



Facultad de Ciencias Veterinarias
Universidad Nacional del Litoral
Especialización en Salud de los Animales de
Compañía

**“Parásitos gastrointestinales en caninos y felinos en la ciudad
de Sunchales, Santa Fe”**

AUTORA: Méd. Vet. Josefina Miretti

DIRECTORA: Mgter. María Florencia Bono Battistoni

Esperanza, 2025

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Sergio y María Alejandra, por su apoyo incondicional en todos mis proyectos.

A mi novio Lucas, por siempre creer en mí.

A mi directora Florencia, por brindarme su acompañamiento y conocimientos en este camino, sin ella no hubiera sido posible materializar este trabajo.

A todos mis pacientes, quienes colaboraron con muestras para poder hacer el estudio.

ÍNDICE

- Introducción	4
- Parásitos gastrointestinales en animales de compañía	4
Nematelmintos	5
Ascáridos	5
Ancilostómidos	7
Tricocéfalos	8
Platelmintos	10
Protozoos	13
Coccidiosis	13
Giardiosis	15
Riesgo zoonótico	16
- Objetivos	18
- Materiales y métodos	19
- Resultados	20
- Discusión	24
- Conclusiones	26
- Bibliografía	27
- Anexo	29

INTRODUCCIÓN

Los perros y los gatos son las mascotas con mayor popularidad en todo el mundo. Los perros principalmente tienen funciones de lo más variadas, como perros guía, guardianes, acompañantes terapéuticos, de caza o simplemente de compañía. En la actualidad tanto perros como gatos forman parte de la familia y el vínculo entre éstos y el ser humano tiene beneficios físicos y psicológicos indiscutibles (Mc Connell & Brown, 2011; Dantas-Torres y Otranto, 2014). Por otra parte, los perros y los gatos son hospedadores de una amplia variedad de parásitos gastrointestinales que pueden ser responsables de enfermedades severas. Estas parasitosis gastrointestinales son generalmente producidas por helmintos, nematodos y cestodos y por protozoos. Dentro de los parásitos más frecuentes podemos encontrar nematodos como *Toxocara* spp, y *Ancylostoma* spp., cestodos como *Dipylidium caninum*, *Echinococcus granulosus*, tenias pseudofilídeas como *Diphyllobothrium* y *Spirometra* y protozoos de los géneros *Isospora* y *Giardia*. Estos parásitos no solo afectan la salud de las mascotas, causando alteraciones de variada intensidad, incluso la muerte, sino que además algunos de éstos como los ascáridos, ancilostómidos y las giardias, son potencialmente zoonóticos, lo que representa un riesgo para la salud de las personas, especialmente niños, ancianos e inmunocomprometidos (Dantas-Torres y Otranto, 2014).

La contaminación del medio ambiente con materia fecal (MF) de perros y gatos es un problema de magnitud considerable a nivel mundial. Este problema cobra mayor importancia en lugares muy urbanizados, donde se utilizan los espacios públicos para pasear a las mascotas, ya que pueden ser fuente de infección para otros animales y para las personas (Gao et al., 2017; Mandarino-Pereira et al., 2010).

Conocer si los caninos y felinos están parasitados es una herramienta muy importante para tomar medidas tendientes a mejorar la salud de las mascotas y prevenir la enfermedad en el ser humano. Contar con esa información, permite diseñar campañas de educación y concientización dirigidas a la población sobre el cuidado responsable de mascotas.

PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN ANIMALES DE COMPAÑÍA

El tracto gastrointestinal constituye el hábitat por excelencia para los endoparásitos (nematodos, cestodos o protozoarios). Cada uno de ellos encuentra en él un lugar

protegido, con alta humedad y abundancia de nutrientes a lo largo de todo el tracto. En cada porción podrán ocupar el lumen, la mucosa o la submucosa de acuerdo a sus necesidades (Pérez Tort y Welch, 1998).

Dentro de los helmintos de más frecuente aparición en caninos y felinos tenemos nematodos como los ascáridos, ancylostómidos y tricocéfalos y cestodes como *D. caninum*, *E. granulosus* y *Taenia* spp. También podemos encontrar protozoos como *Isoospora* y *Giardia*, Siendo algunos de éstos potencialmente zoonóticos.

NEMATELMINTOS

ASCÁRIDOS

- *Toxocara canis* en caninos, *T. cati* en felinos y *Toxascaris leonina* en ambos. Presentan una amplia distribución y es una de las patologías parasitarias más comunes en la clínica diaria. Podríamos afirmar que el 100 % de los animales ha tenido durante su vida contacto con los áscaris (Pérez Tort y Welch, 1998). Son vermes redondos que se ubican en el intestino delgado, de color blanco amarillento y que miden entre 8 y 15 cm (Figura 1). Parasitan principalmente a animales jóvenes, provocando signos como tos, diarrea, vómitos, abdomen abultado y dolor abdominal. Pueden causar retraso en el crecimiento por su acción expoliatriz ya que consumen cantidades importantes de glucosa, aminoácidos, vitaminas, oligoelementos y minerales, como calcio y fósforo; signos de obstrucción cuando los vermes forman ovillos y menos frecuentemente, puede producirse una perforación del intestino con la consecuente peritonitis y muerte del hospedador (Miró et al., 2019).

El **ciclo biológico** de los ascáridos es directo. Los huevos salen al exterior con la MF de los hospedadores y tardan 3 o 4 semanas en tornarse infectantes. Cuando un hospedador ingiere la forma infectante y es menor de seis meses de edad, las larvas emergen, continúan su desarrollo hasta llegar a adultos en el intestino delgado. Pero también puede realizar un ciclo hepato- pulmonar en el que las larvas atraviesan la pared intestinal y vía sanguínea o linfática llegan a hígado, corazón y por las arterias pulmonares hasta los pulmones, ascienden por bronquios hasta la tráquea, son re deglutidos y llegan al intestino. Este ciclo solo lo realiza el género *Toxocara*.

En el caso de *T. canis*, si los hospedadores que ingieren las formas infectantes son

mayores a seis meses, las larvas que migran a los pulmones, no siempre penetran en los alvéolos, pueden llegar al corazón y distribuirse por el organismo vía sanguínea, enquistándose en diversos órganos, incluido el útero, la glándula mamaria y los músculos. Si el hospedador es un macho, las larvas enquistadas mueren en el término de un año aproximadamente. Si el hospedador es una hembra, las larvas enquistadas permaneces viables por varios años y si quedan preñadas, durante el peri parto las larvas que están en el útero se reactivan e infectan a los cachorros unos 15 días previo al parto. Esto se denomina *migración transplacentaria* y se considera la vía más importante de contagio. Las larvas que están en glándula mamaria, también se reactivan y por *migración transmamaria* pasan por calostro e infectan a los cachorros en los primeros 15 días pos parto por vía galactógena. En cualquiera de los dos casos, siguen su desarrollo hasta llegar a adultos en el intestino y el período de prepatencia es de 21 — 23 días. En el caso de *T. cati* el ciclo es similar al anterior, hace una migración hepato-pulmonar hasta que se desarrollan los adultos en intestino delgado. Si bien pueden hacer migraciones somáticas, no se trasmite por vía transplacentaria, pero sí, por vía galactógena, siendo esta la vía más importante de transmisión. *T. leonina* no realiza ningún tipo de migración y se desarrolla directamente en intestino delgado (Miró et al., 2019, Pérez Tort y Welch, 1998).

Los **signos clínicos** pueden ser respiratorios por el paso de las larvas por los pulmones y por los bronquios, la tos es lo más característico. Puede haber signos intestinales como abdomen abultado, diarrea y a veces vómitos donde se pueden encontrar vermes adultos. En casos graves puede haber obstrucción intestinal por gran cantidad de parásitos. También hay signos generales como retraso en el crecimiento, pelo hirsuto y debilidad. Además, pueden aparecer pústulas en abdomen y signos nerviosos como ataques epileptiformes por lesiones focales a nivel del sistema nerviosos central o por hipoglucemia e hipocalcemia en parasitosis muy elevadas (Miró et al., 2019, Pérez Tort y Welch, 1998).

Las **lesiones** se producen a nivel de la mucosa del intestino delgado, pudiendo producir desde una leve irritación hasta una enteritis hemorrágica congestiva localizada. En casos graves puede haber ruptura de la pared intestinal por una cantidad excesiva de parásitos.

El **diagnóstico parasitológico** se confirma observando los huevos en la MF. Estos son de fácil identificación, son esféricos o subesféricos y miden 75 - 85 μm de diámetro.

Contienen una única célula marrón que no ocupa la totalidad del huevo. La cubierta, también de color marrón, es gruesa y su pared presenta estriaciones. La capa externa de la cubierta de los huevos de *Toxocara* es irregular con pequeñas foveas que le dan el aspecto de un dedal, mientras que la de *Toxascaris* es lisa (Figura 2) (Miró et al., 2019).



Figura 1: Adultos de *Toxocara canis*. (Miró et al., 2019).

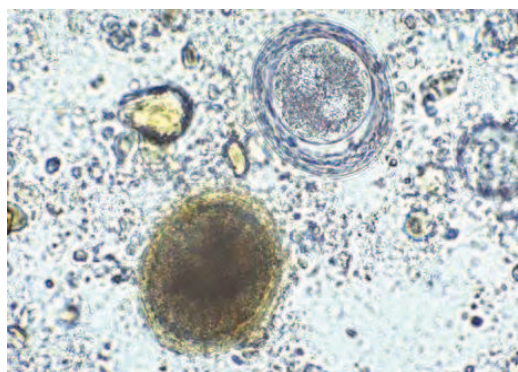


Figura 2: Huevos de *Toxocara* (oscuro) y *Toxascaris*. (Miró et al., 2019).

ANCYLOSTÓMIDOS

- *Ancylostoma caninum* en caninos, *A. tubaeforme* en felinos y *A. braziliense* en ambos. Los ancylostómidos son vermes pequeños, de color blanco, que miden unos 10 mm de longitud y se ubican en el intestino delgado de los hospedadores. En su extremo anterior presentan una cápsula bucal con dientes que les permite realizar histofagia de la mucosa intestinal y hematofagia para la utilización del oxígeno y elementos disueltos en el plasma (Figura 3).

El **ciclo biológico** es directo y comienza cuando los hospedadores eliminan los huevos con la MF. La hembra tiene un alto potencial biótico, pudiendo poner entre 10000 y 30000 huevos por día. Estos son de forma ovoide, con una cubierta lisa y delgada, en su interior contiene una mórula con 4 - 8 blastómeros y miden 55 - 65 × 40 - 45 μm (Figura 4) (Miró et al., 2019). Una vez en el ambiente evolucionan, eclosionan las larvas y en 6 a 10 días llegan al tercer estadio que es el infectante. Las L3 pueden ingresar al hospedador vía oral o por vía percutánea. En cualquiera de los dos casos las larvas van por vía sanguínea a corazón derecho, luego a los pulmones para ser expectoradas y redeglutidas para llegar a adulto en el intestino delgado. Algunas larvas pueden realizar migraciones somáticas y enquistarse en los músculos, donde hacen hipobiosis. En caso

de gestación, las larvas se movilizan infectando a las crías por vía galactógena, incluso hasta el día 21 pos parto. A diferencia de los ascáridos donde la vía transplacentaria es la forma de contagio más importante, en los ancilostómidos el 98 — 99% se transmiten a través de la leche materna (Pérez Tort y Welch, 1998; Miró et al., 2019).



Figura 3: Extremo anterior de *Ancylostoma* spp. (Miró et al., 2019).



Figura 4: Huevo de *Ancylostoma* spp. (Miró et al., 2019).

El principal efecto patógeno de los ancilostómidos es la histofagia y la hematofagia. Las hembras consumen más sangre que los machos, pudiendo llegar a consumir un promedio 0.02 a 0.04 ml por día. Los cachorros son más susceptibles y la **signología** puede ser diarrea hemorrágica, hipoproteinemia, shock y muerte. En perros de más edad puede producir anemia ferropénica no regenerativa. En felinos las infecciones masivas pueden causar anemia, diarrea, pérdida de peso, inclusive la muerte y eritema, pápulas y prurito en caso de infección a través de la piel. (Pérez Tort y Welch, 1998, TroCCAP, 2017).

Las **lesiones** más frecuentes son úlceras y hemorragias puntiformes. En casos graves toda la mucosa intestinal puede presentarse hemorrágica.

El **diagnóstico parasitológico** se confirma analizando la MF mediante métodos de flotación con solución sobresaturada de CINA y observando los huevos (TroCCAP, 2017; Miró et al., 2019).

TRICOCÉFALOS

- *Trichuris vulpis* en caninos. *T. campanula* y *T. serrata* en felinos. Este verme también es conocido como “gusano látigo”, mide de 30 a 70 mm, es de color gris-amarillento y su

cuerpo está dividido en dos partes, los dos tercios anteriores son delgados y contienen el esófago y el tercio posterior es más grueso y en las hembras contiene el útero (Figura 5). Los huevos poseen forma de limón de 60 -70 × 25 — 40 μm, son de cáscara gruesa y lisa, con opérculos sobresalientes y transparentes en ambos polos. Su contenido es granuloso, no segmentado y de color marrón (Figura 6) (TroCCAP, 2017, TroCCAP, 2019, Miró et al., 2019).

El **ciclo biológico** es directo, la forma infectante son los huevos larvados que se encuentran en el medio ambiente y son sumamente resistentes a condiciones climáticas adversas (frío y/o sequía). Una vez que son ingeridos por el hospedador, eclosionan, liberan las larvas y completan el desarrollo hasta adultos alojados en la pared del intestino. Este proceso puede requerir de 10 a 12 semanas (Miró et al., 2019).

La **patogenia** está dada por la perforación de la mucosa. Se trata de un parásito hematófago e histiófago, que ante cargas elevadas de parásitos (1500 a 2000 individuos) la hematofagia y la pérdida de sangre por las lesiones puede llevar a una anemia de tipo microcítica e hipocrómica (Pérez Tort y Welch, 1998).

La **signología** generalmente es leve, siendo la mayoría de las veces asintomática en felinos. En caninos puede aparecer diarrea colónica con moco y sangre fresca en las heces cuando la infección es masiva (TroCCAP 2017, TroCCAP 2019).



Figura 5: Adultos de *Trichuris* spp. (Miró et al., 2019).



Figura 6: Huevo de *Trichuris* spp. (Miró et al., 2019).

El **diagnóstico parasitológico** se realiza visualizando los huevos característicos, empleando una técnica de flotación con centrifugación, si no se dispone de centrífuga, se puede utilizar el método de flotación estándar (TroCCAP, 2017). Es importante que

puedan diferenciarse de los huevos de *Eucoleus boehmi* (sin. *Capillaria boehmi*) que, al ser de la misma familia, son similares. Los huevos de *E. boehmi* miden 54 - 60 x 30 - 35 μm , contienen un embrión, cámara de aire, son de color amarillento y la superficie externa presenta hoyos (Figura 7) (Fariña et al., 2021).

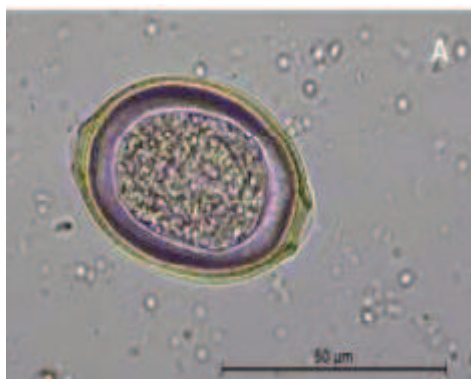


Figura 7: Huevo de *E. boehmi*. (Fariña et al., 2021).

PLATELMINTOS

Las cestodosis intestinales son parasitosis comunes en perros y gatos y son provocadas por cestodos adultos que pertenecen principalmente al orden Cyclophyllidea o al orden Pseudophyllidea.

Dentro del orden Cyclophyllidea podemos encontrar: *D. caninum* (caninos y felinos), *E. granulosus* (caninos) y *Taenia* spp. (caninos y felinos) (Miró et al., 2019). Los cestodos se caracterizan por tener el cuerpo dividido en tres regiones: el escólex que tiene los órganos de fijación, el cuello que contiene células germinales y la estróbila que es la sumatoria de las proglótides, que a su vez se clasifican en inmaduros, maduros y grávidos.

- *D. caninum* es el cestode más común en caninos y felinos. Posee un escólex pequeño y puede medir hasta 50 cm de longitud (Figura 8). Sus proglótides grávidas son fácilmente reconocibles por su forma oval, similar a un grano de arroz y contienen las cápsulas ovígeras de pared delgada, que miden entre 200 y 400 μm y que pueden contener de 3 a 50 huevos en su interior (Figura 9) (Pérez Tort y Welch, 1998; Taylor et al., 2016; Miró et al., 2019).

El **ciclo biológico** es indirecto, siendo los estadios no hematófagos de las pulgas y los

piojos masticadores los hospedadores intermediarios. Éstos ingieren los huevos contenidos en las proglótides que salen con las heces y en su interior desarrollan un cisticercoide. Cuando los caninos o felinos ingieren de forma accidental un hospedador intermediario con el cisticercoide, éste se libera en el intestino y comienza su desarrollo hasta adulto (Pérez Tort y Welch, 1998).

La principal **signología** es el prurito anal, producto de la migración activa de las proglótides grávidas, aunque la mayoría de las veces es asintomática.

El **diagnóstico** se realiza observando los proglótides de *D. caninum* que se pudieran encontrar en la MF o en los pelos principalmente alrededor del ano. Para confirmar el hallazgo se puede aplastar un proglótide grávida y observar las cápsulas ovígeras en su interior. Estas cápsulas también se pueden observar mediante flotación fecal, pero este método es menos sensible (TroCCAP, 2017).

- *E. granulosus* es un cestode sumamente importante por su carácter zoonótico ya que, en los hospedadores intermediarios, incluido el hombre, produce la hidatidosis. Es de pequeño tamaño, que va de 3 a 6 mm de longitud y está compuesto por el escólex, el cuello y 3 proglótides (Figura 10), de los cuales el último es grávido y contiene huevos iguales a los de la familia Taeniidae (Figura 11) y no pueden distinguirse de los del género *Taenia*, lo que dificulta su diagnóstico mediante coprología.

El **ciclo biológico** también es indirecto, siendo los hospedadores intermediarios los rumiantes, cerdos y el hombre. Luego de que éstos ingieran accidentalmente los huevos que salieron al exterior con las heces del perro, se libera el embrión que penetra la pared intestinal y, vía sanguínea llega a diversos órganos, principalmente los pulmones y el hígado y se desarrolla el quiste hidatídico o hidatide. Cuando estos órganos conteniendo la hidátide son ingeridos por un canino, se reanuda el ciclo (Miró et al., 2019). Esta parasitosis generalmente es asintomática.

El **diagnóstico** coprológico mediante un método de flotación fecal estándar no es confiable porque los huevos no son morfológicamente distinguibles de los de *Taenia* spp.

Las *Taenia* spp. son platelmintos habituales en perros que tienen acceso a las vísceras crudas, generalmente en el ámbito rural. En los caninos encontramos *T. hydatigena*, *T. ovis*, *T. multiceps*, *T. pisiformis* y *T. serialis* y en los felinos *T. taeniaeformis*. Utilizan

rumiantes y roedores como hospedadores intermediarios, según la tenia. *T. multiceps*, *T. taeniaeformis* y *T. serialis* son zoonóticas, pero de escasa importancia (TroCCAP 2017; TroCCAP 2019).

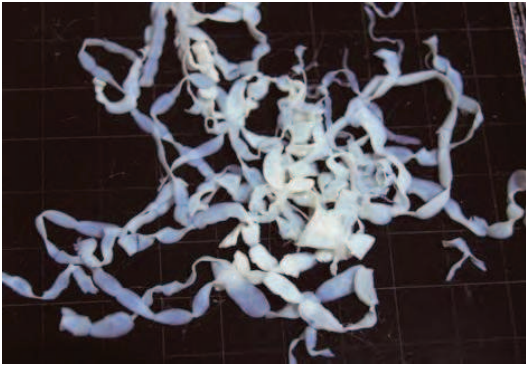


Figura 8: Proglotides de *D. caninum*. (Miró et al., 2019).



Figura 9: Cápsula ovígera de *D. caninum*. (TroCCAP, 2017).



Figura 10: Adulto de *E. granulosus*. (TroCCAP, 2017).



Figura 11: Huevo de *E. granulosus*. (TroCCAP, 2017).

Dentro del orden Pseudophyllidea encontramos dos géneros, *Diphyllobothrium* y *Spirometra*. Son cestodes se ubican en intestino delgado, sus proglótides son más anchos que largos con un orificio que permite la salida de los huevos, llegan a medir hasta 12 m de largo y su escólex presenta unas hendiduras longitudinales denominadas botrios. Los huevos recuerdan a los de los trematodes, miden 67 — 71 μm a 40 — 51 μm , su cubierta es lisa y tienen un extremo redondeado y otro con un (Figura 12) (Bowmann et al., 2002; Miró et al., 2019).

El **ciclo biológico** es indirecto y a diferencia de las tenias ciclophyllideas necesita de dos hospedadores intermediarios. El primero es un copépodo que ingiere el coracidio, en su interior se desarrolla un procercoide, cuando este es ingerido por el segundo hospedador intermediario, peces para *Diphyllobothrium* y roedores y anfibios para

Spirometra, se desarrolla el plerocercario. Cuando estos son ingeridos por los caninos y/o felinos, desarrollan las tenias hasta adultos en el intestino.

La **signología** depende del género actuante, *Spirometra* generalmente es asintomática. *Diphyllobothrium* puede causar diarreas, dolor abdominal y anemia debido a la carencia de vitamina B12 que produce (Bowman et al., 2002; Miró et al., 2019).

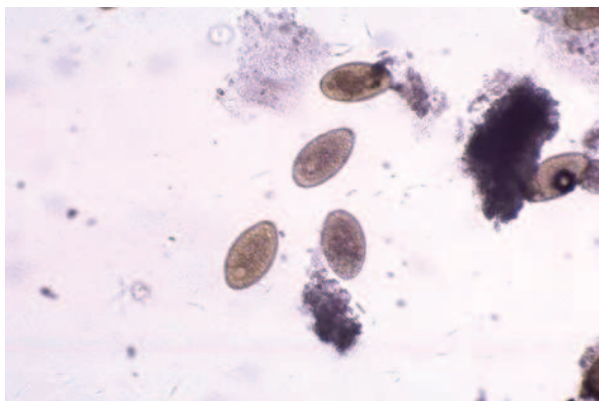


Figura 12: Huevos de tenias Pseudophyllideas. (Miró et al., 2019).

PROTOZOOS

Son varios los protozoos que pueden afectar a perros y gatos. Este grupo de parásitos incluye a los coccidios Apicomplexa como *Cystoisospora*, *Cryptosporidium*, *Toxoplasma gondii*, *Neospora*, *Hammondia* y *Sarcocystis* y los flagelados como *Giardia* y *Tritrichomonas*. Los signos clínicos generalmente están asociados a las fases del desarrollo de los parásitos en el intestino. Los animales jóvenes suelen ser más susceptibles que los adultos. El diagnóstico de la infección del agente patógeno no siempre es fácil, ya que generalmente requiere muestras seriadas y en algunos casos, tipificación molecular (Guía ESCAP, 2013).

COCCIDIOSIS

Es producida por los Apicomplexa del género *Cystoisospora*. Los caninos pueden ser afectados por *C. canis*, *C. ohioensis*, *C. burrowsi* y *C. neorivolta* y los gatos por *C. felis* y *C. rivolta*. Son parásitos intracelulares, específicos de hospedador, cosmopolitas e infectan preferentemente a los animales jóvenes. La transmisión es fecal-oral, sobre todo en ambientes con poca higiene y con hacinamiento (TroCCAP, 2017).

El **ciclo biológico** es directo y comienza con la ingestión de los ooquistes esporulados

que se encuentran en el ambiente o de hospedadores paraténicos. Estos ooquistes son ovoides, de pared delgada, ligeramente más puntiagudos en un extremo y más redondeados en el otro, sin micrópila. Contienen una célula redondeada con contenido granuloso cuando no está esporulado (Figura 13), mientras que cuando esporula en el exterior, produce dos esporoquistes con cuatro esporozoítos cada uno (Figura 14). Miden entre 20 - 40 × 15 - 35 µm dependiendo de la especie (Miró et al., 2019). Cuando los ooquistes llegan al intestino, se liberan los esporozoítos en el tracto intestinal, invaden las células epiteliales e inician la esquizogonia, que puede repetir varios ciclos. Le sigue una gametogonia, se diferencian los macro y microgametocitos, que dan lugar a un cigoto, para terminar con la formación del ooquiste, que sale al exterior con las heces, donde esporulan y se tornan infectantes. Los ooquistes pueden permanecer viables durante meses.

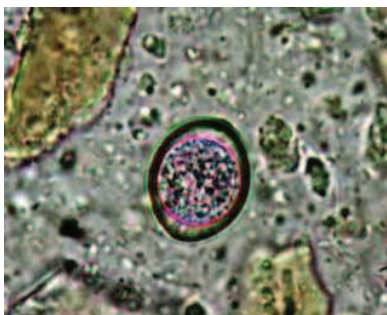


Figura 13: Ooquiste de *Cystoisospora* spp. sin esporular (TroCCAP, 2017).



Figura 14: Ooquiste de *Cystoisospora* spp. esporulado (TroCCAP, 2017).

La **patogenia** está dada por la ruptura de las células intestinales durante la esquizogonia y la gametogonia. Frecuentemente se observa atrofia y aplanamiento de las vellosidades, el epitelio columnar se hace cuboide o plano en un intento por cubrir la lámina propia de las vellosidades intestinales. Además, hay hipertrofia de las glándulas de Lieberkuhn (Perez Tort & Welch, 1998).

La **signología** incluye anorexia, vómitos, diarrea acuosa (pocas veces es hemorrágica), deshidratación y pérdida de peso. Generalmente los animales desarrollan inmunidad contra la infección y excretan pequeñas cantidades de ooquistes como adultos asintomáticos (TroCCAP, 2017).

El **diagnóstico parasitológico** se realiza mediante la observación de los ooquistes en la MF utilizando métodos de flotación con soluciones de enriquecimiento (TroCCAP, 2017; Miró et al., 2019).

GIARDIOSIS

Esta parasitosis se debe a la infección por diferentes géneros de *Giardia*. Es un protozoo altamente infeccioso y resistente al medio ambiente. La principal forma de infección es por la ingestión de los quistes (formas infectivas), principalmente a través del agua, siendo resistentes a la cloración. Estos tienen forma ovoide, pared delgada y lisa, contienen entre dos y cuatro flagelos, núcleo y cuerpos residuales visibles que dan la apariencia de una S en el centro. Son pequeños, miden 7 - 10 × 8 - 12 µm (Figura 15) (Miró et al., 2019).

Existen varios genotipos identificados desde la A hasta la H. Las *Giardia* tipo C y D infectan predominantemente a perros, tipos A1 y F infectan a los gatos y los tipos A1, A2 y B infectan a los humanos y animales (Adam, 2021).

La principal **signología** en perros es la diarrea que generalmente comienza a los 5 días postinfección y los quistes pueden aparecer en las heces después de una o dos semanas pos infección. Las heces suelen ser blandas, pálidas, malolientes y contienen grasa o mucosidad. La diarrea crónica puede sobrevenir, resultando en pérdida de peso (Guía ESCAP, 2013; TroCCAP, 2017). En gatos el principal signo es la diarrea persistente como consecuencia del síndrome de malabsorción. Las heces de los gatos infectados suelen ser mucoides, de color claro, blandas y, por lo general, malolientes (Bowman, 2011). Muchos animales pueden ser asintomáticos y actuar como portadores.

El **diagnóstico** de las parasitosis en caninos y felinos se basa en dos pilares, la sospecha clínica y la sospecha epidemiológica. Si bien se han desarrollado técnicas complejas, el diagnóstico sigue basándose en el análisis coproparasitológico que permite la observación de parásitos adultos o fragmentos de los mismos o sus formas evolutivas como ooquistes, huevos o larvas. Estos análisis pueden realizarse con heces recién emitidas o con heces conservadas que son solicitadas a los tutores y además son técnicas económicas y fáciles de realizar, que permiten un diagnóstico rápido (Miró et al., 2019).

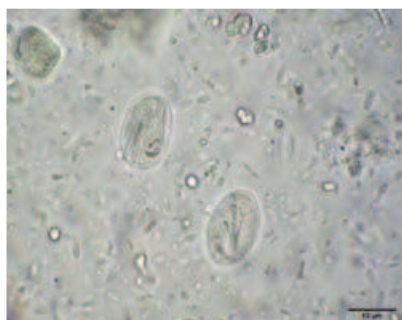


Figura 15: Quistes de *Giardia* spp. (TroCCAP, 2017).

RIESGO ZONÓTICO

Los perros y gatos constituyen potenciales reservorios y son transmisores de zoonosis, esto se debe al estrecho contacto que tienen con el ser humano al ser considerados como parte de la familia. Esto representa un riesgo, especialmente para niños, ancianos y personas inmunosuprimidas. Dentro de los nematodos que afectan a perros y gatos, los más importantes son *Toxocara* y *Ancylostoma* causantes de lo que se conoce como Síndrome de Larva Migrans o Síndrome de Migración Larvaria. El Síndrome de Larva Migrans Visceral se da cuando el hombre ingiere accidentalmente huevos embrionados de *T. canis* o *T. cati*. Estos liberan las larvas en el intestino y por vía sanguínea migran a distintos órganos sin llegar a desarrollarse hasta adultos. Las lesiones generalmente se presentan en hígado, pulmones, cerebro y ojos, las larvas se van rodeando de tejido fibroso hasta calcificarse, dando lugar a la formación de granulomas. La signología depende del órgano afectado, hepatomegalia y mal estado general, síntomas respiratorios, deficiencias visuales y aun ceguera y si se ubica en SNC, epilepsia, encefalitis, meningitis y alteraciones neuropsiquiátricas. Esta zoonosis se relaciona principalmente con niños que conviven con perros y gatos y que además tienen contacto con la tierra que es donde pueden estar las formas infectantes. *Ancylostoma* produce el Síndrome de Larva Migrans Cutánea. Es producida por larvas de *A. caninum* y *A. brasiliense* que eclosionan de los huevos que caen en el ambiente cuando son eliminados con las heces de perros y gatos. Estas larvas penetran la piel humana produciendo canales ubicados entre la dermis y la epidermis, que pueden observarse a simple vista y son muy pruriginosos. Generalmente las lesiones se ven en la planta de los pies, las palmas de las manos o en cualquier parte del cuerpo que haya estado en contacto con arena o tierra húmedas. Esta parasitosis también ocurre cuando hay convivencia de personas con perros y gatos, es muy común en playas y en personas que manipulan tierra (Botero y Restrepo, 2012; Ghosh, 2021).

Algunos cestodes también son potencialmente zoonóticos. Del orden Cyclophyllidea el más importante es *E. granulosus* causante de la hidatidosis en las personas. El hombre se infecta al ingerir los huevos de *Echinococcus* que pueden estar en alimentos, agua, manos u otras fuentes contaminadas con MF de los caninos. Luego se liberan las larvas en el intestino y por circulación llegan a hígado, pulmón y otros órganos donde se establecen y dan lugar a la formación del quiste hidatídico, que puede alcanzar gran tamaño. En las personas, el desarrollo del parásito es lento pero completo y la sintomatología depende del órgano afectado. Ictericia, ascitis o trastornos intestinales cuando el quiste se localiza en hígado; tos y disnea si son de ubicación pulmonar o

trastornos renales, nerviosos, incluso puede producirse un shock anafiláctico ante la ruptura de los quistes (Botero y Restrepo, 2012; Miró et al., 2019). *Dipylidium* también puede afectar al hombre, aunque es muy poco frecuente. La infección se da por la ingestión accidental de piojos o pulgas con el cisticercoide. Se produce principalmente niños y la sintomatología es prácticamente nula. *D. latum* puede afectar al ser humano cuando este ingiere peces crudos o insuficientemente cocidos que contienen los plerocercoides en su musculatura. Se desarrollan en el intestino delgado sin producir lesiones en la mucosa, pero debido al consumo de vitamina B₁₂ son causantes de anemia megaloblástica y es más frecuente en personas de edad avanzada (Botero y Restrepo, 2012).

En cuanto a los protozoos, *Giardia* puede afectar al hombre. La infección se da a través de la vía fecal – oral, cuando los quistes eliminados con las heces de los animales contaminan el agua o los alimentos. Afecta el intestino delgado produciendo inflamación de la mucosa y alteración en la absorción de los nutrientes con atrofia de las vellosidades intestinales, inflamación de la lámina propia y alteraciones morfológicas de las células epiteliales. La signología incluye cuadros diarreicos con diarrea acuosa, que puede cambiar a esteatorrea con olor fétido, náuseas, distensión abdominal con dolor, vómitos y ocasionalmente pérdida de peso ((Botero y Restrepo, 2012; Dhaliwal y Juyal, 2013).

OBJETIVOS

GENERAL

- Releva la presencia de formas evolutivas de helmintos parásitos en MF de caninos y felinos atendidos en una clínica veterinaria de la ciudad de Sunchales, Santa Fe.

ESPECÍFICOS

- Identificar los géneros de parásitos presentes en MF de caninos y felinos atendidos en el consultorio.

- Conocer si hay diferencias respecto del status parasitario entre caninos y felinos del ámbito rural y ciudadanos.

- Aportar información sobre la presencia de helmintos potencialmente zoonóticos presentes en la MF de caninos y felinos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se trabajó con pacientes que acudieron a la veterinaria “Miretti” de la localidad de Sunchales, provincia de Santa Fe (30°56'39"S 61°33'41"O / - 30.944166666667, - 61.561388888889), desde agosto de 2022 hasta diciembre de 2023. A cada tutor se le solicitó una muestra de MF de sus mascotas, para ello se les entregó un protocolo de toma de muestras a fin de que las mismas sean recolectadas con todas las medidas de bioseguridad necesarias (ver anexo). Se colectaron 78 muestras de MF, 70 de caninos y 8 de felinos, que fueron acondicionadas en bolsas de polietileno y mantenidas refrigeradas a 4°C hasta su procesamiento.

De cada paciente se confeccionó la ficha clínica que se realiza en la veterinaria, donde se registraron los siguientes datos: especie, sexo, edad, esterilizado o entero, raza y domicilio.

Las muestras fueron procesadas mediante la técnica cualitativa de flotación de Willis, a fin de observar formas evolutivas de parásitos gastrointestinales (Figura 16). Para realizar la técnica de Willis se utilizó entre 2 y 4 g de MF la que se homogeneizó con solución sobresaturada de CNa (δ 1180 - 1200). La suspensión obtenida se filtró en un tubo hasta formar un menisco convexo, se retiraron las burbujas de aire y se le colocó un cubreobjetos por 15 minutos como máximo. Luego de ese lapso, el cubreobjetos se colocó sobre un portaobjetos y se observó en microscopio óptico binocular Boeco en 100X (Ruiz y Bono Battistoni, 2024). La identificación del género de las formas parasitarias, se basó en características morfológicas y mediciones biométricas de las mismas.



Figura 16: Materiales utilizados para la realización del método de flotación de Willis.

RESULTADOS

En total se analizaron 78 muestras de MF, 70 correspondieron a caninos y 8 a felinos. De los 70 perros, sólo 6 vivían en la zona rural y los 8 gatos, todos vivían en el ejido urbano. En cuanto a los caninos, 24 eran hembras, 4 esterilizadas y 20 enteras y 46 machos, de los cuales 18 estaban enteros y 28, esterilizados. De los 8 gatos, 6 eran hembras y 2 machos, todos esterilizados, excepto una hembra de 2 meses de edad (Gráfico 1). Respecto de la edad de los caninos, 28 tenían entre 0 y 1 año, 33 entre 1 y 7 años y 9 eran mayores de 7 años. Respecto de los felinos, 2 tenían entre 0 y 1 año, 4 entre 1 y 7 años y 2 eran mayores de 7 años (Gráfico 2). Diecinueve eran perros de raza y 51 eran de raza sin definir. Todos los gatos eran de raza Común Europeo.

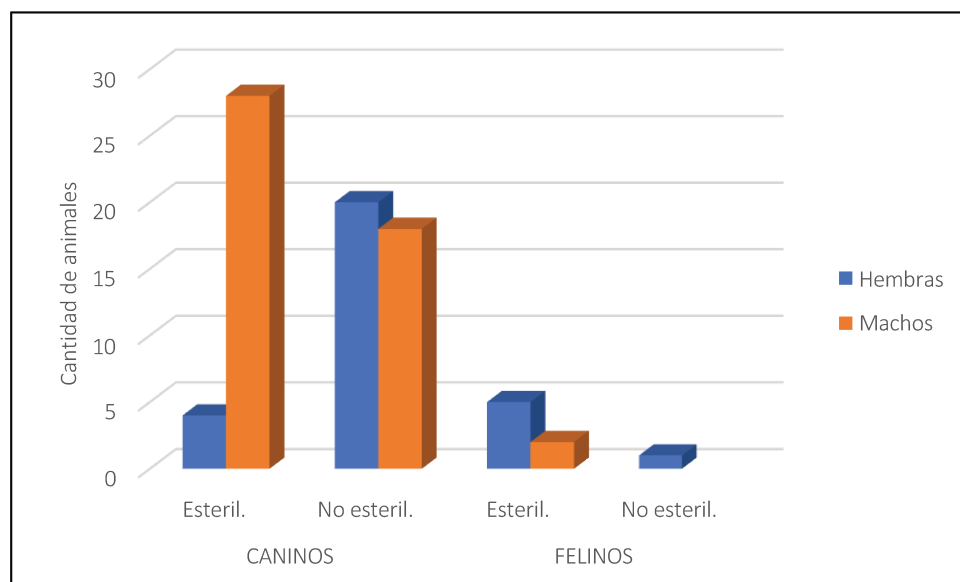


Gráfico 1: Cantidad de caninos y felinos, hembras y machos, esterilizados y no esterilizados.

En cuanto a lo hallado en los análisis coproparasitológicos, en caninos 19 (27,14%) muestras resultaron positivas y 51 (72,86%), negativas. De las muestras positivas, 2 pacientes vivían en zona rural y el 17 en la ciudad. Ocho estaban esterilizados (6 hembras y 2 machos) y 11 no esterilizados (7 hembras y 4 machos). Diez (52,63%) resultaron positivas a *Ancylosoma* spp. (Figura 17), 4 (21,05%) a *Toxocara* spp. (Figura 18), 1 (5,26%) a *Trichuris* spp. (Figura 19), 3 (15,8%) resultaron positivas a *Ancylostoma* spp. y *Trichuris* spp. (Figura 20) y 1 (5,26%) a *D. caninum* (Gráfico 3). La tabla 1 muestra la cantidad de resultados positivos de acuerdo a las edades de los perros.

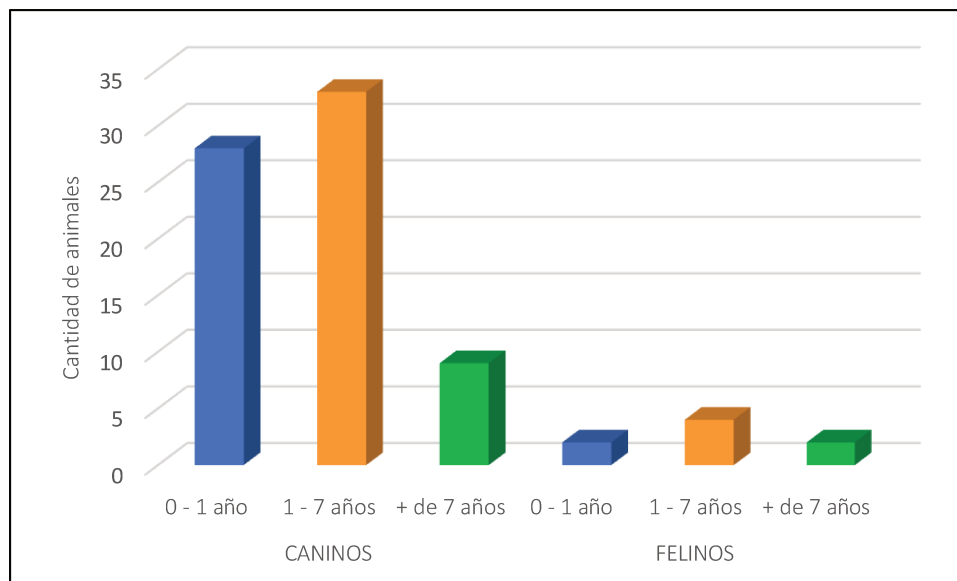


Gráfico 2: Cantidad de caninos y de felinos de 0 a 1 año de edad, de 1 a 7 años y más de 7 años.

Respecto de lo hallado en felinos, solo 1 muestra (12,5%) resultó positiva a *Ancylostoma* spp., correspondiente a una hembra esterilizada de 3 años de edad, el resto de los gatos resultaron negativos.

	0 – 1 año	1 – 7 años	+ de 7 años
<i>Ancylostoma</i> spp.	1	5	4
<i>Toxocara</i> spp.	4	0	0
<i>Trichuris</i> spp.	1	0	0
<i>Ancyl + Trich</i>	1	1	1
<i>D. caninum</i>	0	0	1
Negativas	21	27	3

Tabla 1: Géneros de parásitos hallados en los análisis coproparasitológicos de acuerdo a la edad de los caninos.

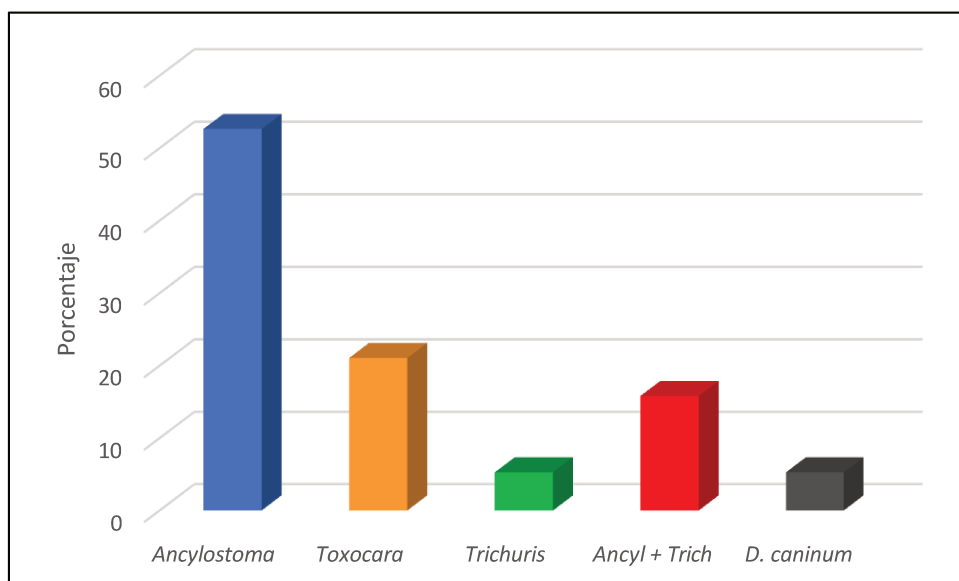


Gráfico 3: Porcentaje de muestras parasitadas con *Ancylostoma* spp., *Toxocara* Spp., *Trichuris* spp., *Ancylostoma* y *Trichuris* y *D. caninum* en caninos.

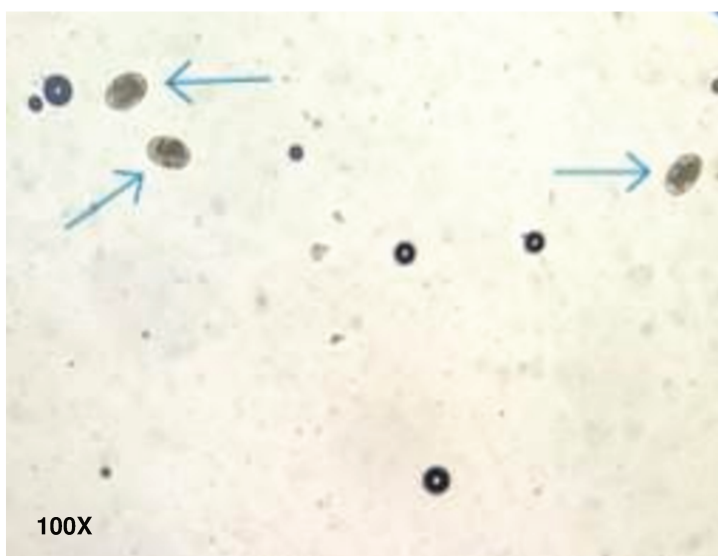


Figura 17: Huevos de *Ancylostoma* spp. obtenidos por el método de flotación de Willis.

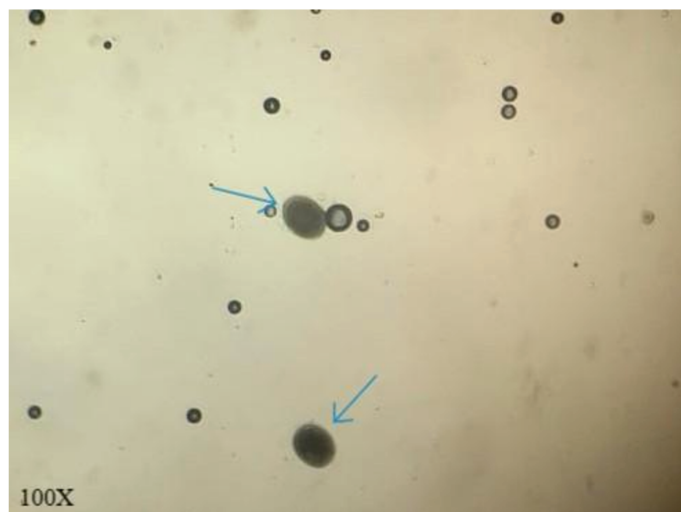


Figura 18: Huevos de *Toxocara* spp. obtenidos por el método de flotación de Willis.



Figura 19: Huevos de *Trichuris* spp. obtenidos por el método de flotación de Willis.



Figura 5: Huevos de *Ancylostoma* spp. (flecha roja) y de *Trichuris* spp. (flecha negra) obtenidos por el método de flotación de Willis.

DISCUSIÓN

Los géneros parasitarios identificados en este estudio tienen una distribución cosmopolita, pero la prevalencia de cada uno varía en función del clima, los hábitos de los tutores y los recursos diagnósticos de cada lugar (McCarthy y Moore, 2000).

La técnica diagnóstica utilizada es la que se realiza en la mayoría de las clínicas veterinarias, debido a su simplicidad y bajo costo, pero probablemente no sea capaz de identificar todos los géneros parasitarios. Hay estudios que indican que la técnica de sedimentación-flotación de Teuscher o la técnica de Ritchie permiten la detección de mayor cantidad de formas parasitarias, sobre todo de cestodes, aunque requieren de otro tipo de instrumental. También para el diagnóstico de *Giardia* está indicado la utilización de soluciones más densas como el sulfato de zinc o soluciones azucaradas, más la tinción con lugol para poder observar los quistes en la MF o la detección de antígeno en muestras fecales mediante la utilización de pruebas de inmunodiagnóstico rápido que se comercializan en la actualidad (Aguirre Ibáñez, 2006; Robertson et al., 2000; Guía ESCAP, 2013; Dhaliwal & Juyal, 2013; TroCCAP, 2023).

Si bien el número de muestras no fue demasiado elevado y teniendo en cuenta que solo se analizó una muestra por animal y no muestras seriadas, se puede observar que el género predominante en las que resultaron positivas es *Ancylostoma*, sobre todo en caninos jóvenes y adultos, mientras que *Toxocara* se diagnosticó en caninos menores de 1 año de edad, esto coincide con lo hallado por Fontanarrosa et al. (2006) en el sur este de Buenos Aires. Resultados similares se encontraron en estudios realizados en Esperanza, Santa Fe cuando se analizaron heces de perros recolectadas en espacios públicas en distintos barrios de la ciudad (Bono Battistoni et al., 2018). Respecto de *Trichuris*, se observó en un solo paciente como único género parasitario y en 3 asociado a *Ancylostoma*. Esto podría deberse a inconvenientes con la técnica diagnóstica. Cuando se utiliza una técnica de flotación, se debe tener la precaución de tomar la muestra del análisis a los 10 — 15 minutos de realizada la misma, debido a que, por los tapones polares, sedimentan rápidamente (Pérez Tort y Welch, 1998). En cuanto a cestodes solo se encontró *D. caninum* en un solo canino. Hay que tener en cuenta que la técnica coproparasitológica de sedimentación es más eficiente para el diagnóstico de *Dipylidium* que la flotación. Esto podría relacionarse con la mayor gravedad y la fácil cristalización de las soluciones que se utilizan en los métodos de flotación o a la incapacidad de las cápsulas ovíferas para flotar (Táparo et al., 2006).

En cuanto a los felinos, se analizaron muy pocas muestras y una sola resultó positiva.

A pesar de la escasa cantidad de muestras, deberíamos considerar que tanto *Ancylostoma* como *Toxocara* son géneros potencialmente zoonóticos. *Ancylostoma* puede causar Larva Migrans Cutánea y *Toxocara*, Larva Migrans Visceral u ocular. Teniendo en cuenta el concepto de “una salud” propuesto por la Organización Mundial de la Salud, una vez obtenidos los resultados de los análisis, se informa a los tutores de los pacientes sobre los riesgos que suponen los parásitos tanto para los animales como para las personas. En función de esto, se proponen protocolos de tratamiento y se plantean medidas preventivas teniendo en cuenta el paciente, el tutor y el ambiente en el que conviven, en pos del bienestar y el cuidado de la salud de todos.

CONCLUSIONES

El estudio evidenció que el género con mayor presencia en caninos fue *Ancylostoma*, seguido por *Toxocara*. En felinos, el único género identificado fue *Toxocara*, aunque debe señalarse que las muestras provenientes de gatos fueron muy escasas. No fue posible establecer diferencias entre el ámbito urbano y el rural, debido a la baja representatividad de muestras rurales. De hecho, todas las muestras de felinos correspondieron al ámbito urbano. Por lo tanto, estos resultados no reflejan la situación epidemiológica de toda la ciudad, pero constituyen información relevante para considerar en el ámbito clínico, especialmente al momento de realizar análisis coproparasitológicos y recomendar tratamientos. Asimismo, estos datos son valiosos para compartir con los tutores, ya que los dos géneros de mayor prevalencia tienen potencial zoonótico. En este sentido, después de obtener los resultados de los análisis, se le comunica al tutor y se pone en conocimiento sobre los riesgos tanto para los animales como para las personas. En base a eso se proponen protocolos de tratamiento y se les explica sobre las medidas de prevención que deberían poner en práctica para minimizar el riesgo de estas parasitosis. Resulta fundamental promover la educación continua de los tutores en pos del bienestar de los animales y de las personas. Este trabajo aporta algo de información epidemiológica sobre parásitos en perros y gatos, y podría ser utilizado como insumo para el desarrollo de programas de control en el marco del enfoque "Una Salud".

BIBLIOGRAFÍA

- Adam R.D. (2021). *Giardia duodenalis*: biology and pathogenesis. Clin Microbiol Rev 34: e00024-19. <https://doi.org/10.1128/CMR.00024-19>.

- Aguirre Ibáñez J.A. (2006). “Comparación de dos técnicas coprológicas para el diagnóstico de endoparásitos del perro”. Tesina para optar al título de Médico Veterinario. Instituto de Patología Animal, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile.

- Bono Battistoni MF; Plaza D; Orcellet V; Quinodoz JI; Macua M; Ruiz MF; Barolin J; Aguirre F. (2018). Heces de caninos en la vía pública y su potencial riesgo zoonótico. II Congreso Internacional de Zoonosis — IX Congreso Argentino de Zoonosis “Alimentos y Zoonosis: desafíos del siglo XXI”. AAZ, Bs. As., Argentina. P 178.

- Botero, D., & Restrepo, M. (2019). *Parasitosis humanas*. Cap 2: Parasitosis intestinales por protozoos. 6° ed. Fondo Editorial CIB. Pp 61 - 77.

- Bowman DD; Hendrix CM; Lindsay DS; Barr SC. (2002). *Feline Clinical Parasitology*. Iowa State University Press. A Blackwell Science Company. 185 p.

- Bowman, D. D. (2011). *Georgis: Parasitología para veterinarios*. Cap 3: Protozoos. 9° ed. Elsevier. Pp 89 – 91.

- Dantas-Torres F, Otranto D. (2014). Dogs, cats, parasites, and humans in Brazil: opening the black box. *Parasites & Vectors*, 7:22. <http://www.parasitesandvectors.com/content/7/1/22>

- Dhaliwal, B. B. S., & Juyal, P. D. (2013). *Parasitic Zoonoses*. Cap 2: Protozoonoses. Springer India. DOI 10.1007/978-81-322-1551-6

- Fariña, F. A., Pasqualetti, M. I., Ercole, M. E., Bessi, C., & Ribicich, M. (2021). Eucoleosis por *Eucoleus boehmi* en un canino con elevadas cargas parasitarias. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(3), e18340. <https://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i3.18340>

- Fontanarrosa MF; Vezzani D; Basabe J; Eiras DF (2006). An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): Age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. *Vet Parasitol* 136, 283–295. doi:10.1016/j.vetpar.2005.11.012

- Gao X; Wang H; Li J; Qin H; Xiao J. (2017). Influence of land use and meteorological factors on the spatial distribution of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* eggs in soil in urban areas. *Vet Parasitol* 233, 80–85. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.12.004>.

- Ghosh, S. (2021). Paniker's Textbook of Medical Parasitology. Cap 15: Nematodes: Intestinal (Soil-transmitted Helminths. 9° ed. Jaypee Brothers Medical Publishers. Pp 195 – 197.

- Guía ESCCAP European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. (2013). Control de Protozoos Intestinales en Perros y Gatos. Nº 6. Pp: 6 - 8.

- Mandarino-Pereira A; Silva de Souza F; Lopes CWG; Pereira MJS. (2010). Prevalence of parasites in soil and dog feces according to diagnostic tests. *Vet. Parasitol.* 170, 176–181. doi:10.1016/j.vetpar.2010.02.007.

- McCarthy J; Moore TA. (2000). Emerging helminth zoonoses. *Int. J. Parasitol.* 30, 1351–1360.

- Mc Connell AR, Shoda TM; Stayton LE; Martin CE; Brown CM. (2011). Friends With Benefits: On the Positive Consequences of Pet Ownership. *Journal of Personality and Social Psychology*, Vol. 101, Nº 6, 1239-1252. DOI: 10.1037/a0024506.

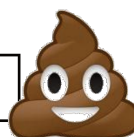
- Miró G; Beugnet F; Halos L; Guillot J. (2019). Manual de parasitología clínica en perros y gatos. Parasitosis intestinales. Servet editorial - Grupo Asís Biomedica SL. Pp 14-56.

ANEXO



Clínica Veterinaria de Animales de Compañía
Colón 1105, Sunchales, Santa Fe
Contacto: 3493 - 404330

CÓMO RECOLECTAR UNA MUESTRA



- Utilizá una bolsa de polietileno (no demasiado grande), ponétela a modo de guante, juntas la materia fecal, das vuelta la bolsa y le hacés un nudo tratando de sacar todo el aire. También podés colocar la materia fecal en un frasco de boca ancha.

NUNCA TOQUES LA MATERIA FECAL DIRECTAMENTE CON LA MANO!!!!!!

- Tratá de que la materia fecal sea lo más fresca posible.



Si ves que tiene sangre, moco o algo que te llama la atención, juntalo.

- Si tenés varias mascotas, identificá a cada una de las muestras con el nombre de tu perro y/o gato.

- Lo ideal es que lleves la muestra al veterinario lo antes posible. Si no la podés llevar enseguida, guardala en la heladera (24 hs).