

Revista Ecuatoriana de Ciencia Animal, Vol 1, No 3, 2017, ISSN 2602-8220.

Prevalencia de parásitos internos en felinos confinados en unidades de manejo de vida silvestre (Artículo de revisión bibliográfica).

Gonzalo E. López Crespo; Paola M. Cañar Romero; Carlos X. Lojano Carmona.

Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 010205 Cuenca, Ecuador. Correo electrónico del autor para la correspondencia: estuardo.lopezc@ucuenca.edu.ec

Resumen

En este sentido el objetivo de esta revisión fue describir los parásitos gastrointestinales que prevalecen en los felinos silvestres criados, ciclo de vida, diagnóstico y control. En condiciones naturales varios organismos pueden mantener interacciones benéficas unos con otros, pero en otras interacciones los resultados pueden ser perjudiciales como el caso del parasitismo. La parasitosis gastrointestinal es un tema de gran importancia en todos los animales tanto domésticos como silvestres por las consecuencias que sufren sus hospederos. Las parasitosis pueden ser asintomáticas, otras pueden causar, anorexia, pérdida de peso, diarrea, vómito, depresión y en casos graves hasta la muerte. Es concluyente la gran diversidad de especies de parásitos internos que tienen prevalencia elevada en Felinos Silvestres en cautiverio dentro de Unidades de Manejo de Fauna y se distinguen por una gran variedad de síntomas que los diferencian en sus fases de vida e incidencia en estos animales, lo que permite a su vez diagnosticarlos y asumir el control terapéutico y también de aspectos diversos de manejo e higiene en la tenencia de estos animales, del que se deriva hacer un tratamiento farmacológico a los pacientes infectados en modo diferenciado por especie.

Palabras claves: Fauna silvestre, Félidos, parasitosis, diagnósticos, farmacología

Abstract

In this sense, the objective of this review was to describe the gastrointestinal parasites that prevail in the wild cats raised, life cycle, diagnosis and control. Under natural conditions several organisms can maintain beneficial interactions with each other, but in other interactions the results can be harmful as in the case of parasitism. Gastrointestinal parasitoids is a subject of great importance in all domestic and wild animals due to the consequences suffered by its hosts. Parasites can be asymptomatic, others can cause, anorexia, weight loss, diarrhea, vomiting, depression and in severe cases to death. It is conclusive the great diversity of species of internal parasites that have a high prevalence in wild cats in captivity within wildlife management units and are distinguished by a great variety of symptoms that differentiate them in their life stages and incidence in these animals. Which in turn allows them to diagnose and assume therapeutic control and also of various aspects of management and hygiene in the possession of these animals, from which drug treatment is derived to patients infected in differentiated mode per species.

Keywords: Wildlife, Felids, parasitoids, diagnostics, pharmacology

Introducción

El tráfico de animales en es una actividad ilícita muy lucrativa; en el Ecuador el problema es grave y esto hace que muchas especies amenazadas lleguen a desaparecer. Las personas que adquieren animales silvestres desconocen que para capturar la cría de una especie, los cazadores matan a sus madres y cuando se logra rescatar o decomisar estos animales de traficantes el 75% termina muerto, lesionado de por vida o en

condiciones no aptas para volver a ser liberados a la naturaleza (Zooquito, 2018). Con el fin de tener mejor manejo se han implementado diferentes estudios para preservar la salud de estos animales, entre estos estudios los de mayor relevancia son aquellos que hablan sobre enfermedades parasitarias (Ruiz, Pergazere, & Kuhn, 2011).

En condiciones naturales varios organismos pueden mantener interacciones benéficas unos con otros, pero en otras interacciones los resultados pueden ser perjudiciales como el caso del parasitismo (Silva, 2010). La parasitosis gastrointestinal es un tema de gran importancia en todos los animales tanto domésticos como silvestres por las consecuencias que sufren sus hospederos. Las parasitosis pueden ser asintomáticas, otras pueden causar, anorexia, pérdida de peso, diarrea, vómito, depresión y en casos graves hasta la muerte (Arrojo, 2002).

En este sentido el objetivo de esta revisión fue describir los parásitos gastrointestinales que prevalecen en los felinos silvestres criados, su ciclo de vida, diagnóstico y control.

Desarrollo.

Los felinos son mamíferos que requieren carne para sobrevivir (Publishing, 2017), en ésta familia existen alrededor de cinco a doce géneros de felinos, que comprenden 37 especies las cuales se encuentran distribuidas en casi todo el mundo (Silva, 2010). Estos animales son carnívoros y tienen características anatómicas especiales como, oídos muy desarrollados, uñas afiladas y retractiles, ojos nictálopes que les permite cazar en la oscuridad, además están provistos de sentidos muy agudos, si miden las hembras son más pequeñas que los machos (Paradais Sphynx, 2014).

***Panthera leo.* Taxonomía**

□ Dominio: Eucarya, □ Reino: Animalia, □ Subreino: Eumetazoa, □ Filo: Chordata, □ Subfilo: Vertebrata, □ Clase: Mammalia, □ Subclase: Theria, □ Infraclass: Placentalia □ Orden: Carnívora, □ Suborden: Feliformia, □ Familia: Felidae □ Subfamilia: Pantherinae □ Género: Panthera □ Especie: Panthera leo (Linnaeus, 1771)

Su nombre común es león africano, son los únicos felinos que viven en grupos o manadas que pueden estar conformadas por una docena de hembras y tres machos, los leones machos lucen una melena que rodea su cabeza, mientras que las hembras tienen su cabeza descubierta y son las encargadas de cazar y proveer alimento para la manada (Geographic, 2010). El león es un mamífero carnívoro que tiene un promedio de vida de 10 a 14 años, su periodo de gestación es de 110 días. Este animal se ve amenazado por la destrucción de su hábitat y la caza furtiva (Paradais Sphynoc, 2014).

***Puma concolor.* Taxonomía**

□ Dominio: Eucarya □ Reino: Animalia □ Subreino: Eumetazoa □ Filo: Chordata, □ Subfilo: Vertebrata □ Clase: Mammalia □ Subclase: Theria, □ Infraclass: Placentalia □ Orden: Carnívora □ Suborden: Feliformia □ Familia: Felidae □ Subfamilia: Felinae □ Género: Puma □ Especie: Puma concolor (Naturalista, 2007). Puma o león de montaña es un depredador increíble, sus presas son alces, venados, caballos, vacas y ovejas, aunque también se puede alimentar de roedores e insectos. (Botero, Sánchez , & Arias, 2012). Su color de piel puede ir de bayo al rojizo, su tamaño es variable los machos pesan de 50 a 65 kg y las hembras de 35 a 45 kg, su longitud incluyendo la cola puede ser en machos de 2.20 metros y en hembras de 2 metros (Thüngen, 1987).

***Leopardus pardalis.* Taxonomía**

□ Dominio: Eucarya □ Reino: Animalia □ Subreino: Eumetazoa □ Filo: Chordata □ Subfilo: Vertebrata □ Clase: Mammalia □ Subclase: Theria □ Infraclass: Placentalia □ Orden: Carnívora □ Suborden: Feliformia □ Familia: Felidae □ Subfamilia: Felinae □ Género: Leopardus □ Especie: Leopardus pardalis (Clavijo & Ramirez, 2007). Esta

especie se distribuye a lo largo de Norte América, Centro América y Sur América, debido a su pelaje fue cazado furtivamente y puesto en peligro a mediados del siglo pasado (Clavijo & Ramirez, 2007).

Su nombre común es ocelote o tigrillo (Linnaeus, Metropol, 1758) y es reconocido por su cuerpo esbelto, sus ojos pequeños y orejas redondas, su peso va desde los 8 a 18 kg y mide de 68 a 100 cm de longitud, su dimorfismo sexual está presente ya que los machos son de mayor tamaño que las hembras, su alimentación es de aves, pequeños mamíferos, reptiles, peces, moluscos y crustáceos. Su tiempo de gestación es de 70 a 85 días (Feline Worlds, 2014).

***Leopardus tigrinus*. Taxonomía**

Dominio: Eucarya Reino: Animalia, Subreino: Eumetazoa, Filo: Chordata, Subfilo: Vertebrata, Clase: Mammalia Subclase: Theria Infraclase: Placentalia Orden: Carnívora Suborden: Feliformia Familia: Felidae Subfamilia: Felinae Género: Leopardus Especie: Leopardus tigrinus (Schreber, 1775). Se les conoce como tigrillos u oncillas (Schreber, 1775) son felinos que se encuentran en América del Sur, su hábitat es exclusivamente forestal, su tamaño promedio va de 38 a 56 cm, su peso va de 1.5 a 3 kg. Los machos son más grandes que las hembras (Botero, Sánchez & Arias, 2012), es nocturno, su alimentación se basa en roedores, comadreas, lagartijas, pájaros, huevos y anfibios, su periodo de vida oscila entre los 11 años en libertad y 17 años en cautiverio y su gestación dura entre los 74 a 76 días (Soria, 2014).

***Leopardus wiedii*. Taxonomía**

Dominio: Eucarya Reino: Animalia, Subreino: Eumetazoa, Filo: Chordata, Subfilo: Vertebrata, Clase: Mammalia, Subclase: Theria, Infraclase: Placentalia, Orden: Carnívora, Suborden: Feliformia, Familia: Felidae, Subfamilia: Felinae, Género: Leopardus, Especie: Leopardus wiedii (Aranda, 1998).

Es un felino de tamaño intermedio pesa alrededor de 3kg, sus ojos son extraordinariamente grandes resaltando su hábito nocturno, su color varía de amarillo pardo a marrón grisáceo (Romero, 2009), su longevidad es de 20 años de en vida libre y 24 años en cautiverio, su alimentación es de mamíferos pequeños o medianos, su tamaño es de 56 cm y las hembras tienen un tamaño similar al de los machos (Aranda, 1998), se le conoce también como "Margay", "Tigrillo", "Gato montés", "Maracayá" y "Gato de Wied" (EcuRed, 2015).

Parasitismo en felinos silvestres. Helmintos

Las parasitosis gastrointestinales son de impacto negativo en la salud de los animales silvestres, los daños que pueden existir van desde afecciones leves, daños graves e incluso la muerte. Todo esto depende de la localización de los parásitos, el grado de infestación y las condiciones de vida (Arrojo, 2002). Estudios realizados en varios países han podido demostrar que los felinos silvestres son hospedadores de varios endoparásitos, en los cuales se incluyen nematodos, platelmintos y protozoos algunos de carácter zoonótico (Silva, 2010).

Las parasitosis son seres vivos que viven en otros seres vivos, en donde se alimentan y viven. Se adquieren en alimentos, agua contaminada y vectores (Plus, 2016). Los helmintos no tienen un ancestro común ya que presentan cuatro phylum que no guardan relación unos con otros, estos son: Platyhelminthes (gusanos planos), Acantocephala (cabeza espinosa), Nematoda (Gusanos redondos), Anélida (gusanos segmentados) como han indicado Guillen, Vidal, Aguirre & Rodríguez (2012).

Nematelmintos

Este es uno de los Phylum más abundante en la naturaleza algunos son de vida libre y otros son organismos parásitos de plantas y animales vertebrados. Son gusanos de cuerpo cilíndrico (Barros, 2013). Los nemátodos pueden medir desde pocos milímetros hasta más de un metro, carecen de estructuras para engancharse al hospedador pero se mantienen dentro de ellos por medio de un mecanismo de contracción, realizan ciclos directos e indirectos, en su ciclo de vida se incluye la forma de huevos y cuatro estadios larvales. (Montoya & Restrepo, 2010).

Strongyloides sp.

Los Strongyloides son parásitos que tienen la capacidad de procrear generaciones de vermes los cuales pueden tener vida libre o convertirse en parásitos (Ramón, 2012). Se aloja en el intestino delgado en su estado adulto, mientras que, en la sangre, piel, pulmones y otros órganos se pueden encontrar estadios inmaduros transitorios. (Junquera, 2015) La morfología de estos parásitos es fina y en su extremo posterior es agudo, miden entre 500-600 micras en su fase de larva, mientras que el tamaño de los huevos va de 25-50 micras, estos huevos se encuentran en la submucosa del intestino delgado (Uribarren, 2015).

Las larvas rhabditoides de Strongyloides al ser eliminadas por heces sufren dos transformaciones para convertirse en larvas filariformes infectivas, que ingresan a través de la piel, luego por vía sanguínea llegan a pulmones donde mudan a larvas de estadio L4, las cuales van por la tráquea, laringe y faringe, aquí son deglutidas alcanzando el intestino delgado donde se transforma en hembra adulta y pone los huevos que eclosionan dando lugar a larvas filariformes (Estrella, 2015).

Las larvas rhabditoides nuevamente son desechadas en las excretas fecales. Si estas larvas caen en un suelo que tenga las condiciones adecuadas en cuanto a humedad y sombra puede darse el desarrollo de las larvas en parásitos adultos (Uribarren, 2015). Existe un ciclo de vida denominado autoinfección en el que las larvas rhabditoides se transforman en larva filariforme en el intestino o márgenes del ano, penetrando la mucosa y repite el ciclo en el mismo hospedador, llegando a pulmones y posteriormente llega al aparato digestivo (Martínez, González, & et al, 2011)

En la mayoría de los casos el animal infectado no presenta síntomas clínicos visibles para los médicos, a menos que exista una alta carga parasitaria provocando diarrea (Barros, 2013). Las diarreas causadas por Strongyloides sp. puede ser ligera y pasar desapercibida, pero en animales inmunocomprometidos esta infección puede llegar a ser insidiosa e incluso fatal (Miró & et al, 1995). En algunos casos, se pueden observar inflamación de la piel, erupciones cutáneas, dermatitis, tos, bronconeumonía, diarrea o estreñimiento y muchas veces la presencia de sangre o moco en las excretas fecales. Cuando se da una infección masiva pulmonar por migración larvaria se pueden observar petequias y hemorragias (Estrella, 2015).

Diagnóstico. Prevención y control

Para determinar el parásito se realiza la visualización directa mediante exámenes coprológicos seriados para buscar huevos y larvas rhabditoides de Strongyloides sp. (Martínez, González, & et al, 2011). La visualización se dificulta ya que depende del número de parásitos presentes (UCE, 2015). Los principales aspectos que previenen la infección por Strongyloides sp., es evitar el hacinamiento en criaderos, jaulas, tiendas de mascotas, y todo lo que implique el manejo de instalaciones (Barros, 2013). Un punto clave en la prevención radica en realizar rutinariamente exámenes coprológicos de los animales para determinar su estado sanitario, (Ramón, 2012). Otro punto clave es el tratamiento de las madres en la etapa de gestación previniendo así la contaminación de las crías (Barros, 2013).

Ancylostoma tubaeforme

Los parásitos miden alrededor de 8 a 20 mm de largo, los machos son más cortos que las hembras, además de que las hembras terminan su cuerpo en punta y los machos poseen unos lóbulos que sirven para su reproducción (Databio, 2014) Los anquilostomas de *Ancylostoma tubaeforme* es la especie que afecta a felinos en edades tempranas. Este parásito consta de cabezas con ganchos que les sirve para adherirse a la pared del intestino delgado y se comienzan a alimentar de tejido y succionar sangre (Youssefi, Hoseini, Zaheri, & Abouhosseini, 2010).

Las formas adultas del parásito viven en el intestino principalmente se alimenta de sangre (ESCCAP, 2013), los huevos son excretados en las heces, estos huevos no son infectivos inmediatamente, necesitan incubar y pasar por dos mudas hasta llegar al estado de larva infectante (Ramón, 2012). En condiciones adecuadas para el parásito las larvas alcanzan el desarrollo en 4 a 7 días. En el hospedador estas larvas entran a través de la dermis y viajan por los vasos linfáticos y venas para llegar a pulmones, pasan por los alveolos hasta llegar a la tráquea y aquí son ingeridos nuevamente hasta llegar al intestino para su maduración a los 18 meses, en el sitio de implantación pueden dejar úlceras (Iowa State University, 2005).

Signos y síntomas.

Los animales infestados por *Ancylostoma tubaeforme* presentan anemia y pérdida de la condición corporal, en algunos casos se ha observado desde diarrea simple hasta diarrea sanguinolenta, estos signos se presentan de forma aguda o crónica (ESCCAP, 2013) Los signos van a depender del número de parásitos con que el animal se encuentre, según estudios en gatos infectados experimentalmente con 1000 a 2000 larvas se observó pérdida de peso en comparación con los que recibieron de 100 a 500 larvas, incluso los animales que recibieron la mayor dosis murieron al cabo de 12 a 47 días. También se observó una caída de los niveles de hemoglobina (Bowman, Barr, Hendrix, & Lindsay, 2003). Al realizar su migración a través de la piel ocasionan una dermatitis local con posibles erupciones (Escobedo, 2015).

Diagnóstico. Prevención y control

El diagnóstico de la anquilostomiasis se realiza por exámenes coprológicos y por identificación de huevos, es recomendable tomar en cuenta también el hematocrito, con los signos clínicos y la condición corporal del animal (Alfaro, 2011) Muchas veces los huevos no son excretados por lo que es necesario repetir el muestreo para detectar la infección. Otra opción son ELISA y mediante cultivo de las heces fecales (Iowa State University, 2005).

Un método de control es la desinfección del suelo o superficies inanimadas, la larva es eliminada con borato sódico, etanol al 70% por 10 minutos, una solución de Yodo de 50 o 60 ppm usándolo entre 15 a 30°C. Por otro lado, se pueden limpiar las zonas donde habiten animales con agua caliente sobre los 80°C. En lo que refiere al control mediante fármacos antiparasitarios, los más usados son el Albendazol, Mebendazol, Nitazoxanida y el Embonato de Pirantel (Databio, 2014). En áreas endémicas donde se han reportado casos de infección por *Ancylostoma* sp., se recomienda la desparasitación continua de animales especialmente los perros (Cazares, Juárez, & Mejía, 2014).

Toxocara cati

Es un parásito de forma cilíndrica, segmentada al llegar a la adultez es de color rosa, los machos miden de 4 a 6 cm y las hembras alcanzan de 6 a 10 cm (Databio, 2016). Por lo general el tratamiento antihelmíntico se puede realizar una vez al mes ya que el periodo de prepatencia de la toxocara es alrededor de cuatro semanas (European Scientific Counsel Companion Animals Parasites, 2006).

Los gusanos adultos se encuentran en el intestino delgado y producen huevos que se excretan en las heces, al principio este huevo no es embrionado, este pasa a desarrollarse después de 15 a 19 días siempre y cuando exista un ambiente óptimo de temperatura y humedad en el medio ambiente suceden dos mudas hasta lograr que la larva llegue al tercer estadio (Iowa State University, 2005). El hospedador se infecta por consumo de los huevos o roedores infectados. Por lo general las larvas que siguen el recorrido de migración hígado-pulmones regresan nuevamente a estómago a través de la tráquea y su posterior ingestión (Bowman, Barr, Hendrix, & Lindsay, 2003).

Signos y síntomas.

Los cachorros de felinos se pueden infectar de su madre solo a través de la leche materna (Iowa State University, 2005). En la mayoría de casos los hospedadores desarrollan una forma subclínica, mientras que en casos con alta carga parasitaria aparecen signos clínicos muy evidentes de la infección, el felino puede mostrar el abdomen abultado, el médico en ocasiones podría palpar las asas intestinales engrosadas, obstrucciones, vómito, anorexia y mal estado en general de la condición corporal (ESCCAP, 2013).

En una investigación un gato infestado de *Toxocara cati* reveló una úlcera gástrica y una perforación en la pared intestinal, aunque es difícil determinar si estos parásitos fueron responsables de estas lesiones (AAVP, 2014).

Diagnóstico. Prevención y control

El diagnóstico se basa en varias pruebas de laboratorio como la visualización directa a través de exámenes coprológicos, si el análisis es negativo no se descarta la posibilidad de que el paciente está pasando por el periodo de prepatencia, por lo que se recomienda repetir la prueba (Ramón, 2012). El diagnóstico de larva migrans visceral se basa en el test de ELISA. En los casos de larva migrans ocular se realizan diagnósticos oftalmológicos, Incluso se podrían realizar pruebas imagenológicas, las cuales permiten identificar lesiones ovales localizadas en el hígado (Uribarren, 2015).

Un control general de la transmisión de *Toxocara cati* se basa en que los animales deben ser tratados con un plan de desparasitación, lo que impide la excreción de huevos y su posterior transmisión a animales sanos. La limpieza de las instalaciones ayuda a reducir significativamente los casos positivos. En lo posible debe restringir el acceso de perros y gatos callejeros a instalaciones donde permanezcan animales susceptibles (Iowa State University, 2005). La desinfección de las zonas de permanencia de animales se puede utilizar etanol al 70%, yodo en distintas concentraciones e hipoclorito sódico al 2% (Databio, 2014).

Toxocara leonina

Toxocara leonina es un áscar que se encuentra en todo el mundo los cuales se pueden localizar en el intestino delgado de cánidos y en félidos, domésticos y de vida silvestre. La transmisión ocurre cuando el huésped definitivo se come el roedor infectado con este parásito. (Sheng, y otros, 2012). Este parásito tiene preferencia por los climas fríos, en estado adulto *Toxocara leonina* alcanza el tamaño de 10 cm de largo (Rus, 2014).

Toxocara leonina tiene un periodo de prepatencia de 8 a 11 semanas, habita en el intestino delgado, excreta huevos no embrionados a través de las heces y tiene ciclo biológico corto, necesita una semana para llegar a su fase adulta infectante mientras que otras especies de *Toxocara* necesitan de cuatro semanas (Ramón, 2012). Para poder completar el ciclo biológico este parásito necesita un hospedador intermediario como un roedor, los huevos eclosionan en su tracto digestivo y viaja a la mucosa intestinal, donde pasa por mudas hasta llegar nuevamente a la luz del intestino a terminar su desarrollo. Estas larvas llegan a los tejidos y forman quistes musculares

haciendo que los hospedadores finales se contagien cuando ingieren el roedor infectado (Rus, 2014).

Signos y síntomas. Prevención y control

La infección muchas de las veces no se ve reflejada en síntomas clínicos por lo que se recomienda exámenes coprológicos rutinarios para su diagnóstico (ESCCAP, 2013). Los felinos con alta carga parasitaria muestran síntomas como apatía, inapetencia, pelo hirsuto, vómitos, debilidad y pérdida de peso. Muchas veces las crías pueden presentar el abdomen abultado. El vómito y las heces pueden contener larvas de parásitos (Junquera, 2015). En adultos los síntomas son enteritis leve y obstrucciones a nivel intestinal (Ramón, 2012).

Las madres en periodo gestación y lactancia deben ser desparasitadas, con el fin de neutralizar la transmisión a las crías. Se ha demostrado que el uso de febendazole elimina el 99% de larvas de *Toxocara leonina*. (Ramón, 2012). Para el control de estos parásitos se deben hacer limpiezas de instalaciones mediante desinfectantes como el etanol al 70%, distintas concentraciones de yodo, también mediante inactivación física por temperaturas inferiores a 15o C, desecación y luz solar directa (Databio, 2016).

Trichuris sp.

Esta especie de parásito está localizada en la región del ciego y colon de gatos. El macho mide 21,5 mm de largo, mientras que la hembra puede alcanzar de 17 a 35 mm de longitud (Quiroz, 1999). Presenta morfología de látigo, este parásito está libre y se moviliza en el lumen intestinal, su extremo anterior filariforme le permite adherirse a la mucosa intestinal, causando enteritis hemorrágica (Ramón, 2012).

El ciclo de vida de *Trichuris sp.*, es directo por lo que madura en un solo huésped, los huevos en el medio ambiente pueden sobrevivir por varios años, la infección es causada por ingestión de los huevos embrionados, los cuales mudan y eclosionan en el tercer estado larvario para luego entrar en la mucosa del intestino delgado, durante siete a diez días para desarrollarse, estos parásitos regresan a la luz intestinal y viajan hasta el ciego donde establecen su estado adulto (Iowa State University, 2005). El periodo pre-patente dura pocas semanas (Jubb, 1985).

Signos y síntomas.

Los animales adultos no presentan inmunidad ante la infestación de *Trichuris sp.* por lo que están propensos a sufrirla nuevamente (Ramón, 2012). La mayoría de los casos son asintomáticos, pueden desarrollar diarrea mucoide a hemorrágica, pérdida de condición corporal, anemia (Iowa State University, 2005). Si la infección es severa, los signos clínicos pueden ir acompañados de eosinofilia y niveles de hipo-proteinemia, raramente se presenta anomalías del equilibrio de electrolitos séricos como hiponatremia e hipercalcemia (Washabau & Day, 2012).

Diagnóstico. Prevención y control

Para llegar al diagnóstico de la enfermedad se debe tomar en cuentas los aspectos clínicos y de laboratorio, ya que en infestaciones leves y moderadas es complicado dar un diagnóstico basándose solamente en los signos clínicos (Carrada, 2004) Se debe realizar un examen de heces de los animales sospechosos, mediante el método de flotación e identificar huevos de *Trichuris sp.*, en caso de no encontrar los huevos realizar de una a dos pruebas confirmatorias (Ramón, 2012). Muchas veces la sangre que se encuentra en las heces es un indicativo de la infección por *Trichuris sp.*, aunque no es un signo patognomónico (World heritage Encyclopedia, 2002).

Se debe limpiar regularmente los hábitats de los animales y restringir el acceso de animales callejeros que maximizan el riesgo de transmisión (Ramón, 2012). En lo

posible se recomienda que el piso de las instalaciones sea de concreto, para facilitar la desinfección mediante el uso de desinfectantes como el hipoclorito de sodio e incluso usar en lanzallamas (ESCCAP, 2013). En lo posible se debe eliminar zonas húmedas para controlar la contaminación ya que los huevos de *Trichuris* sp., alcanzan a sobrevivir por largos periodos de tiempo en zonas húmedas y con sombra (Iowa State University, 2005). Para el control de parásitos se requiere seguir un plan de desparasitación con antihelmínticos adecuados y específicos (ESCCAP, 2013).

Platelmintos

Los platelmintos viven en agua salada o dulce y en hábitats húmedos, son conocidos como gusanos planos (Gil Recio, 2016),

Dipylidium caninum

Dipylidium caninum es un cestodo de distribución mundial encontrado frecuentemente en el perro o gato doméstico, es una enfermedad zoonótica (Gallego, 2006). Morfológicamente puede alcanzar 50 cm de longitud por 2 o 3 mm de ancho, su escólex tiene cuatro ganchos para adherirse a la mucosa intestinal (Ayala, Domenech, Rodríguez, & Urquiaga, 2012).

Los huéspedes definitivos se contaminan cuando los perros o gatos ingieren pulgas o piojos infestados, los parásitos adultos maduran a las cuatro semanas, los proglótidos grávidos migran hacia el ano y son eliminados en las heces (Uribarren, 2016). *Ctenocephalides canis*, *C. felis*, *Pulex irritans* y *Thichodectos canis* son hospedadores intermediarios, estos se infestan cuando ingieren heces de perros con estadios larvarios del parásito (Quiroz, 1999).

Signos y síntomas

La infección es asintomática en la mayoría de casos solo cuando el número de tenias adultas es elevado produce daño a los hospedadores (Chávez, 2015). Los signos clínicos no suelen ser específicos a menudo en mascotas o en humanos se presentan de forma clínica con diarrea o estreñimiento, anorexia, pérdida de peso, dolor epigástrico, inquietud y picazón en la zona anal (Junquera, 2012).

Diagnóstico. Prevención y control

Se lleva a cabo cuando se identifican los proglotis en la región perianal, heces o en el suelo (Andrango & Morales, 2013), los huevos se desintegran rápidamente, pero pueden encontrarse en heces fecales. El diagnóstico se puede realizar identificando los huevos del cestodo mediante exámenes coprológicos (Uribarren, 2015).

La mejor forma de prevenir esta enfermedad es el control de pulgas y piojos ya que son vectores y hospedadores intermediarios de *Dipylidium caninum* (Barros, 2013), para esto podemos usar productos que contienen Fipronilo, Imidacopril y Selamectina (Ramón, 2012).

Spirometra mansonioides

Este parásito se encuentra localizado en el intestino delgado de los felinos, cada una de las proglótides tiene un útero en forma de espiral localizado al centro, el cual expulsa huevos del parásito (Barros, 2013), en cuanto a la morfología tiene un escólex de forma bolacea, los orificios del cirro y de la vagina terminan en un seno común (Fernández, 2017).

El ciclo evolutivo comienza cuando los huevos eclosionan por la exposición a la luz solar directa. En el agua dulce, el coracidio ciliado emerge del huevo (Parasitologist, 2014) y es comido por el primer huésped intermediario, que es un crustáceo del género *Cyclops* donde se desarrolla la larva procercoide en su interior (Valerio, Rodríguez, & Chinchilla,

2004). Cuando un vertebrado, que no sea un pez, ingiere el crustáceo infectado, el procercoide migra a los músculos o al tejido conectivo y se desarrolla en la etapa plerocercoides (Tapeworm, 2017). La larva definitiva se aloja generalmente en el tejido subcutáneo, pero se la puede encontrar en otros sitios como fascias, pared abdominal, pared torácica, miembros inferiores, sistema nervioso, vías urinarias y en el escroto (Barros, 2013).

Signos y síntomas

La mayoría de veces es asintomática (Tapeworm, 2017), pero de haber síntomas o signos, se pueden ver manifestaciones subcutáneas como masas palpables que pueden estar fijas o migratorias, la mayoría son indoloras, enrojecidas y pueden presentar o no prurito, eosinofilia y leucocitosis (Village, 2015). La sintomatología depende del lugar donde estén alojadas las larvas aunque la manifestación más severa se presenta en la esparganosis cerebral la cual es acompañada por dolor de cabeza, vómito, depresión pérdida de peso, anorexia, fiebre y calambres (Valerio, Rodríguez, & Chinchilla, 2004).

Diagnóstico. Prevención y control

El diagnóstico puede hacerse por visualización de huevos mediante exámenes coprológicos, por medio de una biopsia, tomografía y resonancia magnética (Baquerizo, 2016). En cuanto a los estudios serológicos una prueba de tamizaje puede ser de gran ayuda aunque puede existir una reacción cruzada con cisticercosis y paragonimiasis (Valerio, Rodríguez, & Chinchilla, 2004). Debido a que ranas, serpientes, roedores pueden estar infectados, debemos evitar en todo momento que los animales ingieran este tipo de animales (American Association of Veterinary Parasitologists, 2014), en cuanto a fármacos podemos usar Febendazole (Quiroz, 1999).

Taenia sp.

Taenia es un cestodo en forma de cinta, infestaciones por este parásito se encuentran a nivel mundial, puede parasitar muchas especies entre ellos tenemos perros, gatos, ganado y numerosos vertebrados silvestres (Junquera, 2015). En cuanto a su morfología los parásitos adultos miden hasta 60 cm de longitud su cabeza esta provista de ganchos y ventosas para fijarse en la pared intestinal de sus hospedadores y su escólex tiene una doble cadena de ganchos con cuatro ventosas (Barros, 2013).

Los huevos salen en las heces ya sea en el proglótide grávido o libres por el rompimiento de éste, los huevos son infectivos luego de ser expulsados en las heces (Gallego, 2006). Cuando son ingeridos por cerdos, ganado vacuno estos actúan como hospederos intermediarios (Higuita, 2016), cuando el huésped definitivo es infectado, el embrión de la *Tenia* invade la pared intestinal y puede alcanzar el torrente sanguíneo (Pinheiro, 2017).

Signos y síntomas

La mayoría de veces la infección por *Taenia sp.* suele ser asintomática, todo depende de la carga parasitaria (American Association of Veterinary Parasitologists, 2014), en cuanto a síntomas que se pueden encontrar son dolor abdominal, náuseas, diarrea y estreñimiento (OMS, 2017).

Diagnóstico. Prevención y control

El diagnóstico se puede realizar al encontrar segmentos o proglótides en las heces de los animales, por medio de exámenes coprológicos para identificación de huevos (Meza, 2002). La teniasis es una enfermedad zoonótica (OMS, 2017). Para prevenir, controlar y eventualmente eliminar esta parasitosis debemos tener un estricto control en cuanto

al estado sanitario de los cerdos y manejo de sus excretas, (Garcia, Gonzales, & Gilman, 2003).

Mesocestoides sp.

Estos parásitos se encuentran en el intestino de perros, gatos y otros carnívoros silvestres. Carece de róstelos y ganchos, pero está armado con ventosas de forma oval. Estos parásitos miden de 30 a 250 cm de largo y 3 mm de ancho. Los proglótides maduros tienen dos órganos genitales localizados en la cara ventral de la línea media. Los huevos son de forma ovalada y miden de 40 a 60 micras (Quiroz, 1999).

Los huéspedes definitivos son caninos, felinos y mustélidos que excretan los huevos por las heces, los cuales son ingeridos por el primer huésped intermediario que es un artrópodo del género Oribatidae en este se desarrolla el cisticercoides (González, Díaz, & Nuñez, 1996). Cuando el primer huésped intermediario es ingerido por un segundo huésped intermediario la larva de la segunda etapa se desarrolla en una larva infecciosa de tercera etapa llamada tetratiridio (Muñoz & Olmos, 2008).

Esta forma de larva se multiplica asexualmente. Cuando el segundo huésped intermediario es comido por un carnívoro, el tetratiridio se digiere. El protoscolex se adhiere a la pared del intestino delgado y los gusanos comienzan a formar proglótides grávidos que contienen los huevos (Tapeworm, 1988).

Signos y síntomas

Las infecciones con *Mesocestoides sp.* en su forma intestinal cruzan de forma asintomática y poco grave, salvo en el caso de que existan invasiones masivas (Salazar, Garcia, & Rodriguez, 2014), donde se puede presentar peritonitis parasitaria, ascitis, anorexia, depresión, convulsiones, vómito (Perez, 2016), diarrea, heces con moco y puede existir granulomas y quistes (Acha, 2018).

Diagnóstico. Prevención y control

Debido a que las manifestaciones clínicas son inconstantes y en general poco específicas el diagnóstico se realiza a través de visualización directa de los proglótides en las heces (Quiroz, 1999), con exámenes coprológicos y serológicos (Acha, 2018).

Para el control de céstodos se recomienda establecer un tratamiento químico para la desinfección de instalaciones y farmacológico como el Praziquantel y Febendazol (Altreuther, 2009). Prevenir la ingesta de animales infectados evita que los animales se parasiten (Quiroz, 1999).

Protozoos

El término protozoo significa "primer animal", los protozoos son estructuras unicelulares que habitan en el agua y en el suelo, existen alrededor de 20.000 especies de protozoos (Tortora, Funke, & Case, 2007), poseen vida libre, aunque algunas parasitan hospedadores, su reproducción puede ser sexual y asexual. (Martínez, 2016)

Cystoisospora felis

Es un parásito microscópico que infesta los intestinos de gatos, se caracterizan por formar ooquistes los cuales son de forma ovalada, doble pared delgada y lisa (Quiroz, 1999). Los ooquistes tienen una medida de 38 a 51 μm por 27 a 39 μm , cuando se encuentra en la etapa de esporulación presentan dos esporoquistes que a su vez contienen dos esporozoitos (AAVP, 2014). Los ooquistes son expulsados en las heces de los gatos, para que estas sean infectivas se necesita un periodo de tres días en el medio ambiente, luego evoluciona a etapa esporulativa, en cada ooquiste se encuentran dos esporocistos los cuales contienen cuatro esporozoitos (Penn Veterinary Medicine, 2012).

La infección se da al ingerir ooquistes esporulados o un ratón infectado con ooquistes, la multiplicación tiene lugar en las células de la mucosa intestinal donde se enquistan y después de un periodo de seis a diez días se liberan en heces donde completan su desarrollo hasta llegar a un estado infectante (ESCCAP, 2013).

Signos y síntomas

Cystoisospora felis tiene reproducción asexual y sexual las cuales producen daño de células de la mucosa intestinal en yeyuno e íleon ocasionando varios síntomas clínicos como anorexia leve o moderada, en consecuencia el animal comienza a evacuar heces de consistencia blandas a totalmente acuosas (Perez, Petteta, & al, 2009), se manifiesta también la deshidratación, pérdida de peso, vómitos, anemia y en casos severos concluye con la muerte del animal (Veterinary Medical Clinic, 2016).

Diagnóstico. Prevención y control

Se pueden observar los ooquistes mediante exámenes copro-parasitarios (Veterinary Medical Clinic, 2016). Se puede realizar otras técnicas de diagnóstico a nivel de laboratorio como biopsias, citologías y serología, pero si se decide por un método no invasivo como el copro-parasitario se debe realizar muestras múltiples ya que el número de oocistos varia (Klassen, Neafie, & Alk, 2011).

Dado a que este tipo de parásito es de distribución mundial su erradicación es imposible, pero el riesgo de infección puede disminuir si se toman medidas sanitarias como la limpieza y desinfección diaria de las áreas donde se encuentran los animales (ESCCAP, 2013). En caso de animales que vivan en hacinamiento o contacto con otros animales se recomienda realizar un tratamiento preventivo con medicamentos (Ramírez, 2011).

Entamoeba histolytica

Es un protozoo patógeno que se encuentra en el intestino, se presentan de dos formas, la primera es un estado invasivo vegetativo ameboide y la segunda forma es de resistencia e infectante llamada quiste (Uribarren, 2017). Los quistes son de forma esférica u oval, miden de 10 a 15 μm , se dividen por mitosis sucesivas por lo que al alcanzar la madurez tienen cuatro núcleos (INSHT, 2015).

El ciclo de vida de *Entamoeba histolytica* inicia una vez que el hospedador ingiere alimentos o bebidas contaminadas, las cuales contienen quistes de este protozoario que son capaces de resistir el pH gástrico (Olivos, Saavedra, Nequiz, & Perez, 2011), Cuando el quiste es ingerido, cambia a trofozoíto al llegar a los intestinos, cuando llegan al colon, los trofozoítos se adhieren a la pared para colonizarla (Pinheiro, 2017). En algunos casos los trofozoítos invaden la mucosa intestinal, a través de la circulación sanguínea llegan a tener presencia extra intestinal en hígado, el cerebro, y los pulmones con manifestaciones patológicas (CDC, 2009).

Signos y síntomas

Muchas de las veces la amebiasis puede no presentar síntomas clínicos, mientras otros casos el hospedador desarrolla disentería o enfermedad extra intestinal (Ximenez, Moran, Ramos, & Ramiro, 2007). Además se puede encontrar abscesos hepáticos, enfermedad pleuropulmonar, peritonitis, pericarditis y abscesos cerebrales (Dhawan, 2017).

Diagnóstico. Prevención y control

Se pueden usar pruebas de sangre, biopsias de colon, exámenes de heces, extracción de líquido cefalorraquídeo y resonancia magnética (ZSP, 2016). Las medidas de control están encaminadas en el saneamiento ambiental e individual de cada animal (Inojosa,

2000; Pombar, 2017) y en general recomiendan ponerlos en cuarentena y hacer un tratamiento farmacológico a los pacientes infectados.

Conclusiones

Es bien discutido en esta reseña la diversidad de especies de parásitos internos que tienen prevalencia elevada en Felinos Silvestres en cautiverio dentro de Unidades de Manejo de Fauna y se distinguen por una gran variedad de síntomas que los diferencian en sus fases de vida e incidencia en estos animales que permite a su vez diagnosticarlos y asumir el control terapéutico y también de aspectos diversos de manejo e higiene en la tenencia de estos animales, del que se deriva hacer un tratamiento farmacológico a los pacientes infectados en modo diferenciado por especie.

Referencias bibliográficas

American Association of Veterinary Parasitologists. (2014). Recuperado el 10 de 05 de 2017, de AAVP: <http://www.aavp.org/wik/cestodes/pseudophyllidea/spirometra/spirometramansonoides>.

AAVP. (2014). *Isospora felis*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de American Association of veterinary Parasitologists: <http://www.aavp.org/wiki/catprotozoa/coccidia-apicomplexan/isospora-felis/>

AAVP. (2014). *Toxocara cati*. Recuperado el 03 de Septiembre de 2016, de American Association of Veterinary Parasitologist: <http://www.aavp.org/wiki/nematodes/ascaridida/toxocara-cati/>

Acha, P. (2018). EcuRed. Obtenido de Mesocestoidiasis: <https://www.ecured.cu/Mesocestoidiasis>

Alfaro, M. (2011). Prevalencia de *Ancylostoma caninum* en *Canis lupus familiaris* en el área urbana y periurbana de la colonia Zacamil, del municipio de Mejicanos, San Salvador. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Universidad de El Salvador: <http://ri.ues.edu.sv/1518/1/13101280.pdf>

Altreuther. (2009). Vetbook. Obtenido de Mesocestoides spp: http://www.vetbook.org/wiki/dog/index.php?title=Mesocestoides_spp

American Association of Veterinary Parasitologists. (2014). *Taenia taeniaeformis* (Batsch, 1786) Wolffügel, 1911. Recuperado el 17 de Agosto de 2016, de American Association of Veterinary Parasitologists: [https://translate.google.com/?hl=es#auto/es/Infection%20in%20cats%20is%](https://translate.google.com/?hl=es#auto/es/Infection%20in%20cats%20is%20)

Andrango, R. & M. Morales. (2013). Universidad Central del Ecuador. Recuperado el 2016, de Identificación de las especies de pulgad y endoparasitos gastrointestinales asociadas en caninos de tres parroquias de la zona urbana (El Condado, San Juan y quitumbe) del D.M.Q: <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/2363/1/T-UCE-0014-51.pdf>

Aranda, C., Serrano, M., & M, Tantalean. (2013). Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. Recuperado el 03 de Octubre de 2016, de scielo: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v24n3/a13v24n3.pdf>

Aranda, O. (1998). Naturalista. Obtenido de Tigrillo (*Leopardus wiedii*): <http://www.naturalista.mx/taxa/41988-Leopardus-wiedii>

Arrojo, L. (2002). Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú. Recuperado el 06 de Agosto de 2016, de Facultad de Ciencias Biológicas: http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/biologia/v09_n2/pdfs/parasitos.pdf

Ayala, Domenech, Rodriguez, & Urquiaga. (2012). Scielo. Obtenido de Parasitismo intestinal por *Dipylidium caninum*: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S013865572012000200010

Baquerizo, & Manuel. (2016). Slideshare. Obtenido de Esparganosis: <https://es.slideshare.net/paulzambrano2/esparganosis>

Barros Nuñez, M. (2013). Incidencia de parásitos gastrointestinales en gatos en la ciudad de Guayaquil. Recuperado el 16 de Agosto de 2016, de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/2454/1/BARROS%20NU%C3%91EZ%20MONICA.pdf>.

Beltran, L., Beldomenico, P., & Gonzales, J. (2008). Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocalización en Santa Cruz, Bolivia. Recuperado el 18 de Enero de 2018, de Universidad de Caldas: <http://vip.ucaldas.edu.co/vetzootec/downloads/v3n1a06.pdf>

Botero, L., Sánchez, P. & Arias, R. (2012). Puma concolor. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de https://www.researchgate.net/profile/Andres_AriasAlzate/publication/292144997_Puma_concolor/links/56aa441208aeaeb4cefaf71f.pdf?origin=publication_list

Bowman, D. (2011). Parasitología para Veterinarios. España: Elsevier, pag 467.

Bowman, D., Barr, S., Hendrix, C., & Lindsay, D. (2003). Gastro-intestinal parasites of cats. Recuperado el 31 de AGOSTO de 2016, de IVIS: http://www.ivis.org/advances/parasit_bowman/ddb_gi/ivis.pdf?q=sw-412cottontail-rabbit

Carrada, T. (2004). Trichuriasis: Epidemiología, diagnóstico y. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Medigraphic: <http://www.medigraphic.com/pdfs/pediat/sp-2004/sp046j.pdf>

Cazares, M., Juárez, A., & Mejía, C. (2014). Larva migrans; una zoonosis que afecta a humanos de ciudad Nezahualcóyotl, estado de México. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de Congreso Iberoamericano de Ciencias, Tecnología, Innovación y Educación: www.oei.es/historico/congreso2014/memoriactei/659.pdf

CDC. (26 de Marzo de 2009). Zona Pediátrica. Obtenido de Amebiasis - Entamoeba Histolytica: <http://www.zonapediatrica.com/amebiasisentamoeba-histolytica.html>

Chávez, J. (2015). Universidad de Guayaquil. Obtenido de Prevalencia de Dipilidiasis en perros en la ciudadela Martha de Roldós de la ciudad de Guayaquil: <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/13962/1/Tesis%20Dipilidiasis%20en%20perros.pdf>

Chinchilla, L., González, E., Valerio, S., Gutiérrez, T. & Apéstegui, R. (2009). Brenesia. Obtenido de Salud de felinos silvestres en cautiverio- Estudio integral en el Centro de Rescate para la Vida Silvestre La Marina-Costa Rica: <http://www.bvs.sa.cr/articulosexternos/art17.pdf>

Clavijo, T. & Ramírez, R. (2007). Taxonomía, distribución y estado de conservación de los felinos suramericanos: Revisión monográfica. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Scielo: <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v13n2/v13n2a03.pdf>

- Cruz, P. (2009). UNAM. Documento obtenido de Fauna feral, fauna nociva y zoonosis: http://www.repsa.unam.mx/documentos/Cruz-Reyes_2009_faunas_feral.pdf
- DATABIO. (2014). *Ancylostoma* spp. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Parasitos/Ancylostoma%20spp.pdf>
- DATABIO. (2016). *Toxocara* spp. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Toxocara%20spp.%202016.pdf>
- Dhawan, V. (2017). Medscape. Obtenido de Amebiasis: <https://emedicine.medscape.com/article/212029-overview>
- EcuRed. (2015). *Leopardus Wiedii*. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de https://www.ecured.cu/Leopardus_Wiedii
- ESCCAP. (2013). Control de Protozoos Intestinales en Perros y Gatos. Recuperado el 20 de Mayo de 2017, de Consejo Europeo para el control de las Parasitosis de los Animales de Compañía: http://www.esccap.org/uploads/docs/3sbvfy71_ESCCAP_Guide_6_spanish_version_def.pdf
- Escobedo, A. (2015). *Ancylostoma* y *Necator*. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Research Gate: https://www.researchgate.net/publication/287492122_Ancylostoma_y_Necator
- Estrella, M. (2015). *Strongyloides stercoralis* en caninos de la comuna Limoncito de la parroquia Chongón - Guayas y el riesgo en salud pública 2014. Recuperado el 19 de Diciembre de 2017, de Universidad de Guayaquil: <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/6945>
- European Scientific Counsel Companion Animals Parasites. (2006). Control de vermes en perros y gatos. Recuperado el 31 de Agosto de 2016, de ESCCAP: http://www.esccap.org/uploads/docs/oyoq7jsy_guia1escapesdeffeb2010.pdf
- Feline Worlds. (2014). Ocelote. Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Bio Expedition: <http://www.felineworlds.com/ocelote/>
- Fernández, I. (2017). Parasitología Ficha Técnica. Obtenido de *Spirometra mansonoides*: <https://www.unioviado.es/bos/Asignaturas/Parasit/.../Spirometra%20mansonoides.ppt>
- Gallas, C. (2011). Scielo. Obtenido de *Mesocestoides* sp. (Eucestoda, Mesocestoididae) parasitando cuatro especies de felinos silvestres no Sul do Brasil: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S198429612011000200014
- Gallego Berenguer, J. (2006). Manual de Parasitología morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona: Publicacions i Edicions; pags, 518.
- Gallo, C. (2014). Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario. Recuperado el 16 de Septiembre de 2016, de Universidad Nacional Agraria: <http://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf>
- García, Gonzales, & Gilman. (2003). Diagnóstico, tratamiento y control de la cisticercosis por *Taenia solium*. Recuperado el 16 de Mayo de 2017, de Scielo: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S102406752003000300011

Geographic, N. (2010). National Geographic. Obtenido de León africano: <http://www.nationalgeographic.es/animales/leon-africano>

Gil Recio, C. (2016). Platelmitos, información y características. Recuperado el 10 de Agosto de 2016, de Paradais Sphynx: <http://invertebrados.paradais-sphync.com/platelmitos-informacioncaracteristicas.htm>

Gonzales,R., Díaz,L. & Nuñez, P. (1996). Parasitosis: Helmitiasis: Cestodiasis. Recuperado el 01 de 02 de 2017, de http://bvs1.panaftosa.org.br/local/file/textoc/Acha_v3_mesocestoidiasis.pdf

Google Maps. (2017). Recuperado el 21 de Junio de 2017, de Google Maps: <https://www.google.com.ec/maps>

Guillen,S.,Vidal, V., Aguirre, M., & Rodriguez , R. (2012). Helmintos. Recuperado el 23 de Agosto de 2016, de Seduma biodiversidad Yucatán: http://www.seduma.yucatan.gob.mx/biodiversidadyucatan/03Parte2/Capitulo4/02Diversidad_faunistica/01%20Invertebrados/24Helmintos.pdf

Higuita, L. (2016). Aprende en Línea. Obtenido de Teniasis/Cisticercosis.: <http://aprendeenlinea.udea.edu.co/lms/moodle/mod/page/view.php?id=101113>

Inojosa. C. (2000). Entoameba histolytica. Recuperado el 20 de Mayo de 2017. Control y prevención. http://catarina.udlap.mx/ua/tales/documentos/lqf/hinojosa_s_le/capitulo7.pdf

INSHT. (2015). Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo. Obtenido de Entamoeba histolytica: <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Entamoeba%20histolytica%202016.pdf>

Iowa State University. (2005). Hookworms. Recuperado el 28 de AGOSTO de 2016, de OIE: <http://www.2ndchance.info/parasite-doghookworms.pdf>

Jubb, K. (1985). Pathology of domestic animals. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books: https://books.google.com.ec/books?id=Uf3Rc_llbAC&pg=PA581&dq=trichuris+campanula&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjVh7iLkY_PAhWJdR4KHcZ1AosQ6AEITTAG#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false

Junquera, P. (2015). Taenia spp. Recuperado el 17 de Agosto de 2016, de http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1469&Itemid=1603

Junquera, P. (2012). Dipylidium Caninum, La Tenia del perro: Biología, prevención y control. Recuperado el 14 de Octubre de 2016, de Parasitipedia.net: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1459&Itemid=1590

Junquera, P. (2015). Strongyloides spp, parasitic threadworms of dogs and cats. biology, prevention and control. Strongyloides stercoralis, Strongyloides canis, Strongyloides tumefaciens. Recuperado el 31 de Agosto de 2016, de Parasitipedia: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2600&Itemid=2882

Junquera, P. (2015). Toxascaris leonina, nematodo intestinal. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Parasitipedia: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1474&Itemid=1605

Klassen, M., Neafie, D., & al, e. (2011). Cryptosporidiosis, Isosporiasis, Cyclosporiasis & Sarcocystosis. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de DEFENSE TECHNICAL INFORMATION CENTER: <http://www.dtic.mil/dtic/tr/fulltext/u2/a547772.pdf>

León, U. d. (07 de 2014). Exploración física general de perros y gatos. Recuperado el 2017 de Mayo de 27, de Hospital Veterinario de León: <http://servicios.unileon.es/hospital-veterinario/files/2014/07/Examenf%C3%ADsico-general.pdf>

Linnaeus. (1758). Metropol. Obtenido de Leopardus pardalis: http://www.metropol.gov.co/mamiferos/especies/OrdenCarnivora/FamiliaFeli dae/Leoparduspardalis/Leopardus_pardalis.pdf

Linnaeus. (1771). Mantissa plantarum, altera. Regni animalis, appendix; pags 584.

Magaro, S., Uttaro, F. & Serra, R. (2000). Técnicas de Diagnóstico Parasitológico. Recuperado el 04 de 05 de 2017, de Universidad Nacional de Rosario: https://l.facebook.com/l.php?u=https%3A%2F%2Fwww.google.com.ec%2Furl%3Fsa%3Dt%26rct%3Dj%26q%3D%26esrc%3Ds%26source%3Dweb%26cd%3D10%26cad%3Drja%26uact%3D8%26ved%3D0ahUKEwiRoJ3_idfTAhWor1QKHQH0CtEQFghLMAk%26url%3Dhttp%253A%252F%252Fwww.fbioyf.unr.edu.ar%252

Martínez, A. (2016). Paradais Sphynx. Obtenido de Protozoos, características, clasificación y ejemplos: <https://www.paradaissphynx.com/ciencias-naturales/protozoos-caracteristicas-ejemplos.htm>

Martínez, F., Binda, J., Laffont, G., & Rodríguez, C. (2009). Helmintos más frecuentes en félidos silvestres. Recuperado el 17 de Enero de 2018, de Universidad Nacional del Nordeste: <http://www.unne.edu.ar/unnevieja/investigacion/com2009/CV-050.pdf>

Martínez, L., González, M. (2011). Diagnóstico y tratamiento de la estrogiloidosis. Recuperado el 18 de Diciembre de 2017, de Biblioteca Virtual en Salud de Cuba: http://www.bvs.sld.cu/revistas/mil/vol40_02_11/mil07211.htm

Meza, A. (2002). Teniasis. Obtenido de Teniasis: <http://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2002/pt022d.pdf>

Miró, G. (1995). Respuesta terapéutica a tiabendazo/ivermectina en un caso de Estrogiloidosis canina. Recuperado el 04 de Enero de 2018, de Universidad Autónoma de Barcelona: <https://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v15n3/11307064v15n3p176.pdf>

Montoya, & Restrepo. (2010). Recuperado el 09 de Julio de 2017, de Phylum Nematoda: <http://medicina.udea.edu.co/parasitologia/Nematoda.html>

Muñoz, R. & Olmos, S. (2008). Encyclopedia of life. Obtenido de Mesocestoides lineatus: <http://eol.org/pages/4969153/overview>

Naturalista. (2007). Naturalista. Obtenido de Puma (puma concolor): <http://www.naturalista.mx/taxa/42007-Puma-concolor>

Olivos, A., Saavedra, E., Nequiz, M., & Pérez, R. (2011). Amibiasis: mecanismos moleculares de la patogenicidad de Entamoeba histolytica. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de Medigraphic: <http://www.medigraphic.com/pdfs/facmed/un-2011/un112c.pdf>

OMS. (2017). Organización Mundial de la Salud. Obtenido de Teniasis y cisticercosis: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs376/es/>

Paradai Sphynoc. (2014). Paradai Sphynoc. Recuperado el 20 de Mayo de 2017, de León Animal, Panthera leo: <https://mamiferos.paradai-sphynx.com/felinos/leones-panteras/pantheraleo.htm>

Paradai Sphynx. (2014). Paradai Sphynx. Obtenido de Características de los felinos: <https://mamiferos.paradaissphynx.com/informacion/felidos-o-familia-felidae.htm>

Parasitologist, A. A. (2014). American Association of Veterinary Parasitologist. Obtenido de Spirometra mansonoides: <http://www.aavp.org/wiki/cestodes/pseudophyllidea/spirometra/spirometramansonoides>

Penn Veterinary Medicine. (2012). Isospora felis. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Diagnosis of Veterinary Endoparasitic Infections: <http://research.vet.upenn.edu/Hosts/Isosporafelis/tabid/7793/Default.aspx>

Pérez, A. (2016). Hospital Veterinario. Obtenido de Mesocestoides: <http://hospitalveterinariotaco.es/mesocestoides/>

Pérez, G., Petteta, L. (2009). Primera Descripción del Uso del Toltrazuril para la Prevención de Brotes de Coccidiosis en Criaderos Felinos. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Veterinaria Argentina: <http://www.veterinariargentina.com/revista/2009/04/719/>

Pinheiro. P. (2017). MD. SAÚDE. Obtenido de AMEBIASIS – SÍNTOMAS, CAUSAS Y TRATAMIENTO: <https://www.mdsaude.com/es/2015/10/ameba-entamoeba-histolytica-2.html>

Pinheiro, P. (2017). Ministerio de Saude. Obtenido de Teniasis y Cisticercosis – Ciclo, Síntomas y Tratamiento: <https://www.mdsaude.com/es/2017/09/teniasis-y-cisticercosis.html>

Plus, M. (2016). Medline Plus. Obtenido de Enfermedades parasitarias: <https://medlineplus.gov/spanish/parasiticdiseases.html>

Pombar, A. (2017). Universidad Católica de Santiago de Guayaquil. Obtenido de Prevalencia de Protozoarios gastrointestinales en perros y gatos de dos refugios en la ciudad de Guayaquil: <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7724/1/T-UCSG-PRE-TECCMV-21.pdf>

Provincia del Azuay. (2008). La provincia del Azuay. Recuperado el 03 de Octubre de 2016, de <http://laprovinciadelazuay-byronbyron.blogspot.com/2008/10/la-provincia-del-azuay.html>

Publishing,B.(2017). Felinos. Obtenido de <https://books.google.com.ec/books?id=CQasCQAAQBAJ&printsec=frontcover&dq=felinos&hl=es419&sa=X&ved=0ahUKEwi17LDsuoYAhXHRSYKHavdAxEQ6AEILDAB#v=onepage&q=felinos&f=false>

Quiroz, H. (1999). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books: https://books.google.com.ec/books?id=xRkXal1Y6EC&pg=PA570&lpg=PA570&dq=trichuris+campanula&source=bl&ots=k_IRknUtl&sig=_IElsR3ZU9Td1IAMFv8F76dc1c&hl=es&sa=X&sqi=2&ved=0ahUKEwjWncjqk17PAhUPBh4KHcTKBaIQ6AEILjAB#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false

Ramires, G. (2011). Enfermedades protozoarias animales. Recuperado el 08 de Enero de 2018, de Universidad de Chile: <https://www.google.com.ec/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=14&cad=rja&uact=8&ved=0ahUKEwjLuuCZicrYAhWHOCYKHWccCcw4ChAW>

CDcwAw&url=https%3A%2F%2Fwww.ucursos.cl%2Fveterinaria%2F2011%2F1%2FFU17%2F1%2Fmaterial_docente%2Fbajar%3Fid_material%3D580794&usg.

Ramón, G. (2012). Prevalencia de helmintos gastrointestinales (céstodos y nemátodos) en caninos de la ciudad de Cuenca. Recuperado el 22 de 05 de 2017, de Universidad de Cuenca: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/383/1/TESIS.pdf>

Romero, R. (2009). Research gate. Obtenido de Leopardus wiedii: https://www.researchgate.net/publication/263275868_Leopardus_wiedii_Schinz_1821.

Ruiz, M. F., Pergazere, M., & Kuhn, R. (2011). Relevamiento de parásitos gastrointestinales por coprología en félidos silvestres bajo condiciones de cautiverio. Recuperado el 01 de Agosto de 2016, de Univerisad Nacional de Rosario: <http://www.fveter.unr.edu.ar/jornadas2011/191.Ruiz,M.%20VETUNL.%20Relevamiento%20.pdf>

Rus, C. (2014). Estudio de los elementos parasitarios presentes en heces de carnívoros domésticos en la ciudad de Jaen. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Universidad de Jaen: http://tauja.ujaen.es/bitstream/10953.1/563/1/TFG_RusRusMar%C3%ADaCatalina.pdf

Salazar, P., García, S. & Rodríguez, C. (2014). Helmitiasis en Caninos y Felinos. Recuperado el 01 de 02 de 2017, de CES: http://revistas.ces.edu.co/index.php/ces_salud_publica/article/view/3593

Schreber, W. (1775). Research gate. Obtenido de Leopardus tigrinus: https://www.researchgate.net/profile/Andres_AriasAlzate/publication/292145257_Leopardus_tigrinus/links/56aa45fd08ae2df82166d6b2/Leopardus-tigrinus.pdf?origin=publication_detail

Sheng, Z.-H., Chang, Q., Tian, S.-Q., Lou, Y., Zheng, X., Zhao, Q., & Wang, C.R. (2012). Characterization of *Toxascaris leonina* and *Tococaracanis* from cougar (*Panthera leo*) and common wolf (*Canis lupus*) by nuclear ribosomal DNA sequences of internal transcribed spacers. Recuperado el 08 de Septiembre de 2016, de Academic Journals: http://www.academicjournals.org/article/article1380727991_Sheng%20et%20al.pdf

Silva, A. (2010). Parasitosis gastrointestinales en felinos silvestres en Nanchititla, Mexico. Toluca, Mexico. https://www.researchgate.net/publication/303065732_Parasitosis_gastrointestinales_en_felinos_silvestres_en_Nanchititla_Mexico

Sixtos, C. (2013). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos. Virbac Salud Animal, 6-7.

Soria. (2014). Oncilla (*Leopardus tigrinus*). Recuperado el 21 de Mayo de 2017, de Animal extincion: http://www.animalesextincion.es/articulo.php?id_noticia=380

Tantaleán, & Michaud. (2005). Scielo. Obtenido de Huéspedes definitivos de *Spirometra mansonoides* (Cestoda, Diphylobothriidae) en el Perú: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S172799332005000100015&script=sci_arttext&tlng=pt

Tapeworm. (1988). Mesocestoides. Obtenido de Diagnosis of Veterinary Endoparasitic Infections: <http://research.vet.upenn.edu/Hosts/Mesocestoidesspp/tabid/7804/Default.aspx>

Tapeworm. (2017). Diagnosis of Veterinary Endoparasitic. Obtenido de *Spirometra mansonoides*: <http://research.vet.upenn.edu/Default.aspx?TabId=7817>

Thüngen, J. (1987). Bioecología. Obtenido de El puma: http://www.produccionanimal.com.ar/fauna/Fauna_Argentina_general/03-el_puma.pdf

Tortora, C., Funke, F. & Case, S. (2007). Introducción a la Microbiología. Buenos Aires, Argentina: Médica Paramericana.

UCE. (2015). Estrongiloidiasis. Recuperado el AGOSTO de 29 de 2016, de Universidad Central del Este: <https://parasitologiauce.files.wordpress.com/2015/03/e-stercoralis.pdf>.

Uribarren, T. (2016). Universidad Nacional Autónoma de México. Obtenido de Dipylidiosis o Dipilidiasis : <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/dipylidiosis.html>

Uribarren, T. (2015). Larva Migrans Visceral. Recuperado el 03 de SEPTIEMBRE de 2016, de Universidad Nacional Autónoma de México: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/larvamigrans-visceral.html>

Uribarren, T. (2015). Strongyloidosis o Estrongiloidiosis o Estrongiliodiasis. Recuperado el 31 de AGOSTO de 2016, de Universidad Nacional Autónoma de México: http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/strongyloido_sis.html

Uribarren, T. (2017). Entamoebosis o Amibiasis o Amebiasis. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de Universidad Autónoma de México: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/amibiasis.html>

Valerio, I., Rodríguez, B., & Chinchilla, M. (2004). Primer hallazgo de *Spirometra mansoni* en *Felis domesticus* de Costa Rica. Recuperado el 16 de Agosto de 2016, de <http://www.bvs.sa.cr/articulosexternos/art9.pdf>

Veterinary Medical Clinic. (2016). Coccidiosis, Canine and Feline. Recuperado el 11 de Septiembre de 2016, de <http://www.vetmedclinic.com/?p=264>

Village, V. (2015). Nodiagnosticado. Obtenido de Infección por *Spirometra mansonoides*: <http://www.nodiagnosticado.es/enfermedades/Infeccion-porSpirometra-mansonoides.htm>

Washabau, R., & Day, M. (2012). Canine and Feline Gastroenterology. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Google Books: https://books.google.com.ec/books?id=8iwym8Q5XQ8C&pg=PA746&dq=trichuris+campanula&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjVh7iLkY_PAhWJdR4KHcZ1AosQ6AEIVTAH#v=onepage&q=trichuris%20campanula&f=false

World heritage Encyclopedia. (2002). Trichuris. Recuperado el 14 de Septiembre de 2016, de Project Gutenberg Self-Publishing Press: <http://www.gutenberg.us/article/WHEBN0011581978/Trichuris>

Ximénez, C., Moran, P., Ramos, F., & Ramiro, M. (2007). Amibiasis intestinal: estado actual del conocimiento. Recuperado el 13 de 04 de 2017, de MEDIGRAPHIC: <http://www.medigraphic.com/pdfs/medintmex/mim2007/mim075g.pdf>

Yañez, S & Rodríguez, R. (2015). Conciencia. Obtenido de animales salvajes se curan auto-medicándose: <https://www.concienciaeco.com/2015/01/16/nuevo-estudio-los-animales-salvajes-se-curan-automedicandose/>

Youssefi, M., Hoseini, S., Zaheri, B., & Abouhosseini, M. (2010). First report of *Ancylostoma tubaeforme* in Persian Leopard (*Panthera pardus saxicolor*). Recuperado el 29 de AGOSTO de 2016, de NCBI: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3279821/>

Zooquito. (2018). QuitoZoo. Obtenido de Tráfico de Fauna Silvestre. Recuperado el 05 de Febrero de 2018:[Http://www.quitozoo.org/index.php/23-moduloderecha/52trafico-de-fauna-silvestre](http://www.quitozoo.org/index.php/23-moduloderecha/52trafico-de-fauna-silvestre)

ZSP. (2016). Veterinario SOS. Obtenido de Entamoeba, protozooario del intestino: <https://veterinariosos.blogspot.com/2016/08/entamoeba-protozooario-delintestino.html>