

<https://doi.org/10.31533/pubvet.v17n11e1479>

## Perfil parasitológico do quati (*Nasua nasua*, Linnaeus, 1766) cativos do parque zoobotânico de Arruda Câmara, João Pessoa, Paraíba

Marcos Wanderson Vieira Monteiro<sup>1</sup>, Myllena Mycheli Bevenuto Nunes<sup>1</sup>, Julia Helena Franca Diniz<sup>1</sup>, Sthefany Kristinne Alves de Melo<sup>1</sup>, Luciana Batista Guerra<sup>2</sup>, Paola de Cássia Gonçalves<sup>3</sup>, Thiago Ferreira Lopes Nery<sup>3</sup>, Artur da Nóbrega Carreiro<sup>4</sup>, Sandra Batista dos Santos<sup>4</sup>

<sup>1</sup>Médico Veterinário. João Pessoa – PB, Brasil.

<sup>2</sup>Médica Veterinária RT da Clínica Uni Diagnósticos Veterinário – João Pessoa, PB, Brasil.

<sup>3</sup>Médico(a) Veterinária do Parque Zoobotânico Arruda Câmara/PMJP. João Pessoa – PB, Brasil.

<sup>4</sup>Professor(a) Doutor(a) da Faculdade de Enfermagem Nova Esperança, Departamento de Medicina Veterinária. João Pessoa – PB, Brasil.

\*Autor para correspondência: [mwvm7.mw@gmail.com](mailto:mwvm7.mw@gmail.com)

**Resumo.** As doenças parasitárias são infecções frequentemente diagnosticadas em animais selvagens, dentre estas estão as parasitoses gastrointestinais que afetam diversas espécies. Os animais mantidos em cativeiro estão susceptíveis à estas enfermidades devido ao estresse, manejos sanitários e nutricionais deficientes, instalações inadequadas e superlotação de indivíduos em recintos. No entanto, as endoparasitoses podem cursar de maneira clínica ou subclínica, possuindo ou não caráter zoonótico. O presente trabalho traçou o perfil parasitológico de espécimes de *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) cativos do parque zoobotânico de Arruda Câmara (PZAC) em João Pessoa, Paraíba por meio da realização de exame coproparasitológico, escolhidos por serem métodos de baixo custo, rápidos e pouco invasivos, necessitando de poucos equipamentos para a sua execução, além de ser um eficaz exame diagnóstico. Foram utilizadas técnicas de flutuação simples e exame direto como meio qualitativo das amostras, possibilitando assim a visualização e identificação dos parasitos encontrados nas fezes.

**Palavras-chave:** Coproparasitológico, parasitoses, quati, zoológico

## *Parasitological profile of the coati (*Nasua nasua*, Linnaeus, 1766) captives of the Arruda Câmara Zoobotanical Park, João Pessoa, Paraíba*

**Abstract.** Parasitic diseases are frequently diagnosed infections in wild animals, among which are gastrointestinal parasites that affect several species. Animals kept in captivity are susceptible to these diseases due to stress, poor sanitary and nutritional management, inadequate facilities and overcrowding of individuals in enclosures. However, endoparasitoses can occur clinically or subclinically, with or without a zoonotic character. The present work traced the parasitological profile of captive *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) specimens from the Arruda Câmara Zoobotanical Park (PZAC) in João Pessoa, Paraíba (Brazil), through the performance of coproparasitological exams, chosen because they are low-cost, fast and minimally invasive techniques requiring little equipment for their execution, in addition to being effective diagnostic methods. Simple flotation techniques and direct examination were used as qualitative means of the samples, thus enabling the visualization and identification of parasites found in the feces.

**Keywords:** Coproparasitological, parasites, coati, zoo

## Introdução

O quati-de-cauda-anelada é uma espécie pertencente ao filo *Chordata*, a classe *Mammalia*, a ordem *Carnivora* e a família *Procyonidae* (Gray, 1825). Os procyonídeos possuem porte médio, pernas curtas e pelagem densa. São plantígrados, possuem cinco dedos em cada um de seus membros. Como as suas mãos são móveis, possuem habilidade para cavar e são ótimos escaladores (Beisiegel, 2001).

Os *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) possuem uma ampla distribuição geográfica na América do Sul, indo da Colômbia e Venezuela até o Uruguai e Norte da Argentina, ocorrendo em ambas as vertentes dos Andes, no Equador como também ocorre em todos os biomas brasileiros (Beisiegel & Campos, 2013; Gompper & Decker, 1998). No entanto, a crescente perda da biodiversidade representa uma das piores crises mundiais da atualidade, com espécies e habitats diminuindo a uma taxa alarmante. Em virtude disso, em locais com abundância de alimentos de origem antrópica, como lixeiras e comedouros, esses animais podem passar a se alimentar principalmente destes itens (Alves-Costa & Eterovick, 2007; Hemetrio, 2007; Santos & Beisiegel, 2006). Por consequência, a espécie foi considerada vulnerável (VU) no Rio Grande Sul e globalmente é avaliada como menos preocupante (LC) pela IUCN (Emmons & Helgen, 2016; Marques et al., 2002). Muitas vezes, o cativeiro atua como centro de conservação e reserva genética de populações selvagens sujeitas à extinção, porém a manutenção de animais selvagens em cativeiro é um desafio e uma responsabilidade, uma vez que há grande dificuldade em atender todas as necessidades do animal, incluindo a ocorrência das doenças parasitárias que costumam ser mais frequentes e causar quadros mais graves em animais que vivem em cativeiro (Cubas et al., 2007; Figueiredo et al., 2010; Geraghty et al., 1981).

O presente trabalho teve como objetivo traçar o perfil parasitológico da população de *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) cativos no Parque Zoobotânico Arruda Câmara (PZAC), em João Pessoa, Paraíba.

## Material e métodos

Para o presente estudo foram utilizados seis espécimes de *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) cativos do plantel do Parque Zoobotânico Arruda Câmara (PZAC), sendo três machos e três fêmeas adultos em idades distintas e micro chipados para melhor identificação dos indivíduos.

A coleta das amostras foi realizada em triplicata. Sendo assim, os indivíduos foram capturados por meio de contenção física com auxílio de puçá e luvas raspa de couro. Os animais, previamente foram mantidos em jejum alimentar, para utilização da contenção química. Foram usados medicamentos com efeitos mio relaxantes, sedativos, ansiolíticos e hipnóticos, seguindo o protocolo de cloridrato de cetamina (10 mg/kg) e maleato de midazolam (0,5 mg/kg) que foram administrados por via intramuscular (Viana, 2014) para melhor realização do exame físico e coleta de amostras, além de promover a segurança da equipe envolvida, reduzindo o potencial risco de acidentes. Após sedação, os animais tiveram os parâmetros clínicos monitorados, além de serem avaliados quanto ao seu estado geral através da realização de exame físico.

As fezes foram coletadas diretamente da ampola retal com lubrificação prévia de óleo mineral, a fim de evitar possíveis contaminações no material em contato com o solo. Também foi realizado lavado intestinal com sonda uretral nº 08, seringa de 10mL e solução fisiológica NaCl 0,9%. O swab retal foi coletado com material estéril sem meio de cultura para realização de citologia. As amostras foram coletadas, identificadas e mantidas sob refrigeração em caixa térmica de isopor com gelox, com a análise realizada no mesmo dia da coleta no Laboratório de Parasitologia Veterinária das Faculdades Nova Esperança – FACENE.

Além da coleta de amostras de fezes, cerca de 3 mL de amostras de sangue foram coletadas pela veia jugular utilizando agulha 25 x 7 e seringa de 3 mL. Após a coleta, as amostras foram armazenadas, refrigeradas e enviadas para análise em laboratório particular.

A técnica de Willis-Mollay é empregada na rotina dos laboratórios de análises clínicas, sendo uma técnica qualitativa de flutuação espontânea simples, com o emprego de uma solução de elevada densidade, o princípio desta é fazer com que os ovos de menor densidade flutuem, aderindo à superfície inferior da lâmina, consiste em uma técnica de visualização de ovos, oocistos e cistos, que utiliza como princípio da flutuação, soluções hiper saturadas de açúcar ou cloreto de sódio (Hoffmann, 1987; Táparo et al., 2006).

O método Willis-Mollay é uma técnica qualitativa, utilizada geralmente para a visualização de ovos leves, para esta são utilizadas 2g de fezes e aproximadamente 20 ml de solução hiper saturada para realizar a homogeneização a solução em um copo ou Becker, posteriormente coloca-se em um tubo de ensaio até que se forme um menisco. Com a formação deste, deve-se colocar uma lâmina de microscopia acima do presente e aguardar cerca de 10 a 15 minutos até que os ovos fltuem. Por fim, deve-se por uma lamínula acima da lâmina de microscopia. Após este tempo a lâmina já pode ser examinada (Hoffmann, 1987).

A utilização da técnica do método direto ou exame direto das fezes (Hoffmann, 1987) é indicada para que haja a visualização de parasitas com média densidade, sendo possível observar a presença de protozoários e nematódeos, além da presença de outras formas parasitárias, sendo de execução rápida, de baixo custo e eficiente (Ferreira, 2012).

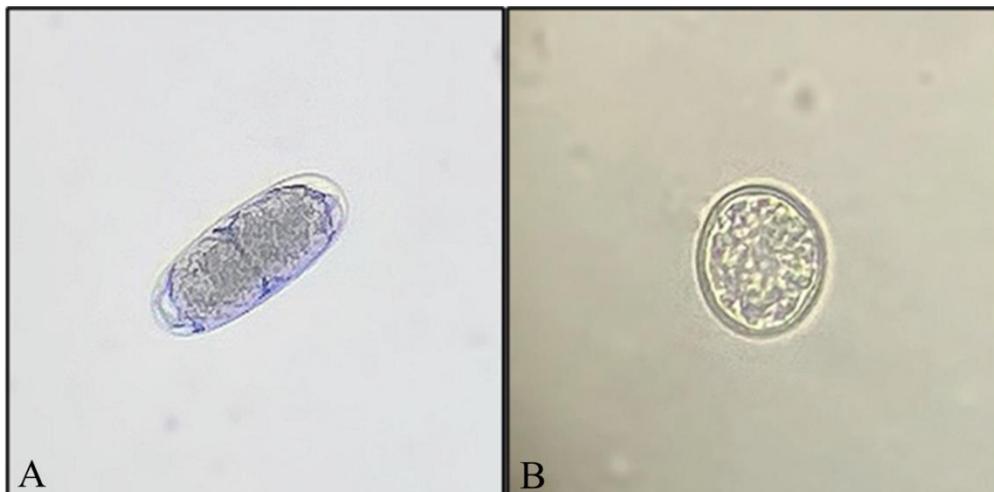
A técnica de exame direto a fresco consiste em colocar uma gota de solução salina de NaCl 0,9% sob uma lâmina de microscopia e diluir uma pequena quantidade de fezes de modo que fique homogêneo e transparente, posteriormente realizando a análise ao microscópio com as objetivas de 10x e 40x com baixa intensidade luminosa (Ferreira, 2012).

A técnica de exame direto com lugol consiste na substituição da solução salina de NaCl 0,9% pela solução de lugol, posteriormente deve-se cobrir a lâmina com uma lamínula e realizar a análise ao microscópio com as objetivas de 10x e 40x com baixa intensidade luminosa (Ferreira, 2012).

## Resultados e discussão

De todas as amostras de fezes analisadas (n = 6), 100% (6/6) foram positivas para parasitismo; apresentando mais de um endoparasita. Observou-se uma alta quantidade de nematódeos, em ovos não larvados de Strongylida, assim como protozoários na forma de oocistos não esporulados de coccídeos, da ordem Eucoccidiorida. No tocante aos aspectos clínicos, os animais apresentaram-se ativos, com bons *scores* corporais e parâmetros fisiológicos dentro da normalidade para a espécie, caracterizando um perfil de higidez.

Observou-se no exame coproparasitológico de *N. nasua* que todos os animais utilizados no presente estudo estavam parasitados, mas não cursavam com sinais clínicos de endoparasitose gastrointestinal, mesmo havendo presença de ovos e oocistos de nematódeos e protozoários na análise fecal (Figura 1). Contudo, no exame coproparasitológico, foram observados poucos ovos nas amostras examinadas, esse fato pode ter sido influenciado pela realização de manejos sanitários e nutricionais de maneira adequada aos quatis mantidos em cativeiro. Nas amostras foram observados ovos não larvados do filo Nematoda, da ordem Strongylida, não sendo possível identificar o gênero do parasita envolvido. Esta forma parasitária pode ser sugestiva ao parasitismo por *Ancylostoma* sp.



**Figura 1.** Ovos e oocistos encontrados em *Nasua nasua* cativos do Parque Zoológico Arruda Câmara-PZAC em João Pessoa, Paraíba. Objetiva (40x). A – Ovo não larvado da ordem Strongylida; B- Oocisto não esporulado de coccídeo.

Em animais de zoológico, os nematódeos da ordem Strongylida e protozoários estão frequentemente presentes em casos de parasitoses, sendo os procionídeos animais acometidos. Entretanto quatis adultos apresentam menor prevalência de ovos e oocistos de helmintos quando comparados a animais jovens e filhotes ([Moraes et al., 2019](#); [Panayotova-Pencheva, 2013](#); [Tscherner & Masendorf, 1974](#)).

Um estudo realizado no Parque Nacional do Iguaçu, localizado em Foz do Iguaçu-PR, utilizando a análise fecal *post-mortem* relatou que das amostras analisadas, a prevalência de nematódeos foi de 95,4%, sendo a forma morfológica mais encontrada a de Strongylida em mamíferos carnívoros ([Moraes et al., 2019](#)).

Ademais, em 2021, um estudo posteriormente realizado no Parque Zoobotânico Arruda Câmara, localizado em João Pessoa, Paraíba, relatou que das 36 espécies utilizadas, 80,5% dos animais apresentavam prevalência de nematódeos, sendo 27,5% destes parasitos, entre as formas da ordem Strongylida ([Batista et al., 2021](#)). Com relação aos protozoários, estes foram cerca de 13,9%, apresentando formas de coccídeos em 60% nas amostras fecais analisadas ([Batista et al., 2021](#)).

Em dois zoológicos localizados no estado de Sergipe, houve a realização de um estudo que mostrou que os protozoários foram os parasitas mais frequentemente encontrados nos animais utilizados, estes apresentando formas de oocistos de Coccídeos, além de *Entamoeba* sp. e *Giardia* sp. ([Santos et al., 2022](#)).

Os animais envolvidos nos estudos anteriormente citados, apresentavam parasitismo misto, com pelo menos duas formas parasitárias envolvidas ([Batista et al., 2021](#); [Moraes et al., 2019](#); [Panayotova-Pencheva, 2013](#); [Santos et al., 2022](#)),

**Tabela 1.** Resultado de exame complementar: Hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 1, *Nasua nasua*, macho adulto (8683).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	6.600 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	0	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	3.168 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	*792 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	*132 /mm <sup>3</sup>	RAROS
Linfócitos	2.376 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	132 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

*Neutropenia, eosinofilia*

**Tabela 2.** Resultado de exame complementar: Hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 2, *Nasua nasua*, fêmea adulta (9941).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	8.700 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	87 /mm <sup>3</sup>	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	4.089 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	*957 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	87 /mm <sup>3</sup>	RAROS
Linfócitos	2.784 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	*696 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

\**Eosinofilia, monocitose*

**Tabela 3.** Resultado de exame complementar: Hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 3, *Nasua nasua*, macho adulto (0329).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	7.300 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	0	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	4.672 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	*1.168 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	0 /mm <sup>3</sup>	RAROS
Linfócitos	1.460 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	0 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

\**Eosinofilia*

Com a realização de exame complementar, como o hemograma, foi possível perceber que das amostras analisadas (n = 6), 83,3% (5/6) quatis apresentaram a alteração hematológica de eosinofilia, podendo estar associada a parasitose por helmintos, sendo caracterizada pelo contato primário do hospedeiro com o parasito, sendo este achado compatível ao encontrado por [Ovington & Behm \(1997\)](#). Portanto, nas infecções parasitárias, a eosinofilia costuma ser constante e proporcional à infestação, existindo o aumento de eosinófilos em parasitoses causadas por helmintos e protozoários ([Santos et al.,](#)

2022). Em contrapartida, dos resultados encontrados por Moraes et al. (2019), 83,3% dos quatis adultos apresentaram eosinofilia não apresentando alterações significativas entre adultos jovens e senis (Tabelas 1 a 6).

Contudo, Lunardon (2016) relata que utilizar apenas o hemograma como parâmetro para diagnosticar uma endoparasitose gastrointestinal não é um marcador suficiente e específico, sendo necessário utilizar outras ferramentas diagnósticas como a realização de exame coproparasitológico para um diagnóstico mais fidedigno.

**Tabela 4.** Resultado de exame complementar: Hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 4, *Nasua nasua*, macho adulto (6778).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	7.800 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	0	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	4.800 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	*900 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	0 /mm <sup>3</sup>	Raros
Linfócitos	1.800 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	300 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

\*Eosinofilia

**Tabela 5.** Resultado de exame complementar: hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 5, *Nasua nasua*, fêmea adulta (9748).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	10.900 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	0	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	7.739 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	*1.090 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	109 /mm <sup>3</sup>	Raros
Linfócitos	1.853 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	109 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

\*Eosinofilia

**Tabela 6.** Resultado de exame complementar: hemograma. Leucograma diferencial. Identificação: Animal 6, *Nasua nasua*, fêmea adulta (8887).

Parâmetros	Resultados	Valores de referências
Leucócitos totais	10.000 /mm <sup>3</sup>	6.280 – 14.920 /mm <sup>3</sup>
Bastonetes	100 /mm <sup>3</sup>	0 – 300 /mm <sup>3</sup>
Segmentados	5.700 /mm <sup>3</sup>	3.930 – 11.940 /mm <sup>3</sup>
Eosinófilos	400 /mm <sup>3</sup>	120 – 660 /mm <sup>3</sup>
Basófilos	100 /mm <sup>3</sup>	Raros
Linfócitos	*3.600 /mm <sup>3</sup>	570 – 3.270 /mm <sup>3</sup>
Monócitos	100 /mm <sup>3</sup>	70 – 690 /mm <sup>3</sup>

\*Linfocitose

## Conclusão

Nesse estudo foi possível analisar e identificar pelas técnicas de exame coproparasitológico de exame direto e flutuação espontânea quais os endoparasitos gastrointestinais que ocorriam naquela população cativa, além de utilizar o hemograma como exame complementar para avaliação do leucograma diferencial, relatando que a alteração hematológica da eosinofilia foi recorrente na maioria dos animais parasitados, sendo assim, mais uma ferramenta para a realização de um diagnóstico mais fidedigno.

## Referências bibliográficas

- Alves-Costa, C. P. & Eterovick, P. C. (2007). Seed dispersal services by coatis (*Nasua nasua*, Procyonidae) and their redundancy with other frugivores in southeastern Brazil. *Acta Oecologica*, 32(1), 77–92. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2007.03.001>.
- Batista, A. I. V., Lucena, G. V. C., Nery, T. F. L., Batista, C. C. N., Batista, J. S., Winkeler, I. E., Rolim, C. M. M., Coelho, W. A. C., Rocha, E. L. B. & Lima, V. F. S. (2021). Gastrointestinal parasites in wild and exotic animals from a Zoobotanical Park in Northeast of Brazil. *Research, Society and Development*, 10(13), e486101321255. <https://doi.org/10.33448/rsd-v10i13.21255>.

- Beisiegel, B. M. (2001). Notes on the coati, *Nasua nasua* (Carnivora: Procyonidae) in an Atlantic forest area. *Brazilian Journal of Biology*, 61, 689–692. <https://doi.org/10.1590/s1519-69842001000400020>.
- Beisiegel, B. M. & Campos, C. B. (2013). Avaliação do risco de extinção do quati *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira*, 3(1), 269–276. <https://doi.org/10.47749/t/unicamp.2019.1090882>.
- Cubas, Z. S., Silva, J. C. R. & Catão-Dias, J. L. (2007). *Tratado de animais selvagens: Medicina Veterinária*. Roca Ltda.
- Emmons, L. & Helgen, K. (2016). *South American Coati. The IUCN red list of threatened species*. <https://doi.org/10.2305/iucn.uk.2016-1.rlts.t41684a45216227>.
- Ferreira, M. U. (2012). Parasitologia contemporânea. (p. 223).
- Figueiredo, M. A. P., Santos, A. C. G. & Guerra, R. M. S. N. C. (2010). Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhão. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 30, 988–990. <https://doi.org/10.1590/s0100-736x2010001100013>.
- Geraghty, V., Mooney, J. & Pike, K. (1981). A study of parasitic infections in mammals and birds at the Dublin Zoological Gardens. *Veterinary Research Communications*, 5(1), 343–348. <https://doi.org/10.1007/bf02215003>.
- Gompper, M. E. & Decker, D. M. (1998). *Nasua nasua*. *Mammalian Species*, 580, 1–9. <https://doi.org/10.2307/3504444>.
- Gray, J. E. (1825). Outline of an attempt at the disposition of the Mammalia into tribes and families with a list of the genera apparently appertaining to tribe. *Annals of Philosophy*, 10, 337–344.
- Hemetrio, N. S. (2007). *Levantamento populacional de quatis (Procyonidae: Nasua nasua) no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG*. Universidade Federal de Minas Gerais.
- Hoffmann, R. P. (1987). *Diagnóstico de parasitismo veterinário*. Sulina.
- Lunardon, T. (2016). Correlação entre eosinofilia e parasitas gastrintestinais em cães. *Revista Eletrônica Biotecnologia e Saúde*, 15.
- Marques, A. A. B., Fontana, C. S., Vélez, E., Bencke, G. A., Schneider, M. & Reis, R. E. (2002). *Lista das espécies da fauna ameaçadas de extinção no Rio Grande do Sul*. EDIPUCRS. <https://doi.org/10.32467/issn.2175-3628v23n1a14>.
- Moraes, M. F. D., Silva, M. X., Tebaldi, J. H. & Hoppe, E. G. L. (2019). Parasitological assessment of wild ring-tailed coatis (*Nasua nasua*) from the Brazilian Atlantic rainforest. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 9, 154–158. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.04.012>.
- Ovington, K. S. & Behm, C. A. (1997). The enigmatic eosinophil: investigation of the biological role of eosinophils in parasitic helminth infection. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 92(Sup. 2), 93–104. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761997000800013>.
- Panayotova-Pencheva, M. S. (2013). Parasites in captive animals: a review of studies in some European zoos. *Der Zoologische Garten*, 82(1–2), 60–71. <https://doi.org/10.1016/j.zoolgart.2013.04.005>.
- Santos, I. G., Batista, A. I. V., Silva, W. S. I., Oliveira Neto, M. B., Schettino, S. C., Oliveira, M. R., Ramos, R. A. N., Alves, L. C., Bezerra-Santos, M. & Lima, V. F. S. (2022). Gastrointestinal parasites in captive wild animals from two Brazilian Zoological Gardens. *Research, Society and Development*, 11(4), e28411426637. <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i4.26637>.
- Santos, V. A. & Beisiegel, B. M. (2006). A dieta de *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) no Parque Ecológico do Tietê, SP. *Revista Brasileira de Zoociências*, 8(2), 199–203. <https://doi.org/10.1590/s0100-736x2015000900004>.
- Táparo, C. V., Perri, S. H. V., Serrano, A. C. M., Ishizaki, M. N., Costa, T. P., Amarante, A. F. T. & Bresciani, K. D. S. (2006). Comparação entre técnicas coproparasitológicas no diagnóstico de ovos de helmintos e oocistos de protozoários em cães. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 15(1), 1–5.

Tscherner, K. & Masendorf, F. (1974). Analyse von schülerbeurteilungen und zeugnisnoten bei einzelnen lehrern. *Psychologie in Erziehung Und Unterricht*, 21(3), 135–149. Viana, F. A. B. (2014). *Guia terapêutico veterinário*. Editora Guanabara Koogan.

**Histórico do artigo:**

**Recebido:** 4 de setembro de 2023

**Aprovado:** 14 de setembro de 2023

**Licenciamento:** Este artigo é publicado na modalidade Acesso Aberto sob a licença Creative Commons Atribuição 4.0 (CC-BY 4.0), a qual permite uso irrestrito, distribuição, reprodução em qualquer meio, desde que o autor e a fonte sejam devidamente creditados.