

Parásitos gastrointestinales frecuentes en caninos y sus métodos diagnósticos

José David Quiceno Rincón.

Tutor: Dunia Yisela Trujillo Piso

**Universidad Cooperativa de Colombia
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Ibagué – Tolima**

2020



Atribución – No comercial – Sin Derivar: Esta licencia es la más restrictiva de las seis licencias principales, sólo permite que otros puedan descargar las obras y compartirlas con otras personas, siempre que se reconozca su autoría, pero no se pueden cambiar de ninguna manera ni se pueden utilizar comercialmente

Parásitos gastrointestinales frecuentes en caninos y sus métodos diagnósticos

José David Quiceno Rincón.

Resumen – Abstract

En la casuística de la clínica veterinaria de pequeños animales es muy común encontrar trastornos digestivos causados por parásitos intestinales (endoparásitos) tales como helmintos y protozoos, causantes de problemas gastrointestinales como diarrea, dolor abdominal, inapetencia y vomito.

Ancylostoma caninum, *Trichuris spp*, *Strongyloides stercoralis*, *Toxocara canis*, *Dipylidium caninum*, *Taenia spp*, *Giardia lamblia* son especies frecuentemente reportadas en caninos del mundo.

Diversas técnicas han sido propuestas para el diagnóstico parasitario en caninos, específicamente para determinar la presencia de aquellos cuya ubicación preferencial en el organismo es gastrointestinal, y es así como se reportan técnicas de sedimentación, flotación, conteo con cámara de Mac Master, técnica de Baerman entre otras. Éstas técnicas permiten la observación de huevos, larvas y quistes y la escogencia por cualquiera de ella debe ser criteriosa para evitar la presentación de falsos negativos.

El presente artículo, tiene como objetivo describir las técnicas de diagnóstico parasitario gastrointestinal en caninos principalmente empleadas de acuerdo a sus características, ventajas y desventajas.

Palabras Clave: *Ancylostoma*, *Strongyloides stercoralis*, *T.canis* Ritchie, Carles Barthelemy.

Introducción

en el diario de la clínica veterinaria es común encontrar que los motivos de consulta sean por trastornos gastrointestinales. Causados por helmintos y protozoos, cursando con cuadros de vómito, diarrea, inapetencia y dolor abdominal. algunos estudios reportan que la prevalencia de parásitos intestinales en caninos es de un 73%(18). Debido a que los caninos son un reconocido hospedero de parásitos internos y externos que están relacionados a procesos infecciosos de relevancia clínica que pone en riesgo el bienestar de nuestras mascotas. Según un estudio realizado por Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca en el año 2014 encontró que principales paracitos intestinales que afectar a los animales de compañía son los helmintos *Toxocara canis*, *Strongyloides stercoralis*, *Dipylidium caninum*, *Ancylostoma caninum*, *Trichuris vulpis* y los protozoos *Isospora spp*, *Sarcocystis spp*, *Giardia spp*(17). Muchos de ellos son de riesgo zoonótico siendo de interés en la salud publica

Motivo por el cual el médico veterinario debe apoyarse de un buen examen clínico y conocer las diferentes técnicas de sedimentación, flotación, técnicas directas, conteo con cámara de Mac Master, técnica de Baermann, kato-katz con el fin de poder llegar a un diagnóstico correcto y poder generar un tratamiento acertado.

El objetivo del presente documento es crear una recopilación de información de consulta útil para los médicos veterinarios interesados en actualizar su conocimiento al respecto de parásitos gastrointestinales que afectan a los perros y su aproximación diagnóstica.

Marco Teórico

Los parásitos se clasifican en ectoparásitos y endoparásitos. Dentro de los ectoparásitos encontramos a los pertenecientes al phylum Arthropoda: insectos y arácnidos. Dentro de los endoparásitos encontramos a los helmintos (Platyhelminthes y Nematelminthes) y a los protozoos. Gran parte de los endoparásitos se localizan en el sistema gastrointestinal y ocasionan alteraciones que pueden variar en su complejidad, de acuerdo a la especie involucrada. Se estima que en Colombia existe alrededor de 5.206.617 perros en todo el territorio nacional según cifras del ministerio de salud, Puesto que algunas especies de parásitos de interés veterinario representan riesgo zoonótico (1).

Los parásitos intestinales más comunes que pueden llegar a afectar al hombre y animales de compañía encontramos los helmintos. Estos agentes patógenos son de mucha importancia pues son de importancia zoonótica, convirtiéndose en un riesgo para nuestros animales y niños, dado a que frecuentemente parques, zonas verdes donde los animales defecan sin que los propietarios recojan las heces de los mismos aumentando así la predisposición de contraer uno de estos parásitos (4).

Entre los helmintos intestinales que afectan a los caninos se encuentran: *Ancylostoma caninum*, *Trichuris vulpis*, *Strongyloides stercoralis*, *Dipylidium caninum* y *Toxocara canis* (3).

Ancylostoma caninum

Taxonomía: Reino Animal/a. Subreino Metazoa. Tipo (phylum) Nematoda. Clase Secernentea. Orden Strongylida. Familia: Ancylostomatidae. Género: *Ancylostoma*, ucinaria Especie: duodenale (6).

El *Ancylostoma* más común en Perros es el *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense*. gusanos hematófagos los cuales se alojan principalmente en el intestino delgado, posee tres dientes a cada lado de la boca que le permite fijarse a la mucosa gástrica, así mismo posee una gran cantidad de dientes en toda la cavidad lo que permite morder profundamente la mucosa intestinal para que la faringe pueda bombear grandes volúmenes de sangre aproximadamente 0.1 ml / gusano / día (6-7). *A. caninum* habita en climas tropicales y templados, son sensibles al frío y a luz

solar directa. Los cachorros son más susceptibles que los animales adultos los cuales adquieren una resistencia a los parásitos con el tiempo (7).

Se conocen 4 formas por la cual los animales pueden adquirir el parásito la primera y una de las más comunes es la Vía oral se produce por ingesta de larvas L3 infectantes; vía percutánea es epidemiológicamente importante en esta especie, debido que las larvas migran a tejido subcutáneo donde se enquistan, hasta el parto, momento donde se reactiva su ciclo, eclosionan y migran hasta la glándula mamaria (7); donde son secretadas por medio de la leche afectando a animales de pocas semanas de vida (vía galactogénica). Por último, la Vía transplacentaria ocasionando una infestación aguda en cachorros de muy pocos días de nacido (6).

El período de incubación es de 2 a 3 semanas, las hembras colocan una gran cantidad de huevos, las cuales pueden llegar a L3 en 5 días dependiendo de las condiciones ambientales (7).

Ciclo biológico

Los vermes adultos se localizan en el intestino delgado y tienen un ciclo monoxénico es decir cumplen todo su ciclo biológico en el mismo hospedador. Los huevos son excretados por medio de las heces, su supervivencia depende de las condiciones ambientales tales como humedad, calor y sombra. Las larvas eclosionan en el día 1 o 2. pasando a denominarse larvas rhabditiformes las cuales crecen en heces o en el ambiente. Del día 5 a 10 se convierten en larvas filariformes (L3) las larvas tienen un poder de infección de 3 a 4 semanas en condiciones ambientales favorables una vez el perro entra en contacto con el parásito ingresa por la piel, pasando por vía sanguínea al corazón y pulmones donde penetran en los alvéolos pulmonares, ascienden el árbol bronquial hasta la faringe donde son ingeridos hasta el intestino delgado, donde residen y maduran hasta convertirse en adultos. Las lombrices adultas viven en la luz del intestino delgado, donde se adhieren a la pared intestinal. Algunas larvas se detienen en los tejidos y sirven como fuente de infección para los cachorros a través de rutas transmamarias (y posiblemente transplacentarias). Los humanos se infectan cuando las larvas filariformes penetran en la piel(8)

Reporte de caso

Especie: canina

Sexo: macho

Raza: pointer inglés

Edad: 8 meses

Peso: 23 kg

Motivo de consulta

Hematoquecia, heces blandas, pérdida de peso.

Examen físico

Sin alteraciones notables.

Baja condición corporal.

Pruebas diagnosticas

Ch, química sérica, electrolitos y gases: dentro de los parámetros normales

Rx: leve agrandamiento de la arteria pulmonar y del bazo.

Test parvo: negativo

Frotis materia fecal: bacterias en forma de bastón

Prueba de flotación: óvulos de ancylostomas spp (tamaño de 60 x 40 micras)

PCR: Clostridium perfringens.

Tratamiento

Metronidazol 15 mg/kg /12h

Trimetoprim sulfametoxazol 20 mg/kg/12h

Nexgard spectra.

Paso dos semanas, la infección por clostridios se resolvió, pero la persistió la ancilostomiasis. El propietario suspendió el tratamiento ya que el paciente no presentaba signos clínicos de la infección. Paso un mes ingresa nuevamente al hospital por signos clínicos hematoquecia. y diarrea. Examen de frotis fecal y prueba de flotación fecal, se diagnosticó nuevamente clostridios y ancilostomiasis(24).

Los médicos tratante remplazaron los altihelminticos por praziquantel, pamoato de pirantel y febantel, una dosis una vez a la semana por un mes, el paciente aumentó de peso. La hematoquecia y las heces blandas persistieron motivo por el cual decidieron realizar una ecografía donde se evidencio un patrón múltiple anillado. en la región cecocólica compatible con una intussusception intestinal, confirmada por medio de una laparotomía. El paciente se recuperó por completo. (24)

.

Trichuris vulpis

Taxonomía: Reino: Animalia. Subreino: Metazoa. Tipo (phylum): Nematoda. Clase: Adenophorea. Orden: Enoplída. Familia: Trichuridae. Género: Trichuris, Capillana Especie: T. vulpis (6).

La tricurosis afecta el sistema digestivo en especial el intestino grueso causada por los ejemplares adulto el cual posee forma de látigo. el extremo anterior fino, como un pelo con el que se adhiere a la mucosa intestinal para alimentarse de sangre y

restos celulares, el extremo posterior es más grueso y corto, en donde se alojan el sistema digestivo y los órganos reproductores. Los cuales se encuentran libres en la luz intestinal.(6-9).

Los huevos tienen forma de limón o pelota de rugby, se caracterizan por presentar tapones en cada uno de los extremos, son resistentes a el medio ambiente y pueden llegar a permanecer viales meses incluso años (9).

Ciclo biológico

Los huevos son excretados con las heces y las L1 se desarrollan en su interior en uno o dos meses. Para que esto ocurra las condiciones ambientales deben ser superior a los 4 grados centígrados. una vez desarrollado pasan a ser larvas infectantes de primer orden, las cuales eclosionan en el momento que son ingeridas por el huésped definitivo donde el resto del desarrollo se produce en el epitelio intestino y se repite el ciclo (6-9). En posesos parasitarios crónicos el animal presenta presentar diarreas sanguinolentas, heces con presencia de moco.

Reporte de caso

Reporte de caso de una menor de 6 años de edad acude a urgencias por cuadro de diarrea, prolapso anal, fiebre con un periodo de evolución de 5 días, dolor abdominal inapetencia, intolerancia al ejercicio; en el momento de la consulta su madre reporta la presencia de sangre en las heces al igual que gusanos en la región anal(25).

Se tomó una muestra coprológica en donde se evidencio la presencia ooquiste de aproximadamente 52 x 21 micras, con aspecto de balón de futbol americano(25).

Tratamiento mebendazol 100mg/12h/3d trimetoprim sulfametoxazol 5 ml/ 12 h/7 días, AINES contra el dolor, sulfato ferroso, zinc y ácido fólico; manejo nutricional. La paciente se recuperó satisfactoriamente y fue dada de alta a los 7 días pos tratamiento (25).

Strongyloides

Taxonomía Reino: Animalia. Subreino: Metazoa. Tipo (phylum): Nematoda. Clase: Secementea. Orden: Rhabdítida. Familia: Strongyloididae. Género: Strongyloides (6).

Strongyloides stercoralis parasito que afecta cachorros lactantes y animales jóvenes, habita en zonas tropicales y subtropicales ya que los parásitos necesitan un ambiente cálido y húmedo para su supervivencia (6). Los adultos de Strongyloides miden 1 cm largo se asemejan a hilo, los huevos poseen una cascara delgada y en el interior con tienen una larva de primera etapa las cuales son expulsadas en las heces(6).

Las lavas se clasifican en dos tipos las cuales se distinguen según su morfología en: Filariforme las cuales poseen un mayor potencial infectante del hospedador definitivo y Rabditiforme con una menor capacidad infecciosa y presenta cuatros vías por la cual ingresa al hospedador definitivo(6):

- Vía percutánea: las larvas filiformes ingresan por medio de la piel al entrar en contacto con los perros.
- Vía oral: se produce en el momento que el perro ingiere material contaminado con las larvas filariforme.
- Autoinfección: por lo general se produce en animales inmunosuprimidos o animales recién nacidos. Las larvas rabditiforme muda hasta la forma filariforme en el interior del intestino.
- Vía galactogénica: las larvas filariformes infectan a los cachorros a través de la leche materna(6).

Ciclo biológico

El ciclo de vida de la *S. stercoralis* se divide en dos fases la primera es de vida libre, se producen en el momento en que las larvas rabditiformes son excretadas por medio de las heces, quedando en el ambiente donde iniciara su reproducción para luego eclosionar a su forma infectante (L3) larva filariforme capaces de penetrar la piel del huésped para iniciar su ciclo parasitario (7-8).

La segunda etapa se conoce como fase parasitaria momento en que las larvas filariformes se encuentra en suelo contaminado esperando entrar en contacto con el perro, ingresando por medio de la dermis para iniciar su migración hacia el sistema digestivo en especial el intestino delgado donde pasan a ser hembras adultas las cuales se adhieren a la submucosa del intestino delgado donde producen una gran cantidad de huevos dando inicio nuevamente a su ciclo biológico (8).

Reporte de caso

Raza: Cavalier King Charles spaniel

Sexo: macho

Edad: 2,5 años

peso de 3,8 kg

ingreso al hospital veterinario de la universidad de Ondokuz Mayıs Facultad de Medicina Veterinaria, con cuadros de diarrea acuosa, dolor al defecar, tos intermitente, vómitos y pérdida de peso(26).

A lo cual se procedió a tomar muestras de materia fecal fresca los días 1,3,7,y 14 con el fin de realizar examen parasitológico por frotis fecal directo, el método de Baermann, se tomaron 10 larvas con el fin de identificar sus características

morfológicas, confirmando la presencia de *Strongyloides stercoralis* una vez identificadas se instauró tratamiento con ivermectina 0,2 mg / kg por vía subcutánea y multivitámico durante 5 días con resultados favorables al día 3 no se evidenciaron presencia de parásitos en las heces finalmente se obtuvo una recuperación del paciente (26)

Toxascaris, Toxocara

Taxonomía Reino: Animalia Subreino: Metazoa. tipo (phylum): Nematoda. Clase: Secernentea, secernénteos Orden: Ascaridida. Familia: Ascarididae Género: Toxocara (6)

T. canis es un verme que afecta a cachorros, causando afectaciones al sistema digestivo; los vermes pueden ser de pocos centímetros y en su etapa adulta pueden llegar a alcanzar 10 a 15 cm de longitud poseen un color crema, se caracteriza porque la cavidad bucal está rodeada por tres labios carnosos, uno dorsal y dos subventrales. los machos poseen una cola curvada hacia ventral (6-7-9).

La mayor carga parasitaria se adquiere en el vientre de la madre, al igual que en animales lactantes provocando trastornos digestivos; el periodo de incubación varía entre las 4 a 5 semanas, aunque los huevos pueden aparecer en heces de los cachorros desde la segunda semana de vida Las crías infectadas excretan millones de huevos de *T. canis* en sus heces durante el período de lactancia (6-7).

En algunos casos los parásitos en su forma inmadura y adulta pueden ser expulsados en vomito o en materia fecal, La reacción de los ascáridos ante algún agente irritante provoca que se movilizan, y se enmarañan formando nudos que pueden provocar la muerte por ruptura u obstrucción del intestino (6-10).

Reporte de caso

Llega consulta al hospital Veterinario Docente de la universidad de Ciencias Veterinarias y Animales de Chittagong, Bangladesh, cachorro mestizo de 2,5 meses de edad por cuadro de anorexia, vómitos con presencia de gusanos, anuria de 48 horas, se reporta que el perro no había sido previamente desparasitado (27).

en el examen físico, la frecuencia era de 120 lpm, frecuencia respiratoria de 23 rpm, temperatura de 37.7 °c, mucosas pálidas, tiempo de llenado capilar de 3 segundos, leve deshidratación y distensión abdominal. Se tomaron muestra de materia fecal por medio de hisopos para su posterior análisis por frotis, una vez analizada la muestra se confirmó la presencia de huevos de *Toxocara canis*, se decidió realizar un segundo coprológico esta vez usando las técnicas de flotación y sedimentación con lo que confirmó la infección parasitaria por infectado con *Toxocara canis* (27).

El tratamiento se basó en el uso de pamoato de pirantel via oral 5 mg / kg una dosis y repetir a los 15 días; Hidróxido de magnesio 5 ml por vía oral, laxante, se apoyó con líquidos intravenoso durante 3 días, para corregir la deshidratación y proporcionar energía, complejo B 1ml/24h por 5 días. Debido al laxante suministrado expulsó *Toxocara canis*, con materia fecal el paciente se recuperó (27).

Dipylidium caninum

Taxonomía Reino: Animalia. Subreino: Metazoa. Tipo (phylum): Platyhelminthes. Clase: Cestoda. Subclase: Eucestoda. Orden: Cyclophyllidea. Familia: Dípylidiidae Género: *Dipylidium* Especie: *Dipylidium caninum* (6).

D. caninum es uno de los parásitos más comunes en nuestras mascotas en especial el perro, su tamaño varia de 15 a 18 cm de largo por 2 mm de ancho (12). Posee un escólex con cuatro ventosas y un rostelo retráctil armado de 7 filas de ganchos permitiendo adherirse a la mucosa, una característica del *D. caninum* es que es segmentado y cada uno de estos segmentos se asemeja a una semilla de pepino (10-12).

Los orificios genitales de *dipylidium* se encuentran en la parte media de cada segmento, poseen una capsula ovigera las cuales pueden albergar de 5 a 30 huevos de un tamaño aproximado de 40 a 50 micras (10).

Ciclo biológico

El ciclo de vida de *D. caninum* está estrechamente entrelazado con el de su huésped intermediario la pulga (*Ctenocephalides canis*) y piojo (*Trichodectes canis*) (12). En el momento en que el perro parasitado expulsa las proglotides por medio de las heces alrededor de la 2 o 3 semana pos-infección, las proglotides poseen en su interior una capsulas ovigera con alrededor de 8 a 15 huevos en su interior (12).

Las proglotides son ingeridas por las larvas de la pulga, larva que luego pasa a ser pupa. Es allí donde los huevos de *D. caninum* eclosionan para convertirse en embriones de hexacanto, siguiendo su desarrollo en el interior de la pupa proceso que dura alrededor de 10 días. En el momento en la pulga salga de la pupa y comience su ciclo de vida natural, en el interior de ellas los embriones de hexacanto evolucionan a cistecercoide este proceso se lleva acabo alrededor de 1 o 2 días. La pulga es ingerida accidental mente por el perro trasformase en su forma adulta y dar inicio a un nuevo ciclo.

Reporte de caso

Se presenta a consulta menor de 2 años 8 meses, sexo masculino, aparentemente sano sin antecedentes de enfermedades, en buen estado nutricional, en el examen físico destacaba el desaseo personal (28).

La familia procedía de la zona rural. La madre reporta la presencia de tres perros y un gato que no cuentan con control veterinario, y a su vez hace referencia la presencia de grandes cantidades de pulgas al igual que el menor está en contacto frecuentes con las mascotas (28).

El menor fue remitido a la cátedra de parasitología, para el seguimiento de *Hymenolepis diminuta*, diagnosticada en otro centro, donde había ingresado por dolor abdominal (28).

La madre reporta la eliminación de elementos blanquecinos móviles en las deposiciones del menor. Por lo cual se procedió a realizar un estudio coprológico y test de Graham los cuales fueron negativos, por lo cual se le pidió a la madre una muestra de los elementos eliminados por la deposición del menor (28).

Una vez obtenida la muestra se visualizaron de forma macro y microscópica de estos elementos obtenidos, en los hallazgos se encontraron una proglótide con dos poros genitales, huevos agrupados en una membrana o cápsula ovígera, con liberación de huevos. Por lo que fue diagnóstico con dipilidiosis (28).

Por lo que se procedió a instaurar tratamiento para dipilidiosis con praziquantel dosis única. Se citó para control coprológico a la 3 y 6 mes los cuales fueron negativo, el paciente evoluciono satisfactoriamente. En el último control se informó de la muerte del perro adulto (28).

Isospora sp (*Cystoisospora*)

Reino: Protista. Subreino: Protozoa. Tipo (phylum): Apicomplexa. Orden: Eucoccidiorida. Suborden: Eimeriorina. Género: *Cystoisospora* (*Isospora*) (6),

La Cystoisospora canis, Cystoisospora ohioensis y Cystoisospora burrowsi son las especies de coccidia más común en perros (10), se caracteriza por ser una célula móvil con forma de coma, redondeada en un extremo y puntiaguda en su parte inferior. A pesar de ser un hospedador natural del sistema digestivo de la gran mayoría de mamíferos, puede llegar a aumentar su proliferación generando cuadros de diarreas agudas en animales inmunodeprimidos.

Ciclo de vida

Su ciclo de vida inicia con un perro infectado el cual expulsa ooquistes esporulados en sus heces, sobreviven en el ambiente durante meses, aunque cuando es sometido a temperaturas inferiores a los 0 °C y superiores a 65 °C, luz solar, desinfectantes pierden su viabilidad. Sus tamaño varia de 5 a 8 micras de diámetro en su interior contienen 4 esporozoitos (10)

el ooquiste es ingerido por el perro donde eclosionan dando salida a los esporozoitos el intestino delgado colonizando las microvellosidades de la mucosa

intestinal. Una vez en el interior de la célula dan origen a las vacuolas parasitóforas continuando su ciclo a esquizogonia, gametogonia, fecundación y final mente a esporogonia. Aunque algunos oocistos pueden llegar a alojarse en el interior del organismo provocando una auto infección en animales inmunosuprimidos (10).

Reporte de caso

Ingresa al Complejo Clínico Docente Veterinario (TVCC) de la Facultad de Ciencias Veterinarias y AH, Bhubaneswar. Cuatro cachorros de 2 y 3 meses de edad, con un cuadro de vómitos, hematoquecia, anorexia con curso de 3 días, temperatura corporal de 38.7 °C, los cachorros contaban con vacunas al día y desparasitación con pamoato de pirantel a 11 mg / kg. En primera instancia fueron tratados con amikacina a 10 mg / kg sin ninguna recuperación clínica. Por lo que se decidió tomar una muestra fecal, se realizó un frotis directo para detectar la presencia de oocistos esporulados y no esporulados de *Isospora* spp. Se confirmó mediante la técnica de flotación (29).

Tratamiento

Los cachorros fueron tratados con trimetoprima y sulfametoxazol a 40 mg / kg junto con metronidazol a 10 mg / kg /12h por 5 días. Se realizó terapia de apoyo con expansores de plasma a 5 ml / kg por 3 días, lactato de Ringer a 30 ml / kg/ 12h durante 5 días; dextrosa 0,5 mg / kg. Se controló el vómito con metoclopramida a 0,4 mg / kg y etamsilato de hemocoagulasa a 250 mg /12h durante 2 días. recuperación clínica se observó desde el primer día de tratamiento con ausencia de sangre en vómitos y heces (29).

Giardia y tritrichomonas

Reino: Protista. Subreino: Protozoa TIPO (phylum): Sarcomastigophora. Subtipo (subphylum): Mastigophora. Orden: Diplomonadida. Género: Giardia. Orden: tritrichomonas. Género: Tritrichomonas (6).

G. duodenalis tiene como órgano blanco el intestino delgado del perro se encuentra en forma de trofozoítos de aproximadamente 15-20 µm de largo, se caracterizan por tener forma de lagrima. si se observa de forma lateral tendrá una forma cóncava en forma de disco que le permite adherirse a la mucosa del sistema digestivo. En el interior de cada célula se encuentran dos núcleos, cuenta con cuatro pares de flagelo que le ayudan a desplazarse (10).

Ciclo biológico

Los primeros síntomas aparecen 5 semanas posinfección los quistes comienzan a excretarse una semana después con capacidad infectante; una vez ingerido ingeridos los quistes promedio de la comida, agua contaminada colonizan duodeno y yeyuno estos quistes eclosionan y se convierten en 4 individuos los cuales se adhieren a la mucosa intestinal causando daño a las micro vellosidades y cristas

generando una disminución de las enzimas digestivas, generando un aumento de la motilidad intestinal, causando una mala absorción de los nutrientes desencadenando diarreas crónicas en las cuales son expulsados los quistes para iniciar de nuevo su ciclo(10).

Reporte de caso

Especie: felina

Sexo: hembras

Edad: 6 meses

Raza: Maine Coon.

El motivo de consulta manifiesta el propietario que los animales presentan diarrea fétida hace 3 meses, fueron diagnosticados con ascáridos y tratado con milbemicina oxima 2 mg / kg y prazicuantel 5 mg / kg a dosis única. Sin alguna mejoría motivo por el cual decidieron repetir los análisis coprológicos resultó ser positivo para los coproantígenos de *Giardia* (IDEXX SNAP® *Giardia*Test, IDEXX Laboratories, Hoofddorp, Holanda), se trataron con fenbendazol 50 mg / kg/24h durante 5 días Con lo que se obtuvo una mejoría parcial, en la segunda semana de tratamientos presentaron nuevamente cuadros de diarrea (30).

Se realizó nuevamente exámenes coprológicos revelando la persistencia de *Giardia*. Se procedió a cambiar los medicamentos y seguir con el tratamiento esta vez con el uso de espiromicina 75.000 UI / kg, y metronidazol 12,5 mg / 24h por un periodo de 10 días. Una vez finalizado el tratamiento reaparecen la diarrea. Se recolectaron muestras fecales y se enviaron al laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad de Milán para su evaluación parasitológica usando la Técnica de centrifugación-flotación de NaNO₃, frotis fecales frescos teñidos con solución de Lugol y detección de coproantígenos de *Giardia* y *Cryptosporidium* mediante un kit comercial disponible (RIDA®QUICK *Cryptosporidium* / *Giardia* Combi, R-Biopharm AG, Darmstadt, Alemania) (30).

El resultado de la técnica de centrifugación-flotación no se encontraron protozoos o trofozoítos ni huevos de helmintos; mientras que el test dio positivos a los coproantígenos de *Giardia*. El frotis con tinción de lugol se encontraron varios quistes y trofozoítos de *G. duodenales* y elementos no identificados. Por lo que se procedió a realizar un nuevo frotis esta vez usando giemsa con lo cual se pudo identificar los elementos no identificados los cuales presentaban características morfológicas claras de trofozoítos de tricomonas. Las muestras fecales se procesaron para el análisis molecular mediante una PCR en tiempo real dirigida al gen de ARNr de *T. fetus*, los resultados dieron positivos para *T. fetus*. Por lo que decidieron tratarlos con ronidazol 30 mg / kg/24h durante 14 días. Antes de

suspender la terapia, se realizaron análisis parasitológicos y ensayos de PCR y las muestras fecales dieron negativo (30).

Diagnostico

Para poder lograr un acercamiento diagnostico el médico veterinario necesita conocer las diferentes técnicas usadas en el laboratorio clínico para determinar qué clase de parásito está afectando a los animales que acuden diariamente a la clínica veterinaria existen una variedad de técnicas de coproparasitología.

Con el fin de llegar a un diagnóstico de los diferentes parásitos gastrointestinales que afectan a los animales de compañía existen una variedad de técnicas coproparasitológicas, que permita al médico veterinario observar huevos, quistes y larvas de los diferentes parásitos. Para poder llegar a determinar la presencia de los mismos a la vez que la identificación y clasificación correctamente (14).

Los métodos de concentración permiten la observación de quistes, ooquistes, larvas y huevos, para ello existen diversos procedimientos que permiten determinar la cantidad de parásitos en un organismo. Las técnicas de concentración se pueden clasificar en sedimentación, flotación (20).

Técnicas de sedimentación con formol-acetato de etilo con centrifuga

este método nos facilita la recuperación de quistes, ooquistes de los protozoarios, huevos y las larvas de helmintos. Una de las ventajas de esta técnica es su facilidad para realizarla y su margen de error es bajo, permitiendo la recuperación una cantidad amplia de elementos parasitarios. La muestra de heces puede estar fresca o fijada. Una desventaja de esta técnica es la cantidad de residuos que obtendremos en la preparación (21).

Una vez tomada la muestra y llevada al laboratorio, tomamos un mortero y le agregamos 1g de materia fecal, 10 ml de formol al 10% se mezcla hasta alcanzar una mezcla homogénea. Se deja en reposo alrededor de unos 15 minutos, para ser colada para ello se utiliza un embudo y una gasa estéril que nos permita filtrar la muestra en un tubo de ensayo. El cual se coloca en la centrifuga y se desechan el sobre nadante (16).

Seguido estos pasos se añaden 5ml de alcohol tamponado, ph 7, se agita con el fin de mezclar las dos sustancias, se agregan 5ml de solución de éter se tapa rápidamente y agita por un minuto. Destapamos el tubo lo llevamos a la centrifuga por 5 minutos a 2000 rpm. Se procede a desechar el sobrenadante y limpiamos el tubo para obtener el sedimento el cual será analizado en el microscopio para ello tomamos una gota de solución salina y la diluimos con el sedimento obtenido, la visualización debe hacerse inicialmente en 10X y finalmente en 40X (16).

Técnica de Kato-Katz

Esta técnica es usada para diagnosticar helmintos. Para poder desarrollar esta técnica se usa la solución kato la cual está compuesta por glicerina (100ml), agua destilada (100ml), verde malaquita al 3% (1ml). Papel celofán en trozos de 2x4 cm (16).

El desarrollo de esta técnica comienza tomando una pequeña cantidad de materia fecal, se realiza un extendido en un portaobjetos, seguido de esto se toma un trozo de papel celofán, que estuvo en remojo durante 24 horas en la preparación kato. se coloca sobre la muestra fecal, eliminando las burbujas de aire. A continuación, se coloca la porta objetos bajo una fuente de calor por un periodo de tiempo de 10 minutos, para dejarla reposar a temperatura ambiente por 20 minutos y final mente se hace la observación de la muestra en el microscopio en el objetivo 10 x (16).

Técnicas de flotación

Método que permite la visualización de quistes y huevos de helmintos, usando sustancias con una elevada gravedad específica, permitiendo que el material parasitario se eleve hacia la parte superior del tubo de ensayo. Una de las ventajas de esta técnica es que todo el material residual queda en el fondo tubo de ensayo permitiendo que la preparación se mucho más limpia. (14)

Técnica de flotación con solución salina o cloruro de sodio (técnica de flotación de Willis)

se toma una muestra de materia fecal de 3 a 5 gramos, junto con 50 ml de solución salina, se mezcla hasta disolver la muestra, con ayuda de un colador o gasa se filtra la mezcla, el resultado es depositado en un tubo de ensayo alcanzando su totalidad.

Para poder obtener la muestra a estudiar se puede realizar de dos formas distintas en la primera el tubo de ensayo se deja reposar por un periodo de 20 minutos, luego con ayuda de un asa metálico se toma una gota la superficie del tubo de ensayo y se coloca en una porta objetos para su posterior análisis al microscopio.

Una variable que se puede obtener la muestra a estudiar es colocar una porta objetos en la parte superior del tubo de ensayo dejando re posar de 15 a 20 minutos, hay que tener en cuenta que ente la porta objetos y el tubo no queden burbujas de aire que puedan llegar a afectar los resultados una vez finalizado en tiempo se toma la porta objetos lo cubrimos con un cubre objetos y se visualiza en el microscopio. (15- 16).

Técnica de Baermann

La técnica de Baermann permite la detección de larvas de *Stroglyoides* spp. y los trofozoítos de *Balantidium* spp. en muestras de heces. El aparato de Baermann radica en un embudo de vidrio de 14 cm de diámetro, provisto por un tubo blando de goma de 10 cm cerrado en el extremo por una pinza. Es importante saber que con esta técnica solo se puede procesar muestras fecales frescas, que no han sido fijadas ni refrigeradas(21).

Primero se debe homogeneizar la muestra fecal, en caso de que las heces estén muy duras se puede agregar unos mililitros de solución salina para facilitar el proceso. Seguido de esto, se recogen aproximadamente 10 g de heces y se colocan en medio de dos capas de gasa; si las heces son diarreicas, se coloca sobre la gasa un disco de papel filtro de velocidad de flujo intermedio. La gasa debe permanecer suspendida dentro del embudo con un bajalenguas, luego se llena el embudo hasta unos milímetros antes del borde con agua tibia o solución salina. Pasadas 2-3 h, se abre la pinza que cierra el extremo del tubo y se transfieren cerca de 10ml del sedimento a un tubo cónico que se debe centrifugar a 500 g durante 10 minutos (en caso de no contar con centrifugadora, se puede transferir directamente una cantidad pequeña de sedimento al portaobjetos con una gota de solución yodada de Lugol). Después de centrifugar, se elimina el sobrenadante y se transfiere por medio de una pipeta unas gotas de sedimento a un portaobjetos al que se le puede añadir solución yodada de Lugol para teñir e inmovilizar las larvas. Finalmente se examina en el microscopio con el objetivo 10x(21).

Técnica de McMaster

Esta técnica se utiliza para la identificación y cuantificación de los elementos parasitarios por gramo de heces: huevos por gramo (hpg), ooquistes por gramo (opg), quistes por gramo (qpg). Para esta prueba la muestra de heces puede estar fresca o fijada y se emplea un portaobjetos especial que posee una rejilla que facilita el recuento(21).

Método con centrifugación de la muestra: Se homogeniza la muestra de heces y se pesan 2 g en un vaso de precipitado sobre una balanza, se diluye en 28 ml de agua de grifo y luego se filtra la suspensión, bien sea en un colador de té o en una capa doble de gasa. Después se mezcla la suspensión vertiéndola de un vaso de precipitado a otro unas diez veces y más adelante se llena un tubo de ensayo de 15 ml sin alcanzar el borde. La suspensión se centrifuga a 1500 g durante 3 minutos, se descarta el sobrenadante y se llena el tubo nuevamente hasta el nivel anterior con una solución de flotación. Seguido de esto, se mezcla bien la suspensión con una pipeta y se llena la primera cámara ("A") del portaobjetos McMaster (es importante no dejar líquido en la pipeta ya que los huevos ascienden velozmente en el líquido de flotación), se hará el mismo proceso para el llenado de la segunda cámara ("B"). Se esperan 2 minutos y luego se procede a examinar una cámara en el microscopio, multiplicando por 100 el número de elementos parasitarios presentes en la zona delineada y si se observan las dos cámaras se multiplica por

50, esto con el fin de obtener el número de elementos parasitarios por gramo de heces (21).

Método sin centrifugación de la muestra: Se homogeniza la muestra, se pesan 2 g de heces y se diluyen en 28 ml de solución de flotación, luego se filtra la suspensión en un tamiz tres veces. Después se mezcla la suspensión vertiéndola de un vaso de precipitado a otro unas diez veces y seguido de esto se llena la primera cámara del portaobjetos McMaster con una pipeta (es importante no dejar líquido en la pipeta ya que los huevos ascienden velozmente en el líquido de flotación) y se repite el mismo proceso para el llenado de la segunda cámara. Se esperan 2 minutos y luego se procede a examinar una cámara en el microscopio, multiplicando por 100 el número de elementos parasitarios presentes en la zona delineada y si se observan las dos cámaras se multiplica por 50, esto con el fin de obtener el número de elementos parasitarios por gramo de heces (21).

Al final del procedimiento se debe colocar la cámara en agua con jabón desinfectante para luego limpiar, enjuagar y secar (21).

Comparación de eficacia de las técnicas de coprológia

Según un estudio realizado en Argentina por Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores donde se tomaron 165 muestras de materia fecal a las cuales se les aplicaron diferentes técnicas de coprológia dos de ellas de sedimentación Ritchie (R) y Carles Barthelemy (CB). una de flotación Willis (W) con el fin de determinar la eficacia de dichas técnicas (31).

De las cuales 119 resultaron positivas para algún tipo de paracitos. Se encontraron diferencias estadísticamente significativas en la recuperación de protozoos donde las técnicas de sedimentación tuvieron un mejor resultado que la de flotación 81,4% (R), 77,4% (CB), y 57,8% (W). La recuperación de helmintos no mostro diferencias significativas recuperando 77,3% (R), 77,3% (CB) y 63,6% (W) (31). los autores recalcan la importancia de realizar en combinación las técnicas de flotación y sedimentación con el fin de maximizar la recuperación y clasificación de las formas parasitarias (31).

Tratamiento

Parasito	Tratamiento
Ancylostoma caninum	Benzimidazoles, Albendazole(23)
Trichuris vulpis,	Mebendazol, fenbendazol (22)
Strongyloides stercoralis,	Albendazole, Albendazole(23)
Dipylidium caninum	Niclosamida, mebendazol, fenendazol, paraziquantel(22)
Toxocara canis	Fenbendazol,

	mebendazol, milbemicina ,pamoato de priantel (22)
Isospora sp (Cystoisospora)	
Giardia y tritrichomonas	Albendazole, Albendazole (23)

Conclusión

- La combinación de las diferentes técnicas de coprológica permite tener un acercamiento diagnóstico más acertado, facilita su identificación y clasificación de los mismos.
- Los diferentes parasitos gastrointestinales son de importancia de salud pública ya que la gran mayoría de ellos afectan al hombre en especial a niños

Referencias

1. (2018). Cobertura de vacunación antirrábica de perros y gatos por municipio año 2017 en Colombia. El Ministerio, Recuperado de : <https://www.minsalud.gov.co/sites/rid/Lists/BibliotecaDigital/RIDE/VS/PP/SA/nacional-departamento-vacunacion-vi-2017.pdf>
2. Anderson R. Nematode Parasites of Vertebrates : Their Development and Transmission. Cambridge: CABI; 2000.
3. Giraldo, María Isabel, García, Nora Lizeth, Castaño, Jhon Carlos, Prevalencia de helmintos intestinales en caninos del departamento del Quindío. Biomédica [Internet]. 2005; 25 (3): 346-352. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=84325310>
4. Taranto NJ, Passamonte L, Marinconz R, De Marzi MC, Cajal SP, Malchiodi EL. Parasitosis zoonóticas transmitidas por perros en el Chaco salteño. Medicina (Buenos Aires) 2000;60:217-20.
5. Coffin DI. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. 3a ed. México, D. F: La Prensa Médica Mexicana, S.A.; 1986. p.847
6. Vivar González, R. D. y Vivar González, R. D. (2017). Manual de parasitología para ATV. Zaragoza, Spain: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L. Recuperado de <https://bbibliograficas.ucc.edu.co:4058/es/ereader/ucc/44663?page=46>.

7. Jacobs D, Fox M, Gibbons L, Hermosilla C. Principles of Veterinary Parasitology. Hoboken: John Wiley & Sons, Incorporated; 2015.
8. CDC - Anquilostoma zoonótica - Biología [Internet]. Available from: <https://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/biology.html>
9. Guía ESCCAP No 1. 2014th ed. España; 2011.
10. BOWMAN DD. parasitología veterinaria . 9.ª ed. España : Diorki Servicios Integrales de Edición; 2020.
11. Miró G. y Miró G. Parásitos: atlas de información al propietario [En Línea]. Zaragoza: Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L. 2012 [consultado 10 Jul 2020]. Disponible en: <https://bbibliograficas.ucc.edu.co:4058/es/ereader/ucc/59418?page=42>
12. Cobas, E. P. (2007). PARASITOLOGIA VETERINARIA II (2.ª ed., p. 29). Managua, Nicaragua. Managua, Nicaragua.
13. Dubey JP. Reevaluación de la merogonía de un coccidio similar a *Cystoisospora ohioensis* y su distinción de la gametogonía en el intestino de un perro infectado naturalmente. Parasitología Prensa de la Universidad de Cambridge; 2019; 146 (6): 740–5.
14. NAVONE GRACIELA T, GAMBOA MARÍA I, KOZUBSKY LEONORA E, COSTAS MARÍA E, CARDOZO MARÍA S, SISLIAUSKAS MIRIAM N et al . Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. Parasitol. latinoam. [Internet]. 2005 Dic [citado 2020 Ago 04] ; 60(3-4): 178-181. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122005000200014&lng=es. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>.
15. Gallo Lamping CA. MANUAL DE DIAGNOSTICO CON ÉNFASIS EN LABORATORIO CLÍNICO VETERINARIO [Internet]. 1.ª ed. Managua, Nicaragua; 2014 [citado 4 agosto 2020]. Disponible en: <https://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70q172m.pdf>
16. Puerta Jiménez I, Vicente Romero MR. PARASITOLOGÍA EN EL LABORATORIO Guía básica de diagnóstico [Internet]. 1.ª ed. Área de Innovación y Desarrollo, S.L.; 2015 [citado 21 julio 2020]. Disponible en: [file:///D:/Users/G42/Downloads/Dialnet-ParasitologiaEnElLaboratorio-581324%20\(2\).pdf](file:///D:/Users/G42/Downloads/Dialnet-ParasitologiaEnElLaboratorio-581324%20(2).pdf)
17. ALARCON, Z. K; JUYO, V; LARROTTA, J. A. CARACTERIZACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE PARÁSITOS GASTROÍNTESTINALES

ZOONÓTICOS EN CANINOS CON DUEÑO DEL ÁREA URBANA DEL MUNICIPIO DE LA MESA, CUNDINAMARCA. Rev. Med. Vet. Zoot., Bogotá , v. 62, n. 1, p. 20-36, abr. 2015 . Disponible en <http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-29522015000100003&lng=es&nrm=iso>. accedido en 07 agosto 2020. <http://dx.doi.org/10.15446/rfmvz.v62n1.49382>.

18. Opazo Alvaro, Barrientos Carlos, María Sanhueza Ana, Urrutia Nicole, Fernández Italo. Fauna parasitaria en caninos (*Canis lupus familiaris*) de un sector rural de la región central de Chile. Rev. investig. vet. Perú [Internet]. 2019 Ene [citado 2020 Ago 07] ; 30(1): 330-338. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172019000100033&lng=es. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15683>.

19. NAVONE GRACIELA T, GAMBOA MARÍA I, KOZUBSKY LEONORA E, COSTAS MARÍA E, CARDOZO MARÍA S, SISLIAUSKAS MIRIAM N et al . Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. Parasitol. latinoam. [Internet]. 2005 Dic [citado 2020 Ago 07] ; 60(3-4): 178-181. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122005000200014&lng=es. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>.

20. fiaban de Estrada MB, Tello Casanova R, Náquira Velarde C. MANUAL DE PROCEDIMIENTOS DE LABORATORIO PARA EL DIAGNÓSTICO DE LOS PARÁSITOS INTESTINALES DEL HOMBRE. lima ; 2003.

21. Genchi M. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 2.^a ed. World Health Organization ; 2019.

22. pedro jose. Vacunaciones y desparasitaciones en perros y gatos. ZOOFARMACIA [Internet]. 2006 [citado 3 septiembre 2020];. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-farmacia-profesional-3-pdf-13086158>

23. Dib A, Paredes A, Aldrovandi A, Allemandi A, Lanusse C, Palma S et al . Eficacia clínica antiparasitaria contra *Ancylostoma caninum* y *Trichuris sp* de una formulación de liberación modificada en base a Ricobendazole para administración oral en perros. Veterinaria (Montev.) [Internet]. 2016 Dic [citado 2020 Sep 04] ; 52(204): 2-2. Disponible en: http://www.scielo.edu.uy/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1688-48092016000400002&lng=es.

24. Hui-Yeon Ko (Universidad Nacional de Chonnam) , Joonyoung Kim (Universidad Nacional de Chonnam) , Migyeong Geum (Universidad Nacional de Chonnam) , Guk-Hyun Suh (Universidad Nacional de

Chonnam) , SungShik Shin (Universidad Nacional de Chonnam) , Ha-Jung Kim (Chonnam Universidad Nacional) Sociedad Coreana de Medicina VeterinariaRevista Coreana de Clínica VeterinariaRevista de los clínicos veterinarios coreanos Vol.2020.04106-108 (3 páginas)

25. Llor Cella CA. Paciente de 6 años con trichuris trichiura. [Internet]. 2018 [citado 9 septiembre 2020];:22–23. Disponible en: <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/3993>
26. First clinical Strongyloides stercoralis case in a dog in Turkey. Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences [Internet]. 2017 [citado 7 **septiembre** 2020];:313–314. Disponible en: <https://journals.tubitak.gov.tr/veterinary/abstract.htm?id=20446>
27. Gut Obstructive Toxocariasis in a Puppy. Revista de investigación para médicos veterinario [Internet]. 2014 [citado 10 septiembre 2020];:42–43. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.14737/journal.rjvp/2014/2.3.42.43>
28. Neira O Patricia, Jofré M Leonor, Muñoz S Nelson. Infección por Dipylidium caninum en un preescolar: Presentación del caso y revisión de la literatura. Rev. chil. infectol. [Internet]. 2008 Dic [citado 2020 Sep 11] ; 25(6): 465-471. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-10182008000600010&lng=es. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182008000600010>.
29. Garanayak, N., Gupta, AR & Patra, RC Manejo terapéutico exitoso de la isosporosis canina en cachorros. J Parasit Dis 41, 48–50 (2017). <https://doi.org/10.1007/s12639-015-0747-0>
30. Zanzani, Sergio A., Alessia L. Gazzonis, Paola Scarpa, Emanuela Olivieri, Hans-Jorg Balzer y Maria Teresa Manfredi. "Coinfección con Tritrichomonas fetus y Giardia duodenalis en dos gatos con diarrea crónica". Informes de casos en medicina veterinaria (2016). Gale OneFile: Health and Medicine (consultado el 12 de septiembre de 2020).
31. NAVONE GRACIELA T, GAMBOA MARÍA I, KOZUBSKY LEONORA E, COSTAS MARÍA E, CARDOZO MARÍA S, SISLIAUSKAS MIRIAM N et al . Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. Parasitol. latinoam. [Internet]. 2005 Dic [citado 2020 Sep 12] ; 60(3-4): 178-181. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122005000200014&lng=es. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>