

ENTERITE FELINA DE ORIGEM PROTOZOÁRIA: UMA ETIOLOGIA NEGLIGENCIADA

FELINE ENTERITIS OF PROTOZOAL ORIGIN: A NEGLECTED ETIOLOGY

Resumo: Com o crescimento da população felina, a proximidade com os seres humanos e vínculos emocionais cada vez mais presentes entre essas espécies, a preocupação com a saúde desses animais vem aumentando, pois, sabe-se que muitas dessas doenças são consideradas zoonóticas. Enterite diarreica é uma das principais causas que levam os tutores a procurar atendimento médico veterinário para seus animais. Muitas vezes, quadros com sintomas semelhantes de diarreia, vômito, anorexia e apatia por exemplo, são dados como verminoses ou enterites bacterianas e tratados como tal, sem exame coproparasitológico prévio para confirmação do agente. Sabendo que as enterites podem ser causadas por diversos agentes como, vírus, bactérias, helmintos, protozoários, inflamação, neoplasias, entre outros, com sinais clínicos muito semelhantes, e que alguns destes podem ser transmitidos aos humanos, se faz necessário diagnósticos mais precisos e tratamentos efetivos. Neste sentido, este estudo faz uma breve revisão de literatura objetivando abordar as parasitoses intestinais causadas especificamente por protozoários, demonstrando que nem todo distúrbio gastrointestinal é causado por helmintos ou bactérias, ressaltando a importância de um correto diagnóstico entre essas parasitoses a fim de promover um tratamento e controle efetivo, visando a proteção dos felinos, como também dos seres humanos. Diante do exposto, conclui-se que é de extrema importância considerar a origem protozoária das diarreias como diagnóstico diferencial, bem como, realizar o exame coproparasitológico antes de iniciar um tratamento, assim, o diagnóstico será mais preciso, o tratamento e controle eficazes, a probabilidade de transmissão entre animais e humanos e ocorrência de resistência a medicamentos será menor.

Palavras-chave: Diarréia. Gatos. Protozoários. Saúde pública. Zoonoses.

Abstract: With the growth of the feline population, proximity to humans and emotional bonds increasingly present between these species, concern for the health of these animals is increasing, as it is known that many of these diseases are considered zoonotic. Diarrheal enteritis is one of the main causes that lead owners to seek veterinary care for their animals. Often, conditions with similar symptoms of diarrhea, vomiting, anorexia and apathy, for example, are considered as verminoses or bacterial enteritis and treated as such, without prior coproparasitological examination to confirm the agent. Knowing that enteritis can be caused by several agents such as viruses, bacteria, helminths, protozoa, inflammation, neoplasms, among others, with very similar clinical signs, and that some of these can be transmitted to humans, more accurate diagnoses and effective treatments. In this context, the present study makes a brief literature review with the objective to address intestinal parasites caused specifically by protozoa, demonstrating that not every gastrointestinal disorder is caused by helminths or bacteria, emphasizing the importance of a correct diagnosis between these parasites in order to promote effective treatment and control, aiming at the protection of

Ludmyla Marques Campbell¹

Raiany Borges Duarte²

Ísis Assis Braga³

1 Pós-graduanda em Clínica Médica de Pequenos Animais pelo Instituto Qualittas; Contato: ludmylacampbell@outlook.com.

2 Mestranda do Programa de Pós-graduação em Biociência Animal da Universidade Federal de Jataí; Contato: raiany.duarte@discente.ufj.edu.br

3 Docente do curso de Medicina Veterinária - UNIFIMES; Doutora em Ciências Veterinárias; Programa de Pós-graduação em Biociência Animal da Universidade Federal de Jataí; Contato: isis@unifimes.edu.br

felines, as well as humans. In view of the above, it is concluded that it is extremely important to consider the protozoan origin of diarrhea as a differential diagnosis, as well as to carry out the coproparasitological examination before starting treatment, thus, the diagnosis will be more accurate, the treatment and control effective, the probability of transmission between animals and humans and occurrence of drug resistance will be lower.

Keywords: Cats. Diarrhea. Protozoa. Public health. Zoonoses.

INTRODUÇÃO

A população felina vem aumentando gradativamente, tanto domiciliados quanto animais errantes. Estes seres estão vivendo cada vez mais próximos dos humanos, vistos como parte da família e proporcionando apoio emocional (DE LUCIO *et al.*, 2017; GIL *et al.*, 2017). Devido à essa aproximação, vem aumentando também o número de doenças que os acometem, inclusive zoonoses, que consistem em infecções animais que podem ser transmitidas ao ser humano e vice-versa (BOWMAN, 2010; ALVES, 2018).

Na rotina clínica, enfermidades gastrointestinais são as principais causas que conduzem os tutores levarem seus animais para a consulta. Tais distúrbios podem ser de origem viral, bacteriana, protozoária, helmínticas, neoplásicas, inflamatórias, dentre outras (TEIXEIRA; GOULART, 2016; LI *et al.*, 2019; RAMOS *et al.*, 2020; TORRICO *et al.*, 2020). Das parasitoses capazes de causar diarreia, tratadas no presente estudo, alguns autores relatam que as chances de algumas

delas serem transmitidas de animais para humanos apesar de raras, são possíveis (BALLWEBER *et al.*, 2010; JACINTO, 2016; DE LUCIO *et al.*, 2017; GIL *et al.*, 2017).

O parasitismo dos animais domésticos irá depender de fatores como sexo, idade, raça, quantidade de animais compartilhando o mesmo espaço, assistência veterinária, frequência que os animais são desverminados, condições de higiene, acesso à rua, hábito de caça, localização geográfica, dentre outros (PEREIRA *et al.*, 2017; MÓSENA *et al.*, 2019). Ocasionalmente, os animais podem ser assintomáticos, porém, atuando como reservatórios desses agentes, eliminando-os no ambiente (GIL *et al.*, 2017; MOREIRA *et al.*, 2018).

Objetivou-se com esse trabalho, abordar as parasitoses intestinais causadas especificamente por protozoários, demonstrando que nem todo distúrbio gastrointestinal é causado por helmintos ou bactérias, ressaltando a importância de um correto diagnóstico entre essas parasitoses,

para promover um tratamento e controle efetivo, visando a proteção dos felinos, como também dos seres humanos.

DESENVOLVIMENTO

Protozoários que causam enterites em felinos

Criptosporidiose, isosporose, toxoplasmose, giardíase e tricomoníase, são as principais doenças causadas por protozoários em felinos. O causador da Criptosporidiose em gatos pertence à família Cryptosporidiidae, gênero *Cryptosporidium* e espécies *Cryptosporidium felis*, *C. parvum* e *C. muris*, sendo *C. felis* a espécie mais comumente encontrada nos felinos (TAYLOR et al., 2017). Este agente é encontrado no mundo todo e pode acometer diversos mamíferos, aves, répteis, peixes, e também humanos, sendo considerada uma espécie zoonótica (MOREIRA et al., 2018).

A isosporose felina é causada por um protozoário da família Eimeriidae, gênero *Cystoisospora* e espécies *Cystoisospora felis* e *C. rivolta*, sendo *C. felis* a mais comumente encontrada (TAYLOR et al., 2017; DUBEY, 2018). As espécies que parasitam os gatos são específicas, ou seja, não são consideradas

zoonoses (RAMOS et al., 2020; SCORZA et al., 2020).

O *Toxoplasma gondii* é o agente responsável por causar a toxoplasmose, zoonose que pode afetar mamíferos e aves de modo geral (DEL BARRIO, 2016; MUST et al., 2017). Este protozoário está difundido pelo mundo todo e é pertencente à família Sarcocystiidae e gênero *Toxoplasma* (TAYLOR et al., 2017; ROCHA et al., 2020).

A giardíase é uma doença cosmopolita, causada por um protozoário da família Giardiidae, gênero *Giardia* e espécie *Giardia duodenalis* (também conhecida como *G. intestinalis* ou *G. lamblia*) (TAYLOR et al., 2017). Este microrganismo sobrevive em condições anaeróbicas e pode existir em duas formas: trofozoíta e cística (MCCONNAUGHEY, 2014; CARNEIRO, 2017).

E a tricomoníase, tem como agente o *Tritrichomonas foetus*, que pertence à família Trichomonadidae e gênero *Tritrichomonas* (TAYLOR et al., 2017). No passado era conhecido como um protozoário que acometia o sistema reprodutor de bovinos. Hoje já se sabe que é possível encontrar o parasita em infecções gastrointestinais em felinos (BISSETT et al., 2009; YAO; KÖSTER, 2015).

As protozoonoses entéricas na saúde animal: das manifestações clínicas ao diagnóstico

Na criptosporidiose, a forma oocística possui grande resistência no ambiente e sobrevive à desinfetantes comuns e ao cloro utilizado no tratamento da água (YANG *et al.*, 2015; OLIVEIRA *et al.*, 2021). Os oocistos são eliminados de forma intermitente pelo indivíduo infectado, podendo ser transmitidos para animais, incluindo os seres humanos, pela via orofecal através da ingestão de água não tratada, vegetais mal lavados, carnes cruas ou mal cozidas ou leites não pasteurizados. Após a ingestão pelo hospedeiro, os oocistos liberam trofozoítos no intestino, onde passam por duas fases de merogonia (fase assexuada), formando merontes, e uma fase de gametogonia, formando macro e microgametas. Estes irão se unir (fase sexuada) formando oocistos já esporulados que irão se propagar para o ambiente (MCCONNAUGHEY, 2014; BRESCIANI *et al.*, 2015b; MENEZES, 2017).

O parasitismo pode ser assintomático. Sinais graves ou infecção crônica podem ocorrer principalmente em hospedeiros imunocomprometidos e filhotes. Esses sinais consistem em diarreia aquosa,

podendo ter presença de sangue, náusea, desidratação, dor abdominal, febre, perda de peso, entre outros (MCCONNAUGHEY, 2014; MOREIRA *et al.*, 2018; MÓSENA *et al.*, 2019). Os felinos mais predispostos à infecção são normalmente jovens ou idosos, animais que ingerem água não tratada ou da chuva, que moram em área rural com acesso à terra e ao gado, que vivem em aglomeração e/ou ingerem alimentação caseira (BRESCIANI *et al.*, 2015b; MOREIRA *et al.*, 2018; TANGTRONGSUP *et al.*, 2020).

Um estudo realizado por Yang *et al.* (2015), na Austrália Ocidental, foi constatado 9,9% da amostra positiva, enquanto Li *et al.* (2019) encontrou 2,3% de seus animais positivos para o parasitismo, ambos utilizando o método de PCR. Ito *et al.* (2016), no Japão, também fez uso da PCR, tendo como resultado 1,4% dos felinos de sua pesquisa sendo infectados pelo *Cryptosporidium* spp.

No estudo de Nagamori *et al.* (2020), na América do Norte, foram encontrados 0,04% da amostra total com presença de oocistos, através da flutuação em solução salina e microscopia. Tangtrongsup *et al.* (2020), na Tailândia, também usou o método de flutuação, porém em sulfato de zinco, e utilizou a imunofluorescência para identificar os oocistos. Tal estudo identificou 12,1% da

amostra positiva para o parasito. Gil *et al.* (2017) obteve 4,6% dos felinos de seu estudo, realizado no norte da Espanha, sendo positivos através da imunofluorescência direta.

No Brasil, Oliveira *et al.* (2021), no Rio de Janeiro, e Moreira *et al.* (2018), no Rio Grande do Sul, fizeram os exames coproparasitológicos e observação em microscopia eletrônica, obtendo o total de 5,4% e 11,11%, respectivamente, dos gatos de seus estudos sendo positivos. No estudo de Torrico *et al.* (2020), em Londrina, Paraná, não foi encontrada nenhuma amostra positiva através do método de Ziehl-Neelsen, porém foi encontrada a ocorrência de 0,48% dos animais positivos para Criptosporidiose pelo método de PCR. Mósena *et al.* (2019), também no sul do país, obteve 7,7% de felinos positivos pela PCR.

Em relação a isosporose, é uma enfermidade encontrada com maior frequência em jovens, visto que animais mais velhos, na maior parte das vezes, já desenvolveram imunidade ao protozoário. Entretanto, se o hospedeiro tiver uma imunossupressão, poderá voltar a apresentar sinais clínicos caso possua cistos em seus tecidos (BRESCIANI *et al.*, 2015a; NAGAMORI *et al.*, 2020)

A infecção se dá a partir da ingestão dos oocistos esporulados no meio ambiente por meio da água não tratada, alimentos contaminados, tecidos infectados com cistos, principalmente de roedores, ou ingestão de hospedeiros paratênicos (hospedeiros acidentais que carregam o parasito para facilitar a transmissão, não manifestando a doença, nem fazem parte do ciclo de vida do protozoário) (MONTEIRO, 2017; DUBEY, 2018; SCORZA *et al.*, 2020).

Após entrarem no organismo, com a ação da bile, esses oocistos irão se romper e penetrar nas células do intestino delgado inferior, ceco e cólon, onde se tornarão trofozoítos. Por meio da reprodução assexuada (fase na qual o animal apresenta mais sinais clínicos), os trofozoítos irão evoluir para esquizontes contendo merozoítos. Alguns merozoítos passarão pela gametogênese, dando origem à macro e microgametas, que se unirão (fase sexuada), gerando assim oocistos imaturos, que logo serão liberados para o ambiente (BRESCIANI *et al.*, 2015a; TAYLOR *et al.*, 2017; ALVES, 2018)

Essa infecção é bastante comum em filhotes em processo de desmame, devido à imaturidade do sistema imune (DUBEY, 2018; RAMOS *et al.*, 2020). Felinos jovens e

imunossuprimidos podem apresentar sinais clínicos mais graves, enquanto adultos com o sistema imune competente poderão ser assintomáticos (SCORZA *et al.*, 2020). Animais que vivem em aglomeração e em locais com falta de limpeza e desinfecção também tem maior chance de contrair o parasito. Os principais sinais clínicos incluem diarreia com presença de muco e/ou sangue, vômito, apatia, desidratação, redução do peso, dor abdominal, entre outros (JOÃO, 2015; STRINGHINI *et al.*, 2020).

No estudo de Nagamori *et al.* (2020), realizado na América do Norte, foram encontrados 9,4% da amostra total com presença de oocistos pelo método de flutuação em solução salina, no entanto, Grandi *et al.* (2017), utilizando a mesma técnica obteve o resultado de apenas 1% na Suécia.

Na Dinamarca, Takeuchi-Storm *et al.* (2015) utilizou a coproscopia pela técnica de McMaster, obtendo 2,1% da sua amostra sendo positiva. Diakou *et al.* (2017), na República do Chipre, além do coproparasitológico realizou um sequenciamento genético, que indicava que 12% da sua amostra era positiva para *C. rivolta* e 2,5% positiva para *C. felis*.

No Brasil, Gennari *et al.* (2016) realizou um estudo na cidade de São Paulo

utilizando flutuação, sedimentação e observação na microscopia eletrônica, encontrando 4,6% de sua amostra com presença de oocistos. Monteiro *et al.* (2016), no nordeste brasileiro, por meio de flutuação em solução salina pelo método de FLOTAC observou 25,6% dos animais sendo positivos. Ramos *et al.* (2020), na cidade do Rio de Janeiro, através do método de centrifugação e flutuação obteve 8,33% dos felinos domiciliados do seu estudo sendo positivos, enquanto os animais de abrigo correspondiam a 26,20%.

Já na toxoplasmose, os felídeos são os únicos hospedeiros definitivos, visto que estes são indispensáveis para a ocorrência da fase de reprodução sexuada do agente. Ocasionalmente, o animal infectado libera oocistos imaturos no ambiente, demorando de 1 a 5 dias para maturar, dependendo da temperatura, umidade, sombra, pH e outros fatores (BOWMAN, 2010; MUST *et al.*, 2017; ATTIPA *et al.*, 2021; SCHREIBER *et al.*, 2021).

A transmissão para hospedeiros intermediários pode ser de forma horizontal ou vertical. A forma horizontal acontece através da ingestão de oocistos esporulados em vegetais mal higienizados; por se alimentar de carne crua ou mal cozida de

animais infectados, por meio da ingestão de taquizoítos e bradizoítos contidos nos tecidos; e também através da jardinagem, podendo levar a mão não higienizada à boca. Já a transmissão vertical ocorre pela via transplacentária ou aleitamento, por difusão de taquizoítos. É importante dizer que felinos não carregam oocistos no pelo, ou seja, ter um gato e acariciá-lo não é uma forma de transmissão (DEL BARRIO, 2016; YBAÑEZ *et al.*, 2020; ATTIPA *et al.*, 2021; SCHREIBER *et al.*, 2021).

Quando ingeridos por qualquer mamífero ou ave, os oocistos esporulados se rompem, liberando vários esporozoítos, que vão para os enterócitos, onde se multiplicam e dão origem aos taquizoítos, que são responsáveis pela multiplicação rápida e pela fase aguda da doença. Estes se dispersam para as outras células do corpo do animal, como cérebro, vísceras e músculos. O sistema imune pode responder de forma a eliminar o agente do organismo caso esteja em boas condições. Caso contrário, os tecidos respondem, iniciando a formação de cistos contendo bradizoítos, podendo voltar a se multiplicar e reativar a infecção caso haja situações de imunossupressão. Quando o felídeo ingere os cistos através da carne crua, estes são destruídos pelo ácido gástrico e liberam

bradizoítos, que vão para as células intestinais, passando pela reprodução assexuada e sexuada, originando oocistos não esporulados, que são liberados para o ambiente (BOWMAN, 2010).

Os felinos se infectam principalmente através da caça de animais infectados, podendo liberar milhões de oocistos. Normalmente o animal libera oocistos apenas uma vez em sua vida, por um período de 7 a 21 dias. Se o gato for imunocompetente, faz-se a soroconversão, que perdura por muitos anos ou até mesmo pelo resto da vida do felino, impedindo que o animal libere oocistos novamente (VIDOTTO *et al.*, 2015; DEL BARRIO, 2016). Os felinos com maior predisposição a se infectarem, são aqueles com acesso à rua ou que residem em zona rural, os quais normalmente apresentam hábito de caça e ingestão de carne crua (ROCHA *et al.*, 2020; SCHREIBER *et al.*, 2021).

Caso o ser humano ou outros animais infectados, inclusive os felinos, estejam com um bom funcionamento do sistema imune, dificilmente irá manifestar algum sinal clínico, ou irá ter apenas sintomas de uma leve gripe. Entretanto, se estiverem imunocomprometidos, sinais como febre, anorexia, perda de peso, dores no corpo,

icterícia, vômitos, diarreia, problemas oftálmicos, pulmonares e nervosos, entre outros, poderão aparecer. Caso haja gravidez, principalmente no primeiro trimestre, o feto está sujeito à problemas oftálmicos, má formação, parto prematuro, aborto etc. (DING *et al.*, 2017; TORRICO *et al.*, 2020; ATTIPA *et al.*, 2021).

Quanto à sua distribuição geográfica, no estudo de Schreiber *et al.* (2021), realizado na Finlândia e na Estônia, a ocorrência de animais positivos através da sorologia foi de 42%, e Must *et al.* (2017), realizando seu estudo apenas na Finlândia, encontrou 41,12% dos animais em seu estudo sendo positivos, pelo mesmo método. Attipa *et al.* (2021) também fez testes de sorologia em sua amostra e obteve o total de 32,3% dos animais positivos na República do Chipre.

Nagamori *et al.* (2020) observou 0,04% da amostra de seu estudo, na América do Norte, com presença de oocistos, obtidos através do método de flutuação em solução salina e observados na microscopia eletrônica. No Brasil, em Londrina, Torrico *et al.* (2020) utilizou as fezes dos animais de seu estudo para a realização de PCR, e encontrou o resultado de 9,22% de sua amostra sendo positiva. Já Rocha *et al.* (2020), em Belém,

através da sorologia, obteve o total de 21,92% de sua amostra positiva.

Dentre os protozoários que causam enterites em felinos, temos os flagelados, que causam a giardíase e a tricomoniase. Em relação a giardíase, apesar dos cães serem infectados principalmente pelo subtipo C e D, e os gatos pelo subtipo F, estudos realizados já encontraram o subtipo A e B (responsáveis pela infecção em seres humanos) nas fezes desses animais, além do subtipo F causando infecção em pessoas, fazendo com que esse protozoário seja potencialmente zoonótico (BOWMAN, 2010; YANG *et al.*, 2015; LI *et al.*, 2019).

A transmissão ocorre principalmente através da ingestão de água e alimentos contaminados com o oocisto. Após a ingestão, os oocistos liberam trofozoítos, que se fixam no intestino e se multiplicam de forma assexuada. Estes formam novos oocistos, passam pela fase de amadurecimento e são liberados para o ambiente (MCCONNAUGHEY, 2014; SOUZA, 2015; CARNEIRO, 2017).

A maior prevalência da infecção é em locais com grande aglomeração, como abrigos e gatis, acometendo mais animais jovens que adultos. A falta de saneamento básico também é um importante fator na transmissão da

doença (SOUZA, 2015; NAGAMORI *et al.*, 2020).

Animais com sistema imunológico competente podem não manifestar sinais clínicos (no entanto, continuam eliminando oocistos no ambiente de forma intermitente) e aqueles com a imunidade baixa podem apresentar diarreia, esteatorreia, vômito, cólicas, anorexia, problemas de absorção de nutrientes pelo intestino devido à destruição das microvilosidades, perda de peso, entre outros sinais (BALLWEBER *et al.*, 2010; SLAPETA *et al.*, 2015; MÓSENA *et al.*, 2019)

Em um estudo realizado na América do Norte por Nagamori *et al.* (2020), encontrou-se o resultado de 4,0% da amostra total com presença de oocistos através do método de flutuação em solução salina. O estudo de Li *et al.* (2019) no leste da China, apresentou a ocorrência de 1,4% pelo método de PCR, enquanto no estudo de Crisi *et al.* (2021), na Itália, o valor encontrado foi de 0,95% pelo mesmo método. Sommer *et al.* (2018) realizou sua pesquisa através do método de ELISA, na Alemanha, obtendo o resultado positivo em 17,9% de sua amostra.

Já no Brasil, a ocorrência de 17,96% de felinos positivos foi encontrada na pesquisa de Torrico *et al.* (2020) em Londrina, no

Paraná. Mósen *et al.* (2019) também realizou seu estudo no Sul do Brasil, porém obteve o resultado de 5,1% de sua amostra total sendo positiva. Ambos utilizaram a PCR para realizar sua pesquisa.

Quanto à tricomoníase, foram feitos estudos utilizando *T. foetus* de origem bovina em felinos e vice-versa, porém os animais não desenvolveram a doença. Apesar de ambos serem morfológicamente semelhantes, os protozoários não foram capazes de induzir uma infecção cruzada. Essa espécie é considerada potencialmente zoonótica em pessoas imunossuprimidas (YAO; KÖSTER, 2015; JACINTO, 2016; LI *et al.*, 2019).

Esse microrganismo não existe na forma cística, apenas como trofozoíto e pseudocisto (BOWMAN, 2010; LI *et al.*, 2019). A transmissão desse agente é orofecal, normalmente por compartilhamento de caixas de areia, através do hábito de felinos se lambem mutuamente, falta de limpeza periódica de bebedouros e comedouros, ingestão de alimentação crua etc. Seu local de replicação é no intestino grosso, por divisão binária. O agente é eliminado através das fezes, podendo ser ingerido por outros felinos e causando a doença nesse indivíduo. De modo geral, os animais acometidos com maior frequência são, em sua maioria, jovens e

vivem em casa com múltiplos gatos (YAO; KÖSTER, 2015; DUARTE *et al.*, 2018; CRISI *et al.*, 2021).

Dentre os sinais clínicos estão diarreia, podendo ser crônica ou intermitente, autolimitante ou não, com ou sem presença de sangue e muco, eventualmente apresentando uma coloração esverdeada e fétida. Ao invés de diarreia, outros animais podem apresentar tenesmo. Também é comum apresentarem hiporexia ou anorexia e perda de peso. Alguns animais podem ser assintomáticos e o óbito por essa doença é incomum. É frequente animais estarem co-infectados, principalmente pela *Giardia* sp. (BISSETT *et al.*, 2009; DABROWSKA *et al.*, 2020; CRISI *et al.*, 2021).

Quanto à sua distribuição geográfica, no estudo de Jacinto (2016), em Portugal, a ocorrência de animais positivos foi de apenas 1,67% através do meio de cultura, enquanto Li *et al.* (2019) encontrou 10,1% dos animais em seu estudo sendo positivos pelo método de PCR no Leste da China.

Dabrowska *et al.* (2020) observou 20,51% dos animais de seu estudo, na Polônia, positivos através do método de PCR, e na Itália, em um estudo realizado por Crisi *et al.* (2021) foi encontrada a ocorrência de 17,14%, também por PCR. Nagamori *et al.*

(2020) utilizou o método de flutuação em solução salina e microscopia para seu trabalho na América do Norte, e encontrou 0,15% de sua amostra com presença de trofozoítos.

Já no Brasil, na região sul, Mósena *et al.* (2019) encontrou 12,82% de sua amostra sendo positiva e Duarte *et al.* (2018), em Araçatuba, São Paulo, obteve 3,9% dos animais em seu estudo sendo positivos. As duas pesquisas utilizaram a PCR como forma de diagnóstico.

Todos os parasitos citados acima podem ser visualizados por meio de microscopia eletrônica, geralmente com o material preparado através do método de flutuação em zinco. Entretanto, a sensibilidade desse teste não é tão alta, visto que vários desses microrganismos são de liberação intermitente, ou até mesmo difíceis de seres diferenciados (como o *Toxoplasma* spp.), sendo então indicado que se façam exames seriados (JOÃO, 2015; NELSON; COUTO, 2015).

Testes sorológicos e imunocromatografia também podem ser utilizados, tendo sempre em mente que o alto título de IgM pode indicar que o animal esteja em fase de disseminação de oocistos, já o IgG pode começar a aparecer quando o animal já está se encaminhando para o processo de cura.

Além disso, é importante lembrar que filhotes podem ter anticorpos circulatórios obtidos através da placenta ou colostro, podendo contribuir para um resultado falso positivo (DEL BARRIO, 2016).

Outros métodos consistem em imunofluorescência direta e indireta, PCR (sempre pensando no melhor material a ser analisado) e até mesmo biópsia intestinal e cultura (BOWMAN, 2010; NELSON; COUTO, 2015; SOUSA, 2015; JACINTO, 2016).

Uma linha tênue entre tratamento e profilaxia

É fundamental que o médico veterinário formule um protocolo individual para cada caso baseado em achados laboratoriais e macroscópicos. Além do tratamento dos sinais, no quadro 1, são apresentadas algumas medicações que podem ser utilizadas para tratar, ou pelo menos amenizar os problemas.

Quadro 1: Opções de medicamentos que podem ser utilizados no tratamento das diferentes doenças.

Doença	Medicação	Posologia	Referência
Criptosporidiose	Azitromicina	10mg/kg, q 24 horas, por 21 dias	Bresciani <i>et al.</i> (2015b); João (2015)
	Tilosina	10-15mg/kg, q 12 horas, por 21 dias	
Isosporose	Sulfadiazina + Trimetoprim	15-30mg/kg, q 24 ou 12 horas, de 5 a 10 dias	Bresciani <i>et al.</i> (2015a); João (2015)
	Sulfadimetoxina	50-60mg/kg, q 24 horas, de 5 a 10 dias	
	Sulfonamida	15-30mg/kg, q 24 ou 12 horas, enquanto durarem os sintomas	
Toxoplasmose	Clindamicina	12,5mg/kg, q 12 horas, por 28 dias	Nelson e Couto (2015); Vidotto <i>et al.</i> (2015); Del Barrio (2016)
	Sulfonamida + Trimetoprim	15mg/kg, q 12 horas, por 28 dias	
Giardíase	Fembendazol	50mg/kg, q 24 horas, por 3 dias	Bowman (2010); João (2015); Souza (2015)
	Metronidazol	25mg/kg, q 12 horas, por 5 dias	
	Furazolidona	4mg/kg a cada 12 horas por 5 dias	
Tricomoniase	Ronidazol	30mg/kg, q 24 horas, por 14 dias	Bowman (2010); Yao e Köster (2015); Taylor <i>et al.</i> (2017)

Legenda: q = a cada.

É indicado sempre acompanhar o tratamento com hemogramas, com a finalidade de identificar possíveis alterações na série vermelha precocemente. Caso o veterinário opte por utilizar a Sulfonamida, há necessidade de suplementar Ácido Folínico (5mg/gato, uma vez ao dia) durante todo o tratamento. Também poderão ser utilizados a Pirimetamina ou a Azitromicina no tratamento da toxoplasmose, porém com maior cautela devido à sua toxicidade (NELSON; COUTO, 2015; VIDOTTO *et al.*, 2015; DEL BARRIO, 2016).

Em relação ao tratamento da tricomoníase com ronidazol, é necessário acompanhar o animal durante esse período, pois essa medicação pode levar à neurotoxicidade (BOWMAN, 2010; YAO; KÖSTER, 2015; TAYLOR *et al.*, 2017).

Para evitar que os felinos sejam parasitados, algumas atitudes são necessárias, como por exemplo, isolar e tratar os animais que estiverem infectados, além de manter a caixa de areia sempre limpa, evitar que o felino tenha acesso à rua, dar preferência para a alimentação industrializada (como ração e sachês) ou alimento natural bem cozido, trocar a água com frequência, fazer a limpeza constante de comedouros e bebedouros, fazer

controle de pragas no ambiente, dentre outras (DEL BARRIO, 2016; MENEZES, 2017).

Para evitar a transmissão ao ser humano, principalmente pessoas em situação de imunodeficiência, deve-se fazer a limpeza diária do ambiente, manter o hábito de lavar sempre as mãos. Ter cuidado com os alimentos, água, jardinagem, entre outros, também são maneiras de se manter saudável (NELSON; COUTO, 2015; DEL BARRIO, 2016).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Diante do exposto, conclui-se que é de extrema importância considerar a origem protozoária das diarreias como diagnóstico diferencial, bem como, realizar o exame coproparasitológico antes de iniciar um tratamento, assim, o diagnóstico será mais preciso, o tratamento e controle eficazes, a probabilidade de transmissão entre animais e humanos e ocorrência de resistência a medicamentos será menor.

REFERÊNCIAS

ALVES, Marta Elena Machado.
Caracterização molecular de *Cryptosporidium* spp. e ocorrência dos principais parasitas gastrointestinais em

amostras fecais de cães e gatos naturalmente infectados. 2018. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Santa Maria, Rio Grande do Sul, 2018.

ATTIPA, C.; YIAPANIS, C.; TASKER, S.; DIAKOU, A. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in Cats from Cyprus. **Pathogens**, Reino Unido, v. 10, n. 7, p. 882. 2021. DOI: 10.3390/pathogens10070882

BALLWEBER, L. R.; XIAO, L.; BOWMAN, D. D.; KAHN, G.; CAMA, V. A. Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. **Trends in Parasitology**, Estados Unidos, v. 26, n. 4, p. 180-189. 2010. DOI: 10.1016/j.pt.2010.02.005

BISSETT, S. A.; STONE, M. L.; MALIK, R.; NORRIS, J. M.; O'BRIEN, C.; MANSFIELD, C. S.; NICHOLLS, J. M.; GRIFFIN, A.; GOOKIN, J. L. Observed occurrence of *Tritrichomonas foetus* and other enteric parasites in Australian cattery and shelter cats. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, Austrália, v. 11, n. 10, p. 803-7. 2009. DOI: 10.1016/j.jfms.2009.02.001

BOWMAN, Dwight D. **Georgis Parasitologia Veterinária**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.

BRESCIANI, K. D. S.; COELHO, W. M. D.; PAIVA, F. Isosporose. In JERICÓ, M. M.; NETO, J. P. de A.; KOGIKA, M. M. **Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos**. 1. ed. São Paulo: Roca, 2015a., p. 2137-2147.

BRESCIANI, K. D. S.; MEIRELES, M. V.; COELHO, W. M. D. Criptosporidiose. In JERICÓ, M. M.; NETO, J. P. de A.; KOGIKA, M. M. **Tratado de Medicina**

Interna de Cães e Gatos. 1. ed. São Paulo: Roca, 2015b., p. 2148-2159.

CARNEIRO, M. E. Protozoários Flagelados. In: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Roca, 2017.

CRISI, P. E.; PAOLETTI, B.; MORELLI, S.; SIMONATO, G.; COLOMBO, M.; TISCAR, P. G.; BOARI, A. *Tritrichomonas foetus* in cats from Central Italy: Clinical signs and risk factors. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**. Itália, v. 24. 2021. DOI: 10.1016/j.vprsr.2021.100577

DABROWSKA, J.; KARAMON, J.; KOCHANOWSKI, M.; SROKA, J.; SKRZYPEK, K.; ZDYBEL, J.; RÓZYCKI, M.; JABLONSKI, A.; CENCEK, T. *Tritrichomonas Foetus*: A Study of Prevalence in Animal Hosts in Poland. **Pathogens**, Polônia, v. 9, n. 3, p. 203. 2020. DOI: 10.3390/pathogens9030203

DE LUCIO, A.; BAILO, B.; AGUILERA, M.; CARDONA, G. A.; FERNANDEZ-CRESPO, J. C.; CARMENA, D. No molecular epidemiological evidence supporting household transmission of zoonotic *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. from pet dogs and cats in the province of Álava, Northern Spain. **Acta Tropica**, Espanha, v. 170, p. 48-56. 2017. DOI: 10.1016/j.actatropica.2017.02.024

DEL BARRIO, M. A. Toxoplasmose. In: MAZZOTTI, G. A.; ROZA, M. R. **Medicina Felina Essencial: guia prático**. Curitiba: Equalis, 2016.

DIAKOU, A.; SOFRONIOU, D.; DI CESARE, A.; KOKKINOS, P.; TRAVERSA, D. Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new

distribution area for *Troglostrongylus brevior*. **Parasitology Research**, Alemanha, v. 116, n. 3, p. 3429-3435. 2017. DOI: 10.1007/s00436-017-5651-3

DING, H.; GAO, Y.; DENG, Y.; LAMBERTON, P. H. L.; LU, D. A systematic review and meta-analysis of the seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in cats in mainland China. **Parasites & Vectors**, China, v. 10, n. 27, 2017. <https://doi.org/10.1186/s13071-017-1970-6>

DUARTE, R. P.; ROCHA, P. R. D. A.; NAKAMURA, A. A.; CIPRIANO, R. S.; VIOL, M. A.; MELO, G. D.; MEIRELES, M. V.; MACHADO, G. F. Detection of natural occurrence of *Tritrichomonas foetus* in cats in Araçatuba, São Paulo, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 38, n. 2. 2018. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-5115>

DUBEY, J. P. A review of *Cystoisospora felis* and *C. rivolta* - induced coccidiosis in cats. **Veterinary Parasitology**, Estados Unidos. v. 15, n. 263, p. 34-38. 2018. DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.09.016

GENNARI, S. M.; FERREIRA, J. I. G. da S.; PENA, H. F. de J.; LABRUNA, M. B.; AZEVEDO, S. dos S. Frequency of gastrointestinal parasites in cats seen at the University of São Paulo Veterinary Hospital, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 25, n. 4. 2016. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016082>

GIL, H.; CANO, L.; LUCIO, A.; BAILO, B.; MINGO, M. H.; CARDONA, G. A.; FERNANDEZ-BASTERRA, J. A.; ARAMBURU-AGUIRRE, J.; LÓPEZ-MOLINA, N.; CARMENA, D. Detection and molecular diversity of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in sheltered dogs and

cats in Northern Spain. **Infection, Genetics and Evolution**, Espanha, v. 50, p. 62-69. 2017. DOI: 10.1016/j.meegid.2017.02.013

GRANDI, G.; COMIN, A.; IBRAHIM, O.; SCHAPER, R.; FORSHELL, U.; LIND, E. O. Prevalence of helminth and coccidian parasites in Swedish outdoor cats and the first report of *Aelurostrongylus abstrusus* in Sweden: a coprological investigation. **Acta Veterinaria Scandinavica**, Suécia, v. 59, n. 19, 2017. <https://doi.org/10.1186/s13028-017-0287-y>

ITO, Y.; ITOH, N.; KIMURA, Y.; KANAI, K. Molecular detection and characterization of *Cryptosporidium* spp. among breeding cattery cats in Japan. **Parasitology Research**, Japão, v. 115, n. 5, p. 212-3. 2016. DOI: 10.1007/s00436-016-4984-7.

JACINTO, A. G. **Rastreo parasitológico de *Tritrichomonas foetus* em gatos**. Lisboa: Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 2016.

JOÃO, C. F. Gastroenterologia e Hepatologia. *In*: CRIVELLENTI, L. Z.; BORIN-CRIVELLENTI, S. **Casos de Rotina em Medicina Veterinária de Pequenos Animais**. São Paulo: MedVet Ltda, 2015.

LI, W.; LIU, X.; GU, Y.; LIU, J.; LUO, J. Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia*, *Blastocystis*, and trichomonads in domestic cats in East China. **The Journal of Veterinary Medical Science**, China, v. 81, n. 6, p. 890-896. 2019. DOI: 10.1292/jvms.19-0111

MCCONNAUGHEY, M. **Life Cycle of Parasites**, Estados Unidos: Elsevier, 2014.

- MENEZES, R. C. A. A. Coccídios. *In*: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Roca, 2017.
- MONTEIRO, M. F. M.; RAMOS, R. A. do N.; CALADO, A. M. C.; LIMA, V. F. S.; RAMOS, I. C. do N.; TENÓRIO, R. F. L.; FAUSTINO, M. A. da G.; ALVES, L. Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 25, n. 2, p. 254-257. 2016. DOI:10.1590/S1984-29612016019
- MONTEIRO, S. G. Conceitos e nomenclatura. *In*: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Roca, 2017.
- MOREIRA, A. S.; BAPTISTA, C. T.; BRASIL, C. L.; VALENTE, J. de S. S.; BRUHN, F. R. P.; PEREIRA, D. I. B. Risk factors and infection due to *Cryptosporidium* spp. in dogs and cats in southern Rio Grande do Sul. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 27, n. 1. 2018. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120180012>
- MÓSENA, A. C. S.; CRUZ, D. L.; CANAL, C. W.; MARQUES, S. M. T.; VALLE, S. F.; SOARES, J. F.; MATTOS, M. J. T.; COSTA, F. V. A. Detection of enteric agents into a cats' shelter with cases of chronic diarrhea in Southern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research**, Porto Alegre, v. 39, n. 8, p. 630-634. 2019. DOI: 10.1590/1678-5150-PVB-5987
- MUST, K.; HYTONEN, M. K.; ORRO, T.; LOHI, H.; JOKELAINEN, P. *Toxoplasma gondii* seroprevalence varies by cat breed. **Plos One**, Itália, v. 12, n. 9. 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0184659>
- NAGAMORI, Y.; PAYTON, M. E.; LOOPER, E.; APPLE, H.; JOHNSON, E. M. Retrospective survey of parasitism identified in feces of client-owned cats in North America from 2007 through 2018. **Veterinary Parasitology**, Estados Unidos, v. 277. 2020. DOI: 10.1016/j.vetpar.2019.109008.
- NELSON, R. W.; COUTO, C. G. **Medicina interna de pequenos animais**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015.
- OLIVEIRA, A. G. L.; SUDRÉ, A. P.; BOMFIM, T. C. B.; SANTOS, H. L. C. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. in dogs and cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil, reveals potentially zoonotic species and genotype. **Plos One**, Rio de Janeiro, v. 16, n. 8. 2021. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0255087>
- PEREIRA, P. F.; BARBOSA, A. da S.; MOURA, A. P. P.; VASCONCELLOS, M. L.; UCHÔA, C. M. A.; BASTOS, O. M. P.; AMENDOEIRA, M. R. R. Gastrointestinal parasites in stray and shelter cats in the municipality of Rio de Janeiro, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 26, n. 3, p. 383-388. 2017. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612017024>
- RAMOS, N. V.; SILVA, M. L.; BARRETO, M. S.; BARROS, L. A.; ALMEIDA, F. M. Endoparasites of household and shelter cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Rio de Janeiro, v. 29, n. 1. 2020. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019110>
- ROCHA, K. S.; LIMA, M. de S.; MONTEIRO, T. R. M.; HONORIO, B. E. T.; PINHO, A. P. V. B.; PAZ, G. S.; SCOFIELD,

A.; CAVALCANTE, G. G.; MAGALHÃES-MATOS, P. C.; JUNIOR, F. D. S.; ABEL, I.; LANGONI, H.; MORAES, C. C. G.

Serological prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in cats (Belém, Pará, Brazil).

Brazilian Journal of Veterinary

Parasitology, Belém, v. 29, n. 2. 2020.

<https://doi.org/10.1590/S1984-29612020038>

SCHREIBER, N.; BASSO, W.; RIOND, B.; WILLI, B.; TORGERSON, P. R.;

DEPLAZES, P. Antibody kinetics and exposure to *Toxoplasma gondii* in cats: a seroepidemiological study. **International Journal for Parasitology**, Suíça, v. 51, n. 4, p. 291-299. 2021. DOI:

10.1016/j.ijpara.2020.09.011

10.1016/j.ijpara.2020.09.011

SCORZA, A. V.; TYRRELL, P.;

WENNOGLE, S.; CHANDRASHEKAR, R.;

LAPPIN, M. R. Experimental infection of cats with *Cystoisospora felis*. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, Estados Unidos, v. 35, n. 1, p. 269-272. 2020. DOI:

10.1111/jvim.16012

SLAPETA, J.; DOWD, S. E.; ALANAZI, A. D.; WESTMAN, M. E.; BROWN, G. K.

Differences in the faecal microbiome of non-diarrhoeic clinically healthy dogs and cats associated with *Giardia duodenalis* infection: impact of hookworms and coccidian.

International Journal for Parasitology,

Austrália, v. 45, n. 9-10, p. 585-94. 2015.

DOI: 10.1016/j.ijpara.2015.04.001

SOMMER, M. F.; RUPP, P. PIETSCH, M.;

KASPAR, A.; BEELITZ, P. *Giardia* in a selected population of dogs and cats in Germany – diagnostics, coinfections and assemblages. **Veterinary Parasitology**,

Alemanha, v. 15, n. 249, p. 49-56. 2018. DOI:

10.1016/j.vetpar.2017.11.006

SOUSA, M. G. Doenças infecciosas. In: CRIVELLENTI, L. Z.; BORIN-

CRIVELLENTI, S. **Casos de Rotina em Medicina Veterinária de Pequenos Animais**. São Paulo: MedVet Ltda, 2015.

SOUZA, S. L. P. Giardíase. In JERICÓ, M. M.; NETO, J. P. de A.; KOGIKA, M. M.

Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos. 1. ed. São Paulo: Roca, 2015. p. 2121-2136.

STRINGHINI, B.; LIRA, D.; LIMA, P.;

SILVA, M.; MONTANHEIRO, P. A. Estudo de parasitas intestinais em felinos– *Felis catus*, **Acta Biomedica Brasiliensia**, São Paulo, v. 11, n. 2. 2020. DOI:

<https://doi.org/10.18571/acbm.208>

TAKEUCHI-STORM, N.; MEJER, H.; AL-

SABI, M. N. S.; OLSEN, C. S.;

THAMSBORG, S. M.; ENEMARK, H. L.

Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration

McMaster technique. **Veterinary**

Parasitology, Dinamarca, v. 214, n. 3-4, p. 327-32. 2015. DOI:

10.1016/j.vetpar.2015.06.033.

TANGTRONGSUP, S.; SCORZA, A. V.;

REIF, J. S.; BALLWEBER, L. R.; LAPPIN,

M. R.; SALMAN, M. D. Seasonal

distributions and other risk factors for *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp.

infections in dogs and cats in Chiang Mai,

Thailand. **Preventive Veterinary Medicine**,

Tailândia, v. 174. 2020. DOI:

10.1016/j.prevetmed.2019.104820.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L.

Parasitologia Veterinária. 4. ed. Rio de

Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

TEIXEIRA, M. K. I.; GOULART, F. L. L.
Diarreia no Paciente Felino. *In: MAZZOTTI, G. A.; ROZA, M. R. Medicina Felina Essencial: Guia prático*. Curitiba: Equalis, 2016.

Science, v. 82, n. 4, p. 441-445. 2020. DOI: 10.1292/jvms.19-0654.

TORRICO, K. J.; SANTOS, N. J. R.;
ABATE, H. L.; MARTINS, F. D. C.;
BARROS, L. D.; SEIXAS, M.; MARTINS, T.
A.; GARCIA, J. L.; VIDOTTO, O.
Occurrence of gastrointestinal protozoans in cats from Londrina, Paraná, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 41, n. 1, p. 213-222. 2020. DOI: 10.5433/1679-0359.2020v41n1p213

VIDOTTO, O.; NAVARRO, I. T.; FREIRE, R. L.; GARCIA, J. L. Toxoplasmose. *In: JERICÓ, M. M.; NETO, J. P. de A.; KOGIKA, M. M. Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos. 1. ed.* São Paulo: Roca, 2015.

YANG, R.; YING, J. L. J.; MONIS, P.; RYAN, U. Molecular characterisation of *Cryptosporidium* and *Giardia* in cats (*Felis catus*) in Western Australia. **Experimental Parasitology**, Austrália, v. 155, p. 13-8. 2015. DOI: 10.1016/j.exppara.2015.05.001

YAO, C.; KÖSTER, L. S. *Tritrichomonas foetus* infection, a cause of chronic diarrhea in the domestic cat. **Veterinary Research**, v. 46, n. 35, 2015. <https://doi.org/10.1186/s13567-015-0169-0>

YBAÑEZ, R. H. D.; KYAN, H.; NISHIKAWA, Y. Detection of antibodies against *Toxoplasma gondii* in cats using an immunochromatographic test based on GRA7 antigen. **The Journal of Veterinary Medical**