

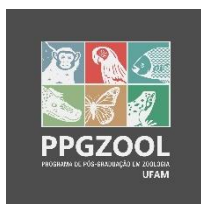
UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOLOGIA

Desvendando aspectos das interações ecológicas de anfíbios com artrópodes e helmintos

FRANCIELE CRISTINA DE SOUZA

Manaus, Amazonas

Outubro de 2025



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOLOGIA

FRANCIELE CRISTINA DE SOUZA

Desvendando aspectos das interações ecológicas de anfíbios com artrópodes e helmintos

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Zoologia, da Universidade Federal do Amazonas como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutora em Zoologia.

Orientador: Dr. Igor Luís Kaefer

Co-orientadora: Dra. Camila Saraiva dos Anjos

Co-orientador: Dr. José Celso de Oliveira Malta

Manaus, Amazonas

Outubro de 2025

Ficha Catalográfica

Elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

-
- S729d Souza, Franciele Cristina de
Desvendando aspectos das interações ecológicas de anfíbios com
artrópodes e helmintos / Franciele Cristina de Souza. - 2025.
211 f. : il., color. ; 31 cm.
- Orientador(a): Igor Luís Kaefer.
Coorientador(a): Camila Saraiva dos Anjos.
Coorientador(a): José Celso de Oliveira Malta.
Tese (doutorado) - Universidade Federal do Amazonas, Programa de
Pós-Graduação em Zoologia, Manaus (AM), 2025.
1. Dípteros. 2. Miíase em anuros. 3. Moscas parasitos. 4. Mutualismo. 5.
Interação hospedeiro-parasito. I. Kaefer, Igor Luís. II. Anjos, Camila
Saraiva dos. III. Malta, José Celso de Oliveira. IV. Universidade Federal
do Amazonas. Programa de Pós-Graduação em Zoologia. V. Título
-

In memoriam,

Dedico esta tese, ao meu avô *Justino Paula de Souza* e ao Professor *Marcelo Menin*, cujo legado de sabedoria e amor continuam a inspirar minha jornada.

Agradecimentos

Agradeço, primeiramente, aos meus pais, Ana e Genival, por terem me criado e sempre me incentivado a estudar, oferecendo amor, carinho e tantos momentos felizes. Aos meus irmãos Daniele, Gabriel, Luís e Laura, e aos meus sobrinhos Ana Beatriz e Mateus, deixo também meu carinho e gratidão. Vocês são uma parte essencial da minha vida, minha fortaleza. Amo muito todos vocês!

Sou profundamente grata ao Fabricio H. Oda e à minha amiga e parceira de trabalho Camila dos Anjos, que sempre foram meus grandes apoiadores e verdadeiros mentores. Agradeço pela confiança, dedicação e por nunca me deixarem desistir, ajudando-me a me reerguer em todos os momentos em que precisei. Ao meu orientador, Dr. José Celso, expresso minha profunda gratidão pela confiança desde a graduação, pelos ensinamentos, pela calma, paciência e imensa humildade, pelo apoio às coletas e por disponibilizar toda a infraestrutura necessária para a realização deste projeto. Minha gratidão é eterna!

Às minhas queridas amigas e amigos Eurizângela, Lorena, Thays Tobias, Renan Leão e Valter Calheiros, agradeço por todo o apoio no campo, no laboratório e nas análises, e por tornarem minha vida mais leve, cheia de luz e alegria. Agradeço à coordenação do Museu da Amazônia (MUSA) por viabilizar as coletas na reserva. À equipe do DISCER-INPA, e em especial ao Rubenildo, minha gratidão por autorizar minhas coletas e por todo o suporte logístico até a reserva, sempre com disposição em ajudar. Ao Orlando, do Laboratório Temático de Microscopia Eletrônica e Nanotecnologia do INPA, e ao Laboratório de Ecologia do Parasitismo (LECOP/UNESP), agradeço pelo apoio na realização das atividades de fotomicrografia de helmintos. À professora Maria Inês, minha gratidão pela ajuda com a histologia e por proporcionar descobertas incríveis nessa área tão fascinante da ciência. Aos professores Marcelo Menin e Jansen Zuanon, agradeço pelo constante incentivo à pesquisa. Aos docentes da pós-graduação, Dra. Cíntia Cornelius, Igor Kaefer, Sérgio Borges, e Fabrício Baccaro sou grata pelos ensinamentos e pela excelência como professores. À secretaria do PPG-Zoologia, em especial ao Gildázio, agradeço pela disponibilidade e apoio de sempre. À equipe do Projeto Dinâmica Biológica de Fragmentos Florestais (PDBFF), Rosely, Cabocão, Juruna, Alberto Vicentini, Manoela e Ana Andrade, pelo apoio nas atividades e financiamento das coletas por meio do Programa Thomas Lovejoy.

Muito obrigada!

***“(...) os organismos inferiores e pouco modificáveis
se espalham mais que os superiores (...).”***

Charles Darwin

RESUMO

O papel dos organismos que vivem em associação com outras espécies tem sido amplamente discutido em ecologia e biologia evolutiva, visto que essas interações podem conferir benefícios ou prejuízos aos seus hospedeiros. Em anfíbios, as associações simbióticas envolvem uma gama diversificada de organismos, incluindo bactérias, fungos, protozoários, helmintos e artrópodes, que ocupam habitats distintos. Dentre essas interações, o parasitismo se destaca como uma das estratégias mais disseminadas, sendo a miíase, causada por larvas de dípteros, uma associação frequentemente prejudicial em anuros, levando a danos severos nos tecidos e à mortalidade do hospedeiro. Em contraste, as relações mutualísticas, como as que envolvem nematoides do gênero *Gyrinicola*, podem favorecer a nutrição e o desenvolvimento do hospedeiro, facilitando a decomposição e a assimilação da matéria orgânica nos girinos. Apesar de sua relevância ecológica, as informações sobre as interações entre dípteros e anuros e os helmintos em girinos neotropicais permanecem escassas e fragmentadas, com a maioria dos estudos concentrada em regiões temperadas. Portanto, a presente tese investigou a diversidade e a dinâmica das relações simbióticas em anuros, com foco nos aspectos ecológicos dos artrópodes e helmintos associados a hospedeiros anfíbios anuros. O estudo está estruturado em três capítulos, onde o **capítulo 1** apresenta uma revisão global abrangente da miíase em anfíbios, abordando as interações hospedeiro-parasito, preferências anatômicas, prevalência e mortalidade, bem como seus impactos ecológicos e fisiológicos. O **capítulo 2** apresenta novos registros de miíase em anuros neotropicais, atualizando a distribuição geográfica e sintetizando padrões ecológicos com base em dados publicados e inéditos. O **capítulo 3** examina os aspectos ecológicos de *Gyrinicola* sp. em girinos de 13 espécies de anuros da Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica, com base em uma década de coletas de campo. Em conjunto, nossos resultados ampliam a compreensão sobre a diversidade, a distribuição e a relevância ecológica das interações simbióticas em anfíbios, evidenciando a importância de abordagens integrativas para elucidar seus padrões ecológicos e evolutivos.

Palavras-chave: Dípteros, Miíase em anuros, Moscas parasitos, Hospedeiro-parasito, Mutualismo

ABSTRACT

The role of organisms living in association with other species has been widely discussed in ecology and evolutionary biology, since these interactions can confer benefits or harm to their hosts. In amphibians, symbiotic associations involve a diverse range of organisms, including bacteria, fungi, protozoa, helminths, and arthropods, occupying distinct habitats. Among these interactions, parasitism stands out as one of the most widespread strategies, with myiasis, caused by dipteran larvae, being a frequently detrimental association in anurans, leading to severe tissue damage and host mortality. In contrast, mutualistic relationships, such as those involving nematodes of the genus *Gyrinicola*, can favor the nutrition and development of the host, facilitating the decomposition and assimilation of organic matter in tadpoles. Despite their ecological relevance, information on the interactions between dipterans and anurans and helminths in Neotropical tadpoles remains scarce and fragmented, with most studies concentrated in temperate regions. Therefore, this thesis investigated the diversity and dynamics of symbiotic relationships in anurans, focusing on the ecological aspects of arthropods and helminths associated with anuran amphibian hosts. The study is structured in three chapters, where **Chapter 1** presents a comprehensive global review of myiasis in amphibians, addressing host-parasite interactions, anatomical preferences, prevalence and mortality, as well as their ecological and physiological impacts. **Chapter 2** presents new records of myiasis in Neotropical anurans, updating the geographic distribution and synthesizing ecological patterns based on published and unpublished data. **Chapter 3** examines the ecological aspects of *Gyrinicola* sp. This study presents data on the diversity, distribution, and ecological relevance of symbiotic interactions in amphibians, particularly in tadpoles of 13 species of anurans from the Amazon, Cerrado, and Atlantic Forest biomes, based on a decade of field collections. Taken together, these results broaden our understanding of the diversity, distribution, and ecological relevance of symbiotic interactions in amphibians, highlighting the importance of integrative approaches to elucidate their ecological and evolutionary patterns.

Keywords: Diptera, Myiasis in frogs, Parasitic flies, Host-parasite, Mutualism

Sumário

I. Lista de figuras	10
II. Lista de tabelas	14
III. Introdução geral	15
 Capítulo 1. Revisão global de miíases em anfíbios: uma infestação negligenciada e mortal causada por larvas de moscas.....	17
Capítulo 2. Myiasis-causing flies in anurans: new interactions, geographic distribution, and an updated list of records in the Neotropics	121
Capítulo 3. Aspectos ecológicos de <i>Gyrinicola</i> sp. (Nematoda: Pharyngodonidae) em girinos (Amphibia: Anura) da região Neotropical.....	155
 Anexo I. Tabela de estágios de desenvolvimento Gosner (1960).....	209
Anexo II. Capítulo de livro publicado pela Sociedade Brasileira de Herpetologia.....	211
Anexo III. Manuscrito publicado no periódico Zootaxa.....	212
Anexo IV. Manuscrito publicado no periódico Herpetology Notes.....	213

Lista de figuras

Capítulo 1.

Fig. 1. Representação da riqueza de famílias de anuros por região zoogeográfica, com base nos dados compilados a partir da revisão da literatura mundial.

Fig. 2. Porcentagem de espécies de anuros acometidos por miíase nas diferentes regiões zoogeográficas.

Fig. 3. Representação da proporção relativa (%) de registros de miíase em famílias de anfíbios em todo o mundo. O número de espécies em cada família foi atualizado seguindo Frost (2025). **Legenda:** **Als-** Alsodidae, **Aly-** Alytidae, **Aro-** Aromobatidae, **Bom-** Bombinatoridae, **Bra-** Brachycephalidae, **Buf-** Bufonidae, **Cen-** Centrolenidae, **Cra-** Craugastoridae, **Den-** Dendrobatidae, **Ele-** Eleutherodactylidae, **Hyl-** Hylidae, **Lep-** Leptodactylidae, **Lim-** Limnodynastidae, **Mic-** Microhylidae, **Myo-** Myobatrachidae, **Odo-** Odontophrynidae, **Pel-** Pelobatidae, **Ran-** Ranidae, **Sal-** Salamandridae.

Fig 4. Representação da proporção da avaliação do grau de ameaça às espécies de anfíbios afetadas por miíases (IUCN, 2025).

Fig. 5. Registros de miíase em anfíbios por família de moscas, compilados a partir da literatura mundial.

Fig. 6. (A) Representação gráfica da riqueza de espécies de moscas causadoras de miíase em anfíbios, baseada em dados compilados a partir da literatura mundial, incluindo táxons com até dois registros documentados. **(B)** Representação gráfica dos manuscritos nos quais os casos de miíase foram identificados apenas em nível de família taxonômica. **(C)** Representação gráfica dos manuscritos contendo casos únicos de miíase, e casos que não houveram identificação taxonômica das larvas.

Fig. 7. Distribuição temporal das publicações científicas sobre casos de miíase em anfíbios anuros em escala global.

Fig 8. (A) Distribuição global dos registros de miíase em anfíbios nas diferentes regiões zoogeográficas. Os painéis ampliados correspondem às regiões Paleártica **(B)**, Neártica **(C)**, Australásia **(D)**, Indo-Malaia **(E)** e Neotropical **(F)**. As cores representam as distintas regiões zoogeográficas, enquanto os símbolos indicam as famílias de anuros hospedeiras associadas aos registros de miíase.

Fig. 9. Preferência anatômica de infestação por moscas causadoras de miíase em anfíbios do mundo. As proporções indicam a distribuição das principais famílias de dípteros em diferentes regiões corporais dos hospedeiros.

Fig. 10. Exemplos de distribuição anatômica das infestações por larvas de dípteros em anuros. **A, B, C e D.** Ilustrando as regiões anteriores **E.** Região medial, **F, G e H.** Regiões dos membros posteriores acometidas por miíase.

Capítulo 2.

Fig. 1. Biogeographic regionalization map showing the distribution of the cases of anuran myiasis in the Neotropical region. Black dots represent literature records.

Fig. 2. Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **1** general view and **1'** close-up view of *Limnomedusa macroglossa* (Duméril and Bibron, 1841), **2** *Brachycephalus rotenbergae* Nunes, Guimarães, Moura, Pedrozo, Moroti, Castro, Stuginski, and Muscat, 2021, **3** *Dendrophryniscus brevipollicatus* Jiménez de la Espada, 1870, **4** *Rhinella marina* (Linnaeus, 1758), **5** *Rhinella ornata* (Spix, 1824), **5'** *Rhinella* cf. *ornata*, **6** general view and **6'** *Rhinella proboscidae* (Spix, 1824), **7** *Anomaloglossus stepheni* (Martins, 1989), **8** *Aplastodiscus leucopygius* (Cruz & Peixoto, 1985), **9** *Aplastodiscus* sp., **10** *Boana cinerascens* (Spix, 1824), **11** general view of *Boana faber* (Wied-Neuwied, 1821).

Fig. 2. (continuation) Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **12** general view and **12'** close-up view of *Boana geographica* (Spix, 1824), **13** *Boana leptolineata* (Braun & Braun, 1977), **14** *Boana pulchella* (Duméril & Bibron, 1841), **15** general view and **15'** close-up view of *Bokermannohyla circumdata* (Cope, 1871), **16** *Bokermannohyla hylax* (Heyer, 1985), **17** general view, and **17'/17''** close-up view of *Bokermannohyla luctuosa*, **18** *Scinax* sp. (gr. *ruber*) from Cotriguaçu, Mato Grosso, **19** *Scinax* sp. (gr. *ruber*) from Manaus, Amazonas, **20** *Scinax x-signatus* (Spix, 1824).

Fig. 2. (continuation). Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **21** general view and **21'** close-up view of *Smilisca sordida* (Peters, 1863), **22** *Callimedusa tomopterna* (Cope, 1868), **23** *Adenomera andreae* (Müller, 1923), **24** *Adenomera* sp.1, **25** *Adenomera* sp. 2, **26** *Leptodactylus rhodomystax* Boulenger, 1884, **27** close-up view of *Leptodactylus sertanejo* Giarretta & Costa, 2007, **28** dorsal view and **28'** ventral view of *Physalaemus cuvieri* Fitzinger, 1826, **29** *Physalaemus lateristriga* (Steindachner, 1864), **30** general view of *Elachistocleis surinamensis*, **30'** larval stage (pupae) of myiasis-causing fly from *E. surinamensis*, **31** general view and **31'** close-up view of *Aquarana catesbeiana* (Shaw, 1802).

Fig. 3. Fly larvae recorded in tadpoles and juveniles of *Rhinella marina*, collected in the Reserva Florestal Adolpho Ducke, municipality of Manaus, Amazonas state, northern Brazil. **a** larva encysted on the tail of a tadpole of *R. marina*, **b** larvae feed on a juvenile of *R. marina*, at the same time their spiracles remain in contact with the external environment performing gas exchange, **c** larva feeding on the internal organs of a juvenile *R. marina*, **d** pupal stage belonging to Sarcophagidae.

Fig. 4. Defensive behavior of an adult *Bokermannohyla luctuosa* to remove *Lepidodexia* (*Notochaeta*) *bufonivora* larvae from the cutaneous lesion on its head. **a, b** the anuran moving its left hand repeatedly from top to bottom over the lesion trying to remove the larvae from the wound, **c** larvae of *L. (N.) bufonivora* inside the cutaneous lesion feeding on the tissues and body fluids of the dead treefrog, **d** adult individual of the fly *L. (N.) bufonivora* reared in the laboratory.

Fig. 5. Adult *Scinax* sp. (gr. *ruber*) with larvae of myiasis-causing fly, collected in the Fazenda Experimental of the Universidade Federal do Amazonas, municipality of Manaus, Amazonas state, northern Brazil. **a, b** larvae inside the cutaneous lesion in the cephalic region, close to the eardrum, **c, d** female flies identified as belonging to Sarcophagidae.

Fig. 6. Adult *Elachistocleis surinamensis* infested with larvae of myiasis-causing fly, collected in the Parque Nacional do Viruá, municipality of Caracaraí, Roraima state, northern Brazil. **a** larvae inside the cutaneous lesions on the left hind limb and cloaca, **b** container with the pupated larvae, **c, d** adult fly identified as *Lepidodexia* (*Notochaeta*) sp.

Capítulo 3.

Figura 1. **A.** Poça permanente amostrada na Reserva F. A. Ducke. **B.** Poça permanente localizada na Fazenda Dimona, PDBFF, entre os municípios de Manaus e Presidente Figueiredo, AM. **C.** Metodologia de coleta de girinos em poças temporárias. **D.** Poça temporária amostrada na estação chuvosa.

Figura 2. **A.** Girinos de *Boana geographica* se alimentando de folhas de Alface-d'Água (*Pistia stratiotes* L.). **B.** Girinos de *B. geographica* se alimentando de folhas de Vitória-régia (*Victoria amazonica* (Poepp.) J.E.Sowerby). **C.** Girino de *Boana geographica* sendo necropsiado com o longo intestino em forma de espiral, removido da cavidade celomática. **D.** O intestino longo de *Boana geographica* disposto em espiral (*) removido da cavidade celomática, com destaque para o cólon (porção fermentativa) (seta vermelha).

Figura 3. Distribuição do número de nematoides nas espécies de girinos analisadas, distribuídos em três famílias de anuros neotropicais, dos biomas Amazônia e Cerrado.

Figura 4. **A** Extremidade anterior da fêmea. **B.** Extremidade posterior da fêmea. **C.** Ovos de casca espessa operculados, vista lateral. **D.** Útero com ovos de casca espessa. Espécime *Gyrinicola* sp. coletada dos girinos de *Osteocephalus taurinus*, Reserva Florestal Adolpho Duke, Manaus, AM.

Figura 5. **E.** Larva de *Gyrinicola* sp. **F.** Extremidade posterior do macho, com destaque para o espículo, vista lateral **G.** Extremidade anterior em microscopia eletrônica de varredura, vista lateral. **(H)**

Extremidade anterior em microscopia eletrônica de varredura, vista frontal. Espécimes de *Gyrinicola* sp. coletados dos girinos de *Osteocephalus taurinus*, Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, AM.

Figura 6. Histologia da porção fermentativa do girino de *Boana geographica*, evidenciando as camadas mucosa, submucosa e muscular, sem evidência da camada serosa.

Figura 7. Sítios de ocorrência de *Gyrinicola* sp. (Nematoda: Pharyngodonidae) na porção fermentativa do intestino posterior dos girinos de *Boana geographica*. **A.** espécimes livres no lúmen. **B.** espécime envolto na camada de muco próximo ao epitélio de revestimento da camada mucosa.

Figura 8. Parede do intestino dos girinos de *Boana geographica*. **A.** Região da porção fermentativa com parasitos de *Gyrinicola* sp. agregados e envoltos em espessa camada de muco sob o epitélio de revestimento da camada mucosa. **B.** Região da porção fermentativa sem parasitos próximos à parede intestinal.

Figura 9. Espessura, em micras, da camada de mucossubstâncias em regiões da porção fermentativa do intestino dos girinos de *Boana geographica*, sem e com a ocorrência de agregados do endoparasito *Gyrinicola* sp.

Figura 10. Relação entre o número de nematoides *Gyrinicola* sp. e a massa corporal (g) em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, obtida a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

Figura 11. Relação entre o número de nematoides *Gyrinicola* sp. e o comprimento total (mm), em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, obtida a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

Figura 12. Relação entre o número de nematoides *Gyrinicola* sp. e o comprimento total (mm), em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, obtida a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

Figura 13. Frequência de ocorrência de *Gyrinicola* sp. registrada em diferentes regiões zoogeográficas, evidenciando variações na distribuição geográfica do gênero em todo o mundo

Figura 14. Frequência de ocorrência das espécies do gênero *Gyrinicola* (Nematoda: Pharyngodonidae) registradas em girinos de diferentes família de anuros (Amphibia: Anura) em todo o mundo.

Lista de tabelas

Capítulo 1.

Tabela 1. Registros de miíases em anfíbios causadas por larvas de dípteros, distribuídos entre as diferentes regiões zoogeográficas conforme a classificação proposta por Dinerstein et al. (2017).

Tabela 2. Localização anatômica das infestações por moscas causadoras de miíase em anfíbios, compiladas a partir da literatura mundial. *Na coluna “Citação original do sítio de infestação”, os termos foram mantidos conforme descritos pelos autores nos manuscritos originais, não seguindo padronização terminológica

Capítulo 2.

Table 1. New cases of anuran myiases in the Neotropical region.

Table 2. Data for specimens of anurans affected by myiasis, collected during field studies and kept in the laboratory to obtain adult flies.

Table 3. Anuran species recorded as hosts of fly larvae in the Neotropical region.

Capítulo 3.

Tabela 1. Parâmetros ecológicos e biológicos obtidos para treze espécies de girinos analisados nos biomas brasileiros Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, Brasil.

Tabela 2. Medidas morfométricas de nematoides *Gyrinicola* sp. coletados no intestino dos girinos de *Boana geographica* da Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil.

Tabela 3. Registros de espécies do gênero *Gyrinicola* em anfíbios distribuídos nas regiões Neártica, Neotropical, Paleártica e Indo-Malaia.

INTRODUÇÃO GERAL

O papel dos organismos que vivem em associação com outras espécies tem sido amplamente discutido na ecologia e na biologia evolutiva, uma vez que tais interações podem conferir benefícios ou prejuízos aos seus hospedeiros (Duellman & Trueb, 1986; Noblet & Yabsley, 2001; Pryor & Bjorndal, 2005; Duszynski *et al.*, 2007). Em anfíbios, as associações simbióticas incluem uma ampla diversidade de organismos, como bactérias, fungos, protozoários, helmintos e artrópodes em habitats distintos (Hoff *et al.*, 1984; Voyles *et al.*, 2009; Campião *et al.*, 2014; Borteiro *et al.*, 2018; Anjos *et al.*, 2021; Souza *et al.*, 2025;). A diversidade dessas interações é ampliada pelo ciclo de vida bifásico dos anfíbios, que alterna entre a fase aquática e terrestre (Duellman & Trueb, 1986). Ao longo do desenvolvimento, as mudanças morfológicas e comportamentais expõem indivíduos em contato com diferentes ambientes e comunidades de organismos, as quais incluem simbiose como mutualismo, parasitismo e comensalismo (Poulin & Morand, 1999). Entre as diferentes formas de simbiose, o parasitismo destaca-se como uma das estratégias mais comuns e bem-sucedidas na natureza, caracterizada pela obtenção de recursos, na qual um organismo (parasito) adquire nutrientes e energia a partir de outro (hospedeiro) (Price, 1977). Essa relação pode ocorrer em praticamente todos os grupos biológicos, independentemente do nicho ecológico, onde o hospedeiro é explorado como habitat e fonte de recursos metabólicos e energéticos (Eiras, 1994). Dentre as interações parasitárias registradas em anfíbios anuros, destaca-se a miíase, causada por larvas de dípteros, principalmente espécies pertencentes às famílias Sarcophagidae, Calliphoridae e Chloropidae. A interação pode provocar severos danos teciduais e em muitos casos levar o hospedeiro à morte (Zumt, 1965; Tinsley, 1995; Spinelli *et al.*, 2002; Souza *et al.*, 2025).

As relações simbióticas benéficas conhecidas em anfíbios, destaca-se o mutualismo entre nematoides do gênero *Gyrinicola* Yamaguti, 1938 (Nematoda: Pharyngodonidae) e girinos de diversas espécies de anuros (Pryor & Bjorndal, 2005). Estes helmintos colonizam o intestino dos hospedeiros, utilizando o conteúdo orgânico ingerido por seu hospedeiro como sua fonte de alimento. Por outro lado atuam na fragmentação da matéria orgânica ingerida, aumentando a assimilação de nutrientes, favorecendo o desenvolvimento ontogenético de seus hospedeiros (Adamson, 1989; McAllister *et al.*, 1995; Pryor & Bjorndal, 2005). Informações sobre a interação de dípteros com anuros e helmintos de

girinos neotropicais, permanecem escassas e fragmentadas, as quais concentram-se predominantemente em espécies de regiões temperadas, como América do Sul e Europa (Brumpt, 1934 a, b; Zavadil, 1997; Pryor & Bjorndal, 2005; Brigitte *et al.*, 2008; Walker *et al.*, 2024, 2025). Essa ausência de dados limita a compreensão das interações ecológicas e evolutivas entre simbioss e seus hospedeiros em ecossistemas com alta biodiversidade, como a Amazônia, o Cerrado e a Mata atlântica, considerados ‘hotspots globais’ (Myers *et al.*, 2000). Diante desse contexto, a presente tese está estruturada em três capítulos, que reúnem diferentes abordagens sobre as relações simbióticas em anuros, organizando os principais resultados obtidos em:

- **Capítulo 1: A global review of amphibian myiasis: A neglected and mortal infestation caused by fly larvae** - Apresenta uma revisão abrangente de miíases, ocasionadas por larvas de moscas em anfíbios anuros e caudados, e descreve aspectos da relação parasitária, tais como preferência anatômica das larvas no hospedeiro, prevalência e mortalidade, discutindo os impactos ecológicos e fisiológicos atuais e disponíveis na literatura.
- **Capítulo 2: Myiasis in Neotropical anurans: new interactions, geographical distribution and an updated list of parasitoid-host interactions** - Descrição de novos registros de infestação por larvas de dípteros em espécies de anuros da região Neotropical e fornece uma atualização da distribuição geográfica dos novos registros, sintetizando aspectos ecológicos nas interações, com base na literatura científica e novos dados.
- **Capítulo 3: Aspectos ecológicos de *Gyrinicola* sp. (Nematoda: Pharyngodonidae) em girinos (Amphibia: Anura) da região Neotropical** - Apresenta resultados obtidos ao longo de 10 anos de coletas em diferentes biomas, abordando aspectos ecológicos da relação simbiótica entre o nematoide *Gyrinicola* sp. e girinos de treze espécies de anuros.

Revisão global de mífase em anfíbios: uma infestação negligenciada e mortal causada por larvas de moscas

Franciele Cristina de Souza^{1,2*}, Camila Saraiva dos Anjos^{3,4} Alexandre Polletini Neto⁵, Fabiano Emmert⁶, Igor Luís Kaefer¹, Fabrício Hiroiuki Oda^{7,8}

¹ Programa de Pós-graduação em Zoologia. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas 69080-900, Brasil

² Laboratório de Parasitologia de Peixes, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas 69060-001, Brasil

³ Laboratório de Sistemática e Ecologia de Peixes, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas 69067-375, Brasil

⁴ Instituto de Desenvolvimento Florestal e da Biodiversidade do Estado do Pará, Belém, Pará 66610-010, Brasil

⁵ Programa de Pós-graduação em Biodiversidade, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, São José do Rio Preto, São Paulo 15054-000, Brasil

⁶ Universidade Federal Rural da Amazônia, Instituto de Ciências Agrárias, Campus Belém, Belém, Pará 66077-830, Brasil

⁷ Instituto de Ciências Naturais Humanas e Sociais, Programa de Pós-graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Mato Grosso, Câmpus Universitário de Sinop, Sinop 78550-728, Brasil

⁸ Herpeto Capixaba, Instituto Últimos Refúgios, Vitória, Espírito Santo 29070-030, Brasil

***Autora correspondente:** francielexingu@gmail.com

*Manuscrito submetido ao periódico Biological Review.

ABSTRACT

In this review, we gathered and organized the available knowledge on amphibian myiasis caused by fly larvae. A total of 645 cases were documented, involving 18 anuran families and one Urodela family, with a higher concentration in the Palearctic and Neotropical regions, and more restricted to Australasia, Nearctic, and Indo-Malaysia. The review revealed a high diversity of flies and host species involved, with no records to date for the Afrotropical regions. The review highlights the breadth of interaction and updates the available knowledge on amphibian myiasis worldwide, addressing this understudied and neglected disease in natural populations on a global scale.

Key words: Dipterous, myiasis anurans, parasitic flies, host-parasite.

Resumo:

Nesta revisão, reunimos e organizamos o conhecimento disponível sobre miíase de anfíbios causada por larvas de moscas. Um total de 645 casos foram documentados, envolvendo 18 famílias de anuros e uma família de Urodela, com maior concentração nas regiões Paleártica e Neotropical, e mais restrita à Australásia, Neártica e Indo-Malaia. A revisão revelou uma alta diversidade de moscas e espécies hospedeiras envolvidas, sem registros até o momento para a região Afrotropical. A revisão destaca a amplitude da interação e atualiza o conhecimento disponível sobre miíase de anfíbios no mundo, abordando esta doença pouco estudada e negligenciada em populações naturais em escala global.

Palavras-chave: Dípteros, miíase em anuros, moscas-parasitos, hospedeiro-parasito.

INTRODUÇÃO

Anfíbios são hospedeiros comuns de uma ampla diversidade de organismos parasitas, como vírus, bactérias, fungos, dermocistídeos e helmintos (Hoff *et al.*, 1989; Densmore & Green, 2007; Borteiro *et al.*, 2018; Anjos *et al.*, 2021). Parasitos afetam negativamente a relação, seja alterando o comportamento, o uso do hábitat, funções fisiológicas, ou desenvolvendo grandes populações em seu hospedeiro (Hoff *et al.*, 1989; Lefcort & Blaustein, 1995; Johnson & Sutherland, 2003; Goodman & Johnson, 2011; Herczeg *et al.*, 2021). Embora alterações comportamentais possam favorecer a transmissão de muitos parasitos, a morte do hospedeiro raramente representa uma vantagem adaptativa (Dobson, 1988). Entretanto, em determinadas espécies de moscas, a morte do hospedeiro, além de representar uma vantagem ecológica, constitui uma etapa essencial do ciclo de vida (Garanin & Shaldybin, 1976; Arias-Robledo, *et al.*, 2019b). Essa interação resulta na miíase, definida como a infestação de tecidos vivos ou necróticos de hospedeiros vertebrados por larvas de dípteros (Zumpt, 1965), cuja origem e aspectos ecológicos são descritos a seguir.

Definição, classificação e tipos de miíases

O termo miíase deriva etimologicamente do prefixo grego μυῖα (muíã = mosca) e do sufixo inglês iasis (= condição ou processo patológico) (Hope, 1840). A miíase é categorizada em relação parasito-hospedeiro (classificação ecológica) e localização anatômica (classificação anatômica) (Zumpt, 1965; Francesconi & Lupi, 2012). A relação parasito-hospedeiro pode ser classificada como (1) obrigatória (específica), onde as larvas de dípteros necessitam de um hospedeiro vivo para completar seu ciclo de vida (e.g. ‘mosca-sapo’ *Lucilia bufonivora* Moniez, 1876 e espécies da família Oestridae) (Zumpt, 1965; Otranto & Stevens, 2002). (2) facultativa (semi-específica), onde a mosca saprófaga que se desenvolve em matéria em decomposição ocasionalmente deposita ovos ou larvas em feridas abertas em um hospedeiro vivo (e.g. ‘mosca-verde-comum’ *Lucilia sericata* Meigen, 1826) (Zumpt, 1965), e (3) acidental (pseudomiíase), na qual as larvas podem ser ingeridas acidentalmente pelo hospedeiro, ocasionando reações patológicas (Zumpt, 1965). Quanto a localização anatômica das larvas no hospedeiro, estas podem ser classificadas como: (1) sanguinívora (sugadora desangue), onde as larvas hematófagas são sugadoras de sangue obrigatórias em pássaros (e.g. ‘mosca-vampiro-aviária’ *Philornis*

downsi Dodge e Aitken, 1968) (Common *et al.*, 2020) e mamíferos (e.g. ‘larva-do-assoalho-do-Congo’ *Auchmeromyia senegalensis* (Macquart, 1851) (Gabrys, 2008); (2) cutânea, que é subdividida em (a) miíase furuncular, onde as larvas de dípteros podem penetrar na pele do hospedeiro, ocasionando a formação de um nódulo semelhante a um furúnculo, onde a larva se desenvolve em seu interior (e.g. ‘mosca-varejeira-humana’ *Dermatobia hominis* (Linnaeus, 1781), ‘mosca-varejeira-tumbu’ *Cordylobia anthropophaga* (Blanchard & Bérenger-Feraud, 1872), ‘mosca-varejeira-de-coelho ou roedor’, *Cuterebra* spp. Clark, 1815, ‘mosca-da-carne’ *Wohlfahrtia vigil* (Walker, 1849) e ‘mosca-da-carne-manchada’ *W. magnifica* (Schiner, 1861); (b) miíase migratória, onde as larvas podem migrar através de tocas dentro da pele (e.g. espécies de ‘mosca-varejeira’ *Gasterophilus* Leach, 1817, e espécies de ‘mosca-varejeira’ *Hypoderma* Latreille, 1818, e (c) miíase de ferida, na qual as larvas infestam lesões abertas (necróticas, hemorrágicas ou purulentas), após a deposição de ovos pelas moscas nesses locais (e.g., ‘bicheiras-do-novo-mundo’ *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858), ‘bicheiras-do-velho - mundo’ *Chrysomya bezziana* Villeneuve, 1914 (Hall & Wall, 1995; Francesconi & Lupi, 2012); e (3) cavitária, classificada de acordo com o sistema de órgãos afetado (e.g., miíase intestinal e urogenital) e órgãos externos/internos afetados (e.g. miíase oral, auditiva ou nasal) (veja a descrição detalhada em Francesconi & Lupi, 2012).

Ciclo de vida das moscas causadoras de miíase e letalidade

Nas interações em que ocorre a morte do hospedeiro, geralmente envolvendo estágios imaturos de insetos, como dípteros e himenópteros, o organismo infestante é classificado como parasitoide (Eggleton & Belshaw, 1992), uma vez que a morte do hospedeiro representa uma condição vantajosa e necessária para a conclusão do seu ciclo de vida (Gauld & Bolton, 1988). Os dípteros constituem um dos maiores grupos de insetos, com cerca de 160.000 espécies descritas (Courtney *et al.*, 2017; Evenhuis & Pape, 2025). São invertebrados que exibem ampla diversidade de estratégias de oviposição e desenvolvimento larval, podendo adotar hábitos parasitários em plantas ou animais (Zumpt, 1965; Guimarães, Papavero & Prado, 1982). Em animais de produção, como bovinos, ovinos e caprinos, a miíase é um problema significativo e recorrente em diversas regiões do mundo, ocasionando perdas

econômicas e sanitárias significativas (Zumpt, 1965; Guimarães *et al.*, 1982; Hall & Wall, 1995; Duarte *et al.*, 2012).

Motivação para conhecer a relação entre moscas causadoras de miíase em anfíbios em todo o mundo

Efeito das mudanças climáticas na dinâmica da interação entre moscas e anfíbios

Os anfíbios são importantes agentes tróficos em ecossistemas aquáticos e terrestres, atuando como presas, predadores e hospedeiros para uma ampla variedade de micro e macroorganismos (Herczeg, 2021). Atualmente, o rápido desenvolvimento humano tem impactado significativamente a biodiversidade global, e entre os grupos de vertebrados mais vulneráveis estão os anfíbios, com 41% das espécies em risco de extinção (Luedtke *et al.*, 2023; Keck *et al.*, 2025). Esse grupo depende fortemente das condições ambientais para a regulação da temperatura corporal, sendo particularmente vulnerável aos impactos das mudanças climáticas, sobretudo em regiões tropicais e temperadas (Luedtke *et al.*, 2023). A distribuição das espécies de moscas é fortemente influenciada por variáveis climáticas, principalmente a temperatura (Balanyá *et al.*, 2006; Hoffmann & Sgrò, 2011). Diante das mudanças climáticas, que alteram padrões de precipitação e temperatura (IPCC, 2023), espera-se que efeitos sobre mortalidade, desenvolvimento e dinâmica parasito-hospedeiro variem entre regiões (Morgan & Wall, 2009). Como exemplo, *Drosophila subobscura* adaptou-se rapidamente a novos climas após sua introdução na região Neártica, evidenciando mudanças genéticas em resposta a alterações climáticas recentes (Brncic & Budnik, 1980; van Heerwaarden & Hoffmann, 2007).

Lacunas de conhecimento em regiões zoogeográficas

Relatos de miíase em anfíbios ocorrem em escala global, abrangendo as regiões Australásia, Indo-Malaia e Neártica, com maior concentração nas regiões Paleártica e Neotropical (Kraus, 2007; Silva *et al.*, 2019; D' Bastianni *et al.*, 2020; Souza *et al.*, 2025). Nessas regiões, embora os casos sejam predominantemente anedóticos, ainda persistem lacunas relevantes quanto à taxonomia das moscas causadoras e à biologia dessas interações (Souza *et al.*, 2025).

Esse cenário reflete mais de 160 anos de investigação na região Paleártica, com estudos pioneiros publicados já no início do século XX (Brumpt, 1934). Em contraste, na região Neotropical, os primeiros registros de miíase em anfíbios datam apenas de meados do século XX (Lopes & Vogelsang, 1953). Apesar dessa assimetria histórica, ainda não existe uma revisão bibliográfica global abrangente que sintetize o conhecimento sobre as interações entre anfíbios e moscas causadoras de miíase. Assim, a compilação e integração de registros provenientes de diferentes regiões zoogeográficas são fundamentais para uma compreensão mais ampla das espécies envolvidas e de seus impactos.

Logo, os objetivos do presente estudo baseados na literatura mundial foram: (1) determinar a diversidade de hospedeiros anfíbios e seu status de conservação, e a diversidade de moscas causadoras de miíase, (2) delinear a distribuição geográfica dos relatos de miíase em anfíbios nas diferentes regiões zoogeográficas, e (3) avaliar a localização anatômica, prevalência e intensidade média da infestação por larvas de moscas e mortalidade dos hospedeiros.

MATERIAL E MÉTODOS

Busca na literatura

Para compilar o conhecimento atual sobre miíase em anfíbios em todo o mundo, seguimos o método de busca integrativa de van der Burg (2020), considerando nossa lista publicada de interações entre hospedeiros anfíbios anuros e moscas causadoras de miíase nos Neotrópicos (Souza *et al.*, 2025). Os registros existentes foram obtidos por meio de uma revisão de literatura, utilizando mecanismos de busca e registros encontrados em artigos completos e curtos publicados em periódicos de herpetologia geral, parasitologia e periódicos de história natural. A busca bibliográfica foi conduzida usando os seguintes mecanismos: Google, Google Scholar, PubMed, Scielo, Science Direct, Scopus e Web of Science. Os termos e suas combinações utilizados foram: “*parasitoid AND Diptera*”, “*Myiasis AND frogs**”, “*myiasis AND Anura**”, “*myiasis AND Amphibia**”, “*Diptera AND Sarcophagidae*”, “*Diptera AND frog**”, “*dipterous AND frog**”, “*miíase AND sapos*” “*flies AND frogs*”.

Além disso, buscamos referências citadas por publicações coletadas, que não estavam disponíveis na internet, o que incluiu artigos impressos antigos, e literatura cinzenta obtida na biblioteca do Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura (NUPÉLIA) e no Museu de Pesquisas Zoológicas

Alexander Koenig, no Serviço de Comutação Bibliográfica/Bireme da biblioteca da Universidade Estadual de Maringá, estado do Paraná, Brasil. Também buscamos na Biblioteca do Patrimônio da Biodiversidade (<https://www.biodiversitylibrary.org/>) referências (livros e artigos antigos digitalizados) citadas em publicações científicas eletrônicas recuperadas por busca bibliográfica primária. Algumas publicações antigas foram digitalizadas e enviadas por e-mail por pesquisadores de outros países e instituições. A referência online Amphibian Species of the World 6.2 (<https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>) foi consultado para os anuros, e Evenhuis e Pape (2024) | Systema Dipterorum: The Biosystematic Database of World Diptera (<http://www.diptera.org/>) para as moscas.

Mapeamento- Espacialização de dados

Para a análise dos dados, compilamos a distribuição taxonômica dos registros de miíase em anfíbios ao redor do mundo, considerando os registros anteriores na literatura e os novos aqui apresentados. As publicações foram compiladas por ano e agrupadas em décadas, de 1862 a junho de 2025. Durante a compilação, os dados obtidos nas publicações e a espacialização dos pontos amostrados de anfíbios afetados por miíase foram organizados com base na coleta de coordenadas geográficas, disponíveis em formato textual, ou em mapas de artigos publicados (Tabela 1).

As coordenadas de cada local foram tabuladas utilizando o software Microsoft Excel e posteriormente convertidas para o formato de graus decimais. As informações coletadas sobre a família, gênero, local, espécie, foram tabuladas para cada registro coletado na literatura. Posteriormente, a planilha de dados completa foi inserida no ambiente de sistemas de informações geográficas do ArcGIS PRO (Versão 3.2.2) utilizando a função XY Point Data e convertida para o formato Shapefile pelos comandos Data > Export Features, com referência espacial ESPG WGS 1984. As camadas de pontos de amostragem, regiões biogeográficas e países foram sobrepostas no ambiente SIG e visualizadas utilizando a referência espacial do Sistema de Coordenadas Projetadas de Patterson (Microsoft World). Para facilitar a leitura e a interpretação dos dados, as regiões zoogeográficas estão representadas em cores diferentes, com os países divididos por bordas brancas. Os pontos de amostragem de anfíbios foram simbolizados com diferentes cores e formas geométricas (círculo, quadrado, triângulo e cruz) do

atributo <Família de Anuros>, e em um nível hierárquico de visualização e interpretação As famílias com menor incidência se sobrepuseram àquela com maior incidência.

Resultados

Análise do banco de dados geral

Entre 1862 e 2025, a literatura científica documentou 645 casos de miíase em anfíbios em todo o mundo (Tabela 1). Os casos estão distribuídos entre 18 famílias pertencentes a ordem Anura 99% (636) e apenas uma família da ordem Caudata (n = 9). Aproximadamente 99% (636) dos casos de miíase foram relatados 18 famílias de anuros, enquanto apenas nove casos foram relatados em salamandras da família Salamandridae Goldfuss, 1820 (Amphibia: Caudata), não havendo registros para Gymnophiona (Tabela 1; Fig. 1). Com uma notável predominância de casos na região Paleártica (74%), seguida pela Neotropical (17%), Australásia (5%), Neártica (4%) e Indo-Malaia (1%) (Tabela 1).

O avanço do conhecimento na região Paleártica deve-se ao longo histórico de pesquisas na área, cujo registros datam da segunda metade do século XIX (Brumpt, 1934). Nos últimos anos, três revisões de literatura foram publicadas com o objetivo de consolidar o conhecimento existente sobre as espécies de anfíbios neotropicais afetadas por miíase (Silva *et al.*, 2019; D’Bastiani *et al.*, 2020; Souza *et al.*, 2025). No entanto, a maioria dos registros disponíveis para o região Neotropical ainda carece de informações detalhadas, como a identificação precisa dos táxons de moscas envolvidas, a prevalência e intensidade das infestações e abundância de larvas (Silva *et al.*, 2019; D’Bastiani *et al.*, 2020). Em uma revisão recente sobre moscas causadoras de miíase em anuros neotropicais, Souza *et al.* (2025), os autores apresentaram 34 novos casos de miíase, compilando 106 registros na literatura científica para a região, evidenciando a diversidade de espécies envolvidas, e a importância da descrição e identificação taxonômica das moscas associadas à miíase em anfíbios.

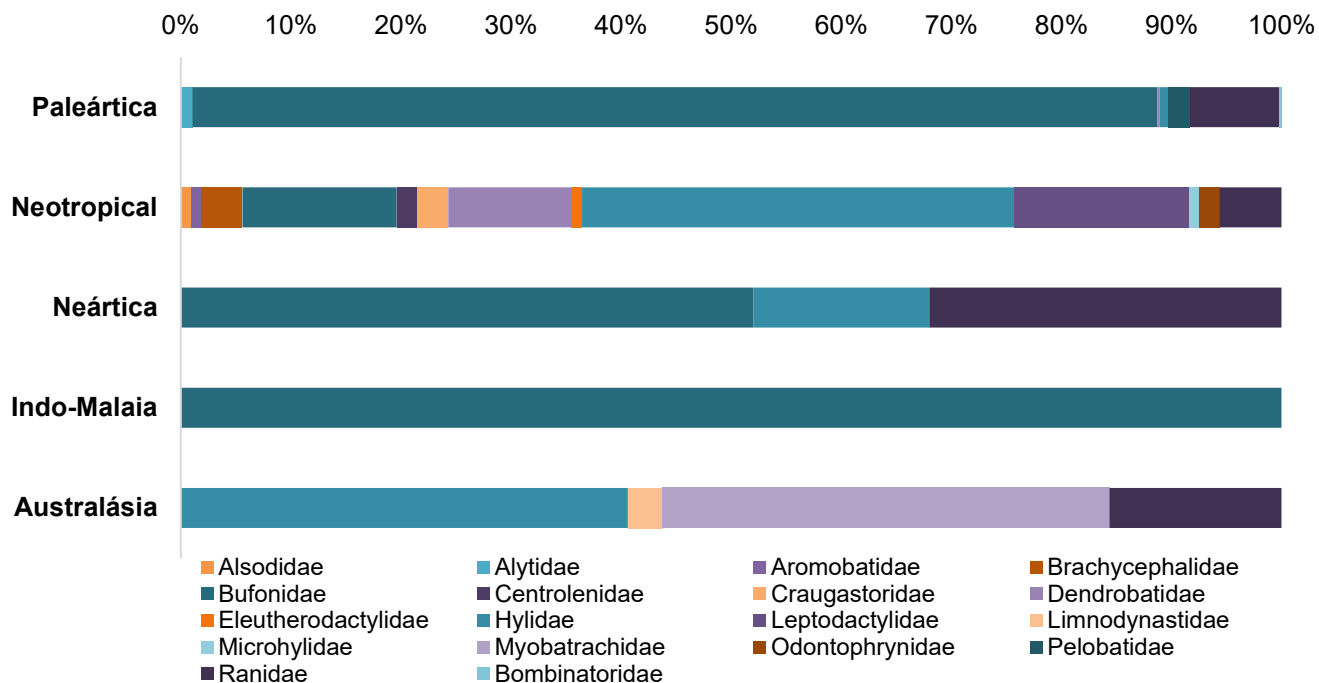


Fig. 1. Representação da riqueza de famílias de anuros por região zoogeográfica, com base nos dados compilados a partir da revisão da literatura mundial.

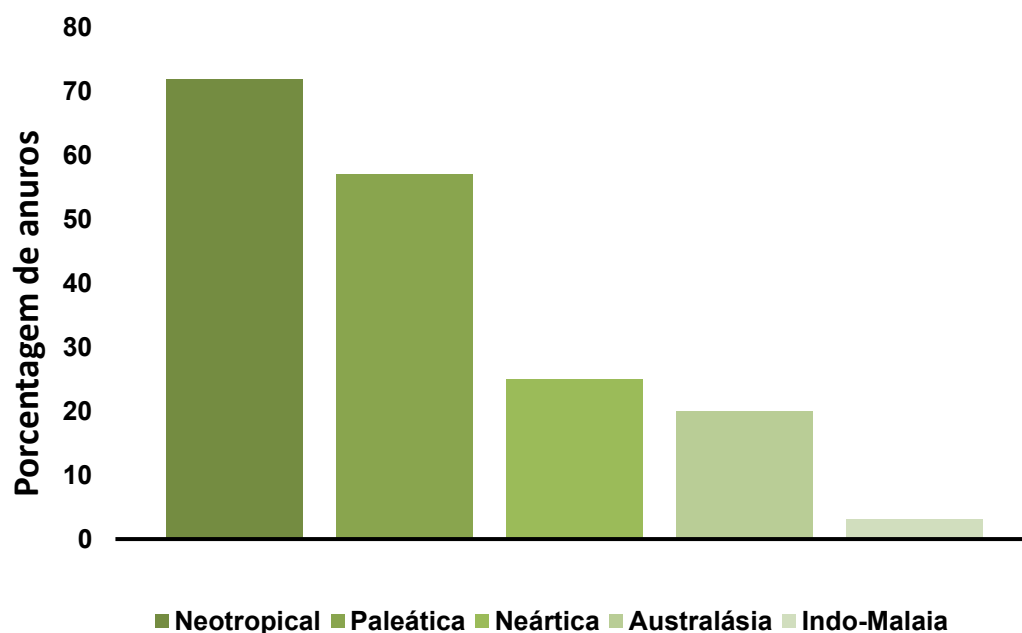


Fig. 2. Porcentagem de espécies de anuros acometidos por miíase nas diferentes regiões zoogeográficas.

Relações entre famílias de anfíbios e famílias de moscas causadoras de miíase

Diversidade de anfíbios hospedeiros

A classe Amphibia compreende um total de 8.918 espécies atualmente descritas em todo o mundo (Frost, 2025). Destas, 88% (7.864 espécies) são representantes da ordem Anura Merrem, 1820 (Frost, 2025), um grupo que apresenta ampla diversidade de adaptações morfológicas, fisiológicas e comportamentais, ocupando uma notável variedade de ambientes (arborícolas, aquáticos, terrestres e fossoriais) (Duellman & Trueb, 1994; Wells, 2007; Womack *et al.*, 2020). Essa plasticidade em relação aos habitats ocupados, explica em parte a predominância de casos de miíase nas famílias Bufonidae, Hylidae e Leptodactylidae, dada a maior disponibilidade desses grupos de anuros como hospedeiros potenciais devido à sua abundância (Souza *et al.*, 2025). Em contraste, somente quatro espécies da ordem Caudata da região Paleártica foram relatadas como hospedeiras de larvas de moscas causadoras de miíase, enquanto nenhuma espécie da ordem Gymnophiona é conhecida como hospedeira (Tabela 1). Apresentamos a seguir uma análise detalhada da dinâmica de infestação nas diferentes famílias de anfíbios, organizadas em ordem decrescente, em relação ao número de registros, conforme sua ocorrência nas distintas regiões zoogeográficas analisadas.

(a) Bufonidae Gray, 1825

Bufonidae é composta por 659 espécies descritas atualmente (Frost, 2025). No entanto, somente 3,2% das espécies com esta família apresentam registros de miíase (Tabela 1; Fig 3). As espécies parasitadas pertencem aos gêneros *Anaxyrus* Tschudi, 1845, *Bufo* Garsault, 1764, *Bufotes* Rafinesque, 1815, *Dendrophryniscus* Jiménez de la Espada, 1870, *Duttaphrynus* Frost, Grant, Faivovich, Bain, Haas, Haddad, de Sá, Channing, Wilkinson, Donnellan, Raxworthy, Campbell, Blotto, Moler, Drewes, Nussbaum, Lynch, Green, e Wheeler, 2006, *Epidalea* Cope, 1864, *Rhinella* Fitzinger, 1826 e *Sclerophrys* Tschudi, 1838, tiveram casos relatados nas regiões Indo-malaia, Neártica, Neotropical e Paleártica (Zumt, 1965; Zwart, 2005). Entre os bufonídeos, destaca-se a grande quantidade de casos de miíase no sapo-comum *Bufo bufo* (Linnaeus, 1758) causados pela mosca-varejeira *L. bufonivora*, parasito obrigatório da espécie (Arias-Robledo *et al.*, 2009). Embora elevada letalidade seja observada

na grande maioria dos casos de míases em *B. bufo*, a morte dos indivíduos parasitados parece ter efeito limitado sobre populações. Por exemplo, estudos de longo prazo indicam que a mortalidade de indivíduos de *B. bufo* causada por *L. bufonivora* raramente excede uma pequena fração da população total, sugerindo que o parasitismo obrigatório dessa mosca atua mais como um fator regulador natural do que como uma ameaça significativa às populações (Zwart, 2005). Indivíduos de *B. bufo* também são acometidos, em menor frequência por outras espécies, como *Lucilia caesar* (Linnaeus, 1758), *L. silvarum* (Meigen, 1826), e *L. sericata* (Meigen, 1826), e espécies dos gêneros *Angiometopa* Brauer & Bergenstamm, 1889, *Muscina* Robineau-Desvoidy, 1830, *Fannia* Robineau-Desvoidy, 1830, *Calliphora* Robineau-Desvoidy, 1830 e *Hydrotaea* Robineau-Desvoidy, 1830 (Tabela 1).

Anaxyrus é o único gênero acometido por miíase na região Neártica, sendo os casos relatados para as espécies *Anaxyrus americanus* (Holbrook, 1836), *A. boreas* (Baird and Girard, 1852), *A. hemiophrys*, (Cope, 1886) e *Anaxyrus* sp. (Tabela 1). Similarmente, *Duttaphrynus melanostictus* (Schneider, 1799) é o único bufonídeo afetado por miíase na região Indo-Malaia (Roy & Dasgupta, 1977; Manna, 2020). A região Neotropical abriga uma elevada diversidade de bufonídeos (IUCN, 2025), no entanto, casos de miíase foram relatados para somente oito espécies do gênero *Rhinella*, e um único registro das espécie *Atelopus varius* (Lichtenstein and Martens, 1856) e *Dendrophryniscus brevipollicatus* Jiménez de la Espada, 1870 (Tabela 1).

(a) Hylidae Rafinesque, 1815

Esta família é uma das mais especiosas no mundo, com 760 espécies descritas atualmente (Frost, 2025). Destas, apenas 5,8% foram registradas em casos de miíase (Tabela 1; Fig 3). As espécies afetadas pertencem aos gêneros, *Aplastodiscus* Lutz, 1950, *Boana* Gray, 1825, *Bokermannohyla* Faivovich, Haddad, Garcia, Frost, Campbell and Wheeler, 2005, *Callimedusa* Duellman, Marion and Hedges, 2016, *Dendropsophus* Fitzinger, 1843, *Dryopsophus* Fitzinger, 1843 *Osteocephalus* Steindachner, 1862, *Dryaderces* Jungfer, Faivovich, Padial, Castroviejo-Fisher, Lyra, Berneck, Iglesias, Kok, MacCulloch, Rodrigues, Verdade, Torres-Gastello, Chaparro, Valdujo, Reichle, Moravec, Gvoždík, Gagliardi-Urrutia, Ernst, De la Riva, Means, Lima, Señaris, Wheeler and Haddad, 2013, *Nyctimystes* Stejneger, 1916, *Pelodryas* Günther, 1859 "1858", *Rheohyla* Duellman, Marion, and

Hedges, 2016, *Rhyaconastes* Mahony, Donnellan and Richards, 2025, *Sandyrana* Wells and Wellington, 1985, *Scinax*, *Spicicalyx* Donnellan, Mahony and Richards, 2025, *Trachycephalus* Tschudi, 1838, *Pseudacris* Fitzinger, 1843, e *Hyla* Laurenti, 1768 (Tabela 1), com casos distribuídos nas regiões Neotropical, Australásia, Paleártica e Neártica. Em contraste, *Hyla arborea* (Linnaeus, 1758) (Paleártica), *Pseudacris crucifer* (Wied-Neuwied, 1838), e *P. maculata* (Agassiz, 1850) (Neártica), foram as únicas espécies acometidas por miíase nessas regiões (Tabela 1). Similar a interação entre *B. bufo* e *L. bufonivora* (Paleártica), os casos na região Australasia envolveram somente hylídeos dos gêneros *Nyctimystes* e *Ranoidea* Tschudi, 1838, com moscas do gênero *Batrachomyia* Kreft, 1863 (Tabela 1), refletindo o parasitismo obrigatório destas moscas, já documentado em hylídeos (Elkan, 1965; Lemckert, 2000; Kraus, 2007).

(b) Ranidae Batsch, 1796

Esta família compreende 457 espécies atualmente descritas (Frost, 2025). Destas, 3,5% foram relatadas sendo afetadas por miíase (Tabela 1). As espécies afetadas por esta infestação parasitária pertencem aos gêneros *Aquarana*, *Boreorana* Fitzinger, 1843, *Hylarana* Tschudi, 1838, *Lithobates* Fitzinger, 1843 e *Pelophylax* Fitzinger, 1843. Com exceção da região Indo-Malaia, casos de miíase em ranídeos foram relatados nas demais regiões zoogeográficas (Tabela 1). A maioria dos casos de miíase com essa família ocorreu na região Paleártica, representando 3,5% de riqueza de espécies afetadas globalmente (Fig 3). As espécies dos gêneros *Pelophylax* e *Rana* Linnaeus, 1758 também foram parasitadas por larvas de *L. bufonivora*, evidenciando que embora seja um parasito obrigatório de *B. bufo*, essa mosca também pode parasitar ranídeos (Garanin & Shaldybin, 1976; Kuranova, 1998; Lada, 2009; Kuranova & Yartsev, 2020; Tabela 1). Relatos do século passado registraram larvas de *Calliphora* sp. Robineau-Desvoidy, 1830 presentes no estômago de *B. bufo* e *Pelophylax lessonae* (Camerano, 1882), caracterizando um caso de miíase cavitária (Laboulbène, 1862; Zumpt, 1965). Considerando que *P. lessonae* apresenta uma dieta generalista, que inclui larvas de dípteros (Breka *et al.*, 2024), é provável que a ocorrência de larvas vivas no estômago das duas espécies de anuros seja um fato acidental ou oportunístico, uma vez que larvas ingeridas podem sobreviver temporariamente no trato digestório de vertebrados (Udgaonkar *et al.*, 2012). Além disso, em todos os registros da região, as

larvas de *Batrachomyia* foram encontradas em espécies de outras famílias de anuros da mesma região (Evenhuis, 2006; Hoskin & MacCallum, 2007; Kraus, 2007; Tabela 1).

(c) Leptodactylidae Werner, 1896 (1838)

A família Leptodactylidae, cuja distribuição geográfica abrange desde o extremo sul do Texas (EUA) até o sul da América do Sul (Frost, 2025), apresentou registros de miíase apenas no Brasil e na Argentina ($p = 5\%$) (Tabela 1). Os casos envolveram espécies dos gêneros *Adenomera* Steindachner, 1867, *Leptodactylus* Fitzinger, 1826, e *Physalaemus* Fitzinger, 1826, parasitadas por larvas de *Lucilia* (*Notochaeta*) *adelina*, L. (*Notochaeta*) *bufonivora*, *Megaselia* *scalaris* (Loew, 1866) e *Oxysarcodexia* *carvalhoi* Lopes, 1946 (Tabela 1). Porém, a riqueza de espécies de moscas envolvidas na interação, sugere que leptodactilídeos podem atuar como hospedeiros ocasionais de espécies de moscas com hábitos generalistas (Hall & Smith, 1993; Stevens & Wallman, 2006). A diversidade de moscas associadas as espécies de leptodactilídeos, pode estar relacionada aos habitats ocupados pelo grupo, como ambientes terrestres, aquáticos e semiaquáticos potencializando a probabilidade de contato direto com parasitos e outros predadores (Zumpt, 1965; Schell & Burgin, 2001; Haddad & Prado, 2005). Até o momento, não há evidências de que a miíase tenha papel regulador em populações do grupo, contudo, sua ocorrência reforça a necessidade de estudos parasitológicos que considerem o papel de ambientes perturbados na intensificação de interações simbióticas.

(d) Myobatrachidae Schlegel, 1850

A família, endêmica da região Australásia (Frost, 2025), foi registrada em casos de miíase em espécies dos gêneros *Crinia* Tschudi, 1838, *Geocrinia* Blake, 1973, *Pseudophryne* Fitzinger, 1843 e *Uperoleia* Gray, 1841 infestados exclusivamente por moscas do gênero *Batrachomyia* ($p = 8,7\%$) (Tabela 1). O gênero *Batrachomyia* compreende moscas parasitos de anuros na região Australásia onde cada espécie apresenta associação seletiva com determinados hospedeiros, evidenciando um elevado grau de especificidade parasitária (Skuse, 1889; McAlpine, 1955; Lemckert, 2000; Schell & Burgin, 2001; Evenhuis, 2006; Hoskin & McCallum, 2007). As larvas desenvolvem-se nos espaços linfáticos subcutâneos dos sapos, geralmente localizadas na superfície dorsal da cabeça e do corpo, onde

permanecem se alimentando de sangue e fluídos corporais (Skuse, 1889; McAlpine, 1955; Schell & Burgin, 2001). Embora os efeitos individuais incluam redução da massa corporal e possível comprometimento da condição física dos hospedeiros (Schell & Burgin, 2001), a maioria dos estudos conclui que a miíase por *Batrachomyia* atua a nível fisiológico individual sobre os hospedeiros, mas não como fator regulador populacional (Lemckert, 2000; Hoskin & McCallum, 2007).

(e) Dendrobatidae Cope, 1865 (1850)

A família Dendrobatidae, cuja distribuição geográfica é relativamente restrita, estendendo-se da Nicarágua até a Bacia Amazônica da Bolívia (Frost, 2025), apresentou registros na região e apenas um caso na região Paleártica (Tabela 1). Os casos de miíase ocorreram nas espécies *Ameerega bassleri* (Melin, 1941), *A. trivittata* (Spix, 1824), *A. cainarachi* (Schulte, 1989), *Oophaga sylvatica* (Funkhouser, 1956) e *Ranitomeya uakarii* (Brown, Schulte and Summers, 2006) ($p = 2,9\%$) (Tabela 1). O único registro de caso miíase da família em outra região, refere-se à infestação por larvas de *M. scalaris* em um único espécime de *Dendrobates tinctorius* (Cuvier, 1797) em cativeiro (Zwart *et al.*, 2005; Tabela 1). Esse caso evidencia uma prática cada vez mais frequente nas últimas décadas, o tráfico e a manutenção de espécies neotropicais em cativeiro. Espécies da família, em particular, são frequentemente interceptadas por órgãos de fiscalização ambiental no Brasil durante apreensões realizadas em aeroportos e outros meios de transporte (Muraoka, 2019), tornando a prática uma constante ameaça as espécies (Charity & Ferreira, 2020; IUCN, 2025). Tal cenário levanta uma questão relevante: a introdução não controlada de anfíbios exóticos pode favorecer interações ecológicas atípicas, como o surgimento de novas relações parasitárias? Logo, o caso pode representar um indício de desequilíbrio ambiental envolvendo dípteros e anuros em cativeiro. Porém, a baixa frequência de casos de miíase registrados em espécies da família Dendrobatidae sugere que esses eventos não exercem impacto significativo sobre suas populações neotropicais.

(f) Pelobatidae Bonaparte, 1850

Os registros de miíase em Pelobatidae são escassos e pontuais, registrados exclusivamente na região Paleártica ($p = 50\%$), com grande parte dos casos ocasionados por *L. bufonivora* (Laboulbène, 1862;

Breka *et al.*, 2024) (Tabela 1). Os casos descrevem efeitos em indivíduos isolados, como mortalidade direta, debilitação ou redução na condição corporal (Ganarin, 1971 *apud* Ganarín & Shaldybin, 1976; Trufanova & Khitsova, 2001). Porém, não relatam surtos, ou prevalências altas o suficiente para comprometer populações locais. Logo a ocorrência de miíase nessa família é interpretada como um fenômeno raro e de baixa frequência, sem impacto populacional conhecido.

(g) Alytidae Fitzinger, 1843

A família Alytidae, endêmica da região Paleártica (Frost, 2025), apresenta até o momento cinco casos de miíase envolvendo, exclusivamente, a espécie *Alytes obstetricans* (Laurenti, 1768) ($p = 2,5\%$), onde todos os registros foram ocasionados por larvas de *L. bufonivora* (Meisterhans & Heusser, 1970; Kraaij & van Leeuwen, 2012; Tabela 1). A ocorrência de miíase em *A. obstetricans* é ecologicamente relevante, uma vez que *L. bufonivora* é um parasito especializado de anuros, frequentemente causando mortalidade direta em indivíduos infestados (Hendrikx, 1974; Strijbosch, 1980; Table 1). Logo, a baixa frequência de registros de miíase na família indica que esses casos, em geral, não exercem impacto populacional significativo.

(h) Brachycephalidae Günther, 1858

A família, endêmica do Brasil (Frost, 2025), foi registrada em casos de miíase, exclusivamente nas regiões central e sul do país ($p = 2,5\%$) (D`Bastiani *et al.*, 2020; Souza *et al.*, 2025; Tabela 1). Os registros ocorreram nas espécies *Brachycephalus ephippium* (Spix, 1824) e *Ischnocnema henselii* (Peters, 1870), infestados por larvas de *L. (Notochaeta) bufonivora* (Tabela 1). A família é reconhecida como um dos grupos de anuros mais ameaçados da Mata Atlântica, com cerca de 58% das espécies do gênero *Brachycephalus* Fitzinger, 1826 classificadas em alguma categoria de ameaça (Bornschein, Pie & Teixeira, 2019; IUCN, 2025). Embora os registros de miíase na família sejam raros, e não indiquem impacto populacional expressivo, reforçamos a importância do monitoramento constante das populações locais, ressaltando a prioridade de estratégias de conservação direcionadas à família.

(i) Craugastoridae Hedges, Duellman, and Heinicke, 2008

Com distribuição restrita ao sul dos Estados Unidos e florestas do Equador, Colômbia e Brasil (Frost, 2025), a família Craugastoridae apresentou apenas três registros de miíase ($p = 0,3\%$), envolveram as espécies *Craugastor rhodopsis* (Cope, 1867), *Pristimantis achatinus* (Boulenger, 1898) e *P. thectopternus* (Lynch, 1975) (Tabela 1; Fig. 3). Esses casos foram documentados no México e na Colômbia e envolveram larvas de *Lepidodexia* (*Notochaeta*) *bufonivora* e larvas não identificadas de Sarcophagidae (Gómez-Hoyo *et al.*, 2012; Escobar-Vargas *et al.*, 2016). A baixa frequência de registros indica que a miíase em Craugastoridae tende a ser oportunista e possivelmente acidental, uma vez que as moscas envolvidas apresentam hábitos necrófagos e baixa especificidade de hospedeiros (Hall & Wall, 1995; Barros *et al.*, 2008). Assim, embora não haja evidências de impactos populacionais significativos associados aos registros, reforçamos a necessidade de monitoramento contínuo da família, sobretudo em áreas de alta diversidade da região Neotropical.

(j) Centrolenidae Taylor, 1951 e **Odontophrynidae** Lynch, 1969,

Com distribuição restrita à América do Sul (Frost, 2025), as famílias Centrolenidae ($p = 1,2\%$) e Odontophrynidae ($p = 1,9\%$) registraram apenas dois casos de miíase cada (Table 1). Em Centrolenidae, os registros ocorreram em *Hyalinobatrachium fleischmanni* (Boettger, 1893) no Panamá e em *Teratohyla pulverata* (Peters, 1873) na Nicarágua (Medina *et al.*, 2009; Salazar-Saavedra *et al.*, 2017). Para Odontophrynidae, os casos envolveram os proceratofrinídeos *Proceratophrys boiei* (Wied-Neuwied, 1824) e *Proceratophrys* sp. Miranda-Ribeiro, 1920, ambos registrados no Brasil (Lopes, 1981; D’Bastiani *et al.*, 2020; Souza *et al.*, 2025), acometidos por larvas da família Sarcophagidae (Tabela 1). A baixa frequência de casos, caracterizam infecções acidentais ou oportunísticas, visto que as famílias de moscas envolvidas apresentam hábitos necrófagos e parasitam uma ampla variedade de organismos (Hall & Wall, 1995; Barros *et al.*, 2008; Saari *et al.*, 2009; Byrd, & Castner, 2010), sem evidências de impactos populacionais sobre os anuros hospedeiros.

(k) Famílias de anuros com casos isolados de miíase

Casos de miíase em seis famílias distintas de anuros foram registrados com apenas um registro cada, entre as regiões Australasia, Neotropical e Paleártica (Tabela 1). A região Neotropical concentrou a maioria dos registros recentes e exclusivos, envolvendo diferentes famílias (Fig.3). Destes, *Limnomedusa macroglossa* (Duméril and Bibron, 1841) (Alsodidae) ($p = 3,3\%$) e *Anomaloglossus stepheni* (Martins, 1989) (Aromobatidae) ($p = 0,7\%$) foram infestados por larvas de moscas não identificadas (Souza *et al.*, 2025). Nas famílias Eleutherodactylidae Lutz, 1954 ($p = 0,4\%$) e Microhylidae Günther, 1858 (1843) ($p=0,1\%$), os registros foram ocasionados por larvas de *Lepidodexia* (*Notochaeta*) sp. (Souza *et al.*, 2025). Na região Paleártica, a espécie *Bombina variegata* Linnaeus, 1758 (Bombinatoridae), apresentou o único caso de miíase por larvas de *Lucilia* sp. (Veith, 1996). Já na região Australásica, as espécie *Heleioporus albopunctatus* Gray, 1841 (Limnodynastidae), endêmica do sudoeste da Austrália, foi parasitada por larvas de *Batrachomyia* sp. (Lindner, 1958, *apud* Elkan, 1965; Tabela 1). Assim como nas famílias anteriores, com casos pontuais e de baixa frequência, estes registros únicos podem se caracterizados como acidentais ou oportunistas, sem evidências de impactos populacionais sobre as espécies hospedeiras, até o momento.

(l) Caudata Scopoli, 1977

A ordem abriga atualmente 822 espécies (Frost, 2025), destas, apenas quatro foram registradas em casos de miíases ($p = 0,005\%$) (Fig. 3). Os registros de miíases em salamandras ocorreram na região Paleártica, distribuídos em quatro países, Alemanha, França, Noruega e Polônia (Tabela 1). Os registros estão concentrados exclusivamente na família Salamandridae, entre os gêneros *Lissotriton* Bell, 1839, *Triturus* Rafinesque, 1815 e *Salamandra* Garsault, 1764, com a infestação de larvas de dípteros (Collin de Plancy, 1877; Dolmen, 1978; Draber-Monko, 2004; Blázquez, 2011a) (Tabelas 1 e 2). A ocorrência dos casos em diferentes países, demonstra que *L. bufonivora* apresenta ampla plasticidade de hospedeiro, ocasionalmente infestando caudatos em ambientes onde anuros, seus hospedeiros obrigatório, coexistem. Esses registros ampliam o espectro de hospedeiros conhecidos para moscas causadoras de miíases, indicando que salamandras podem atuar como hospedeiros acidentais ou oportunistas de *L. bufonivora*, principalmente em regiões temperadas da Europa.

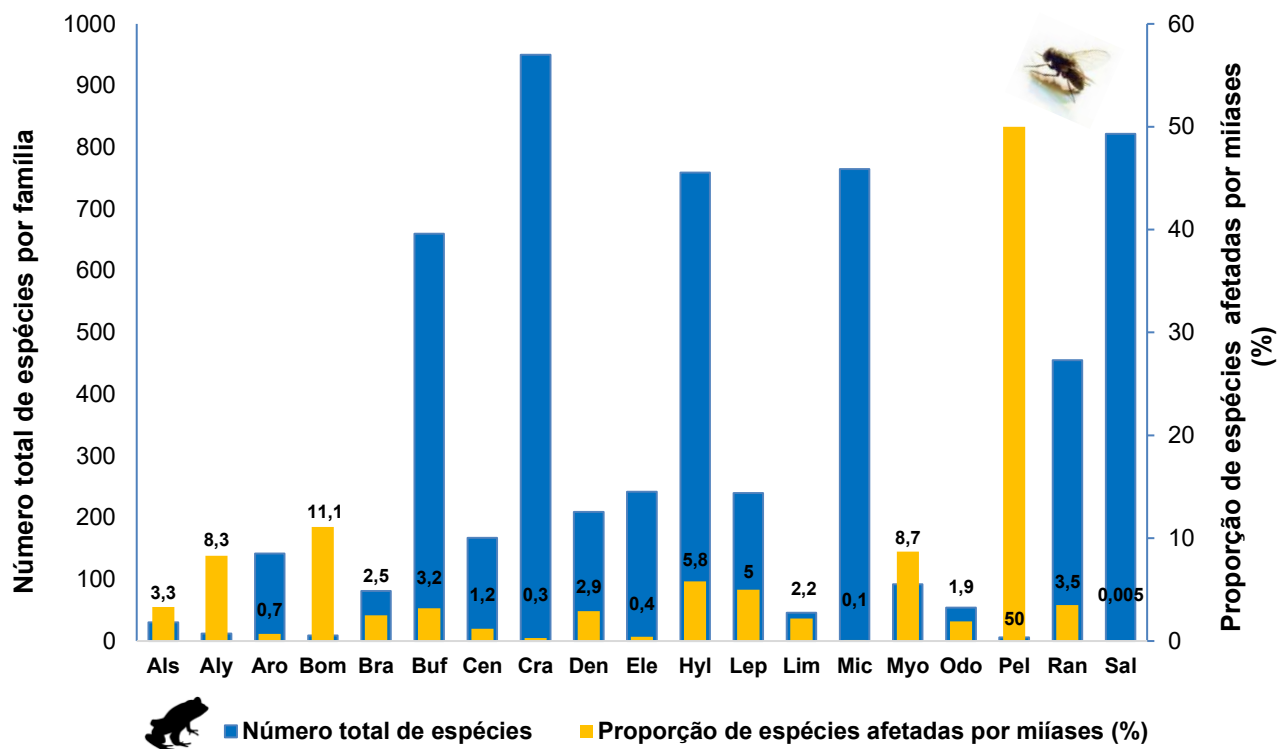


Fig. 3. Representação da proporção relativa (%) de registros de miíase em famílias de anfíbios em todo o mundo. O número de espécies em cada família foi atualizado seguindo Frost (2025). **Legenda:** Als- Alsodidae, Aly- Alytidae, Aro- Aromobatidae, Bom- Bombinatoridae, Bra- Brachycephalidae, Buf- Bufonidae, Cen- Centrolenidae, Cra- Craugastoridae, Den- Dendrobatidae, Ele- Eleutherodactylidae, Hyl- Hylidae, Lep- Leptodactylidae, Lim- Limnodynastidae, Mic- Microhylidae, Myo- Myobatrachidae, Odo- Odontophrynidae, Pel- Pelobatidae, Ran- Ranidae, Sal- Salamandridae.

Status de conservação de anfíbios

Com o objetivo de avaliar de forma abrangente o risco de extinção das espécies animais, foi criada em 1964 a Lista Vermelha da União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN, 2025), sendo considerada uma importante fonte de informação, utilizando dados de distribuição geográfica, tamanho populacional, habitat, ecologia, uso e/ou comércio de espécies, ameaças e medidas de conservação. Com base nessas informações, atualmente 41% das espécies de anfíbios encontram-se ameaçadas de extinção em todo o mundo (IUCN SSG, 2023; IUCN, 2025). O Índice da Lista Vermelha atualizado revela uma deterioração global no status de conservação dos anfíbios, especialmente das salamandras e das espécies que ocorrem nos Neotrópicos. Entre 1980 e 2004, doenças e perda de habitat foram responsáveis por

91% dessas mudanças (Luedtke *et al.*, 2023). Com base nos dados compilados nesta revisão, foi possível reunir informações sobre o status de conservação e a tendência populacional das espécies de anfíbios afetadas por miíases, seguindo a classificação IUCN (2025). A consulta individual para cada espécie revelou maior frequência na categoria pouco preocupante (LC), seguida por dados insuficientes (DD), vulnerável (VU), quase ameaçado (NT), ameaçado (EN), não avaliado (NE) e criticamente em perigo (CR) (Fig. 4). Na avaliação da ordem Caudata, a maioria das espécies afetadas por miíase encontra-se classificada como pouco preocupante, onde apenas a espécie *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758) está classificada atualmente como vulnerável (VU) (Tabela 1). Essa condição deve-se, principalmente, à perda e fragmentação de habitats e ao declínio populacional relacionado a doenças emergentes, como a quitridiomicose e a infecção causada por *Batrachochytrium salamandrivorans* Martel, Blooi, Bossuyt, Pasmans, 2013 (IUCN, 2025; Martel *et al.*, 2013). Até o momento, não há evidências de declínios populacionais de anfíbios diretamente atribuídos à miíase.

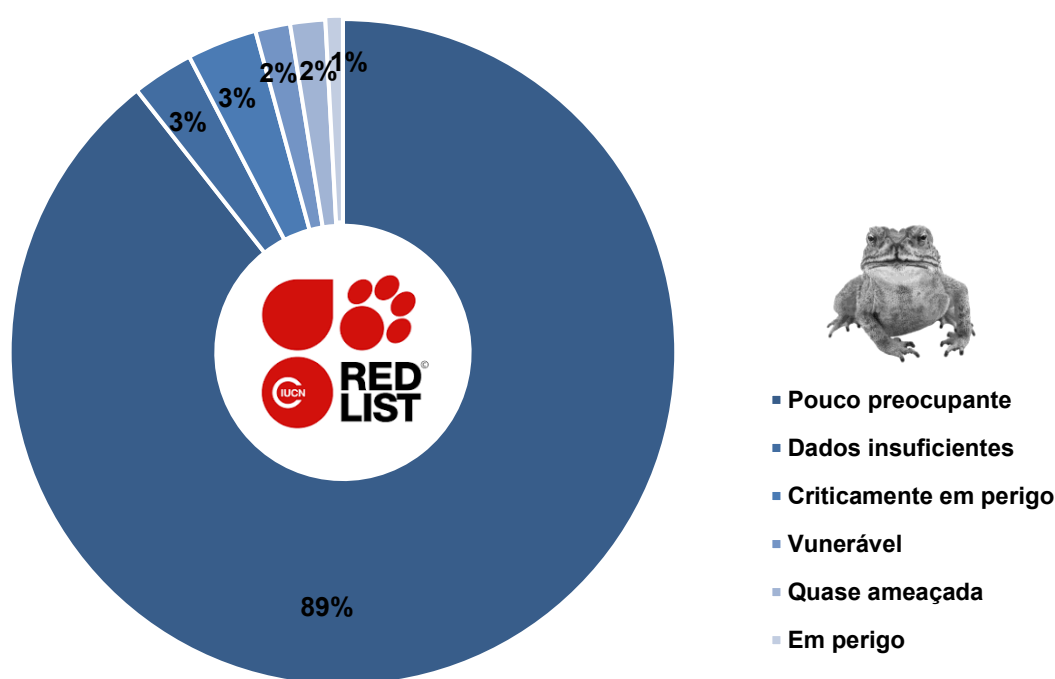


Fig 4. Representação da proporção da avaliação do grau de ameaça às espécies de anfíbios afetadas por miíases (IUCN, 2025).

Diversidade de moscas causadoras de miíases

As miíases representam uma importante interação biótica e ecológica, evidenciando relações específicas entre grupos de hospedeiros e parasitos (Zumpt, 1965; Hall & Wall, 1995). Essas interações não apenas impactam a saúde e a sobrevivência dos indivíduos hospedeiros, mas também fornecem informações relevantes sobre aspectos ecológicos, comportamento e vulnerabilidade de populações (Herczeg *et al.*, 2021). A diversidade de moscas causadoras de miíases em anuros esteve representada em seis famílias de moscas distintas em todo o mundo: Calliphoridae (74%), Chloropidae (10%), Phoridae (10%), Muscidae (3%), Sarcophagidae (2%) e Tabanidae (0%) (Tabela 1). Alguns registros tiveram suas larvas identificadas apenas a nível de família, onde Sarcophagidae apresentou o maior número de ocorrências, seguida por Calliphoridae e um único registro para Tabanidae (Fig. 6B). A predominância de Sarcophagidae reflete padrões ecológicos já descritos em estudos de necrofagismo sobre carcaças de pequenos vertebrados (Saari, Näreahao & Nikander, 2019), nos quais os sarcófagídeos tendem a colonizar mais rapidamente que os califorídeos, sobretudo em condições de recursos limitados (Barros *et al.*, 2008). Ademais, tanto Sarcophagidae quanto Calliphoridae incluem espécies reconhecidamente causadoras de miíases em mamíferos e aves (Hall, Wall & Stevens, 2016), enquanto os tabanídeos são registrados apenas de forma esporádica, provavelmente em eventos oportunista. Já os registros únicos de espécies de moscas causadoras de miíases em anfíbios, representam ocorrências isoladas (Fig. 6C), possivelmente relacionadas a eventos ocasionais ou à baixa frequência de determinados hospedeiros e moscas em ambientes específicos. Parte dos registros apresentou identificação taxonômica indeterminada (Fig. 6C). Além disso, em 259 registros provenientes de um estudo específico, a identificação das larvas foi realizada apenas com base em fotografias, por essa razão, tais ocorrências foram padronizadas em nosso manuscrito apenas como Diptera (Szentivanyi & Vincze, 2022). Limitações, quanto a taxonomia das espécies, podem ocorrer devido a escassez de informações sobre a biologia larval do grupo tais como a dificuldade de coleta da fase adulta e identificação das fases imaturas (larvas), indicando que o número de espécies envolvidas pode estar subestimado. A seguir são apresentados detalhes sobre a biologia e diversidade de moscas associadas aos casos de miíase em anfíbios, organizados em ordem decrescente de riqueza de espécies e número de registros, com base nos dados compilados na revisão da literatura mundial (Tabela 1).

(a) Calliphoridae Brauer & Bergenstamm, 1889

Calliphoridae apresentou papel de destaque nos registros de miíase em anfíbios distribuídos globalmente, sendo representada majoritariamente pela espécie *L. bufonivora*, conhecida como um parasito especializado na espécie *B. bufo* (Bufonidae) (Brumpt, 1934; Arias-Robledo *et al.*, 2019a). Os registros de Calliphoridae concentram-se principalmente na região Paleártica, sobretudo em países europeus, o que evidencia a distribuição geográfica (GBIF, 2025) restrita de *L. bufonivora* e a maior frequência de estudos na localidade (Tabela 1; Fig. 6A). Outras espécies, como *Batrachomyia* sp., *L. silvarum* e *L. (Notochaeta) bufonivora*, aparecem com menor frequência, indicando ocorrência restrita (Fig. 6A). Essa desproporção sugere que a ocorrência de miíase em anfíbios é altamente dependente de poucas espécies especializadas, enquanto as demais representam casos oportunistas ou acidentais.

(b) Muscidae Latreille, 1802

A família abriga atualmente 6.156 espécies de pequenos dípteros (Moon, 2002; GBIF, 2025), amplamente distribuídos em todas as regiões zoogeográficas, com exceção da Ártica (Carvalho *et al.*, 2005; GBIF, 2025). Nos casos de miíases envolvendo a família Muscidae, foram localizados registros pertencentes aos gêneros, *Angiometopa* Brauer & Bergenstamm, 1889, *Fannia* Robineau-Desvoidy, 1830, *Hydrotaea* Robineau-Desvoidy, 1830 e *Muscina* Robineau-Desvoidy, 1830, em uma única espécie de sapo na região Paleártica (Eberle, 1937 *apud* Reichenbach-Klinke & Elkan, 1965; Weddelling, 2014; Tabela 1). As larvas do gênero *Muscina* são consideradas predadores facultativos, as quais podem amadurecer como saprófagos, e mudar a predação para outros insetos disponíveis no ambiente (Moon, 2002). Na fase adulta são consideradas ectoparasitas hematófagos que se alimentam no contato direto com seus hospedeiros (Moon, 2002). O gênero *Philornis* Meinert, 1890 apresenta interações bem estabelecidas com aves neotropicais, especialmente filhotes (Couri, 2018; Higgins *et al.*, 2005; Luz *et al.*, 2013), sendo documentados como fator de declínio populacional de espécies silvestres (Dudaniec & Kleindorfer, 2006). Em contraste, para os anfíbios não há evidências claras dos efeitos decorrentes dessas interações. Assim, os registros de muscídeos associados a miíases em anuros podem ser interpretados como oportunista, uma vez que não revelam um padrão consistente de infestação, e nem evidências de atuação como mecanismo regulador populacional.

c) **Chloropidae** Rondani, 1856

A família Chloropidae apresentou registros de miíases em anfíbios anuros, exclusivamente na região Australasia e pelo gênero *Batrachomyia*, demonstrando o alto grau de especificidade em anfíbios (Skuse, 1889; Tyler, 1982; McAlpine, 1955; Schell & Burgin, 2001; Hoskin & McCallum, 2007; Fig. 8; Tabela 1). Geograficamente, os registros de Chloropidae estão restritos ao Hemisfério Sul, com destaque para a Austrália e Nova Zelândia, refletindo a distribuição natural de *Batrachomyia* Kreffft, 1863 (GBIF, 2025). Diferentemente de moscas generalistas, como *M. scalaris* (Phoridae) ou representantes de Sarcophagidae, espécies do gênero *Batrachomyia* estabelecem interações ecológicas consistentes com anfíbios (Hoskin & McCallum, 2007). Embora menos frequentemente registradas, essas moscas apresentam elevada relevância biológica, pois não atuam como parasitas oportunistas, mas como ectoparasitas específicos de anuros, evidenciando a diversidade de estratégias adaptativas entre linhagens de dípteros associadas a esses hospedeiros.

(d) **Sarcophagidae** Macquart, 1834

A família Sarcophagidae é composta majoritariamente por espécies necrófagas, coprófagas ou associadas a tecidos em decomposição, embora algumas espécies possam atuar como parasitas facultativas ou ocasionais em vertebrados (Zumpt, 1965; Francesconi & Lupi, 2012; Triplehorn & Johnson, 2013). Os registros de Sarcophagidae responsáveis por casos de miíases em anuros incluem as espécies *Lepidodexia* (*Notochaeta*) *adelina* Mulieri Schaefer, Duré & González, 2018, *L. (Notochaeta) bufonivora*, *Peckia* (*Sarcodexia*) *lambens* (Wiedemann, 1830), *Oxysarcodexia carvalhoi* Lopes, 1946, *Sarcophaga* (*Liopygia*) *ruficornis* (Fabricius, 1794) (Tabela 1). Além destes, uma parte considerável dos registros foi identificada apenas a nível de família (Fig. 6B). Os registros envolvendo anfíbios e Sarcophagidae apresentou pouca frequência, podendo ser interpretada como facultativa (Zumpt, 1965), sem evidências de especialização no hospedeiro. Diferentemente de gêneros mais especializados, como *Lucilia* (Calliphoridae), não há indícios de que as miíases atuem como impacto regulador em populações de anfíbios. Assim, a relação entre Sarcophagidae e anfíbios pode ser caracterizada como oportunista e/ou acidental, refletindo a plasticidade ecológica do grupo e sua capacidade de explorar diferentes substratos orgânicos.

(e) Phoridae Curtis, 1833

A família Phoridae apresenta registros de miíase em anuros exclusivamente associados à espécie *Megaselia scalaris*, em representantes das famílias Bufonidae, Hylidae e Leptodactylidae (Tabela 1). O grupo apresenta elevada plasticidade ecológica, capaz de explorar uma ampla variedade de nichos, atuando como parasitos, parasitoides, cleptoparasitos, herbívoros, decompositores, polinizadores, fungívoros e onívoros (Disney, 1994; Koller *et al.*, 2003; Brown, 2017; El-Hawagry *et al.*, 2021; Tang *et al.*, 2021; Ament & Pereira, 2024). Em anfíbios o parasitismo por *M. scalaris* é considerado facultativo, por ser uma espécie oportunista, a qual já fora registrada alimentando-se de ovos e de anuros adultos (Villa & Townsend, 1983; Disney, 2008). Assim, a relação de *M. scalaris* com anfíbios pode ser descrita como oportunista e não especializada, refletindo o comportamento generalista da família, capaz de explorar diferentes nichos, mas sem impacto conhecido sobre seus hospedeiros. Em outros vertebrados os registros incluem larvas em um humano mumificado do período colonial, no estado de Minas Gerais, Brasil (Braga *et al.*, 2016). A família é amplamente registrada em interações parasitárias, incluindo associações com invertebrados, como formigas (Brown *et al.*, 2017), hemípteros (Costa *et al.*, 2007) e fêmeas ingurgitadas de carrapatos (Koller *et al.*, 2003). Em vertebrados, a espécie foi registrada parasitando a serpente *Crotalus durissus terrificus* (Laurenti, 1768), cujas larvas alimentavam-se de tecidos superficiais na região da costela (Silva *et al.*, 1999). Na Índia, um exemplar de *Python bivittatus* (Kuhl, 1820) (Boidae), acometido por pneumonite, apresentou larvas de *M. scalaris* alojadas na traquéia (Vanin *et al.*, 2013). Esses registros evidenciam o caráter oportunista do grupo.

(f) Tabanidae Latreille, 1802

A família Tabanidae apresenta apenas um registro conhecido de miíase em anuros, documentado no Egito, envolve a espécie *Sclerophrys regularis* (= *Bufo regularis*) (Reuss, 1883), no qual uma única larva foi encontrada alojada internamente no hospedeiro (Hindle, 1924). Os tabanídeos (mutucas), constituem um grupo de ectoparasitos hematófagos que apresentam comportamento oportunista, alimentando-se frequentemente de mamíferos e aves (Ferreira, Henriques & Rafael, 2002; Limeira, Rafael & Henriques, 2002; Henriques & Rafael, 2021). Em répteis, a família é relatada atacando jacarés (Medem, 1981; Henriques *et al.*, 2000), tartarugas (Philip, 1983), e serpentes (Philip, 1986; Gorayeb &

Campos, 2018), podendo ocorrer ataques de forma acidental ou oportunista (Krinsky, 1976; Foil, 1989). Além do impacto direto ocasionado pela hematofagia, a família possui relevância epidemiológica por atuarem como vetores de uma ampla gama de patógenos e parasitos, entre os quais se destacam vírus, bactérias, protozoários e nematódeos (Krinsky, 1976; Henriques & Rafael, 2021). No entanto, quando se trata da interação com anfíbios, a ocorrência registrada na família é extremamente rara, de modo que não há evidências de ameaça ao grupo.

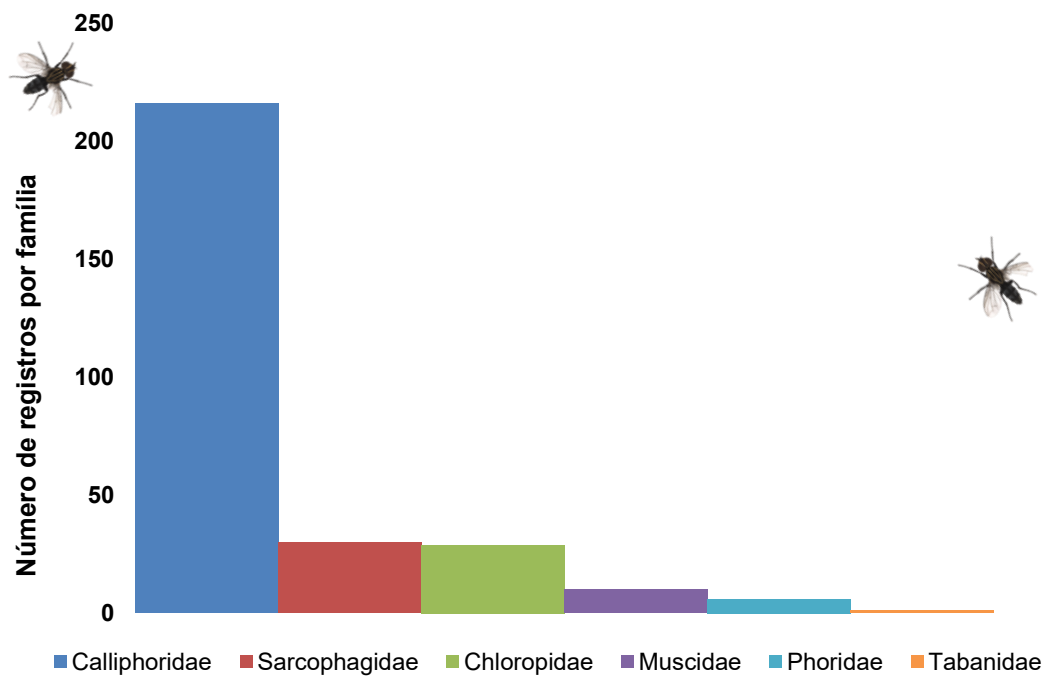


Fig. 5. Registros de miíase em anfíbios por família de moscas, compilados a partir da literatura mundial.

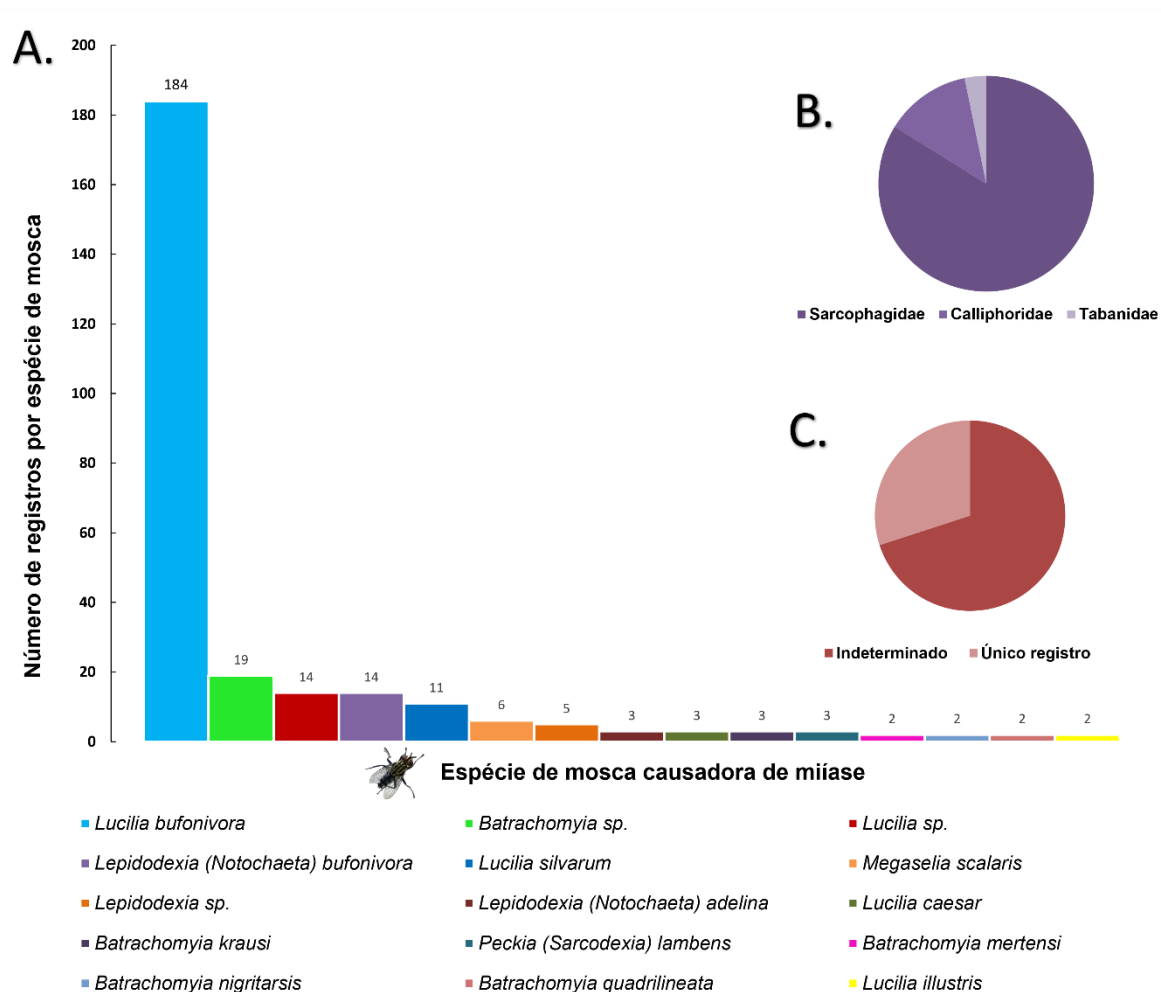


Fig. 6. (A) Representação gráfica da riqueza de espécies de moscas causadoras de miíase em anfíbios, baseada em dados compilados a partir da literatura mundial, incluindo táxons com até dois registros documentados. **(B)** Representação gráfica dos manuscritos nos quais os casos de miíase foram identificados apenas em nível de família taxonômica. **(C)** Representação gráfica dos manuscritos contendo casos únicos de miíase, e cassos que não houveram identificação taxonômica das larvas.

Distribuição global das miíases em anfíbios

Os primeiros casos de miíases em anfíbios incluem *Pelophylax lessonae* e *B. bufo*, ambos parasitados por larvas de *Calliphora* sp. na França (Laboulbène, 1862). A partir deste marco histórico, observa-se que casos de miíases em anfíbios vem sendo documentados em distintas regiões zoogeográficas, com maior representatividade na Região Paleártica (53%), seguida pela Neotropical (29%), Australásia (9%), Neártica (6%) e Indo-Malaia (1%) (Tabela 1; Fig. 8). Em contraste, o primeiro relato de miíase em anfíbios na região Neotropical surgiu em meados do século XX, onde larvas de *L.*

(*Notochaeta*) *bufonivora* parasitando *Rhinella humboldti* (Gallardo, 1965) (= *Bufo granulatus*) (Lopes & Vogelsang, 1953; Tabela 1). Seguindo a cronologia das publicações levantadas nesta revisão, destaca-se, já na primeira década do século XXI, o trabalho pioneiro de Kraus (2007) sobre miíases em anuros da Papua-Nova Guiné. Nesse estudo, o autor também apresentou uma compilação de dados abrangendo espécies de moscas e seus hospedeiros registrados em diferentes regiões zoogeográficas (Kraus, 2007). Posteriormente, o número de registros de miíases em anfíbios aumentou de forma gradual até o início dos anos 2000, quando se observou um crescimento maior (Fig 7). Esse avanço pode estar relacionado à popularização da internet e ao consequente acesso ampliado a informações antes restritas a acervos físicos de bibliotecas e universidades.

Na região Afrotropical não foram encontrados registros de miíases em anfíbios, o que evidencia uma disparidade significativa no nível de conhecimento sobre o tema entre as regiões biogeográficas, sobretudo em comparação com as regiões Paleártica e Neotropical (Tabela 1; Fig. 8). Essa lacuna pode estar relacionada aos baixos índices de investimento em educação e pesquisa científica, bem como à precarização das condições de investigação no continente africano. De fato, o quadro de pobreza estrutural reflete-se em alguns dos piores indicadores educacionais do mundo, onde a escassez de profissionais qualificados em ciência e educação impacta diretamente a pesquisa e produção científica na região (UNESCO, 2021).

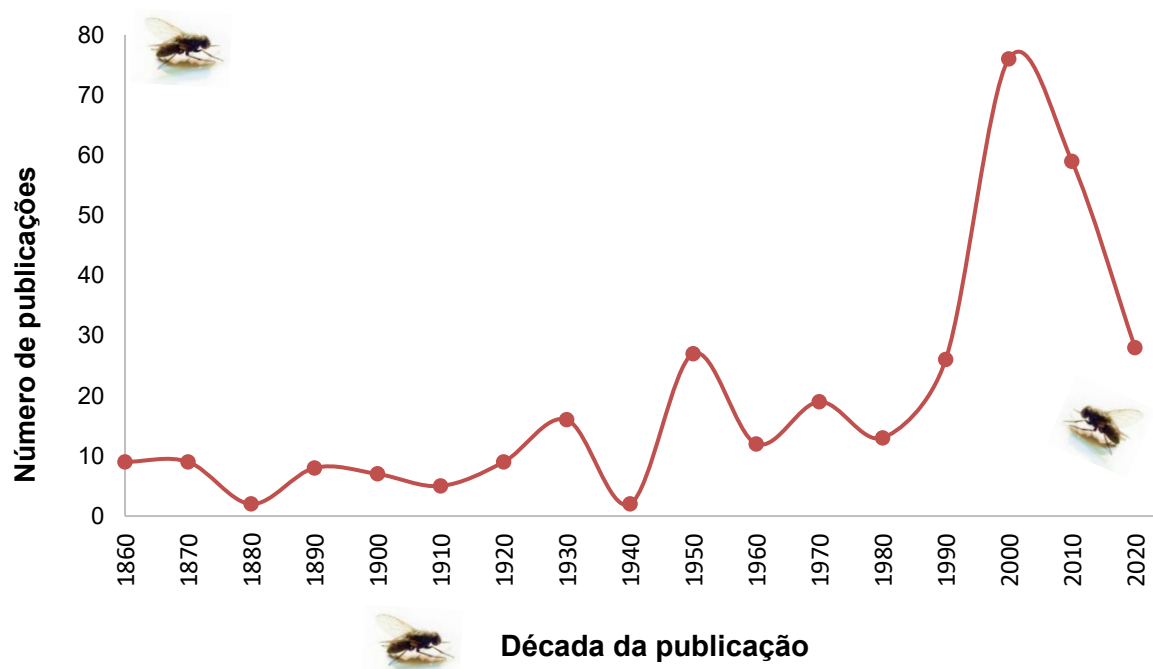


Fig. 7. Distribuição temporal das publicações científicas sobre casos de miíase em anfíbios anuros em escala global.

(a) Região Paleártica

O continente europeu contrasta fortemente com o padrão observado nos demais continentes, concentrando 74% dos casos de miíases em anfíbios registrados no mundo, incluindo espécies de salamandras (Caudata) (Tabela 1). O conhecimento sobre miíases em anfíbios é significativamente mais consolidado na região, apesar da menor diversidade de espécies. Esse contraste pode ser atribuído, em parte, ao histórico de pesquisas antigo, à ampla tradição de coleções zoológicas e parasitológicas, e ao maior esforço de monitoramento em países europeus (Preudhomme de Borre, 1876; Meisterhans & Heusser, 1970; Weddeling, 2014). Na região, a família Bufonidae foi a mais representativa, nos casos de miíases em anuros, seguida, em ordem decrescente, por Ranidae, Pelobatidae, Alytidae, Hylidae, Bombinatoridae e Dendrobatidae (Tabela 1). Além da predominância taxonômica de *L. bufonivora*, o continente destacou-se também pela amplitude geográfica, reunindo registros em 18 países (Fig. 8). A Alemanha concentrou a maior parte dos casos, seguida por Polônia, Rússia, Holanda e França, além de outros países com menor frequência de registros (Tabela 1). Esse predomínio está relacionado à ocorrência de *L. bufonivora* que exibe parasitismo obrigatório em anfíbios que raramente sobrevivem à

infestação (Vestjens, 1958; Koskela, Itämes, & Pasanen, 1974; Strijbosch, 1980; Kordges, 2000; Gosá *et al.*, 2009; Arias-Robledo *et al.*, 2019). A espécie foi inicialmente descrita como parasito obrigatório de *B. bufo*, posteriormente foi registrada infestando também outras espécies da mesma família (Hindle, 1924; Löwegren, 1938; Zwart *et al.*, 2005).

(b) Região Neotropical

A região Neotropical apresentou a maior riqueza de anfíbios acometidos por miíases (72%), tanto em número de famílias quanto em espécies de anuros (Tabela 1). A maioria dos registros foi obtida em indivíduos adultos, porém um único registro envolveu a ocorrência de larvas de dípteros em girinos de *Rhinella marina* (Bufonidae) (Souza *et al.*, 2025; Tabela 1). Do total de registros para a região, 65% foram localizados no Brasil, seguidos em menores proporções, pelos países Peru, Argentina, Panamá, México, Colômbia, Nicarágua, Costa Rica e Venezuela (Fig. 8; Tabela 1). Na região, a família Hylidae apresentou um maior número de casos, seguidos das famílias Leptodactylidae, Bufonidae, Dendrobatidae, Ranidae, Brachycephalidae, Centrolenidae, Odontophrynidae, Strabomantidae, e com um único registro para as famílias Alsodidae, Aromobatidae, Cyclorampidae, Craugastoridae, Eleutherodactylidae e Microhylidae (Tabela 1). Apesar da riqueza de espécies de anuros e moscas causadoras de miíases levantada nesta revisão, a doença tem sido pouco documentada em relação à alta diversidade de anfíbios da região, destacando a necessidade de estudos a fim de se compreender a biologia, a dinâmica das interações, e seus efeitos a níveis populacionais e de comunidades (Hagman *et al.*, 2005; Medina *et al.*, 2009; Gómez- Hoyos *et al.*, 2012; Müller *et al.*, 2015; Souza-Pinto, França, & Mello-Patiu, 2015).

(c) Região Neártica

A região neártica apresentou casos de miíases em dez espécies (4%) de anuros das famílias Bufonidae, Hylidae e Ranidae, entre o Canadá e USA. Os gêneros envolvidos, *Anaxyrus*, *Dryophytes*, *Pseudacris*, *Aquarana*, *Lithobates* e *Boreorana*, foram acometidos por miíases de larvas das moscas, *L. bufonivora*, *L. illustris* e *L. sericata* (Tabela 1). A espécie *L. bufonivora* foi a mais representativa no número de registros da interação, onde o Canadá deteve grande parte dos registros em distintas espécies de sapos (Tabela 1).

(d) Região Australásia

Na região Australásia, os registros concentram-se nos países da Austrália e Papua-Nova Guiné, envolvendo as famílias Hylidae, Limnodynastidae, Myobatrachidae e Ranidae (Tabela 1; Fig. 8). Todos os casos foram atribuídos ao gênero *Batrachomyia* (Chloropidae), cujas espécies, apresentam elevado grau de especificidade parasitária, mantendo uma associação ecológica consistente com anfíbios anuros (Skuse, 1889; McAlpine, 1955; Tyler, 1982; Lemckert, 2000; Schell & Burgin, 2001; Evenhuis, 2006; Hoskin & McCallum, 2007). Na Austrália, populações de anfíbios anuros sofreram grandes declínios desde a década de 1980 (Campbell, 1999), onde oito espécies correm o risco de serem extintas nos próximos 20 anos (Geyle *et al.*, 2022). Dentre as causas envolvidas no declínio, está o fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* Longcore, Pessier & D.K. Nichols, 1999, a presença de espécies invasoras, e os efeitos das mudanças climáticas (Berger *et al.*, 1998; Campbell, 1999; Scheele *et al.*, 2019; Fisher & Garner, 2020; IUCN, 2025;). Logo, os dados obtidos durante o levantamento bibliográfico, indica pouca probabilidade da interação estar envolvida no processo de extinção de espécies locais, não sido mencionada em análises de monitoramento da região anteriormente. Assim, estudos adicionais são necessários para melhor entendimento acerca da interação de moscas com populações locais de anuros na região australiana.

(e) Região Indo-Malaia

A região Indo-Malaia foi representada exclusivamente pela família Bufonidae, com apenas uma espécie registrada em casos de miíase, *Duttaphrynus melanostictus* (Schneider, 1799) (= *Bufo melanostictus*) (Dasgupta, 1962; Roy & Dasgupta, 1977; Manna, 2020). Todos os registros envolveram moscas da família Sarcophagidae, incluindo *Lucilia bufonivora*, *Lucilia porphyrina* (Walker, 1856) e *Sarcophaga ruficornis* (Fabricius, 1794) (Tabela 1). Apesar do reduzido número de ocorrências, o registro de *L. bufonivora* na região evidencia sua ampla distribuição geográfica, abrangendo diferentes regiões zoogeográficas ao redor do mundo (GBIF, 2025). Por outro lado, os casos atribuídos a *L. porphyrina* refletem sua distribuição restrita às regiões Indo-Malaia e Australásia, compatível com sua área de ocorrência (GBIF, 2025). No que se refere ao único hospedeiro registrado, *D. melanostictus*, não há evidências de que a miíase represente ameaça significativa à espécie, cujas populações estão

classificadas como em expansão e “pouco preocupante” (IUCN, 2025). A espécie terrestre e generalista (Moore *et al.*, 2015), encontra-se amplamente distribuída pelo sul e sudeste asiático e pelo noroeste da Oceania (van Dijk *et al.*, 2004; 2011; Frost, 2025). Sua capacidade de ocupar uma grande variedade de habitats, incluindo florestas, áreas agrícolas e ambientes urbanos (Moore *et al.*, 2015), pode favorecer o contato com potenciais parasitos e predadores. Contudo, o número limitado de registros de miíases disponíveis, não nos permite uma melhor compressão dos aspectos envolvidos e nem avaliar se há contribuição da doença no declínio de populações locais.

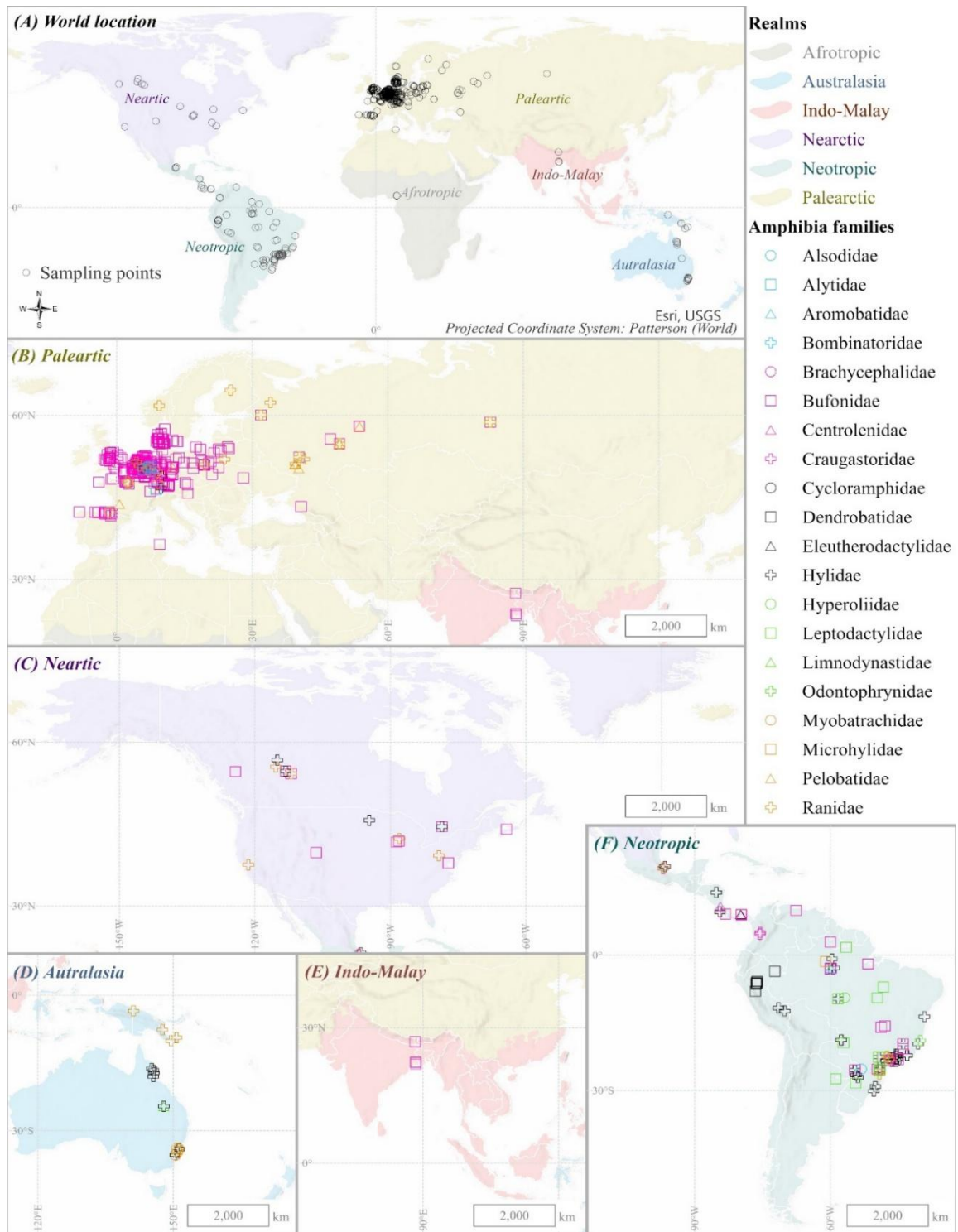


Fig 8. (A) Distribuição global dos registros de miíase em anfíbios nas diferentes regiões zoogeográficas. Os painéis ampliados correspondem às regiões Paleártica **(B)**, Neártica **(C)**, Australásia **(D)**, Indo-Malaia **(E)** e Neotropical **(F)**. As cores representam as distintas regiões zoogeográficas, enquanto os símbolos indicam as famílias de anuros hospedeiras associadas aos registros de miíase.

Parâmetros parasitológicos

(a) Sítio de infestação

Os dados provenientes da literatura, demonstram que a interação entre os dois grupos, Diptera e Anura, se dá principalmente pela atividade de forrageio de fêmeas hematófagas adultas (repasto sanguíneo), que buscam anuros para alimentação (McKeever, 1977; Bernal, Rand & Ryan, 2006). O sítio de infestação de larvas por dípteros em hospedeiros vertebrados, reflete tanto adaptações evolutivas dos parasitos quanto as vulnerabilidades anatômicas e comportamentais dos hospedeiros envolvidos. Em geral, as moscas exibem preferências marcadas por regiões ricas em vascularização, umidade e presença de secreções, como cavidades nasais, oculares, orais e cloacais, além de feridas abertas (McKeever 1977; Zumpt, 1965; Hall & Wall, 1995; Bernal, Rand & Ryan, 2006). Essas regiões oferecem condições ideais para a deposição de ovos ou larvas (Fig. 9A), favorecendo o desenvolvimento inicial e garantindo acesso direto a tecidos vivos ou necrosados (Zumpt, 1965; Hall & Wall, 1995).

Na análise dos sítios de infestação por moscas causadoras de miíases em anfíbios, registradas nos manuscritos analisados, foram identificados 280 casos (43%) com determinação do sítio de infestação nos hospedeiros (Fig. 10; Tabela 2). Os registros que envolveram as famílias Calliphoridae, Chloropidae, Sarcophagidae, Muscidae, Phoridae e Tabanidae, foram organizados nas categorias: anterior, medial, posterior, interna e indeterminada (quando o autor não forneceu a informação) (Fig.9).

A família Calliphoridae apresentou papel de destaque nos registros de miíases em anfíbios distribuídos globalmente, sendo representada majoritariamente pela espécie *L. bufonivora*, (Brumpt, 1934; Zumpt, 1965; Arias-Robledo *et al.*, 2019). A maioria dos casos esteve associada à região anterior (cabeça, cavidade nasal e olhos), e menor frequência em outras áreas, incluindo flancos e estômago (interna) (Meisterhans & Heusser, 1970; Bender, 2018; Tabela 1; Fig. 9A). Determinando o local de infestação preferencial da espécie, cujas larvas se desenvolvem alimentando-se do seu hospedeiro (Brumpt, 1934; Arias-Robledo, 2019), levando-os frequentemente à morte (Strijbosch, 1980). As famílias Sarcophagidae e Chloropidae surgem em seguida, com registros concentrados principalmente nas regiões anterior e medial dos hospedeiros (Fig. 9; Tabela 2). Phoridae, embora com poucos registros de miíase em anfíbios, foi documentada parasitando tanto a região anterior (cefálica) quanto a posterior,

incluindo membros posteriores e sacos linfáticos abdominais subcutâneos de seus hospedeiros (Zwart *et al.*, 2005; López *et al.*, 2016; López, 2019; Tabela 2).

Já a família Muscidae apresentou apenas um registro com sítio de infestação determinado, no qual a espécie *Muscina pascuorum* (Meigen, 1826) foi associada a miíase na cavidade oral de seu hospedeiro (Eberle, 1937 *fide* Reichenbach-Klinke & Elkan, 1965; Tabela 2). Entretanto, não foi possível acessar o manuscrito original deste registro, impossibilitando o acesso a informações adicionais sobre a biologia da interação. Em Tabanidae, uma única larva foi encontrada na região interna de *Sclerophrys kisolensis* (Loveridge, 1932) (= *Bufo regularis*), fixada internamente no hospedeiro, com os espiráculos conectados ao pulmão e o restante do corpo aderido ao fígado por meio de tecido fibroso, indicando um período de desenvolvimento prolongado (Hindle, 1924). Esse caso pode ser considerado como um parasitismo facultativo ou oportunista, uma vez que a família apresenta comportamento oportunista e explora uma ampla variedade de hospedeiros (Zumpt, 1965; Henriques & Rafael, 2021).

A predominância de infestação na região cefálica por Calliphoridae corrobora com dados publicados, que apontam a preferência de forrageio de moscas e larvas dessa família por estruturas cefálicas de seus hospedeiros (Zumpt, 1965). As fêmeas de *L. bufonivora* depositam seus ovos em regiões superficiais, como dorso, costas e cabeça, distribuindo-os sobre o corpo do hospedeiro (Arias-Robledo, 2019). Alguns registros do padrão de ocorrência do sítio de infestação de miíases em sapos da América do norte diferem ligeiramente da Europa, onde as larvas atacam predominantemente a região cefálica, incluindo a cavidade nasal, olhos e boca (Brumpt, 1934; Dasgupta, 1962; Meisterhans & Heusser, 1970; Bolek & Coggins, 2002; Bolek & Janovy, 2004). Na América do Norte os casos registrados destacam os ataques aos membros posteriores, costas, abdômen e cloaca dos hospedeiros (Bolek & Coggins, 2002; Bolek & Janovy, 2004; Eaton *et al.*, 2008; Hughes, 2014; Fischer & Hossack, 2025). No entanto, ainda não se sabe se essa condição representa uma variação natural/adaptativa ou um evento acidental (Arias-Robledo, 2019). Já a família Sarcophagidae, geralmente depositam seus ovos na superfície dorsal das pernas de seu hospedeiro, onde as larvas penetram na musculatura da perna para se alimentarem (Crump & Pounds 1985). Espécies pertencentes ao gênero *Batrachomyia* (Chloropidae), frequentemente depositam seus ovos em substrato favorável, após eclosão, as larvas possivelmente

rastejam até seus hospedeiros, penetram em seus sacos linfáticos e permanecem alimentando-se de sangue (Elkan 1965; Zumpt 1965; McAlpine 1955; Lemckert, 2000). Ao contrário dos califorídeos e sarcófagídeos, o parasitismo por cloropídeos não parece resultar na morte do hospedeiro (, embora isso possa ocorrer (Skuse, 1889; Krefft, 1864; McAlpine 1955; Lemckert, 2000). O gênero *Corethrella* Coquillett, 1902 (Corethrellidae) demonstra ampla preferência por regiões específicas de sapos durante o repasto sanguíneo, podendo variar conforme a família (Camp & Irby, 2017), densidade dos capilares sanguíneos, características da pele, como grau de cobertura e espessura (Silva, Jaramillo & Bernal, 2014), e sítio de infestação no hospedeiro (McKeever, 1977; Bernal, Rand & Ryan, 2006). Durante tentativas de ataque por moscas, mecanismos defensivos contra as larvas são relatados, variando desde a entrada do hospedeiro vivo na água no momento da infestação (Blazuk, 2011b), até manobras com os membros anteriores e posteriores (Souza *et al.*, 2025). Contudo, os dados disponíveis ainda são escassos, não sendo possível distinguir se os anuros buscam a água como forma de aliviar a dor e a irritação, se tentam eliminar as larvas por afogamento, ou se as próprias larvas forçam o animal a se deslocar para ambientes aquáticos a fim de evitar o ressecamento (Blazuk, 2011b). No contexto ecológico, a escolha do sítio de infestação também está associada a estratégias oportunistas ou especializações adaptativas, onde fatores como o tamanho corporal do hospedeiro, hábitos de atividade (noturnos ou diurnos), e uso do micro-habitat influenciam na probabilidade de contato, conseqüentemente, a localização da infestação (Lehane, 2005; Silva, Jaramillo & Bernal, 2014). Logo, a diversidade de sítios de forrageamento dos dípteros, podem refletir um equilíbrio entre pressões seletivas, tais como a necessidade de acesso a nutrientes, defesa do hospedeiro e a competição interespecífica entre larvas, configurando a miíase como uma interação complexa, de impactos variáveis que podem ir desde efeitos localizados até a mortalidade do hospedeiro (Strijbosch, 1980; Lemckert, 2000).

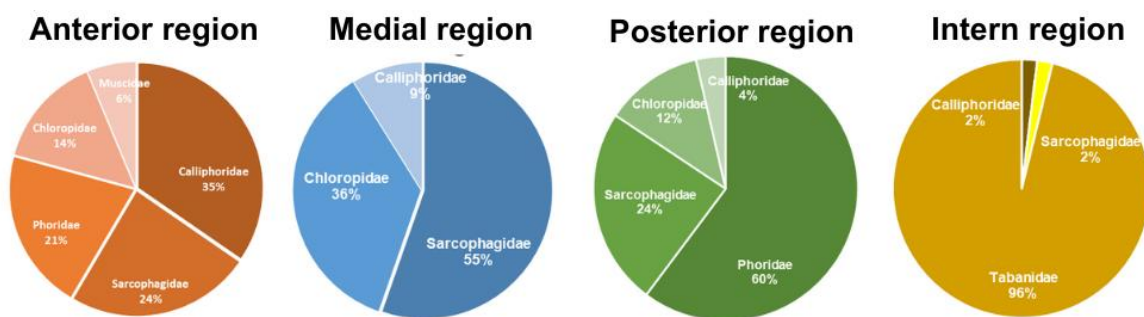


Fig. 9. Preferência anatômica de infestação por moscas causadoras de miíase em anfíbios do mundo. As proporções indicam a distribuição das principais famílias de dípteros em diferentes regiões corporais dos hospedeiros.



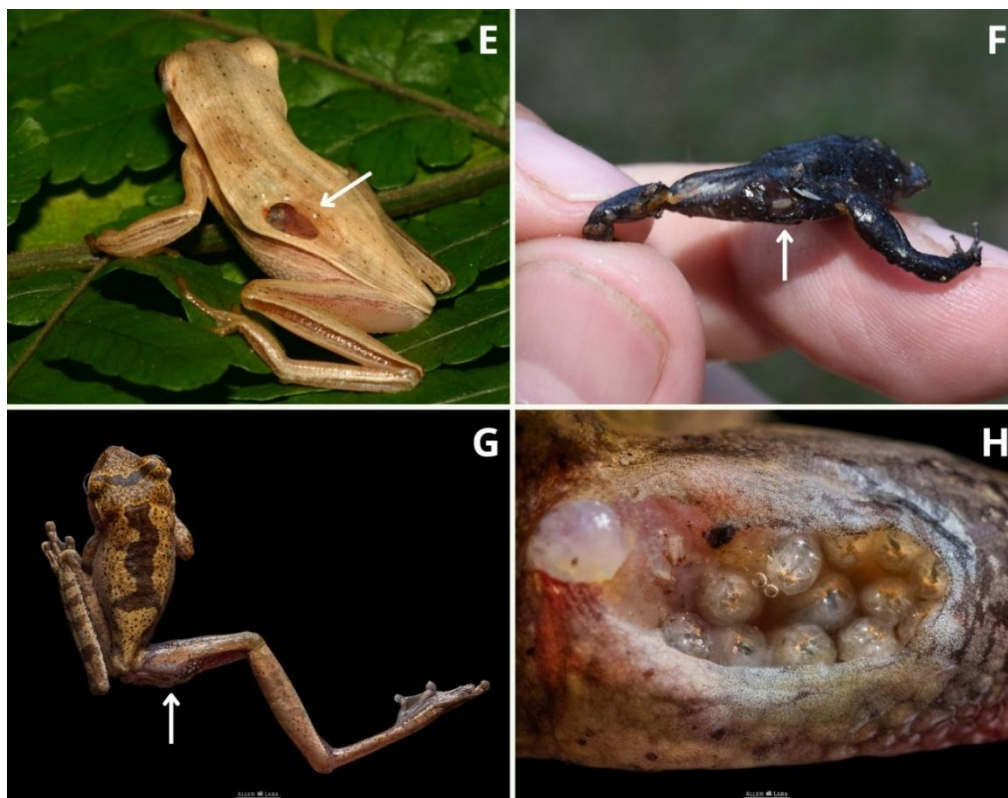


Fig. 10. Distribuição anatômica das infestações por larvas de dípteros em anuros. **A, B, C e D.** Ilustrando as regiões anteriores **E.** Região medial, **F, G e H.** Regiões dos membros posteriores acometidas por miíase.

(b) Prevalência e intensidade

A análise dos parâmetros de prevalência e intensidade fornece uma compreensão sobre a dinâmica das interações envolvendo os casos de miíases em anfíbios. A prevalência indica a proporção de hospedeiros afetados em relação ao total examinado ($P = H_i/H_e$), enquanto a intensidade expressa o número médio de larvas por indivíduo parasitado ($IMP = \sum x_i/H_i$) (Bush *et al.*, 1997). De maneira geral, os dados de prevalência e intensidade das miíases em anfíbios compilados nesta revisão, permite distinguir diferentes padrões ecológicos de interação parasito-hospedeiro, onde os valores mais baixos de prevalência e intensidade sugerem interações oportunistas, com efeitos restritos ao nível individual (Skuse, 1889; McAlpine, 1955). Casos com elevada prevalência e intensidade média de infestação, refletem especificidade de espécies de moscas, com potencial de gerar impactos significativos em escala populacional, como observado para *L. bufonivora* em *B. bufo* (Strijbosch, 1980). Em contraste, registros de alta prevalência e menor intensidade, indicam infestações comuns, porém com efeito mais restrito ao

nível individual (e.g. *Batrachomyia*). Os casos com menor prevalência associadas a alta intensidade, representam infecções raras, mas severas, geralmente com impacto localizado e sem consequências amplas para a população hospedeira, como em alguns casos de Tabanidae e Phoridae. Já infestações de baixa prevalência e baixa intensidade sugerem relações oportunísticas, como relatado em Sarcophagidae e Muscidae.

O gênero *Batrachomyia* apresenta alta especificidade em relação aos seus hospedeiros, e estudos indicam que suas infestações geralmente ocorrem com baixa intensidade média (≤ 4), embora esse valor possa variar de acordo com a espécie e a localidade (Schell & Burgin, 2001). Os registros disponíveis mostram que a infestação por *Batrachomyia strigipes* Malloch, 1927 em anuros da família Myobatrachidae geralmente ocorre em baixa prevalência nas populações, raramente ultrapassando 5–10% dos indivíduos amostrados (Lemckert, 2000; Schell & Burgin, 2001). Em *Uperoleia laevigata* Keferstein, 1867 (Myobatrachidae), por exemplo, a prevalência foi de 5,1%, com larvas localizadas principalmente na região dorsal e paratóide (Schell & Burgin, 2001). Parâmetros ambientais, como temperatura e precipitação, que determinam a disponibilidade de locais adequados a oviposição de *B. strigipes*, poderiam determinar a prevalência do parasitismo (Schell & Burgin, 2001). Sob as glândulas paratoides (Lemckert, 2000; Schell & Burgin, 2001), que são estruturas proeminentes em *Uperoleia* spp. (Catullo *et al.*, 2023), as larvas podem reduzir a vulnerabilidade à predação e garantir acesso eficiente a nutrientes. Contudo, esse sítio de infestação parece limitar a intensidade média das infecções, que raramente ultrapassa dois parasitos por hospedeiro (Lemckert, 2000; Schell & Burgin, 2001), padrão semelhante ao observado em outros locais de infestação em anuros parasitados por larvas do gênero (Elkan, 1965; Vogelnest, 1994; Hoskin & MacCallum, 2007; Kraus, 2007). Esses padrões destacam a diversidade ecológica das interações entre dípteros e anuros, variando desde especificidades evolutivas até associações oportunistas.

(c) Mortalidade dos hospedeiros

Na maioria dos registros, os dados de sobrevivência das espécies acometidas por miíases foram escassos, onde grande parte dos registros se resumem a identificação do hospedeiro e localidade (cidade, país) (Souza *et al.*, 2025; Tabela 1). O estudo pioneiro de Strijbosch (1980) registrou mortalidade

significativa causada por *L. bufonivora* em uma população de *B. bufo* na Holanda, destacando o potencial regulador da miíases sobre populações locais de anuros. Em bufonídeos, geralmente, a ocorrência de miíases, especialmente em *B. bufo*, exerce impactos significativos sobre indivíduos e até mesmo sobre subpopulações locais (Strijbosch, 1980; GWH, 2023), entretanto, não há evidências consistentes de que a interação resulte em declínios populacionais a longo prazo. Já nas famílias Alsodidae, Aromobatidae, Bombinatoridae, Craugastoridae, Eleutherodactylidae, Limnodynastidae, Microhylidae, Strabomantidae e Pelobatidae, os registros sugerem um fenômeno esporádico e de baixa prevalência, restrito a efeitos em indivíduos isolados e sem efeitos populacionais documentados até o momento.

CONCLUSÕES

- (a) As miíases em anfíbios permanecem pouco exploradas, com a maioria dos registros baseados em observações isoladas em campo, limitando o entendimento sobre a interação.
- (b) A compilação dos dados disponíveis evidencia a lacuna de conhecimento acerca da relação e contribui para ampliar a compreensão sobre a diversidade de dípteros associados a casos de miíases em anfíbios.
- (c) Os registros, por serem esporádicos e de baixa frequência, sugerem que a ocorrência de miíases, até o momento, não exerce impacto detectável a nível populacional em anfíbios.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas – FAPEAM (PosGrad 2020-2021-Resolução 006/2020) e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES (Processo 88887.832826/2023-00) pela bolsa de doutorado para Franciele Cristina de Souza e apoio financeiro à FCS; Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq (processo nº 141793/2016-3) pela concessão de bolsa de doutorado a CSA. A FHO agradece à Universidade Federal de Mato Grosso do Sul – UFMS, à CAPES e à Fundação de Apoio ao Desenvolvimento do Ensino, Ciência, e Tecnologia de Mato Grosso do Sul – FUNDECT, pelo apoio financeiro. Gildázio Costa Ferreira pela ajuda nos procedimentos administrativos durante o processo de

doutorado da autora FCS, no Programa de Pós-graduação em Zoologia – PPGZOO-UFAM. Agradecemos à Divisão de Suporte às Estações e Reservas – DISER, especialmente Rubenildo Lima da Silva e toda equipe da Reserva Florestal Adolpho Ducke: Maria, Attman, Rosinaldo, e Valter Calheiros, pelo auxílio no trabalho de campo.

REFERÊNCIAS

- ADAMIAK, W. (1975). New cases of parasitism of *Lucilia bufonivora* larvae in Poland. *Overview zoology* **19**, 326-329.
- ADAMSON, M. L. (1989). Evolutionary biology of the Oxyurida (Nematoda): Biofacies of a haplodiploid taxon. *Advances in Parasitology* **28**, 175-228.
- ALBRECHT, C., ESSER, T. & WEGLAU, J. (1996). Auftreten der parasitären fliege *Lucilia bufonivora* (Insecta: Diptera) na Amphibien (Amphibia) im Bereich rekultivierten Tagebaus Frechen, NRW. *Acta Biologica Benrodis* **8**, 161-163.
- ALCANTARA, E. D., SILVA, C. F., SILVA, M. C. & ÁVILA, R. W. (2015). *Leptodactylus fuscus* (whistling frog). Myiasis. *Herpetological Review* **46**, 413-414.
- ANDERSON, R. C. & BENNETT, G. F. (1963). Ophthalmic myiasis in amphibians in Algonquin Park, Ontario, Canadá. *Canadian Journal of Zoology* **41**, 1169-1170.
- ANJOS, C. S., SOUZA, F. C., COSTA, G. N., MALTA, J. C. O. & ZUANON, L. A. S. (2021). Tadpoles of *Boana geographica* (Spix, 1824) (Anura: Hylidae) parasitized by *Argulus* sp. (Branchiura: Argulidae) in a Central Amazonia forest stream. *Herpetology Notes* **14**: 335-339.
- AMENT, D. C. & PEREIRA, T.P.L. (2024). Diversity, distribution and general knowledge of the Brazilian Phoridae (Diptera), the family of flies with most species known in the country. *Zoologia* **41**, 1-12.
- ARIAS-ROBLEDO, G., STARK, T., WALL, R.L. & STEVENS, J.R. (2018). The toad fly *Lucilia bufonivora*: its evolutionary status and molecular identification. *Medical and Veterinary Entomology* **1**: 131-139.

- ARIAS-ROBLEDO, G., WALL R, SZPILA K, SHPELEY D, WHITWORTH T, STARK T, KING, R.A. & STEVENS, J.R. (2019a). Ecological and geographical speciation in *Lucilia bufonivora*: The evolution of amphibian obligate parasitism. *International Journal Parasitology: Parasites and Wildlife* **10**: 218-230.
- ARIAS-ROBLEDO, G., STARK, T., WALL, R. L. STEVENS J.R. (2019b). The toad fly *Lucilia bufonivora*: its evolutionary status and molecular identification. *Medical and Veterinary Entomology* **33 (1)**: 131-139.
- ARTAMONOV, S.D. (1980). Landscape-biotopical arrangement and foodrelations of Far Eastern sarcophagids. *Transactions of the Siberian Division of the Academy of Sciences of the USSR* **2**: 29-36.
- ARTAMONOV, S.D. (1987) The grey flesh flies (Fam. Sarcophagidae). In: Soboleva, R.G. (Ed.), *Insects and mites of the Far East, with medico-veterinary importance*. Nauka, Leningrad, St Petersburg pp. 102–119.
- ATKINSON, W. D. (1994). Temperature and Organism Size - A Biological Law for Ectotherms? *Advances in Ecological Research* **25**, 1-58
- BALANYÁ, J., OLLER, J.M., HUEY, R. B., GILCHRIST, G.W. & SERRA, L. (2006). Global genetic change tracks global climate warming in *Drosophila subobscura*. *Science* **313**, 1773-1775.
- BALDASSI, L., HIPOLITO, M., SOUZA JUNIOR, F. L. D., & SOUZA, C.W.O.D. (1995). Clostridia presence in bullfrog (*Rana catesbeiana* Shaw, 1802) mouth myiasis lesions. *Boletim do Instituto de Pesca* **22**, 95-102.
- BENDER, B (2018). *Lucilia*-Befall (Myiasis) bei Erdkröten an einem Schutzzaun in Bielefeld in den Jahren 2014–2017. *Zeitschrift für Feldherpetologie* **25**, 1–6.
- BERGER, L., SPEARE, R., DASZAK, P., GREEN, D. E., CUNNINGHAM, A. A., GOGGIN, C. L., SLOCOMBE, R., RAGAN, M. A., HYATT, A. D., MCDONALD, K. R., HINES, H. B., LIPS, K. R., MARANTELLI, G. & PARKES, H. (1998). Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America. *Proceedings of the National Academy of Sciences* **95**, 9031-9036.

- BERNAL, X. E., RAND, A. S. & RYAN, M. J. (2006). Acoustic preferences and localization performance of blood-sucking flies (*Corethrella* Coquillett) to túngara frogs calls. *Behavioral Ecology* **17**, 709-715.
- BLAZUK, J. (2008). The cases of parasitism of *Lucilia bufonivora* Moniez 1876 on *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768) species in Pomorskie voivodeship. *Przegląd Zoologiczny* **52–54**, 127–130.
- BLAZUK, J. (2011) a. Przypadki pasożytnictwa muchy ropuszanek *Lucilia bufonivora* na osobnikach traszki grzebieniastej *Triturus cristatus* w województwie pomorskim. *Przegląd Przyrodniczy* **22**, 95-100.
- BLAZUK, J. (2011) b. Przypadki pasożytnictwa muchy ropuszanek *Lucilia bufonivora* na ropusze szarej *Bufo bufo* w Koszalinie. *Wszechświat* **112**, 195-197.
- BLEAKNEY, J. S. (1963). First North American record of *Bufolucilia silvarum* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae) parasitizing *Bufo terrestris americanus* Holbrook. *The Canadian Entomologist* **95**, 107-107.
- BOLEK, M. G. & COGGINS, J. R. (2002). Observation on Myiasis by the Calliphorid, *Bufolucilia silvarum*, in the Eastern American Toad (*Bufo americanus americanus*) from Southeastern Wisconsin. *Journal of Wildlife Diseases* **38**, 598-603.
- BOLEK, M. G. & JR. JONOVY, J. (2004). Observations on Myiasis by the Calliphorids, *Bufolucilia silvarum* and *Bufolucilia elongata*, in wood frogs, *Rana sylvatica*, from Southeastern Wisconsin. *Journal of Parasitology* **90**, 1169-1171.
- BONK, M. (2014). Stwierdzenia muchy ropuszanek *Lucilia bufonivora* Moniez 1876 na lubelszczyźnie i w małopolsce. *Wszechświat* **115**, 139-140.
- BOIE, F. (1865). Dipterologische Notizen. Insectenlarven in lebenden Kröten. *Verhandlungen der zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien* **15**, 241-242.
- BORTEIRO, C., BALDO, D., MARONNA, M.M., BAËTA, D., SABBAG, A.F., KOLENC, F., DEBAT, C.M., HADDAD, C.F.B., CRUZ, J.C., VERDES, J.M., UBILLA, M. (2008). Amphibian parasites of the Order Dermocystida (Ichthyosporidia): current knowledge, taxonomic review and new records from Brazil. *Zootaxa* **4461**, 499-518.

- BORNSCHEIN, M.R., PIE, M.R., TEIXEIRA, L. (2019). Conservation Status of *Brachycephalus* Toadlets (Anura: Brachycephalidae) from the Brazilian Atlantic Rainforest. *Diversity* **11**: 150.
- BUDNIK, M., & BRNCIC, D. (1981). Colonization of *Drosophila-subobscura* collin in Chile. Sociedad Biología de Chile, In: *Archivos de Biología y Medicina Experimentales* **14**, 19-20.
- BURGON, J D., HANCOCK, E. G. & DOWNIE, J. R (2012). An investigation into the *Amblyomma* tick (Acari: Ixodidae) infections of the cane toad (*Rhinella marina*) at four sites in northern Trinidad. *Living World, Journal of the Trinidad and Tobago Field Naturalists' Club*, 60–66.
- BUSH, A.O., LAFFERTY, K.D., LOTZ, J.M.; SHOSTAK, A.W. 1997. Parasitology meets ecology in its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* **83**, 575-583.
- BRNCIC, D. & BUDNIK, M. (1980). Colonization of *Drosophila subobscura* Collin in Chile. *Drosophila Information Service* **55**, 20.
- BREKA, K.V., PLEĆAŠ, M., VESOVIĆ, N., STOJANOVIĆ, K., DUDIĆ, B. & STAMENKOVIĆ, S.Z. (2024). Diet patterns of water green frogs (*Pelophylax esculentus* complex) in mixed population systems in Serbia. *Acta Herpetologica* **19**: 57–68.
- BRAGA, M.V., MENDONÇA, P.M., RODRIGO, R. B., BLOMQUIST, J.G., NOVO, S. P. C., DUTRA, J. M. F., SOUZA, S. M. & QUEIROZ, M. M. C. (2016). Identification of *Megaselia scalaris* (Loew, 1866) (Diptera: Phoridae) in mummified human body from Itacambira (MG), Brazil, using scanning electron microscopy and cuticular hydrocarbons, *Journal of Natural History* **50**, 1381-1388.
- BRIGGS, J. L. (1975). A Case of *Bufolucilia elongata* Shannon 1924 (Diptera: Calliphoridae) Myiasis in the American Toad, *Bufo americanus* Holbrook 1836. *The Journal of Parasitology* **61**, 412-412.
- BROWN, B.V., HASH, J. M., HARTOP, E. A., PORRAS, W. & AMORIM, D.S (2017). Baby killers: Documentation and evolution of scuttle fly (Diptera: Phoridae) parasitism of ant (Hymenoptera: Formicidae) brood. *Biodiversity Data Journal* **5**, 1-9.
- BRUMPT, E. (1934). Recherches experimentales sur la biologie de la *Lucilia bufonivora*. *Annales de Parasitologie* **2**, 81-97.

- CAMP, J. V. & IRBY, W. S. (2017). Molecular Confirmation of Frogs (Anura) as Hosts of Corethrellidae (Diptera) in the southeastern United States. *Journal of Insect Science* **17**, 95-95.
- CAMPIÃO, K. M., D. H. MORAIS, O. T. DIAS, A. AGUIAR, G. TOLEDO, L. E. R. TAVARES, & R. J. SILVA. (2014). Checklist of Helminth parasites of Amphibians from South America. *Zootaxa* **3843**: 1-93.
- CAMPBELL, A. (1999). Environment Australia. Biodiversity Group & Natural Heritage Trust (Australia). Declines and disappearances of Australian frogs. Edited by Alastair Campbell. Canberra, ACT: *Biodiversity Group, Environment Australia*. 239p.
- CARVALHO, C. J. B., COURI, M. S., PONT, A. C., PAMPLONA, D. M. & LOPES, S. M. (2005). A Catalogue of the Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region. *Zootaxa* **860**, 1–282.
- CARVALHO-FILHO, F. D. S., GOMES, J. O., MACIEL, A. O., STURARO, M. J. & SILVA, K. R. A. (2010). *Rhinella margaritifera* (NCN). Parasites. *Herpetological Review* **41**, 479-478.
- COSTA, J., ALMEIDA, C. E., ESPERANÇA, G. M., MORALES, N., MALLET, J. R. DOS S., GONÇALVES, T. C. M., & PRADO, A. P. (2007). First record of *Megaselia scalaris* (Loew) (Diptera: Phoridae) infesting laboratory colonies of *Triatoma brasiliensis* Neiva (Hemiptera: Reduviidae). *Neotropical Entomology* **36**, 987–989.
- COLLIN DE PLANCY, V. (1877) Note sur les insectes diptères parasites des batraciens. *Bulletin de la Société Zoologique de France* **2**: 249-257.
- COMMON, L. K., DUDANIEC, R. Y., COLOMBELLI-NÉGREL, D., & KLEINDORFER, S. (2020). Taxonomic Shifts in *Philornis* Larval Behaviour and Rapid Changes in *Philornis downsi* Dodge & Aitken (Diptera: Muscidae): An Invasive Avian Parasite on the Galápagos Islands. In M. Sarwar (Ed.), *Life Cycle and Development of Diptera*, 1-22.
- COURI, M. S., BARBOSA, L., MARINI, M., Â., DUCA, C., & PUJOL-LUZ, J. R. (2018). A new host for *Philornis torquans* (Diptera, Muscidae) from the Brazilian Cerrado. *Papéis Avulsos de Zoologia* **58**, 1-5.

- COURTNEY, G.W, PAPE, T., SKEVINGTON, J.H., SINCLAIR, B.J. (2017). Biodiversity of Diptera In: Foottit RG, Adler PH (eds) Insect Biodiversity: Science and Society. John Wiley & Sons Ltd, New Jersey, **1**, 229-278.
- CHARITY, S. & FERREIRA, J. M. (2020). Wildlife Trafficking in Brazil. Traffic International, Cambridge, United Kingdom. 140p.
- CRUMP, M. L. & POUNDS, J. A. (1985). Lethal Parasitismo of on Aposematic Anuran (*Atelopus varius*) by *Notochaeta bufonivora* (Diptera: Sarcophagidae). *The Journal of Parasitology* **71**, 588-591.
- DASGUPTA, B. B. (1962). On the myiasis of the Indian toad *Bufo melanosticus*. *Parasitology* **52**, 63-66.
- D'BASTIANNI, E., TEIXEIRA C. P., DE LA TORRE, G. M., DUDCZAK, A. C., DOS SANTOS, L. E., SILVA, A. L. F., ODA, F. H., MELLO-PATIU, C. A. & CAMPIÃO, K. M. (2020). How deadly sarcophagid fly larvae are for anurans? New interactions and review to Neotropical region. *Parasitology Research* **119**, 1415-1422.
- DUELLMAN, W.E. & TRUEB, L. (1986). Biology of Amphibians. New York: Mc Graw Hill. 800p.
- DISNEY, R. H. L. (1994). Scuttle Flies: The Phoridae. First Edition. Chapman & Hall, London. 467p.
- DODGE, H. R. (1968). The Sarcophagidae of Barro Colorado Island, Panama (Diptera). *Annals of the Entomological Society of America* **61**, 421-450.
- DOBSON, A. P. (1988). The population biology of parasite-induced changes in host behavior. *The Quarterly Review of Biology* **63**, 139-65.
- DOLMEN, D. (1978). Norwegian amphibians and reptiles, a preliminary distribution overview. *Fauna, Oslo* **31**, 165 - 174.
- DUARTE, E. R., ROCHA, F. T. D, TEIXEIRA, L. M., SILVA, R. B., NOGUEIRA, F. A., SILVA, N. O. & ALMEIDA, A. C. (2012). Ocorrência e tratamento de miíases cutâneas em ovinos criados em condições semiáridas no norte de Minas Gerais. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, **32**, 490–494.
- DUDANIEC, R.Y. & KLEINDORFER S. (2006). Effects of the parasitic flies of the genus *Philornis* (Diptera: Muscidae) on birds. *Emu-Austral Ornithology* **106**, 13-20.

- DUNCKER, V. G. (1891). Auffällige entwicklung von *Lucilia sylvarum meig.* *Biodiversity Herilage Library*, **11**, 453-455.
- DRABER-MONKO, A. (1981). Calliphoridae parasitica (Diptera) of Warsaw and Mazovia. Polish Academy of Sciences, Institute of Zoology. *Memorabilia Zoologica*, **35**: 123–129.
- EATON, B. R., MOENTING, A. E., PASZKOWSKI, C. A. & SHPELEY, D. (2008). Myiasis by *Lucilia sylvarum* (Colliphoridae) in Amphibian species in Boreal Alberta, Canada. *Journal of Parasitology* **94**, 949-952.
- EBERLE, G. (1937) Befall und Tötung von Erdkröten (*Bufo vulgaris*) durch Fliegenbrut. *Natur und Volk*, **67**: 250-254.
- EGGLETON, P. & BELSHAW, R. (1992). Insect parasitoids: An evolutionary overview. Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Series B: *Biological Sciences* **337**: 1–20.
- EL-HAWAGRY, M. S. A., EBRAHIM, A. M. E. & NADA, M. S. E. (2021). First detection of *Megaselia scalaris* (Loew) (Diptera: Phoridae) as a facultative endoparasitoid of *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control* **31**, 26-26.
- ESCOBAR-VARGAS, S., MARÍN MARTÍNEZ, M. & ZULUAGA ISAZA, J. C. (2016). Comunicación corta. Primer informe de huevos de carne de mosca (DIPTERA: SARCOPHAGIDAE) en *Pristimantis achatinus* (ANURA: CRAUGASTORIDAE) de Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural* **20**, 231–234.
- EIZEMBERG, R., SABAGH, L. T. & MELLO, R. S. (2008). First record of myiasis in *Aplastodiscus arildae* (Anura: Hylidae) by *Notochaeta bufonivora* (Diptera: Sarcophagidae) in the Neotropical. *Parasitology Research* **102**, 329-331.
- ELKAN, E. (1965). Myiasis in Australian frogs. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **59**, 51–54.
- EKOGRAPEN, S. L. (2002). Seguimiento de la población de sapo corredor (*Bufo calamita*) en Txingudi . *Informe anual* 1-6.
- DASGUPTA, B. B. (1962). On the myiasis of the Indian toad *Bufo melanostictus*. *Parasitology* **52**, 63-66.

- EVENHUIS, N. (2006): First record of the frog parasite genus *Batrachomyia* Kreffft from New Guinea (Diptera: Chloropidae). *Zootaxa* **1351**, 53-59.
- EVENHUIS, N.L. & PAPE, T. (2025). *Systema Dipterorum*, Version [6.3]. Accessed on 06 july, 2025.
- FOIL, L. D. (1989). Tabanids as Vectors of Disease Agents. *Parasitology Today* **5**, 88–96.
- FERREIRA, R. L., HENRIQUES, A. L., & RAFAEL, J. A. (2002). Activity of Tabanids (Insecta: Diptera: Tabanidae) Attacking the Reptiles *Caiman crocodilus* (Linn.) (Alligatoridae) and *Eunectes murinus* (Linn.) (Boidae), in the Central Amazon, Brazil. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz* **97**, 133–136.
- FERNÁNDEZ, J. M. & RUIZ DE AZUA, N. 2007. Insectos parásitos de ranas y sapos. *Quercus* **261**, 48-48.
- FISHER, M. C. & GARNER, T. W. J. (2020). Chytrid fungi and global amphibian declines. *Nature Reviews Microbiology* **18**, 332–343 (2020).
- FISCHER, L. M. & HOSSACK, B. R. (2025). Myiasis by the Toad Fly (*Lucilia bufonivora*: Calliphoridae) in Amphibians in Montana, USA. *Journal of Wildlife Diseases* **61**, 206-211.
- FRANCESCONI, F. & LUPI, O. (2012). Myiasis. *Clinical Microbiology Reviews* **25**, 79-105.
- FROST, D.R. 2025. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.2 (04 july 2025). Electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA.
- GARANIN, V.I. & SHALDYBIN, S.L. (1976). On parasitism of the larvae of *Lucilia bufonivora* Moniez, 1876, on anura. *Parazitologiya* **10**, 286-288
- GARDEN WILDLIFE HEALTH (GWH). (2020). Toad fly (*Lucilia bufonivora*). Available at: <https://www.gardenwildlifehealth.org/>. Access 02 May. 2021.
- GAULD, I. D. & B. BOLTON. (1988). The Hymenoptera Oxford, Oxford University Press, 332 p.
- GBIF.ORG (2025). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Disponível em: <https://doi.org/10.15468/39omei>. Accessed 13 august 2025.
- GERBER, V. R., MIT, L. & HERSCHEL, A. K. (1950). Goldfliegen (*Lucilia*) als Schmarotzer der Erdkröte *Zoologische Garten* **17**, 47-52.

- GEYLE, H. M., HOSKIN, C. J., BOWER, D. S., CATULLO, R., CLULOW, S., DRIESSEN, M., DANIELS, K., GARNETT, S. T., GILBERT, D., HEARD, G. W., HERO, J-M., HINES, H. B., HOFFMANN, E. P., HOLLIS, G., HUNTER, D. A., LEMCKERT, F., MAHONY, M., MARANTELLI, G., MCDONALD, K. R. & GILLESPIE, G. R. (2022). Red hot frogs: identifying the Australian frogs most at risk of extinction. *Pacific Conservation Biology* **28**, 211-223.
- GILCHRIST, G. W. & HUEY, R. B. (1999). The evolution of thermal sensitivity in ectotherms. *American Naturalist* **153**, S119-S136.
- GIRARD, M. (1876). *Lucilie bufonivore*, Moniez, Bulletin de la Société entomologique de France, 212.
- GISLÉN, T. & KAURI, H. (1959). Zoogeography of the Swedish amphibians and reptiles. *Acta Vertebratica* **1**, 197-397.
- GOODMAN, B.A & JOHNSON, P.T. (2011). Ecomorphology and disease: cryptic effects of parasitism on host habitat use, thermoregulation, and predator avoidance. *Ecology* **92**, 542-8.
- GOMES, F. B. R, JUNQUEIRA BATISTA, Á. F., ALVES MARTINS, I. & MOURTHE, I. (2018). *Boana polytaenia*. *Herpetological Review* **49**, 94.
- GÓMEZ-HOYOS, D. A., SUÁREZ-JOAQUI, T. & MARIN-GÓMEZ, O. (2012). Flesh fly myiasis (Diptera: Sarcophagidae) in *Pristimantis thectopternus* (Anura: Strabomantidae) from Colombia. *Herpetology Notes* **5**, 27-29.
- GORAYEB, I. & CAMPOS, C. E. (2018). Tabanidae (Diptera) da Amazônia. XXII. Primeiro registro de mutucas atacando teiú-branco, *Tupinambis teguixin* Linnaeus 1758 (Reptilia: Squamata: Teiidae). *Boletim Do Museu Paraense Emílio Goeldi - Ciências Naturais* **13**, 457-160.
- GOSÁ, A., RUBIO, X., ETXANIZ, M., LUENGO, A., GARCÍA-CARDENETE, L. & OCÉN, M. (2009). Probales casos de parasitismo de *Lucilia bufonivora* (Diptera: Calliphoridae) em anuros del norte ibérico. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* **20**, 112-117.
- GOVERSE, E. (2009). *Hyla arborea* (Tree frog): Blowfly Parasitism. *Herpetological Review* **40**, 71-71.

- GUIMARÃES, J. H., PAPAVERO, N., & PRADO, Â. P. D. (1982). As míiases na região neotropical (identificação, biologia, bibliografia). *Revista Brasileira De Zoologia* **1**, 239–416.
- GLAW, F., MORINIÈRE, J., GLAW, K. & DOCZKAL, D. (2014). Myiasis bei der Erdkröte (*Bufo bufo*) verursacht durch die Schmeißfliege *Lucilia ampullacea*. *Z Feld herpetol* **21**, 83-95.
- HADDAD, C. F. B. & PRADO, C. P. A. (2005). Reproductive Modes in Frogs and Their Unexpected Diversity in the Atlantic Forest of Brazil, *BioScience* **55**, 207–217.
- HAGMAN, T., PAPE, T. & SCHULE, R. (2005). Flesh fly myiasis (Diptera, Sarcophagidae) in Peruvian poison frogs genus *Epipedobates* (Anura, Dendrobatidae). *Phyllomedusa* **4**, 69-73.
- HALL, M. & WALL, R. (1995). Myiasis of humans and domestic animal. *Advances in Parasitology* **35**, 258-301.
- HALL, M.J., WALL, R.L. & STEVENS, J.R. (2016). Traumatic Myiasis: A Neglected Disease in a Changing World. *Annual Review of Entomology* **61**, 159-76.
- HASSINE, V. M. & ESCORIZA, D. (2014). *Bufo spinosus* in Tunisia: new data on occurrence, parasitism and tadpole morphology. *Herpetological bulletin* **127**, 22-32.
- HEDGES, S.B., DUELLMAN, W.E. & HEINICKE, M.P. (2008) New World direct-developing frogs (Anura: Terrarana): Molecular phylogeny, classification, biogeography, and conservation. *Zootaxa* **1737**, 1–182.
- HENDRIKX W. (1974). A case report of *Lucilia bufonivora* Moniez parasitizing *Bufo bufo* L. in the Netherlands. *Proceedings of the Third International Congress of Parasitology* **3**, 1668–1669.
- HENRIQUES, A. L., FERREIRA, R. L. M., VIDAL, J. F. & RAFAEL, J. A. (2000). *Betrequia ocellata* Oldroyd (Diptera, Tabanidae, Rhinomyzini) blood feeding on *Caiman crocodilus* (Linnaeus) (Crocodylia, Alligatoridae) in Manaus, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* **17**, 609-613.
- HENRIQUES, A. L. & RAFAEL, J. A. (2021). Diptera, Tabanomorpha. *Princípios básicos de entomologia médica*. Editora UFRN, Natal, Rio grande do Norte, 426-456.
- HERCZEG, D., UJSZEGI, J., KÁSLER, A., HOLLY, D. & HETTYEY, A. (2021) Host–multiparasite interactions in amphibians: a review. *Parasites & Vectors* **14**, 296.
- HESSE, E. (1906). *Lucilia* in *Bufo vulgaris* Laur.schmarotzend. *Biologisches Zentralblatt* **2**, 633-639.

- HESSE, E. (1908). *Lucilia* als Schmarotzer. *Biologisches Zentralblatt* **28**, 753-758.
- HESSE, E. (1919). *Lucilia* as Schmarotzer. *Zoologisch-Botanische Datenbank* **39**, 402-406.
- HINAIDY, H. K. & FREY, H. (1990). Neue myiasis-fälle bei tieren in Österreich. *Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie* **12**, 111–120.
- HINDLE, E. (1924). Myiasis in *Bufo regularis* caused by a Tabanid Larva. *Parasitology* **16**, 111-112.
- HIGGINS, B.F., LOPES, L.E., SANTANA, F.H.A., COURI, M. & PUJOL- LUZ J.R. (2005). Sobre a ocorrência de *Philornis angustifrons* e *P. deceptiva* (Diptera, Muscidae) em ninhos de *Suiriri affinis* e *S. islerorum* (Aves, Tyrannidae), no cerrado do Distrito Federal, Brasil. *Entomologia y Vectores* **12**: 127-131.
- HOFFMANN, A. A. & SGRÒ, C. M. (2011). Climate change and evolutionary adaptation. *Nature* **470**, 479-485.
- HOPE, F.W. (1840). On insects and their larvae occasionally found in the human body. *Transactions of the Entomological Society of London* **2**, 256-271.
- HOSKIN, C. J. & McCALLUM, H. (2007). Phylogeography of the parasitic fly *Batrachomyia* in the Wet Tropics of north-east Australia, and susceptibility of host frog lineages in a mosaic contact zone, *Biological Journal of the Linnean Society* **92**, 593–603.
- HOSNI, E.M., NASSER, M.G., AL-ASHAAL, S.A., RADY, M.H. & KENAWY, M. A (2020). Modeling current and future global distribution of *Chrysomya bezziana* under changing climate. *Science Reports* **10**, 1-10.
- HOSNI, E.M., AL-KHALAF, A.A., NAGUIB, R.M., AFIFY, A.E., ABDALGAWAD, A.A., FALTAS, E.M., HASSAN, M.A., MAHMOUD, M.A., NAEEM, O.M., HASSAN, Y.M. & NASSER, M.G. (2022). Evaluation of Climate Change Impacts on the Global Distribution of the Calliphorid Fly *Chrysomya albiceps* Using GIS. *Diversity* **14**, 1-10.
- HOUKES, T. (2013). "Dirty" creature with those big nostrils. Amphibian Monitoring Network. *RAVON Newsletter* **17**.
- HUGHES, D. F. (2014). *Lithobates clamitans melanota* (Northern Green Frog). *Myiasis. Herpetological Review* **45**, 305-305.

- IERSEL, R. Van. (1952). Een vijand van *Bufo bufo*? *Lacerta* **10**, 87-87.
- IUCN. (2025). The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2025-1. <https://www.iucnredlist.org>. Accessed on 18 august 2025.
- INTERGOVERNMENTAL PANEL ON CLIMATE CHANGE- IPCC. (2023). Summary for policymakers. In Climate Change 2023: Synthesis Report. *Contribution of Working Groups I, II and III to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change*. Paris, France.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group. (2023). State of the World's Amphibians: *The Second Global Amphibian Assessment*. Texas, USA.
- JAMES, M. T. & MASLIN, P. T. (1947). Notes on myiasis of the toad, *Bufo boreas boreas* Baird and Girard. *Journal of the Washington Academy of Sciences* **37**, 366-368.
- JANZEN, P. (1994). Heilungserfolg bei Erdkröten (*Bufo bufo*) mit *Lucilia*-Befall (Diptera: Calliphoridae). *Salamandra* **30**, 265–267.
- JANSSEN, I. (2002). De 'Paddenvlieg'. *Meetnet Amfibieën Mededelingen* **6**, 9–9.
- JIM, J. (1990). Notas sobre um caso de miíase em *Bufo paracnemis* (Amphibia, Anura, Bufonidae) causada por *Phaenicia eximia* (Diptera, Calliphoridae) In: *Resumos do XVII Congresso Brasileiro de Zoologia*, 338.
- JOHNSON, P.T. & SUTHERLAND, D. R. (2003) Amphibian deformities and Ribeiroia infection: an emerging helminthiasis. *Trends Parasitology* **19**, 332-335.
- JUNES, K., RUIZ, J., & QUISPITUPAC, E. (2019). Flesh-fy myiasis (Diptera: Sarcophagidae) in *Dendropsophus schubarti* (Anura: Hylidae) from Peru. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* **18**, 277-281.
- KRINSKY, W. L. (1976). Animal disease agents transmitted by horse flies and deer flies (Diptera: Tabanidae). *Journal of Medical Entomology* **13**, 225–275.
- KLUNZINGER, C. B. (1902). Über parasitische Fliegenmaden an einer Kröte. *Jahreshefte des Vereins für vaterländische Naturkunde in Württemberg* **58**, 371–379.
- KRAAIJ, R. & van LEEUWEN, T. (2012). Schubben & slijm. *RAVON nieuwsbrief* **11**.

- KREFT, G. (1864). Notes on the metamorphosis of a dipterous insect of the genus *Batrachomyia* (Macleay) the larvae of which is parasitical upon several species of Australian Frogs. *Transactions of the entomology Society of New South Wales* **1**, 100-101.
- KELEHEAR, C., IBÁÑEZ, R., RODRÍGUEZ, C., BUITRAGO, S. & DURANT-ARCHIBOLD, A. A. (2020). Sarcophagid Myiasis in the Bufonid *Rhinella alata* in Panama. *Journal of Wildlife Disease* **56**, 667-672.
- KEILIN, D. (1915-1916). Recherches sur les larves de Diptères Cyclorhaphes: cycle évolutif de "Pollenia rudis Fabr." parasite d'"*Allolobophora chlorotica* Sav.": biologie comparée des larves de Diptères. *Bulletin Scientifique de la France et de la Belgique*. Paris, France, p.184.
- KECK, F., PELLER, T., ALTHER, R., BAROUILLET, C., BLACKMAN, R., CAPO, E., CHONOVA, T., COUTON, M., FEHLINGER, L., KIRSCHNER, D., KNÜSEL, M., MUNERET, L., OESTER, R., TAPOLCZAI, K., ZHANG, H. & ALTERMATT F. (2025). The global human impact on biodiversity. *Nature* **641**: 395-400.
- KIDOV, A. A. (2010). Parasitism of larval *Lucilia bufonivora* on *Bufo verrucosissimus*. *Estestvennye i Tekhnicheskie Nauki* **3**, 99–101
- KOLLER, W. W., R. ANDREOTTI, A. M. ZANON, A. GOMES & J. C. BARROS. (2003). Mosca *Megaselia scalaris* (Loew) (Diptera: Phoridae), parasita do carrapato bovino *Boophilus microplus* (Canestrini): uma revisão. Campo Grande, Brazil: Embrapa Gado de Corte, pp. 34.
- KORDGES T. (2000). Starker Befall der Erdkröte (BM/O *bufo*) durch die Krötengoldfliege (*Lucilia bufonivora* MONIEZ, 1876). *Zeitschrift für Feldherpetologie* **7**, 211-218.
- KOSKELA, P., J. ITÄMIES, & S. PASANEN. (1974). *Lucilia bufonivora* Moniez (Dipt., Calliphoridae), a lethal parasite in *Rana temporaria* L. (Anura). *Annales Zoologici Fennici* **11**, 105–106.
- KURANOVA, V. N. (1998). Fauna i ekologiya zemnovodnykh i presmykayushichsia yugo-vostoka zapadnoi sibiri. *Tomsk (PhD., Univ. Tomsk)*.
- KURANOVA, V. N. & YARTSEV, V. V. (2020). Biodiversity of the Tomsk Oblast Region: Amphibians and Reptiles. Study Guide. *Tomsk: Publishing House of Tomsk State University*.

- KUZMIN, S. L. (2013). The Amphibians of the Former Soviet Union. 2nd revised edition. Sofia (Pensoft).
- KRAUS, F. (2007). Fly parasitism in Papuan frogs, with a discussion of ecological factors influencing Evolution of life-history differences. *Journal of Natural History* **41**, 1863-1874.
- KREFFT G. (1864). Notes on the metamorphosis of a dipterous insect of the genus *Batrachomyia* (MacLeay), the larva of which is parasitical upon various species of Australian frogs. *Transactions of the entomological Society of New South Wales* **1**, 100–101.
- KRYGER, J. P. (1921). *Lucilia sylvarum* Meig. som Snylter paa *Bufo vulgaris*. *Videnskabelige meddeleser Dansk Naturhist. Forening i Kjøbenhavn* **72**, 99-113.
- LABOULBÈNE, A. (1862). Sur les larves de diptères trouvées dans les tuniques de l'estomac, les replis péritonéaux et la paroi abdominale chez des grenouilles. In *Annales de la Société entomologique de France* **4**, 14-16.
- LADA, G. A. (2009). On amphibian parasite *Lucilia bufonivora* (Insecta, Diptera, Calliphoridae) in Tambov region. *Current Studies in Herpetology* **9**, 62–64.
- LEDO, R. M. D., BARROS, R. M. DE, PUJOL-LUZ J. R. (2012). Sarcophagidae and Calliphoridae related to *Rhinella schneideri* (Anura, Bufonidae), *Bothrops moojeni* (Reptilia, Serpentes) and *Mabuya frenata* (Reptilia, Lacertilia) carcasses in Brasília, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* **56**, 377–380.
- LEHANE, M.J. (2005). Transmission of parasites by blood-sucking insects. In: *The Biology of Blood-Sucking in Insects*. Cambridge University Press, Cambridge, England, 150-201.
- LEMCKERT, F. (2000). Parasitismo of the Common Eastern Froglet *Crinia signifera* by flies of the genus *Batrachomia* (Diptera: Chloropidae): Parasitism rates and the influence on frog condition. *Australian Zoologist* **31**, 492-495.
- LEMOS, G. F, MALAGOLI, L. R. & LOURENÇO-DE-MORAES, R. (2019). Myiasis in three species of *Bokermannohyla* (Hylidae, Anura). *Herpetological Bulletin* **150**, 37-38.
- LESTAGE, J. A. (1926) La batrachomyase. Quelques mots sur les crapauds devores vivants par les larves de mouches. *Les Naturalistes belges* **7**, 157-163.

- LIMEIRA-DE-OLIVEIRA, F., RAFAEL, J. A. & HENRIQUES, A. L. (2002). *Phorcotabanus cinereus* (Wiedemann, 1821) (Diptera, Tabanidae), an Ornithophilic Species of Tabanid in Central Amazon, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* **97**, 839–842.
- LINDNER, E. (1924). Zur Biologie von *Lucilia silvarum* Meig. Zeitschrift f. wiss. Ins. *Biologie* **19**, 157-159.
- LINDNER, E. (1958). *Batrachomyia mertensi*, ein neuer australischer Froschparasit (Chloropidae, Dipt.). *Senckmbergiana bioi* **39**, 191.
- LOPES, H. S. & VOGELSANG, E. C. (1953). *Notochaeta bufonivora* n sp., Parasita de *Bufo granulosus* Spix em Venezuela (Diptera Sarcophagidae). *Anais da Academia Brasileira de Ciências* **25**, 139-143.
- LOPES, H. D. S. (1981). Notes on American Sarcophagidae (Diptera). *Revista Brasileira de Biologia* **41**, 149-152.
- LÓPEZ, C. A., PEREIRA, T. P. L., ANTÚNEZ, M. G. & PEICHOTO, M. E. (2016). Myiasis in the Neotropical amphibian *Hypsiboas caingua* (Anura: Hylidae) by *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae). *Herpetological Bulletin* **138**, 18–20.
- LÓPEZ, C. A. (2019). Miasis por *Megaselia scalaris* en dos especies de anuros de la Selva Atlántica, provincia de Misiones (Argentina). *Herpetological Natural History* **6**, 78-150.
- LÓPEZ, C. A. & NAZER, S. J. E. (2009). Anfíbios y Reptiles de la Reserva Privada yaguaroundí (Misiones, Argentina). *Boletín de La Sociedad Zoológica Del Uruguay* **18**, 13-24.
- LÖWEGREN, Y. (1938). Några fall av batrachomyiasis hos paddor i Sverige för. *Opuscula Entomologica* **3**, 10-10.
- LUEDTKE, J. A., CHANSON, J., NEAM, K., HOBIN, L., MACIEL, A. O., CATENAZZI, A., BORZÉE, A., HAMIDY, A., AOWPHOL, A., JEAN, A., SOSA-BARTUANO, Á., FONG, G. A., DE SILVA, A., FOUQUET, A., ANGULO, A., et al. (2023). Ongoing declines for the world's amphibians in the face of emerging threats. *Nature* **622**, 308-314.
- LUZ, H. R., FERREIRA, I. & MOYA-BORJA, G. E. (2013). Effects of the parasitic flies of the genus *Philornis* (Diptera: Muscidae) on *Pitangus sulphuratus* (Tyrannidae) in the State of Rio de Janeiro *Brazilian Journal of Veterinary Medicine* **35**, 136-140.

- LYABZINA, S. & UZENBAEV, S. (2014). On the invasion of the parasitic fly *Lucilia bufonivora* (Diptera, Calliphoridae) on the common frog. *Principy èkologii* **3**, 33–39.
- MALKMUS, R. (1975). Zur Biologie und Verbreitung der Kröten im Spessart. *Abhandlugen des Naturwissenschaftlichen Vereins Würzburg* **16**, 49-73.
- MANNA, S. (2020). Lacerated Myiasis by Blowfly on *Bufo melanostictus* Schneider, 1799 in West Bengal, India. *International Journal of Recent Scientific Research* **11**, 39479-39482.
- MÁRQUEZ, R. & BOSCH, J. (1997). Female preference in complex acoustical environments in the midwife toads *Alytes obstetricans* and *Alytes cisternasii*. *Behavioral Ecology* **8**, 588–594.
- MARTEL, A., SPITZEN-VAN DER SLUIJS, A., BLOOI, M., BERT, W., DUCATELLE, R., FISHER, M. C., WOELTJES, A., BOSMAN, W., CHIERS, K., BOSSUYT, F. & PASMANS, F. (2013). *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* **110**, 15325–15329.
- MARTINS, B., BARBOSA, L.S. & Mathielo. R.S. (2022). First record of myiasis in *Physalaemus cuvieri* Fitzinger, 1826 (Anura: Leptodactylidae) by Diptera. *Cuadernos De Herpetología* **36**, 2-2.
- MASALYKIN, A.I. (1997). On the distribution and biology of the amphibian parasite *Lucilia bufonivora* in the Voronezh Nature Reserve. Problems of conservation and assessment of the state of natural complexes and objects: *Proceedings of the scientific-practical conference*. Voronezh: Voronezh University Publishing House, p. 153.
- MCALPINE, D.K. (1955). The genus *Batrachomyia* (Diptera: Chloropidae). Unpublished PhD. Thesis. University of Sydney, Australia.
- MCKEEVER, S. (1977). Observations of *Corethrella* feeding on tree frogs (Hyla). *Mosquito News* **37**, 522–523.
- MEBS, D., PETSCHENKA, G., POGODA, W., TOENNS, S. W., AMEDT, J., ZAJAC, B. K. & DOBLER, S. (2014). Amphibian myiasis. Blowfly larvae (*Lucilia bufonivora*, Diptera: Calliphoridae) coping with the poisonous skin secretion of the common toad (*Bufo bufo*). *Chemoecology* **24**, 159-164.

- MEDEM, F. (1981). Tabanids (Diptera: Tabanidae) as ectoparasites on caimans (Crocodylia: Alligatoridae) in eastern Colombia. *Cespedesia* **10**, 123-191.
- MEDINA, D., RIVERA, M., COSSIO, R., MEDINA, E. & BERMÚDEZ, S. (2009). Primer registro de miasis por Sarcophagidae (Diptera: Oestraidea) en *Hyalinobatrachium fleischmanni* (Anura: Centrolenidae) de Panamá. *Revista Mexicana de Biodiversidad* **80**, 263-264.
- MELLO-PATIU, C. A. & DE LUNA-DIAS, C. (2010). Myiasis in the Neotropical amphibian *Hypsiboas beckeri* (Anura: Hylidae) by a new species of *Lepidodexia* (Diptera: Sarcophagidae). *Journal of Parasitology* **96**, 685-688.
- MERTENS, R. (1921). Zoologische Streifzüge in Rumänien. Bl. *Aquarien Terrarienkde* **32**, 247-252; 311-314; 323-327.
- MERTENS, R. (1950). Fliegenmaden als Schmarotzer der Kröten. Wochenschr. *Aquarien Terrarienkde* **44**, 218.
- MEINERT, F. (1889). Larvae *Luciliae* sp. in orbital *Bufo vulgaris*. *Entomologische Meddelelser* **2**, 89-96.
- MELLO-PATIU, C. A. & LUNA-DIAS, C. (2010). Myiasis in the Neotropical Amphibian *Hypsiboas beckeri* (Anura: Hylidae) by a new species of *Lepidodexia* (Diptera: Sarcophagidae). *Journal of Parasitology* **96**, 685-688.
- MERCIER, L. (1929). Quelques Calliphorinae, types d'espèces jointives capturées à Luc-sur-Mer. *Bulletin de la Société linnéenne de Normandie* **8**, 10-13.
- MEISTERHANS, K. & H. HEUSSER (1970). *Lucilia* Befall an vier Anuren-Arten (Dipt. Tachinidae). *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft* **43**, 41-44.
- MONIEZ, R. (1876) Un Diptère parasite du crapaud (*Lucilia bufonivora* n. sp.). *Bulletin scientifique, historique et littéraire du département du Nord et des pays voisins, Lille* **8**, 25-27.
- MOON, R. D. (2002). 14- MUSCID FLIES (Muscidae). In Mullen, G & Durden, L. Academic Press. *Medical and Veterinary Entomology* , 279-301.
- MOORE, M., JEAN FRANCOIS SOLOFO NIAINA FIDY, J. & EDMONDS, D. (2015). The new toad in town: Distribution of the Asian toad, *Duttaphrynus Melanostictus*, in the Toamasina area of eastern Madagascar. *Tropical Conservation Science* **8**, 440-455.

- MORTENSEN, R. C. (1892). *Lucilia sylvarum* Meig. Als Schmarotzer na *Bufo vulgaris*. *Zoologischer Anzeiger* **392**, 193-195.
- MORGAN, E.R & Wall, R. (2009). Climate change and parasitic disease: farmer mitigation? *Trends in Parasitology* **25**: 308-313.
- MULIERI, P. R., SCHAEFER, E. F., DURÉ, M. I. & GONZÁLEZ, C. E. (2018). A new flesh fly species (Diptera: Sarcophagidae) parasitic on leptodactylid frogs. *Parasitology Research* **117**, 809-818.
- MÜLLER, G. A., LEHN, C. R., BEMVENUTI, A. & MARCONDES, C. B. (2015). First report of myiasis (Diptera: Sarcophagidae) in anuran of Leptodactylidae (Amphibia). *Revista Colombiana de Ciência Animal* **7**, 217-220.
- MURAOKA, T. R. (2019). Tráfico de fauna silvestre pelos correios no Brasil: Uma análise quantitativa e qualitativa. *Dissertação de mestrado*. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Santa catarina, Brasil.
- NEUMANN, V. & F. MEYER (1994). *Lucilia bufonivora* Moniez, 1876—ein euryxener Amphibienparasit (Insecta: Diptera: Calliphoridae). *Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin. Zoologisches Museum und Institut für Spezielle Zoologie (Berlin)* **70**, 331-341.
- NIJS, J. (1984). *Bufolucilia bufonivora* (Diptera, Calliphoridae), a lethal parasite in the common European toad, *Bufo bufo* (Anura, Bufonidae). *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* **19**, 101–102.
- NOBLET, G. P. & YABSLEY, M. J. (2000). The Good and the Bad: Symbiotic Organisms From Selected Hosts. In S. J. Karcher (Ed.), *Tested Studies for Laboratory Teaching: Proceedings of the 22nd Workshop/Conference of the Association for Biology Laboratory Education (ABLE)* Clemson University **22**, 121-156.
- OPATRNY, E. (1985). A case of myiasis in *Bufo calamita*. *Akvárium, terárium* **28**, 30.
- OLIVEIRA, R. M., MENDES, C. V. DE M., RUAS, D. S., SOLÉ, M., PINHO, L. C. & REBOUÇAS, R. (2012). Myiasis on *Hypsiboas atlanticus* (Caramaschi and Veloso, 1996) (Anura: Hylidae) from Southern Bahia, Brazil. *Herpetology Notes* **5**, 493-494.
- OTRANTO, D. & STEVENS, J. R. (2002). Molecular approaches to the study of myiasis-causing larvae. *International Journal for Parasitology* **32**, 1345-1360.

- PAREDERO, R. C. B., GIFFU, M. M. & NEVES, P. A. (2017). Primeiro caso de Miíase em *Leptodactylus fuscus* e tratamento em *Scinax fuscovarius*. In: Anais do congresso brasileiro de herpetologia. *Anais eletrônicos*. Campinas, São Paulo, Brazil.
- PENGILLEY, R. (1992). Natural history of *Pseudophryne* spp. (Anura: Myobatrachidae) in the southern highlands of N.S.W., Australia. *Sydney Basin Naturalist* **1**, 9–29.
- PINTO, K. C., PADILHA, B. C., CRUZ, L. S. S., BATISTA, G. A., ROSSI, M. D. P., MARTINS, D. L., VAZ-SILVA, W. & NEVES, J. M. (2017). Myiasis caused by Sarcophagidae fly in *Dryaderces inframaculata* (Boulenger, 1882) (Anura: Hylidae) in the north of Mato Grosso, Brasil. *Herpetology notes* **10**, 147-149.
- PIE, M.R., MEYER, A.L.S., FIRKOWSKI, C.R., RIBEIRO, L.F. & BORNSCHEIN, M.R. (2013). Understanding the mechanisms underlying the distribution of microendemic montane frogs (*Brachycephalus* spp., Terrarana: Brachycephalidae) in the Brazilian Atlantic Rainforest. *Ecological Modelling* **250**, 165–176.
- POVOLNÝ, D. & YURIY, V. (1997). The Flesh-Flies of Central Europe (Insecta, Diptera, Sarcophagidae). *Spixiana Supplement. Pfeil Verlag* **24**, 1-260.
- PORTSCHINSKY J. (1898). Biologie des mouches coprophages et nécrophages, 2e partie. Etudes sur la *Lucilia bufoni vora* Moniez, parasite des batraciens anoures. *Horae Societatis Entomologicae Ross* **32**, 225-225.
- POUNDS, J. A. & CRUMP, M. L. (1987). Harlequin frogs along a Tropical Montane Stream: Aggregation and the risk of predations by Frog-Eating Flies. *The Association for Tropical Biology and Conservation* **19**, 306-309.
- POULIN, R. & MORAND, S. (1999). Geographical distance and the similarity among parasite communities of conspecific host populations. *Parasitology* **119**, 369-374.
- PHILIP, C. B. (1983). A unique, divergent developmental dependence of a Galapagos tabanid (Diptera, Tabanidae). *The Wasmann Journal of Biology* **41**, 47-49.
- PHILIP, C. B. (1986). A collection of four species of Tabanidae flies taken from a Anaconda snake in Peru in May 1984. *The Pan-Pacific Entomologist* **63**, 23-23.

- PLANCY, V. C. (1877). Note sur les insectes diptères parasites des batraciens. *Bulletin de la Société Zoologique de France* **2**, 249-257.
- PREUDHOMME DE BORRE, A. (1876). Sur un crapaud dévoré vivant par des larves des Muscides. *C.r. Socété Entomology Belgique*. **19**, LXIV.
- PRICE, P. W. (1977). General concepts on the evolutionary biology of parasites. *Evolution* **31**, 405-420.
- PRYOR, G.S. & BJORNDALE, K.A. (2005) *a*. Effects of the nematode *Gyrinicola batrachiensis* on development, gut morphology, and fermentation in bullfrog tadpoles (*Rana catesbeiana*): A novel mutualism. *Journal of Experimental Zoology* **303A**, 704-712.
- RAAIJMAKERS, T. (2014). Een groene kikker met een paddenparasiet. *Ravon* **16**, 29-30.
- RADKIEWICZ, J. (1969). Nowe stanowiska copuchy paskowki na Ziemi Lubuskiej. *Przegląd Zoologiczny* **13**, 205-208.
- REICHENBACH-KLINKE, H. & ELKAN, E. (1965). The principal diseases of lower vertebrates. *Academic Press*, London and New York, pp. 597.
- RIBEIRO, L.F.; BORNSCHEIN, M.R.; BELMONTE-LOPES, R.; FIRKOWSKI, C.R.; MORATO, S.A.A. & PIE, M.R. (2015). Seven new microendemic species of *Brachycephalus* (Anura: Brachycephalidae) from southern Brazil. *PeerJ* **3**, 1-35.
- RICHARDS, O. W. (1926). Notes on the British species of *Lucilia* (Diptera). *Translation of the Royal Entomological Society of London* **74**, 255–260.
- RIEDEL, W. S. (1988): Die Wirbeltiere des Bannwaldes Eisenbachhain im Schönbusch. *Veröffentlichungen für Naturschutz und Landschaftspflege* **63**, 151–162.
- ROBERTS W. (1998). The calliphorid fly (*Bufolucilia sylvarum*) parasitic on frogs in Alberta. *Alberta Naturalist* **28**, 48-48.
- ROSTAND, J. (1933). La vie des crapauds. *Les Livres de Nature*. Librairie Stock. Paris, France pp. 220.
- ROY, P. & DASGUPTA, B. (1977). *Sarcophaga ruficornis* Fabr. (Sarcophagidae: Diptera) as a parasite of the common Indian toad. *Proceedings/ Indian Academy of Sciences* **86**, 207-209.
- SAARI, S., NÄREHAHO, A. & NIKANDER, S. (2019). Insecta. In: Pathology and epidemiology of myiasis in animals. *Academic Press*, London.

- SALAZAR, A. D., GOSA, A., RUBIO, X. & DÍAZ, B. (2012). *Lucilia bufonivora*, díptero parásito de anuros en la Selva de Irati (Navarra). *Revista Española de Herpetología* **6**, 45-48.
- SALAZAR-SAAVEDRA, M. (2017). *Teratohyla pulverata* (Peters, 1873). Parasitism. *Mesoamerican Herpetology, Nature Notes* **4**, 921-923.
- SANDNER, H. (1955). *Lucilia bufonivora* Moniez, 1876 (Diptera) w Polsce. *Acta Parasitologica Polonica* **2**, 319-329.
- SATTMANN, H. (1981). Über die Helminthenfauna einiger Frösche aus einem Fischteich in der Südsteiermark (Nemathelminthes, Plathelminthes und Amphibia). *Mitteilungen der Abteilung für Zoologie des Landesmuseums Joanneum, Graz* **10**, 135-137.
- SEHNAL P., BENYR G., RATHBAUER F., PROY C., BENYR C. & GUTTMANN T. (1996). Herpetologische Bestandserhebung im militärischen Sperrgebiet Allentsteig (Niederösterreich). *Herpetozoa* **9**, 3-18.
- SILANTEV, A. A. (1898). Zoologicheskije issledovanija i nabludenija 1894–1898 godov. *Zoological studies and observations in the years 1894–1898*. Department of Forestry, St. Petersburg.
- SILVA, R. J. D., PRADO, A. P. D., RODRIGUES, R. R., LOPES, C. A. & GODOY, W. A. C. (1999). *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) causing myiasis in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes: Viperidae) in Brazil. *Journal of medical entomology* **36**, 630-630.
- SILVA, I. C. O., DE CARVALHO, S. S., CERON, K., SANTANA, D. J. & TAVARES, L. E. R. (2019). A case of Dipteran parasitism in *Trachycephalus typhonius* (Anura: Hylidae), with a summary of myiasis parasitism in anurans. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* **18**, 283-292.
- SILVA, P., JARAMILLO, C. A. & BERNAL, X. E. (2014). Feeding Site Selection by Frog-Biting Midges (Diptera: Corethrellidae) on Anuran Hosts. *Journal of Insect Behavior* **27**, 302–316.
- SOUZA-JÚNIOR, F. L., SOUZA, C. W. O., HIPOLITO, M., BALDASSI, L. & MARTINS, M. L. (1989). Cases of Buccal myiasis in the bullfrog (*Rana catesbiana* Shaw 1802), with larvae of *Notochaeta* sp. Aldrich, 1916 (Diptera: Sarcophagidae) in São Paulo, Brazil. Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* **84**, 517-518.

- SOUZA-PINTO, F. C., FRANÇA, I. F., & MELLO-PATIU. (2015). Brief description of myiasis cases in three amphibian species from Atlantic Forest located in the central region of the state of Minas Gerais, Brasil. *Herpetology Notes* **8**, 287-290.
- SOUZA, F. C., GHIROTTTO, V. M., POLLETINI NETO, A., ANJOS, C. S., SILVA, A. L. F., LINGNAU, R., CECCON, E. S., MELO-PATIU, C. A., SOLÉ, M., DANTAS, S. P., BORTEIRO, C., RODRIGUES, D. J., GUERRA, V., DRUMMOND, L. O., MARTINS, M., FARHAT, C., ÁVILA, R. W., REIS, C., TINOCO, R. G., NEVES, P. Á. B. A., ALEXANDRE, C., TAFNER, A. G., GORDO, M., ALMEIDA, A., BJORN-EINAR, N., SPERNADIO, W. V., PAREDERO, R. C. B., WACHLEVSKI, M., CAMPIÃO, K. M., SOARES, M. M. M., CARVALHO-FILHO, F. S., KAEFER, I. L., MALTA, J. C. O., MENIN, M., ODA, F. H. (2025). Myiasis-causing flies in anurans: new interactions, geographic distribution, and an updated list of records in the Neotropics. *Biologia* **80**, 1-24.
- SOWIG, P. & LAUFER, H. (2007). Erdkröte–*Bufo bufo* (Linnaeus, 1758). Die Amphibien und Reptilien Baden-Württembergs. *Eugen Ulmer, Stuttgart* 311-334.
- SCHELL, C. B. & BURGIN, S. (2001). *Batrachomyia strigapes* (Diptera) parasitismo of *Uperoleia laevigata* (Anura). *The Journal of Parasitology* **87**, 1215-1216.
- SCHMIEDEHAUSEN, S. (1990). Untersuchungen zur Populationsökologie der Geburtshelferkröte *Alytes obstetricans* (LAURENTI, 1768), mit besonderer Beachtung des Migrationsverhaltens. Diplomarbeit Friedrich-Wilhelms-Univ. Bonn. 115 S.
- SCHLÜPMANN, M. (1982). Bestand, Lebensraum und Lebensweise der Erdkröte (*Bufo bufo*) im Hohenlimburger Raum (MTB 4611). *Natur und Heimat* **42**, 65-81.
- SCHWARTZ, C.A. & SEBBEN, A. (1992). Predação de *Brachycephalus ephippium* (Amphibia, Anura, Brachycephalidae) por larvas de *Notochaeta bufonivora* (Diptera, Sarcophagidae). In *Proceedings of the XII Congresso Latino-Americano de Zoologia e XIX Congresso Brasileiro de Zoologia*, Belém, Brasil p. 119.

- SKUSE, F. A. A. (1889). Description of a new genus (*Batrachomyia*, WS Macleay,MS.), and two species of dipterous insects parasitic upon Australian frogs. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales* **4**,171–177.
- SCHMIDT, P. & M. HACHTEL (2011): Wasserfrösche – *Pelophylax esculentus*-Komplex. in Handbuch der Amphibien und Reptilien Nordrhein-Westfalens. (Eds) Hachtel, M., M. Schlüpmann, K. Weddeling, B. Thiesmeier, A. Geiger & C. Willigalla. Bielefeld (Laurenti). Pp. 841–896.
- SCHEELE BC, PASMANS F, SKERRATT LF, BERGER L, MARTEL A, BEUKEMA W, ACEVEDO AA, BURROWES PA, CARVALHO T, CATENAZZI A, DE LA RIVA I, FISHER MC, FLECHAS SV, FOSTER CN, FRÍAS-ÁLVAREZ P, GARNER TWJ, GRATWICKE B, GUAYASAMIN JM, HIRSCHFELD M, KOLBY JE, KOSCH TA, LA MARCA E, LINDENMAYER DB, LIPS KR, LONGO AV, MANEYRO R, MCDONALD CA, MENDELSON J 3RD, PALACIOS-RODRIGUEZ P, PARRA-OLEA G, RICHARDS-ZAWACKI CL, RÖDEL MO, ROVITO SM, SOTO-AZAT C, TOLEDO LF, VOYLES J, WELDON C, WHITFIELD SM, WILKINSON M, ZAMUDIO KR, CANESSA S. (2019). Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. *Science* **363**, 1459-1463.
- SPENCE T. (1954). A taxonomic study of the females of the British *Lucilia* species (Diptera: Calliphoridae). *Proceedings of the Royal Entomological Society of London* **23**, 29-35.
- SPINELLI, G. R., SCHAEFER, E. F. & KEHR, A.I. (2002). First record of Biting Midges (Diptera: Ceratopogonidae) Attacking Frogs in the Neotropical Region. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* **104**, 527-528.
- STADLER, H. (1930). Über den befall einer kröte (*Bufo vulgaris* Laur.) durch die larven von *Lucilia sylvarum* Meig. Krankheitsgeschichte und Sektionsbefund. *Zeitschrift für Parasitenkunde* **2**, 360-367.
- STARK, T. (2017). Verspreidingonderzoek Reptielen en Amfibieën: meetprogramma's zoetwatervissen, reptielen, amfibieën – paddenvliegen slaan toe. *RAVON* **33**, 8.
- STARK, T. & VAN LEENINGEN, R. (2018). Paddenvlieg in de tuin. *RAVON* **37**, 21.

- STEVENS, J. P. & WALLMAN J. F. (2006). The evolution of myiasis in humans and other animals in the Old and New Worlds (Part I): phylogenetic analyses. *Trends in Parasitology* **22**, 129-136.
- STEVENS, J. R., WALLMAN, J. F., OTRANTO, D., WALL, R. & PAPE, T. (2006). The Evolution of myiasis in humans and other animals in the Old and New Worlds (part II): biological and life-history studies. *Trends in Parasitology* **22**, 182-188.
- STEWART, S. & FOOTE, R. H. (1974). An unusual infestation by *Phaenicia sericata* (Mg.) (Diptera: Calliphoridae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* **76**, 466-466.
- STUART, S.N, CHANSON, J.S, COX, N.A., YOUNG, B.E., RODRIGUES AS, FISCHMAN, D.L. & WALLER, R.W. (2004). Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science* **306**:1783-6.
- STRIJBOSCH, H. (1980). Mortality in a population of *Bufo bufo* resulting from the fly *Lucilia bufonivora*. *Oecologia* **45**, 285-286.
- SZENTIVANYI, T. & VINCZE, O. (2022). Tracking wildlife diseases using community science: an example through toad myiasis. *European Journal of Wildlife Research* **68**, 74 .
- TANG, Y., LI, Q., XIANG, L., GU, R., WU, Y., ZHANG, Y., BAI, X., NIU, X., LI, T., WEI, J.; PAN, G & ZHOU, Z. (2021). First Report on *Megaselia scalaris* Loew (Diptera: Phoridae) Infestation of the Invasive Pest *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in China. *Insects* **12**, 65-65.
- TASCHENBERG, E. L. & NEUMANN, C. W. (1929). *Die Insekten*. Verlag nicht ermittelbar, 7.
- TATON, E. (1877). Sur les diptères parasites de la *Rana esculenta*. *Bulletin de la Société zoologique de France* **2**, 259-265.
- TINSLEY, R.C. (1995). Parasitic disease in amphibians: control by the regulation of worm burdens. *Parasitology* **111**, 153-178.
- TYLER, M. J. (1968). Papuan hylid frogs of the genus *Hyla*. *Zoologische Verhandelingen* **96**, 1–203
- THOMPSON, M., BOLEK, M. & REA, R. (2021). Calliphorid Parasitism Causing Myiasis in Amphibians: A New Record for *Anaxyrus boreas* (Western Toad) in British Columbia, Canada. *Herpetological Review* **52**, 303–307.

- THYSSEN, P. J. (2009). Keys for Identification of Immature Insects. Current Concepts in Forensic Entomology, Dordrecht: *Springer Netherlands* 25–42.
- TRAVERS, S. L. & TOWENSEND, J. H. (2010). Myiasis on a Neotropical leaf frog *Agalychnis saltator* Taylor, 1955. *Herpetology Notes* **3**, 355-357.
- TRIPLEHORN, C. A., & JOHNSON, N. F. (2013). Estudo dos insetos. Cengage Learning, São Paulo. 809 p.
- TRUFANOVA, E.I. & KHITSOVA, E.I. (2001). Bioecology of Blow Flies (Calliphoridae) in the Middle Don Basin. *Voronezh State University*. Russian.
- VAN DIEPENBEEK, A. & HUIJBREGTS, H. (2011). De pad en zijn kwelgeest. *RAVON* **41**, 64-70.
- VAN DIEPENBEEK, A. (2021). Sluipmoordenaars op heterdaad betrapt. *RAVON* **23**, 26-27.
- VAN DIJK, P. P., CORTI, C., MELLADO, V. P. & CHEYLAN, M. (2004). *Duttaphrynus melanostictus*. *The IUCN red list of threatened species*.
- VAN HEERWAARDEN, B. & HOFFMANN, A. A. (2007). Global warming: fly populations are responding rapidly to climate change. *Current Biology* **17**, 16-18.
- VANIN, S., MAZZARIOL, S., MENANDRO, M. L., LAFISCA, A., & TURCHETTO, M. (2013). Myiasis by *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) in a python affected by pulmonitis. *Journal of medical entomology* **50**, 209–211.
- VÁZQUEZ-CORZAS, F. G., SANDOVAL-COMTE, A., HERNÁNDEZ-LÓPEZ, P., IBÁÑEZ-BERNAL, S., & PINEDA, E. (2018). First records of parasitoidism by Sarcophagidae flies (Diptera) on three amphibian species in Mexico. *Journal of Natural History* **52**, 2339 - 2350.
- VÉLEZ, M., RÖDEL, M. O., CARVAJAL, V., DONOSO, D. A. & GUERRA, M. A. (2025). First report of flesh-fly (Diptera: Sarcophagidae) myiasis in little-devil poison frog (Anura: Dendrobatidae) from Ecuador. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* **27**, 1-5.
- VESTJENS, W. J. M. (1958). Waarnemingen en infectie van *Lucilia bufonivora* in *Bufo calamita* Laur. *Entomologische Berichten* **18**, 38–40.
- VILLA, J. & TOWNSEND, D. S. (1983). Viable frog eggs eaten by phorid fly larvae. *Journal of Herpetology* **17**, 278– 81.

- VOGELNEST, L (1994). Myiasis in a Green Tree Frog *Litoria caerulea*. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians* **4**, 4-4.
- VOGEL, R. (1935). Beobachtungen über Zweiflügler (Diptera), insbesondere parasitische in Oberhessen. *Berichte der Oberhessenischen Gesellschaft für Natur. Naturw* **16**, 49–57.
- VON MAY, R., BIGGI, E., CARDENAS, H., ISABEL DIAZ, M., ALARCON, C., HERRERA, V., SANTA-CRUZ, R., TOMASINELLI, F., WESTEEN, E. P., SÁCHES-PAREDES, C. M., LARSON, J. G., TITLE, P. O., GRUNDLER, M. R., GRUNDLER, M. C., RABOSKY, A. R. D. & RABOSKY, D. L. (2019). Ecological interactions between arthropods and small vertebrates in a lowland Amazon rainforest. *Amphibian & Reptile Conservation* **13**, 65-77.
- VOYLES, J., YOUNG, S., BERGER, L., CAMPBELL, C., VOYLES, W. F., DINUDOM, A., COOK, D., WEBB, R., ALFORD, R. A., SKERRATT, L. F. & SPEARE, R. (2009). Pathogenesis of chytridiomycosis, a cause of catastrophic amphibian declines. *Science* **326**: 582-5.
- WEDDELING, K. & KORDGES, T. (2008). *Lucilia bufonivora*-befall (Myiasis) bei Amphibien in Nordrhein-Westfalen – Verbreitung Wirtsarten, Ökologie und Phänologie. *Zeitschrift für Feldherpetologie* **15**, 183-202.
- WEDDELING, K. (2014). Von Fliegen und Erdkröten: Myiasis bei Anuren im Drachenfelser Ländchen bei Bonn–Fliegenarten, Phänologie, Schlupferfolg und Dichteeffekte im Amphibienkadaver. *Zeitschrift für Feldherpetologie* **21**, 165-182.
- WELLS, K. D. (2007). The ecology and behavior of amphibians. *University of Chicago Press*. 1162p.
- WEIJENBERG H. (1866). Een paar Vragen. *Tijdschr voor Entomologie*. **9**, 94-94.
- WOMACK, M. C., STEIGERWALD, E., BLACKBURN, D. C., CANNATELLA, D. C., CATENAZZI, A., CHE, J., KOO, M. S., MCGUIRE, J. A., RON, S. R., SPENCER, C. L., VREDENBURG, V. T. & TARVIN, R. D (2022). State of the Amphibia 2020: A review of five years of amphibian research and existing resources. *Ichthyology & Herpetology* **110**, 638–661.
- WOLFF, B. G., WURM, E. & TRACY, L. (2013). *Pseudacris crucifer* (Spring Peeper) Myiasis. *Herpetological. Review* **44**, 498–499.

- WILLIAMS, C. R., WALLMA, J. F. & TYLER, M. J. (1998). Toxicity of green frog (*Litoria caerulea*) skin secretion to the blowflies *Calliphora styga* (Fabricius) and *Lucilia cuprina* (Wiedeman) (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Entomology* **37**, 85-89.
- WHITWORTH, T. (2014). A revision of the Neotropical species of *Lucilia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Calliphoridae). *Zootaxa* **3810**, 1-76.
- WHITWORTH, T. L., BOLEK, M. G. & ARIAS-ROBLEDO, G. (2021). *Lucilia bufonivora*, not *Lucilia silvarum* (Diptera: Calliphoridae), Causes Myiasis in Anurans in North America With Notes About *Lucilia elongata* and *Lucilia thatuna*. *Journal of Medical Entomology* **58**, 88–92.
- ZAVADIL, V. (1997). Zum parasitismus der Krötengoldfliege (*Lucilia bufonivora* MONIEZ, 1987) auf Erdkröten (*Bufo bufo*) – Abwehrverhalten und limitierende Faktoren. *Zeitschrift für Feldherpetologie* **4**, 1-12.
- ZUMPT, F. (1965). Myiasis in Man and Animals in the Old World: A Textbook for Physicians, Veterinarians and Zoologists. Butterworths & Co. Ltd, London.
- ZWART, P., DISNEY, R. H. L., BATIST, P. & MUTSCHMANN, F. (2005). The phorid “scuttle fly” (*Megaselia scalaris*) a threat to zoological collections and especially to amphibians? *Zoomed the Bulletin of the BVZS* **05**, 27-30.

Região	Amphibia				Diptera		País	Referência
	Família	espécie	IUCN		Família	espécie		
Australásia	Hylidae	<i>Sandyrana nullicedens</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	PNG	Tyler (1968)
		<i>Sandyrana infrafrrenatus</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965) & Evenhuis (2006)
					Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	NP	Zwart <i>et al.</i> , (2005) ¹
		<i>Nyctimystes</i> sp.	-		Chloropidae	<i>Batrachomyia krausi</i>	PNG	Kraus (2007)
		<i>Pelodryas caerulea</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia mertensi</i>	AUS	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965) & Evenhuis (2006), Vogelnest (1994)
		<i>Dryopsophus citropa</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Kreft (1864)
		<i>Spicicalyx genimaculata</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Hoskin & MacCallum (2007)
		<i>Rhyaconastes jungguy</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Hoskin & MacCallum (2007)
		<i>Spicicalyx myola</i>	CR		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Hoskin & MacCallum (2007)
		<i>Dryopsophus phyllochrous</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia nigratarsis</i>	AUS	Skuse (1889), McAlpine (1955)
		<i>Rhyaconastes wilcoxii</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Hoskin & MacCallum (2007)
	Limnodynastidae	<i>Heleioporus albopunctatus</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965) & Evenhuis (2006)
	Myobatrachidae	<i>Crinia signifera</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia atricornis</i>	AUS	Lemckert (2000)
						<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Kreft (1864), Elkan (1965)
		<i>Geocrinia laevis</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Elkan (1965)
		<i>Pseudophryne bibronii</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia quadrilineata</i>	AUS	Skuse (1889), Elkan (1965)
						<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Kreft (1864)
		<i>Pseudophryne corroborree</i>	CR		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Pengilley (1992)

		<i>Pseudophryne dendyi</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Elkan (1965)
		<i>Pseudophryne pengilleyi</i>	CR		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Lemckert (2000)
		<i>Uperoleia laevigata</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia strigipes</i>	AUS	Lemckert (2000), Schell & Burgin (2001)
		<i>Uperoleia marmorata</i>	DD		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	AUS	Kreft (1864)
	Ranidae	<i>Hylarana supragrisea</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia krausi</i>	PNG	Evenhuis (2006), Kraus (2007)
						<i>Batrachomyia</i> sp.	PNG	Kraus (2007)
		<i>Hylarana</i> sp.	-		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	PNG	Kraus (2007)
		<i>Hylarana volkerjane</i>	LC		Chloropidae	<i>Batrachomyia</i> sp.	PNG	Kraus (2007)
Indo-Malaia	Bufonidae	<i>Duttaphrynus melanostictus</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	IND	Manna (2020)
						<i>Lucilia porphyrina</i>	IND	Dasgupta (1962)
					Sarcophagidae	<i>Sarcophaga (Liopygia) ruficornis</i>	IND	Roy & Dasgupta (1977)
Neártica	Bufonidae	<i>Anaxyrus americanus</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	Briggs (1975), Bolek & Coggins (2002)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CAN	Bleakney (1963), Anderson & Benett (1963)
		<i>Anaxyrus boreas</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	James & Maslin (1947)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CAN	Eaton <i>et al.</i> , (2008),
					Calliphoridae	Undetermined	CAN	Thompson <i>et al.</i> , (2021)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	Fischer & Hossack, 2025

		<i>Anaxyrus hemiophrys</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CAN	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		<i>Anaxyrus</i> sp.	-		Calliphoridae	<i>Lucilia sericata</i>	USA	Stewart & Foote (1974)
	Hylidae	<i>Dryophytes versicolor</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia ilustris</i>	CAN	Anderson & Benett (1963)
		<i>Pseudacris crucifer</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	Wolff <i>et al.</i> , (2013)
		<i>Pseudacris maculata</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CAN	Roberts (1998), Eaton <i>et al.</i> , (2008)
	Ranidae	<i>Aquarana catesbeiana</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	Hall (1948)
		<i>Aquarana clamitans</i>	LC		Undetermined	Undetermined	USA	Hughes (2014)
		<i>Lithobates pipiens</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia ilustris</i>	CAN	Anderson & Benett (1963)
		<i>Boreorana sylvatica</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CAN	Roberts (1998), Eaton <i>et al.</i> , (2008)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	USA	Bolek & Janovy (2004)
Neotropical	Alsodidae	<i>Limnomedusa macroglossa</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Aromobatidae	<i>Anomaloglossus stepheni</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Bufonidae	<i>Atelopus varius</i>	CR		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	CRI	Crump & Pounds (1985), Pounds & Crump (1987)
		<i>Dendrophyniscus brevipollicatus</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Rhinella abei</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020), Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Rhinella alata</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	PAN	Kelehear <i>et al.</i> , (2020)
		<i>Rhinella crucifer x R. ornata</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)

		<i>Rhinella diptycha</i>	DD	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	BRA	Jim (1990)
				Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>	BRA	Ledo <i>et al.</i> , (2012)
				Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
				Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Rhinella humboldti</i>	-	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	VEN	Lopes & Vogelsang (1953)
		<i>Rhinella margaritifera</i>	LC	Undetermined	Undetermined	BRA	Carvalho-Filho <i>et al.</i> , (2010)
		<i>Rhinella marina</i>	LC	Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Rhinella ornata</i>	LC	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	ARG	López (2019)
		<i>Rhinella proboscidea</i>	LC	Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
				Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Brachycephalidae	<i>Brachycephalus ephippium</i>	LC	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Schwartz & Sebben (1992)
				Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Ischnocnema henselii</i>	LC	Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Craugastoridae	<i>Craugastor rhodopsis</i>	LC	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	MEX	Vázquez-Corzas <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Pristimantis achatinus</i>	LC	Sarcophagidae	Sarcophagidae	COL	Escobar-Vargas <i>et al.</i> , (2016)
		<i>Pristimantis thectopternus</i>	LC	Undetermined	Undetermined	COL	Gómez-Hoyos <i>et al.</i> , (2012)
	Centrolenidae	<i>Teratohyla pulverata</i>	LC	Sarcophagidae	Undetermined	NIC	Salazar-Saavedra <i>et al.</i> , (2017)

		<i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	PAN	Medina <i>et al.</i> , (2009)
	Cycloramphidae	<i>Thoropa taophora</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Dendrobatidae	<i>Ameerega bassleri</i>	VU		Undetermined	Undetermined	PER	Hagman <i>et al.</i> , (2005)
		<i>Ameerega cainarachi</i>	EN		Undetermined	Undetermined	PER	Hagman <i>et al.</i> , (2005)
		<i>Ameerega trivittata</i>	LC		Undetermined	Undetermined	PER	Hagman <i>et al.</i> , (2005)
					Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>		
		<i>Dendrobates tinctorius</i>	LC		Phoridae	<i>Megaselia scalis</i>	?	Zwart <i>et al.</i> , (2005) ¹
		<i>Oophaga sylvatica</i>	NT		Sarcophagidae	Undetermined	EC	Vélez <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Ranitomeya uakarii</i>	LC		Undetermined	Undetermined	PER	Von May <i>et al.</i> , (2019)
	Eleutherodactylidae	<i>Eleutherodactylus</i> sp.	-		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	PAN	Dodge (1968)
	Hylidae	<i>Agalychnis saltator</i>	LC		Undetermined	Undetermined	NIC	Travers & Townsend (2010)
		<i>Aplastodiscus arildae</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Eizemberg <i>et al.</i> , (2008)
		<i>Aplastodiscus leucopygius</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Aplastodiscus</i> sp.	-		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Callimedusa tomopterna</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Boana atlantica</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Oliveira <i>et al.</i> , (2012)
		<i>Boana beckeri</i>	DD		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) centenaria</i>	BRA	Mello-Patiu & Luna-Dias (2010)

		<i>Boana caingua</i>	LC		Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	ARG	López <i>et al.</i> , (2016)
		<i>Boana cinerascens</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Boana curupi</i>	LC		Undetermined	Undetermined	ARG	López & Nazer (2009)
		<i>Boana faber</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
					Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	ARG	López (2019)
		<i>Boana geographica</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Boana latistriata</i>	DD		Calliphoridae	Undetermined	BRA	Gomes <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Boana leptolineata</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Boana pulchella</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Boana semiguttata</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
		<i>Boana stenocephala</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia</i> or <i>Hemilucilia</i>	BRA	Gomes <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Bokermannohyla caramaschii</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Lemos <i>et al.</i> , (2019)
		<i>Bokermannohyla circumdata</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) fumipennis</i>	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
					Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>		
					Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Bokermannohyla hylax</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Lemos <i>et al.</i> , (2019), Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Bokermannohyla luctuosa</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)

					Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
					Undetermined	Undetermined	BRA	Lemos <i>et al.</i> , (2019)
		<i>Dendropsophus schubarti</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> sp.	PER	Junes <i>et al.</i> , (2019)
		<i>Dendropsophus leali</i>	LC		Undetermined	Undetermined	PER	Von May <i>et al.</i> , (2019)
		<i>Dryaderces inframaculata</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Pinto <i>et al.</i> , (2017)
		<i>Osteocephalus</i> cf. <i>leprieurii</i>	-		Undetermined	Undetermined	PER	Von May <i>et al.</i> , (2019)
		<i>Rheohyla miotympanum</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	MEX	Vázquez-Corzaz <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Scinax fuscovarius</i>	LC		Calliphoridae	Undetermined	BRA	Paredero <i>et al.</i> , (2017)
					Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
		<i>Scinax</i> sp. (gr. <i>ruber</i>)	-		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
			-		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
			-		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Scinax x-signatus</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Smilisca sordida</i>	LC		Undetermined	Undetermined	CR	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Trachycephalus typhonius</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Silva <i>et al.</i> , (2019)
	Leptodactylidae	<i>Adenomera andreae</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Adenomera diptyx</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>	ARG	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Adenomera marmorata</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
		<i>Adenomera</i> sp.	-		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)

			-		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Leptodactylus elenae</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>	ARG	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Leptodactylus fuscus</i>	LC		Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	BRA	Alcantara <i>et al.</i> , (2015)
					Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i>	BRA	
					Undetermined	Undetermined	BRA	Paredero <i>et al.</i> , (2017)
					Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Leptodactylus luctator</i>	-		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Müller <i>et al.</i> , (2015)
		<i>Leptodactylus rhodomystax</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Leptodactylus sertanejo</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Physalaemus cristinae</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>	ARG	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
		<i>Physalaemus cuvieri</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	Martins <i>et al.</i> , 2022
					Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		<i>Physalaemus lateristriga</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Microhylidae	<i>Elachistocleis surumu</i>	LC		Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Odontophrynidae	<i>Proceratophrys boiei</i>	LC		Sarcophagidae	Undetermined	BRA	D’Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
		<i>Proceratophrys</i> sp.	-		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	BRA	Lopes (1981)
	Ranidae	<i>Aquarana catesbeiana</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> sp.	BRA	Souza-Júnior <i>et al.</i> , (1989), Baldassi <i>et al.</i> , (1995)
					Undetermined	Undetermined	BRA	Souza <i>et al.</i> , (2025)

		<i>Lithobates berlandieri</i>	LC		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	MEX	Vázquez-Corzaz <i>et al.</i> , (2018)
Palearctica	Alytidae	<i>Alytes obstetricans</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	FRA	Brumpt (1934)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CHE	Meisterhans & Heusser (1970)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	DEU	Kordges (2000), Weddelling & Kordges (2008)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	NLD	Kraaij & van Leewen (2012)
	Bombinatoridae	<i>Bombina variegata</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia</i> sp.	DEU	Veith (1996)
	Bufonidae	<i>Bufo bufo</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	AUT	Sattmann (1981), Hinaidy & Frey (1990), Sehnal <i>et al.</i> , (1996)
					Undetermined	Undetermined	BEL	Preudhomme de Borre (1876)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	BEL	Nijs (1984)
					Sarcophagidae	<i>Angiometopa falleni</i>	BEL	Lestage (1926)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CZE	Boie (1865), Zavadil <i>et al.</i> , (1997)
					Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	DEU	Weddelling (2014)
						<i>Lucilia ampullacea</i>	DEU	Glaw <i>et al.</i> , (2014)
						<i>Lucilia bufonivora</i>	DEU	Klunzinger (1902), Hesse (1906, 1908, 1919), Lang (1973, pers. comm.) <i>fide</i> Malkmus (1975), Schlüpmann (1982), Schmiedehausen (1990) <i>fide</i> Kordges (2000), Neumann & Meyer (1994), Albrecht <i>et al.</i> , (1996), Kordges (2000),

							Sowig & Laufer (2007), Weddeling & Kordges (2008), Mebs <i>et al.</i> , (2014), Weddeling (2014), Bender (2018)
					<i>Lecilia sericata</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Lucilia silvarum</i>	DEU	Duncker (1891), Lindner (1924), Taschenberg & Neumann (1929) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994), Stlader (1930)
					<i>Lucilia</i> sp.	DEU	Gerber (1950), Janzen (1994)
				Fanniidae	<i>Fannia cunicularis</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Fannia manicata</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Fannia scalaris</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Fannia</i> sp.	DEU	Weddeling (2014)
				Muscidae	<i>Hydrotaea</i> sp.	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Muscina levida</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Muscina prolapsa</i>	DEU	Weddeling (2014)
					<i>Muscina stabulans</i>	DEU	Weddeling (2014)
				Calliphoridae	<i>Lucilia silvarum</i>	DNK	Mortensen (1892), Kryger (1921)
					<i>Lucilia</i> sp.	DNK	Meinert (1889-1890)
				Calliphoridae	Undetermined	ESP	Fernández & Ruiz de Azua (2007)
					<i>Lucilia bufonivora</i>	ESP	Gosa <i>et al.</i> , (2009), Salazar <i>et al.</i> , (2012)
				Calliphoridae	<i>Calliphora</i> sp.	FRA	Laboulbène (1862)

						<i>Lucilia bufonivora</i>	FRA	Moniez (1876), Girard (1876), Heim de Balsac (1933), Brumpt (1934)
						<i>Lucilia silvarum Girad</i>	FRA	Mercier (1928), Rostand (1933)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	NLD	Weijenberg (1866), Iersel (1952), Hendriks (1974), Strijbosch (1980), Janssen (2002), Diepenbeek & Huijbregts (2011), Raaijmakers (2014), Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018), Stark & van Leeningen (2018), Van Diepenbeek (2021, 2022)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	POL	Eberle (1937) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994), Sandner (1955), Bonk (2014)
					Muscidae	<i>Muscina pabulorum</i>	POL	Eberle (1937) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Portschinsky (1898), Garanin & Shaladybin (1976), Kuranova (1998), Lada (2009), Kuzmin (2013), Kuranova & Yartsev (2020)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	SWE	Löwegren (1939)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CHE	Meisterhans & Heusser (1970), Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	GBR	Richards (1926), Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
					Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	POL	Draber-Monko (1981)
		<i>Bufo bufo</i>	LC	NP	NP		BEL	Szentivanyi & Vincze, 2022

				NP	NP	CHE	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	DEU	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	FRA	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	GBR	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	LT	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	LU	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	NLD	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	POL	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	RUS	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	UK	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	UKR	Szentivanyi & Vincze, 2022
		<i>Bufo spinosus</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	TUN	Hassine & Escoriza (2014)
				NP	NP	ESP	Szentivanyi & Vincze, 2022
				NP	NP	BC	Szentivanyi & Vincze, 2022
		<i>Bufo</i> sp.	-	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	GBR	Spence (1954)
		<i>Bufo verrucosissimus</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Kidov (2010)
		<i>Bufo</i> <i>viridis</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	ROU	Mertens (1921, 1950) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
						RUS	Garanin (1971) <i>fide</i> Garanin & Shal'dybin (1976)
		<i>Epidalea calamita</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CZE	Opatrný (1985), Zavadil (1997)

				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	DEU	Kordges (2000), Weddeling & Kordges (2008)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	ESP	Ekogarapen (2002), Gosa <i>et al.</i> , (2009)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	FRA	Durrer & Ochsenbein (1989) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	NLD	Vestjens (1958), Houkes (2013)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	POL	Radkiewicz (1969)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	ROU	Mertens (1921, 1950) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	SWE	Löwegren (1939), Gislen & Kauri (1959) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CHE	Meisterhans & Heusser (1970)
		<i>Sclerophrys regularis</i>	LC	Tabanidae	Undetermined	EGY	Hindle (1924)
	Hylidae	<i>Hyla arborea</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	CHE	Meisterhans & Heusser (1970)
				Calliphoridae	<i>Lucilia silvarum</i>	DEU	Stadler (1930)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	NLD	van Zoest (2016)
					<i>Lucilia</i> sp.	NLD	Goverse (2009)
	Pelobatidae	<i>Pelobates fuscus</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia</i> sp.	DEU	Gerber (1950)
		<i>Pelobates vespertinus</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Silantev (1898) & Garanin (1971) <i>fide</i> Garanin & Shaldybin (1976), Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009), Trufanova & Khitsova (2001)
	Ranidae		LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	FRA	Taton (1877), Brumpt (1934)

	<i>Pelophylax esculentus</i> (complex)					DEU	Albrecht <i>et al.</i> , (1996), Weddeling & Kordges (2008), Schmidt & Hachtel (2011), Weddeling (2014)
						POL	Sandner (1955), Adamiak (1975)
						NLD	Raaijmakers (2014)
	<i>Pelophylax lessonae</i>	LC		Calliphoridae	<i>Calliphora</i> sp.	FRA	Laboulbène (1862)
					<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009)
	<i>Pelophylax perezi</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	ESP	Ekogarapen (2002), Gosá <i>et al.</i> , (2009)
	<i>Pelophylax</i> sp.	-		NP	Undetermined	NLD	Szentivanyi & Vincze, 2022
	<i>Rana amurensis</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Kuranova (1998), Kuzmin (2013), Kuranova & Yartsev (2020)
	<i>Rana arvalis</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	RUS	Portschinsky (1898), Garanin & Shaldybin (1976), Kuranova (1998), Trufanova & Khitsova (2001), Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009), Kuranova & Yartsev (2020)
	<i>Rana dybowskii</i>	NT		Sarcophagidae	Undetermined	RUS	Artamonov (1980, 1987) <i>fide</i> Povolný & Verves (1997)
	<i>Rana temporaria</i>	LC		Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	FIN	Koskela <i>et al</i> (1974)
						DEU	Vogel (1935), Riedel (1988), Kordges (2000), Weddeling & Kordges (2008)
						NLD	Stark (2017)
						NOR	Dolmen (1978)
						POL	Sandner (1955)

						RUS	Portschinsky (1898), Lyabzina & Uzenbaev (2014)
						SWE	Gislén & Kauri (1959)
				NP	NP	RUS	Szentivanyi & Vincze, 2022
	Salamandridae	<i>Lissotriton montandoni</i>	LC	NP	NP	POL	<i>Apud</i> Draber-Monko (2004)
		<i>Lissotriton vulgaris</i>	LC	Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	NOR	Dolmen (1978)
		<i>Triturus cristatus</i>	LC	Undetermined	Undetermined	FRA	Collin de Plancy (1877)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	POL	Błazuk (2011)
		<i>Salamandra salamandra</i>	VU	Undetermined	Undetermined	FRA	Collin de Plancy (1877)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	FRA	Keilin (1915), Brumpt (1934)
				Calliphoridae	<i>Lucilia bufonivora</i>	DEU	Weddeling & Kordges (2008)

Tabela 1. Registros de miíases em anfíbios causadas por larvas de dípteros, distribuídos entre as diferentes regiões zoogeográficas conforme a classificação proposta por Dinerstein et al. (2017).

Família de mosca	Espécie de mosca	Região anatômica no hospedeiro	Variação no corpo	Citação original do sítio de infestação	Referência bibliográfica
Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Calliphora sp.</i>	Interno	Estômago	Parede do estômago	Laboulbène (1862)
		Interno	Estômago	Parede do estômago	Laboulbène (1862)
	<i>Lucilia ampullacea</i>	Região anterior	Cabeça	Região gular, cabeça e flancos	Glaw <i>et al.</i> , (2014)
	<i>Lucilia bufonivora</i>	Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Boie (1865)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Adamiak (1975)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Albrecht <i>et al.</i> , (1996)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Albrecht <i>et al.</i> , (1996)
		Região anterior	Cabeça	Olho e ouvido direito	Anderson & Benett (1963)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)

		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Arias-Robledo <i>et al.</i> , (2018)
		Região anterior e interior	Cabeça e membro posterior	Pescoço, estômago, patas traseiras e narinas	Bender (2018)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błażuk (2011)

		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Błazuk (2011)
		Região anterior	Cabeça	Tímpano e borda adjacente da glândula parótida	Bleakney (1963)
		Região anterior e posterior	Cabeça e membro posterior	Glândula paratoide, costas, pescoço, membros anteriores esquerdo e membros posteriores	Bolek & Coggins (2002)
		Região posterior	Quadril direito (região do uróstilo)	Quadril direito (região do uróstilo)	Bolek & Janovy (2004)
		Região medial	Abdômem	Abdômem	Bolek & Janovy (2004)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Bonk (2014)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Bonk (2014)
		Região medial	Região dorsal	Região dorsal e posterior	Brigg (1975)
		Indeterminado	Indeterminado	Infecção experimental	Brumpt (1934)
		Indeterminado	Indeterminado	Infecção experimental	Brumpt (1934)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Brumpt (1934)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Brumpt (1934)
		Indeterminado	Indeterminado	Infecção experimental	Brumpt (1934)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ch. Koreck (pers. Com.) <i>fide</i> Korges (2000)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Salazar <i>et al.</i> , (2012)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Salazar <i>et al.</i> , (2012)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Dolmen (1978)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Dolmen (1978)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Draber-Monko (1981)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Durrer & Ochsenbein (1989) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)

		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores, costas e flancos	Eaton <i>et al.</i> , (2008)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Eberle (1937) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
		Região anterior	Cabeça	Cabeça	Ekogarapen (2002)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ekogarapen (2002)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ganarín (1971) <i>fide</i> Ganarín & Shaldybin (1976)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ganarín (1971) <i>fide</i> Ganarín & Shaldybin (1976)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ganarín & Shaldybin (1976)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ganarín & Shaldybin (1976)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ganarín & Shaldybin (1976)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Ganarín & Shaldybin (1976)

		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Gerber (1950)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olhos	Girard (1876)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olhos	Girard (1877)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Gislén & Kauri (1959)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Gislén & Kauri (1959) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cabeça	Glândula paratoide, cavidade nasal e cavidade ocular	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cabeça	Cabeça	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Gosá <i>et al.</i> , (2009)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Goverse (2006)
		Região anterior	Região orbital	Região orbital	Hall (1948)

		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Heim de Balsac (1933)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Hendrikx (1974)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Hinaidy & Frey (1990)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Houkes (2013)
		Região posterior	Região do flanco, glândula tibial	Região do flanco, glândula tibial	James & Maslin (1947)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Janssen (2002)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Keilin (1915)
		Região medial	Região dorsal	Região dorso-cervical	Kidov (2010)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e ocular	Klunzinger (1892)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e ocular	Klunzinger (1892)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kordges (2000)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Kordges (2000)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Kordges (2000)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kordges (2000)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Kordges (2000)

		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e ocular	Koskela <i>et al.</i> , (1974)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Kraaij & van Leeuwen (2012)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Kuranova (1998), Kuranova & Yartsev (2020)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kuranova (1998), Kuranova & Yartsev (2020)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kuranova (1998), Kuranova & Yartsev (2020)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kuzmin (2013)
		Região anterior	Cabeça	Narinas e entre os olhos	Lada (2009)
		Região anterior	Cabeça	Narinas e entre os olhos	Lada (2009)
		Região anterior	Cabeça	Glândula paratoide direita	Lada (2009)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Lang (1973) (pers. comm.) <i>fide</i> Malkmus (1975)
		Região anterior	Cabeça	Narinas, boca e olho direito	Löwegren (1939)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Löwegren (1939)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Löwegren (1939)

		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Lyabzina & Uzenbaev (2014)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Malkmus (1975)
		Região posterior	Membros posteriores	Membros posteriores	Manna (2020)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Masalykin (1997) <i>fide</i> Lada (2009)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mebs <i>et al.</i> , (2014)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Meisterhans & Heusser (1970)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e região do flanco	Meisterhans & Heusser (1970)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Meisterhans & Heusser (1970)
		Região medial	Abdômem	Flanco	Meisterhans & Heusser (1970)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mertens (1921) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mertens (1921) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mertens (1921) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mertens (1921) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
		Região anterior	Orbit ocular	Under the eyes	Moniez (1876)
		Região anterior	Cabeça	Narinas, eye	Neumann & Meyer (1994)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e órbita esquerda	Nijs (1984)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Opatrný (1985)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olho direito	Portschinsky (1898)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Portschinsky (1899)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Portschinsky (1900)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Raaijmakers (2014)
		Região anterior	Cabeça	Cabeça	Raaijmakers (2014)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Radkiewicz (1969)
		Região anterior	Cabeça	Narinas e cabeça	Richards (1926)
		Região anterior	Cabeça	Narinas e cabeça	Richards (1926)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olhos	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal, pulmão, órbita oculares e cérebro	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Região anterior	Cavidade oral	Cavidade oral (língua)	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Sandner (1955)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sandner (1955)

Região anterior	Cavidade nasal	Narina esquerda	Sattmann (1981)
Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Schlüpmann (1982)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Schmiedehausen (1990) <i>fide</i> Kordges (2000)
Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Sehnal <i>et al.</i> , (1996)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Sigov (1936)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Silantev (1898) <i>fide</i> Ganarín & Shaldybin (1976)
Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Sowig & Laufer (2007)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Spence (1954)
Região medial	Abdômem	Região dos flancos	Stark & van Leeningen (2018)
Região medial	Abdômem	Região dos flancos	Stark (2017)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Strijbosch (1980)
Região posterior	Pernas	Membro posterior esquerdo	Taton (1877)
Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olhos	Taton (1877a)
Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Trufanova & Khitsova (2001)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Trufanova & Khitsova (2001)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Trufanova & Khitsova (2001)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	van Diepenbeek & Huijbregts (2011)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	van Diepenbeek (2021)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e cabeça	van Diepenbeek (2021)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	van Iersel (1952)
		Região medial	Região dorsal	Região dorsal	van Zoest (2016)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Vestjen (1958)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Vestjen (1958)
		Região anterior	Cavidade oral	Cavidade oral	Vogel (1935)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling & Kordges (2008)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Weddeling (2014)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
		Região anterior	Cabeça	“bochecha”	Weijenberg (1866)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Weijenberg (1866)
		Região posterior	Uróstilo	Gibosidade sacral	Wolff <i>et al.</i> , (2013)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Zavadil <i>et al.</i> , (1997)
		Anterior e Região medial	Anterior e Região medial	Membros anteriores, dorso e flancos	Fischer & Hossack, 2025
	<i>Lucilia caesar</i>	Região anterior	Cabeça	Glândula paratoide direita	Hesse (1906)
		Região anterior	Cabeça	Abaixo do olho direito e esquerdo e cavidade nasal	Hesse (1906)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Hesse (1906)
	<i>Lucilia eximia</i>	Região anterior	Órbita ocular	Olho esquerdo	Jim (1990)
	<i>Lucilia illustris</i>	Região anterior	Órbita ocular	Olho direito	Anderson & Benett (1963)
		Região medial e anterior	Cabeça	Região nasal e dorsal	Anderson & Benett (1963)

	<i>Lucilia</i> or <i>Hemilucilia</i>	Região posterior	Região posterior	Parte traseira (lado esquerdo)	Gomes <i>et al.</i> , (2018)
	<i>Lucilia porphyrina</i>	Região posterior	Cabeça	Olhos, tíbia e glândulas paratoides	Dasgupta (1962)
	<i>Lucilia sericata</i>	Região medial	Região dorsal	Região dorso-cervical	Stewart & Foote (1974)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
		Região anterior	Cabeça	Região gular, cabeça e flancos	Hassine & Escoriza (2014)
	<i>Lucilia silvarum</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Mercier (1828)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Duncker (1861)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Mortensen (1892)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Kryger (1921)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Lindner (1924)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Taschenberg & Neumann (1929) <i>fide</i> Neumann & Meyer (1994)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Stadler (1930)
		Região anterior	Ocular orbit	Olho esquerdo	Stadler (1930)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	<i>Apud</i> Fischer-Roth (1932)
		Região anterior	Cabeça	Flancos e narinas	Rostand (1934)

		Região anterior e medial	Cabeça e região dorsal	Flancos, barriga, próximo as narinas e cabeça	Rostand (1934)
	<i>Lucilia sp.</i>	Região anterior	Órbita ocular	Órbita	Meinert (1889-1890)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Hesse (1908)
		Região anterior	Indeterminado	Indeterminado	Hesse (1908)
		Região anterior	Cavidade nasal	Narinas	Hesse (1908)
		Indeterminado	Cabeça	Próximo a glândula paratoide	Hesse (1908)
		Região anterior	Corpo	Corpo	Hesse (1908)
		Região anterior	Cabeça	Olho direito e cavidade nasal	Hesse (1919)
		Anterior e Região posterior	Cabeça	Olho direito e cavidade nasal	Hesse (1919)
		Região anterior	Cabeça	Cabeça	Hesse (1919)
		Região anterior	Cabeça	Cavidade nasal e olhos	Hesse (1919)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Gerber (1950)
		Região anterior	Cabeça	Narinas, olhos e palato	Janzen (1994)
		Indeterminado	Cavidade nasal	Narinas	Veith (1996)
		Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Goverse (2009)

	Undetermined	Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Fernández & Ruiz de Azua (2007)
	Undetermined	Região medial	Abdômem	Região subcutânea	Paredero <i>et al.</i> , (2017)
	Undetermined	Região medial	Abdômem	Região dorsal, superior e inferior	Gomes <i>et al.</i> , (2018)
	Undetermined	Região medial	Abdômem	Lado lateral direito	Thompson <i>et al.</i> , (2021)
Chloropidae	<i>Batrachomyia atricornis</i>	Região medial	Sacos linfáticos	Sacos linfáticos laterais subcutâneos	Lemckert (2000)
	<i>Batrachomyia krausi</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Evenhuis (2006)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kraus (2007)
		Região medial	Sacos linfáticos	Sacos linfáticos laterais subcutâneos	Kraus (2007)
	<i>Batrachomyia mertensi</i>	Região medial	Dorso	Lado esquerdo da região dorsal	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965)
		Região medial	Dorso	Lado esquerdo da região dorsal	Vogelnest (1994)
	<i>Batrachomyia nigratarsis</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Skuse (1889)
		Região medial	Costas	Entre a pele e o corpo (laterais e costas)	McAlpine (1955)
	<i>Batrachomyia quadrilineata</i>	Região posterior	Costas	Entre a pele e o corpo (laterais e costas)	Skuse (1889)
		Região posterior	Costas	Região sacroilíaca	Elkan (1965)

	<i>Batrachomyia strigipes</i>	Região anterior	Cabeça	Glândula paratoide	Lemckert (2000)
		Região anterior	Cabeça	Glândula paratoide	Schell & Burgin (2001)
	<i>Batrachomyia sp.</i>	Região posterior	Costas	Entre a pele e o corpo (laterais e costas)	Krefft (1864)
		Região medial	Corpo	Corpo	Krefft (1864)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Lindner (1958) <i>fide</i> Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Elkan (1965)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Tyler (1968)
		Região medial	Abdômem	Abdômem	Lemckert (2000)
		Região anterior	Espaço linfático	Espaço linfático subcutâneo	Hoskin & MacCallum (2007)
		Região anterior	Espaço linfático	Espaço linfático subcutâneo	Hoskin & MacCallum (2007)
		Região anterior	Espaço linfático	Espaço linfático subcutâneo	Hoskin & MacCallum (2007)
		Região anterior	Espaço linfático	Espaço linfático subcutâneo	Hoskin & MacCallum (2007)
		Região anterior	Espaço linfático	Espaço linfático subcutâneo	Hoskin & MacCallum (2007)

		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kraus (2007)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kraus (2007)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kraus (2007)
Muscidae	<i>Angiometopa falleni</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Lestage (1926)
	<i>Fannia canicularis</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Fannia manicata</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Fannia scalaris</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Fannia sp.</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Hydrotaea sp.</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Muscina levida</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Muscina pascuorum</i>	Região anterior	Cavidade oral	Boca	Eberle (1937) <i>fide</i> Reichenbach-Klinke & Elkan (1965)
	<i>Muscina prolapsa</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)
	<i>Muscina stabulans</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Weddeling (2014)

Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	Região posterior	Pernas	Perna esquerda	Zwart <i>et al.</i> , (2005)
		Região anterior	Sacos linfáticos	Sacos linfáticos abdominais subcutâneos	Zwart <i>et al.</i> , (2005)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Alcantara <i>et al.</i> , (2015)
		Região posterior	Perna	Coxa	López <i>et al.</i> , (2016)
		Região posterior	Uróstilo	Região escapular	López (2019)
		Região anterior	Cabeça	Região cefálica	López (2019)
Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>	Região posterior	Uróstilo	Uróstilo	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
		Região posterior	Uróstilo	Uróstilo	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
		Anterior and Região posterior	Uróstilo e Cabeça	Uróstilo e região gular	Mulieri <i>et al.</i> , (2018)
	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>	Região medial	Abdômem	Peitoral	Lopes & Vogelsang (1953)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Dodge (1968)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Lopes (1981)
		Região medial	Abdômem	Musculatura e órgãos abdominais	Sebben & Schwartz (1992)
		Região medial	Abdômem	Musculatura e órgãos abdominais	Sebben & Schwartz (1992)
		Região anterior e posterior	Cavidade oral e cloaca	Cavidade oral e cloaca	Eizemberg <i>et al.</i> , (2008)

		Região medial	Abdominal	Flanco direito	Vazquez-Crozaz <i>et al.</i> , (2018)
		Região posterior	Pernas e cloaca	Pernas posteriores esquerda e direita e cloaca	Vazquez-Crozaz <i>et al.</i> , (2018)
		Região posterior	Pernas	Perna esquerda	Vazquez-Crozaz <i>et al.</i> , (2018)
		Região medial	Região dorsal	Região dorsal	Vazquez-Crozaz <i>et al.</i> , (2018)
		Região medial	Região dorsal	Região dorsal superior e inferior	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		Região anterior	Cabeça e região dorsal	Cabeça e região dorsal	Souza <i>et al.</i> , (2025)
		Interno	Interno	Coxa e órgãos internos	Crump & Pounds (1985), Pounds & Crump (1987)
	<i>Lepidodexia (Nochaeta) centenaria</i>	Região medial	Região medial	Região dorsal	Mello-Patiu & Luna-Dias (2010)
	<i>Lepidodexia (Nochaeta) fumipennis</i>	Região anterior	Cabeça	Região gular	D' Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	<i>Lepidodexia</i> sp.	Região anterior	Cabeça	Olho esquerdo e língua	Baldassi <i>et al.</i> , (1995)
		Região anterior	Cabeça	Boca e língua	Baldassi <i>et al.</i> , (1995)
		Região anterior	Cavidade oral	Cavidade oral	Souza Júnior <i>et al.</i> , (1989)
		Região anterior	Cavidade oral	Cavidade oral	Souza Júnior <i>et al.</i> , (1989)

		Região anterior	Cabeça	Região dorsal próxima ao olho direito	Junes <i>et al.</i> , (2019)
	<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i>	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Alcantara <i>et al.</i> , (2015)
	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>	Região posterior	Costas	Costas	Hagman <i>et al.</i> , (2005)
		Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Ledo <i>et al.</i> , (2012)
		Região anterior	Cabeça	Região gular	D' Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	<i>Sarcophaga (Liopygia) ruficornis</i>	Região anterior	Cabeça	Olhos e glândulas paratoide	Roy & Dasgupta (1977)
	Indeterminado	Região medial	Região dorsal	Região dorsal	Medina <i>et al.</i> , (2009)
	Indeterminado	Região posterior	Cloaca	Interior do corpo e região da cloaca	Oliveira <i>et al.</i> , (2012)
	Indeterminado	Região anterior	Cabeça	Anterior, três orifícios na cabeça	Müller <i>et al.</i> , (2015)
	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Souza-Pinto <i>et al.</i> , (2015)
	Indeterminado	Região posterior	Cloaca	Cloaca	Escobar-Vargas <i>et al.</i> , (2016)
	Indeterminado	Região anterior	Cabeça	Região gular	Pinto <i>et al.</i> , (2017)

	Indeterminado	Região medial	Região dorsal	Região dorsal	Salazar-Saavedra <i>et al.</i> , (2017)
	Indeterminado	Região anterior	Cavidade nasal	Cavidade nasal	Silva <i>et al.</i> , (2019)
	Indeterminado	Região medial	Abdômem	Celoma, entre a musculatura e a pele	Kelehear <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Indeterminado	Kelehear <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região medial	Abdômem and back	Região dorsal e ventral	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região medial	Abdômem	Região ventral	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região anterior	Cabeça	Região cefálica e próximo a glândula carótida	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região medial	Região dorsal	Região dorsal	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região medial	Cabeça	Região gular e ventral	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região medial	Costas	Dorsal	D'Bastiani <i>et al.</i> , (2020)
	Indeterminado	Região anterior	Cabeça e abdômem	Boca e no lado esquerdo de Abdômem	Martins <i>et al.</i> , (2022)
	Indeterminado	Região posterior	Cloaca	Cloaca	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Indeterminado	Região posterior	Cloaca	Cloaca	Souza <i>et al.</i> , (2025)
	Indeterminado	Região medial	Região dorsal	Região dorsal	Souza <i>et al.</i> , (2025)

	Indeterminado	Região dorsal	Região dorsal	Lado dorsal direito	Vélez <i>et al.</i> , 2025
	Indeterminado	Região anterior	Região dorsal	Cabeça, Região dorsal	Souza <i>et al.</i> , (2025)
Tabanidae	Indeterminado	Interno	Interno	Entre o pulmão direito e o fígado	Hindle (1924)

Tabela 2. Localização anatômica das infestação por moscas causadoras de miíase em anfíbios, compiladas a partir da literatura mundial. *Na coluna “**Citação original do sítio de infestação**”, os termos foram mantidos conforme descritos pelos autores nos manuscritos originais, não seguindo padronização terminológica



Myiasis-causing flies in anurans: new interactions, geographic distribution, and an updated list of records in the Neotropics

Franciele Cristina de Souza^{1,2,29} · Victor Morais Ghirotto³ · Alexandre Polletini Neto⁴ · Camila Saraiva dos Anjos⁵ · André Luís F. da Silva⁶ · Rodrigo Lingnau⁷ · Emeline da S. Ceccon⁷ · Cátia Antunes de Melo-Patiu^{†8} · Mirco Solé⁹ · Sillionamã P. Dantas¹ · Claudio Borteiro¹⁰ · Domingos de J. Rodrigues¹¹ · Vinicius Guerra¹² · Leandro de Oliveira Drummond¹³ · Marcio Martins¹⁴ · Carolina Farhat¹⁴ · Robson W. Ávila¹⁵ · Cauê Reis¹⁶ · Rodrigo G. Tinoco¹⁷ · Pedro Álvaro B. A. Neves¹⁸ · César Alexandre¹⁹ · Angelo G. Tafner²⁰ · Marcelo Gordo¹ · Alexandre Almeida²¹ · Bjørn-Einar Nilsen²² · Webysther V. Spornadio²³ · Rafael C. B. Paredero²⁴ · Milena Wachlewski²⁵ · Karla Magalhães Campião²⁶ · Matheus M. M. Soares²⁷ · Fernando S. Carvalho-Filho²⁸ · Igor Luís Kaefer¹ · José Celso de Oliveira Malta² · Marcelo Menin^{†29} · Fabrício H. Oda^{30,31}

Received: 20 March 2025 / Accepted: 19 August 2025

© Plant Science and Biodiversity Centre, Slovak Academy of Sciences (SAS), Institute of Zoology, Slovak Academy of Sciences (SAS), Institute of Molecular Biology, Slovak Academy of Sciences (SAS) 2025

Abstract

In this article, we present 34 new cases of myiasis in Neotropical anurans. Of these, 97% were recorded in Brazil, in the morphoclimatic domains of the Amazon, the Cerrado and the Atlantic Forest. A single case was also documented in a rainforest in Costa Rica. The Hylidae family had the highest richness of species affected by myiasis, followed by Leptodactylidae, Bufonidae, Alsodidae, Brachycephalidae, Cycloramphidae, Aromobatidae, Microhylidae and Ranidae. Additionally, from the literature, we compiled a total of 106 records of cases of myiasis affecting anuran species in the Neotropics, including the new records. Our study expands the spectrum of Neotropical anuran species documented as hosts of fly larvae and demonstrates a significant knowledge gap in the ecology of Neotropical anuran species.

Keywords Dipterous parasites · Myiasis in amphibians · Host-parasite

Introduction

Diptera is one of the largest insect orders, with at least 160,000 species described (Courtney et al. 2017). This group is highly diverse in biological and ecological traits, including morphology, habitat use, oviposition behavior, larval development, and life habits (Colless and McApine 1991; Courtney et al. 2009; Courtney and Cranston 2015). Although this order causes negative impacts on agriculture due to its deleterious effects on plants, animals, and human health, larvae and adult flies play important ecological roles in the ecosystems where they occur, acting as predators and prey, pollinators, and scavengers (Courtney et al. 2009). Some dipteran species are responsible for causing myiasis, which is the infestation of fly larvae in living or necrotic tissues of vertebrate hosts

(Zumpt 1965). Human and domestic animals are commonly reported as hosts of fly larvae (Hall and Wall 1995; Stevens et al. 2006; Francesconi and Lupi 2012), but wild animals such as amphibians (D’Bastiani et al. 2020), reptiles (Vanin et al. 2013), birds (Little 2008) and mammals (Foerster et al. 2022) can be infested as well.

Myiasis in anuran amphibians has been reported in the biogeographic regions of Australasia, Indomalaysia, the Nearctic, the Neotropics and the Palearctic (Kraus 2007; Silva et al. 2019; D’Bastiani et al. 2020). These reports involve the fly larvae of several species belonging to the families Calliphoridae, Chloropidae, Phoridae, Muscidae and Sarcophagidae (Zumpt 1965; Bolek and Janovy 2004; Kraus 2007; Arias-Robledo et al. 2019). Taxonomic and ecological information on this parasitic infestation in wild anurans is well-documented in the literature, mainly for the Palearctic realm (Brumpt 1934a, b; Zavadil 1997; Zavadil et al. 1997). In contrast, there is a notable knowledge gap regarding the taxonomy of flies that are capable of causing

[†]In Memoriam

Extended author information available on the last page of the article

Myiasis-causing flies in anurans: new interactions, geographic distribution, and an updated list of records in the Neotropics

Franciele Cristina de Souza^{1,2,29*}, Victor Moraes Ghirotto³, Alexandre Polletini Neto⁴, Camila Saraiva dos Anjos⁵, André Luís F. da Silva⁶, Rodrigo Lingnau⁷, Emeline da S. Ceccon⁷, Cátia Antunes de Melo-Patiu^{8†}, Mirco Solé⁹, Sillionamã P. Dantas¹, Claudio Borteiro¹⁰, Domingos de J. Rodrigues¹¹, Vinicius Guerra¹², Leandro de Oliveira Drummond¹³, Marcio Martins¹⁴, Carolina Farhat¹⁴, Robson W. Ávila¹⁵, Cauê R. Reis¹⁶, Rodrigo G. Tinoco¹⁷, Pedro Álvaro B.A. Neves¹⁸, César Alexandre¹⁹, Angelo Gabriel Tafner²⁰, Marcelo Gordo¹, Alexandre Almeida²¹, Bjørn-Einar Nilsen²², Webysther Vilela Spornadio²³, Rafael C.B. Paredero²⁴, Milena Wachlevski²⁵, Karla Magalhães Campião²⁶, Matheus M.M. Soares²⁷, Fernando S. Carvalho-Filho²⁸, Igor Luís Kaefer¹, José Celso de Oliveira Malta², Marcelo Menin^{29†}, Fabrício H. Oda^{30,31}

¹Instituto de Ciências Biológicas, Programa de Pós-graduação em Zoologia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas, 69067-005, Brazil

²Laboratório de Parasitologia de Peixes, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, 69060-001, Brazil

³ Universidade Federal do ABC, Santo André, São Paulo, 09280-560, Brazil

⁴ Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, Programa de Pós-graduação em Biodiversidade, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, São José do Rio Preto, São Paulo, 15054-000, Brazil

⁵ Laboratório de Sistemática e Ecologia de Peixes, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA, 69067-375, Manaus, Amazonas, Brazil.

⁶ Departamento de Zoologia, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, 81531-980, Brazil

⁷ Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Francisco Beltrão, Paraná, 85601-970, Brazil

⁸ Departamento de Entomologia, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 20940-040, Brazil

⁹ Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus, Bahia, 45662-900, Brazil

¹⁰ Sección Herpetología, Museo Nacional de Historia Natural, Montevideo, 11800, Uruguay

- ¹¹ Universidade Federal de Mato Grosso, Campus Universitário de Sinop, Sinop, Mato Grosso, 78550-728, Brazil
- ¹² Centro Universitário Una de Itumbiara, Itumbiara, Goiás, 75532-040, Brazil
- ¹³ Centro de Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, 28013-602, Brazil
- ¹⁴ Departamento de Ecologia Geral, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, Cidade Universitária, São Paulo, São Paulo, 05508-090, Brazil
- ¹⁵ Núcleo Regional de Ofiologia, Departamento de Biologia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, Ceará, 60020-181, Brazil
- ¹⁶ Centro Universitário Fundação Santo André, Santo André, São Paulo, 09060-650, Brazil
- ¹⁷ Herpeto.org, Contagem, Minas Gerais, 32072-090, Brazil
- ¹⁸ Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Rio Claro, São Paulo, 13506-900, Brazil
- ¹⁹ Laboratório de Biologia Estrutural, Instituto Butantan, São Paulo, São Paulo, 05503-900, Brazil
- ²⁰ Fundação Universidade Regional de Blumenau, Blumenau, Santa Catarina, 89030-903, Brazil
- ²¹ Departamento de Ecologia e Zoologia, Programa de Pós-graduação em Ecologia, Laboratório de Ecologia de Anfíbios e Répteis, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Santa Catarina, 88040-970, Brazil
- ²² Osório, Rio grande do Sul, 95520-000, Brazil
- ²³ The Open University, Walton Hall, Kents Hill, Milton Keynes MK7 6AA, United Kingdom
- ²⁴ Laboratório de Coleções Zoológicas, Instituto Butantan, São Paulo, São Paulo, 05503-900, Brazil
- ²⁵ Laboratório de Ecologia e Comportamento Animal, Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró, Rio Grande do Norte, 59625-900, Brazil
- ²⁶ Laboratório de Interações Biológicas, Departamento de Zoologia, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, 81531-980, Brazil
- ²⁷ Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Laboratório de Diptera. Ipiranga, São Paulo, São Paulo, 04263-000, Brazil
- ²⁸ Coordenação de Zoologia, Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém, Pará, 66077-830 Brazil
- ²⁹ Laboratório de Taxonomia e Ecologia de Anfíbios e Répteis, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas, 69067-005, Brazil

³⁰ Faculdade de Engenharias, Arquitetura e Urbanismo e Geografia, Pós-graduação em Recursos Naturais, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Campo Grande, Mato Grosso do Sul, 79070-900, Brazil

³¹ Instituto Últimos Refúgios, Herpeto Capixaba, Vitória, Espírito Santo, 29070-030, Brazil

* **Corresponding author:** francielexingu@gmail.com (F.C. Souza); † In Memoriam

¹ Artigo publicado na revista **Biologia**; Qualis: A2- Fator of impact: 1.6. doi: <https://doi.org/10.1007/s11756-025-02034-y>

Abstract

In this article, we present 34 new cases of myiasis in Neotropical anurans. Of these, 97% were recorded in Brazil, in the morphoclimatic domains of the Amazon, Cerrado and Atlantic Forest, and a single record for the Costa Rican rainforest. The Hylidae family had the highest representation in the richness of species affected by myiasis, followed by Leptodactylidae, Bufonidae and Alsodidae, Brachycephalidae, Cycloramphidae, Aromobatidae, Microhylidae and Ranidae. Additionally, from the literature, we compiled a total of 106 records of cases of myiasis affecting anuran species in the Neotropics, including the new records. Our study expands the spectrum of Neotropical anuran species documented as hosts of fly larvae and demonstrates a significant knowledge gap in the ecology of Neotropical anuran species.

Keywords: dipterous parasites, Myiasis in amphibians, Host-parasite

I. Introduction

Diptera is one of the largest insect orders, with at least 160,000 species described (Courtney et al. 2017). This group is highly diverse in biological and ecological traits, including morphology, habitat use, oviposition behavior, larval development and life habits (Colless and McApine 1991; Courtney et al. 2009; Courtney and Cranston 2015). Although this order causes negative impacts on agriculture due to its deleterious effects on plants, animals, and human health, larvae and adult flies play important ecological roles in the ecosystems where they occur, acting as predators and prey, parasitoids, pollinators and scavengers (Courtney et al. 2009). Some dipteran species are responsible for causing myiasis, which is the infestation of fly larvae in living or necrotic tissues of vertebrate hosts (Zumpt 1965). Human and domestic animals are commonly reported as hosts of fly larvae (Hall and Wall 1995; Stevens et al. 2006; Francesconi & Lupi, 2012), but wild animals such as amphibians (D’Bastiani et al. 2020), reptiles (Vanin et al. 2013), birds (Little 2008) and mammals (Foerster et al. 2022) can be infested as well.

Myiasis in anuran amphibians has been reported in the biogeographic regions of Australasia, Indo-malayan, Nearctic, Neotropics, and Palearctic (Kraus 2007; Silva et al. 2019; D’Bastiani et al. 2020). These reports involve the fly larvae of several species belonging to the families Calliphoridae, Chloropidae, Phoridae, Muscidae and Sarcophagidae (Zumpt 1965; Bolek and Janovy 2004; Kraus 2007; Arias-Robledo et al. 2019). Taxonomic and ecological information on this parasitic disease in wild anurans is well-documented in the literature, mainly for the Palearctic realm (Brumpt 1934a, b; Zavadil 1997; Zavadil et al. 1997). In contrast, there is a noticeable knowledge gap regarding the taxonomy of flies that are capable of causing myiasis in anurans, and the biology of these host-parasitoid relationships in the Neotropics. Most reports of myiasis in Neotropical anurans are the result of occasional observations, recorded mainly in Brazil, that are published as short notes that describe the damage caused by Sarcophagidae larvae but do not provide the identity of the myiasis-causing flies (Silva et al. 2019; D’Bastiani et al. 2020).

Two recent reviews have summarized reports of myiasis in Neotropical anurans. A case report of fly larvae infestation in the hyliid *Trachycephalus typhonius* by Silva et al. (2019) aimed to provide a summary list of many reports of myiasis in anurans, but the authors did not include some reports published in gray and hard-to-find literature. In addition, D’Bastiani et al. (2020) presented new reports of myiasis in anurans from the Atlantic Forest of southern Brazil, together with the information available in the literature on myiasis caused by the family Sarcophagidae in Neotropical anurans. Since the last published work, a notable number of new, as yet

unpublished, cases of myiasis in anurans have been recorded by us during field surveys and occasional observations conducted between 1991 and 2022. To date, these reports remain unpublished. Therefore, summarizing the current knowledge about host-parasitoid interactions between Neotropical anurans and myiasis-causing flies using the information available in the literature and unpublished reports, is essential in order to have a more complete view of the anuran species affected by myiasis in the region.

In this study, we report 34 new cases of myiasis in anurans that were recorded in Brazil and Costa Rica, which are the result of the collaboration between herpetologists, entomologists and parasitologists. We also provide a geographic distribution map of known reports of myiasis in anurans in the Neotropical region and a list of anuran species reported as hosts in host-parasitoid interactions.

II. Materials and methods

(i) Collection and examination of anuran hosts

New cases of myiasis in Neotropical anurans were documented from a chance encounter of specimens affected by dipteran larvae in the field, with photographic records and/or collection; photographic records with observation data, but without specimen collection; and encounters of specimens affected by myiasis deposited in scientific collections of public universities or research institutes, between 1991 and 2022. During field studies conducted between 2010 and 2021, anurans affected by myiasis were collected and transported to the laboratory. These were kept in favorable conditions until adult flies were obtained and subsequent taxonomic identification (Table 1) was carried out. For these records, we provide detailed information on the hosts and parasitoid flies (family and species), parasitological parameters of infestation (prevalence, mean infestation intensity, mortality rate and larval infestation site), and location of the record (locality and country).

The taxonomic nomenclature of Amphibia follows Frost (2024), and the nomenclature of Diptera follows the update of the database of the Coordenação de Zoologia, Museu Paraense Emilio Goeldi (MPEG) and Departamento de Entomologia, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), Brazil, monitored by the authors FSCF and CMP.

(ii) Bibliographic review

We conducted a bibliographic search, between the years 2018 and 2024, using Google Scholar to update the list of interactions between anuran hosts and myiasis-causing flies in the Neotropical region provided by Silva

et al. (2019) and D’Bastiani et al. (2020). The search terms used were: “myiasis”, “miíase”, “amphibians”, “anfíbios”, “anurans” and “anuros”. Additionally, we searched for natural history notes published in *Acta Biologica Colombiana*, *Caribbean Herpetology*, *Caldasia*, *Cuadernos de Herpetología*, *Herpetological Bulletin*, *Herpetological Review*, *Herpetology Notes*, *Mesoamerican Herpetology*, *North-Western Journal of Zoology*, *Revista Latinoamericana de Herpetología*, and *Reptiles & Amphibians*. We extracted information regarding host, fly species and study location (locality and/or country) from the myiasis cases reviewed. Scientific names of hosts were updated to the current taxonomy following Frost (2024) | Amphibian Species of the World 6.2, an Online Reference (<https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>) for anurans, and Evenhuis and Pape (2024) | *Systema Dipteriorum: The Biosystematic Database of World Diptera* (<http://www.diptera.org/>) for flies.

III. Results

(i) New cases of myiasis in Neotropical anurans

We recorded 34 new cases of myiasis in Neotropical anurans. Of these, 97% (n = 33) were recorded in Brazil, with a single record for Costa Rica (Table 1, Fig. 1). The family Hylidae had the highest number of species affected by myiasis (n = 14 species), followed by Leptodactylidae (n = 8), Bufonidae (n = 5) and Alsodidae, Brachycephalidae, Cycloramphidae, Aromobatidae, Microhylidae and Ranidae (n = 1 each) (Fig. 2). We observed myiasis more frequently (n = 33) in adult anurans than in juveniles and tadpoles. In 26 cases, the flies causing myiasis were not identified at the family or species levels. In the remaining eight cases, we identified the fly family (n = 4), the fly genus (n = 1), or the fly species (n = 3). For six cases in which specimens affected by myiasis were collected, we describe the collection and examination of the infested hosts, as well as the entomological procedures in the laboratory to obtain adult flies for identification (Table 1, Fig. 3-6).



Fig. 1. Biogeographic regionalization map showing the distribution of the cases of anuran myiasis in the Neotropical region. Black dots represent literature records. Yellow dots represent new cases provided in this study. Countries with occurrence records of anuran myiasis (ARG – Argentina; BRA – Brazil; COL – Colombia; CRI – Costa Rica; GUY – Guyana; MEX – Mexico; NIC – Nicaragua; PAN – Panama; TTO – Trinidad and Tobago; VEN – Venezuela). The map is based on the modified shapefiles of the biogeographic regionalization of Morrone et al. (2022).



Fig. 2. Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **1** General view and **1'** close-up view of *Limnomedusa macroglossa*, **2** *Brachycephalus rotenbergae*, **3** *Dendrophryniscus brevipollicatus*, **4** *Rhinella marina*, **5** *Rhinella ornata*, **6** general view and **6'** *Rhinella proboscidea*, **7** *Anomaloglossus stephensi*, **8** *Aplastodiscus leucopygius*, **9** *Aplastodiscus* sp., **10** *Boana cinerascens*, **11** general view and **11'** close-up of *Boana faber*. Photos by Rodrigo Lingnau (1, 1'), Alexandre Poletini Neto (2), César Alexandre (3), Franciele C. Souza (4, 6, 6'), Vinicius Guerra (5), Domingos de J. Rodrigues (7), Célio F.B. Haddad (8), Webysther Nunes (9), Robson W. Ávila (10), and Bjorn-Einar Nilsen (11, 11').



Fig. 2. (continuation) Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **12** general view and **12'** close-up view of *Boana geographica*, **13** *Boana leptolineata*, **14** *Boana pulchella*, **15** general view and **15'** close-up view of *Bokermmanohyla circumdata*, **16** *Bokermmanohyla hylax*, **17** general view, and **17'/17''** close-up view of *Bokermmanohyla luctuosa*, **18** *Scinax* sp. (gr. *ruber*) from Cotriguaçu, Mato Grosso, **19** *Scinax* sp. (gr. *ruber*) from Manaus, Amazonas, **20** *Scinax x-signatus*. Photos by Alexandre Almeida (12, 12'), Milena Wachlevski (13), Célio F.B. Haddad (14), André Luz F. da Silva (15, 15'), Cauê R. Reis (16), Victor M. Ghirotto (17, 17', 17''), Domingos de J. Rodrigues (18), Franciele C. Souza (19), and Márcio Martins (20).

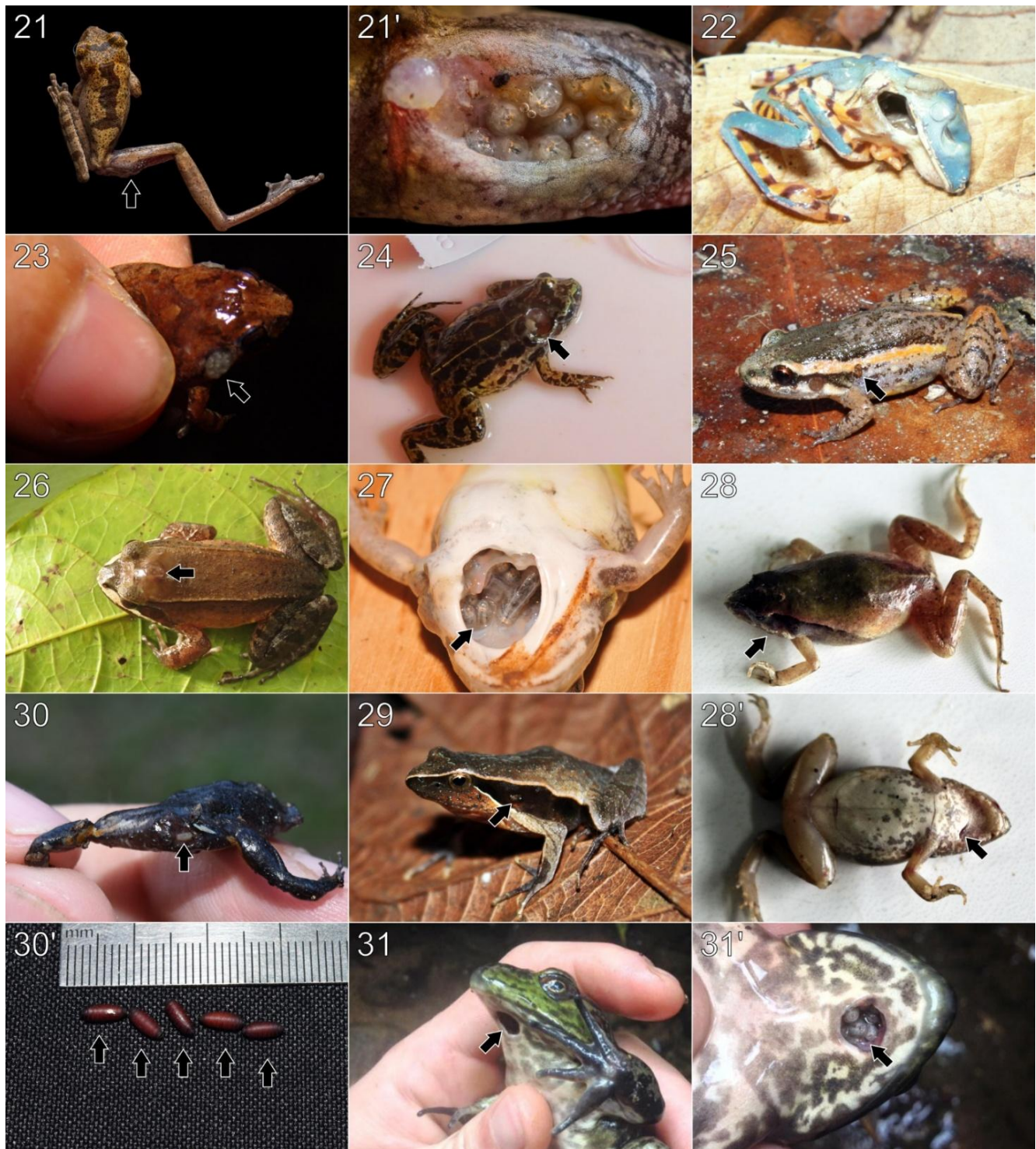


Fig. 2. (continuation). Anuran species found with myiasis (black arrows indicate sites infested with larvae or eggs). **21** general view and **21'** close-up view of *Smilisca sordida*, **22** *Callimeusa tomopterna*, **23** *Adenomera andreae*, **24** *Adenomera* sp.1, **25** *Adenomera* sp. 2, **26** *Leptodactylus rhodomystax*, **27** close-up view of *Leptodactylus sertanejo*, **28** dorsal view and **28'** ventral view of *Physalaemus cuvieri*, **29** *Physalaemus lateristriga*, **30** general view of *Elachistocleis sumuru*, **30'** larval stage (pupae) of myiasis-causing fly from *E. sumuru*, **31** general view and **31'** close-up view of *Aquarana catesbeiana*. Photos by Allen Lara González (21, 21'), Marcelo Gordo (22, 30, 30'), Leandro O. Drummond (23), Silionamã P. Dantas (24), André Luiz F. da Silva (25, 28, 28', 29), Domingos de J. Rodrigues (26), Márcio Martins (27), and Ângelo Tafner (31, 31').

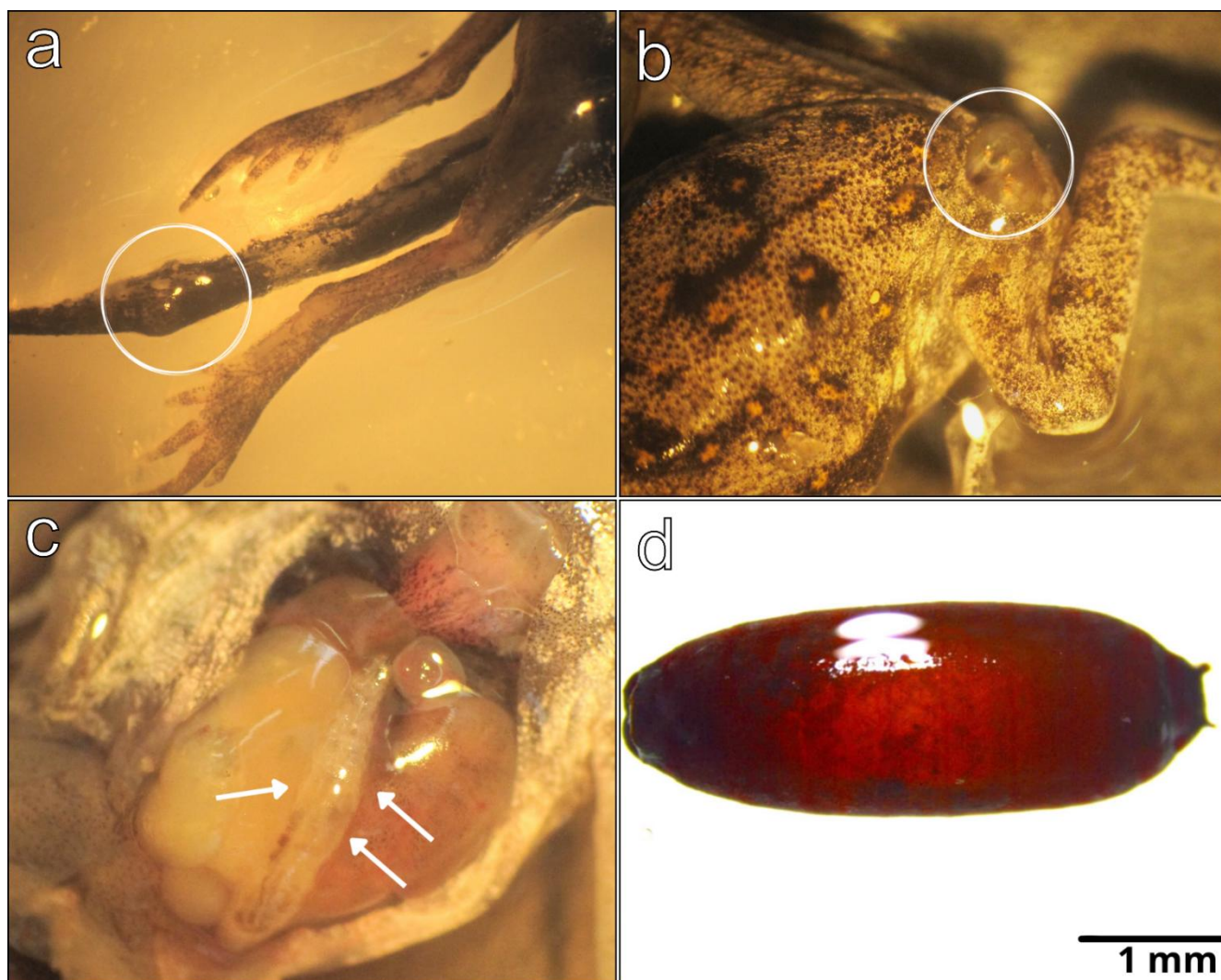


Fig. 3. Fly larvae recorded in tadpoles and juveniles of *Rhinella marina*, collected in the Reserva Florestal Adolpho Ducke, municipality of Manaus, Amazonas state, northern Brazil. **a** larva encysted on the tail of a tadpole of *R. marina*, **b** larvae feed on a juvenile of *R. marina*, at the same time their spiracles remain in contact with the external environment performing gas exchange, **c** larva feeding on the internal organs of a juvenile *R. marina*, **d** pupal stage belonging to Sarcophagidae. Photos by Franciele C. Souza.

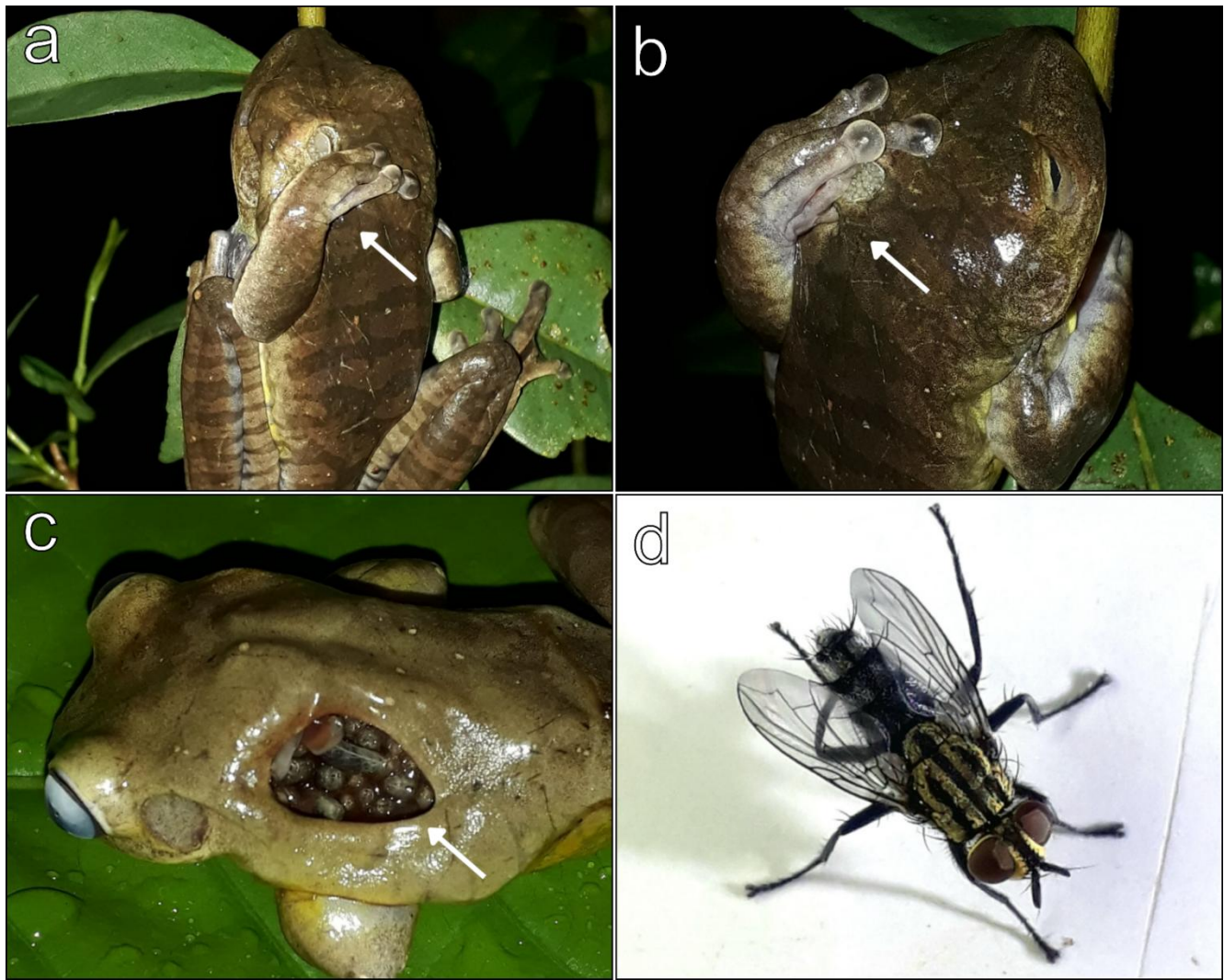


Fig. 4. Defensive behavior of an adult *Bokermannohyla luctuosa* to remove *Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora* larvae from the cutaneous lesion on its head. **A, B** the anuran moving its left hand repeatedly from top to bottom over the lesion trying to remove the larvae from the wound, **C** larvae of *L. (N.) bufonivora* inside the cutaneous lesion feeding on the tissues and body fluids of the dead treefrog, **D** adult individual of the fly *L. (N.) bufonivora* reared in the laboratory. Photos by Victor M. Ghirotto (A, B, C), and Pedro Álvaro B.A. Neves (D).

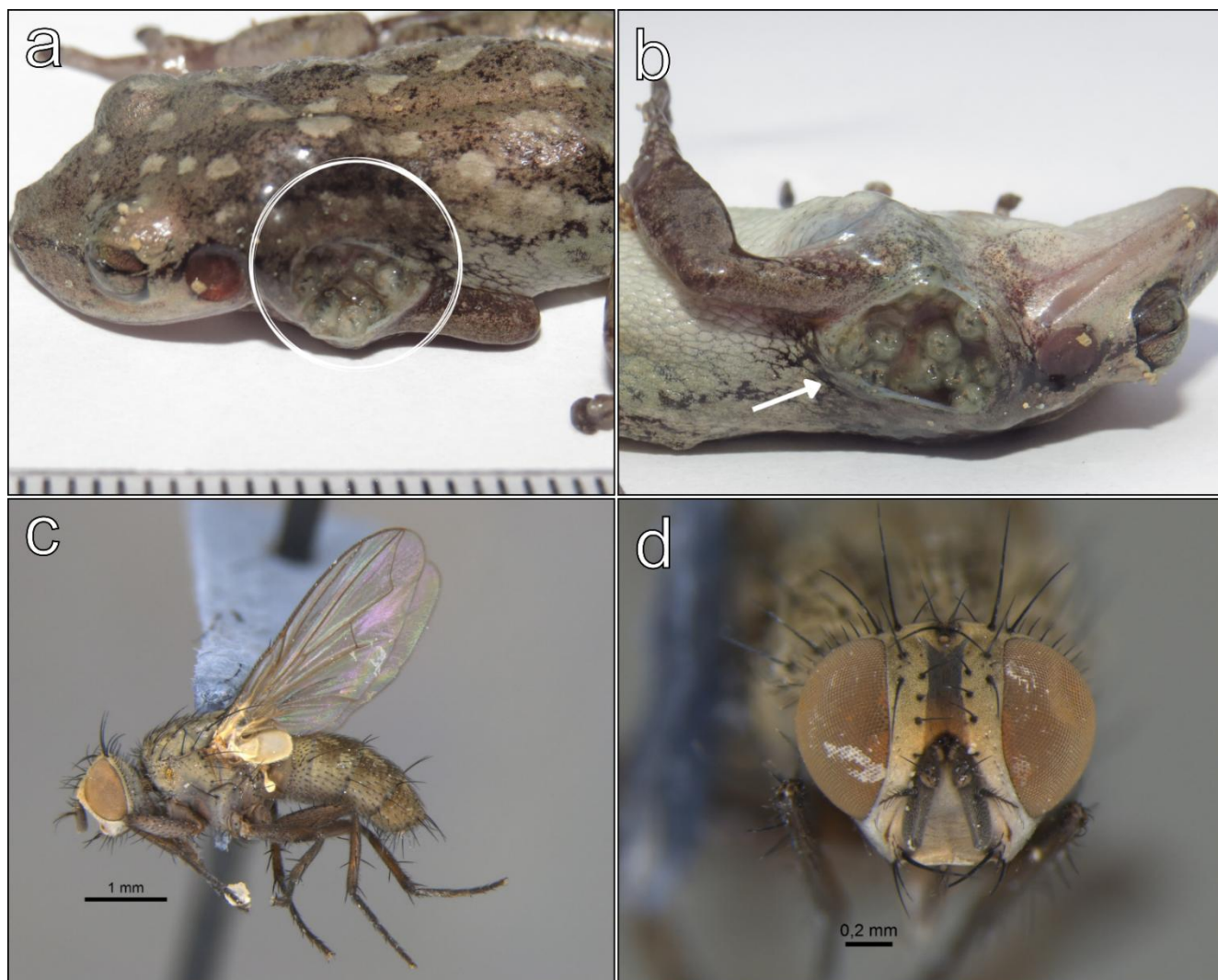


Fig. 5. Adult *Scinax* sp. (gr. *ruber*) with larvae of myiasis-causing fly, collected in the Parque Nacional do Viruá, municipality of Caracaraí, Roraima state, northern Brazil. **A, B** larvae inside the cutaneous lesion in the cephalic region, close to the eardrum, **C, D** female flies identified as belonging to Sarcophagidae. Photos by Sillionamã P. Dantas (A, B), Matheus M.M. Soares, and Fernando S. Carvalho-Filho (C, D).



Fig. 6. Adult *Elachistocleis surumu* infested with larvae of myiasis-causing fly, collected in the Fazenda Experimental of the Universidade Federal do Amazonas, municipality of Manaus, Amazonas state, northern Brazil. **a** larvae inside the cutaneous lesions on the left hind limb and cloaca, **b** container with the pupated larvae, **c**, **d** adult fly identified as *Lepidodexia* (*Notochaeta*) sp. Photos by Marcelo Gordo (a, b), Matheus M.M. Soares, and Fernando S. Carvalho-Filho (c, d).

(ii) Bibliographic review

We compiled a total of 106 records of myiasis affecting amphibians in the Neotropics, including 34 new records for Brazil (33) and Costa Rica (1) (Table 2). We identified 14 studies regarding Neotropical anurans affected by myiasis that were published between 1990 and 2022, which were not included in previous reviews. These studies report 23 cases of myiasis affecting 18 different anuran species, distributed in four families: Bufonidae, Brachycephalidae, Dendrobatidae and Hylidae (Table 2).

IV. Discussion

(i) New interactions between anurans and myiasis-causing flies

We present a significant number of new cases of myiasis in Neotropical anurans, with several records for Brazil and one single one for Costa Rica. However, the fly could only be identified in four of them, including *Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora* (Sarcophagidae) parasitizing *Bokemannohyla luctuosa* (Hylidae) and *Leptodactylus fuscus* (Leptodactylidae). *B. luctuosa* was previously reported as a host of a fly, with undetermined identification, in the state of Paraná, Brazil (Lemos et al. 2019). *L. fuscus*, on the other hand, was reported as a host of two species of flies (Phoridae): *Megaselia scalaris* and *Oxysarcodexia carvalhoi* in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil (Alcantara et al. 2015) and of an undetermined species in the state of São Paulo (Paredero et al. 2017), Brazil. We recorded, for the first time, the occurrence of flies of the genus *Lepidodexia (Notochaeta)* sp. infesting a fossorial specimen, *Elachistocleis surumu*, which is an unprecedented record for the family Microhylidae in the Amazon region. Case reports of myiasis in anurans are often the result of occasional observations made by herpetologists, who publish these reports as brief communications with little taxonomic and biological information about fly-anuran larval interactions, partly due to infrequent collaboration with specialists, such as entomologists or parasitologists (Mulieri et al. 2018; Vazquez-Corzaz et al. 2018). In most of the cases presented here, the fly species were not identified. However, 21 of the 33 species with myiasis are reported as novel hosts of fly larvae.

(ii) Current knowledge on myiasis in Neotropical anurans

Reports of myiasis in anurans from the Neotropical region have been reported in ten countries: Argentina, Brazil, Colombia, Costa Rica, Mexico, Nicaragua, Panama, Peru, Trinidad and Venezuela (Silva et al. 2019; D'Bastiani et al. 2020). Furthermore, the record of an individual infested with *Rhinella proboscidea* from the Alto Tacutu-Upper Essequibo region represents the first report of anuran myiasis in Guyana, increasing the number of countries with records (Fig. 1). The remarkable number of records of myiasis in anurans reported in Brazil is related to a high anuran richness and greater research efforts than in other countries (Van Noorden 2014; D'Bastiani et al. 2020), a pattern that is also observed in reviews on predation and parasitism of Neotropical amphibians and reptiles (Oda et al. 2016, 2019; Landgref-Filho et al. 2019; Silva et al. 2023). This high number of records in Brazil may also indicate that considerable knowledge gaps still need to be filled with information on this host-parasitoid relationship.

During a literature search, we found studies reporting anuran species already known to host fly larvae that cause myiasis (Silva et al. 2019; D’Bastiani et al. 2020). After reviewing 14 studies not cited in previous reviews, we identified 15 species as additional records. These reviews listed 39 Neotropical anuran species affected by myiasis. Our 21 new hosts and the 15 additional hosts increase the number of anuran species known to be hosts of myiasis-causing flies to 75, corresponding to 2% of the 3,433 anuran species known in the Neotropical region (IUCN 2024).

On the other hand, the new interactions involving *Lepidodexia* (*Notochaeta*) *bufonivora* and *Lepidodexia* (*Notochaeta*) sp. and the high number of reports without identification show that the richness of myiasis-causing flies remains underestimated, since unidentified fly taxa may represent unknown species (D’Bastiani et al. 2020). In addition, Sarcophagidae flies are primarily responsible for causing myiasis in Neotropical anurans, as described in most reports in which the larvae and adult flies were identified. Therefore, we reinforce the importance of the collaboration between herpetologists, entomologists and parasitologists to improve knowledge regarding the taxonomy and biology of these parasitoids and consequently the interactions, there by contributing to the reduction of Linnean and Eltonian shortfalls (Hortal et al. 2015).

Adults of different anuran families, such as those indicated herein as hosts of parasitoids exhibit a wide variation in habitat use (Wells 2007). For example, hylids are more associated with arboreal habitats, while bufonids and leptodactylids have a close association with terrestrial habitats (Vasconcelos and Rossa-Feres 2008; Oda et al. 2016).. While reviewing cases of myiasis in anurans that have been documented around the world, Silva et al. (2019) found that anurans belonging to the families Bufonidae and Miobatrachidae (terrestrial) were more frequently affected by myiasis than species of the family Hylidae (arboreal). However, we found that both ecological traits in Hylidae and Leptodactylidae are equally affected by myiasis in the Neotropical region. This ecological aspect of anuran myiasis may not only be related to habitat, but also to the availability of potential hosts. This ecological aspect of anuran myiasis may not only be related to habitat, but also to the availability of potential hosts. Studies have shown that arboreal and terrestrial habits, such as those exhibited by most hylids and leptodactylids respectively, may favor the occurrence of myiasis due to greater exposure to myiasis-causing flies searching for potential hosts (Hagman et al. 2005; Silva et al. 2019). In this context, we can assume that the high number of records of myiasis for Hylidae and Leptodactylidae, the most species-rich families in the Neotropics (Frost 2024), may also be explained by the greater availability of these anuran groups as potential hosts because of their ubiquity and abundance.

A low prevalence of myiasis was observed in most reports, since they describe the finding of one or a few host individuals infested with fly larvae across several samples (e.g., Eizemberg et al. 2008; de Souza-Pinto et al. 2015; Lopez 2019; von May et al. 2019). In some cases, the prevalence may be slightly higher, as observed by Hagman et al. (2005) in *Ameerega trivittata* (Spix, 1824) in the Río Chumilla region, Peru. This low overall prevalence is probably related to the fortuitous nature of these observations (Mullieri et al. 2018). Furthermore, cases of myiasis are difficult to record and quantify in the field, since anuran hosts die rapidly due to the intense feeding behavior of the larvae on the host's body (e.g., Oliveira et al. 2012; de Souza-Pinto et al. 2015; López et al. 2016; Salazar-Saavedra et al. 2017).

The intensity of larval infestation is a determining factor for the survival of anuran hosts (D'Bastiani et al. 2020). In some situations, it seems that the survival instinct causes infested anurans to exhibit reactive behaviors to the larval infestation. For example, terrestrial anurans (frogs and toads) have been recorded entering bodies of water (Roberts 1998; Blazuk 2011b), which could be a reaction to pain or irritation, and even an attempt to drown the fly larvae. Here, in the case of *Bokermannohyla luctuosa*, one of the specimens presented expressive defensive behavior, the animal makes repetitive movements, opposite to the direction of the head, with the right hand over the lesion, perhaps in repetitive attempts to dislodge the fly larvae. The behavior of trying to remove larvae by repeatedly moving the hands over the wound seems to be more associated with arboreal species, as reported for *Bokermannohyla* and other hylids (Lemos et al. 2019; present study). Similar behavior was observed in *Hyla arborea*, which uses its hands to remove eggs and larvae of *Lucilia bufonivora* (Meisterhans and Heusser 1970). However, to date, there are no systematic studies focused on specific (stereotyped) behaviors or complex behavioral responses exhibited by anuran hosts to remove fly larvae that cause myiasis.

A review study on the relationship between climate change and parasitic diseases of livestock predicts that the differential effects of global warming on mortality, development and transmission of ectoparasitic arthropods will vary widely among species (Morgan and Wall 2009). For myiasis-causing flies, such as the cosmopolitan blowfly *Lucilia sericata* (Meigen, 1826), Morgan and Wall (2009) suggest that warmer winters will favor their development but will likely increase mortality of soil-dwelling larvae and pupae (Pitts and Wall 2005). In this context, we raise the following question: Could climate change favor the development of myiasis-causing flies in the Neotropics? This could pose a new threat to anurans by increasing the prevalence and intensity of this parasitic phenomenon in a region that is home to the richest amphibian fauna in the world (Frost 2024, IUCN 2024), especially for endemic and threatened species. This perspective includes to the consideration of a possible new

threat to anurans.. Therefore, we encourage further experimental and field studies that focus on the effects of climate change on the population dynamics and distribution of myiasis-causing flies in order to determine their impacts on anuran hosts in the Neotropics.

V. Conclusion

Our study not only reported 34 new cases of anurans myiasis and new associations between flies and hosts, but most importantly it widens the spectrum of Neotropical anuran species documented as hosts of fly larvae. This shows that a significant knowledge gap exists in the ecology of many Neotropical anuran species regarding the importance of parasitic diseases on population dynamics. Interactions between anurans and myiasis-causing flies may be more common than what has previously been reported in the literature, given the usual fortuitous nature of most observations. During our review, we also noticed that there is also a large knowledge gap regarding myiasis in amphibians worldwide

VI. Acknowledgments

We are grateful to Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas - FAPEAM (PosGrad 2020-2021-Resolução 006/2020) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES for the financial support in the form of a doctoral scholarship to FCS.; Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq for granting a doctoral scholarship to CSA. FHO thanks Universidade Federal de Mato Grosso do Sul – UFMS, CAPES, and Fundação de Apoio ao Desenvolvimento do Ensino, Ciência, e Tecnologia de Mato Grosso do Sul – FUNDECT, for financial support. MM thanks Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP for the grant and CNPq for a research fellowship. Gildázio Costa Ferreira for help with the administrative procedures during the FCS's PhD process, in the Programa de Pós-graduação em Zoologia - PPGZOO-UFAM; We thank the Divisão de Suporte às Estações e Reservas – DISER, especially Rubenildo Lima da Silva and all the team at Reserva Florestal Adolpho Ducke: Maria, Attman and Rosinaldo, for their assistance with the field work; Jeane Alves de Almeida for help in the laboratory at Universidade Federal de Mato Grosso- UFMT. Dr Claudio Borteiro acknowledges Sistema Nacional de Investigadores (SNI – ANII), Uruguay. We would also like to thank Dr. Célio Batista Haddad and Lucas Palandi, for providing specimens of anurans with myiasis, found in the Célio F. B. Haddad Amphibian Collection - at Universidade Estadual “Júlio de mesquita Filho” -UNESP Rio Claro; Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro-UFRJ, Laboratório de

Diptera – Sarcophagidae, and Coleção Científica do Museu Nacional do Rio de Janeiro - Setor de Herpetologia. We also thank Ministério do Meio Ambiente and Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade: Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade for providing the collection permits (#53371-1).

VII. Funding

FCS was funded by FAPEAM (PosGrad 2020-2021-Resolução 006/2020), by CAPES (#88887.832826/2023-00); CNPq granted a doctoral scholarship to Camila Saraiva dos Anjos (#141793/2016-3); MM was funded by Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) via a post-doctoral fellowship grant (number: 2023/17951-0) and CNPq via a research fellowship (#309772/2021-4); FHO was funded via a Visiting Researcher grant from UFMS (23104.025114/2022-13; #23104.024938/2023-57), CAPES (Finance Code 001), FUNDECT (TO: #192/2023) and UFMS.

VIII. Conflicts of interest: The authors declare there are no conflicts of interest associated with this publication.

All the authors have read and agreed to the publication of the manuscript.

IX. Data availability statement All the data supporting the findings of this study are available in the paper

X. References

- Alcantara ED, Silva CF, Silva MC, Ávila RW (2015) *Leptodactylus fuscus* (Whistling Frog). Myiasis. Herpetol Rev 46(3):413.
- Arias-Robledo G, Wall R, Szpila K, Shpeley D, Whitworth T, Stark T, Stevens JR (2019) Ecological and geographical speciation in *Lucilia bufonivora*: the evolution of amphibian obligate parasitism. Int J Parasitol 10:218–230. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.09.005>
- Bolek MG, Janovy J (2004) Observations on myiasis by the calliphorids, *Bufolucilia silvarum* and *Bufolucilia elongata*, in the wood frogs, *Rana sylvatica* from southeastern Wisconsin. J Parasitol 90:1169-1171. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.3.598>.
- Brumpt E (1934a.) Recherches expérimentales sur la biologie de la *Lucilia bufonivora*. Ann Parasitol Hum Comp 12:81–97. <https://doi.org/10.1051/parasite/1934122081>.

- Brumpt E (1934b) Spécificité parasitaire et déterminisme de la ponte de la mouche *Lucilia bufonivora*. C R Hebd Séances Acad Sci 198:124-126.
- Blazuk J (2011) Przypadki pasożytnictwa muchy ropuszkarki *Lucilia bufonivora* na ropusze szarej *Bufo bufo* w Koszalinie. Wszechświat 112(7-9):195-197.
- Cassini CS, Taucce PPG, de Carvalho TR, Fouquet A, Solé M, Haddad CFB, et al. (2020) One step beyond a broad molecular phylogenetic analysis: Species delimitation of *Adenomera marmorata* Steindachner, 1867 (Anura: Leptodactylidae). PLoS ONE 15(2): e0229324. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0229324>.
- Colless DH, McAlpine DK (1991) Diptera. In: Naumann ID (ed) The insects of Australia, vol. 2, 2nd edn. Melbourne University Press, Melbourne, pp 717-786.
- Courtney GW, Cranston PS (2015) Order Diptera In: Thorp JH, Rogers DC (eds) Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Ecology and General Biology, 4th edn. Academic Press, Cambridge, pp 1043-1058.
- Courtney GW, Pape T, Skevington JH, Sinclair BJ (2009) Chapter 9: Biodiversity of Diptera. In: Footitt R.G., Adler PH (eds) Insect Biodiversity: Science and Society, 1st edn. Blackwell Publishing, Oxford, pp. 185–222.
- Courtney GW, Pape T, Skevington JH, Sinclair BJ (2017) Biodiversity of Diptera In: Footitt RG, Adler PH (eds) Insect Biodiversity: Science and Society, vol I, 2nd edn. John Wiley & Sons Ltd, New Jersey, pp 229-278.
- D'Bastiani, Teixeira CP, La Torre GM, Dudczak AC, Santos LE, Silva ALF, Oda FH, Mello-Patiu CA, Campião KM (2020) How deadly sarcophagid fly larvae are for anurans? New interactions and review to Neotropical region. Parasitol Res 119(4):1415-1422. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06613-7>.
- Souza-Pinto FC, França IF, Mello-Patiu CA (2015) Brief description of myiasis cases in three amphibian species from Atlantic Forest located in the central region of the State of Minas Gerais, Brazil. Herpetol Notes 8:287-290.
- Eizemberg R, Sabagh LT, Mello RS (2008) First record of myiasis in *Aplastodiscus arildae* (Anura: Hylidae) by *Notochaeta bufonivora* (Diptera: Sarcophagidae) in the Neotropical area. Parasitol Res 102:329-331. <https://doi.org/10.1007/s00436-007-0767-5>.
- Evenhuis NL, Pape T (2024) Systema Dipterorum: The BioSystematic Database of World Diptera. <http://www.diptera.org>. Accessed 22 September 2024.

- Foerster N, Soresini G, Paiva F, da Silva FA, Leuchtenberger C, Mourão G (2022) First report of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* in free-ranging giant otter (*Pteronura brasiliensis*). *Braz J Vet Parasitol* 31(4): e009522. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022058>.
- Francesconi F, Lupi O (2012) Myiasis. *Clin Microbiol Rev* 25:79-105. <https://doi.org/10.1128/CMR.00010-11>.
- Frost DR (2024) Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.2 (19 July 2024). electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA. doi.org/10.5531/db.vz.0001.
- Gosner KL (1960) A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. *Herpetol* 16:183–19. <https://www.jstor.org/stable/3890061>.
- Hagman T, Pape T, Schule R (2005) Flesh fly myiasis (Diptera, Sarcophagidae) in Peruvian poison frogs genus *Epipedobates* (Anura, Dendrobatidae). *Phyllomedusa* 4:69-73. <https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v4i1p69-73>.
- Hall M, Wall R (1995) Myiasis of humans and domestic animals. *Adv Parasitol* 35:257-334. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60073-1](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60073-1).
- Hortal J, de Bello F, Diniz-Filho JAF, Lewinsohn TM, Lobo JM, Ladle RJ (2015) Seven shortfalls that beset large-scale knowledge of biodiversity. *Annu Rev Ecol Evol Syst* 46:523-549. <https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-112414-054400>.
- IUCN (2024) The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2024-1. <https://www.iucnredlist.org>. Accessed 20 September 2024.
- Kraus F (2007) Fly parasitism in Papuan frogs, with a discussion of ecological factors influencing evolution of life-history differences. *J Nat Hist* 41(29-32):1863-1874. <https://doi.org/10.1080/00222930701511875>.
- Landgraf Filho P, Aoki A, Sousa DLH, Souza EO, Brandão RA, Ávila RW, Oda FH (2019) Escape or be preyed: new records and current knowledge on predators of Pseudinae frogs (Anura: Hylidae) in South America. *Acta Biol Colomb* 24(2):397-402. <http://dx.doi.org/10.15446/abc.v24n2.74650>.
- Lemos GF, Malagoli LR, Lourenço-de-Moraes R (2019) Myiasis in three species of *Bokermannohyla* (Hylidae, Anura). *Herpetol Bull* 150:37-38. <https://doi.org/10.33256/hb150.37-38>.
- Little SE (2008) Myiasis in Wild Birds In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB (eds) *Parasitic Diseases of Wild Birds*, 1st edn. John Wiley & Sons, Inc, New Jersey, pp 546-556.

- López CA, Lavinsky PTP, Antunez MG, Peichoto ME (2016) Myiasis in the Neotropical amphibian *Hypsiboas caingua* (Anura: Hylidae) by *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae). *Herpetol Bull* 138:18-20.
- López CA (2019) Miasis por *Megaselia scalaris* en dos especies de anuros de la Selva Atlántica, provincia de Misiones (Argentina). *Herpetol Nat Hist* 6(2): 78-150.
- Meisterhans K, Heusser H (1970) *Lucilia* Befall an vier Anuren Arten. *Mitt Schweiz Entomol Ges* 43:41-44.
- Morgan ER, Wall R (2009) Climate change and parasitic disease: farmer mitigation? *Trends Parasitol* 25(7):308-313. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2009.03.012> .
- Mulieri PR, Schaefer EF, Duré MI, González CE (2018) A new flesh fly species (Diptera: Sarcophagidae) parasitic on leptodactylid frogs. *Parasitol Res* 117: 809-818. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5755-4>.
- Oda FH, BatistaVG, Gambale PG, Mise FT, de Souza F, Bellay S, Ortega JCG, Takemoto RM (2016) Anuran species richness, composition, and breeding habitat preferences: A comparison between forest remnants and agricultural landscapes in southern Brazil. *Zool Stud* 55:1-14. doi: 10.6620/ZS.2016.55-34.
- Oda FH, Borteiro C, da Graça RJ, Tavares LER, Crampet A, Guerra V, Lima FS, Bellay S, Karling LC, Castro O, Takemoto RM, Pavanelli GC (2016) Parasitism by larval tapeworm's genus *Spirometra* in South American amphibians and reptiles: new records from Brazil and Uruguay, and a review of current knowledge in the region. *Acta Trop* 164:150-164. doi: 10.1016/j.actatropica.2016.09.005.
- Oda FH, Guerra G, Grou E, Lima LD, Proença HC, Gambale PG, Takemoto RM, Teixeira CP, Campião KM, Ortega JCG (2019) Native anuran species as prey of invasive American bullfrog *Lithobates catesbeianus* in Brazil: a review with new predation records. *Amphib Reptile Conserv* 13(2):217-226. <https://biostor.org/reference/286416>.
- Oliveira, R. M., C. V. M. Mendes, D. S. Ruas, M. Solé, L. C. Pinho, and R. Rebouças. 2012. Myiasis on *Hypsiboas atlanticus* (Caramaschi and Velosa, 1996) (Anura: Hylidae) from southern Bahia, Brazil. *Herpetology Notes* 5: 493–494 .
- Pape T, Dahlem GA (2010) Sarcophagidae (flesh flies). In: Brown BV, Borkent A, Cumming JM, Wood DM, Woodley NE, Zumbado MA (eds) *Manual of Central American Diptera*, vol. 2. NRC Research Press, Ottawa, pp. 1313-1336.
- Paredero RCB, Giffu MM, Neves PA (2017) Primeiro caso de Miiase em *Leptodactylus fuscus* e tratamento em *Scinax fuscovarius* In: 8º VII Congresso Brasileiro de Herpetologia, Sociedade Brasileira de Herpetologia.

- Pitts KM, Wall R (2005) Winter survival of larvae and pupae of the blowfly, *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). Bull Entomol Res 95:179-186. <https://doi.org/10.1079/BER2004349>.
- Roberts WR (1998) The calliphorid fly (*Bufolucilia sylvarum*) parasitic on frogs in Alberta. Alta Nat 28:48.
- Salazar-Saavedra M, Loza J, Fernández M, Sunyer J (2017) *Teratohyla pulverata* (Peters, 1873). Parasitism. Mesoam Herpetol 4(4):921-923.
- Schiesari, L. C., Rossa-Feres, D. de C., Menin, M., & Hödl, W. (2022). Tadpoles of Central Amazonia (Amphibia: Anura). *Zootaxa*, 5223(1), 01-149. doi:10.11646/zootaxa.5223.1.1.
- Silva ICO, Carvalho SS, Ceron K, Santana DJ, Tavares LER (2019) A case of Dipteran parasitism in *Trachycephalus typhonius* (Anura: Hylidae), with a summary of myiasis parasitism in anurans. Phyllomedusa 18(2):283-292. <http://dx.doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v18i2p283-292>.
- Silva L de F, Tavares LER, Oda FH (2023) Uma presa fácil aos olhos do predador: novo registro de predação de uma ave de rapina (Accipitriformes: Accipitridae) sobre *Ameiva ameiva* (Squamata: Teiidae) no Brasil e o estado do conhecimento atual sobre predadores desta espécie de lagarto. Acta Zool Lilloana 67(1):51-69. <https://doi.org/10.30550/j.azl/2023.67.1/2023-01-26>.
- Stevens JR, Wallman JF, Otranto D, Wall R, Pape T (2006) The evolution of myiasis in humans and other animals in the Old and New Worlds (part II): biological and life-history studies. Trends Parasitol 22:181-188. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2006.02.010>.
- Vanin S, Mazzariol S, Menandro ML, Lafisca A, Turchetto M (2013) Myiasis by *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) in a Python affected by pulmonitis. J Med Entomol 50(1):209-211. <https://doi.org/10.1603/ME12165>.
- Van Noorden R (2014) The impact gap: South America by the numbers. Nature 510:202-203. <https://doi.org/10.1038/510202a>.
- Vasconcelos TS, Rossa-Feres DC (2008) Habitat heterogeneity and use of physical and acoustic space in anuran communities in southeastern Brazil. Phyllomedusa 7:127-142. <http://dx.doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v7i2p127-142>.
- Vázquez-Corzas FG, Sandoval-Comte A, Hernández-López P, Ibáñez-Bernal S, Pineda E. (2018) First records of parasitoidism by Sarcophagidae flies (Diptera) on three amphibian species in Mexico. J Nat Hist 52: 2339 – 2350. <https://doi.org/10.1080/00222933.2018.1535674>.

- von May R, Biggi E, Cárdenas H, Diaz MI, Alarcón C, Herrera V, Santa-Cruz R, Tomasinelli F, Westeen EP, Sánchez-Paredes CM, Larson JG, Title PO, Grundler MR, Grundler MC, Rabosky ARD, Rabosky DL. 2019. Ecological interactions between arthropods and small vertebrates in a lowland Amazon rainforest. *Amphib Reptile Conserva* 13(1): 65-77.
- Zavadil V (1997) Zum Parasitismus der Krötengoldfliege (*Lucilia bufonivora* Moniez, 1876) auf Erdkröten (*Bufo bufo*)—Abwehrverhalten und limitierende Faktoren. *Z Feldherpetol* 4:1–12.
- Zavadil V, Kolman P, Marík J (1997) Frogs myiasis in the Czech Republic with regard to its occurrence in the Cheb district and comments on the bionomics of *Lucilia bufonivora* (Diptera, Calliphoridae). *Folia Fac Sci Nat Univ Masaryk Brun*, Biol 95:201-210.
- Zumpt F (1965) Myiasis in Man and Animals in the Old World: A Textbook for Physicians, Veterinarians and Zoologists. Butterworths & Co. Ltd, London.
- Wells KD (2007) The Ecology and Behavior of Amphibians. The University of Chicago Press, Chicago.

Table 1. New cases of anuran myiases in the Neotropical region.

Abbreviations: The life stage of anuran hosts: A – adult, J – juvenile; **Infestation parameters:** Ne – number of examined hosts; Ni – number of infested hosts; P% – prevalence in percentage; MI – mean intensity; DR – death rate; SI – site of larva infestation; NP – not provided; Countries: BR – Brazil; CRI – Costa Rica.

Anuran hosts		Myiasis-causing fly		Infestation parameters				Locality (Country)	
Family and species	Stage of life	Family	Species	Ne / Ni (P%)	MI	DR (%)	Infection site		
Alsodidae									
<i>Limnomedusa macroglossa</i>	A	Undetermined	Undetermined	8 / 1	NP	NP	Urostyle		Três Barras do Paraná, Paraná (BRA)
Brachycephalidae									
<i>Brachycephalus rotenbergae</i>	A	Sarcophagidae	Undetermined	2 / 2	2	100	Cloaca		Reserva Biológica Serra do Japi, Jundiá, São Paulo (BRA)
Bufonidae									
<i>Dendrophryniscus brevipollicatus</i>	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	3	100	Ventral and dorsoventral regions		Praia do Puruba, Ubatuba, São Paulo (BRA)
<i>Rhinella marina</i>	T, J	Sarcophagidae	Undetermined	122 / 13 (10.6)	1	100	Dorsal region		Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
<i>Rhinella ornata</i>	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	NP	100	Oral cavity		Carandaí, Minas Gerais (BRA)
	A	Undetermined	Undetermined	4 / 1	8	Fixed specimen	Ventral and dorsoventral regions		Campo Largo, Paraná (BRA)
<i>Rhinella proboscidea</i>	A	Sarcophagidae	Undetermined	1 / 1	18	100	Lateral of the head near the eardrum		Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	NP	NP	NP		Alto Tacutu-Alto Essequibo (GUY)
Cycloramphidae									
<i>Thoropa toophora</i>	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	2	Fixed specimen	Right posterior limb (thing)		São Sebastião, São Paulo (BRA)
Aromobatidae									
<i>Anomaloglossus stepheni</i>	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	NP	Fixed specimen	Back		Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
Hylidae									
<i>Aplastodiscus leucopygius</i>	A	Sarcophagidae	Undetermined	1 / 1	7	100	Cloaca		São Luiz do Paraitinga, São Paulo (BRA)
<i>Aplastodiscus</i> sp.	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	NP	NP	Head		Camanducaia, São Paulo, São Paulo (BRA)
<i>Boana cinerascens</i>	A	Undetermined	Undetermined	1 / 1	NP	Fixed specimen	Oral cavity, vocal sac		Distrito de Lindoia, Itacoatiara, Amazonas (BRA)

<i>Boana faber</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	NP	Posterior region		Parque Estadual do Turvo Derrubadas, Rio Grande do Sul (BRA)
<i>Boana geographica</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	100	Vocal sac		Presidente Figueiredo, Amazonas (BRA)
<i>Boana leptolineata</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Posterior region		Serra do Faxinal, Cambará do Sul, Rio Grande do Sul (BRA)
<i>Boana puchella</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	100	Dorsal region		Cidreira, Rio Grande do Sul (BRA)
<i>Bokermannohyla circumdata</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	NP	Oral cavity, vocal sac		São José dos Pinhais, Paraná (BRA)
<i>Bokermannohyla hylax</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	NP	Cloaca		Parque Natural Municipal Nascentes de Paranapiacaba, Santo André, São Paulo (BRA)
<i>Bokermannohyla luctuosa</i>	A	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	57	100	Superior and inferior dorsal region		Parque Pico das Cabras, Campinas and Morungaba, São Paulo (BRA)
	A	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	88	100	Head, dorsal region		Parque Pico das Cabras, Campinas and Morungaba, São Paulo (BRA)
<i>Callimedusa tomopterna</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	NP	Gular region		Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
<i>Scinax</i> sp. (gr. <i>ruber</i>)	A	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	10	100	Head, close to the eardrum		-
	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	100	Head, dorsal region		Cotriguaçu, Mato Grosso (BRA)
<i>Scinax x-signatus</i>	A	Undetermined	Undetermined		16 / 1	NP	Fixed specimen	Digestive tube		Águas de Santa Bárbara, São Paulo (BRA)
<i>Smilisca sordida</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	NP	Right hind leg (thigh)		Santa Rosa, Puriscal, San José (CRI)
Leptodactylidae										
<i>Physalaemus cuvieri</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Close to the tympanic membrane and the gular region		São José dos Pinhais, Paraná (BRA)
<i>Physalaemus lateristriga</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Hind limbs		São José dos Pinhais, Paraná (BRA)
<i>Adenomera andreae</i>	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Eardrums		Porto Trombetas, Oriximiná, Pará (BRA)
<i>Adenomera</i> sp.1	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Anterior dorsal region (right side)		Araguaína, Tocantins (BRA)
<i>Adenomera</i> sp.2	A	Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	Fixed specimen	Hind limbs		São José dos Pinhais, Paraná (BRA)

<i>Leptodactylus fuscus</i>	A		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) <i>bufonivora</i>		1 / 1	22	100	NP		Marianópolis, Tocantins (BRA)
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>	A		Undetermined	Undetermined		1 / 1	1	Fixed specimen	Head		Fazenda São Nicolau, Cotriguaçu, Mato Grosso (BRA)
<i>Leptodactylus sertanejo</i>	A		Undetermined	Undetermined		43 / 1 (2.3)	NP	Fixed specimen	Digestive tube		Águas de Santa Bárbara, São Paulo (BRA)
Microhylidae											
<i>Elachistocleis surumu</i>	A		Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) sp.		1 / 1	NP	NP	Posterior of the left thigh, close to the cloaca		Parque Nacional do Viurá, Caracará, Roraima (BRA)
Ranidae											
<i>Aquarana catesbeiana</i>	A		Undetermined	Undetermined		1 / 1	NP	100	Gular region		Jaraguá do Sul, Santa Catarina (BRA)

Table 2. Data for specimens of anurans affected by myiasis, collected during field studies and kept in the laboratory to obtain adult flies.

Abbreviations T- Tadpole; J- Juvenile; A- Adult; SVL- snout-vent length; Ne – number of examined hosts; Ni – number of infested hosts; P% – prevalence in percentage; MI – mean intensity; NP- Not provided

Anuran hosts			Myiasis-causing fly		Infestation parameters					Locality (country)		
Family and species	Stage of life	SVL (mm)	Family	Species	Ne / Ni (P%)	MI	Death rate (%)	Hatching of adults	Infection site	Habitat/ Substrate	Year	
Bufonidae												
<i>Rhinella marina</i>	T and J	10	Sarcophagidae	Unidentified	122 /13 (10.6)	1	100	Only larvae and pupae	Dorsal region	Sandy soil	2016	Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
<i>Rhinella proboscidea</i>	A	49	Sarcophagidae	Unidentified	1/1 (NA)	13	100	Only larvae	Urostyle region, and dorsal region close to the tympanic membrane	Sandy soil	2022	Reserva Florestal Addolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)
Hylidae												
<i>Bokermannohyla luctuosa</i>	A	85	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) <i>bufonivora</i>	1/1 (NA)	57	100	11 days	Dorsal region, left side, behind head	Vegetation	2019	Reserva Biológica Serra do Japi, Jundiá, São Paulo (BRA)
<i>Bokermannohyla luctuosa</i>	A	90	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) <i>bufonivora</i>	1/1 (NA)	88	100	12 days	Dorsal region, left side, in head, behind eye	Vegetation	2020	Reserva Biológica Serra do Japi, Jundiá, São Paulo (BRA)
<i>Scinax</i> sp. (gr. <i>ruber</i>)	A	65	Sarcophagidae	Unidentified	1/1 (NA)	10	100	8 days	Gular region	Calyey soil	2022	Fazenda Experimental da UFAM, Manaus, Amazonas (BRA)
Leptodactylidae												
<i>Leptodactylus fuscus</i>	A	42	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) <i>bufonivora</i>	1/1 (NA)	22	100	15 days	Head, dorsal region	NP	2021	Marianópolis, Tocantins (BRA)
Microhylidae												
<i>Elachistocleis surumu</i>	A	25	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> (<i>Notochaeta</i>) sp.	1/1 (NA)		100	14 days	Posterior of the left thigh, close to the cloaca	NP	2017	Parque Nacional do Viruá, Caracará, Roraima (BRA)

Table 3. Anuran species recorded as hosts of fly larvae in the Neotropical region.

Abbreviations Ne - number of examined individual hosts, Ni - number of infested individual hosts. Countries ARG – Argentina; BRA – Brazil; COL – Colombia; CRI – Costa Rica; GUY – Guyana; MEX – Mexico; NIC – Nicaragua; PAN – Panama; PER – Peru; TTO – Trinidad and Tobago; VEN – Venezuela.

Host family and species	Myiasis-causing fly		.	Infested hosts	Location (country)	References
	Family	Species		Ne / Ni (P%)		
Alsodidae						
<i>Limnomedusa macroglossa</i>	Undetermined	Undetermined		8 / 1	Rio Guarani, Três Barras do Paraná, Paraná (BRA)	Present study
Brachycephalidae						
<i>Brachycephalus rotenbergae</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		2 / 2	Atibaia, São Paulo (BRA)	Sebben and Schwartz (1992)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Cotia, São Paulo (BRA)	Sebben and Schwartz (1992)
	Sarcophagidae	Undetermined		2 / 2	Serra do Japi, Jundiá, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Ischnocnema henselii</i>	Sarcophagidae	Undetermined		28 / 1 (3.6)	Área de Proteção Ambiental Guaraqueçaba, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
Craugastoridae						
<i>Craugastor rhodopis</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Coatepec, Veracruz (MEX)	Vázquez-Corzas et al. (2018)
Eleutherodactylidae						
<i>Eleutherodactylus</i> sp.	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Barro Colorado island (PAN)	Dodge (1968)
Bufonidae						
<i>Atelopus varius</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		751 / 40 (5.3)	Santa Elena, Puntarenas (CRI)	Crump and Pounds (1985)
<i>Dendrophryniscus brevipollicatus</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Praia do Puruba, Ubatuba, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Rhinella alata</i>	Sarcophagidae	Undetermined		5 / 5	Gamboá, Colón (PAN)	Kelehear et al. (2020)
	Sarcophagidae	Undetermined		256 / 3 (1.2)	Masambi, Panama (PAN)	Kelehear et al. (2020)
<i>Rhinella diptycha</i>	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>		1 / 1	Botucatu, São Paulo (BRA)	Jim (1990)
	Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>		1 / 1	Brasília, Distrito Federal (BRA)	Ledo et al. (2012)
	Sarcophagidae	Undetermined		3 / 3	Sabará, Minas Gerais (BRA)	de Souza-Pinto et al. (2015)
<i>Rhinella margaritifera</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Portel, Pará (BRA)	Carvalho-Filho et al. (2010)
<i>Rhinella marina</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notocheata)</i> sp.		136 / 2 (1.5)	Northern Trinidad (TTO)	Burgon et al. (2012)
	Sarcophagidae	Undetermined		122 / 13 (10.6)	Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)	Present study
<i>Rhinella nattereri</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Rancho Grande, Aragua (VEN)	Lopes and Vogelsang (1953)

<i>Rhinella ornata</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>		1 / 1	Puerto Iguazú, Misiones (ARG)	López (2019)
	Sarcophagidae	Undetermined		39 / 3	Área de Proteção Ambiental Guaraqueçaba (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Carandaí, Minas Gerais (BRA)	Present study
<i>Rhinella abei</i>	Undetermined	Undetermined		4 / 1	Campo Largo, Paraná (BRA)	Present study
<i>Rhinella proboscidea</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)	Present study
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Alto Tacutu-Alto Essequibo (GUY)	Present study
Centrolenidae						
<i>Teratohyla pulverata</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Reserva Privada Refugio Bartola, Río San Juan (NIC)	Salazar-Saavedra et al. (2017)
<i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Parque Nacional Soberanía, Colón and Panama (PAN)	Medina et al. (2009)
Aromobatidae						
<i>Anomaloglossus stepheni</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)	Present study
Dendrobatidae						
<i>Ameerega bassleri</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Central Alto Caynarachi Valley (PER)	Hagman et al. (2005)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Chumilla River, Huallaga (PER)	Hagman et al. (2005)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	West Flank, Uruhuasha (PER)	Hagman et al. (2005)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	South Carrachamera (PER)	Hagman et al. (2005)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Upper Alto Caynarachi Valley (PER)	Hagman et al. (2005)
<i>Ameerega cainarachi</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Chumilla River, Huallaga (PER)	Hagman et al. (2005)
<i>Ameerega trivittata</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Yurimaguas road (at 6 km) (PER)	Hagman et al. (2005)
	Undetermined	Undetermined		~20 / ~10 (50.0)	Chumilla River, Huallaga (PER)	Hagman et al. (2005)
	Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>		1 / 1	Yurimaguas road (at 34 km) (PER)	Hagman et al. (2005)
<i>Dendrobates tinctorius</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>		1 / 1	NP	Zwart et al. (2005)
<i>Ranitomeya uakarii</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Madre Selva Biological Station, Loreto (PER)	von May et al. (2019)
HYLIDAE						
<i>Aplastodiscus arildae</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		2 / 2	Teresópolis, Rio de Janeiro (BRA)	Eizemberg et al. (2008)
<i>Aplastodiscus leucophygius</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	São Luiz do Paraitinga, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Aplastodiscus</i> sp.	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Camanducaia, São Paulo, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Agalychnis saltator</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Reserva de la Biósfera Bosawas, Jinotega (NIC)	Travers and Townsend (2010)
<i>Boana atlantica</i>	Sarcophagidae	Undetermined		2 / 2	Igrapiúna, Bahia (BRA)	Oliveira et al. (2012)
<i>Boana beckeri</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia centenaria</i>		1 / 1	Conceição das Pedras, Minas Gerais (BRA)	Mello-Patiu and de Luna-Dias (2010)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia centenaria</i>		4 / 4	Pedralva, Minas Gerais (BRA)	Mello-Patiu and de Luna-Dias (2010)

<i>Boana caingua</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>		1 / 1	Puerto Iguazú, Misiones (ARG)	López et al. (2016)
<i>Boana cinerascens</i>	Undetermined	Undetermined			Distrito de Lindoia Itacoatiara, Amazonas (BRA)	Present study
<i>Boana curupi</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	San Pedro, Misiones (ARG)	López and Nazer (2009)
<i>Boana faber</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>		3 / 3	Puerto Iguazú, Misiones (ARG)	López (2019)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Parque Estadual do Turvo Derrubadas, Rio Grande do Sul (BRA)	Present study
<i>Boana geographica</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Presidente Figueiredo, Amazonas (BRA)	Present study
<i>Boana latistriata</i>	Calliphoridae	Undetermined		1 / 1	Campos do Jordão, São Paulo (BRA)	Gomes et al. (2018)
<i>Boana leptolineata</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Serra do Faxinal, Cambará do Sul, Rio Grande do Sul (BRA)	Present study
<i>Boana pulchella</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Cidreira, Rio Grande do Sul (BRA)	Present study
<i>Boana stenocephala</i>	Calliphoridae	<i>Lucilia</i> or <i>Hemilucilia</i>		1 / 1	Cristina, Minas Gerais (BRA)	Gomes et al. (2018)
<i>Boana semiguttata</i>	Sarcophagidae	Undetermined		5 / 3	Parque Estadual Pico do Marumbi, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
<i>Bokermannohyla caramaschii</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Santa Teresa, Espírito Santo (BRA)	Lemos et al. (2019)
<i>Bokermannohyla circumdata</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) fumipennis</i>		22 / 1	Parque Estadual Pico do Marumbi, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
	Sarcophagidae	<i>Peckia (Sarcodexia) lambens</i>		22 / 1	Parque Estadual Pico do Marumbi, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
	Sarcophagidae	Undetermined		22 / 1	Parque Estadual Pico do Marumbi, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	São José dos Pinhais, Paraná (BRA)	Present study
<i>Bokermannohyla hylax</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	São Luís do Paraitinga, São Paulo (BRA)	Lemos et al. (2019)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Parque Natural Municipal Nascentes de Paranapiacaba, Santo André, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Bokermannohyla luctuosa</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Tunas do Sul, Paraná (BRA)	Lemos et al. (2019)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Parque Pico das Cabras, Campinas and Morungaba, São Paulo (BRA)	Present study
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Parque Pico das Cabras, Campinas and Morungaba, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Callimedusa tomopterna</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas (BRA)	Present study
<i>Dendropsophus leali</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Los Amigos Biological Station, Madre de Dios (PER)	von May et al. (2019)
<i>Dendropsophus schubarti</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia</i> sp.		1 / 1	Cocha Cashu Biological Station (PER)	Junes et al. (2019)
<i>Dryaderces inframaculata</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Paranaíta, Mato Grosso (BRA)	Pinto et al. (2017)
<i>Osteocephalus</i> cf. <i>leprieurii</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Los Amigos Biological Station, Madre de Dios (PER)	von May et al. (2019)
<i>Rheohyla miotympanum</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		2 / 2	Cascatas de Texolo, Veracruz (MEX)	Vázquez-Corzas et al. (2018)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Reserva Ecológica Santa Gertrudis, Veracruz (MEX)	Vázquez-Corzas et al. (2018)
<i>Scinax fuscovarius</i>	Calliphoridae	Undetermined		1 / 1	Salto de Pirapora, São Paulo (BRA)	Paredero et al. (2017)

	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Sabará, Minas Gerais (BRA)	de Souza-Pinto et al. (2015)
<i>Scinax x-signatus</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Águas de Santa Bárbara, São Paulo (BRA)	Present study
<i>Scinax</i> sp. (gr. <i>ruber</i>)	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Sabará, Minas Gerais (BRA)	de Souza-Pinto et al. (2015)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Fazenda São Nicolau, Cotriguaçu, Mato Grosso (BRA)	Present study
	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas (BRA)	Present study
<i>Scinax</i> sp.	Sarcophagidae	Undetermined		3 / 1	Área de Proteção Ambiental Guaraqueçaba, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
<i>Smilisca sordida</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Santa Rosa, Puriscal, San José (CRI)	Present study
<i>Trachycephalus typhonius</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Ladário, Mato Grosso do Sul (BRA)	Silva et al. (2019)
Leptodactylidae						
<i>Physalaemus albonotatus</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>		1 / 1	Corrientes, Corrientes (ARG)	Mulieri et al. (2018)
<i>Physalaemus cuvieri</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Pinheiros, Espírito Santo (BRA)	Martins et al. (2022)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	São José dos Pinhais, Paraná (BRA)	Present study
<i>Physalaemus lateristriga</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	São José dos Pinhais, Paraná (BRA)	Present study
<i>Adenomera andreae</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Porto Trombetas, Oriximiná, Pará (BRA)	Present study
<i>Adenomera guarani</i> (= <i>diptyx</i>)	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>		1 / 1	Corrientes, Corrientes (ARG)	Mulieri et al. (2018)
<i>Adenomera</i> sp.*	Sarcophagidae	Undetermined		8 / 1	Parque Estadual Pico do Marumbi, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
<i>Adenomera</i> sp.1	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Araguaína, Tocantins (BRA)	Present study
<i>Adenomera</i> sp. 2	Undetermined	Undetermined		1 / 1	São José dos Pinhais, Paraná (BRA)	Present study
<i>Leptodactylus elenae</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) adelina</i>		1 / 1	Corrientes, Corrientes (ARG)	Mulieri et al. (2018)
<i>Leptodactylus fuscus</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>		122 / 2	Pantanal wetlands, Nhecolândia, Mato Grosso do Sul (BRA)	Alcantara et al. (2015)
	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i>		122 / 3	Pantanal wetlands, Nhecolândia, Mato Grosso do Sul (BRA)	Alcantara et al. (2015)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Botucatu, São Paulo (BRA)	Paredero et al. (2017)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Marianópolis, Tocantins (BRA)	Present study
<i>Leptodactylus luctator</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Vitória das Missões, Rio Grande do Sul (BRA)	Müller et al. (2015)
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Fazenda São Nicolau, Cotriguaçu, Mato Grosso (BRA)	Present study
<i>Leptodactylus sertanejo</i>	Undetermined	Undetermined		43 / 1 (2.3)	Águas de Santa Bárbara, São Paulo (BRA)	Present study
Microhylidae						
<i>Elachistocleis surumu</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta)</i> sp.		1 / 1	Parque Nacional do Viurá, Caracará, Roraima (BRA)	Present study
Odontophrynidae						
<i>Proceratophrys boiei</i>	Sarcophagidae	Undetermined		15 / 1	Área de Proteção Ambiental Guaraqueçaba, Paraná (BRA)	D’Bastiani et al. (2020)
<i>Proceratophrys</i> sp.	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Linhares, Espírito Santo (BRA)	Lopes (1981)

Ranidae						
<i>Aquarana castesbeiana</i> (= <i>Lithobates catesbeiana</i>)	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta)</i> sp.		8 / 8	Jundiaí, São Paulo (BRA)	Souza Junior et al. (1989)
	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta)</i> sp.		2 / 2	Limeira, São Paulo (BRA)	Souza Junior et al. (1989)
	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Jaraguá do Sul, Santa Catarina (BRA)	Present study
<i>Lithobates berlandieri</i>	Sarcophagidae	<i>Lepidodexia (Notochaeta) bufonivora</i>		1 / 1	Francisco Xavier Clavijero Park, Xalapa, Veracruz (MEX)	Vázquez-Corzas et al. (2018)
Strabomantidae						
<i>Pristimantis achatinus</i>	Sarcophagidae	Undetermined		1 / 1	Manizales, Caldas (COL)	Escobar-Vargas et al. (2016)
<i>Pristimantis thectopternus</i>	Undetermined	Undetermined		1 / 1	Salento, Quindío (COL)	Gómez-Hoyos et al. (2012)

* Species identified as *Adenomera marmorata* Steindachner, 1867, but according to recent delimitation of Cassini et al. (2020), the species does not occur in the state of Paraná.

Aspectos ecológicos da interação de *Gyrincola* sp. (Nematoda: Pharyngodonidae) e girinos (Amphibia: Anura) na região neotropical

Franciele Cristina de Souza^{1,2,3,9}, Eurizângela Pereira Dary⁴, Camila Saraiva dos Anjos⁵, Maria Inês Braga⁶, Lorena Vieira de Matos^{3,4}, Fabrício H. Oda^{7,8}, Luciano Alves dos Anjos⁹, José Celso de Oliveira Malta³

¹ Programa de Pós-Graduação em Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas-ICB. Universidade Federal do Amazonas-UFAM. Manaus, Amazonas, 69067-005, Brasil.

² Projeto Dinâmica Biológica de Fragmentos Florestais-PDBFF, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA. Manaus, Amazonas, 69060-001, Brasil.

³ Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA, Laboratório de Parasitologia de Peixes-LPP. Manaus, Amazonas, 69060-001, Brasil.

⁴ Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA, Programa de Pós-Graduação em Biologia de Água doce e Pesca interior. Manaus, Amazonas, 69060-001, Brasil.

⁵ Instituto de Desenvolvimento Florestal e da Biodiversidade- IDEFLOR-Bio, Belém, Pará, Brasil

⁶ Departamento de Morfologia da Universidade Federal do Amazonas UFAM, Instituto de Ciências Biológicas-ICB. Manaus, Amazonas, 69067-005, Brasil.

⁷ Instituto de Ciências Naturais Humanas e Sociais, Programa de Pós-graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Mato Grosso, Câmpus Universitário de Sinop, Sinop 78550-728, Brasil

⁸ Herpeto Capixaba, Instituto Últimos Refúgios, Vitória, Espírito Santo 29070-030, Brasil

⁹ Laboratório de Ecologia do parasitismo, Departamento de Biologia e Zootecnia. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”- UNESP. Ilha Solteira, São Paulo, Brasil

* **Autora correspondente:** Franciele Cristina de Souza
francielexingu@gmail.com

¹ Artigo a ser submetido à revista: Acta Tropica
Qualis: A2, Fator of impact: 2.1

Abstract

Studies have shown that, in anuran larvae, nematodes belonging to the genus *Gyrinicola* can be considered fermentative intestinal symbionts, along with other organisms, such as protozoa and bacteria, which perform the same function in specific intestinal regions and provide physiological benefits during their development. In the present study, 3.040 nematodes belonging to the genus *Gyrinicola* sp. were collected from the intestines of thirteen tadpole species, from the families Bufonidae, Hylidae, Leptodactylidae and Phyllomedusidae, in the Amazon, Cerrado, and Atlantic Forest biomes. Desta forma, reforça-se a importância de estudos ecológicos envolvidos em hospedeiros e seus helmintos, uma vez que essas interações podem desempenhar funções ecológicas relevantes em comunidades aquáticas.

Keywords: Ecological interactions, mutualism in tadpoles, symbiotic organisms, Amazon

Resumo

Estudos têm demonstrado que, em larvas de anuros, nematoides pertencentes ao gênero *Gyrinicola* podem ser considerados simbioses intestinais fermentativos, juntamente com outros organismos, como protozoários e bactérias, que desempenham a mesma função em regiões intestinais específicas e proporcionam benefícios fisiológicos durante seu desenvolvimento. No presente estudo, 3.040 nematoides pertencentes ao gênero *Gyrinicola* (Pharyngodonidae) foram coletados do intestino de treze espécies de girinos, das famílias Bufonidae, Hylidae, Leptodactylidae e Phyllomedusidae, nos biomas Amazônia, Cerrado e Mata atlântica. Dessa forma, reforça-se a importância de estudos ecológicos envolvendo hospedeiros e seus helmintos, uma vez que essas interações podem desempenhar funções ecológicas relevantes em comunidades aquáticas.

Palavras-chave: Interações ecológicas, mutualismo em girinos, organismos simbioses, Amazônia

I. Introdução

O papel dos organismos que vivem em associação com outras espécies tem sido amplamente discutido, onde algumas associações simbióticas podem conferir benefícios ecológicos aos hospedeiros, como vantagens no desenvolvimento metamórfico de anfíbios (Duellman & Trueb, 1986; Duszynski, *et al.*, 2007; Noblet & Yabsley, 2001; Pryor & Bjorndal, 2005). Anfíbios, são hospedeiros de uma grande diversidade de organismos simbiontes como bactérias, fungos, helmintos, protozoários e insetos (Hoff, Frye & Jacobson, 1984; Densmore & Green, 2007; Borteiro *et al.*, 2018; Campião *et al.*, 2014; Anjos *et al.*, 2021; Souza *et al.*, 2025; Voyles *et al.*, 2009). A diversidade das interações em anfíbios é ampliada pelo ciclo de vida bifásico, que envolve fases aquática e terrestre (Duellman & Trueb, 1994). Durante o desenvolvimento bifásico, ocorrem mudanças morfológicas e comportamentais, que favorecem o intercâmbio de grupos de organismos nos diversos habitats ocupados pelos hospedeiros (Poulin & Morand, 1999). Essa característica, torna-os, hospedeiros de organismos pertencentes a grupos distintos, incluindo endossimbiontes, como espécies dos filos Acantocephala, Nematoda e Platyhelminthes, e ectossimbiontes, como Acari, Annelida, Crustacea e Diptera (Anjos *et al.*, 2011; Cohen *et al.*, 2013; Campião *et al.*, 2014; Oda *et al.*, 2016; Tanzola & Villegas-Ojeda, 2017; Mendoza-Roldan *et al.*, 2020; Anjos *et al.*, 2021; Souza *et al.*, 2025).

Na fase adulta, ectoparasitos sugadores de sangue, como sanguessugas, mosquitos e carrapatos podem transmitir patógenos e ocasionar lesões cutâneas, potencializando o risco de infecções primárias ou secundárias por meio da transmissão vetorial de microrganismos (Cotes-Perdomo *et al.* 2018; Lampo & Bayliss, 1996; Smith *et al.*, 2008; Canazas-Teran *et al.*, 2024). Já na fase larval aquática, os girinos estão propícios a uma diversidade de infecções por organismo que estabelecem relações simbióticas como mutualismo, comensalismo e parasitismo, podendo atuar como hospedeiros intermediários no ciclo de vida de diferentes espécies parasitas (Hoff *et al.*, 1984; Venturini, 1989; Hamann & Kehr, 1999; Noblet & Yabsley 2001; Wolfe *et al.*, 2001; Schotthoefer *et al.*, 2003; Bolek & Janovy, 2007; Bolek *et al.*, 2024).

Uma das interações mais significantes em anfíbios atualmente, é a quitridiomicose, uma doença ocasionada pela infecção do fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) Longcore, Pessier & D.K. Nichols, 1999 (Chytridiomycota), que coloniza e se desenvolve na epiderme dos anuros, comprometendo funções fisiológicas essenciais (Berger *et al.*, 1998; Longcore *et al.*, 1999; Pessier *et al.*, 1999; Voyles *et al.*, 2009).

Entre as relações simbióticas benéficas destaca-se o mutualismo entre nematoides do gênero *Gyrinicola* Yamaguti, 1938 e girinos (Pryor & Bjorndal, 2005 a,b?). Esses helmintos colonizam o intestino dos hospedeiros e utilizam o conteúdo orgânico disponível como recurso alimentar, ao mesmo tempo em que auxiliam na fragmentação da matéria orgânica. Como resultado, contribuem para a eficiência digestiva e favorecem o desenvolvimento ontogenético dos girinos (Adamson, 1990; Adamson, 1986; McAllister, *et al.*, 1995; Pryor & Bjorndal, 2005). As espécies pertencentes ao gênero são encontradas exclusivamente no intestino de girinos (Adamson, 1981; Bursey & DeWolf, 1998; Rhoden & Bolek, 2011; Walker *et al.*, 2024;), que incluem um intestino longo e volumoso com um cólon dilatado, habitado por densas populações de simbioses fermentativos (Stevens & Hume, 1995; Pryor & Bjorndal, 2005b), reduzindo assim o número de potenciais nichos disponíveis para a exploração e condições favoráveis de evolução dos helmintos (Aho, 1990).

Desde a sua descrição, o gênero tem sido registrado em diferentes espécies de girinos da América do Norte (Adamson, 1981; Bursey & DeWolf, 1998; Rhoden & Bolek, 2011; Walker *et al.*, 2025), da Europa (Brigitte *et al.*, 2008), da Ásia (Yamaguti, 1938; Sata & Nakano, 2020; Maity *et al.*, 2019) e América do Sul (Araújo & Artigas, 1980; Souza-Júnior & Martins, 1995; González & Hamann, 2005; Kehr & Hamann, 2003; Castillo *et al.*, 2017), evidenciando uma distribuição quase global. Na América do sul, os registros de *Gyrinicola* ocorrem apenas no Brasil e Argentina, envolvendo espécies pertencentes às famílias Bufonidae, Hylidae e Leptodactylidae (Araújo & Artigas, 1980; Gonzalez & Hamann, 2005; Kehr & Hamann, 2003; Souza-Júnior & Martins, 1995).

Dessa forma, diante da escassez de informações sobre helmintos de girinos na região neotropical, aliada à relevância ecológica do grupo (Altig & Johnston, 1989; Sanderson & Kupferberg, 1999; Altig *et al.*, 2007; Gambale *et al.*, 2014), torna-se essencial investigar a diversidade, a distribuição e os efeitos ocasionados em interações ecológicas. Logo, analisamos a ocorrência, e os efeitos da interação simbiótica entre *Gyrinicola* spp. (Nematoda: Pharyngodonidae) em treze espécies de girinos de anuros neotropicais.

II. Objetivo geral

- i. Caracterizar aspectos da relação entre nematoides intestinais e espécies de girinos pertencentes às famílias Bufonidae, Hylidae e Leptodactylidae, nos biomas Amazônia, Cerrado e Mata atlântica.

III. Objetivos específicos

- i. Descrever os aspectos ecológicos envolvidos na relação simbiótica entre girinos e nematoides intestinais, com registro de novas ocorrências.
- ii. Avaliar potenciais alterações histológicas resultantes da interação simbiótica entre nematoides ao tecido intestinal dos girinos de *Boana geographica*.
- iii. Determinar a correlação da intensidade média com parâmetros do hospedeiro: massa corporal, tamanho e estágio de desenvolvimento, em treze espécies de girinos
- iv. Revisar e mapear a distribuição geográfica dos registros de helmintos *Gyrinicola* spp. a nível global.

I. MATERIAIS E MÉTODOS

i. Áreas de estudo

As coletas foram realizadas entre os anos de 2013 e 2023, abrangendo três biomas distintos, Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, as principais características são descritas a seguir:

a) Reserva Florestal Adolpho Ducke (RFAD)

A Reserva Florestal Adolpho Ducke (RFAD) está localizada na rodovia AM-010, KM 26, entre os municípios de Manaus e Itacoatiara, no estado do Amazonas (2°55'45.4"S; 59°58'35.1"W), bioma Amazônia. O clima da região é classificado como tropical úmido (Af de Köppen), com temperatura média anual em torno de 26°C (Ribeiro, 1976). O clima da região é classificado como tropical úmido (tipo Af, segundo Köppen) (Ribeiro, 1976), com duas estações bem definidas, seca e chuvosa, favorecendo a formação de poças temporárias e permanentes (Wilbur, 1980, 1997) (Fig. 1A, C, D). A reserva possui aproximadamente 100 km² de extensão, coberta por floresta tropical úmida de terra firme (Guillaumet & Kahn, 1982; Lima *et al.*, 2012). Na RFAD, os girinos das seguintes espécies foram coletados em poças permanentes e temporárias: *Boana geographica* (n=63), *Callimedusa tomopterna* (Cope, 1868) (n=34), *Osteocephalus taurinus* Steindachner, 1862 (n=35), *Phyllomedusa tarsius* (Cope, 1868) (n=08), *Phyllomedusa vaillantii* Boulenger, 1882 (n=08), *Leptodactylus knudseni* Heyer, 1972 (n=25), *Leptodactylus mystaceus* (Spix, 1824) (n=14), *Leptodactylus riveroi* (Heyer and Pyburn, 1983) (n=31) e *Leptodactylus rhodomystax* Boulenger, 1884 (n=30).

b) Projeto Dinâmica Biológica de Fragmentos Florestais (PDBFF)

O segundo local de coleta foi a Fazenda Dimona, situada na Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE) vinculada ao Projeto Dinâmica Biológica de Fragmentos Florestais (PDBFF/INPA) (2°25'12.6"S; 59°50'40.6"W), no município de Rio Preto da Eva, Amazonas, Brasil, bioma Amazônia. A área apresenta características ecológicas semelhantes às da RFAD, com a formação de poças permanentes e temporárias ao longo do ano (Fig. 1B). Neste local foram coletados, em dois hidroperíodos distintos, os girinos de *Boana geographica* (n=58) em uma poça permanente, cercada por vegetação densa composta por *Cyclanthus* sp., *Thurnia sphaerocephala* (Rudge) Hook.f. e *Urospata sagittifolia* (Rudge) Schott (Reflora, 2024) (Fig. 1B).

c) Reserva de Desenvolvimento Sustentável Piagaçu-Purus (RDS-PPurus)

A Reserva de Desenvolvimento Sustentável Piagaçu-Purus está localizada na região central do estado do Amazonas, entre os interflúvios Purus–Madeira e Purus–Juruá (4°16'15.1" S; 61°52'45.2"), no bioma Amazônia. Sua vegetação é composta predominantemente por floresta ombrófila densa, sendo que aproximadamente 40% da área corresponde a várzeas, enquanto o restante é formado por floresta de terra firme (Deus *et al.*, 2002). O clima da região é classificado como tropical chuvoso, com temperaturas médias mensais sempre superiores a 18 °C, inclusive no mês mais frio (Piagaçu, 2010). Na reserva, as coletas foram realizadas no Lago Itapurumirim, onde foram registrados os girinos de *B. geographica* (n = 30), observados formando um denso cardume próximo à superfície da água.

(d) Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas (FAEXP-UFAM)

A Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas (FAEXP-UFAM) está situada no km 38 da rodovia BR-174 (2°38'55.1"S; 60°03'16.5"W), abrangendo uma área de aproximadamente 3.000 hectares, no bioma Amazônia. A vegetação predominante é de floresta primária, com fitofisionomias que incluem floresta ombrófila densa, campinarana, áreas de floresta secundária e plantios florestais. A região apresenta temperatura média anual de 26°C e clima tropical úmido, classificado como Af segundo Köppen (Ribeiro, 1976). Na área da fazenda, foram coletados girinos da espécie *Rhinella marina* (n = 30) em um açude artificial, construído para a criação de alevinos e o desenvolvimento de peixes. No corpo d'água não havia presença de vegetação emergente.

e) Fazenda Experimental da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (FEPE)

A Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da UNESP (FEPE) está localizada no município de Selvíria, Mato Grosso do Sul, na divisa com o estado de São Paulo (20°23'43.4"S; 51°23'39.0"W), no entre a transição dos biomas Cerrado e Mata Atlântica. A fazenda abrange uma área total de aproximadamente 1.647,51 hectares. O clima da região é classificado como tropical úmido do tipo Aw, com temperatura média anual de 24,5 °C (Hernandez *et al.*, 1995). Na fazenda, as coletas foram realizadas em uma área de brejo, com a coleta dos girinos de *Boana raniceps* (Cope, 1862) (n = 34) e *Physalaemus cuvieri* Fitzinger, 1826 (n = 24), com pouca vegetação sob a superfície da água.

f) Município de Botucatu

O município de Botucatu possui uma área territorial de 1.483 km², localizada em uma zona de transição entre os biomas: Cerrado e Mata Atlântica. Com vegetação savânica e formações florestais que incluem a floresta estacional semidecidual e ombrófila mista, nos dois biomas, respectivamente (IBGE, 1991). A região apresenta clima tropical de altitude do tipo Cwa, caracterizado por verões chuvosos e invernos secos, com temperatura média anual de 20,7 °C (Köppen, 1948; CEPAGRI, 2024). Os girinos de *Boana albopunctata* (Spix, 1824) (n=25) foram coletados em uma poça temporária formada às margens de uma estrada no município de Botucatu, no estado de São Paulo (22°53'04.7"S 48°30'14.0"W), bioma Mata Atlântica. No corpo d'água não havia vegetação emergente.



Figura 1. **A.** Poça permanente amostrada na Reserva F. A. Ducke. **B.** Poça permanente localizada na Fazenda Dimona, PDBFF, entre os municípios de Manaus e Presidente Figueiredo, AM. **C.** Metodologia de coleta de girinos em poças temporárias. **D.** Poça temporária amostrada na estação chuvosa. **Fotos:** Franciele C. Souza e Lorena Matos.

ii. Coleta, identificação e processamento dos girinos

Os girinos foram coletados por meio do método de busca/pesca ativa, utilizando pequenos puçás e peneiras manuais (Fig. 1C). Após a coleta, os indivíduos foram acondicionados cuidadosamente em sacos plásticos de 20 litros contendo água do próprio local e mantidos sob aeração até sua chegada ao laboratório. No laboratório, os girinos foram eutanasiados com solução aquosa de Benzocaína a 300 mg/L, (CEUA, 2022). Em seguida, foram obtidos os seguintes dados de cada indivíduo: peso (g), comprimento total (mm) e estágio ontogenético (Gosner, 1960). As medidas foram realizadas utilizando paquímetro digital (precisão de 0,1 mm) e balança semi-analítica 3200g Shimadzu (precisão de 0,01 g), respectivamente. Todos os espécimes de girinos coletados foram identificados seguindo as chaves de Hero (1990), Lima *et al.* (2012), Schiesari *et al.*, (2022), com atualização taxonômica seguindo Frost *et al.*, (2025).

iii. Coleta, processamento e identificação dos helmintos

Os endoparasitos encontrados no intestino dos girinos analisados, foram limpos com finos pincéis em solução salina a 0,65%. Após a limpeza, foram fixados em álcool 70% aquecido a aproximadamente 65-70°C, promovendo a distensão da musculatura, e melhor visibilidade de estruturas de importância taxonômica (Amato *et al.*, 1991; Moravec, 1998; Eiras *et al.*, 2006). Posteriormente, os nematoides foram clareados em álcool glicerinado 40%, ou Lactofenol de Amann (González & Draghi, 2021) e montados em lâminas temporárias para a captura de fotomicrografias. Fotomicrografias dos nematoides foram realizadas por sistema computadorizado modelo de análise de imagens Leica-DM4B, no Laboratório Temático de Microscopia Eletrônica e Nanotecnologia- LTMN (INPA), e LAZ V4 no Laboratório de Ecologia do Parasitismo- LECOP (UNESP). As imagens capturadas por microscopia eletrônica de varredura foram realizadas no Laboratório de Microscopia de Ilha Solteira – LaMIS (UNESP). Os helmintos foram mensurados em micrômetros, conforme a terminologia proposta por Bush *et al.*, (1997) e Vicente *et al.*, 1990.

iv. Histologia do intestino dos girinos de *Boana geographica* (Anura: Hylidae)

Para a avaliação microscópica dos nematoides, oito girinos de *Boana geographica* foram anestesiados e, em seguida, fixados imediatamente em solução de formol tamponado a 10% (Culling *et al.*, 1985). Em laboratório, foram obtidas as medidas morfométricas, peso (g), comprimento total (mm) e determinado o estágio de desenvolvimento, conforme Gosner (1960). Posteriormente, os espécimes foram dissecados para a remoção do intestino, com ênfase na porção fermentativa, caracterizada por uma alça em espiral do intestino posterior (Fig. 3D).

As amostras obtidas foram desidratadas em série crescente de etanol, clarificadas em xilol e incluídas em blocos de parafina (Behmer *et al.*, 1976). Cortes histológicos de 5 µm de espessura foram obtidos em micrótomo semiautomático e corados com hematoxilina e eosina (H&E) (Bancroft & Gamble, 2002) e com ácido periódico de Schiff (PAS) (Pinky *et al.*, 2008). As lâminas foram analisadas em microscópio óptico Leica DM 500, acoplado ao sistema de captura e registro de imagens, no Laboratório de Morfologia do Instituto de Ciências Biológicas (ICB). As análises morfométricas foram realizadas com o software ImageJ. As análises sob microscopia de luz foram realizadas sob microscópio óptico Leica, modelo DM 500 acoplado a um sistema de captura para registro das imagens. Posteriormente, através das imagens obtidas, foi realizada a morfometria com o auxílio do software ImageJ. As variáveis biométricas foram avaliadas por estatística descritiva. O teste não

paramétrico de Mann-Whitney foi realizado para avaliar a espessura da camada de mucos substância em regiões da porção fermentativa com e sem a ocorrência de parasitos.

v. Busca revisão bibliográfica

Adicionalmente, foram reunidas informações sobre o conhecimento atual referente ao gênero *Gyrincola* spp. (Nematoda: Pharyngodonidae) em escala global. Para isso, realizamos uma busca sistemática de publicações científicas nas bases de dados Google, Google Scholar, PubMed, Scielo, Science Direct, Scopus e Web of Science, considerando trabalhos publicadas até julho de 2024. A pesquisa utilizou as seguintes combinações de palavras-chave: “*Gyrincola*”, “*Gyrincola* e *Tadpoles*”, “*Gyrincola* e *amphibians*” “*Gyrincola* AND *frogs*”, and “*Gyrincola chabaudi*”, “*Pharyngodon*”. Também foram consultados o Sistema de Comutação Bibliográfica-COMUT, por meio da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho-UNESP e da Universidade Estadual de Maringá-UEM. Os dados extraídos das publicações incluíram a espécie hospedeira e a localidade (Tabela 2).

v. Análises estatísticas

Os parâmetros parasitários como prevalência, intensidade média, abundância média de infecção foram calculados de acordo com Bush et al. (1997) e Serra-Freire (2002):

Prevalência, $P = (HI/HE) \times 100$

Intensidade média, **IMP**: $\Sigma xi / HI$

Índice de abundância média, **IA**= $\Sigma xi / HE$

Onde: HI- Hospedeiros infectados; HE-Hospedeiros analisados, Σxi - Soma de todos os parasitos

Para calcular a influência das variáveis preditoras bióticas: massa corporal, comprimento total, e estágio de desenvolvimento no padrão de variação da infecção por *Gyrincola* sp., utilizamos modelos lineares generalizados (GLM), com função de ligação logarítmica e erro distribuído de Poisson (Paula, 2004; González et al., 2021; Souza et al., 2021). Todas as análises foram realizadas no R versão 4.1.3, usando os pacotes Vegan (Oksanen et al., 2019) e lme4 (Bates et al., 2015).

III. RESULTADOS

(i) Aspectos gerais

Um total de 3.040 de nematoides foram coletados do intestino de 452 girinos distribuídos em treze espécies distintas, entre as famílias Bufonidae, Hylidae, Leptodactylidae e Phyllomedusidae (Tabela 1; Fig. 2). As amostragens foram conduzidas em biomas brasileiros distintos, Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, entre habitats aquáticos, incluindo poças temporárias, poças permanentes, brejos e lagoas (Fig. 1). Os hilídeos foram registrados em todos os ambientes amostrados, enquanto os leptodactilídeos ocorreram apenas em poças temporárias e brejos. Já os bufonídeos foram coletados exclusivamente em poças permanentes (Tabela 1).

Para os girinos capturados neste estudo, o menor estágio de desenvolvimento (Gosner, 1960), foi 24 para a espécie *C. tomopterna*, no Bioma Amazônia, e estágio 20 para a espécie *B. albopunctata* do Bioma Cerrado (Tabela 1). Todos os espécimes de *Gyrinicola* sp. foram coletados no cólon, uma porção morfologicamente distinta do intestino (Fig. 2D), onde ocorre a presença e fermentação de organismos simbioses (Vojtkova & Roca, 1993; Senler & Yildiz, 1999). Durante as atividades de campo, os girinos de *B. geographica* foram frequentemente observados alimentando-se ativamente de plantas aquáticas, como a alface-d'água (*Pistia stratiotes* L.) e Vitória-régia (*Victoria amazonica* (Poepp.) J.E. Sowerby) (Fig. 2A e B). Além disso, registramos comportamento alimentar necrófago e canibal em cardumes observados tanto na RFAD quanto na área do PDBFF, e o registro de carcaça de um girino no intestino de um espécime da RDS-PPurus.

Nos girinos de *L. knudseni*, também foram encontrados pequenos indivíduos da mesma espécie no conteúdo intestinal, confirmando a ocorrência de canibalismo já documentada para essa espécie (Lima *et al.*, 2012). Nas demais espécies foram observados fragmentos de material orgânico e grande volume de detritos inorgânicos, como areia e argila no intestino (Fig. 2C e D).

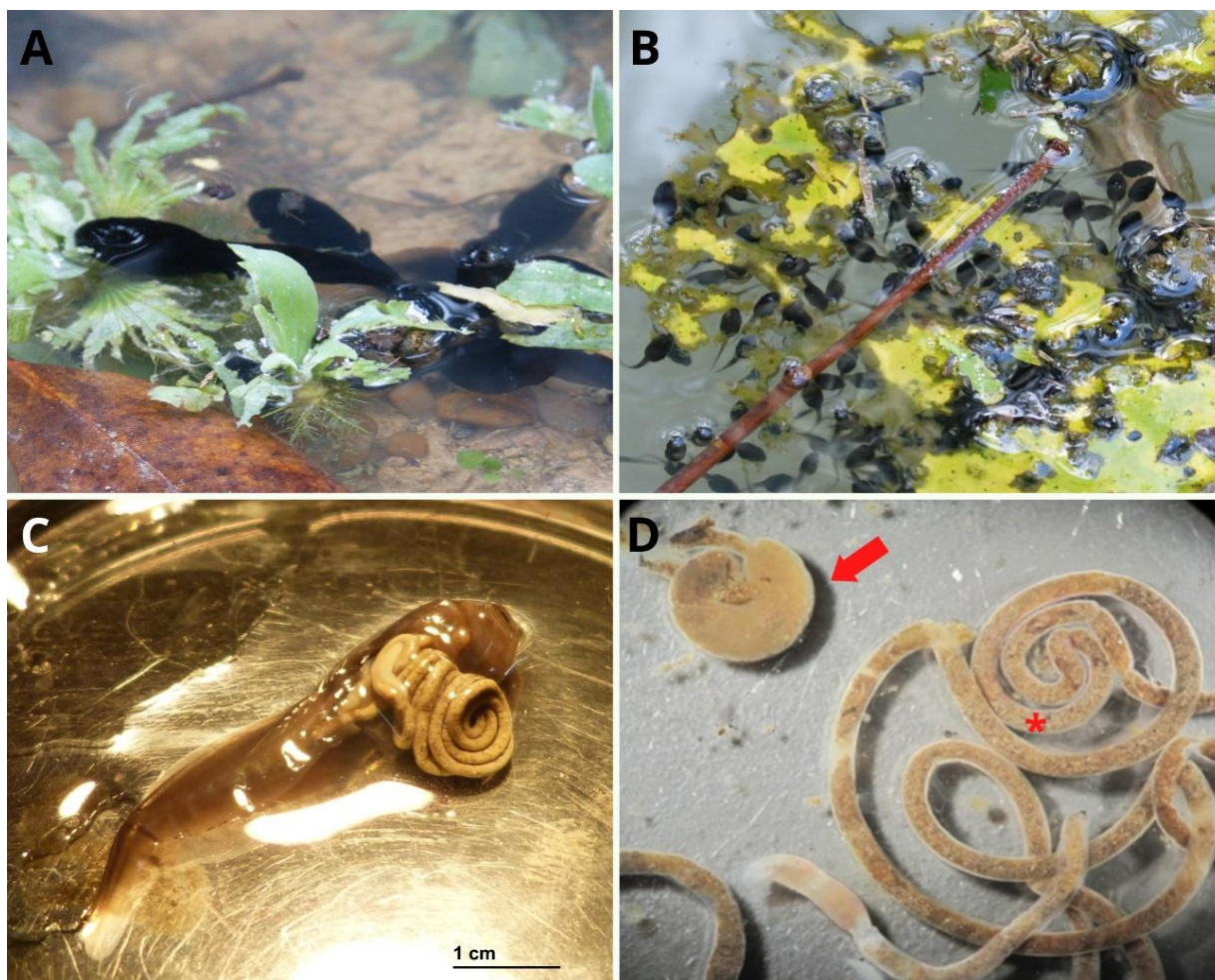


Figura 2. A. Girinos de *Boana geographicus* (Anura: Hylidae) alimentando-se de folhas de Alface-d'Água (*Pistia stratiotes* L.). B. Girinos de *B. geographicus* se alimentando de folhas de Vitória-régia (*Victoria amazonica* (Poepp.) J.E.Sowerby). C. Girino de *Boana geographicus* sendo necropsiado com o longo intestino em forma de espiral, removido da cavidade celomática. D. O intestino longo de *Boana geographicus* disposto em espiral (*) removido da cavidade celomática, com destaque para o cólon (porção fermentativa) (seta vermelha).

(ii) Diversidade e novas ocorrências do gênero *Gyrinicola* sp. em girinos neotropicais

a) Hylidae

A família Hylidae apresentou a maior riqueza de espécies de girinos nos ambientes amostrados, *Boana albopunctata* (Spix, 1824) (CT=24.4), *B. raniceps* (Cope, 1862) (CT =25.4), *Osteocephalus taurinus* Steindachner, 1862 (CT=25.1) (Tabela 1). *B. geographicus* (Spix, 1824), foi a espécie com maior número de espécimes analisados de diferentes localidades do bioma amazônico (Tabela 1). Na RFAD, os girinos foram coletados na estação seca, nos anos 2013 (n=36) e 2018 (n=31), e apresentaram prevalência de 64% e 90% (CT: 48 e 43 mm), de infecção por *Gyrinicola* sp. no intestino (n= 67), e intensidade média entre 5.13 ± 3.72 e 10.7 ± 8.08 nematoides, respectivamente (Tabela 1).

Na área do PDBFF os girinos (n=58) (CT: 46 e 40 mm) foram coletados nas estações seca e chuvosa. A prevalência de nematoides foi similar em ambas as estações, com 87% e 89% respectivamente, porém a intensidade média de infecção variou significativamente entre as estações de 8.0 ± 13.7 na seca (n=167), para 30.2 ± 46.3 na estação chuvosa (n= 755) (Tabela 1). Na RDSPPurus, os girinos foram coletados na estação chuvosa, no Lago Itapuru-mirim M=4,4g (Tabela 1).

b) Leptodactylidae

Em seguida a família Leptodactylidae foi representada por espécies de girinos herbívoros, detritívoros e canibais (Tabela 1). Os girinos de *L. rhodomystax* (CT=39.7) apresentaram a maior prevalência (90%) e intensidade média de infecção (3.3 ± 2.6) em leptodactilídeos (Tabela 1). Já os girinos de *L. knudseni* Heyer, 1972 (n=25) (CT=40.1), que além de herbívoros, apresenta hábitos canibais (Lima *et al.*, 2012; Observações pessoais), apresentou, relativamente baixa prevalência, com apenas 36% dos girinos analisados infectados. *L. mystaceus* (Spix, 1824) (CT=33.5) (n=14), apresentou 71% de seus girinos infectados com intensidade média da infecção de 2.4 ± 1.2 (Tabela 1). Os girinos de *L. riveroi* Heyer e Pyburn, 1983 (n=31), não tiveram o comprimento registrado, ainda assim, apresentaram baixa prevalência de infecção (16%) e intensidade média de 1.6 ± 0.9 . *P. cuvieri* Fitzinger, 1826 (n=24) (CT=22.7), foi a única espécie da família coletada em ambiente de brejo no bioma Cerrado, apresentando prevalência de 66% e intensidade média relativamente alta (3 ± 4.2) (Tabela 1).

b) Phyllomedusidae

Na família Phyllomedusidae, todas as espécies analisadas apresentaram infecção em girinos com hábitos alimentares herbívoros/detritívoros. *Callimedusa tomopterna* apresentou prevalência de 55%, com intensidade média baixa ($2,4 \pm 1,5$), apesar da elevada abundância amostral (n=44). Já *P. tarsius* (Cope, 1868) (CT=27.4) exibiu a maior prevalência entre as espécies avaliadas (75%), porém com intensidade média moderada ($3 \pm 2,9$). Em contraste, *P. vaillantii* Boulenger, 1882 (CT=45.9) (62,5%), apresentou os maiores valores de intensidade média de infecção ($7,4 \pm 5,08$) (Tabela 1).

c) Bufonidae

Na família Bufonidae os girinos de *Rhinella marina* analisados (CT=28 mm) (n=30), apresentaram a prevalência de 73% e intensidade média 1.76 ± 0.76 (Tabela 1).

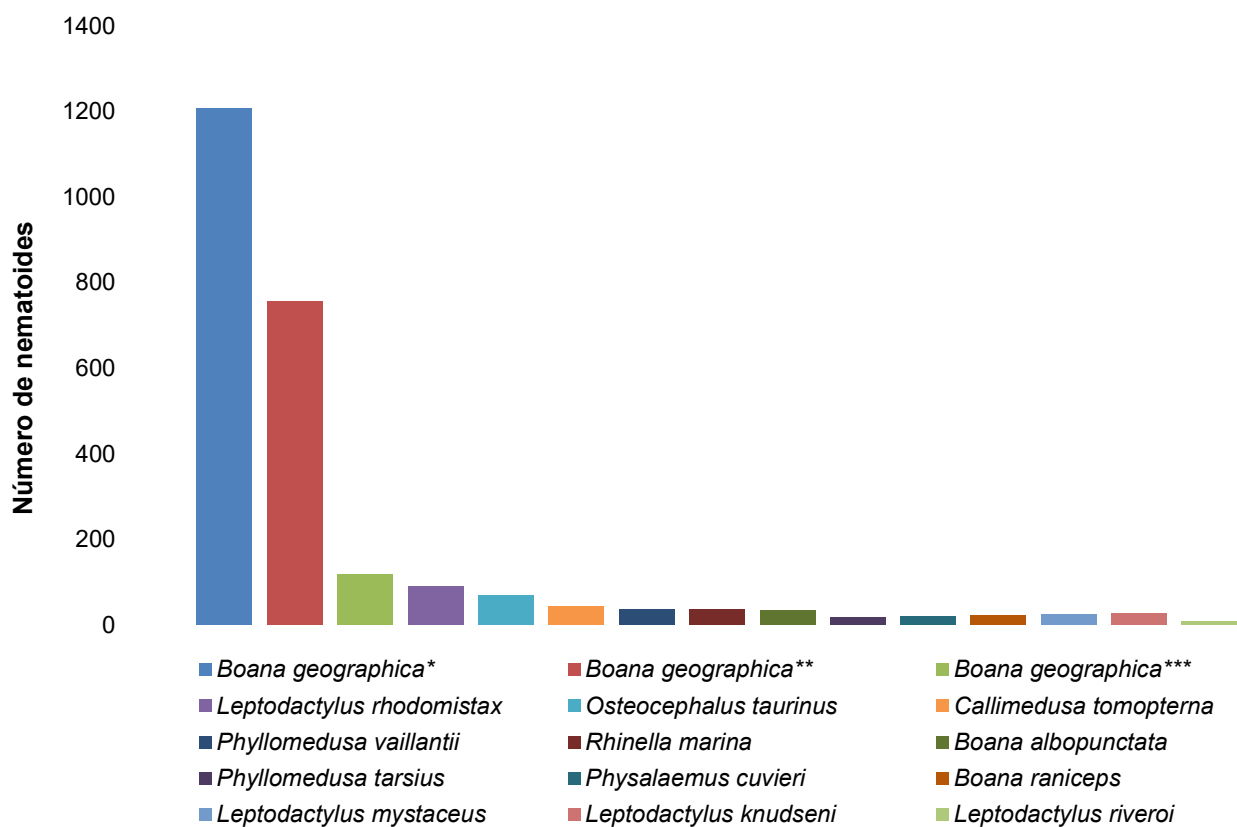


Figura 3. Distribuição do número de nematoides nas espécies de girinos analisadas, distribuídos em quatro famílias de anuros neotropicais, dos biomas Amazônia e Cerrado. *RDSPPurus, **PDBFF, ***RFAD.

Família/ Espécie girino	Ontogenia ¹ (Gosner, 1960)	CT	N. Gi/N. Gy	S.I	P (%)	AM	IM	Corpo d'água	Guilda trófica girinos	Localidade
Bufonidae										
<i>Rhinella marina</i>	36-42	28.05	30/37	Intestino	73	1.23±0.03	1.76±0.76	PP	Herb/Detr	FAEXP UFAM, Manaus (AM)
Hylidae										
<i>Boana albopunctata</i>	26	24.4	25/33	Intestino	44	1.31±0.12	3±0.16	PT	Herb	Botucatu (SP)
<i>Boana geographica</i>	28	48.6	36/118	Intestino	64	3.28±0.11	5.13±3.72	PP	Herb/Inset/Can**	RFAD, Manaus (AM)
	25-40	43.1	31/82	Intestino	90,3	9.38±0.27	10.7±8.08	PP	Herb/Inset/Can	RFAD, Manaus (AM)
	27-42	69.1	30/1146	Intestino	73	38.20±2.18	52.09± 71.7	Lago	Herb/Inset/Can	RDS PPurus Beruri (AM)
	26-42	40	28/755	Intestino	89	26.9±1.59	30.2±46.3	PP	Herb/Inset/Can	PDBFF, Presidente Figueiredo (AM)
	26-40	46.1	30/167	Intestino	87	9.76±0.37	8.0±13.7	PP	Herb/Inset/Can	PDBFF, Presidente Figueiredo (AM)
<i>Boana raniceps</i>	15-36	25.4	34/17	Intestino	32	0.62±0.03	1.75±1.21	BRE	Herb/Detr*	FEPE, Selvíria (MS)
<i>Osteocephalus taurinus</i>	26	25.1	35/70	Intestino	94.3	2 ±0.01	2.12±1.5	PT	Herb/Detr	RFAD, Manaus (AM)
Leptodactylidae										
<i>Leptodactylus knudseni</i>	26-39	40.1	25/26	Intestino	36	1.04±0.07	2.9±2	PT	Herb/Can	RFAD, Manaus (AM)
<i>Leptodactylus mystaceus</i>	28-40	33.5	14/24	Intestino	71,4	1.7±0.11	2.4±1.2	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)
<i>Leptodactylus riveroi</i>	NC	NC	31/8	Intestino	16	0.26±0.02	1.6±0.9	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)
<i>Leptodactylus rhodomystax</i>	29-41	39.7	30/90	Intestino	90	3±0.09	3.3±2.6	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)

<i>Physalaemus cuvieri</i>	24-45	22.7	24/19	Intestino	66,7	1.32±0,13	3±4.2	BRE	Herb	FEPE, Selvíria (MS)
Phyllomedusidae										
<i>Callimedusa tomopterna</i>	23-40	26	34/44	Intestino	55	1.3±0,05	2,4±1.5	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)
<i>Phyllomedusa tarsius</i>	25-43	27.4	8/18	Intestino	75	2.25±0.35	3±2.9	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)
<i>Phyllomedusa vaillantii</i>	29-39	45.9	8/37	Intestino	62,5	4.6±0.68	7.4±5.08	PT	Herb/Detr*	RFAD, Manaus (AM)

Tabela 1. Parâmetros ecológicos e biológicos obtidos para treze espécies de girinos analisados nos biomas brasileiros Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, Brasil. **Legenda:** **CT-** Comprimento total, **N. Gi/N. Gy-** Número de Girinos/Número de *Gyrinicola*, **IM-** Abundância média, **SI-** Sítio de infecção, **P-** Prevalência, **AM-** Intensidade média, **Can-** Canibalismo, **Detr-** Detritívoro, **Herb-** Herbívoro, **Inset-** Insetívoro, **BRE-** Brejo, **PP-** Poça permanente; **PT-** Poça temporária, **NC-** Não coletado **RFAD -** Reserva Florestal Adolpho Ducke; **FEPE-** Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão; **RDS PPurus -** Reserva de Desenvolvimento Sustentável Piagaçu-Purus; **PDBFF-** Projeto Dinâmica de Biológica de fragmentos florestais. ¹ mínima e máximo do estágio desenvolvimento (Gosner, 1960) dos girinos analisados. ² A nomenclatura atual dos anfíbios anuros foi validada seguindo Frost (2025).

(iii) Taxonomia e morfologia de *Gyrinicola* sp. (Nematoda: Pharyngodonidae)

Os espécimes coletados foram identificados como pertencentes ao gênero *Gyrinicola* sp., seguindo as descrições de Yamaguti (1938), Vicente *et al.*, (1990) e Anderson *et al.*, (2000). Um lote de seis espécimes de *Gyrinicola* sp. coletados dos girinos de *Boana geographica* (2013) foram depositados na Coleção de Invertebrados do INPA (#Code: INPA-75).

Gyrinicola Yamaguti, 1935 (Nematoda: Pharyngodonidae)

O gênero é caracterizado por nematoides do intestino de girinos de diferentes famílias de anuros (Yamaguti, 1938; Rhoden & Bolek, 2011; Maity *et al.*, 2019; Sata & Nakano, 2020). Morfológicamente, apresentam corpo cilíndrico, com dimorfismo sexual evidente: as fêmeas são maiores, robustas e ovíparas, enquanto os machos são menores, com espículos reduzidos e sem gubernáculo (Yamaguti, 1938; Adamson, 1989; Rhoden & Bolek, 2011; Walker *et al.*, 2024). A extremidade anterior possui um bulbo esofageano bem definido e anel nervoso situado próximo ao início do esôfago. O poro excretor geralmente se localiza entre o anel nervoso e o bulbo esofageano. Intestino sem divertículos. As fêmeas apresentam vulva em posição mediana ou ligeiramente anterior e ovos de casca espessa. Nos machos, a região caudal apresenta asas laterais e espículos curtos (Yamaguti, 1938). Fêmeas com cauda cônica alongada em um processo afilado; vulva próxima à metade do corpo.

(a) Morfometria de *Gyrinicola* (Nematoda: Pharyngodonidae) sp. de girinos de *Boana geographica* (Anura: Hylidae)

As análises morfométricas de *Gyrinicola* sp. evidenciaram um marcado dimorfismo sexual comum, já descrito para o gênero (Yamaguti, 1938; Adamson, 1989). As fêmeas apresentam maior comprimento corporal e largura em relação aos machos, além de dimensões superiores em estruturas do trato anterior esôfago e bulbo esofágico (Tabela 2). Essa discrepância morfológica reflete a maior demanda das fêmeas por espaço corporal para acomodar os ovos operculados (Fig. 4C e 4D). Nos machos, observa-se a presença de espículos reduzidos (Tabela 2; Fig. 5B). Além disso, embora a distância do poro excretor e do anel nervoso ao extremo anterior apresente sobreposição entre os sexos, os machos exibem maior variabilidade nesses parâmetros, o que pode estar relacionado a diferenças funcionais ligadas à menor dimensão corporal. Em conjunto, essas características corroboram descrições anteriores de que as fêmeas de *Gyrinicola* são mais robustas e fisiologicamente adaptadas à produção de

ovos, enquanto os machos apresentam morfologia mais simplificada, restrita à função reprodutiva (Adamson, 1989; McAllister *et al.*, 1995).

Característica	Fêmeas (n = 15)	Machos (n = 7)
Tamanho total	1,453–3,003 ($1,99 \pm 0,52$)	0,879–1,330 ($1,13 \pm 0,16$)
Largura	0,124–0,330 ($0,20 \pm 0,06$)	0,083–0,205 ($0,13 \pm 0,04$)
Esôfago total	0,263–0,703 ($0,40 \pm 0,10$)	0,164–0,417 ($0,27 \pm 0,10$)
Poros excretor ao extremo anterior	0,223–0,622 ($0,36 \pm 0,10$)	0,140–1,139 ($0,42 \pm 0,40$)
Anel nervoso ao extremo anterior	0,187–0,531 ($0,29 \pm 0,07$)	0,115–0,297 ($0,19 \pm 0,07$)
Comprimento do bulbo	0,060–0,090 ($0,09 \pm 0,02$)	0,043–0,112 ($0,06 \pm 0,02$)
Largura do bulbo	0,090–0,126 ($0,10 \pm 0,02$)	0,042–0,087 ($0,06 \pm 0,01$)
Comprimento do ovo	0,051–0,098 ($0,07 \pm 0,01$)	—
Largura do ovo	0,028–0,056 ($0,03 \pm 0,008$)	—
Vulva ao extremo anterior	0,959–1,280 ($1,09 \pm 0,11$)	—
Ânus ao extremo posterior	0,184–0,477 ($0,31 \pm 0,085$)	0,194–0,477 ($0,21 \pm 0,05$)
Espículo	—	0,026–0,036 ($0,14 \pm 0,19$)
Gubernáculo	—	Ausente

Tabela 2. Medidas morfométricas de nematoides *Gyrinicola* sp. coletados no intestino dos girinos de *Boana geographica* (Anura: Hylidae) da Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil.

(b) Classificação taxonômica

Reino: Animalia

Filo: Nematoda Rudolphi, 1808

Classe: Chromadorea

Ordem: Spirurida

Superfamília: Oxyuroidea Cobbold, 1864

Família: Pharyngodonidae Travassos, 1919

Gênero: *Gyrinicola* Yamaguti, 1938

Hospedeiros: *Boana geographica*, *Boana albopunctata*, *Boana raniceps*, *Callimedusa tomopterna*, *Leptodactylus knudseni*, *Leptodactylus mystaceus*, *Leptodactylus riveroi*, *Leptodactylus rhodomystax*, *Physalaemus cuvieri*, *Phyllomedusa tarsius*, *Phyllomedusa vaillantii* e *Osteocephalus taurinus*.

Fase de vida: Girino (larval)

Sítio de infecção: Intestino

Anos de coleta: 2013, 2016, 2017, 2018 e 2023.

Localidades: Manaus, Beruri, Presidente Figueiredo (AM), Selvíria (MS) e Botucatu (SP), Brasil.

Coordenadas de referência: 2°55'45.4"S; 59°58'35.1"W; 25°12.6"S; 59°50'40.6"W; 4°16'15.1"S; 61°52'45.2"W; 2°38'55.1"S; 60°03'16.5"W; 20°23'43.4"S; 51°23'39.0"W; 22°53'04.7"S 48°30'14.0"W

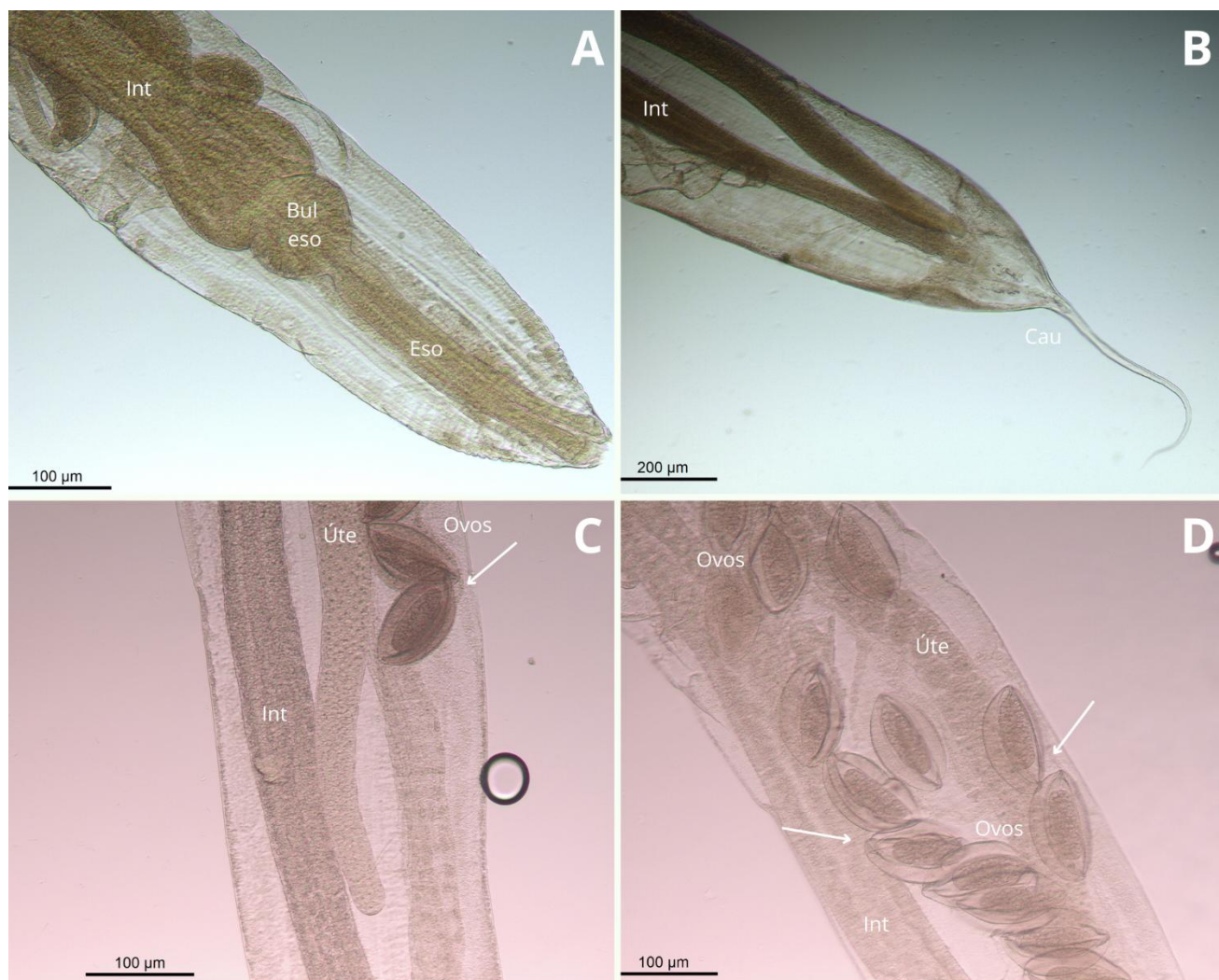


Figura 4. A Extremidade anterior da fêmea, vista ventral B. Extremidade posterior da fêmea, vista ventral. C. Ovos de casca espessa operculados, vista lateral. D. Útero com ovos de casca espessa. Espécime *Gyrinicola* sp. coletada dos girinos de *Osteocephalus taurinus*, Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, AM. **Legenda:** Bul eso- Bulbo esofageano, Cau- Cauda, Eso- Esôgafo, Int- Intestino, Úte- útero. **Imagens:** Franciele C. de Souza.

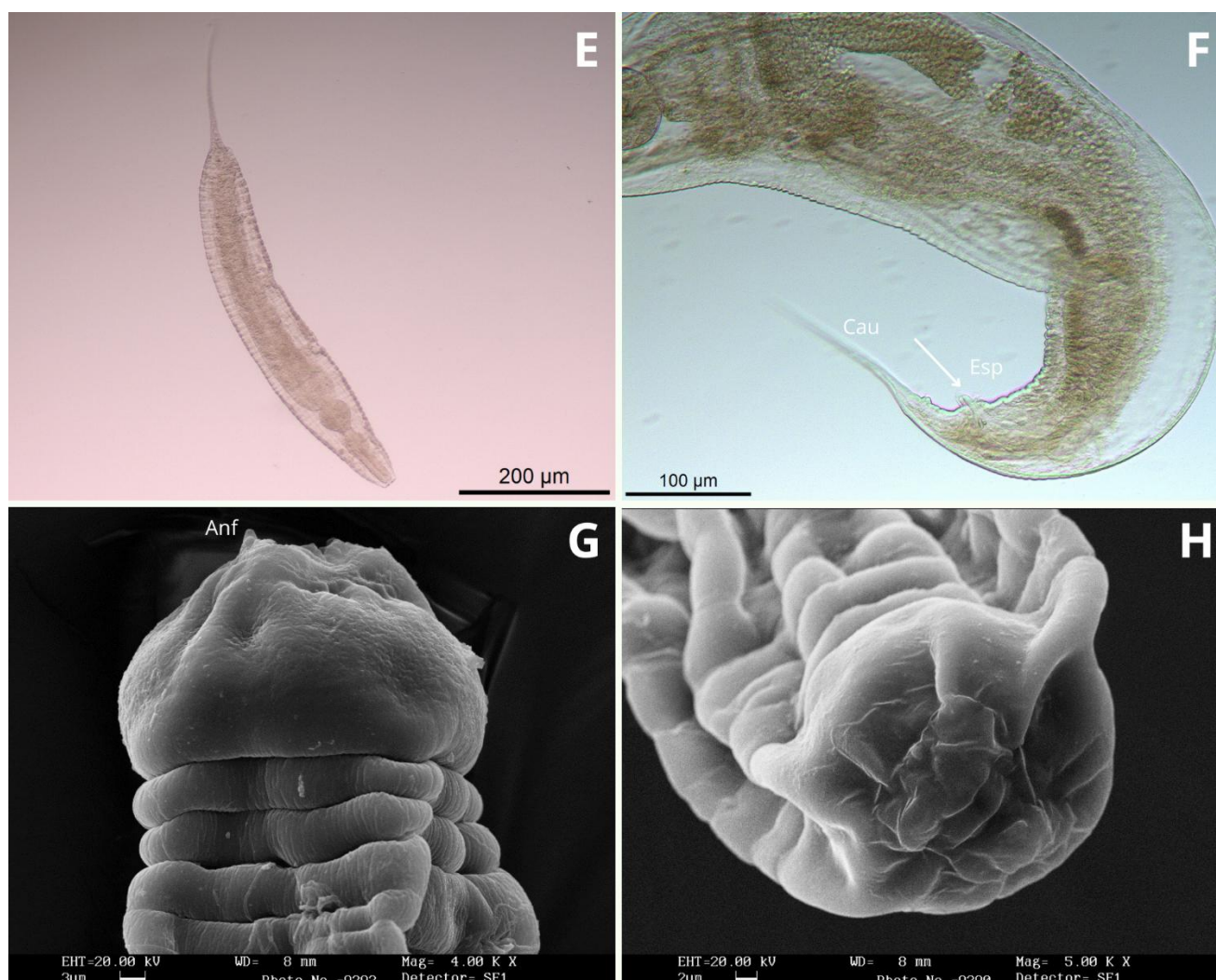


Figura 5. E. Larva inteira de *Gyrincola* sp., vista frontal. F. Extremidade posterior do macho, com destaque para o espículo, vista lateral. G. Extremidade anterior em microscopia eletrônica de varredura, vista lateral. H. Extremidade anterior em microscopia eletrônica de varredura, vista apical. Espécimes de *Gyrincola* sp. coletados dos girinos de *Osteocephalus taurinus*, Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, AM. **Legenda:** Anf- anfídio, Esp- espícula, Cau-Cauda. **Imagens:** Franciele C. de Souza

(a) Morfologia do intestino em girinos de *Boana geographica* (Anura: Hylidae)

Os girinos de *B. geographica* com CRC médio de 1.6 ± 0.114 cm, corresponderam aos estágios 34 ao 36 (Gosner, 1960). Nestes estágios, o intestino se apresenta tubular longo, com em média 23.98 ± 1.351 cm de comprimento total, enrolado, em forma de espiral, e proeminente na cavidade celomática (Fig. 3C). A porção fermentativa é um segmento enrolado da porção posterior do intestino, em forma de “S” acentuadamente dilatado em relação ao restante do órgão; sua parede é fina e transparente, possibilitando a observação de um grande volume de alimento, assim como ao longo de todo o intestino. A análise histológica revelou três camadas que constituem a

fina parede da porção fermentativa: a mucosa, a submucosa e a muscular, sem evidência da camada serosa (Figura 6). A camada mucosa delimita o lúmen e é constituída por um epitélio simples com células epiteliais de revestimento justapostas, que variaram de cúbicas a cilíndricas, com marcada polaridade devido aos núcleos na posição basal e microvilosidades na porção apical onde o citoplasma é fortemente reativo ao PAS, indicando a produção de muco de substâncias neutras. Intercaladas às células epiteliais, ocorrem as células caliciformes alongadas, sem afinidade pelo HE e não reativas ao PAS, indicativo de que produzem mucinas de outra natureza química. Dessa forma, ambos os tipos celulares contribuem na formação da espessa camada de muco observada sobre a mucosa e em contato com o lúmen (Figura 8). A camada mucosa dispõe-se linearmente ou se dobra em vilos que se projetam para a lúmen. Sob a mucosa, a camada submucosa é marcada pela presença de tecido conjuntivo frouxo que dá suporte a capilares de luz ampla com revestimento endotelial. A camada muscular externa é bem evidenciada pelos núcleos alongados proeminentes das células musculares.

(b) Histopatologia associada a ocorrência de *Gyrinicola* sp. no intestino dos girinos de *Boana geographica*

A intensidade média da infecção por *Gyrinicola* sp. nos girinos foi de $53,5 \pm 28,5$, variando de 28 a 82 parasitos nos cortes histológicos, com ocorrência em todos os indivíduos analisados ($P= 100\%$) (Fig. 7). Os nematoides foram observados em dois sítios distintos, livres no lúmen entre as partículas de alimento, ou envoltos na espessa camada de muco aderida a camada mucosa. Porém sem registro de parasitos inseridos nesta ou nas demais camadas que compõem a parede da porção fermentativa, ou perfurando a mesma.

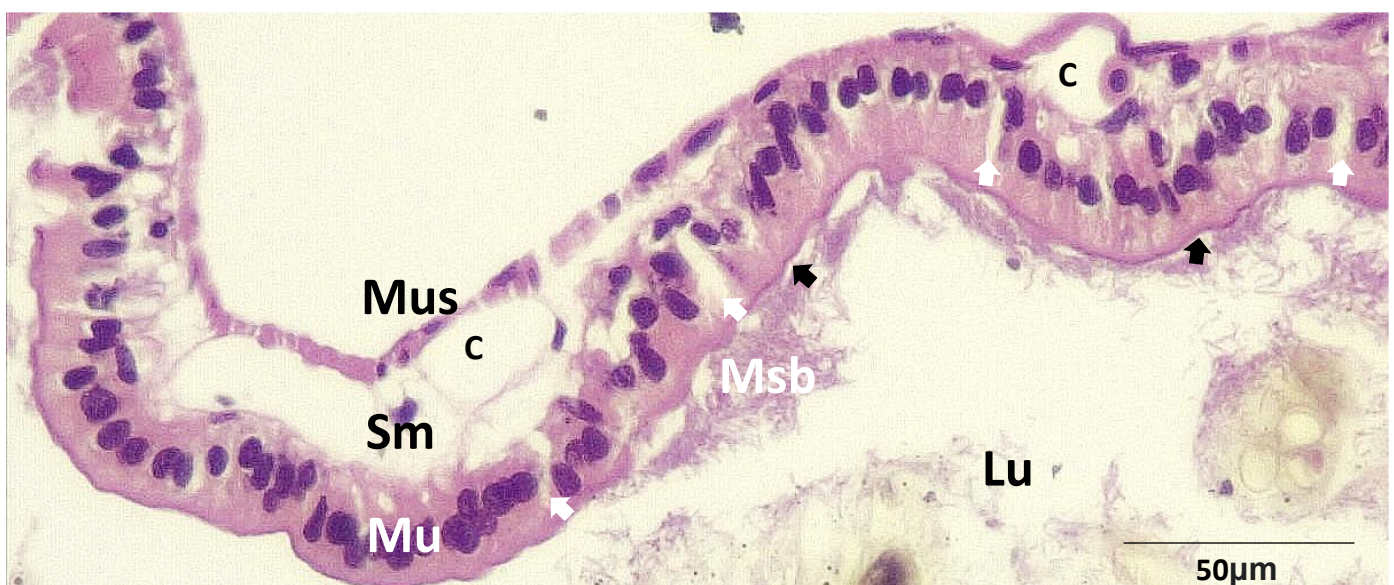


Figura 6. Histologia da porção fermentativa do girino de *Boana geographica*, evidenciando as camadas mucosa, submucosa e muscular, sem evidência da camada serosa. **Legenda:** Mu- camada mucosa; Sm, camada submucosa; Mus, camada muscular;

Lu, lúmen. C, capilar. **Símbolos:** Seta branca, células caliciformes, Seta preta, microvilosidades na porção apical das células de revestimento.

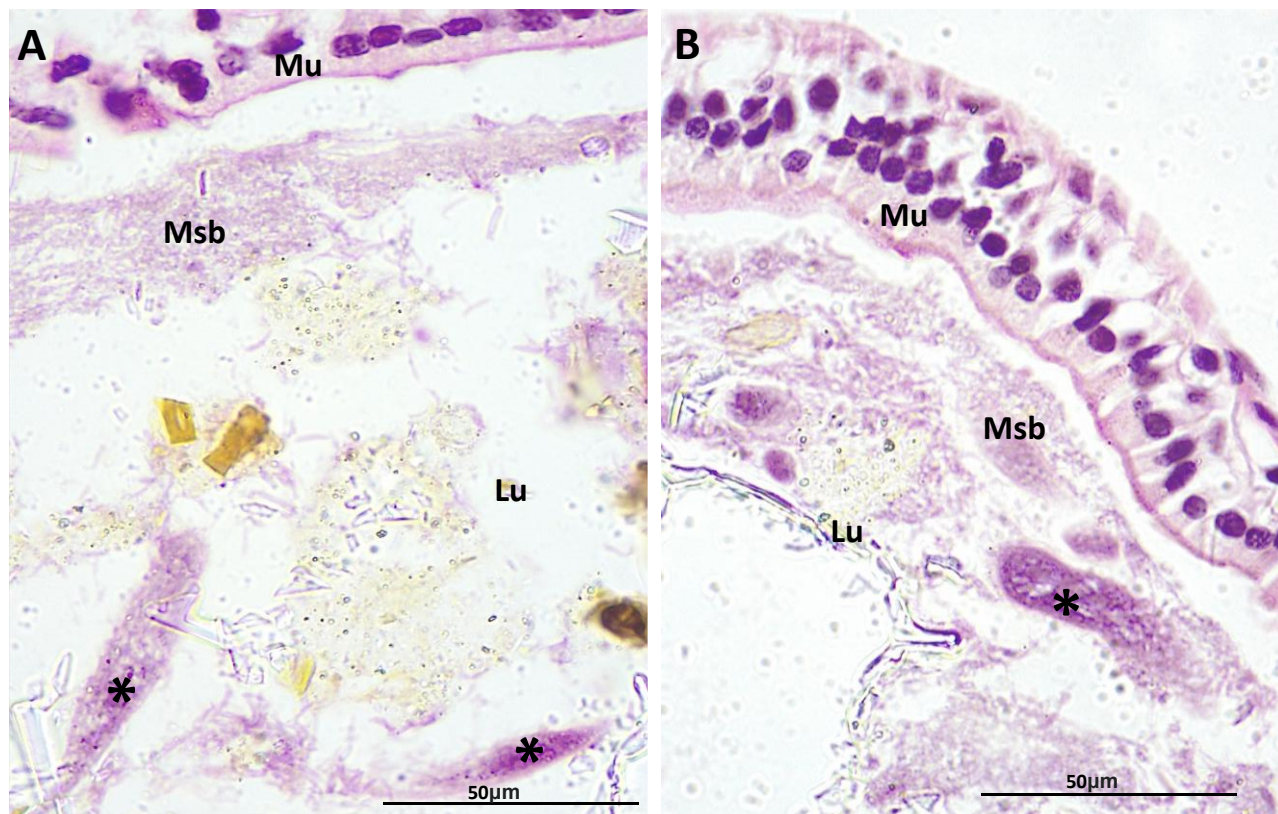


Figura 7. Sítios de ocorrência de *Gyrinicola sp.* (Nematoda: Pharyngodonidae) na porção fermentativa do intestino posterior dos girinos de *Boana geographica*. **A.** espécimes livres no lúmen. **B.** espécime envolto na camada de muco próximo ao epitélio de revestimento da camada mucosa. **Leg.** Lu- Lúmen; Msb- mucossubstância; Mu- camada muscular; * Nematóide.

A espessura da camada de mucossubstâncias aderida ao epitélio que reveste a camada mucosa foi significativamente maior ($U: 52; P < 0,05$) nas regiões com agregados de parasitos (Figura 9). Células caliciformes hipertróficas foram observadas nestas regiões, em comparação com o volume dessas células nas regiões sem parasitos (Figura 8).

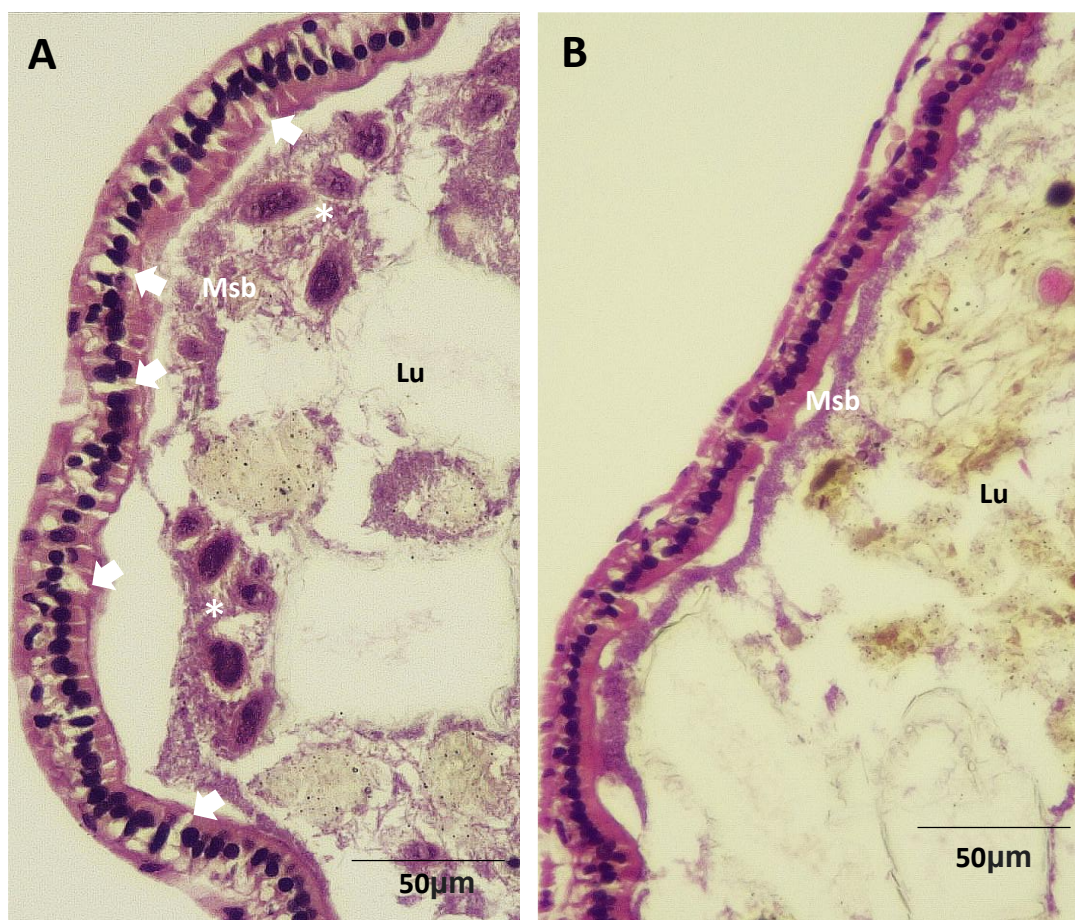


Figura 8. Parede do intestino dos girinos de *Boana geographica*. **A.** Região da porção fermentativa com parasitos de *Gyrinicola* sp. agregados e envoltos em espessa camada de muco sob o epitélio de revestimento da camada mucosa. **B.** Região da porção fermentativa sem parasitos próximos à parede intestinal. **Legenda:** Msb, mucossustância. Lu, lúmen. Setas brancas, células caliciformes no epitélio de revestimento da mucosa, * Nematóide.

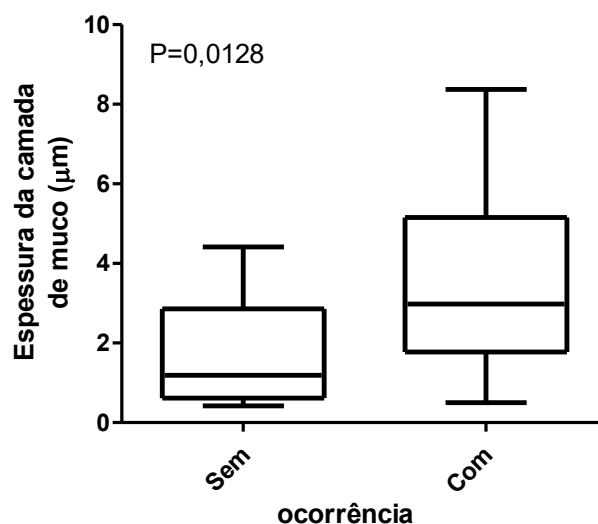


Figura 9. Espessura, em micras, da camada de mucossustâncias em regiões da porção fermentativa do intestino dos girinos de *Boana geographica*, sem e com a ocorrência de agregados do endoparasito *Gyrodactylus* sp. (Nematoda: Pharyngodonidae)

(iv) Parâmetros parasitológicos

(a) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e a massa corporal das diferentes espécies de girinos analisadas

A análise da relação entre a massa corporal dos girinos e a intensidade média de infecção por nematoides revela padrões variáveis entre as espécies avaliadas, sugerindo que o peso, isoladamente, não é um preditor consistente da carga parasitária. As espécies *B. geographica* (Pseudo- $R^2 = 0,349$), *P. tarsius* (Pseudo- $R^2 = 0,293$), *P. cuvieri* (Pseudo- $R^2 = 0,219$) e *Leptodactylus rhodomistax* (Pseudo- $R^2 = 0,213$) apresentaram os melhores ajustes, com tendência positiva em três delas, indicando aumento do número de nematoides conforme a massa corporal aumenta (Fig. 10).

Os baixos valores de Pseudo- R^2 observados para *Boana raniceps* (Pseudo- $R^2 = 0,008$), *L.s mystaceus* (Pseudo- $R^2 = 0,004$) e *C. tomopterna* (Pseudo- $R^2 = 0,003$) indicam ausência de relação significativa. Por outro lado, espécies como *R. marina* (Pseudo- $R^2 = 0,036$) (Fig. 10), e *L. knudseni* (Pseudo- $R^2 = 0,186$) exibiram relações negativas ou nulas.

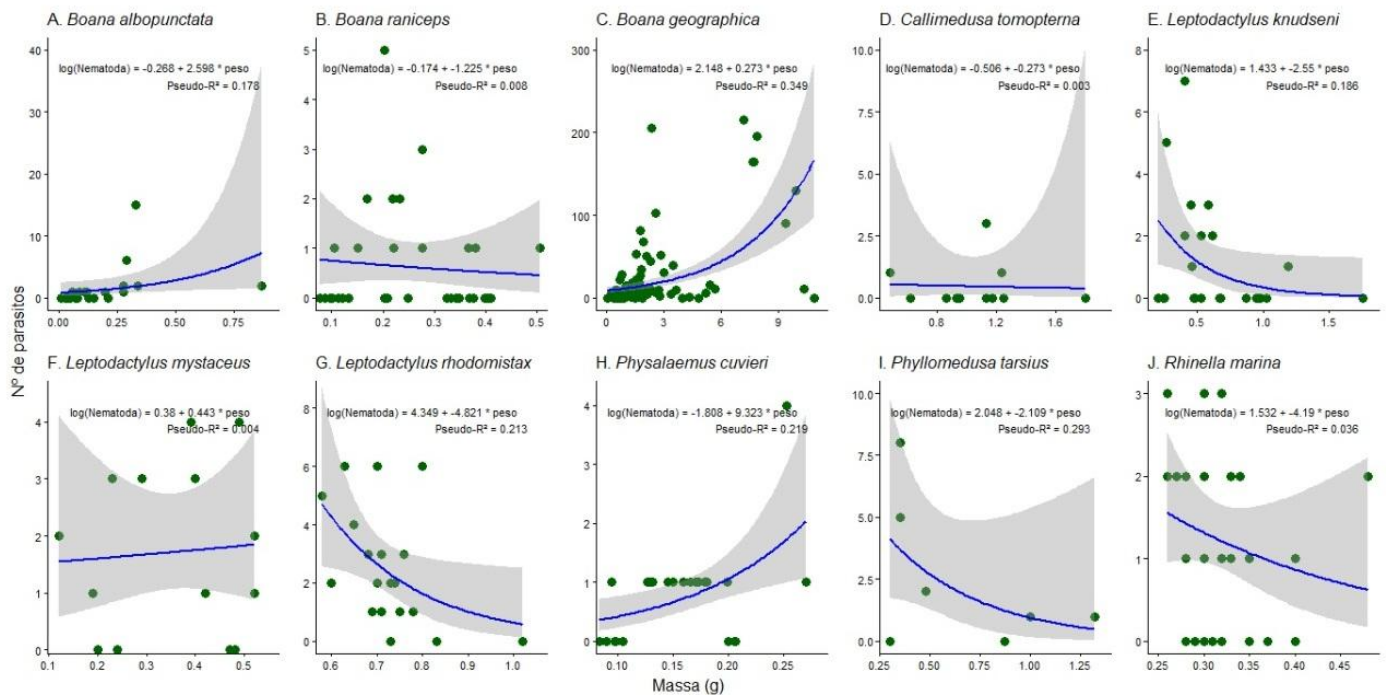


Figura 10. Relação entre o número de nematoides *Gyrincola* sp. e a massa corporal (g) em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica, obtidas a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

(b) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e comprimento total das diferentes espécies de girinos analisadas

A relação entre o comprimento total (CT) dos girinos e a intensidade média de infecção por nematoides *Gyrincola*, apresentou padrões contrastantes entre as espécies analisadas (Fig.11). Os girinos de *B. albopunctata*, apresentaram forte relação positiva entre o comprimento total dos girinos e prevalência, indicando que indivíduos maiores tendem a apresentar maior intensidade de infecção por nematoides (Pseudo-R²= 0,734) (Fig. 11 A). Em *B. geographica*, a espécie que obteve uma maior quantidade de dados coletados em campo, e maiores valores de infecções (até >200 nematoides), indicando relação positiva entre o tamanho corporal e a intensidade de infecção (Pseudo-R² = 0,464), indicando aumento da intensidade ao longo do desenvolvimento. (Fig. 11 C). Já nos girinos de *B. raniceps* (Pseudo-R²= 0,006) (Fig. 11 B), *C. tomopterna* (Pseudo-R²= 0,055) (Fig. 11 D), *P. tarsius* (Pseudo-R²= 0,007) (Fig. 11 I), *P. cuvieri* (Pseudo-R²= 0,058) (Fig. 11 H) e *R. marina* (Pseudo-R²= 0,039) (Fig. 11 J), a relação fraca nestas espécies, sugere que o aumento no comprimento não influencia, significativamente, a intensidade de infecção por nematoides. Em *P. cuvieri*, a infecção geral foi baixa, com indivíduos maiores

hospedando um pouco mais de nematoides (Fig. 11 H). Em *L. knudseni*, foi observada uma tendência negativa moderada entre o tamanho corporal e a intensidade de infecção (Pseudo- $R^2 = 0,229$) (Fig. 11 E).. Já os girinos de *L. rhodomistax*, apresentaram uma maior variação no número de nematoides (até >10), com uma tendência negativa, onde indivíduos maiores tendem a ter menos nematoides (Pseudo- $R^2 = 0,156$) (Fig. 11 G).

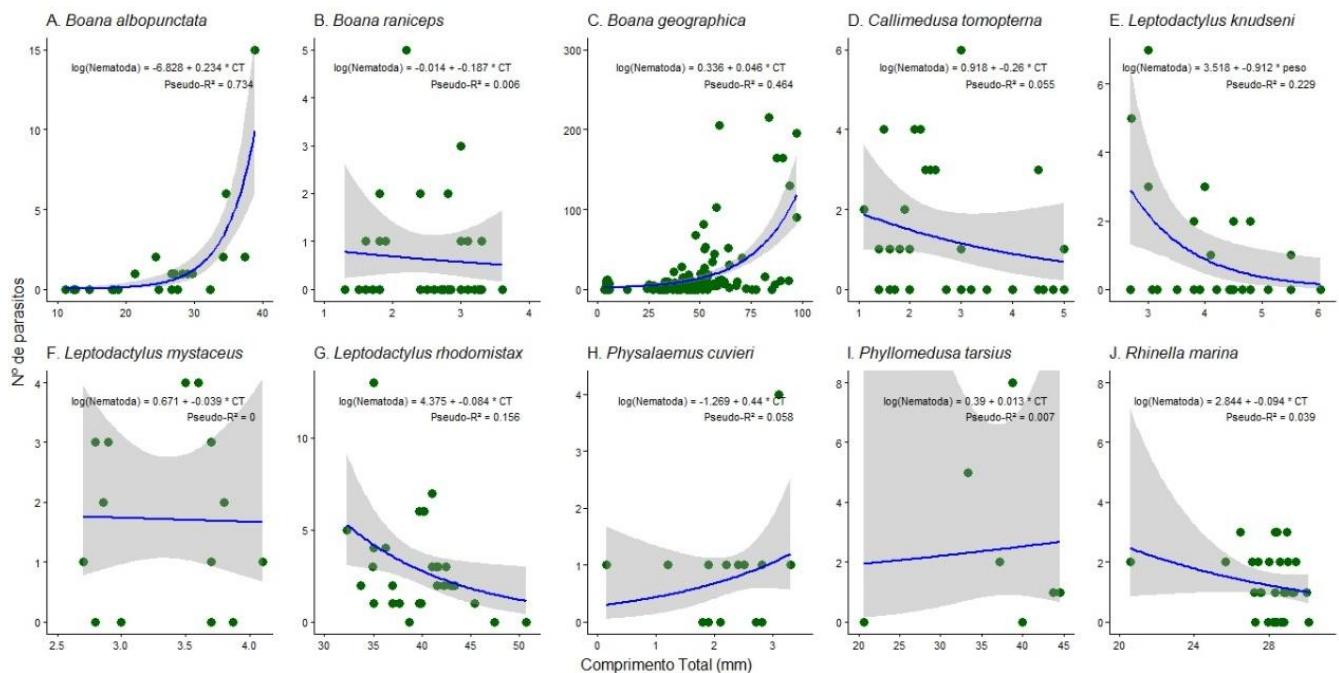


Figura 11. Relação entre o número de nematoides *Gyrinicola* sp. e o comprimento total (mm), em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, obtida a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

(c) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e ontogenia das diferentes espécies de girinos analisadas

Nas análises conduzidas para investigar a relação entre o desenvolvimento ontogenético dos girinos e a intensidade média de infecção, *B. raniceps* (Pseudo- $R^2 = 0$) (Fig. 12B) e *R. marina* (Pseudo- $R^2 = 0.01$) Fig. 12J), apresentaram relação nula, assim como nas análises anteriores, indicando ausência da associação (Fig. 12B). Já *B. albopunctata* apresentou relação positiva (Pseudo- $R^2 = 0,151$), indicando tendência de aumento da intensidade de infecção com o desenvolvimento dos girinos (Fig. 12A). Como nas análises anteriores, de massa corporal e comprimento total, os girinos de *B. geographica*, apresentaram relação fortemente positiva (Pseudo- $R^2 = 0,283$), indicando aumento expressivo na intensidade de infecção no decorrer do desenvolvimento (Fig. 12 C).

Em girinos de *C. tomopterna* (Pseudo- $R^2 = 0,056$) (Fig. 12D) e *L. knudseni* (Pseudo- $R^2 = 0,039$) (Fig. 12E), a relação demonstra uma possível redução da infecção conforme o desenvolvimento. Enquanto os girinos de *L. rhodomystax*, não apresentaram tendência clara (Pseudo- $R^2 = 0.026$) (Fig. 12 G). Em *P. cuvieri*, as análises sugerem um leve aumento com o desenvolvimento, em uma discreta tendência positiva (Pseudo- $R^2 = 0.065$) (Fig. 12 H). Essa tendência também foi observada nos girinos de *P. tarsius*, onde a análise se apresentou em forma de “U” (Pseudo- $R^2 = 0.174$), indicando uma possível variação da intensidade de infecção, em diferentes fases do desenvolvimento (Fig. 12I).

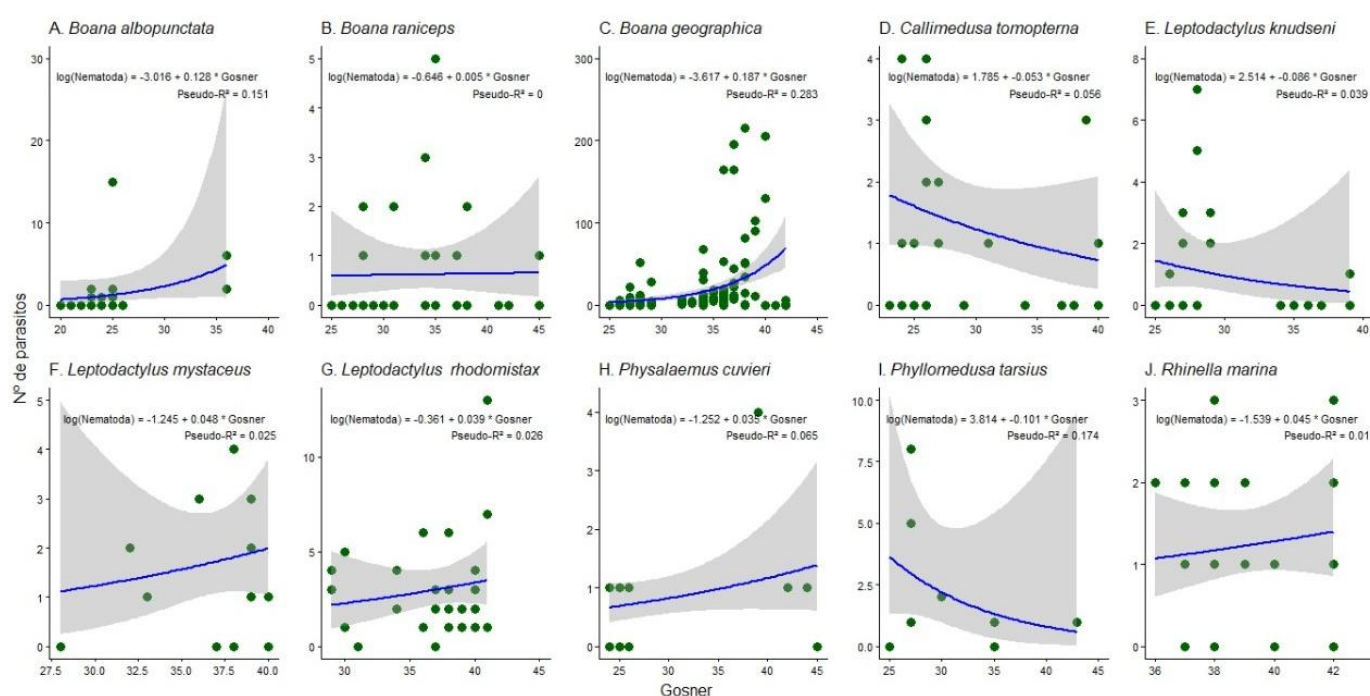


Figura 12. Relação entre a intensidade média *Gyrodactylus* sp. e o estágio de desenvolvimento Gosner (1960) , em diferentes espécies de girinos da Amazônia, Cerrado e Mata atlântica, obtida a partir de modelos lineares generalizados (GLM).

i. Distribuição global de *Gyrodactylus* spp.

Entre os anos de 1938 e 2025, foram registradas na literatura científica 54 ocorrências de espécies do gênero *Gyrodactylus* no intestino de girinos em todo o mundo (Tabela 1). Os registros foram distribuídos de forma desigual em sete países, entre quatro regiões zoogeográficas: Neártica (n=30), Neotropical (n=22), Paleártica (n= 4) e Indo-

Malaia (n=1) (Tabela 1). Desse total, grande parte dos registros ocorreram em girinos de Ranidae (n= 23) e Hylidae (n=17), Bufonidae (n=6), Leptodactylidae (n=2), Dicroglossidae (n=1) e Rhacophoridae (n=1).

Ranidae com 46% dos registros em girinos de 10 espécies distintas, pertencentes aos gêneros *Aquarana*, *Boreorana*, *Glandirana*, *Lithobates*, *Rana* e *Pelophylax*. Os registros envolveram as espécies *Gyrinicola batrachiensis* (12), *G. armatus* (3), *G. gulabrevioris* (2), e apenas uma ocorrência para as espécies *G. moohsia*, *G. bulbuslatis*, *G. tba*, *G. chabadamsoni*, *G. japonica* (Tabela 3). A família Hylidae representou 30% dos registros, com ocorrência da espécie *Gyrinicola chabaudi*, nos girinos dos gêneros *Boana*, *Ololygon*, *Pseudis* e *Scinax*, na Argentina (5) e Brasil (4) (Tabela 3). Leptodactylidae, família endêmica do Brasil, teve os girinos de *Leptodactylus ocellatus* e *Phyasalaemus* sp., infectados com larvas do nematoide *Gyrinicola chabaudi* (Araújo & Artigas, 1981; Souza-Júnior & Martins, 1995). A família Bufonidae foi representada por *G. chabaudi* em girinos de *Rhinella crucifer* e *Rhinella diptycha* (= *Bufo paracnemis*) (Cope, 1862), apenas no Brasil (Apud Souza-Júnior et al., 1991; Souza-Júnior & Martins, 1995). Na região Neártica o *G. batrachiensis* infectou os girinos de *Anaxyrus americanus* (= *Bufo americanus*) (Holbrook, 1836) e *Anaxyrus woodhousii* (= *Bufo woodhousii*) (Girard, 1854), no Canadá e nos EUA (Adamsom, 1980a; Rhoden & Bolek, 2011) (Tabela 3). Já a família Dicroglossidae, teve os girinos de *Nanorana minica* (Dubois, 1975) infectados pelo nematoide *Gyrinicola dehradunensis* Maity, Rizvi, Bursey & Chandra, 2019, na Índia. Enquanto os girinos de *Zhangixalus arboreus* (= *Rhacophorus arboreus*) (Okada & Kawano, 1924) (Rhacophoridae) foram infectados por *G. japonica* no Japão, ambos na região Indo-Malaia (Maity et al., 2019; Sata & Nakano, 2020) (Tabela 3).

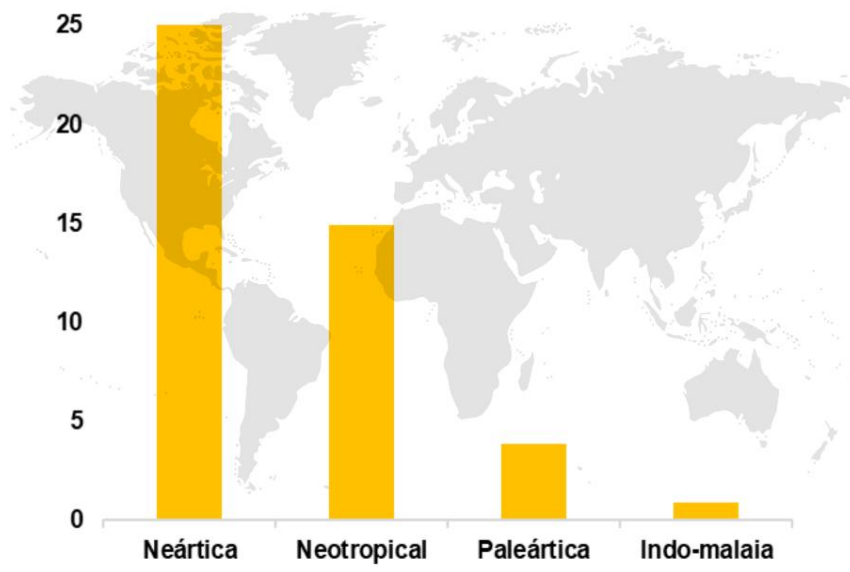


Figura 13. Frequência de ocorrência de *Gyrincola* spp. (Nematoda: Pharyngodonidae) registrada em diferentes regiões zoogeográficas, evidenciando variações na distribuição geográfica do gênero em todo o mundo

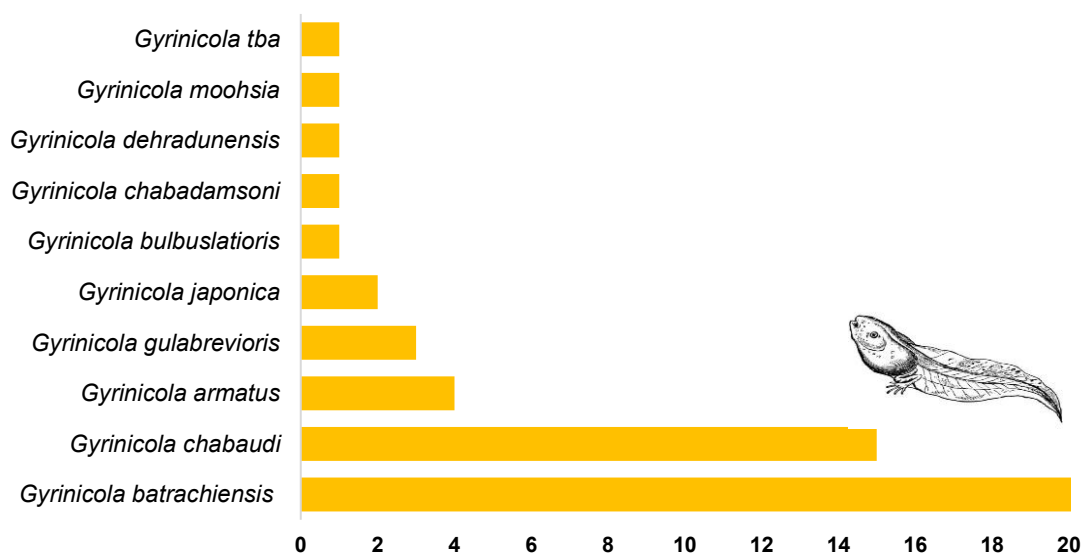


Figura 14. Frequência de ocorrência das espécies do gênero *Gyrincola* (Nematoda: Pharyngodonidae) registradas em girinos de diferentes famílias de anuros (Amphibia: Anura) em todo o mundo.

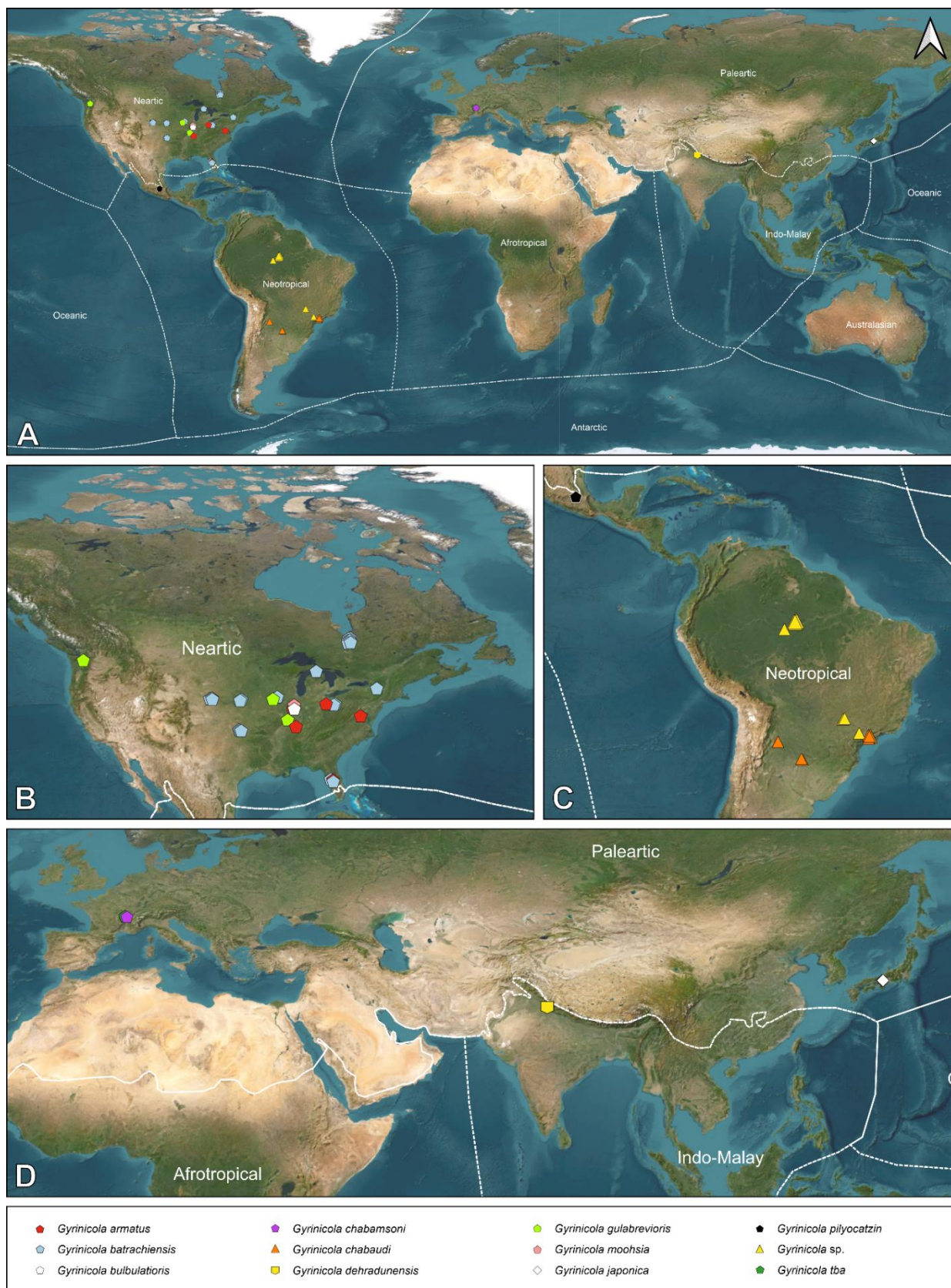


Fig. 15. Distribuição geográfica das espécies conhecidas de *Gyrincola* (Nematoda: Pharyngodonidae) baseado em registros da literatura. As diferentes cores e formas representam espécies distintas, demonstrando a ocorrência do gênero nas regiões Neártica, Neotropical, Paleártica e Indo-Malaia. **Autor da figura:** Oda, F.H.

Tabela 3. Registros de espécies do gênero *Gyrinicola* (Nematoda: Pharyngodonidae) em anfíbios anuros (Amphibia: Anura), distribuídos nas regiões Neártica, Neotropical, Paleártica, Indo-Malaia, sem ocorrências registradas para a região Africana.

Continente	sp.	Família/Espécie hospedeira	Localidade	Região Zoogeográfica	Referência
América do Sul	<i>Gyrinicola chabaudi</i> Araújo & Artigas, 1982	Bufonidae			
		<i>Rhinella diptycha</i> (= <i>Bufo paracnemis</i>) (Cope, 1862)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		<i>Rhinella crucifer</i> (= <i>Bufo crucifer</i>) (Wied-Neuwied, 1821)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		<i>Rhinella crucifer</i> (= <i>Chaunus crucifer</i>) (Wied-Neuwied, 1821)	São Paulo, Brasil	Neotropical	<i>Apud</i> Souza-Júnior <i>et al.</i> , 1991
		Hylidae			
		<i>Boana semilineata</i> (= <i>Hyla geographica</i>) (Spix, 1824)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		<i>Boana raniceps</i>	Selvíria, Brasil	Neotropical	Bernardes, Souza & Anjos, 2016
		<i>Scinax</i> sp. (= <i>Ololygon rubra</i>) (Laurenti, 1768)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		<i>Pseudis platensis</i> Gallardo, 1961 (= <i>Pseudis paradoxa</i>)	Argentina	Neotropical	Kehr & Hamann, 2003
		<i>Pseudis platensis</i>	Salta, Argentina	Neotropical	Castillo <i>et al.</i> , 2017
		<i>Scinax fuscovarius</i> (= <i>Hyla fuscovaria</i>) (Lutz, 1925)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		<i>Scinax nasicus</i> (Cope, 1862)	Corrientes, Argentina	Neotropical	Gonzalez & Hamann, 2005
		<i>Scinax</i> sp. (= <i>Scinax ruber</i>) (Laurenti, 1768)	Brasil	Neotropical	<i>Apud</i> Souza-Júnior <i>et al.</i> , 1991

		Leptodactylidae			
		<i>Leptodactylus paranaru</i> (= <i>Leptodactylus ocellatus</i>) Magalhães, Lyra, <i>et al.</i> , 2020	Santo amaro, Brasil	Neotropical	Araújo & Artigas, 1981
		<i>Physalaemus</i> sp.	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
		Ranidae			
		<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>) (Shaw, 1802)	São Paulo, Brasil	Neotropical	Souza-Júnior & Martins, 1995
	<i>Gyrincola</i> sp.	Bufonidae			
		<i>Rhinella marina</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Souza <i>et al.</i> , 2017; Presente estudo
		Hylidae			
		<i>Boana albopunctata</i>	Botucatu, São Paulo, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Boana cinerascens</i>	Selvíria, Mato grosso do Sul, Brasil	Neotropical	Anjos <i>et al.</i> , 2017; Bernades <i>et al.</i> , 2016
		<i>Boana geographica</i>	Beruri, Presidente Figueiredo e Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Souza <i>et al.</i> , 2016; 2013; 2017; Presente estudo
		<i>Boana raniceps</i>	Selvíria, Mato grosso do Sul, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Osteocephalus taurinus</i>	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Souza <i>et al.</i> , 2013; 2017; Presente estudo

		Leptodactylidae			
		<i>Leptodactylus knudseni</i> Heyer, 1972	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Leptodactylus mystaceus</i> (Spix, 1824)	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Leptodactylus riveroi</i> Heyer and Pyburn, 1983	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Leptodactylus rhodomystax</i> Boulenger, 1884	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Physalaemus cuvieri</i> Fitzinger, 1826	Selvíria, Mato grosso do Sul, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		Phyllomedusidae			
		<i>Callimedusa tomopterna</i> (Cope, 1868)	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Phyllomedusa tarsius</i> (Cope, 1868)	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
		<i>Phyllomedusa vaillantii</i> Boulenger, 1882	Manaus, Amazonas, Brasil	Neotropical	Presente estudo
América do Norte	<i>Gyrinocola batrachensis</i> (Walton, 1929) (= <i>Pharyngodon batrachensis</i>)	Hylidae			
		<i>Acris blanchardi</i> Harper, 1947	Stillwater, Payne County, Oklahoma	Neártica	Pierce <i>et al.</i> , 2017
		<i>Dryophytes versicolor</i> (= <i>Hyla versicolor</i>) (LeConte, 1825)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
		<i>Dryophytes chrysoscelis</i> (= <i>Hyla chrysoscelis</i>) (Cope, 1880)	Stillwater, Payne County, Oklahoma	Neártica	Pierce <i>et al.</i> , 2017
		<i>Osteopilus septentrionalis</i> (Duméril and Bibron, 1841)	Flórida, EUA	Neártica	Childress <i>et al.</i> , 2017

	<i>Pseudacris clarkii</i> (Baird, 1854)	Stillwater, Payne County, Oklahoma	Neártica	Pierce <i>et al.</i> , 2017
	<i>Pseudacris triseriata</i> (Wied-Neuwied, 1838)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	Bufonidae			
	<i>Anaxyrus americanus</i> (= <i>Bufo americanus</i>) (Holbrook, 1836)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	<i>Anaxyrus woodhousii</i> (= <i>Bufo woodhousii</i>) (Girard, 1854)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
	<i>Anaxyrus woodhousii</i> (= <i>Bufo woodhousii</i>) (Girard, 1854)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
	Ranidae			
	<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	EUA	Neártica	Bursey & DeWolf, 1998
	<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
	<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
	<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>) (Latreille, 1801)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	Ohio, EUA	Neártica	Bursey & DeWolf, 1998
	<i>Boreorana sylvatica</i> (= <i>Rana sylvatica</i>) (LeConte, 1825)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	<i>Lithobates pipiens</i> (= <i>Rana pipiens</i>) (Schreber, 1782)	Canadá	Neártica	Adamsom, 1980a
	<i>Lithobates sphenoccephalus</i> (= <i>Rana sphenoccephala</i>) (Cope, 1886)	Flórida, EUA	Neártica	Childress <i>et al.</i> , 2017
	<i>Lithobates sphenoccephalus</i>	Oklahoma, EUA	Neártica	Pierce <i>et al.</i> , 2017
	<i>Lithobates blairi</i> (= <i>Rana blairi</i>) (Mecham <i>et al.</i> 1973)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011

		<i>Lithobates pipiens</i> (= <i>Rana pipiens</i>) (Schreber, 1782)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
		<i>L. pipiens</i> (= <i>Rana pipiens</i>)	Nebraska, EUA	Neártica	Rhoden & Bolek, 2011
		<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Michigan, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	Springfield, New York	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>L. pipiens</i> (= <i>Rana pipiens</i>) (= <i>Pharygodon batrachiensis</i>)	Illinois, EUA	Neártica	Walton, 1929
		<i>Gyrinicola armatus</i> (= <i>Pharygodon armatus</i>) (Walton, 1933)			
		<i>Acris crepitans</i> Baird, 1854	Kentucky, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Illinois, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana grylio</i> (= <i>Rana grylio</i>) (Stejneger, 1901)	Florida EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	Virginia, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans melanota</i>) (= <i>Pharygodon armatus</i>)	USA	Neártica	Holoman, 1969
		<i>Gyrinicola gulabrevioris</i> Walker, Bolek, Zieman, Neubig & Jiménez, 2024			
		<i>Pseudacris regilla</i> (Baird and Girard, 1852)	Washington, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana catesbeiana</i> (= <i>Rana catesbeiana</i>)	Illinois, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	Iowa, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Gyrinicola moohsia</i> Walker, Bolek, Zieman, Neubig & Jiménez, 2024			

		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	Illinois, EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Gyrinicola bulbuslatis</i> Walker, Bolek, Zieman, Neubig & Jiménez, 2024			
		<i>Aquarana clamitans</i> (= <i>Rana clamitans</i>)	EUA	Neártica	Walker <i>et al.</i> , 2024
		<i>Gyrinicola pilyocatzin</i> Walker, Aguilar-Aguilar, León-Régagnon & Jiménez, 2025			
		<i>Rana montezumae</i>	Mexico City, Mexico	Neártica e Neotropical	Walker <i>et al.</i> , 2025
Ásia		<i>Gyrinicola dehradunensis</i> Maity, Rizvi, Bursey & Chandra, 2019			
		<i>Nanorana minica</i> (Dubois, 1975)	Uttarakhand, India	Indo-Malaia	Maity <i>et al.</i> , 2019
		<i>Gyrinicola japonica</i> Yamaguti, 1938			
		<i>Glandirana rugosa</i> (= <i>Rana rugosa</i>) (Temminck and Schlegel, 1838)	Kyoto, Japão	Indo-Malaia	Yamaguti, 1938
		<i>Zhangixalus arboreus</i> (= <i>Rhacophorus arboreus</i>) (Okada and Kawano, 1924)	Kyoto, Japão	Indo-Malaia	Sata & Nakano, 2020
Europa		<i>Gyrinicola tba</i> (Dinnik, 1930)			
		<i>Pelophylax lessonae</i> (= <i>Rana kl. esculenta</i>) (Camerano, 1882)	Ain, França	Paleártica	Brigitte <i>et al.</i> , 2008
		<i>Gyrinicola chabadamsoni</i> Planade & Bain in Planade, Bain, Lena & Joly, 2008			
		<i>Pelophylax lessonae</i>	Civrieux, França	Paleártica	Brigitte <i>et al.</i> , 2008

DISCUSSÃO

A ocorrência de *Gyrinicola* sp. em diferentes famílias de anuros analisadas, Bufonidae, Hylidae e Leptodactylidae, revelou um padrão de infecção amplamente variável quanto à prevalência, intensidade média e características ecológicas das espécies hospedeiras, refletindo diferenças ecológicas, tróficas e de micro-habitat entre as espécies.

A. Aspectos ecológicos e funcionais da infecção

a) Hylidae

A família Hylidae apresentou a maior diversidade de espécies infectadas e ampla variação nos índices parasitários, com prevalências entre 32% e 94,3% (Tabela 1). A espécie *B. geographica* destacou-se com as maiores intensidades médias, especialmente em ambientes permanentes e sazonais de Manaus (AM), chegando a valores superiores a 50 indivíduos por girino em algumas localidades ($52,09 \pm 71,7$ no lago do Purus). Essa amplitude de variação pode refletir tanto a reprodução e dispersão dos nematoides em corpos d'água estáveis, quanto a plasticidade ecológica de *B. geographica*, que apresenta ampla guilda trófica (Tabela 1) (Poulin, 2007). As demais espécies de hílideos e filomedusídeos, como *O. taurinus*, *P. tarsius*, *P. vaillantii* e *C. tomopterna*, também apresentaram prevalências elevadas (55–94,3%), embora com intensidades média menores. Esses resultados sugerem que a infecção por *Gyrinicola* sp. é comum em girinos neotropicais de habitats de floresta primária, onde a matéria orgânica e detritos vegetais são abundantes, podendo favorecer o ciclo de vida do nematoide (Pryor & Bjorndal, 2005; Walker et al., 2025). Além disso, a predominância de girinos de guilda herbívora/detritívora reforça a hipótese de aquisição dos nematoides pela ingestão de detritos infectados ou ovos embrionados de *Gyrinicola* no substrato (Pryor & Bjorndal, 2005; Santos & Amato, 2010).

b) Leptodactylidae

Os leptodactílideos apresentaram prevalências mais baixas e intensidades moderadas, com variações entre 16% em girinos de *L. riveroi*, e 90% em *L. rhodomystax* (Tabela 1). A infecção aparenta maior intensidade em espécies associadas a corpos d'água temporários (PT), o que pode estar relacionado ao aumento da densidade de hospedeiros e ao confinamento espacial durante os períodos de seca. A guilda trófica herbívora/detritívora dos girinos destas espécies, podem estar favorecendo o contato direto com ovos e larvas de helmintos. Embora *L. mystaceus* e *P. cuvieri* tenham apresentado prevalências intermediárias (66,7–71,4%), as intensidades médias

foram baixas, sugerindo infecções oportunistas, coerentes com o padrão de mutualismo facultativo descrito para *G. chabaudi* em outras populações sul-americanas (Araújo & Artigas, 1982; Souza-Júnior & Martins, 1995). Muitas espécies de helmintos de anuros, requerem um ambiente aquático para seu desenvolvimento e transmissão de estágios infectante, podendo sustentar uma dinâmica de interação persistente (Todd, 2007). Nossos dados demonstram que a presença de *Gyrinicola* sp. está fortemente associada aos ambientes lânticos (poças permanentes e temporárias), com alta disponibilidade de matéria orgânica observada nos ambientes amostrados (Fig. 1). Ambientes em constantes alterações, como é o caso de poças temporárias e permanentes, podem causar mudanças na riqueza, composição da helmintofauna e modo de transmissão de espécies (Gibb & Hochuli 2002, Laurance *et al.*, 2002, McKenzie 2007).

c) Bufonidae

A única espécie representante da família, *R. marina*, apresentou uma prevalência relativamente alta (73%), embora com baixa intensidade ($1,76 \pm 0,76$). Esse padrão sugere uma infecção frequente, porém pouco intensa, possivelmente relacionada à dieta predominantemente detritívora e à ocorrência em corpos d'água permanentes (PP). A constância da presença do nematoide nessa espécie pode indicar uma relação estável, de baixo impacto fisiológico, coerente com interações de natureza comensalista, já sugeridas para o gênero *Gyrinicola* (Adamson, 1980a; Pryor & Bjorndal, 2005a).

d) Sítio de infecção

Nos girinos analisados, os nematoides foram observados exclusivamente na porção correspondente ao cólon do intestino, uma região fermentativa caracterizada por uma dilatação evidente, especialmente em espécies de hábito herbívoro (Fig. 2D; Tabela 1). Nenhum espécime foi registrado em girinos em estágios ontogenéticos avançados (Gosner 43–46), o que indica uma associação restrita aos estágios ativos de alimentação (25–39, Gosner, 1960). Essa porção intestinal é também reconhecida como um microambiente simbiótico, onde comumente são encontrados protozoários dos gêneros *Opalina* Purkinje & Valentin, 1835, cujo ciclo de vida depende da ontogenia do hospedeiro (Wessenberg, 1961 *fide* Schorr *et al.*, 1990), além de *Entamoeba* Casagrandi & Barbagallo, 1895 e *Nyctotherus* Leidy, 1877. Esses organismos podem atuar na fragmentação de partículas vegetais e na modulação da microbiota intestinal, contribuindo para a eficiência digestiva, beneficiando o hospedeiro (Duellman & Trueb, 1986; Noblet & Yabsley, 2001; Duszynski *et al.*, 2007). Nas amostras analisadas em nosso estudo, protozoários do gênero *Nyctotherus* também foram registrados no intestino dos girinos de *B.*

geographica, provenientes da RFAD, corroborando observações anteriores sobre a presença de simbioses intestinais em anuros durante seu desenvolvimento ontogenético (Battaglini & Boni, 1967; Noblet & Yabsley, 2001). Diante das evidências apresentadas, reforça-se a hipótese de que *Gyrinicola* sp. desempenha papel mutualístico em girinos neotropicais, integrando um sistema simbiótico intestinal potencialmente benéfico ao metabolismo e ao desenvolvimento ontogenético dos hospedeiros, sem evidências histológicas de danos associados à interação.

B. Revisão global do gênero *Gyrinicola* sp. em girinos

A revisão global das ocorrências de nematoides do gênero *Gyrinicola* em girinos entre 1938 e 2025 revela um panorama marcadamente desigual em termos de distribuição geográfica, riqueza e diversidade de hospedeiros (Tabela 3). As 57 ocorrências registradas concentram-se principalmente nas regiões Neártica (n = 30; 53%) e Neotropical (n = 22; 39%), com menor representatividade nas regiões Paleártica (n = 4) e Indo-Malaia (n = 1). Esse padrão não reflete necessariamente uma maior diversidade de anfíbios na região Neártica, mas provavelmente está associado ao maior esforço de amostragem e à tradição de pesquisas helmintológicas nessa região. Em contrapartida, áreas como a Neotropical, embora reconhecidamente mais diversas em anuros, permanecem relativamente subamostradas, o que pode resultar em uma subestimação da ocorrência desses parasitos (Adamson, 1980a; McAllister et al., 1995; Maity et al., 2019).

Na região Neártica, onde o gênero foi originalmente descrito (*G. batrachiensis*, Walton, 1929), observou-se a maior riqueza de espécies, incluindo *G. batrachiensis*, *G. armatus*, *G. gulabrevioris*, *G. moohsia*, *G. bulbuslatis* e *G. pilyocatzin* (Tabela 3). Esses táxons foram associados a girinos das famílias Ranidae, Bufonidae e Hylidae, refletindo a elevada diversidade de hospedeiros e ambientes aquáticos disponíveis no hemisfério norte. As espécies de *Lithobates* e *Aquarana* (Ranidae) se destacam como os principais hospedeiros, sustentando a hipótese de que *Gyrinicola* evoluiu em estreita associação com ranídeos norte-americanos, expandindo-se posteriormente para outras linhagens (Adamson, 1980b; Walker et al., 2024). A região Paleártica apresentou apenas dois registros, ambos em *Pelophylax lessonae* na França, com as espécies *G. tba* e *G. chabadamsoni*, indicando uma ocorrência pontual e restrita, talvez subamostrada. Na região Indo-Malaia, foram descritas *G. dehradunensis* na Índia e *G. japonica* no Japão, espécies que são morfologicamente semelhantes às norte-americanas, mas associadas a ranídeos e racoforídeos asiáticos (*Nanorana minica*, *Glandirana rugosa*,

Zhangixalus arboreus), sugerindo múltiplos eventos de radiação geográfica e coadaptação (Maity *et al.*, 2019; Sata & Nakano, 2020).

Por outro lado, na região Neotropical, a diversidade de *Gyrinicola* é dominada por *G. chabaudi*, registrada no Brasil e na Argentina, infectando girinos das famílias Hylidae (*Boana*, *Scinax* e *Pseudis*) Bufonidae (*Rhinella* spp.) e Leptodactylidae (*Leptodactylus* e *Physalaemus*) (Tabela 2). A amplitude taxonômica dos hospedeiros na América do Sul, aliada à ocorrência em habitats variados, desde poças temporárias até brejos, sugere uma plasticidade ecológica do nematoide e uma relação simbiótica mais tolerante, possivelmente mutualista, conforme já proposto por Araújo & Artigas (1981), Souza-Júnior & Martins (1995) e Pryor & Bjorndal (2005). No Brasil, *Gyrinicola chabaudi* foi descrita em girinos de *Leptodactylus ocellatus*, representando o primeiro registro neotropical do gênero (Araújo & Artigas, 1980; 1981; Vicente *et al.*, 1991). Os dados obtidos em nosso estudo acrescentam à região Neotropical treze novas ocorrências do gênero em relação simbiótica com girinos neotropicais, apresentando espécies hospedeiras que ainda não haviam sido relatadas na literatura anteriormente (Tabela 1).

C. Morfologia e Histopatologia associada a ocorrência de *Gyrinicola* sp. no intestino dos girinos de *Boana geographica*

A análise histológica da porção fermentativa em girinos de *Boana geographica* evidenciou um padrão estrutural característico da parede intestinal, descrita para girinos de outras espécies: a camada mucosa com borda em escova que é especializada em absorção dos nutrientes, com enterócitos colunares e células mucosas constituindo o epitélio, (Arauco, 2007; Zhang, 2020); a submucosa ricamente vascularizada por capilares sanguíneos de luz ampla (Yang, 2020) e sobre esta, a camada de músculo liso em disposição circular (Arauco, 2007; Zhang, 2020). A não observação da camada serosa no presente estudo pode estar relacionado com as fases do desenvolvimento que foram avaliadas, pois só há descrição da camada serosa em estudos com girinos em estágios mais avançados (Arauco, 2007). Considerando a presença em elevada intensidade (≥ 30) de *Gyrinicola* sp. observada nenhuma alteração estrutural ampla na parede da porção fermentativa foi observada. Em *B. geographica*, a baixa ocorrência de sinais clínicos na porção fermentativa está relacionada com o sítio de infecção; todos os parasitos foram observados no lúmen e não há até o presente momento registro de nematoides desse gênero penetrando a mucosa ou as demais camadas da parede da porção fermentativa (Pryor & Bjorndal, 2005; Pryor, 2008). Ainda que sem alterações macroscópicas evidentes, a caracterização morfológica refinada, em nível

microscópico é fundamental para a avaliação das possíveis mudanças relacionadas ao parasitismo mesmo porque mudanças nos componentes teciduais podem indicar respostas adaptativas ou lesivas ao parasitismo revelando detalhes da interação parasito- hospedeiro. Em *B. geographica*, a maior espessura da camada de muco nas regiões com nematoides e a presença de células caliciformes hipertróficas nessas áreas são respostas adaptativas do hospedeiro, do tipo reversível e que não compromete o funcionamento do órgão (Matos *et al.*, 2017), possivelmente regulada pela presença do nematoide. A secreção aumentada de muco pode representar um mecanismo de manutenção da microbiota fermentativa ou de proteção do epitélio intestinal (Pryor & Bjorndal, 2005b, Colombo *et al.*, 2015; Scalvenzi *et al.*, 2021), o que é coerente com a proposta de que *Gyrinicola* participa da modulação do ambiente intestinal.

Logo, nossos resultados corroboram com Pryor & Bjorndal (2005), que demonstraram um mutualismo entre *G. batrachiensis* em girinos de *Rana catesbeiana*, onde a infecção promoveu alterações fisiológicas benéficas, resultando em uma aceleração significativa no tempo de metamorfose, sem prejuízo ao tamanho ou condição corporal dos indivíduos. É importante destacar que nos estudos realizados a infecção por *G. batrachiensis* foi específica ao estágio larval herbívoro dos girinos, desaparecendo após a metamorfose, podendo ser uma associação ecológica condicionada ao hábito alimentar. A ausência de dano histológico em *B. geographica* e a prevalência e intensidade média, indicam que essa relação simbiótica pode ser comum em girinos herbívoros tropicais, com possíveis implicações no sucesso do desenvolvimento larval em habitats com recursos vegetais limitados. A ausência de efeitos patogênicos, o estímulo à produção de muco e a alta prevalência são compatíveis com um mutualismo funcional, similar ao documentado em outras espécies de anuros herbívoros (Pryor & Bjorndal, 2005). Investigações futuras devem abordar aspectos funcionais, como rendimento digestivo, metabolismo energético e desempenho larval, para confirmar os benefícios na relação. Dessa forma, os dados apresentados sustentam a hipótese de uma relação simbiótica benéfica entre *Boana geographica* e nematoides do gênero *Gyrinicola* na Amazônia central.

D. Parâmetros parasitológicos

(a) Prevalência e intensidade média de infecção por *Gyrinicola* sp.

Nossos resultados evidenciaram uma variação significativa nos padrões de prevalência e intensidade média de infecção por *Gyrinicola* sp., entre as distintas famílias de anuros analisadas, refletindo diferenças ecológicas, tróficas e fisiológicas, bem como características ambientais dos locais de amostragem (Tabela 1).

A família Hylidae apresentou as maiores taxas de prevalência e intensidade de infecção. Em particular, *B. geographica* mostrou prevalências consistentemente altas (64-90%), com intensidade variando de 5 a 30 nematoides por hospedeiro em diferentes localidades. Esse padrão pode estar associado ao elevado número de indivíduos analisados, à ampla distribuição da espécie, e à sua permanência em ambientes lânticos com grande disponibilidade de matéria orgânica, que favorece o desenvolvimento do nematoide (Adamson, 1989; Pryor & Bjorndal, 2005). Ainda mais significativa foi a elevada intensidade média ($52,09 \pm 71,7$) registrada na RDS PPurus, associada a indivíduos de maior tamanho corporal, sugerindo que a biomassa do hospedeiro pode influenciar diretamente a capacidade de suporte da infecção, como apontado em estudos experimentais (McAllister *et al.*, 1995; Bolek *et al.*, 2010). Na família Leptodactylidae, a prevalência variou entre as espécies. *L. rhodomystax* apresentou alta prevalência (90%), porém com intensidades relativamente baixas ($3,3 \pm 2,6$), sugerindo possível resistência parcial do hospedeiro ou menor sucesso no estabelecimento dos helmintos. Em contraste, *L. knudseni*, espécie com hábitos canibais, exibiu baixa prevalência (36%), o que pode estar associado a diferenças na dieta (Lima *et al.*, 2012) e, consequentemente, à menor exposição a estágios infectantes. Esse contraste, sugere que a dieta e o comportamento trófico podem desempenhar papel relevante na dinâmica da interação. Além disso, *Physalaemus cuvieri*, único representante amostrado no Cerrado, apresentou prevalência intermediária (66%) e intensidade média relativamente alta ($3 \pm 4,2$), sugerindo que fatores ambientais regionais também podem modular a interação. Nos Bufonidae, os girinos de *Rhinella marina* mostraram alta prevalência (73%), mas intensidade baixa ($1,76 \pm 0,76$). Considerando o amplo espectro alimentar (Strüssmann, 1983, Altig & Johnston, 1989) e a plasticidade ecológica da espécie, os dados sugerem que, embora a exposição ao parasito seja frequente, a infecção não atinge altas intensidades. De modo geral, os Hylidae se destacaram como os principais hospedeiros de *Gyrinicola* spp., apresentando tanto prevalência quanto intensidade mais altas que Leptodactylidae e Bufonidae (Tabela 1). Essa tendência pode estar relacionada à maior riqueza e abundância de espécies dessa família nos ambientes aquáticos estudados (Duellman & Trueb, 1994; Lima *et al.*, 2012), bem

como ao seu hábito alimentar predominantemente herbívoro (Tabela 1), que favorece a ingestão de estágios infectantes presentes em material orgânico particulado.

(b) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e a massa corporal dos girinos analisados

A análise da relação entre a massa corporal dos girinos e a intensidade de infecção por nematoides revelou padrões variáveis entre as espécies avaliadas, sugerindo que a massa, isoladamente, não é um preditor consistente da carga parasitária (Fig. 12). Em síntese, os resultados sugerem que, embora algumas espécies apresentem tendência de aumento da intensidade média com a massa, não há um padrão geral entre as espécies neotropicais analisadas. Características específicas da ecologia e história natural de espécies podem ser determinantes e mais relevantes para a intensidade de infecção em anuros neotropicais, o que está de acordo com padrões relatados em estudos de ecologia parasitária em anfíbios (Prudhoe & Bray, 1982; Koprivnikar *et al.*, 2006; Poulin, 2007; Bellay *et al.*, 2011; Blaustein *et al.*, 2012).

(c) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e o comprimento total dos girinos analisados

Os resultados obtidos indicam que a relação entre tamanho corporal e intensidade média de infecção por nematoides é espécie-específica e provavelmente modulada por fatores ecológicos e fisiológicos. O baixo Pseudo- R^2 em grande parte das análises, sugerem que o comprimento corporal não é um fator determinante na intensidade de infecção por nematoides nessas espécies. Assim, a variação observada provavelmente está mais relacionada a outros aspectos, como diferenças comportamentais, micro-habitat, dieta, exposição diferencial a locais de transmissão e até mesmo características imunológicas dos indivíduos (Altig & Johnston, 1989; Rohde, 1993; Poulin, 2007; Pizzatto *et al.*, 2010; Campião *et al.*, 2015). Esses achados corroboram estudos prévios que apontam que a carga parasitária em anfíbios é frequentemente influenciada por fatores ecológicos (Camião *et al.*, 2015) e fisiológicos, sendo o tamanho corporal apenas um dos possíveis, mas não necessariamente o mais importante.

(d) Correlação entre a intensidade média de infecção por nematoides e ontogenia dos girinos analisados

Nas análises realizadas para verificar a relação entre o desenvolvimento ontogenético dos girinos (Gosner, 1960) e a intensidade média por nematoides *Gyrincola* sp., revelaram padrões distintos entre as espécies,

indicando que a relação varia, sem um padrão determinante. Apenas as espécies *Boana geographica* e *B. albopunctata*, apresentaram correlação positiva evidente, sugerindo um aumento da intensidade de infecção com o avanço ontogenético dos girinos (Fig. 12A e C). Contudo, na maioria das espécies de girinos o ajuste dos modelos foi baixo ou nulo, indicando relações fracas ou inexistentes (Fig. 12). Esses resultados indicam que o desenvolvimento ontogenético, isoladamente, não determina a intensidade de infecção; fatores ecológicos como o uso do micro-habitat (Schotthoefer *et al.*, 2003; Koprivnikar *et al.*, 2006; Campião *et al.*, 2015), além da microbiota, da resposta imune e da dieta, provavelmente exercem papel mais relevante na dinâmica da infecção, conforme já demonstrado em estudos anteriores (Rollins-Smith, 1998; Blaustein & Johnson, 2003; Marcogliese, 2005; Poulin, 2007; Koprivnikar *et al.*, 2006).

CONCLUSÃO

Apesar dos avanços nas descrições taxonômicas e morfológicas do gênero *Gyrinicola*, persistem lacunas relevantes quanto à sua biologia, ontogenia e especificidade de hospedeiro. A escassez de estudos em regiões megadiversas, como a Amazônia e a Mata Atlântica, indica que a diversidade do grupo provavelmente está subestimada, e a ausência de registros em famílias com alta riqueza de girinos pode refletir limitações amostrais, mais do que restrições ecológicas reais. Os resultados aqui apresentados reforçam essa perspectiva, ao evidenciar correlações entre a intensidade de infecção e o tamanho dos girinos, além de revelar padrões histológicos no intestino de *Boana geographica* que contribuem para a compreensão das interações parasito-hospedeiro. Adicionalmente, os novos registros de *Gyrinicola* em 13 espécies de girinos neotropicais ampliam significativamente o conhecimento sobre a distribuição e a amplitude de hospedeiros. Diante disso, estudos futuros devem priorizar abordagens integrativas, combinando morfologia, ecologia e filogenia molecular, a fim de elucidar os padrões evolutivos do grupo e testar de forma mais robusta o potencial mutualista sugerido por evidências experimentais.

Referências bibliográficas:

- Adamson, M. L. 1981a. *Gyrinicola batrachiensis* (Walton, 1929) n.comb. (Oxyuroidea: Nematoda) from tadpoles in eastern and central Canada. *Canadian Journal of Zoology*. 59, 1344–1350.
- Adamson, M.L. 1981b. Development and transmission of *Gyrinicola batrachiensis* (Walton, 1929) Adamson, 1981 (Pharyngodonidae: Oxyuroidea). *Canadian Journal of Zoology*. 59, 1351–1367.
- Adamson, M.L., 1981c. Studies on gametogenesis in *Gyrinicola batrachiensis* (Walton, 1929) (Oxyuroidea: Nematoda). *Canadian Journal of Zoology*. 59, 1368–1376.
- Adamson, M. L. 1986. Modes of transmission and evolution of life histories in zooparasitic nematodes. *Canadian Journal of Zoology*. 64, 1375–1384.
- Adamson, M.L., 1989. Evolutionary biology of the Oxyurida (Nematoda): biofacies of a haplodiploid taxon. *Advances in Parasitology*. 28, 175-228.
- Altig, R. & Johnston, G. F. 1989. Guilds of anuran larvae: relationships among developmental modes, morphologies, and habitats. *Herpetological Monographs*. 3, 81–109.
- Aho, J.M., 1990. Helminth communities of amphibians and reptiles: comparative approaches to understanding patterns and process, in: Esch, G.W., Bush, A.O., Aho, J.M. (Eds.). *Parasite Communities Patterns and Process*. Chapman and Hall, London and New York, pp.157-190.
- Altig, R., Whiles, M.R., Taylor, C.L., 2007. What do tadpoles really eat? Assessing the trophic status of an understudied and imperiled group of consumers in freshwater habitats. *Freshwater Biology*. 52, 386–395.
- Amato, J.F.R., Boeger, W.A., Amato, S.B., 1991. *Protocolos para laboratório- Coleta e processamento de parasitos de pescado*. Imprensa Universitária, Rio de Janeiro.
- Anderson, R.C., 2000. *Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission*. New York, CABI Publishing.
- Anjos, L.A., 2011. Herpetoparasitology in Brazil: what we know about endoparasites, how much we still do not know. *Neotropical Helminthology*. 5, 107-111.
- Anjos, L.A., Souza, F.C., Anjos, C.S.A., Malta, J.C.O., 2017. Girinos de *Hypsiboas cinerascens* e *Hypsiboas geographicus*: helmintofauna associada. In: *Anais do Congresso Brasileiro de Herpetologia*, São Paulo, São Paulo: Sociedade Brasileira de Herpetologia.

- Arauco, L.R.R. 2007. Histologia do rim, fígado e intestino de girinos de rã-touro (*Rana catesbeiana*) alimentados com dietas contendo própolis. 2007. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual Paulista (UNESP), Botucatu.
- Araújo, P., Artigas, P.T., 1981. *Gyrinicola chabaudi* n. sp. (Nematoda, Pharyngodonidae), oxiurídeo encontrado em girinos. Memórias do Instituto Butantan. 44/45, 383-390.
- Baker, M.R., 1987. Synopsis of the Nematoda parasitic in amphibians and reptiles. Memorial University of Newfoundland. Occ Papers Bio. 11, 1-325.
- Bancroft, J.D., Gamble, M., 2002. Theory and practice of histological techniques. 5th Ed. Edinburgh. Churchill Livingstone Pub. 172, 593–620.
- Barros, R. M., Mello-Patiu, C. A., & Pujol-Luz, J. R. 2008. Sarcophagidae (Insecta, Diptera) associated with vertebrate carcasses in Brasília, DF, Brazil. Brazilian Journal of Biology. 68(2), 409–415.
- Behmer, A.O., Tolosa, E.M., Freitas-Neto, A.G., 1976. Manual de técnicas para histologia normal e patológica. São Paulo: Art/Edusp.
- Belya, L.R., Lancaster, J., 2002. Inferring landscape dynamic of bog pools from scaling relationships and spatial patterns. Journal ecology. 10, 223-234.
- Bernardes, V.C., Souza, F.C, Anjos, L.A., 2016. Registro de *Gyrinicola chabaudi* (Nematoda: Pharyngodonidae) em girinos de *Hypsiboas raniceps* (Anura: Hylidae), Cerrado. Anais do Encontro de Ciências da Vida, Ilha solteira, São Paulo. pp. 228-230.
- Bolek, M.G. & Coggins, J.R., 2000. Seasonal occurrence and community structure of helminth parasites from *Lithobates pipiens* from southeastern Wisconsin, U.S.A. Comparative Parasitology. 67, 202–209.
- Bolek, G.M., Gustafson, K.D., Langford, G.J., 2024, in: S. L. Gardner, S.L., Gardner, S.A. (Edts.). Zea Books, Lincoln, Nebraska, United States. Concepts in Animal Parasitology, Chapter 05: Life Cycles Parasites in Relations to Others Organisms.
- Byrd, J. H., & Castner, J. L. 2010. Forensic entomology: The utility of arthropods in legal investigations. CRC Press.

- Brigitte, P., Odile, B., Jean-Paul, L. & Pierre, J. (2008) *Gyrinicola chabadamsoni* n. sp. and *G. tba* (Dinnik 1933) (Nematoda, Oxyuroidea) from tadpoles of the hybridogenetic complex *Rana lessonae-esculenta* (Amphibia, Ranoidea). *Zootaxa*. 1764 (1), 25–40.
- Brooks, D.R., León-Régagnon, V., McLennan, D.A., Zelmer, D., 2006. Ecological fitting as a determinant of the community structure of platyhelminth parasites of anurans. *Ecology*. 87, 576-585.
- Bursey, C.R., De Wolf, W.F., 1998. Helminths of the frogs, *Rana catesbeiana*, *Rana clamitans*, and *Rana palustris*, from Coshocton County, Ohio. *Ohio Journal of Science*. 98, 28–29.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M., Shostak, A.W., 1997. Parasitology meets ecology in its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal Parasitology*. 83, 575-583.
- Bush, A. O., Holmes, J.C. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*. 64, 142–152.
- Campião, K.M., Ribas, A.C.A., Cornell, S.J., Begon, M., Tavares, L.E.R. 2015. Estimates of coextinction risk: how anuran parasites respond to the extinction of their hosts?. *International Journal Parasitology*. 45, 885-889.
- Castillo, G., Ramallo, G., Bursey, C. R., Goldberg, S. R. & Acosta, J. C. 2017 *Pseudis plantensis*. Endoparasites. *Herpetological Review*. 48 (3), 611-612.
- CEPAGRI. 2024. Clima dos Municípios Paulistas. <https://www.cpa.unicamp.br/cepagri/previsao>. Acesso em 02 de junho de 2024.
- Childress, J.N., Rogers, S.C., Bolek, M.G., Langford, G.J., 2017. Reproductive Plasticity in the Nematode *Gyrinicola batrachiensis*: Does an Intermediate Reproductive Strategy Exist in Sexually Reproducing, Didelphic Pinworms?. *Journal Parasitology*. 103, 663–668.
- Culling, C.F.A., Allison, R.T., Barr, W.T., 1985. Cellular pathology technique, 4th edn. Butterworths, London.
- Deus, C.P. de, Da Silveira, R., Py-Daniel, L.H.R., 2003. Piagaçu-Purus: Bases Científicas para Criação de uma Reserva de Desenvolvimento Sustentável. IDSM.
- Duellman, W.E. & Trueb, L., 1994. Biology of Amphibians. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, USA, pp. 229-240.

- Duszynski, D., Bolek, M., Upton, S., 2007. Coccidia (Apicomplexa: Eimeriidae) of Amphibians of the World. *Zootaxa*. 1667, 1-77.
- Frost, D.R., 2024. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.2 Electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA.
- Gambale, P.G., Batista, V.G., Oda, F.H., Campos, R.M., Takemoto, R.M., Bastos, R.P. 2014. Anuran larvae as prey and hosts of invertebrates in Neotropical aquatic habitats. *Revista Chilena de Historia Natural*. 87, 31.
- Gascon, C., 1992. Aquatic predators and tadpoles prey in central Amazonia: Field data and experimental manipulations. *Ecology*. 73, 971–980.
- Gibb, H., Hochuli, D.F. 2002. Habitat fragmentation in an urban environment: large and small fragments support different arthropod assemblages. *Bio Conservation*. 106, 91-100.
- González, C.E., Hamann, M.I. 2005. *Gyrinicola chabaudi* Araujo & Artigas, 1982 (Nematoda: Pharyngodonidae) in tadpoles of *Scinax nasicus* (Cope, 1862) (Anura: Hylidae) from Corrientes, Argentina.
- González, C.E., Draghi, R., 2021. Registro de Parásitos: Protocolos en campo y laboratorio; Universidad Nacional de Jujuy, pp. 266-303.
- González, C.E., Hamann, M.I., Duré, M.I., 2021. Nematodes of Amphibians from the South American Chaco: Distribution, Host Specificity and Ecological Aspects. *Diversity*. 13, 321.
- Gonçalves, I.M., Kloh, J.S., Ruthsatz, K., Figueredo, C.C., Eterovick, P.C., 2023. Description and shaping factors of diet and feeding ecology of neotropical tadpoles: A case study and a comprehensive review. *Austral Ecology*. 49, e13302.
- Gosner, K.L., 1960. A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. *Herpetology*. 16, 183–190.
- Guillaumet, J., Kahn, F., 1982. Estructura e dinamismo da floresta. *Acta Amazonica*. 12, 61-77.
- Hamann, M.I., Kehr, A.I., 1998. Variación espacio temporal em infrapoblaciones de helmintos y su relación com las fluctuaciones poblacionales de *Hyla nana* (Anura, Hylidae). *Cuadernos de Herpetologia*. 12, 23–33.
- Hamann, M.I., Kehr, A.I., 1999. Relaciones ecológicas entre metacercarias de *Lophosicya diplostomum* sp. (Trematoda, Diplostomidae) y *Lysapsus limellus* Cope, 1862 (Anura, Pseudidae) en una población local del nordeste argentino. *Facena*. 15, 39-46.

- Hamann, M.I., Kehr, A.I., González, C.E., 2006. Species affinity and infracommunity ordination of helminths of *Leptodactylus chaquensis* (Anura: Leptodactylidae) in two contrasting environments from northeastern Argentina. *Journal of Parasitology*. 92.
- Herczeg, D., Ujszegi, J., Kásler, A., Holly, D., Hettyev, A., 2021. Host–multiparasite interactions in amphibians: a review. *Parasites Vectors*. 14, 296.
- Hoff, G.L., Frye, F.L., Jacobson, E.R., 1984. Diseases of amphibians and reptiles. Plenum Press. New York.
- Holoman, V.L., 1969. *Pharyngodon armatus* Walton, 1933 (Nematoda: Oxyuridae); Description of the Male and Redescription of the Female. *Journal of Parasitology*. 4, 733-736.
- IBGE. 1991. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Série Manuais Técnicos em Geociências. Número 1. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística IBGE, Secretaria do Orçamento e Coordenação da Presidência da República, Rio de Janeiro.
- INSTITUTO PIAGAÇU (org.), 2010. Plano de Gestão da Reserva de Desenvolvimento Sustentável Piagaçu-Purus – vol. I e II. Disponível em <http://www.ceuc.sds.am.gov.br/downloads/category/9-planosdegestao.html/>. Centro Estadual de Unidades de Conservação do Estado do Amazonas - CEUC: Secretaria de Meio Ambiente e Desenvolvimento Sustentável do Estado do Amazonas (Acesso em 14 de julho de 2023).
- Kiesecker, J.M., 2002. Synergism between trematode infection and pesticide exposure: A link to amphibian limb deformities in nature? *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 99, 9900–9904.
- Köppen, W., 1948. Climatologia. Fondo de Cultura Economica, Mexico city.
- Koprivnikar, J., Forbes, M.R., Baker, R.L., 2006. On the efficacy of antiparasite behaviour: A case study of tadpole susceptibility to cercariae of *Echinostoma trivolvis*. *Canadian Journal of Zoology*. 84, 1623–1629.
- Kupferberg, S. J. 1997. The role of larval diet in anuran metamorphosis. *Ecological Monographs*. 67(1), 85–100.
- Maity P, Rizvi AN, Bursey CR, Chandra K. 2019. First Report on the Genus *Gyrinicola* Yamaguti, 1938 from India with a Description of a New Species. *Acta Parasitologica*. 64(4):761-768.
- Matos, L.V., de Oliveira, M.I.B., Gomes, A.L.S., Grazyell, G.S., 2017. Morphological and histochemical changes associated with massive infection by *Neoechinorhynchus buttnerae* (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) in the farmed freshwater fish *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 from the Amazon State, Brazil. *Parasitol Research*. 116, 1029–1037.

- Myers, N., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C. G., da Fonseca, G. A. B., & Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*. 403, 853–858.
- McAllister, C.T., Bursey, C.R., Freed, P.S., 1995. Helminth parasites of the Rio Grande leopard frog (*Rana berlandieri*) from Texas and Mexico. *Journal of the Helminthological Society of Washington*. 62, 221–224.
- McDiarmid, R. W. & ALTIG, R. 1999. Tadpoles: The Biology of Anuran Larvae. Chicago: University of Chicago Press, 444 p.
- Noblet, G.P., Yabsley, M.J., 2000. The good and the bad: Symbiotic organisms from the selected hosts. In *Tested Studies in Laboratory Teaching: Proceedings of the 22nd Workshop/Conference of the Association for Biology Laboratory Education (ABLE)*, Clemson, SC. pp. 121-56.
- Oda, F.H., Kitagawa, C., Noronha, J. D. C., Rodrigues, D. D.J., Martins, T. F., Valadão, M.C., Carvalho, L.M., Campos, A.K., 2018. Amblyomma species infesting amphibians and reptiles in the seasonally dry Amazon forest, with new host records for Amblyomma rotundatum (Acari: Ixodida: Ixodidae). *Systematic and Applied Acarology*. 23, 387-392.
- Perez-Ponce de León, G., García-Prieto, L., Razo-Mendivil, U. 2002. Species richness of helminths parasites in Mexican amphibians and reptiles. *Diversity and Distributions*. 8, 211–218.
- Petranka, J.W., Kennedy, C.A. 1999. Pond tadpoles with generalized morphology: is it time to reconsider their functional roles in aquatic communities? *Oecologia*. 120, 621–631.
- Pierce, C.C., Shannon, R.P., Bolek M.G. 2018. Distribution and reproductive plasticity of *Gyrinicola batrachiensis* (Oxyuroidea: Pharyngodonidae) in tadpoles of five anuran species. *Parasitology Research*. 117(2): 461-470.
- Pinky, Mittal S., Mittal, A.K. 2008. Glycoproteins in the epithelium of lips and associated structures of a hill stream fish Garra lamta (Cyprinidae, Cypriniformes): a histochemical investigation. *Anatomia, Histologia e Embryologia*. 37, 101–113.
- Pizzatto, L., Shilton, C.M., Shine, R. 2010. Infection dynamics of the lungworm *Rhabdias pseudopsphaerocephala* in its natural host, the cane toad (*Bufo marinus*), and in novel hosts (Native Australian frogs). *Journal of Wildlife Diseases*. 46, 1152-1164.

- Poulin, R., Morand, S. 1999. Geographical distance and the similarity among parasite communities of conspecific host populations. *Parasitology*. 119, 369-374.
- Poulin, R. 2007. Are there general laws in parasite ecology. *Parasitology*. 134, p.763-776.
- Planade, B., Bain, O., Jean-Paul, L., Joly, P. 2008. *Gyrinicola chabadamsoni* n. sp. and *G. tba* (Dinnik 1933) (Nematoda, Oxyuroidea) from tadpoles of the hybridogenetic complex *Rana lessonae-esculenta* (Amphibia, Ranoidea). *Zootaxa*. 1764, 25–40.
- Prudhoe, S., Bray, R.A. 1982. *Platyhelminth Parasites of the Amphibian*. British Museum (Natural History), Oxford University Press.
- Pryor, G.S., Greiner, E.C. 2004. Expanded geographical range, new host accounts, and observations of the nematode *Gyrinicola batrachiensis* (Oxyuroidea: Pharyngodonidae) in tadpoles. *Journal Parasitology*. 90, 189-191.
- Pryor, G.S., Bjorndal, K.A. 2005a. Effects of the nematode *Gyrinicola batrachiensis* on development, gut morphology, and fermentation in bullfrog tadpoles (*Rana catesbeiana*): A novel mutualism. *Journal of Experimental Zoology*. 303, 707-712.
- Pryor, G.S., Bjorndal, K.A. 2005b. Symbiotic fermentation, digesta passage, and gastrointestinal morphology in bullfrog tadpoles (*Rana catesbeiana*). *Physiol Biochem Zool*. 78, 201-15. 10.1086/427050.
- Rhoden, H. R. & Bolek, M.G. 2011. Distribution and reproductive strategies of *Gyrinicola batrachiensis* (Oxyuroidea: Pharyngodonidae) in larvae of eight species of amphibians from Nebraska. *Journal Parasitology*. 97, 629–635.
- Santos, C. P., Amato, S. B. 2010. Ecologia parasitária de helmintos de anfíbios anuros: padrões e determinantes. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 19, 27–40.
- Sant'Anna, B.S., Fonseca, A.M., Ferreira, R.F.B. 2022. Diet composition and coexistence of *Boana geographica* and *Boana raniceps* (Anura: Hylidae) from Central Amazonia, Brazil. *Acta Amazonica*. 18, 179-183.
- Sata N., Nakano, T. 2020. Redescription of *Gyrinicola japonica*, a Tadpole-Endoparasitic Nematode from Japan, with Resurrection of the Family Gyrinicolidae (Nematoda: Oxyurina). *Zoology Science*. 37, 70-78.
- Şenler, N. G., Yildiz, I. 2000. The ciliate fauna in the digestive system of *Rana ridibunda* (Amphibia: Anura) II: *Nyctotherus* (Nyctotheridae: Heterotrichida). *Turkish Journal of Zoology*. 24 (3), 245–252.

- Smith, R.L., Schnack, J.A., Schaefer, E.F., Kehr, A.I. 2008. Ticks, *Amblyomma rotundatum* (Acari: Ixodidae), on Toads, *Chaunus schneideri* and *Chaunus granulatus* (Anura: Bufonidae), in Northern Argentina. *Journal Parasitology*. 94, 560-562.
- Souza, F.C., 2013. Parasitofauna de duas espécies de girinos *Osteocephalus taurinus* Steindachner, 1862 e *Hypsiboas geographicus* (Spix, 1824) associadas a poças temporárias e ao igarapé Barro Branco da Reserva Florestal Ducke, Amazônia Central. Monografia de Graduação em Ciências Biológicas. Centro Universitário do Norte- UNINORTE, Manaus, Brasil.
- Souza, F.C., Anjos, C.S., Atroch, F.M.P.B., Malta, J. C. O. 2014. Parasitofauna de girinos *Hypsiboas geographicus* (Spix, 1824) e *Osteocephalus taurinus* Steindachner, 1862 (Anura: Hylidae) associados a poças temporárias e ao igarapé Barro Branco da Reserva Florestal Ducke, Amazônia Central. In: Congresso Brasileiro de Zoologia, 30., 2014, Porto Alegre. Caderno de Resumos. Porto Alegre: Sociedade Brasileira de Zoologia.
- Souza, F.C., Anjos, C.S., Atroch, F.M.P.B., Malta, J. C. O., Anjos, L.A. 2016. Ocorrência de *Gyrinicola* (Nematoda: Pharyngodonidae) em girinos de *Hypsiboas geographicus* em um igarapé de terra firme, Amazônia Central. Anais do Congresso Brasileiro de Zoologia, Sociedade Brasileira de Zoologia, Cuiabá, Mato Grosso, Brasil.
- Souza, F.C., 2017. Parasitos de larvas e adultos de três espécies de anuros associados a poças temporárias e permanentes na Reserva Florestal Ducke, Amazônia Central. Dissertação de Mestrado em Ciências Biológicas-Zoologia. Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, São Paulo.
- Souza-Júnior, F.L., Martins, M.L. 1995. A redescription of *Gyrinicola chabaudi* Araujo and Artigas, 1982 (Nematoda: Pharyngodonidae), a gastrointestinal parasite of tadpoles. *Revista Brasileira de Biologia*. 56, 19-25.
- Souza-Júnior, F.L., Souza, C.W.O., Martins, M.L. 1991. *Gyrinicola chabaudi* Araujo & Artigas, 1982 (Nematoda: Pharyngodonidae). Description of male specimens collected from tadpoles. *Revista Brasileira de Biologia*. 1, 585-588.
- Torres, A.C., Minervino, A.H.H., Santos Júnior, A.P., Sarturi, C., Martins, T.F., Vale, W.G., Morini, A.C., Marcili, A., Portela, J.M., Gennari, S.M. 2018. Amblyomma ticks infesting amphibians and Squamata reptiles from the lower Amazon region, Brazil. *Experimental and Applied Acarology*.

- Venturini, L. 1989. El ciclo evolutivo experimental de *Diphyllbothrium erinacei* em *Paracyclops fimbriatus*, larvas de *Bufo arenarum* caninos. Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo. 31, 308-312.
- Vojtkova, L., Roca, V. 1993. Parasites of the frogs and toads in Europe. Part I: Protozoa. Revista Española de Herpetología. 37-45.
- Vicente, J.J., Rodrigues, H.O., Gomes, D.C., Pinto, R.M. 1991. Nematoides do Brasil. Parte II: Nematoides de anfíbios. Revista Brasileira de Biologia. 7, 549-626.
- Walker, M.A., Aguilar-Aguilar, R., León-Règagnon, V., Jiménez, F.A. 2025. Description of a new species of *Gyrinicola* Yamaguti, 1938, from the montezuma frog, *Rana montezumae*, in the transition zone between the nearctic and neotropics. Journal Parasitology. 111, 26-40.
- Wallace, D.K., Bowman, E.K., Roberts, C., Hamshaw, E., Ma, W., Huggins, L.G., Sukee, T., Wendt, A.S., Laura A., Brannelly, A.B. 2025. Intestinal Nematode Infection Confers a Benefit to a Non-Declining Frog Species, While a Fungal Parasitic Infection Has Sublethal Impacts on Reproductive Investment. Ecology and Evolution. 15.
- Walton, A.C. 1929. Studies on some nematodes of North American frogs. I. Journal of Parasitology. 15, 227–240.
- Walton, A. C. 1933. Two new nematodes, and notes on new findings of nematodes parasitic in amphibia. Proceedings of the United States National Museum. 82, 1–5.
- Wilbur, H.M. 1980. Complex life cycles. The Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics. 11, 67-93.
- Wilbur, H.M. 1997. Experimental ecology of food webs: complex systems in temporary ponds. Ecology. 78, 2279-2302.
- Wolfe, B.A., Harms, C.A., Groves, J.D., Loomis, M.R., 2001. Treatment of *Argulus* sp. infestations of river frogs. Cont Top Lab Ani Scie. 40, 35-36.
- Yamaguti, S., 1938. Studies on the helminth fauna of Japan. Part 23. Two new species of amphibian nematodes. Japanese Journal of Sanitary Zoology. 7, 603–607.

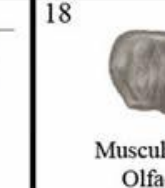
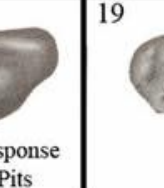
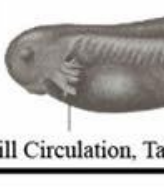
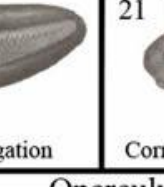
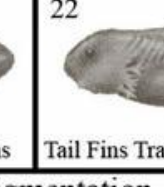
Zhang, M., Chen, H., Liu, L., Xu, L., Wang, X., Chang, L., Chang, Q., Lu, G., Jiang, J., Zhu, L., 2020. The Changes in the Frog Gut Microbiome and Its Putative Oxygen-Related Phenotypes Accompanying the Development of Gastrointestinal Complexity and Dietary Shift. *Frontiers in microbiology*. 11, 162.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas – FAPEAM (PosGrad 2020-2021-Resolução 006/2020) e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES (Processo 88887.832826/2023-00) pela bolsa de doutorado para Franciele Cristina de Souza e apoio financeiro à FCS. Ao Programa de Auxílio-Pesquisa Thomas Lovejoy, que financiou parte das coleta na área do PDBFF. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq (processo nº 141793/2016-3) pela concessão de bolsa de doutorado ao CSA. A FHO agradece à Universidade Federal de Mato Grosso do Sul – UFMS, à CAPES e à Fundação de Apoio ao Desenvolvimento do Ensino, Ciência, e Tecnologia de Mato Grosso do Sul – FUNDECT, pelo apoio financeiro. Gildázio Costa Ferreira pela ajuda nos procedimentos administrativos durante o processo de doutorado da FCS, no Programa de Pós-graduação em Zoologia – PPGZOO-UFAM. Agradecemos à Divisão de Suporte às Estações e Reservas – DISER, especialmente Rubenildo Lima da Silva e toda equipe da Reserva Florestal Adolpho Ducke: Maria, Attman, Rosinaldo, e Valter Calheiros, pelo auxílio no trabalho de campo.

Anexo I. Tabela de estágios de desenvolvimento Gosner (1960).

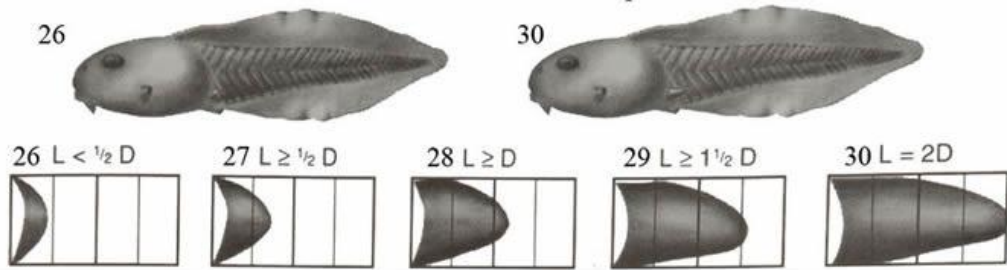
EMBRYOS

1  Fertilization	2  Gray Crescent	3  2-Cell	4  4-Cell	5  8-Cell
6  16-Cell	7  32-Cell	8  Midcleavage	9  Late Cleavage	10  Dorsal Lip
11  Yolk Plug	12  Late Gastrula	13  Neural Plate	14  Neural Folds	15  Elongation, Rotation
16  Neural Tube, Gill Plates	17  Tail Bud Adhesive Gland	18  Muscular Response Olfactory Pits	19  Heart Beat Gill Buds	
20  Gill Circulation, Tail Elongation	21  Cornea Transparent, Mouth Opens	22  Tail Fins Transparent, Fin Circulation	Operculum, Oral Disc, and Pigmentation	
23  Labia and Teeth Differentiate Operculum Covers Gill Bases	24  External Gills Atrophy Operculum Closes on Right	25  Mouthparts Obvious Spiracle Forms on Left		

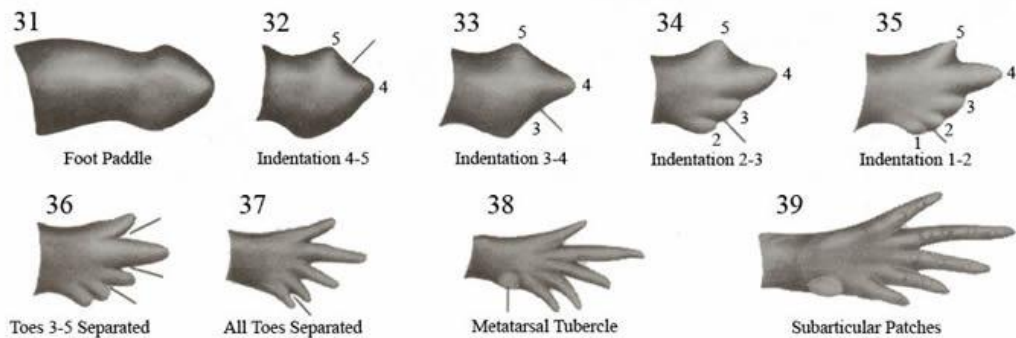
HATCHLINGS

L
A
R
V
A
E

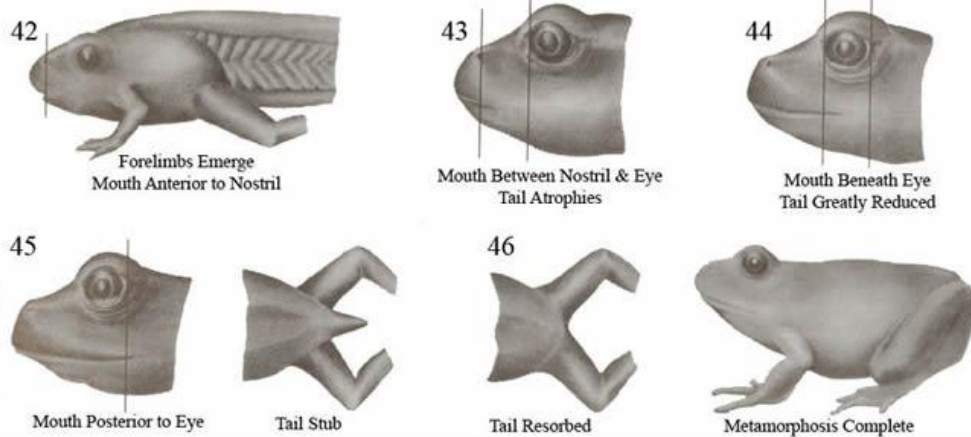
Hind Limb Bud Development



Toe Differentiation & Development



M
E
T
A
M
O
R
P
H
S



INTEGRANDO HERPETOLOGIA E PARASITOLOGIA: A INTERAÇÃO DOS PARASITOS COM SEUS HOSPEDEIROS ANFÍBIOS E RÉPTEIS NO BRASIL

16

Franciele C. Souza (Universidade Federal do Amazonas),
Karla M. Campiao (Universidade Federal do Paraná),
Amanda M. Picelli (Fundação Oswaldo Cruz), Camila
S. dos Anjos (Instituto Nacional de Pesquisas da
Amazônia), Fabrício H. Oda (Universidade Regional
do Cariri), Robson W. Ávila (Universidade Federal
do Ceará), Drausio H. Moraes (Universidade Federal de
Uberlândia).



▲ *Scinax x-signatus*,
L. F. Toledo

Resumo: O duplo papel na rede trófica associado com outros aspectos biológicos faz com que anfíbios e répteis sejam hospedeiros para uma ampla variedade de micro e macroparasitos. A interação parasito-hospedeiro interage em diferentes escalas ecológicas, podendo afetar hospedeiros, populações e comunidades. Apresentamos aqui uma síntese sobre os principais grupos de parasitos que infectam anfíbios e répteis no Brasil.

INTERAÇÃO PARASITO-HOSPEDEIRO

Estimativas indicam uma diversidade de aproximadamente dois milhões de espécies viventes na Terra (Costello et al. 2012). Parasitos, que representam componentes ocultos dessa diversidade, devem compor aproximadamente 40% das espécies descritas (Dobson et al. 2008). Esses organismos “invisíveis” aos olhos de muitas pessoas desempenham importante papel nos ecossistemas (Holt & Boulinier 2005), porque afetam direta ou indiretamente os indivíduos hospedeiros.

First description of immature stages of Gastropini, *Gastrops willistoni* Cresson (Diptera: Ephydriidae) preying on eggs in a foam nest of *Leptodactylus knudseni* Heyer (Anura: Leptodactylidae) in Central Amazon

ALEXSSANDRO CAMARGO^{1*}, FRANCIELE CRISTINA DE SOUZA² & TADEUSZ ZATWARNICKI³

¹Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA. Coordenação de Biodiversidade, Campus II, Av. André Araújo, 2936, Petrópolis, 69067-375 Manaus, Amazonas, Brazil.

²Programa de Pós-Graduação em Zoologia. Laboratório de Taxonomia e Ecologia de Anfíbios e Répteis. Universidade Federal do Amazonas, 69080-900, Manaus, Amazonas, Brazil.

³francielexingui@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0001-5598-6178>

⁴Institute of Biology, Opole University, ul. Oleska 22, 45-052 Opole, Poland.

⁵zatwar@uni.opole.pl; <https://orcid.org/0000-0003-2163-0143>

*Corresponding author: alexssandroecs@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0001-7408-7223>

Abstract

The third instar larva and puparium of *Gastrops willistoni* Cresson (Diptera: Ephydriidae), preying on eggs in a foam nest of *Leptodactylus knudseni* Heyer (Anura: Leptodactylidae), in a central Amazonian dryland forest (Brazil) are described for the first time. The fusiform larva has a short breathing tube, its anterior spiracles are fan-shaped and posterior spiracles with three spiracular openings. Pupa is ovoid with a broad anterior margin and bifurcate posterior tip. The taxonomic relationship of the frog egg predators, *Gastrops* Williston and *Typopsilopa* Cresson, are discussed.

Key words: frogflies, shore flies, morphology, larvae, pupae, tadpoles

Introduction

Of the 132 known genera of shore flies (Ephydriidae), the immature stages are known for 64 of them. The larvae of four tribes still remain undescribed, Atissini, Dryxini, Lipochaetini and Gastropini. Known larvae of most shore flies are found in aquatic and semiaquatic environments with algal consumption as a dominant method of nutrition. Parasitoidal or predatory feeding among the larval stages of shore flies is scarce and is limited to four genera in three subfamilies, Discomyzinae, Hydrelliinae and Gymnomyzinae. In these subfamilies, saprophagy, the utilization of dead animal and decaying plant material is the basic method of nutrition with predation a secondary development. In Discomyzinae, only *Trimerina* Macquart larvae prey on the developing eggs of wetland spiders of the family Linyphiidae (Becker 1926: *Micryphantes* Koch; Foote 1984: *Hypselistes* Simon). Larvae of Hydrelliinae are mostly plant miners, detritophagous, or reared from decaying plant material, with a single predator, *Typopsilopa* Cresson, the larvae of which prey on eggs of hyperoliid frogs (Vonesh 2000; Vonesh & Bolker 2005) in Uganda. Predation in Gymnomyzinae has been confirmed in two tribes, Ochtherini with a single genus *Ochthera* Latreille (Hennig 1943; Simpson 1975), whose larvae attack a wide assortment of prey, and Gastropini—genus *Gastrops* Williston, parasitoids on eggs of frogs (Bokermann 1957; Wirth 1958; Lacey 1979; Villa 1980; Villa *et al.* 1982; Vonesh 2000; Menin & Giaretta 2003; Silva *et al.* 2005; Silva & Giaretta 2009; Pinto & Menin 2017). The biology of the second genus of Gastropini, *Notacanthina* Macquart remains unknown, however we suggest predatory (parasitoid) or saprophagous feeding by larvae.

The frog family Leptodactylidae is restricted to the New World and currently has 218 valid species. The family is divided in three subfamilies: Leiuperinae (101 species), Leptodactylinae (103 species) and Paratelmatobiinae (14 species). *Leptodactylus* Fitzinger is the largest genus within Leptodactylinae with 79 valid species (Frost 2020).

Leptodactylus knudseni Heyer has a wide distribution in the Brazilian and Bolivian Amazon basin, including

Tadpoles of *Boana geographica* (Spix, 1824) (Anura: Hylidae) parasitised by *Argulus* sp. (Branchiura: Argulidae) in a Central Amazonia forest stream

Camila Saraiva dos Anjos^{1,*}, Franciele Cristina de Souza², Gabrielle Nascimento Costa³, José Celso de Oliveira Malta⁴, and Jansen Alfredo Sampaio Zuanon⁴

Boana geographica (Spix, 1824) is an arboreal and nocturnal anuran that reproduces throughout the year in the Amazon. Females use ponds and stream backwaters to deposit about 2000 black eggs, from which conspicuous black and unpalatable larvae hatch (Caldwell, 1989). The tadpoles form large (up to 2000–3000 individuals) schools that occupy the upper layer of the water column, where they stay close to each other (Caldwell, 1989; Lima et al., 2008). However, gregarious behavior can bring costs to organisms, such as increased parasite infestation risk (by environmental contagious or contact-transmitted) (Alexander, 1974; Moller et al., 1993). Besides, physical injuries caused by parasites like skin lesions can further increase the risk of secondary infection by other parasites or pathogens, negatively affecting the fitness or even the survival of the host (Kabata, 1970; Lehmann, 1993; Loehle, 1995; Varga et al., 2019).

Argulid crustaceans (Branchiura) present several apomorphic characters in its appendages that are supposed to be very efficient to a parasitic life (Malta, 1983; Moravec et al. 1999). The genus *Argulus* Müller, 1785 contains 151 described species, of which 132

are currently considered as valid species (Walter and Boxshall, 2020). *Argulus* species are ectoparasites that are commonly found in freshwater and marine fishes, but that also occasionally parasitise amphibians (Stuhlmann, 1981; Poly, 2003; Piasecki and Avenant-Oldewage, 2008; Tanzola and Villegas-Ojeda, 2017), reptiles (Ringuelet, 1943), and aquatic invertebrates (Jackson and Marcogliese, 1995). Among the amphibians, species of *Argulus* have been found parasitising Caudata (salamanders) and Anura (frogs) but with few records of anuran larvae as hosts (Table 1).

In this work we report the occurrence of an undescribed species of *Argulus* (in process of description) parasitising tadpoles of the hylid anuran *Boana geographica* (Fig. 1). The parasites were identified by one of us (JCOM), an experienced taxonomist in ectoparasitic crustaceans based on morphological characteristics (morphology of

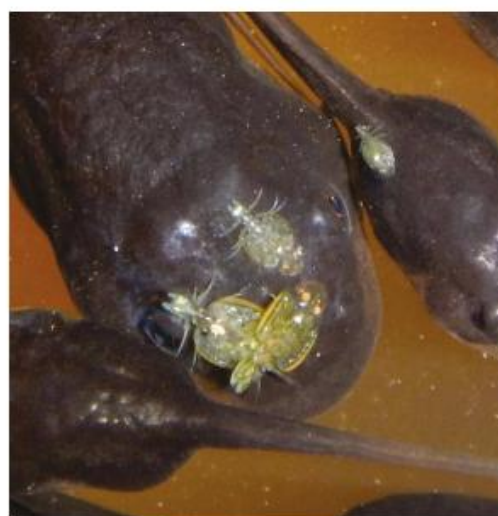


Figure 1. Tadpoles of *Boana geographica* parasitised by *Argulus* sp. in a Central Amazon forest stream.

¹ Laboratório de Sistemática e Ecologia de Peixes, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA, 69067-375, Manaus, Amazonas, Brazil.

² Laboratório de Taxonomia e Ecologia de Anfíbios e Répteis, Universidade Federal do Amazonas-UFAM, 69080-900, Manaus, Amazonas, Brazil.

³ Laboratório de Sistemática e Ecologia de Peixes, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia-INPA, 69067-375, Manaus, Amazonas, Brazil.

⁴ Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia- INPA, 69067-375, Manaus, Amazonas, Brazil.

* Corresponding author. E-mail: casanjos@gmail.com