandujano *et al.*, 2010b).

Para la especie, en la zona norte de país el modelo de UMA de tipo extensivo ha tenido gran auge y representa una fuente importante de desarrollo socioeconómico derivado principalmente de la caza deportiva (Villarreal, 2013) actividad altamente arraigada en la zona; sin embargo Mandujano (2011b) menciona que la cacería de venado en zonas tropicales tiene también un profundo arraigo, pues esta satisface aspectos alimentarios y de comercio local; de tal modo que el venado cola blanca es la especie de mayor valor cinegético en México (Gallina *et al.*, 2009). Por otra parte las unidades de manejo de tipo intensivo, desarrolladas principalmente en la zona sur y centro del país, no han presentado beneficios tan significativos comparándolas con las unidades de la zona norte; sin embargo la cría en traspatio de animales silvestres entre ellas el venado, es común en algunas comunidades rurales (Montes & Mukul, 2011) pues ésta representa un recurso importante como fuente de proteína animal de calidad para la población en general (Montesinos & Velarde, 2003).

El objetivo principal de la UMA, es la conservación de hábitat natural, poblaciones y ejemplares de especies silvestres; así como también la restauración, protección, reproducción, repoblación, reintroducción, investigación, rescate, resguardo,

aprovechamiento cinegético, exhibición, recreación, colección, rehabilitación, ecoturismo, educación ambiental, y comercial (Reséndiz, 2014).

Reséndiz (2014) señala las ventajas de este tipo de unidades:

- Promueven la conservación, manejo, restauración del hábitat y aprovechamiento de la vida silvestre.
- Las tierras llamadas ociosas pueden ser dedicadas a la conservación, generando bienes y servicios ambientales de incalculable valor.
- No limitan las actividades tradicionales de agricultura y ganadería intensivas y promueven la diversificación productiva.
- Contribuyen al desarrollo económico de las zonas rurales, validando todas aquellas actividades productivas relacionadas con la vida silvestre, bajo un plan de manejo.
- Contribuye al conocimiento de la naturaleza y refuerzan la educación ambiental.

#### 2.1.11.1 El papel del aprovechamiento del venado cola blanca en el desarrollo de la Autosuficiencia Alimentaria en México

La FAO (2002) menciona que la autosuficiencia alimentaria se alcanza cuando se satisfacen las necesidades alimenticias de una región mediante la producción local.

En México desde hace unos 20 años se ha originado una creciente dependencia alimentaria; actualmente se importa más de lo que se exporta en alimentos (Cota, 2014). Los retos a los que se enfrenta el país para combatir este déficit son: aumentar la productividad del campo, que se obtengan precios justos por la producción (Rojo, 2014), y crear mecanismos de financiamiento para todas las formas de producción presentes en la sociedad mexicana (Gama, 2014); conservando el agua, suelo y biodiversidad.

En palabras de Tzintzun (2006): la producción animal y de alimentos, debe atender la creciente demanda de productos para el consumo humano, la tendencia general es producir más de mejor calidad, en condiciones económicas aceptables, y en un marco ecológicamente sostenible.

Englobar todos estos aspectos representa un gran reto; la Ley de Desarrollo Rural Sustentable es uno de los intentos por prevenir la creciente dependencia alimentaria; se basa en la planeación y organización de la producción agropecuaria y de otros bienes y servicios, procurando el uso óptimo, la conservación y el mejoramiento de los recursos naturales (Pedraza, 2014b). La propia ley establece que el desarrollo rural debe orientarse a la diversificación de las actividades productivas del campo; dentro de la que se incluyen muchos sectores productivos, entre ellos el aprovechamiento de la vida silvestre (Pedraza, 2014; Gama, 2014).

Actualmente los miembros de la recién creada Comisión de Autosuficiencia Alimentaria en el país mencionan: “Estamos convencidos de la megabiodiversidad que posee el país y también somos conscientes del problema de desabasto de alimentos que hoy aqueja a la población. Por ello planteamos la necesidad social, económica y ecológica de abrir nuevas alternativas para aprovechamientos sustentables de vida silvestre, de zonas forestales, mares, lagos y otros ecosistemas” (Pedraza, 2014a).

Por otro lado, Montesinos & Velarde (2003) mencionan que en nuestro país aún existen una gran variedad de especies que pueden aprovecharse de una manera real y sostenida para elevar el nivel de vida de las comunidades rurales, ya que estas contarían con una alimentación rica en proteína y relativamente barata; buscando resolver la paradoja lacerante del país cuyas regiones biológica y ambientalmente más ricas coinciden con las de mayor pobreza (Robles, 2009).

Precisamente las UMAs que representan la síntesis del paradigma del aprovechamiento y la conservación (Robles, 2009) deben ser vistas como posibles fuentes de alimento para la población; y precisando al venado como una de las especies de mayor aprovechamiento en estas unidades, este debe considerarse como una fuente alternativa de proteína de calidad.

Pedraza (2014a) menciona: “Se debe tener claro que abandonar no es proteger, conservar sin aprovechar no es el mejor camino de la sustentabilidad; por el contrario, se debe intervenir, trabajar y aprovechar, para proteger de manera responsable; es decir, no podemos permitir que se prive a quienes viven y trabajan en esos ecosistemas de los recursos naturales, que pueden constituir un factor importante para su sustento familiar y para la producción de alimentos que puedan llevar a los mercados”.

## 2.2 Parásitos gastrointestinales en el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*)

Dentro de las patologías más importantes que afectan la salud de los venados figuran las parasitosis gastrointestinales, causadas principalmente por helmintos y protozoarios (Haigh *et al.*, 2005; Mukul *et al.*, 2014). Estudios realizados en venados cola blanca silvestres, en reservas naturales de los Estados Unidos indican que la mortalidad de venados por causa de problemas gastrointestinales es alrededor de 2.7% (Montes *et al.*, 1998).

A continuación, se enlistan los parásitos gastrointestinales que afectan a este ciervo y que se describen en trabajos previos a la presente investigación.

*Tabla 2* Parásitos descritos para venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*)

Género	Lugar	Estado	Bibliografía
<i>Bunostomum spp</i>	México	Libertad	(Romero <i>et al.</i> , 2008)

<i>Capillaria spp</i>	México	Libertad	(Romero <i>et al.</i> , 2008)
<i>Chabertia ovina</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Cooperia spp</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Lozada, 2006)
<i>Cooperia spp</i> , <i>C. curticei</i> , <i>C. oncophora</i> , <i>C. pectinata</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Cryptosporidium parvum</i>	USA	Cautiverio	(Fayer <i>et al.</i> , 1996)
		Libertad	(Rickard <i>et al.</i> , 1999)
<i>Cryptosporidium spp</i>	España	No especificado	(Bowman, 2011)
	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Eimeria</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Lozada, 2006)
<i>Eucyathostoma webbi</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Fasioloides magna</i>	Texas	Cautiverio	(Qureshi <i>et al.</i> , 1994)
	USA y Europa	No especificado	(Bowman, 2011; Hendrix, 1998; Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Giardia spp.</i>	USA	Libertad	(Rickard <i>et al.</i> , 1999)
	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Haemonchus spp.</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Mukul <i>et al.</i> , 2014; Lozada, 2006)
<i>Haemonchus contortus</i>	USA	Cautiverio	(Richardson & Demarais, 1992; Nettles <i>et al.</i> , 2002)
	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Isoospora</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998)
<i>Mazamastrongylus</i>	USA	Libertad	(Nettles <i>et al.</i> , 2002)
	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Mazamastrongylus odocoilei</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao & Gibbs, 1991)
<i>Mazamastrongylus pурсglovei</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993)
<i>Moniezia</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Lozada, 2006)

<i>Monodontus louisianensis</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Necator spp.</i>	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Nematodirus spp</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
	México	Cautiverio	(Gonzalez, 2001)
<i>Oesophagostomum cervi</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	México/ USA	Cautiverio	(Richardson & Demarais, 1992; Lozada, 2006; Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Ostertagia dikmansii</i>	USA	Cautiverio	(Richardson & Demarais, 1992)
	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao & Gibbs, 1991)
<i>Ostertagia mossi</i>	USA	Libertad	(Belem <i>et al.</i> , 1993; Xiao & Gibbs, 1991)
<i>Ostertagia spp.</i>	USA	Cautiverio	(Richardson & Demarais, 1992; Nettles <i>et al.</i> , 2002; Lozada, 2006)
	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Paramphistomum cervi</i>	México	Libertad	(Romero <i>et al.</i> , 2008)
<i>Paramphistomum spp.</i>	Panamá	Cautiverio	(Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Strongyloides</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Mukul <i>et al.</i> , 2014; Lozada, 2006; Gonzalez, 2001; Valdes <i>et al.</i> , 2010)
<i>Spiculopteragia spiculoptera</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Teladorsagia circumcincta</i>	USA	No especificado	(Samuel <i>et al.</i> , 2001)
<i>Trichuris</i>	México	Cautiverio	(Montes <i>et al.</i> , 1998; Gonzalez, 2001; Mukul <i>et al.</i> , 2014)
<i>Trichuris spp</i>	USA	Cautiverio	(Richardson & Demarais, 1992)
<i>Trichostrongylus</i>	México/ USA	No especificado	(Xiao & Gibbs, 1991; Lozada, 2006; Gonzalez, 2001; Belem <i>et al.</i> , 1993; Nettles <i>et al.</i> , 2002; Samuel <i>et al.</i> , 2001)

## 2.3 Descripción parasitaria

Tomando en cuenta la información obtenida acerca de los parásitos gastrointestinales referidos para la especie, se describirán las características de estos agentes; a fin de orientar su identificación a nivel laboratorio.

### 2.3.1 Protozoos

En la actualidad los estudios sobre protozoos en venados cola blanca, tepezcuintles (*Agouti paca*) y pecaríes (*Pecari tajacu*) se han basado en la determinación de su presencia y frecuencia en distintas condiciones, tanto en libertad como cautiverio y semicautiverio. Con todo, se requieren más estudios para conocer la magnitud del problema de estos protozoos con el propósito de poder cuantificar su importancia y establecer medidas de control (Rodríguez *et al.*, 2010).

#### 2.3.1.1 *Giardia*



Fig.2 Trofozoítos de *Giardia* (Zajac & Conboy, 2006)

La forma del cuerpo de este protozoario es ovoide o piriforme con simetría bilateral, posee una gran ventosa circular en la cara ventral (Quiroz, 2006) lo que facilita su adhesión a las células epiteliales de la mucosa intestinal (Taylor *et al.*, 2007). Posee ocho flagelos, seis de los cuales emergen como flagelos libres en intervalos alrededor del cuerpo (Urquhart *et al.*, 2001) además de ostentar dos núcleos, lo que le confieren la imagen típica de payaso o cara sonriendo (Rickard, 2001).

Los trofozoítos de *Giardia* están adaptados para adherirse a la mucosa del intestino delgado; a diferencia de todos los demás flagelados intestinales que se encuentran en ciego y colon. Estos suelen transformarse en quistes infectantes antes de salir en las heces, el quiste maduro contiene dos trofozoítos potenciales y es la forma que se suele encontrar en las heces de los hospedadores infectados (Bowman, 2011).

#### 2.3.1.2 *Eimeria*

Las coccidias son protozoarios de gran importancia económica en los animales domésticos, son parásitos de un amplio número de hospedadores vertebrados. La mayoría de las especies se encuentran en el intestino, sin embargo, hay algunas que se encuentran en los riñones o hígado (Quiroz, 2006).

La forma general del ciclo biológico de los coccidios está representada por el género *Eimeria*, su ciclo biológico incluye tanto la multiplicación asexual como sexual (Bowman, 2011).

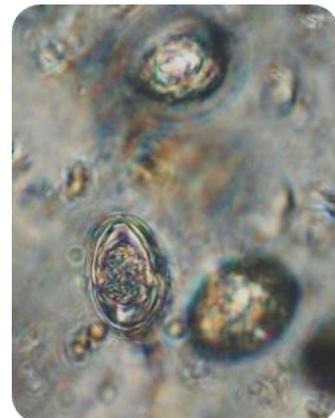


Fig.3 Ooquistes de *Eimeria* spp. (Fuente original, 2015)

El diagnóstico de la infección por coccidios se basa en la identificación de los ooquistes esporulados en las heces del hospedador por medio de técnicas de flotación (Hendrix, 1998), pueden identificarse de acuerdo con la forma (las más comunes son esférica, ovoide o elipsoidal) y por el tamaño que oscila entre 15- 50  $\mu\text{m}$  (Urquhart *et al.*, 2001).

### 2.3.1.3 *Cryptosporidium*

Los ooquistes son las formas infectantes de transmisión (miden 5-8 micras de diámetro, dependiendo de la especie), de forma subesférica, contienen cuatro esporozoítos en su interior que se excretan con las heces, diseminándose la infección (Taylor *et al.*, 2007). Los ooquistes permanecen viables durante varios meses. Cuando son ingeridos por un hospedador adecuado, los ooquistes se abren a lo largo de una línea de sutura preexistente, liberando los esporozoítos que invaden el borde de las microvellosidades de las glándulas gástricas o en la segunda mitad del intestino delgado (Bowman, 2011; Urquhart *et al.*, 2001).

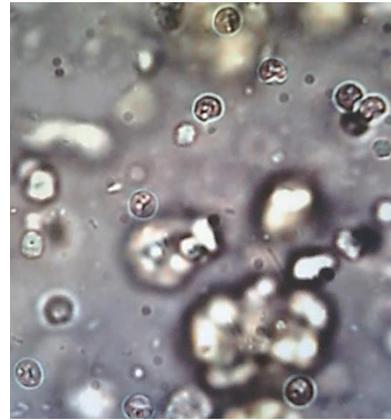


Fig.4 Ooquistes de *Cryptosporidium* (Bowman, 2011)

El método de elección para concentrar los ooquistes de *Cryptosporidium* es mediante flotación con solución saturada de sacarosa (Hendrix, 1998; Rickard, 2001).

## 2.3.2 Trematodos

### 2.3.2.1 Fasciola

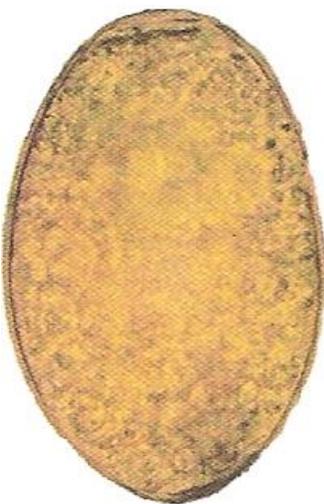


Fig.5 *Fasciola hepatica* (Taylor *et al.*, 2007).

La especie infectante descrita para cola blanca en múltiples estudios es la *Fascioloides magna* (Bowman, 2011; Qureshi *et al.*, 1994), esta puede infectar a otros rumiantes en zonas templadas y regiones de gran altitud de los trópicos y subtrópicos (Kassai, 2002). El parásito adulto mide 18 a 50 mm por 4 a 14 mm; el cuerpo es aplanado dorsoventralmente (Quiroz, 2006) con forma de hoja y con las ventosas próximas al extremo anterior (Bowman, 2011).

El diagnóstico ante mórtem de la fasciolosis crónica se basa en la identificación de los huevos grandes y operculados en heces de 130 a 200  $\mu\text{m}$  (Kassai, 2002) por 60- 90  $\mu\text{m}$ , de coloración café amarillento (Rickard, 2001). La solución saturada de sacarosa permite que los huevos floten, y aunque distorsiona su imagen siguen siendo reconocibles. Sin embargo, son preferibles las técnicas de sedimentación (Bowman, 2011).

### 2.3.3 Cestodos

En los estudios realizados en venados cola blanca, tepezcuintles y pecaríes, se asume que los helmintos gastrointestinales (cestodos y nematodos) producen efectos de detrimento en la salud de los animales. Sin embargo, no se tienen evidencias de estos efectos negativos. Se requieren más estudios para conocer la magnitud del problema clínico y subclínico, a fin de poder establecer medidas de control que resuelvan el problema de helmintos gastrointestinales en animales silvestres en cautiverio (Rodríguez *et al.*, 2010).

#### 2.3.3.1 *Moniezia*

El parásito se encuentra en el intestino delgado de los rumiantes; puede alcanzar hasta 6 metros de largo con una anchura de 15mm para *M. expansa* y de 4 metros por 25mm para *M. benedeni* (Kassai, 2002). Las especies de *Moniezia* tienen un escólex inerte con cuatro grandes ventosas y segmentos muy anchos que poseen una doble dotación de órganos genitales, visibles a lo largo del margen lateral de cada proglotido (Urquhart *et al.*, 2001), los proglotidos son cortos miden alrededor de 2.5cm y poseen un color blanquecino (Hendrix, 1998; Taylor *et al.*, 2007). Los huevos de *Moniezia* son de los pocos en poseer una forma cuadrada o triangular y en su interior puede verse la característica imagen piriforme bien definida, estos miden entre 55-75  $\mu\text{m}$  (Taylor *et al.*, 2007).



Fig.6 *Moniezia* spp.  
(Taylor *et al.*, 2007).

El diagnóstico por medio de técnicas de flotación resulta fácil por las características de los huevos (Rickard, 2001). Además del diagnóstico macroscópico basado en el hallazgo de los proglotidos en las heces (Urquhart *et al.*, 2001).

### 2.3.4 Nematodos

#### 2.3.4.1 *Cooperia*



Fig.7 *Cooperia* spp.  
(Taylor *et al.*, 2007).

*Cooperia* spp. es descrita como un parásito del intestino delgado de los rumiantes; la hembra del parásito mide de 6-8 mm mientras que el macho alcanza de 5.5 a 9 mm (Taylor *et al.*, 2007). La cutícula de la región del estómago del parásito está estriada transversalmente y ligeramente abombada (Cordero *et al.*, 1999) la cavidad bucal es muy pequeña y posee espículas cortas y de punta redonda (Bowman, 2011), las hembras tienen una pequeña solapa vulvar y un extremo posterior largo y afilado (Urquhart *et al.*, 2001).

El diagnóstico suele dificultarse individualmente, por lo que se hace en conjunto con infecciones con *Trichostrongylus* por medio de técnicas de flotación (Rickard, 2001), en la que se observan huevos de forma oval o redondeada con una capa delgada, aplanados lateralmente.

#### 2.3.4.2 *Haemonchus*

Los parásitos adultos son fácilmente identificables por su localización en el abomaso y su aspecto (Urquhart *et al.*, 2001). Los machos pueden medir entre 10-20 mm de largo y las hembras entre 18-30 mm (Quiroz, 2006). Los machos tienen una costilla dorsal asimétrica en la bolsa copuladora y espículas cortas en forma de cuña. En las hembras el útero blanco y lleno de huevos se enrolla en espiral alrededor del intestino lleno de sangre, dando lugar a la aparición del llamado “poste del barbero” (Cordero *et al.*, 1999; Kassai, 2002). En ambos sexos existen papilas cervicales y una pequeña lanceta o diente al interior de la capsula bucal (Urquhart *et al.*, 2001).

El diagnóstico suele hacerse por medio de técnicas de flotación en la que se pueden encontrar huevos de forma oval color grisáceo que suelen medir 70-110 por 30-50  $\mu\text{m}$ , en los que se puede visualizar mórulas de 16-32 células (Rickard, 2001).



Fig.8 *Haemonchus contortus* (Taylor *et al.*, 2007).

#### 2.3.4.3 *Ostertagia*



Fig.9 *Ostertagia* spp. (Taylor *et al.*, 2007).

Los parásitos machos suelen medir de 6 hasta 16 mm mientras que las hembras miden de 8-9 mm (Quiroz, 2006); son de color parduzco por la sangre a medio digerir que se encuentra en su interior (Cordero *et al.*, 1999), con una cavidad bucal corta y amplia y dos o tres espículas cortas, los parásitos de este género se localizan en el abomaso del rumiante. Por lo general, el extremo distal de la hembra adulta es anillado y la vulva protegida por una lengüeta o solapa muy fina (Bowman, 2011; Taylor, *et al.*, 2007).

El diagnóstico al igual que en *Haemonchus* se basa en la determinación de los huevos por medio de técnicas de flotación (Rickard, 2001), los huevos pueden tener una forma más o menos redonda u oval, de cubierta delgada pueden alcanzar medidas entre las 50 y 130  $\mu\text{m}$  (Cordero *et al.*, 1999).

#### 2.3.4.4 *Oesophagostomum*

Parásito del intestino grueso de los rumiantes, son vermes blancos, robustos, de 1.0 - 2.2 cm de longitud, poseen un extremo anterior afilado, cavidad bucal poco profunda y una vesícula cefálica cuticular característica en el extremo anterior, justo posterior a la capsula bucal (Kassai, 2002; Bowman, 2011).



Fig.10 *Oesophagostomum* spp. (Taylor *et al.*, 2007).

Teniendo en cuenta que la enfermedad aguda se manifiesta durante el periodo de prepatencia, los huevos del parásito no se pueden detectar normalmente en las heces; no así para la enfermedad crónica en la que se pueden determinar huevos y larvas 3 (Urquhart *et al.*, 2001) por medio de técnicas de flotación. Los huevos tienen una forma oval con una cascara delgada, 88-105  $\mu\text{m}$  por 44-65  $\mu\text{m}$  suele ser el tamaño que alcanzan dichos huevos además de contener dentro de ellos una mórula (Rickard, 2001).

#### 2.3.4.5 *Strongyloides*



Fig.11 *Strongyloides papillosus* (Taylor *et al.*, 2007).

Los miembros de este género son parásitos del intestino delgado de múltiples especies (Quiroz, 2006). Los *Strongyloides papillosus* responsables de la enfermedad en los rumiantes miden de 6-8 mm (Kassai, 2002), solo las hembras son parasitas y el largo esófago que poseen puede ocupar hasta una tercera parte de la longitud del cuerpo, el útero e intestino se encuentran entrelazados dando la apariencia de una hebra retorcida (Urquhart *et al.*, 2001).

La hembra produce huevos larvados que miden 40-60  $\mu\text{m}$  por 20-35  $\mu\text{m}$ , de forma oval y cascara delgada (Rickard, 2001). Estos suelen ser identificados por técnicas de flotación (Hendrix, 1998; Cordero *et al.*, 1999).

#### 2.3.4.6 *Trichuris*

Vermes blancos, fácilmente reconocibles de 3-8 cm de longitud (Kassai, 2002). El cuerpo del adulto tiene forma de látigo, con el extremo anterior fino, como un pelo, e incrustado en la pared del intestino grueso, especialmente en el ciego (Quiroz, 2006) el extremo posterior es grueso y se encuentra libre en la luz (Taylor *et al.*, 2007).

Los huevos tienen forma de limón con un polo o tapón en cada extremo, contienen una única célula cuando salen por las heces y presentan una coloración amarilla o marrón (Urquhart *et al.*, 2001).



Fig.12 *Trichuris* spp. (Taylor *et al.*, 2007).

#### 2.3.4.7 *Trichostrongylus*



Son vermes filamentosos muy pequeños, de color pardo rojizo (Cordero *et al.*, 1999) los machos pueden medir de 4-5.5 mm y las hembras entre 5.5 y 7.5 mm de longitud (Taylor *et al.*, 2007), sin dilataciones cefálicas y prácticamente sin capsula bucal; las espículas son cortas y curvadas y por lo general puntiagudas (Bowman, 2011). El carácter más útil para su identificación es el poro excretor que se encuentra en la región esofágica (Urquhart *et al.*, 2001).

Fig.13 *Trichostrongylus* spp. (Taylor *et al.*, 2007).

El diagnóstico puede realizarse por medio de técnicas de flotación; los huevos tienen forma oval con cascara delgada de color grisáceo, con medidas de 70-110  $\mu\text{m}$  por 30-50  $\mu\text{m}$ , que contienen una mórula en su interior de 16-32 células (Rickard, 2001).

#### 2.3.4.8 *Bunostomum*

El sitio de predilección de este parásito hematófago es el intestino delgado particularmente en la zona anterior del yeyuno e íleon, los machos llegan a medir entre 12-17mm de largo y de 20-25 mm las hembras, de coloración blanco grisáceo, poseen un gancho característico en el extremo anterior con la abertura de la cápsula bucal (Taylor *et al.*, 2007; Quiroz, 2006).

Los huevos son de un tamaño mediano (85-105  $\mu\text{m}$  por 45-60  $\mu\text{m}$ ) con forma elipsoidal un tanto irregular (Cordero *et al.*, 1999) dentro de este se encuentra una mórula con 4 u 8 células (Rickard, 2001), los huevos poseen una cascara relativamente gruesa y pegajosa en la que se adhieren restos fecales (Urquhart *et al.*, 2001).

#### 2.3.4.8 *Capillaria*



Fig. 14 *Capillaria* spp.  
(Taylor *et al.*, 2007).

Son gusanos filamentosos muy finos de 1-5 cm de longitud, de coloración blanco amarillento (Cordero *et al.*, 1999) el estrecho esófago, esticosoma, ocupa alrededor de la mitad de la longitud del cuerpo (Urquhart *et al.*, 2001).

El macho tiene una larga espícula única y delgada que mide alrededor de 9 mm de largo, a menudo poseen una estructura similar a una bolsa primitiva. Las hembras contienen huevos similares a los pertenecientes a *Trichuris*. Los huevos tienen forma de barril 45- 50  $\mu\text{m}$  por 22-25  $\mu\text{m}$ , con un tapón en cada polo, son incoloros con una capsula gruesa (Taylor, *et al.*, 2007).

### 2.4 Identificación al microscopio.

Bowman (2011) menciona que es necesario aprender en primer lugar a distinguir entre parásitos y objetos superficialmente similares pero no relacionados con ellos, como burbujas de aire, granos de polen, pelos, fibras de plantas o esporas.

#### 2.4.1 Quistes y ooquistes de protozoos

Los quistes de protozoos tienen un diámetro que varía de 4 a 30  $\mu\text{m}$ .

Los ooquistes de *Cryptosporidium* son muy pequeños y se pueden encontrar cerca de la superficie del cubreobjetos, estos miden alrededor de 12  $\mu\text{m}$  y presentan una coloración rosada, por su parte los ooquistes de *Isospora* y *Eimeria* presentan una cubierta clara y nítida con un esporoblasto central en su interior. En diversas especies de *Eimeria* se puede distinguir fácilmente el micrópilo, cuando se encuentra presente (Bowman, 2011; Rickard, 2001).

#### 2.4.2 Huevos de trematodos

Los huevos de trematodos suelen tener un color dorado o marrón oscuro y un opérculo en un extremo (Cordero *et al.*, 1999). El tamaño de los huevos puede variar entre 20-200  $\mu\text{m}$  de longitud en su diámetro mayor, algunos de estos huevos contienen un miracidio totalmente formado cuando son expulsados en las heces mientras que otros contienen varias células en desarrollo (Bowman, 2011).

#### 2.4.3 Huevos de cestodos

Algunos cestodos excretan usualmente huevos con las heces, mientras que otros eliminan segmentos de forma más característica (Bowman, 2011). Los huevos varían en su morfología de acuerdo con su ciclo vital. Estos pueden ser o no operculados y madurar dentro o fuera del parásito. La larva que se desarrolla en el interior de estos huevos tiene seis pequeños ganchos por lo que se denomina hexacanto (Cordero *et al.*, 1999).

#### 2.4.4 Huevos de nematodos

La mayoría de los nematodos del tracto digestivo son ovíparos. La auténtica cubierta del huevo de los nematodos es una capsula lisa, transparente y homogénea de quitina. Una capa lipídica interna (membrana vitelina) y un estrecho espacio de líquido separan la capsula del futuro embrión contenido en el interior. En general, los huevos de los nematodos tienen un tamaño que oscila entre los 30 y los 100  $\mu\text{m}$  de largo (Bowman, 2011; Urquhart *et al.*, 2001) con una forma más o menos redonda u oval; en algunos huevos, los márgenes laterales están aplanados en diferente medida y, a veces, son asimétricos (Cordero *et al.*, 1999).

De forma característica, los huevos de las especies de *Strongyloides* son de tamaño pequeño con una delgada cubierta incolora y contiene una larva (Kassai, 2002). En heces no recientes, el tamaño de estos huevos que es menos de 50  $\mu\text{m}$ , será uno de los mejores criterios para distinguirlos de los huevos de estrongilidos ya desarrollados (Bowman, 2011).

Las hembras de la superfamilia *Strongyloidea*, *Trichostrongyloidea* y *Ancylostomatoidea* depositan huevos elipsoidales de pared delgada que contienen un embrión en fase de mórula (Kassai, 2002; Colville, 1991; Hendrix, 1998), y este mismo estadio es el que se encuentra en las heces de hospedador (Bowman, 2011).

De forma característica, los huevos de *Trichuris* y de los capiláridos presentan una cubierta de color marrón con tapones polares y tienden a ser alargados o en forma de tonel. Los huevos de *Trichuris spp.* tienen una cubierta lisa, y suelen contener una sola célula o encontrarse en estadios precoces de división cuando se excretan por las heces (Bowman, 2011; Urquhart *et al.*, 2001).

### III. JUSTIFICACIÓN

La fauna silvestre que en los últimos años ha cobrado gran importancia e interés, presenta múltiples áreas de aplicación del conocimiento en las que médicos veterinarios pueden desarrollarse; en este caso, la parasitología que se suma al estudio en cérvidos, tema ampliamente desarrollado y una línea de investigación fuerte en el país; se complementa generando un tema integral y de interés que no solo se limita a meros aspectos biológicos e infecciosos, sino que incluye índoles como la autosuficiencia alimentaria en México y la relevancia que puede tener el aprovechamiento de la especie en el desarrollo de esta.

Un estudio parasitológico en animales considerados como fauna silvestre nos permitirá ampliar el conocimiento sobre este tipo de especies, comparar aspectos entre animales de vida libre y animales en cautiverio, así mismo el desarrollo de este proyecto impulsa la generación de nuevos conocimientos por medio de la investigación.

Dentro de la universidad existen pocos estudios realizados sobre la especie, y nulos acerca de las parasitosis que los afectan, por tanto, el estudio pretende servir como una herramienta de consulta para los estudiantes de esta y otras licenciaturas que pudieran interesarse en el tema.

#### **IV. HIPÓTESIS**

El 50% del total de las muestras de heces de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) recolectadas en cuatro UMAs del estado de Morelos son positivas a parásitos gastrointestinales.

## V. OBJETIVOS

### 5.1. Objetivo general

Determinar la frecuencia de parásitos gastrointestinales presentes en heces de venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*) pertenecientes a unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA) del estado de Morelos.

### 5.2. Objetivos específicos

Identificar los parásitos gastrointestinales presentes en las muestras de heces.

Identificar los géneros más comunes de parásitos gastrointestinales, de las muestras obtenidas.

Determinar el porcentaje de muestras positivas a la presencia de parásitos gastrointestinales.

## VI. MATERIAL

### 6.1 Material de laboratorio

- Vasos
- Cucharas
- Coladeras
- Tubos de ensayo
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Aplicador de madera
- Solución saturada de azúcar
- Asa de micromel
- Agua
- Centrifuga
- Lugol
- Heces
- Cajas Petri
- Microscopio óptico
- Microscopio estereoscópico

### 6.2 Material biológico

- 177 muestras frescas de heces de venado cola blanca.

### 6.3 Material de campo

- Bolsas plásticas de sellado hermético
- Refrigerantes
- Termo
- Indumentarios de papelería
- Cámara fotográfica

## VII. MÉTODO

El total de muestras de heces se obtuvieron de cuatro Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre (UMA) en el estado de Morelos, en las localidades de Tepoztlán, Ahuatepec, Nepopualco y la región de Felipe Neri realizándose tres muestreos totales por unidad, en los meses de abril, junio y agosto.

El número de animales muestreados es de 59 venados cola blanca de distintas edades y sexos. Dichas muestras se obtuvieron de manera indirecta por medio de la recolección de heces frescas dentro del área de confinamiento de los cérvidos, colocándose en bolsas de sellado hermético y manteniéndose en refrigeración. En cada uno de los muestreos se obtuvo una muestra por cada uno de los ejemplares resultando en un total de 177 muestras al finalizar el proyecto ( $59 \times 3 = 177$ ).

Las muestras se procesaron de acuerdo los procedimientos descritos en el manual de prácticas de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de Estrada (2013) haciendo uso de las técnicas de:

- Técnica de flotación

Esta técnica se basa en la diferencia que existe entre el peso específico del líquido de dilución empleado y de los huevecillos presentes en la muestra (de menor peso específico) de helmintos y ooquistes de coccidias.

El procedimiento realizado fue:

1. Depositar una muestra de 3 a 4 gramos de heces a un vaso de plástico y homogenizar.
2. Administrar agua al vaso y con la ayuda de una cuchara de plástico disolver la muestra.
3. Depositar el contenido a otro vaso a través de una coladera (Anexo 5).
4. Depositar la muestra en un tubo de ensaye, y enrasar con otro tubo para centrifugar.
5. Centrifugar a 2500 rpm durante 5 minutos (Anexo 7).
6. Decantar los tubos y volver a aforar con solución saturada de azúcar.
7. Volver a centrifugar a 2500 rpm durante 5 minutos (Anexo 8)
8. Con la ayuda de un asa obtener unas gotas del sobrenadante, colocarlas sobre un portaobjetos y cubrir con el cubreobjetos.
9. Observar al microscopio con el objetivo 10x y 40x.
10. Con el apoyo de imágenes de huevecillos, realizar la identificación de los parásitos que pudieran estar presentes en las muestra.

- Técnica de sedimentación.

Esta técnica se basa en la diferencia existente del agua pura respecto al peso específico de los huevecillos, los cuales al tener mayor peso tienden a depositarse en el fondo del recipiente que los contiene.

Los pasos a seguir fueron:

1. Colocar una muestra de 3 a 4 gramos de heces en un vaso y homogenizar.
2. Agregar agua tibia, con la ayuda de una cuchara de aluminio o plástico disolver la muestra homogeneizándola.
3. Depositar el contenido a otro vaso a través de la coladera de malla fina.
4. Dejar reposar la muestra hasta que exista una clara separación entre la parte líquida y el sedimento (5 minutos aproximadamente).
5. Verter el líquido sobrenadante, dejando el sedimento solamente.
6. Volver a repetir esta acción hasta que la solución o muestra se encuentre lo más posible libre de partículas que obstaculicen su observación (Anexo 6).
7. Decantar el líquido sobrenadante y el sedimento, depositarlo en una caja Petri, agregar dos a tres gotas de lugol para hacer resaltar los huevos, y observar en el microscopio estereoscópico o en el compuesto con el objetivo seco débil (10x).

Para los análisis estadísticos se utilizó el programa estadístico JMP®, en el cual se realizaron análisis de Chi cuadrada y una posterior evaluación de correspondencia; a fin de determinar si existe diferencia significativa o no entre los distintos datos resultantes de la investigación.

## VIII. LÍMITE DE ESPACIO

El estado de Morelos, es uno de los más pequeños de la República Mexicana, tiene una extensión territorial de 4 961 km<sup>2</sup>; está situado entre los paralelos 18° 20' y 19° 07' de latitud norte y los meridianos 98° 37' y 99° 30' de longitud oeste de Greenwich (Aguilar, 1990).



Fig.15 Ubicación del estado de Morelos en la Republica (CONABIO & UAEM, 2004) el mapa regional superior señala las zonas de muestreo denotadas con estrellas.

- **Clima:**

El libro de CONABIO y UAEM (2004) hace mención que el estado de Morelos se caracteriza por una gran diversidad climática; entre estos frío subhúmedo, semifrío subhúmedo, templado subhúmedo, semicálido subhúmedo y cálido subhúmedo, siendo este último el que domina en la región. La temperatura media anual puede abarcar desde los -2°C a 22°C (Contreras *et al.*, 2002).

- **Relieve:**

Boyás (1992) regionaliza al estado de Morelos según tres formas de relieve: planicies, lomeríos y sierras, las cuales ocupan respectivamente el 45%, 13% y 42% de la superficie estatal, es decir, aproximadamente el 87% es terreno montañoso de uso forestal.

- **Precipitación:**

En Morelos la distribución de la lluvia ocurre en verano, debido a que ésta se inicia generalmente a mediados de mayo y termina en la primera quincena de octubre (concentrándose en esta temporada del 94 al 95% de la precipitación total anual). En el 70% de la entidad el mes más lluvioso es junio, seguido de los meses de julio, septiembre y finalmente agosto. Por otro lado, diciembre es el mes más seco en toda la entidad, seguido de febrero y ocasionalmente marzo, recibiendo en promedio 5 mm de precipitación (Contreras *et al.*, 2002).

- Recursos hídricos:

El estado cuenta con abundantes recursos hídricos. La precipitación media anual es de 1 045 milímetros, superior a la media nacional de 777 mm por año. Conforme al Programa Hidráulico Estatal, los cuerpos de agua más importantes en el estado son los lagos de Tequesquitengo y de Coatetelco, y nueve presas de almacenamiento (El Rodeo, Tilzapotla, Plan de Ayala, Chinameca, La Poza, Quilamula, Coahuixtla, Los Carros, Cayehuacan); además de los conocidos Lagos de Zempoala. Los ríos con los que cuenta el estado son: río Cuautla, río Yautepec, río Apatlaco, río Tembembe y río Amacuzac (Contreras *et al.*, 2002).

- Biodiversidad:

Morelos registra en la actualidad el 21% de las especies de mamíferos mexicanos, el 33% de aves, el 14% de reptiles y el 10% de plantas vasculares reportadas para el país (Bonilla & Villaseñor, 2003).

De acuerdo con la información recabada hasta la actualidad, se sabe que en Morelos se tienen registradas 3 345 especies de plantas vasculares (Bonilla & Villaseñor, 2003) 480 de hongos, 3 007 de artrópodos, 15 de helmintos, 26 de peces, 24 de anfibios, 79 de reptiles, 370 de aves y 101 de mamíferos (Contreras *et al.*, 2002).

La mastofauna del estado de Morelos se integra por 101 especies y subespecies, agrupadas en ocho órdenes y 21 familias; la mayoría de las especies de mamíferos se agrupan dentro de los murciélagos y los roedores, que juntos integran el 74% de la mastofauna estatal. El grupo con menor representación para la entidad es el orden Artiodactyla con una sola especie, *Odocoileus virginianus mexicanus* herbívoro cuya presencia actualmente se circunscribe a las regiones montañosas del norte y sur del estado (CONABIO & UAEM, 2004).

Las cuatro unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA) localizadas en el estado de Morelos de las cuales se obtuvieron las muestras se ubican en los municipios de Tepoztlán, Ahuatepec, Nepopualco y la región de Felipe Neri.

## **IX. LÍMITE DE TIEMPO**

La aprobación del protocolo del trabajo escrito se realizó en el mes de abril, a partir del cual se comenzó a trabajar en la parte experimental del proyecto realizándose muestreos bimestrales, correspondientes a los meses de abril, junio y agosto.

En presente trabajo tuvo a bien terminar en el mes de enero, para su posterior evaluación por parte de asesores y revisores.

## X. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las 177 muestras fueron obtenidas de 4 unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre en el estado de Morelos; el número de muestras se dividió de la siguiente manera: 18 muestras de Tepoztlán, 57 muestras de Ahuatepec, 21 muestras de Nepopualco y 81 de El Tesoyo. Las muestras corresponden a tres distintos muestreos realizados durante los meses de abril, junio y agosto (un muestreo cada 2 meses). Las muestras fueron procesadas bajo dos técnicas diagnósticas, la técnica de flotación en solución azucarada (técnica de Sheatter) y la técnica de sedimentación (técnica de Boray). Los resultados estadísticos se obtuvieron por medio de un análisis de Chi cuadrada y un posterior análisis de correspondencia en el programa estadístico JMP®; en el cual se realizó un análisis descriptivo y experimental.

El 100% de las muestras resultaron negativas a las pruebas de sedimentación, en dicha técnica se pretendía determinar la presencia de huevos de trematodos, correspondientes a *Fasciola*.

Por su parte la técnica de flotación arrojó los siguientes resultados:



Fig.16 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 1 realizado en el mes de abril.

En el muestro 1 realizado en el mes de abril, se determinó que el 61% de las muestras eran negativas a la presencia de al menos un género parasitario. En este primer muestreo hubo hallazgos de los siguientes géneros *Eimeria*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Moniezia* y *Haemonchus* (Anexo 15).



Fig.17 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 2 realizado en el mes de junio.

Durante el segundo muestreo en el mes de junio el 47% de las muestras resultaron positivas a algún género parasitario, aumentando en un 8% la positividad a diferencia del primer muestro. En este mes se encontró la presencia de *Eimeria*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Moniezia* y *Trichostrongylus*. Cabe destacar que el mes de junio según Contreras *et al.*, (2002) corresponde al mes más lluvioso en el 70% de la entidad morelense. Las fluctuaciones climáticas sobre todo la temperatura y la humedad relativa, se relacionan directamente con las formas parasitarias, pues afectan su capacidad de desarrollo, el potencial para alcanzar la fase infectante y la longevidad de dichas formas infectantes. Los cambios estacionales determinan si el ambiente es favorable para la transmisión, en caso de necesitar desarrollo fuera del huésped o la presencia de hospederos intermediarios, favoreciendo o impidiendo por tanto el desarrollo parasitario (Cordero *et al.*, 1999; Quiroz, 2006).

Para distintos parásitos el aumento de la humedad favorece el desarrollo de los huevos, mientras que temperaturas altas y condiciones de secas afectan negativamente su supervivencia, el claro ejemplo se encuentra en nematodos y coccidias (Cordero *et al.*, 1999). De manera particular para que un ooquiste sea infectante es necesario que se realice la esporulación en el ambiente externo, para ello se requiere de tres elementos principales: oxígeno, temperatura de 20 a 24 C° y humedad ambiental superior al 70% (Montes *et al.*, 1998).



Fig.18 Porcentaje de muestras positivas y negativas durante el muestreo 3 realizado en el mes de agosto.

En el muestro 3 correspondiente al mes de agosto se encontró que el 61% de las muestras eran positivas, a cinco de los ocho géneros descritos en la investigación los cuales fueron *Eimeria*, *Ostertagia*, *Moniezia*, *Trichuris* y *Capillaria*. Cabe mencionar que en este mes se presentaron nacimientos de cervatos.

Aunque de manera general no existió una diferencia estadísticamente significativa ( $P < 0.005$ ) entre los meses de muestreo; las curvas si presentaron ascensos a la positividad (Anexo 14), correspondiendo con los meses más lluvioso en la entidad como los son junio y agosto reportados por Contreras *et al.*, (2002). De la misma manera, Valdes *et al.*, (2010) demostraron que no existían diferencias significativas entre las prevalencias de parasitosis y las estaciones del año en condiciones de cautiverio; Belem *et al.*, (1993) también realizaron reportes en los que no existían diferencias ( $P < 0.005$ ) entre los meses de su estudio y las cargas parasitarias, para el género *Ostertagia*.

## Total de Muestras

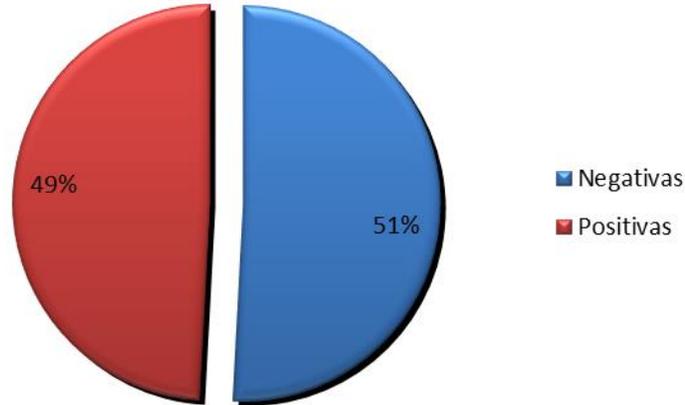


Fig. 19 Porcentaje de muestras positivas y negativas en el total de muestras obtenidas durante el estudio.

Los valores resultantes de la investigación arrojaron que el 49% de las muestras totales eran positivas a algún género parasitario; tomando en cuenta los resultados anteriores no debe restarse importancia a los parásitos gastrointestinales, ya que estos suelen ser de las patologías más importantes que afectan la salud del venado, protagonizándose generalmente por helmintos y protozoarios (Haigh *et al.*, 2005; Mukul *et al.*, 2014).

Haciendo referencia a cada una de las unidades de manejo se puede decir que:

## UMA Tepoztlan

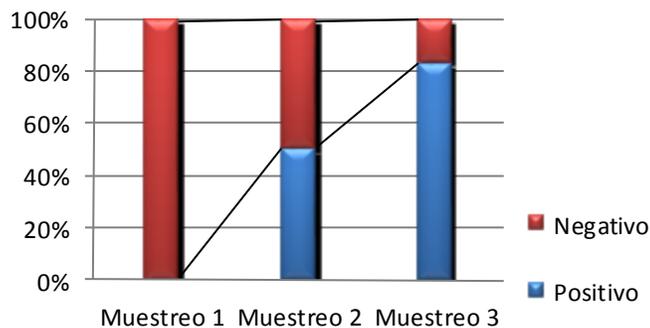


Fig. 20 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Tepoztlán.

En la unidad de manejo ubicada en Tepoztlán (Anexo 1), de las 18 muestras obtenidas durante los tres periodos (10.16% del total) se encontró que el 44.44% de ellas resultaron positivas a algún género parasitario. Los géneros encontrados en esta unidad corresponden a *Eimeria*, *Moniezia* y *Trichuris*.

Esta UMA presentó una marcada curva ascendente en la positividad a la presencia de parásitos gastrointestinales, siendo el mes de agosto el que presentó un mayor porcentaje de muestras positivas (83%), existe una diferencia significativa entre los tres periodos ( $P > 0.005$ ) con una prueba de Chi cuadrada. El clima predominante de la región en que se encuentra esta UMA es cálido y en ella no se realizan programas de desparasitación o algún otro tipo de manejo.

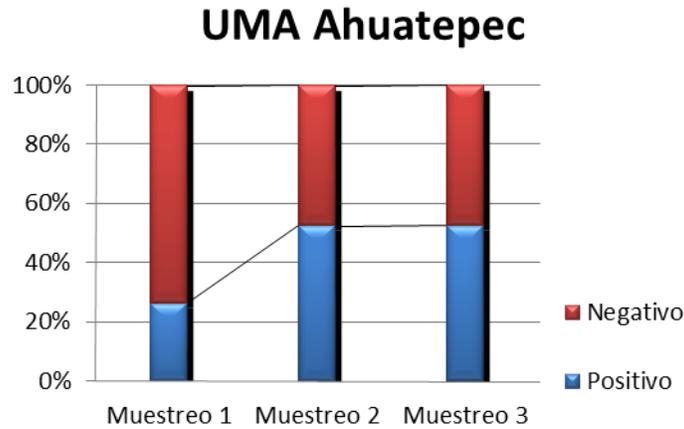


Fig. 21 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Ahuatepec.

En la UMA de Ahuatepec (Anexo 2) que representó el 32.20% de las muestras totales en el estudio, se determinó que el 43.83% de éstas eran positivas; encontrándose la presencia de *Eimeria*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Moniezia* y *Haemonchus* (Anexo 16).

Esta unidad de manejo presentó un ascenso entre el primer y el segundo periodo de muestreo, manteniendo resultados equivalentes entre el segundo y tercer muestreo los cuales presentaron una positividad del 52.63 %; no existe diferencia significativa entre los distintos momentos de la investigación ( $P < 0.005$ ) evaluada con una prueba de Chi cuadrada. La región en la que se encuentra la unidad de manejo corresponde a una zona cálida y en ella se realiza una desparasitación anual en este caso correspondiente al mes de octubre 2014.

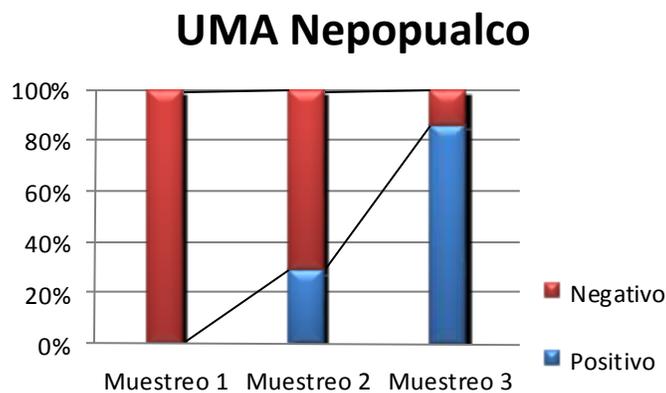


Fig. 22 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad Nepopualco.

En Nepopualco (Anexo 3) cuyas muestras representaban el 11.86% del total de las observaciones, el 38.09% fueron positivas a la presencia de los siguientes géneros: *Eimeria*, *Cooperia* y *Trichostrongylus*.

En la UMA la curva presento un ascenso en la cantidad de muestras positivas, pasando del 0% de positividad durante el mes de abril a un 85.71% de muestras positivas en el mes de agosto; existe una diferencia significativa entre los tres momentos de la investigación ( $P > 0.005$ ) con una prueba de Chi cuadrada.

El clima de la región suele ser frío húmedo y el manejo para desparasitar a los ejemplares suele ser cada 6 u 8 meses.

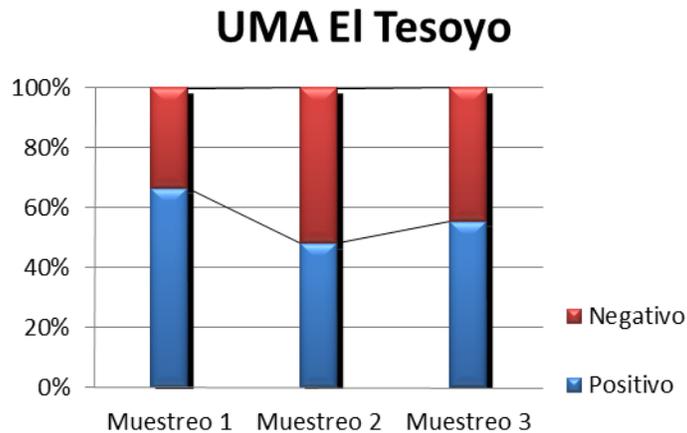


Fig. 23 Evaluación de las muestras positivas y negativas durante los muestreos en la unidad El Tesoyo.

Finalmente, en el Tesoyo (Anexo 4) se demostró que el 56.79% de sus muestras presentaron al menos un género parasitario correspondientes a *Eimeria*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Moniezia* y *Capillaria*.

A diferencia de las otras unidades de manejo, se visualizó entre el primer y segundo muestreo un descenso del 18.52% en la positividad a parásitos y un ascenso del 7.41% para el tercer muestreo. Para esta unidad de manejo no existió una diferencia significativa entre los muestreos de la investigación ( $P < 0.005$ ) con una prueba de Chi cuadrada; sin embargo, presento los índices más altos en muestras positivas de las 4 unidades de manejo. El clima predominante en la ubicación es frío húmedo y realizan desparasitaciones anuales.

La frecuencia de parásitos en las diferentes UMAs abarco rangos entre los 11.86% en Nepopualco al 56.79% de positividad en la unidad el Tesoyo; aunque bien los rangos muestran diferencias numéricas, Mukul *et al.*, (2014) mencionan que no se puede asegurar que una UMA tiene más frecuencia de parásitos que otra con una seguridad absoluta debido a que la frecuencia de las parasitosis puede estar influenciada por el tamaño de cada población en estudio; así mismo las condiciones que presenta cada una de las UMAs difiere en tamaño, manejo y en algunos casos condiciones climáticas.

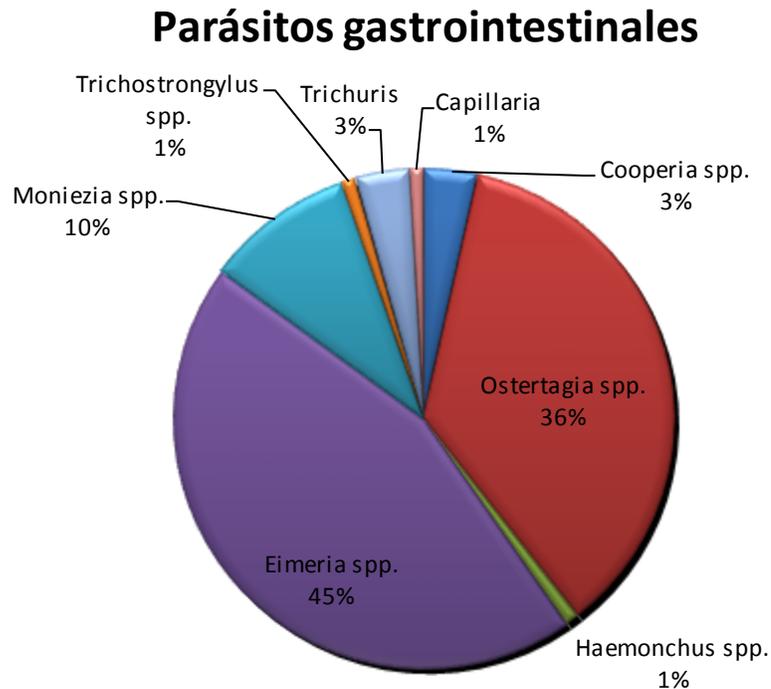


Fig. 24 Porcentaje de muestras positivas a los distintos parásitos gastrointestinales determinados en el estudio.

A pesar de que en la literatura se reportan cerca de 25 géneros de parásitos gastrointestinales que afectan a este ciervo, en la presente investigación solo se encontraron 8 de los géneros ya descritos para la especie, los cuales fueron: *Eimeria* spp. (Anexo 9), *Ostertagia* spp. (Anexo 10), *Cooperia* spp., *Moniezia* spp. (Anexo 12), *Haemonchus* spp., *Trichostrongylus* spp. (Anexo 13), *Trichuris* spp. (Anexo 11) y *Capillaria* spp.; coincidiendo con los reportes de Xiao & Gibbs (1991), Richardson & Demarais (1992), Belem *et al.*, (1993), Montes *et al.*, (1998), Samuel *et al.*, (2001), Gonzalez (2001), Nettles *et al.*, (2002), Lozada (2006), Romero *et al.*, (2008) y Mukul *et al.*, (2014) quienes mencionan la presencia de dichos parásitos en el venado cola blanca.

El parásito con mayor presencia en el estudio correspondió a *Eimeria* spp. con un 45% de muestras positivas a la presencia de este género; el hallazgo de este protozoo en heces no suele tener relevancia para el diagnóstico de la enfermedad, puesto que, estudios epidemiológicos revelan tasas de prevalencia del 30 al 50% en un amplio rango de hospedadores sanos (Bowman, 2011), la infección suele ocurrir generalmente al ingerir alimento o agua contaminadas (Wobeser, 2006). Es importante recordar que la gravedad de la enfermedad por estos protozoos se relaciona directamente con la intensidad de la infección; generalmente la enfermedad suele ser subclínica pero la diarrea y lesiones intestinales pueden ser mortales (Wobeser, 2006).

Autores como Montes *et al.*, (1998) y Lozada (2006) realizaron reportes previos del parásito en cola blanca, en condiciones de cautiverio en la República Mexicana. De las muestras que resultaron positivas para *Eimeria spp.* no existió una diferencia significativa ( $P < 0.005$ ) entre los tres muestreos realizados en la investigación, contraponiéndose a los estudios de Montes *et al.*, (1998) quienes demostraron una mayor frecuencia de ooquistes del orden Coccidia en la época de lluvia; debido a la común presencia del género en el agua.

El orden más representativo de parásitos corresponde a los nematodos, presentándose los géneros: *Ostertagia spp.*, *Cooperia spp.*, *Haemonchus spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Trichuris spp.* y *Capillaria spp.* los cuales fueron descritos en México tanto en condiciones de cautiverio como libertad por Montes *et al.*, (1998), Gonzalez (2001) Lozada (2006) Romero *et al.*, (2008), Valdes *et al.*, (2010) y Mukul *et al.*, (2014).

Dentro del orden *Ostertagia spp.* el segundo parásito que de manera general tuvo mayor presencia durante los muestreos, presentó diferencia significativa ( $P < 0.005$ ) a lo largo de los tres meses de investigación, presentando los índices de positividad más altos durante el mes de abril con un total de 17 muestras positivas.

*Moniezia spp.* fue el cestodo del cual hubo hallazgos, descrito previamente en México por Montes *et al.*, (1998) y Lozada (2006). A lo largo de los muestreos este parásito mostró diferencia significativa ( $P > 0.005$ ) contrastando los tres momentos de la investigación. Los índices más altos se manifestaron en el mes de agosto con doce muestras positivas, mientras que los meses de abril y junio presentaron tres y cuatro muestras positivas respectivamente; correspondiendo a lo descrito por Cordero *et al.*, (1999) los cuales señalan que las infecciones suelen alcanzar proporciones más intensas en el período otoño-invernal.

En general los helmintos suelen desarrollar enfermedades crónicas que inducen una inmunidad corta, dando lugar a frecuentes reinfecciones (Wobeser, 2006), por tanto, la presencia de este tipo de parásitos suele ser habitual en cualquier tipo de especie. (Romero *et al.*, 2008).

La determinación de los parásitos en las distintas UMAs debe encaminar estrategias para el control de estos agentes en el venado en condiciones de cautiverio (Montes *et al.*, 1998); así mismo, los programas de manejo deben considerar la importancia de las enfermedades y parásitos desde las fases de planeación y a través de la ejecución de todo el programa (Campbell, 2009); a fin de lograr el óptimo aprovechamiento de la especie permitiendo que las personas interesadas en el manejo de este ciervo puedan obtener mayores beneficios contribuyendo así a la creación de una autosuficiencia alimentaria.

## **XII. CONCLUSIONES**

Siendo el venado cola blanca una de las especies más manejadas tanto de forma intensiva como extensiva en el territorio mexicano no debe quedar exento de estudios de tipo parasitario, debido a la relevancia de este tipo de enfermedades en la mortalidad, morbilidad, y en los detrimentos que pudiesen representar en la cría de este ciervo.

Los estudios en la fauna silvestre deben de guiar no solo al conocimiento de la misma, sino, además, colaborar con el óptimo aprovechamiento de las especies, el apoyo del campo y de las personas cuyo contacto con la fauna se relaciona en espacio geográfico y como una necesidad de uso.

Que la creación de conocimiento académico pueda reflejar ventajas y resultados en el campo y que el aprovechamiento de la fauna pueda trascender y contribuir a la creación de una autosuficiencia alimentaria en el país.

### **XIII. SUGERENCIAS**

Continuar con los estudios en fauna silvestre, permitiendo así complementar el conocimiento existente y aumentar el interés sobre este tipo de especies, ayudando a su conservación y manejo.

Emplear distintas técnicas diagnósticas tanto de tipo cualitativo como cuantitativo, ejemplo de ello la técnica de McMaster.

Considerar la recolección de muestras durante periodos anuales o bianuales con el fin de establecer los ciclos parasitarios en las distintas especies con que se trabaje.

Que la información trascienda y llegue a los dueños de UMAs o personas relacionadas con la utilización de la fauna silvestre, a fin de crear planes de manejo útiles que permitan el aprovechamiento óptimo de la especie; colaborando así con los ideales de autosuficiencia en el país.

#### XIV. LITERATURA CITADA

- Aguilar, B. (1990): Dimensiones ecológicas del estado de Morelos. Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias. UNAM, México.
- Aguilera R., U., Sánchez, V., Ramírez, J., Monroy, J., Garcia, G., & Mariusz, J. (2013): Hábitos alimentarios del venado cola blanca *Odocoileus virginianus* (Artiodactyla:Cervidae) en el Parque Natural Sierra Nanchititla. *Revista de Biología Tropical*, 61(1), 243-253.
- Álvarez, J., & Medellín, R. (2005): *Odocoileus virginianus*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. CONABIO SNIB, México.
- Aranda, J. (2012): Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México. CONABIO, México.
- Arceo, G., Mandujano, S., & Gallina, S. (2005): Diet diversity of white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) in tropical dry forest in Mexico. *MAMMALIA*, 69(2), 159-168.
- Belem, A., Couvillion, C., Siefker, C., & Griffin, R. (1993): Evidence for arrested development of abomasal nematodes in white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*, 29(2), 261-265.
- Bello, J., Gallina, S., Equihua, M., Mandujano, S., & Delfin, C. (2001): Activity areas and distance to water sources by White-tailed deer in Northeastern Mexico. *Vida Silvestre Neotropical*, 10(1-2), 30-37.
- Bonilla, J., & Villaseñor, R. (2003): Catalogo de la flora del estado de Morelos. Centro de Investigaciones Biológicas, UAEM, México.
- Bowman, D. (2011): Georgis. Parasitología para veterinarios 9<sup>na</sup> ed., Elsevier, España.
- Boyás, J. (1992): Determinación de la productividad, composición y estructura de las comunidades arbóreas del estado de Morelos en base a unidades ecológicas. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias, UNAM, México.

- Campbell, T. (2009): Las enfermedades del venado cola blanca en Norteamérica: situación actual y desafíos. USDA National Wildlife Research Center-Staff Publications, 1-14.
- Cañizales, I., & Guerrero, R. (2010): Parásitos y otras enfermedades transmisibles de la fauna cinegética en Venezuela. Simposio investigación y manejo de fauna silvestre en Venezuela. Academia de Ciencias Físicas, matemáticas y naturales, Venezuela.
- Colville, J. (1991): Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians. Mosby, USA.
- CONABIO & UAEM. (2004): La Diversidad Biológica en Morelos. Estudio del Estado. Editado por Contreras, T., Jaramillo F. & Boyás J. CONABIO y UAEM, México.
- Contreras, T., Ongay, E., & Sorani, D. (2002): Programa Estatal de Ordenamiento Territorial Sustentable de Morelos. SEDESOL, México.
- Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, C., Hernández, S., Navarrete, J., & Carvalho, M. (1999): Parasitología Veterinaria. Mc Graw-Hill Interamericana, España.
- Cota, M. (2014): La Reforma del campo debe aterrizar en una Ley de Seguridad Alimentaria y Competitividad para la equidad social. El Federalista, 10-13.
- Estrada, J. (2013): Manual de prácticas de parasitología. UAEM, México.
- FAO. (2002): Agua y cultivos logrando el uso óptimo del agua en la agricultura. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Roma.
- Fayer, R., Fischer, J., Sewell, C., Kavanaugh, D., & Osborn, D. (1996): Spontaneous Cryptosporidiosis in Captive White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*). Journal of Wildlife Diseases, 32(4), 619-622.
- Flores, V., Botello, F., Sánchez, V., García, R., & Gallina, S. (2013): Caracterización del hábitat del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus mexicanus*) en los bosques templados del Corredor Biológico Chichinautzin y

modelación de su hábitat potencial en Eje Transvolcánico Mexicano. *THERYA*, 4(2), 377-393.

- Fowler, M., & Cubas, Z. (2001): *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. Iowa State University Press, USA.
- Fullbright, T., & Ortega, A. (2007): *Ecología y Manejo de Venado Cola Blanca*. Texas A y M University Press, E.U.A.
- Galindo, C., & Weber, M. (1998): *El Venado de la Sierra Madre Occidental*. EDICUSA CONABIO, México.
- Gallina, S., Pérez, A., & Mandujano, S. (1998): Patrones de actividad del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus texanus*) en un matorral xerofilo de México. *Bol. Soc. Biol*, 69, 221-228.
- Gallina, S., Mandujano, S., & Delfin, C. (2007): Importancia de las áreas naturales protegidas para conservar y generar conocimiento biológico de las especies de venados en México, en: *Hacia una cultura de conservación de la diversidad biológica*. Editado por Halffter, G., Guevara, S., y Melic, A., 187-196, Monografías Tercer Milenio, España.
- Gallina, S., Hernández, A., Delfín, C., & González, A. (2009): Unidades para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de la vida silvestre en México (UMA). Retos para su correcto funcionamiento. *Investigación ambiental*, 1(2), 143,152.
- Gallina, S., Mandujano, S., Bello, J., López, F., & Weber, M. (2010): White-tailed deer *Odocoileus virginianus* (Zimmermann 1780), en: *Neotropical Cervidology: Biology and Medicine of Latin American Deer*. Editado por González, S. y Bardanti, J., 101- 118, Funep IUCN, Sudamerica.
- Gama, J. (2014): Actividades y aprovechamientos alternativos del medio rural, la vida silvestre, pesca y acuacultura, en: *Mesa de trabajo. Actividades y aprovechamientos alternativos del medio rural, la vida silvestre, pesca y acuacultura.*, 9-12, Senado de la República, México.
- Gonzalez, A. (2001): Presencia de nematodos gastrointestinales en diferentes especies de ciervos en México. Tesis de Licenciatura. FMVZ. Universidad Nacional Autónoma de México, México.

- Haigh, J., Berezowski, J., & Woodbury, M. (2005): A cross-sectional study of the causes of morbidity and mortality in farmed white-tailed deer. *Can Vet Journal* , 46, 507-512.
- Hendrix, C. (1998): *Diagnostic Veterinary Parasitology*. 2<sup>da</sup> ed. Mosby, USA.
- Henríquez, S. (2008): *Biología y Ecología del Venado Cola Blanca (Odocoileus virginianus nelsoni (Zimmermann, 1780)) y Registro de Distribucion en el Salvador*. *Gtmes, Ocotlán*, 5(1), 4-9.
- Hernández, D., Cortez, E., Zaragoza, J., Martínez, P., González, G., Rodríguez, B., & Hernández, D. (2011): Hábitat del venado cola blanca en la Sierra de Huautla, Morelos, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 27(1), 47-66.
- ITIS (2014): *Integrated Taxonomic Information System on-line database*. (I. T. System, Editor) [http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=180699](http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=180699), (28 de noviembre de 20014).
- Kassai, T. (2002): *Helmintología Veterinaria*. Acribia, España.
- Logan, K., Cienfuegos, E., Clemente, F., Mendoza, G., Sifuentes, A., & Tarango, L. (2006): Caracterización morfométrica de cuatro subespecies de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en la zona noreste de México. *Revista Científica*, 16(1), 14- 22.
- Lozada, J. (2006): *II Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de los Ciervos de Cola Blanca y su Situación en Norteamérica Foro Regional para la Conservación y manejo productivo del Venado Cola Blanca*. México.
- Mandujano, S., Gallina, S., Arceo, G., Sánchez, G., & Silva, M. (2002): *Odocoileus virginianus sinaloae (J.Allen 1903. Venado cola blanca*, en: *Historia Natural de Chamela*. Editado por Noguera, F., Vega, J., García, A. & Quesada, M., 415-422. Instituto de Biología. UNAM, México.
- Madujano, S. (2010): *Potencial del bosque tropical seco para producción de venado cola blanca (Odocoileus virginianus) en México*, en: *Conservación y manejo de fauna cinegética de México*. Editado por: Villarreal O., Hernández J., Camacho, J. y Franco F., 101-130, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.

- Mandujano, S., Delfín, C., & Gallina, S. (2010a): Comparison of geographic distributions models of white-tailed deer *Odocoileus virginianus* (Zimmermann, 1780) subspecies in Mexico: biological and management implications. *THERYA*, 1(1), 41-68.
- Mandujano, S., Pérez, M., Escobedo, L., Yañez, C., González, A., Pérez, L., & Ramos, M. (2010b): Venados: animales de los dioses. Secretaria de Educación de Veracruz: México.
- Mandujano, S. (2011a): Bibliografía estudios de venados en México (Vol. 2). México: Instituto Literario de Veracruz. <http://www.mastozoologiamexicana.org/books/libro.pdf>, (28 de noviembre 2014).
- Mandujano, S. (2011b): Consideraciones ecológicas para el manejo del venado cola blanca en UMA extensiva en bosques tropicales, en: Temas sobre conservación de vertebrados silvestres en México. Editado por Sánchez, Ó., Zamorano, P., Peters, E. y Moya H., 249-275 SEMARNAT INE, México.
- Mandujano, S., Delfin, C., & Gallina, S. (2014a): Ecoregiones y manejo de subespecies del venado cola blanca, en: Monitoreo y manejo del venado cola blanca "Conceptos y Métodos". Editado por Gallina, S., Mandujano, S. y Villarreal, O., 173-178, Instituto de Ecología, A.C. y Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Mandujano, S., Gallina, S., & Ortega, A. (2014b): Venado cola blanca en México, en: Ecología y manejo de fauna silvestre en México. Editado por Valdéz, R. y Ortega, A., 399-420. Colegio de Postgraduados, México.
- Medina, S., García, E., Márquez, M., Vaquera, H., Romero, A., & Martínez, M. (2008): Factores que influyen en el uso del hábitat por el venado cola blanca (*odocoileus virginianus couesi*) en la sierra del Laurel, Aguascalientes, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 24(3), 191-212.
- Montes, P., Rodríguez, V., Torres, A., & Ek, P. (1998): Seguimiento anual de las parasitosis gastrointestinales en venados cola blanca *O. virginianus* (Artiodactyla: Cervidae) en cautiverio en Yucatán, México. *Revista de Biología Tropical*, 46(39), 821-827.

- Montes, R., & Mukul, J. (2011): Fauna silvestre como alternativa Ganadera, en: Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. Editado por Dúran, R. y Méndez M., 465-466, CICY, PPD.CONABIO, SEDUMA, México.
- Montesinos, J., & Velarde, S. (2003): Plan de establecimiento del criadero intensivo de venado cola blanca en el Centro Regional Universitario de la Península de Yucatán, México, de la Universidad Autónoma Chapingo. Reporte Final de servicio social legal. Universidad Autónoma Metropolitana, México.
- Mukul, J., Pereira, A., Rodríguez, R., & Montes, R. (2014): Parasitosis gastrointestinales en venado cola blanca (*Odocoileus virginianus yucatanensis*) y temazate (*Mazama temama*) en condiciones de cautiverio en Yucatán, México. *Bioagrobiencias*, 7(1), 33-37.
- Nettles, V., Quist, C., Lopez, R., Wilmers, T., Frank, P., Roberts, W. & Davidson, W. (2002): Morbidity and mortality factor in key deer (*Odocoileus virginianus clavium*). *Journal of Wildlife Diseases*, 38(4), 685-692.
- Ojasti, J. (1993): Utilización de la fauna silvestre en América Latina. Situación y perspectivas para un manejo sostenible. FAO, Roma.
- Ortega, A., Villarreal, J., Mandujano, S., Gallina, S., Weber, M., Clemente, F., & Valdéz, R. (2014): Retos y estrategias de conservación y aprovechamiento de la fauna en Méxicreso, en: *Ecología y manejo de fauna silvestre en México*. Editado por Valdéz, R. y Ortega, A., 523-542. Colegio de Postgraduados, México.
- Ortiz, T., Gallina, S., Briones, M., & González, G. (2005): Densidad Poblacional y caracterización del hábitat del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus oaxacensis*, Goldman y Kellog, 1940) en un bosque templado de la sierra norte de Oaxaca, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 21(3), 65-78.
- Owen, O. (2000): Conservación de los recursos naturales. (A. González, Trad.) Pax México, México.
- Pedraza, I. (2014a): Mesa de trabajo. Actividades y aprovechamientos alternativos del medio rural, la vida silvestre, pesca y acuicultura. Senado de la República, México.

- Pedraza, I. (2014b): El desarrollo rural sustentable no puede ser una mejora simulada para favorecer a quienes ya gozan de privilegios. *El Federalista*, 18-21.
- Quiroz, H. (2006): *Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos*. LIMUSA, México.
- Qureshi, T., Drawe, L., Davis, D., & Craig, T. (1994): Use of bait containing triclabendazole to treat *Fascioloides magna* infections in free ranging white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(3), 346-350.
- Ramírez, R. (2009): Valor forrajero de árboles y arbustos nativos de la flora del noreste de México que consume el venado cola blanca. *Boletín Informativo para los Propietarios de los Predios, Ejidatarios, Comuneros y Pobladores de la Cuenca "Palo Blanco", Salinas Victoria, Villaldama, Bustamente y Lampazos*, 4(4), 10- 17.
- Ramírez, R. (2012): *Alimentación del venado cola blanca, biología y ecología nutricional*. Palibrio, E.U.A.
- Ramos, M., Gallina, S., & Mandujano, S. (2013): Habitat and human factors associated with white-tailed deer density in tropical dry forest of Tehuacán-Cuicatlán Biosphere Reserve, Mexico. *Tropical Conservation Science*, 6(1), 70-86.
- Reséndiz, S. (2014): Proyectos de desarrollo rural tradicional. En *Mesa de trabajo. Actividades y aprovechamientos alternativos del medio rural, la vida silvestre, pesca y acuicultura*, 19-23. Senado de la República, México.
- Richardson, M., & Demarais, S. (1992): Parasites and Condition of Coexisting Populations of White-tailed and Exotic Deer in South-central Texas. *Journal of Wildlife Diseases*, 28(3), 485-489.
- Rickard, L. (2001): *Veterinary Parasitology*. Butterworth- Heinemann, USA.
- Rickard, L., Siefker, C., Boyle, C., & Gentz, E. (1999): The Prevalence of *Cryptosporidium* and *Giardia* spp. in Fecal Samples from Free-Ranging White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*) in the Southeastern United States. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 11, 65-72.

- Robles, R. (2009): Las unidades de manejo para la conservación de vida silvestre y el Corredor Biológico Mesoamericano México. CONABIO, México.
- Rodríguez, R., Torres, J., Aguilar, A., Bolio, M., Ramírez, G., & Cob, L. (2010): Helminths gastrointestinales que afectan la salud de los animales. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CONABIO, 301-302.
- Rojo, J. (2014): El medio rural es la base para generar el desarrollo económico sustentable del país. El Federalista, 14-17.
- Romero, S., Ferguson, B., Guiris, D., González, D., López, S., Paredes, A., & Weber, M. (2008): Comparative Parasitology of Wild and Domestic Ungulates in the Selva Lacandona, Chiapas, México. The Helminthological Society of Washington, 75(1), 115-126.
- Silva, G., Mandujano, S., Arceo, G., Gallina, S., & Pérez, L. (1999): Nutritional characteristics of plants consumed by the White-tailed deer in a tropical forest of Mexico. Vida Silvestre Neotropical, 8(1-2), 38-42.
- Samuel, W., Pybus, M. & Kocan, A. (eds) (2001): Parasitic Diseases of Wild Mammals. 2<sup>da</sup> ed., Iowa State University Press, USA.
- Suzán, G., Galindo, F., & Ceballos, G. (2000): La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Veterinaria México, 31(3), 223- 230.
- Taylor, M., Coop, R., & Wall, R. (2007): Veterinary Parasitology. 3<sup>ra</sup> ed., Blackwell, USA.
- Tzintzun, H. (2006): Parásitos gastrointestinales en Venado Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*) en México. Tesis de Licenciatura. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México.
- Urquhart, G., Armour, J., Duncan, J., Dunn, A., & Jennings, F. (2001): Parasitología Veterinaria. 2<sup>da</sup> ed., Acribia, España.
- Valdes, S., Saldaña, A., Pineda, V., Camacho, J., Charpentier, C., & Cruz, T. (2010): Prevalencia de parásitos gastrointestinales en *Odocoileus virginianus* y *Tayassu tajacu* en cautiverio de la Republica de Panamá. Acta Zoológica Mexicana (nueva serie), 26(2), 477-480.

- Vaughan, C., & Rodríguez, M. (eds) (1995): Ecología y manejo del venado cola blanca en México y Costa Rica. Editorial de la Universidad Nacional, Costa Rica.
- Villarreal, O. (2002): El grand-slam de venado cola blanca mexicano, una alternativa sostenible. Archivos de Zootecnia, 51(194), 187-193.
- Villarreal, O., Plata, F., Camacho, J., Hernández, J., Franco, F., Aguilar, B., & Mendoza, G. (2011): El Venado Cola Blanca en la mixteca poblana. THERYA, 2(2), 103-110.
- Villarreal, J. (2009): Las subespecies Mexicanas de Cola Blanca, no deben Intercambiarse. Boletín Informativo para los Propietarios de los Predios, Ejidatarios, Comuneros y Pobladores de la Cuenca "Palo Blanco", Salinas Victoria, Villaldama, Bustamente y Lampazos, Nuevo León., 4(4), 2-7.
- Villarreal, J. (2013): Ganadería Diversificada: Importancia Ecológica, Cinegética y Económica de los Venados Cola Blanca Mexicanos. SAGARPA, México.
- Wobeser, G., (2006): Fundamentos de las enfermedades de los animales silvestres. Acribia, España.
- Xiao, Ñ., & Gibbs, H. (1991): Abomasal Nematodes from White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*) in Maine. Journal Helminthological Society of Washington, 58(2), 198-201.
- Zajac, A., & Conboy, G. (2006): Veterinary Clinical Parasitology. 7<sup>a</sup> ed., Blackwell Publishing, USA.
- Zárate, J. (2009): Manual de Parasitología. F.M.V.Z. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

## XV. ANEXOS



Anexo 1 Instalaciones y ciervos en la localidad de Tepoztlán (Fuente original, 2015)



Anexo 2 Instalaciones y ciervos en la localidad de Ahuatepec. (Fuente original, 2015)



Anexo 3 Instalaciones y ciervos en la localidad de Nepopualco. (Fuente original, 2015)



Anexo 4 Instalaciones en la UMA El Tesoyo. (Fuente original, 2015)



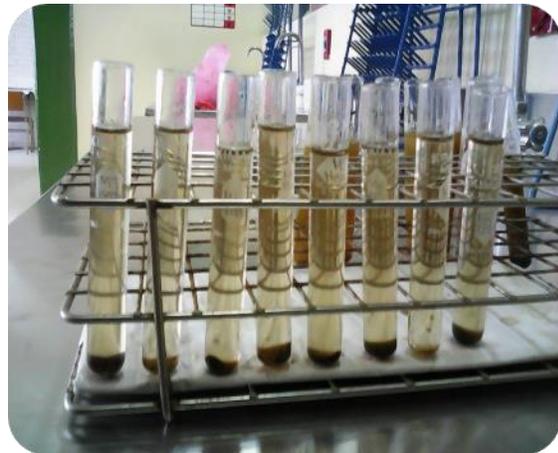
Anexo 5 Fase inicial de las técnicas diagnósticas empleadas (Fuente original, 2015)



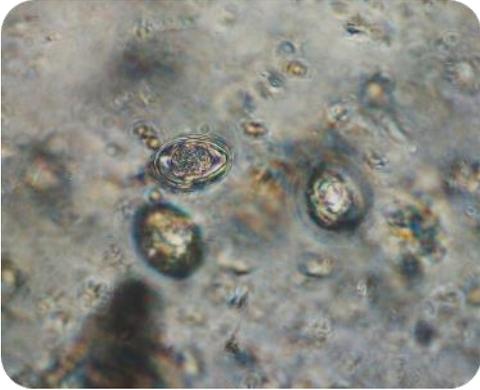
Anexo 6 Técnica de sedimentación.  
(Fuente original, 2015)



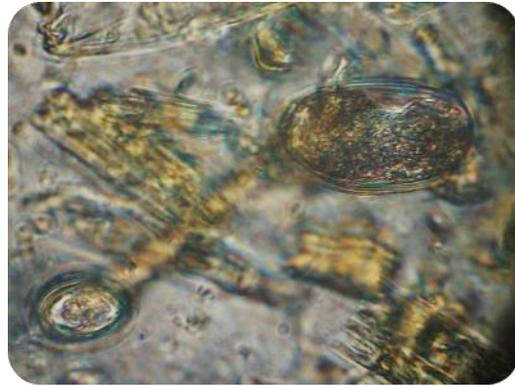
Anexo 7 Técnica de Flotación, fase primer centrifugado (Fuente original, 2015)



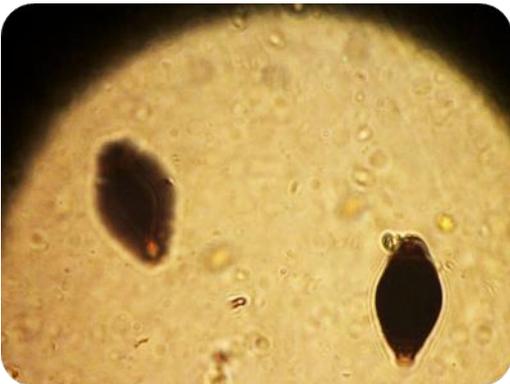
Anexo 8 Técnica de flotación, fase de centrifugado en solución saturada de azúcar. (Fuente original, 2015)



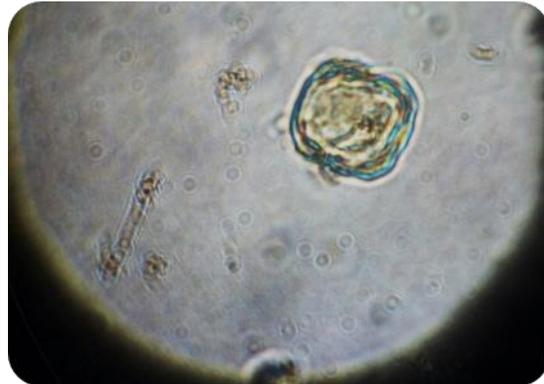
Anexo 9 Ooquistes de *Eimeria* spp  
(Fuente original, 2015)



Anexo 10 Ooquiste de *Eimeria* spp y  
huevo de *Ostertagia* spp (Fuente  
original,2015)



Anexo 11 Huevos de *Trichuris* spp.  
(Fuente original, 2015)

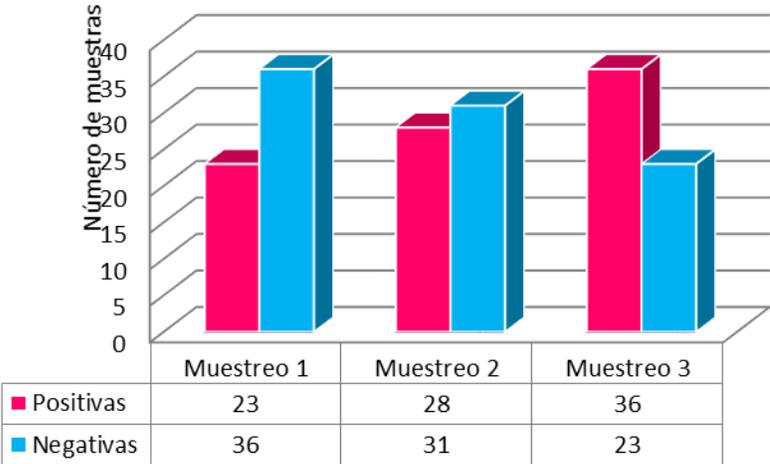


Anexo 12 Huevo de *Moniezia* (Fuente  
original, 2015)



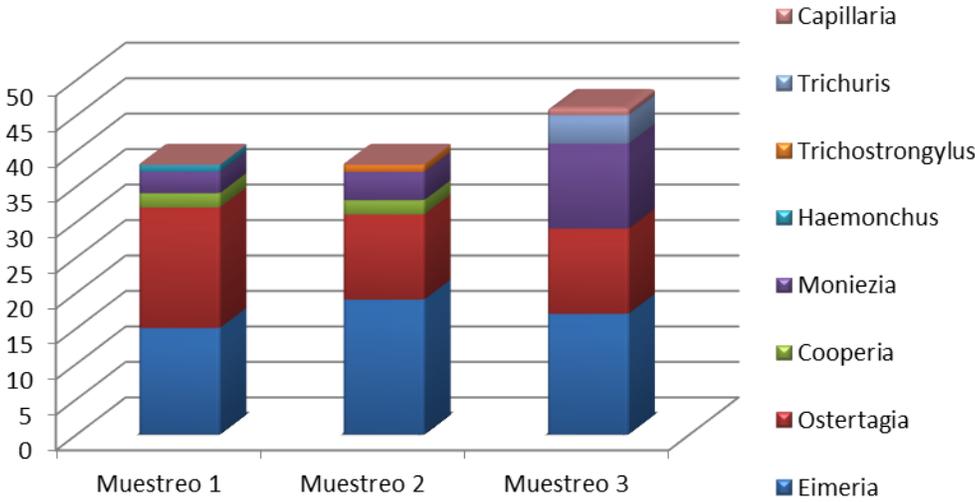
Anexo 13 Huevo de *Trichostrongylus*  
spp. (Fuente original, 2015)

### Comparación de los muestreos



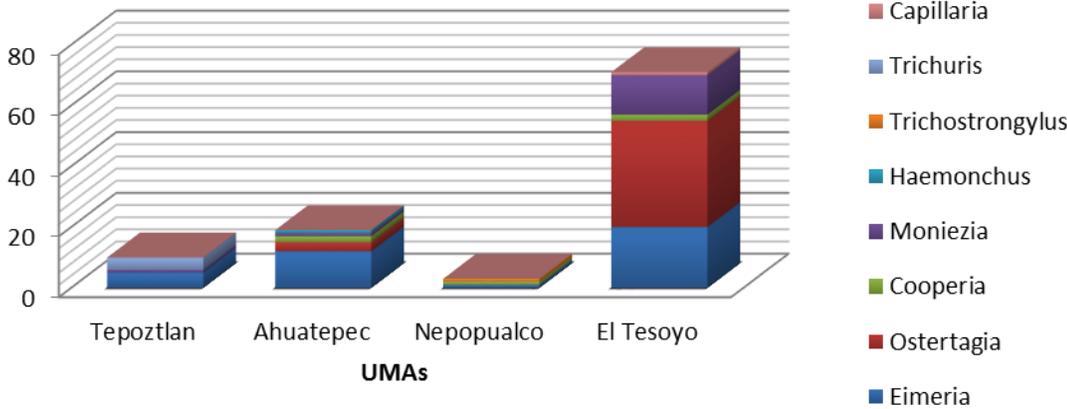
Anexo 14 Representación gráfica y numérica de las muestras tanto positivas como negativas durante los tres muestreos realizados en la investigación.

### Parásitos descritos por muestreo



Anexo 15 Parásitos descritos en cada uno de los muestreos duante la investigación.

### Parásitos presentes por UMA



Anexo 16 Parásitos presentes en cada una de las unidades de manejo a lo largo del estudio.