

**ALINE DE JESUS GOUVEIA**

**PREVALÊNCIA DE MICROFILÁRIA EM AVES SELVAGENS EM SANTANA  
DO ARAGUAIA, ESTADO DO PARÁ, BRASIL**

**JARU**

**2024**

**ALINE DE JESUS GOUVEIA**

**PREVALÊNCIA DE MICROFILÁRIA EM AVES SELVAGENS EM SANTANA  
DO ARAGUAIA, ESTADO DO PARÁ, BRASIL**

Trabalho de conclusão de Curso (Artigo) apresentado ao Curso de Bacharelado em Medicina Veterinária do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia – *Campus Jaru* para obtenção do título de Bacharel(a) em Medicina Veterinária  
Orientador: Dr. Bruno Rafael Fermino

**JARU**

**2024**



## FICHA CATALOGRÁFICA

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema Gerador de Ficha Catalográfica do IFRO,  
com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

Gouveia, Aline de Jesus.

Prevalência de Microfilária em Aves Selvagens em Santana do Araguaia,  
Estado do Pará, Brasil / Aline de Jesus Gouveia, Jaru-RO, 2024.  
20 f.

Orientador(a): Dr. Bruno Rafael Fermino.

Coorientador(a): Me. Jorge Pedro Rodrigues Soares.

Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária)  
– Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia - IFRO,  
Jaru-RO, 2024.

1. Hemoparasitos. 2. Microscopia de luz. 3. Larvas Filarióides. I. Fermino,  
Bruno Rafael (orient.). II. Soares, Jorge Pedro Rodrigues (coorient.). III.  
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia - IFRO. IV.  
Título.

**Bibliotecário(a) Responsável:** Sarah Freire Bezerra, CRB-11/1097 (Campus Jaru)

**ALINE DE JESUS GOUVEIA**

**PREVALÊNCIA DE MICROFILÁRIA EM AVES SELVAGENS EM SANTANA  
DO ARAGUAIA, ESTADO DO PARÁ, BRASIL**

Trabalho de conclusão de Curso (Artigo) apresentado ao Curso de Bacharelado em Medicina Veterinária do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia – *Campus Jaru* para obtenção do título de Bacharel(a) em Medicina Veterinária  
Orientador: Dr. Bruno Rafael Fermino

**BANCA EXAMINADORA**

---

**Professor Dr. Bruno Rafael Fermino - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia, IFRO *Campus Jaru***

---

**Professora Dr. Carla Monadeli Filgueira Rodrigues - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia, IFRO *Campus Jaru***

---

**Professora Dr. Rute Witter Franco - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia, IFRO *Campus Jaru***

DATA DA APROVAÇÃO: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_\_

**JARU**

2024

## **PREVALÊNCIA DE MICROFILÁRIA EM AVES SELVAGENS EM SANTANA DO ARAGUAIA, ESTADO DO PARÁ, BRASIL**

Aline de Jesus GOUVEIA<sup>1</sup>, Bruno Rafael FERMINO<sup>2</sup>

<sup>1</sup> Discente do Curso de Medicina Veterinária - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia - IFRO – *CAMPUS* JARU/RO – BRASIL. E-mail: aline2000gouveia@gmail.com

<sup>2</sup> Docente do Curso de Medicina Veterinária - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia - IFRO – *CAMPUS* JARU/RO – BRASIL. E-mail: bruno.fermino@ifro.edu.br

### **Resumo**

Este estudo foi conduzido para detectar hemoparasitos, especificamente microfilárias, em amostras de sangue de aves provenientes de uma propriedade rural no município de Santana do Araguaia, Estado do Pará, Brasil. Utilizou-se o método diagnóstico de observação de esfregaços sanguíneos, com preparação das amostras utilizando corante panótico rápido e análise por microscopia de luz no laboratório de Biologia do IFRO, *Campus* Jarú. A identificação dos hemoparasitos foi realizada com base em suas características morfológicas. Hemoparasitos em aves selvagens podem comprometer a saúde e o bem-estar das aves, e a compreensão desses organismos é crucial para os esforços de preservação da ornitofauna. A relevância deste trabalho é destacada pela escassez de literatura sobre o tema, especialmente na região onde o estudo foi realizado. Os resultados da análise realizada com 24 aves de diferentes espécies, indicaram uma prevalência para microfilárias de 45,9%, sendo 11 aves infectadas ao total das amostras.

**Palavras-chave:** Hemoparasitos; Microscopia de luz; Larvas Filarióides.

### **Abstract**

This study was conducted to detect hemoparasites, specifically microfilariae, in blood samples from birds from a rural property in Santana do Araguaia, Pará state, Brasil. Observation of blood smears was used for diagnostic, samples was prepared using rapid panoptic stain and analysis by light microscopy in the Biology Laboratory of IFRO, *Campus* Jarú. The identification of hemoparasites was performed based on their morphological characters. Hemoparasites in wild birds can compromise the health and welfare of birds, and understanding these organisms is crucial for efforts to preserve ornithofauna. The relevance of this work is highlighted by the scarcity of literature on the subject, especially in the region where the study was conducted.

**Keywords:** Hemoparasites; Light microscopy; Filarioid larvae.

## INTRODUÇÃO

As microfilárias são larvas filarídeas, parasitos de formato filiforme que se encontram em fase de desenvolvimento, podendo ser encontradas no sangue e em órgãos de seus hospedeiros. Em comparação às células do hospedeiro, apresentam dimensões consideráveis, coloração basofílica e uma morfologia serpentina (Viana, 2010).

Em aves, existem uma variedade de espécies que são suscetíveis ao parasitismo sanguíneo, incluindo os parasitos filarídeos, que frequentemente não são patogênicos. No entanto, podem impactar a aptidão do hospedeiro de várias maneiras. Esses impactos incluem mudanças nas plumagens que comprometem a seleção sexual, redução nos cuidados parenterais, aumentando a vulnerabilidade à predação dos indivíduos, e debilidade física geral do animal. A transmissão ocorre através de vetores dípteros hematófagos que inoculam os filarídeos em sua forma larval, denominada microfilária, nos hospedeiros vertebrados (Ribeiro *et al.*, 2016).

Os registros de microfilárias em aves silvestres são escassos principalmente no Brasil, entretanto podemos observar pesquisas sobre estes hemoparasitos feitas no país, como em 2014 no município de Uberlândia, MG, foi realizado um estudo que representa o primeiro registro de microfilária na espécie *Antilophia galeata* (Ribeiro *et al.*, 2020). Em 2012, foram coletadas 173 aves na região do médio Solimões, na Amazônia brasileira, sendo 99 aves da espécie *Rynchops niger* e 74 aves *Phaetusa simplex*, apenas um exemplar de microfilária foi identificado em um esfregaço de um indivíduo adulto de *R. niger* (Roos, 2014).

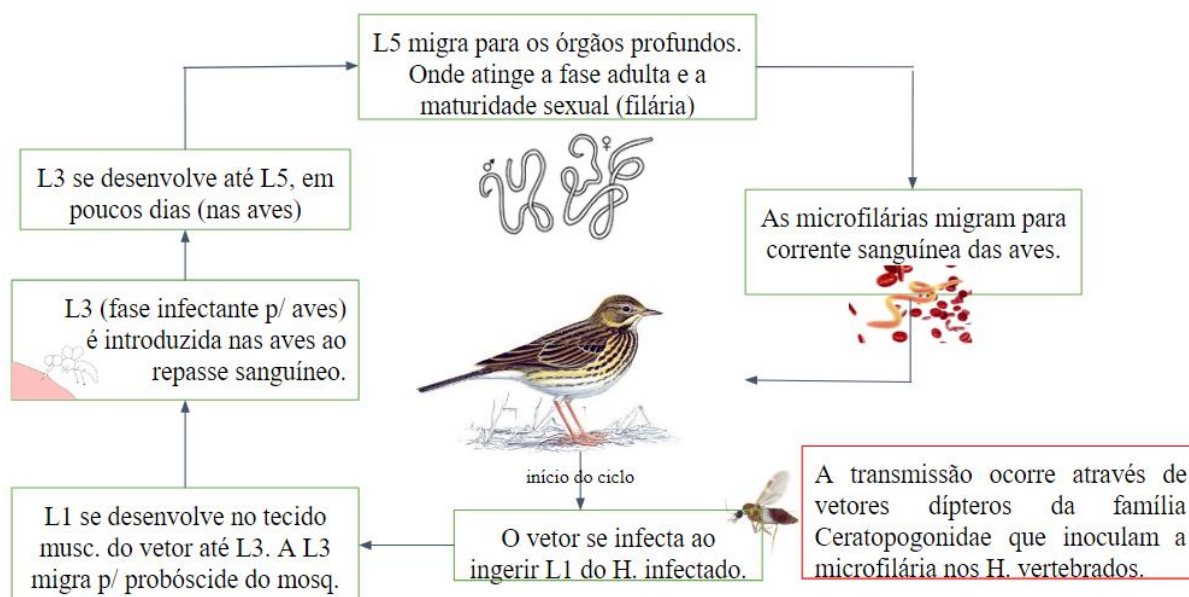
No Brasil, não há registros conhecidos de infecção por microfilária na espécie *Opisthocomus hoazin*, sendo a única espécie da família Opisthocomidae, bem como da ordem Opisthocomiformes, popularmente conhecidas como cigana, jacu-cigano, aturiá e catingueira, por conta do odor característico que exala, resultante da fermentação da matéria vegetal durante a digestão (Pacheco *et al.*, 2019).

Essa ave única, é exclusivamente folívora e realiza fermentação pré-gástrica da matéria vegetal, vivem próximo a corpos d'água presentes nas bacias Araguaia/Tocantins, da Amazônia e do Rio Paraguai, encontradas também nas Guianas, e da Venezuela à Colômbia e Bolívia. Na Venezuela em 2015, foram relatados dois adultos *Opisthocomus hoazin* infectados por microfilárias (Pacheco *et al.*, 2019).

A andorinha-azul (*Progne subis*) da família Hirundinidae, são insetívoros aéreas, que capturam insetos no ar, sendo aves de hábitos migratórios da América do sul, e migram para a

América do Norte na primavera para se reproduzir. No Brasil, até o momento não existem estudos sobre infecção por microfilária na espécie *Progne subis*. Na literatura foi encontrado um estudo realizado nos Estados Unidos, em Maryland, entre 1986 e 1993 foram avaliados uma colônia de *Progne subis*. O diagnóstico para observação do parasito foi através de análise microscópica, com 400 aves que resultou em uma prevalência de infecção média de 22% de microfilárias. Contudo, sem os parasitos adultos, não foi possível identificar de qual espécie de microfilária se tratava (Davidar e Morton, 2006).

Os filarídeos são transmitidos por artrópodes hematófagos da família Ceratopogonidae (Raharimanga *et al.*, 2002). Os vetores dípteros se infectam ao ingerir a larva L1 de um hospedeiro infectado durante a alimentação sanguínea. A L1 se desenvolve no tecido muscular do mosquito até alcançar o estágio L3, que é a fase infectante para o hospedeiro vertebrado. As larvas L3 migram para a probóscide do mosquito vetor. Quando o mosquito realiza uma nova alimentação sanguínea, a larva L3 infectante é introduzida no hospedeiro, onde se desenvolve para os estágios L4 e posteriormente L5 em poucos dias. A larva L5 então migra para os órgãos profundos, como o sistema cardiovascular, pulmonar ou linfático, onde cresce e atinge a maturidade sexual, denominada filária. Após a reprodução, as larvas microfilárias migram para a corrente sanguínea (Silva *et al.*, 2015; Anderson, 2000). Como observado na figura 01, abaixo:



**Figura 01:** Ciclo de transmissão da microfilária. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2024.

Dada a limitada disponibilidade de literatura sobre microfilárias em aves silvestres brasileiras, este estudo se torna pertinente para fundamentar novas investigações e impulsionar

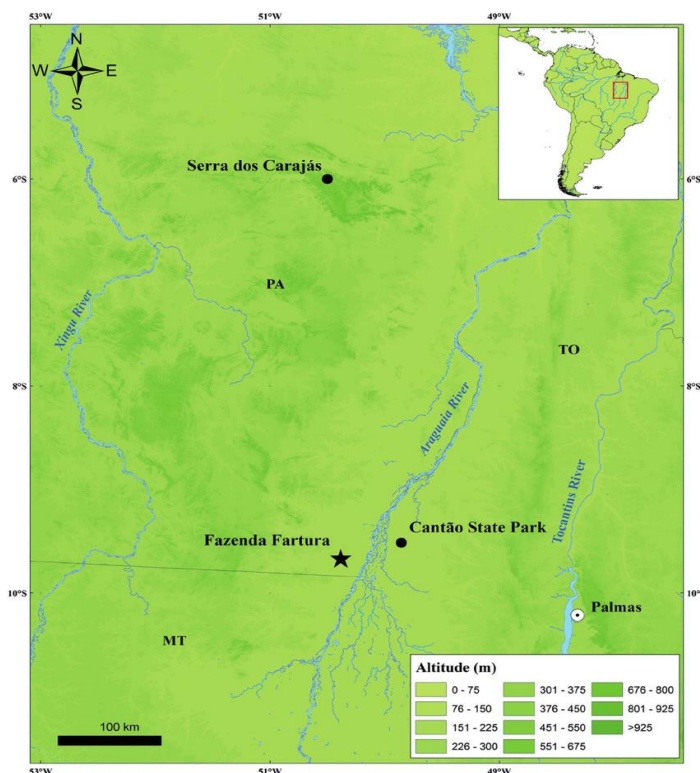
o progresso científico neste campo. Ademais, o parasito em questão apresenta potencial para infectar aves domésticas e pets não convencionais, o que pode impactar diretamente a produção avícola e a economia relacionada.

## METODOLOGIA

### Local e coleta do material biológico

A coleta do material biológico utilizado neste estudo, foi realizada em uma propriedade particular, a Fazenda Fartura, localizada na zona limítrofe entre o extremo sudeste do Pará e o extremo noroeste do Mato Grosso, no município de Santana do Araguaia, Estado do Pará, como demonstrado na figura 02. O estado do Pará localiza-se na zona ecológica denominada Trópico Úmido, caracterizado por um clima quente e úmido, com umidade relativa do ar geralmente superior a 65%, alcançando até 91% durante a estação chuvosa (Gama *et al.*, 2020). A fazenda apresenta uma ampla área de preservação, correspondente a aproximadamente 70% de sua extensão total. Esses fatores combinados favorecem a prevalência de vetores.

A expedição ocorreu entre os dias 17/01/2024 e 28/01/2024, as lâminas de esfregaço sanguíneo foram transportadas até o Estado de Rondônia. E os espécimes coletados foram destinados à coleção do laboratório de Ornitologia do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Brasil.



**Figura 02:** Localização da Fazenda Fartura no extremo sudeste do Pará, próximo à Serra dos Carajás e ao Parque Estadual do Cantão. As siglas referem-se aos estados brasileiros: PA: Pará,

MT: Mato Grosso, TO: Tocantins. **Fonte:** Somenzari *et al.*, 2011.

### **Método de coleta e captura**

As aves foram capturadas por arma de fogo, respeitando as normas preconizadas pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), sob licença permanente do professor Luís Fábio Silveira para coleta de material zoológico (SISBIO nº: 10013-1) em anexo no fim do artigo, além da liberação do CEUA.

Os espécimes foram curados e catalogados no Laboratório de Ornitologia do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo e as amostras de sangue, gentilmente cedidas para este estudo.

O material biológico foi coletado por meio de punção cardíaca utilizando uma seringa de insulina de 1 ml como observado na figura 03. As lâminas de esfregaço sanguíneo foram preparadas em campo e acondicionadas em papel para transporte. O material biológico foi armazenado em etanol para posterior análise utilizando técnicas de biologia molecular.

As amostras estão cadastradas no Sistema Nacional De Gestão Do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SisGen) sob número A686D68 em anexo ao fim do artigo.



**Figura 03:** Coleta de sangue por punção cardíaca. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2024.

### **Diagnóstico de microfilária**

O diagnóstico deste hemoparasito foi realizado por meio da observação através da microscopia de luz em aumento de 10X, utilizando o método de preparação de lâminas com coloração panóptico rápido (NEWPROV®). A pesquisa foi conduzida no laboratório de biologia do *Campus Jaru* do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia

(IFRO).

## RESULTADOS

Após a análise das amostras coletadas, foi possível a obtenção dos resultados expressos na Tabela 01, abaixo:

Os resultados da análise realizada com 24 aves, indicaram uma prevalência para microfilárias de 45,9%, correspondendo a 11 aves no total das amostras analisadas. Analisando somente as amostras pertencentes a espécie *Progne subis* figura 04 a prevalência foi de 71,43% (10/14), e da espécie *Opisthocomus hoazin* figura 06 com somente uma amostra a prevalência foi de 100% (1/1).

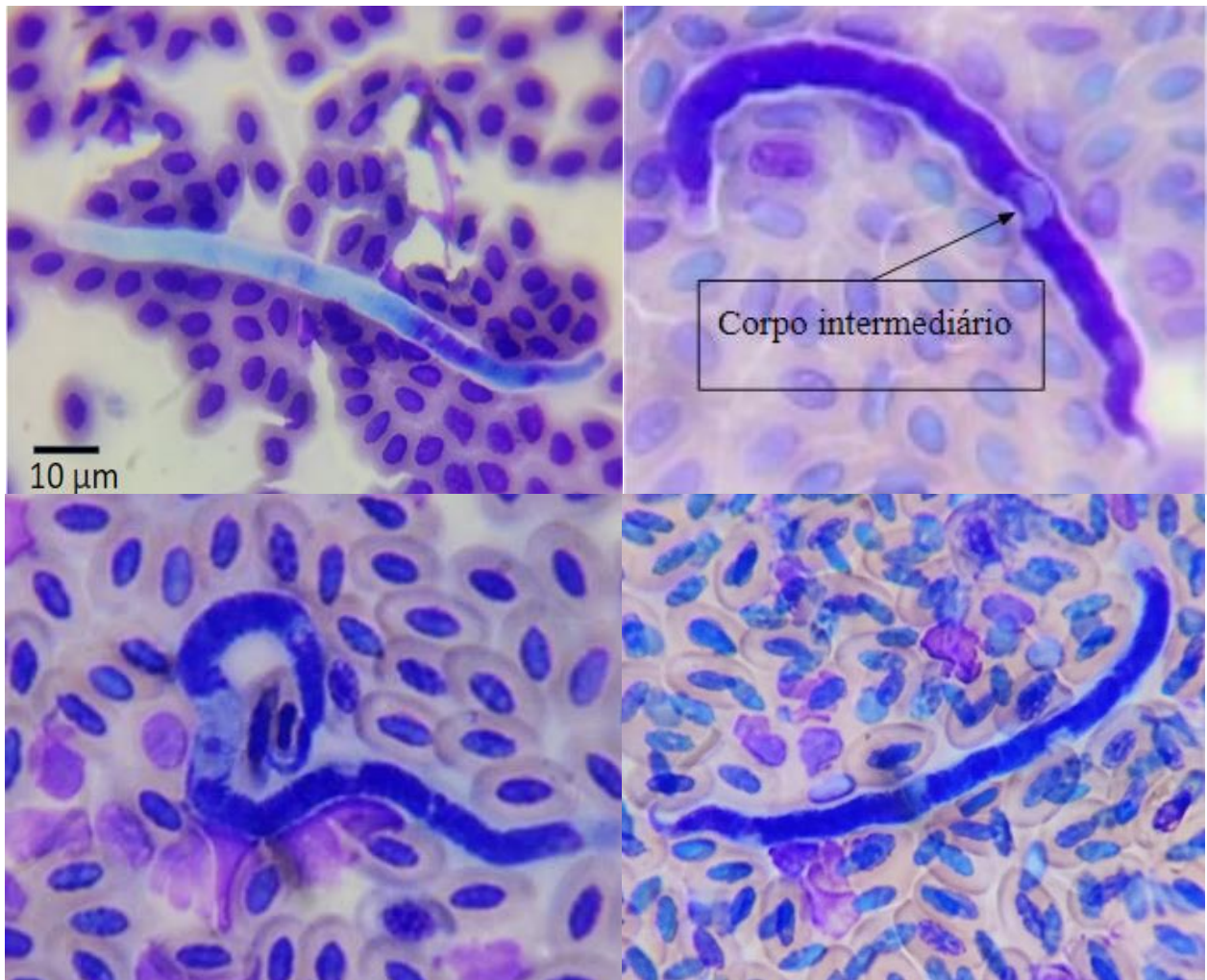
**Tabela 01: Amostras do estudo para identificação de Microfilárias em Aves selvagens coletadas em Santana do Araguaia, Estado do Pará, Brasil, 2024.**

Aves	Total de Amostras	Amostras Positivas para Microfilárias
<b>HIRUNDINIDAE</b>		
<i>Progne subis</i>	14	10
<i>Progne chalybea</i>	1	0
<i>Progne tapera</i>	1	0
<b>OPISTHOCOMIDAE</b>		
<i>Opisthocomus hoazin</i>	1	1
<b>TYRANNIDAE</b>		
<i>Griseotyrannus aurantioatrocristatus</i>	1	0
<b>FURNARIIDAE</b>		
<i>Furnarius figulus</i>	2	0
<b>ARDEIDAE</b>		
<i>Zebrilus undulatus</i>	1	0
<b>GALBULIDAE</b>		
<i>Galbula dea</i>	1	0
<b>PICIDAE</b>		
<i>Celeus flavus</i>	1	0
<b>CRACIDAE</b>		
<i>Crax fasciolata</i>	1	0

Das espécies de aves capturadas, o Casaca-de-couro-da-lama foram coletados dois espécimes (*Furnarius figulus*). Já a Andorinha-grande (*Progne chalybea*), a Andorinha-do-campo (*Progne tapera*), a Peitica-de-chapéu-preto (*Griseotyrannus aurantioatrocristatus*), o Socó-zigue-zague (*Zebrilus undulatus*), a Ariramba-do-paraíso (*Galbula dea*), o Pica-pau-amarelo (*Celeus flavus*), o Mutum de penacho (*Crax fasciolata*), apenas um espécime foi coletado. Em resumo, todas as amostras analisadas das espécies mencionadas foram negativas para microfilárias, e a literatura não apresenta relatos de infecção por microfilárias para essas espécies. Considera-se que, apesar da alta probabilidade de infecção decorrente da proximidade e convivência com as demais aves infectadas, a ausência de resultados positivos pode ser devido ao número de amostras coletadas dessas espécies.



**Figura 04:** Aves da espécie *Progne subis*. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2024. **Fonte:** Alan Schmierer, 2024.

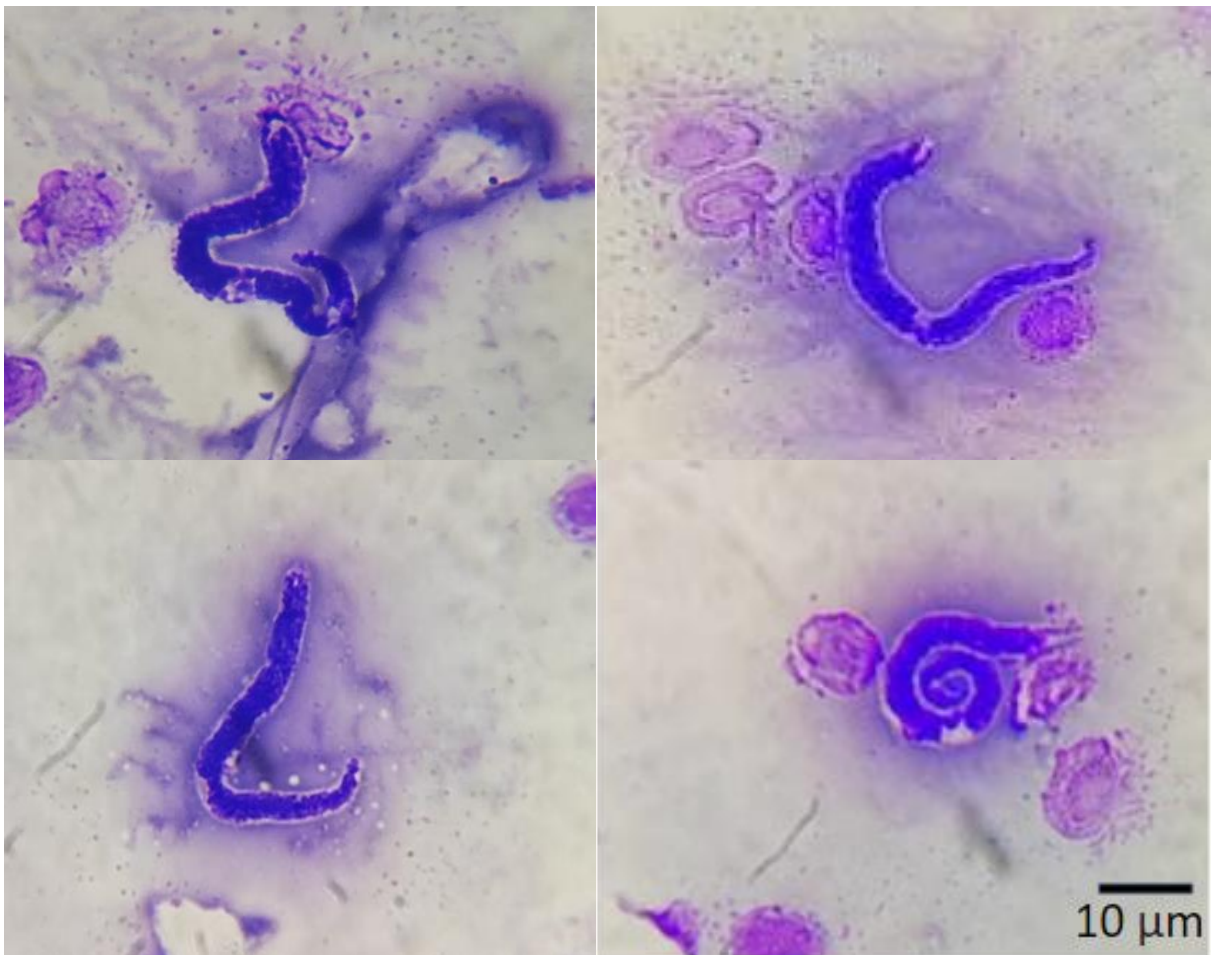


**Figura 05:** Microfilárias encontradas em exame microscópico de extensões de esfregaço sanguíneo de aves da espécie *Progne subis*, coletada no Pará, em 2024. Fotografada em aumento de 1000X, com óleo de imersão. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2024.

As microfilárias identificadas na espécie *Progne subis* como observamos na figura 05 apresentaram uma média de comprimento de 118,88 µm e largura de 6,76 µm. Observou-se variabilidade morfológica entre as microfilárias: em algumas, as extremidades anterior e posterior apresentavam dimensões semelhantes, enquanto em outras, uma das extremidades era mais afilada. Além disso, o corpo intermediário foi claramente visível na maioria das amostras analisadas.



**Figura 06:** Aves da espécie *Opisthocomus hoazin*. **Fonte:** Philipp Hoenle, 2024. **Fonte:** Francesco Veronesi, 2024.



**Figura 07:** Microfilárias encontradas no exame microscópico de extensões de esfregaço

sanguíneo de uma ave da espécie *Opisthocomus hoazin*, coletada no Pará, em 2024. Fotografada em aumento de 1000X, com óleo de imersão. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2024.

As microfilárias identificadas na espécie *Opisthocomus hoazin* como observado na figura 07 apresentaram dimensões menores em comparação a outra espécie, com uma média de comprimento de 61,87  $\mu\text{m}$  e uma largura média de 7,196  $\mu\text{m}$ , caracterizando um espessamento superior em relação a *Progne subis*.

## DISCUSSÃO

A pesquisa parasitológica pode empregar diversos métodos para estabelecer um diagnóstico definitivo, como a análise de esfregaços sanguíneos por meio de microscopia de luz. Alternativamente, técnicas mais avançadas, como a detecção molecular por sequenciamento DNA, também estão disponíveis. Embora a técnica de análise de esfregaço sanguíneos exija um trabalho minucioso, experiência técnica e uma avaliação detalhada, ela permanece em uso para a detecção de parasitos em aves (Blanco, 2016). Neste estudo, foi empregada a observação de esfregaços sanguíneos por microscopia de luz. Embora a realização de estudos moleculares seja necessária para um diagnóstico preciso das espécies de parasitos identificados, as análises morfológicas constituem uma abordagem inicial valiosa, dada sua facilidade de execução e menor custo.

Os estudos sobre a prevalência de hemoparasitos em aves silvestres, especificamente nas espécies *Progne subis* e *Opisthocomus hoazin*, são limitados. No Brasil, não há registros de infecção por microfilárias nessas espécies, enquanto na Venezuela foram observados casos de infecção na espécie *Opisthocomus hoazin* (Pacheco *et al.*, 2019). No estado de Maryland, EUA, um estudo realizado entre 1986 e 1993 em uma colônia reprodutiva de andorinha-azul (*Progne subis*) revelou uma prevalência média de 22% de microfilárias entre 400 aves analisadas (Davidar e Morton, 2006).

Estudos sobre a taxa de infecção por microfilárias demonstram uma prevalência relativamente baixa, possivelmente influenciada por fatores como variações climáticas, sazonalidade, períodos de coleta ou pela ausência de vetores adequados para a transmissão do parasito em determinadas localidades. No entanto, os resultados deste estudo contrariam essas observações, uma vez que 11 das 24 aves analisadas apresentaram resultados positivos para microfilárias.

Em comparação, o estudo de Fecchio *et al.*, (2007), realizado entre abril de 2005 e março de 2006 no Distrito Federal, Brasil, com 508 aves amostradas, não identificou nenhuma ave positiva para microfilária. De maneira similar, a pesquisa de Brum *et al.*, (2016), no Estado

do Rio de Janeiro, em 2009, encontrou apenas um esfregaço positivo entre 86 indivíduos. Também, nos trabalhos de Belo (2007), de um total de 127 aves examinadas, foi encontrado apenas um exemplar de microfilária. Além disso, a pesquisa de Haas *et al.*, (2011), na República Tcheca, que analisou mais de 1100 amostras, revelou que, no período pós-nidificação em 2005, apenas 3 de 677 amostras foram positivas para microfilárias, enquanto no período pré-nidificação em 2007, 11 das 438 aves analisadas apresentaram infecção.

Diversos fatores podem influenciar a prevalência da parasitemia por parasitos sanguíneos e seus impactos nas aves hospedeiras. Entre esses fatores estão as condições ambientais, como mudanças climáticas, urbanização, desmatamento e características do habitat, que afetam a quantidade e a distribuição dos vetores, impactando assim a transmissão dos parasitos (Sehgal, 2015). Compreender a diversidade de fatores que afetam a ocorrência de parasitos sanguíneos é fundamental para avaliar os impactos sobre os hospedeiros. Por essa razão, é importante que pesquisas sobre a ocorrência de hematozoários documentem também os fatores abióticos presentes na área de estudo (Griffiths *et al.*, 2015; Garrido-Bautista *et al.*, 2023).

Pesquisadores que conduziram estudos no Brasil, como Silveira *et al.*, (2010), relataram uma prevalência de 6,6 % de infecções por microfilárias em Tocantins, sugerindo que a região Neotropical apresenta condições climáticas favoráveis para a presença de vetores. As filárias que infectam aves frequentemente apresentam uma especificidade alta para suas hospedeiras avícolas e, geralmente, não infectam outras espécies de animais. Neste estudo, observou-se uma prevalência de 45,9% de infecções por microfilárias em 24 aves da região do Pará. Dentre essas infecções, 71,42% foram detectadas em *Progne subis* (10/14) e 100% em *Opisthocomus hoazin* (1/1).

A espécie *Progne subis* possui notável capacidade de voo e realiza longas migrações, o que facilita a dispersão desses parasitos sanguíneos para diferentes países e entre diversas espécies avícolas. Embora muitas infecções avícolas não sejam patogênicas, elas podem influenciar negativamente o fitness das aves. Isso pode se manifestar de várias maneiras, como redução na capacidade de voar, menor sucesso reprodutivo, ou até mesmo uma diminuição na capacidade de encontrar alimento. Esses impactos podem, por sua vez, afetar a sobrevivência e a saúde geral das populações de aves. Além disso, as microfilárias podem servir como vetores para patógenos adicionais, aumentando o risco de infecções secundárias (Santos *et al.*, 2021).

A morfologia das microfilárias pode oferecer informações indicativas sobre a identificação a nível de gênero, mas é inadequada como única base para a identificação

específica. A identificação a nível de espécie, devem ser analisados simultaneamente na análise dos parasitos adultos e das larvas. Além disso, o esfregaço de sangue seco pode ocultar algumas características das microfilárias, sendo preferível a observação em preparações úmidas. Para uma identificação definitiva de gênero ou espécie, é necessário utilizar um conjunto adicional de informações (Bartlett, 2008; Silva *et al.*, 2015).

## CONCLUSÃO

Este estudo tem significativa relevância para a investigação de hemoparasitos devido à limitação de trabalhos existentes sobre o tema. A pesquisa envolveu coleta de amostras a campo, apresentando desafios durante a obtenção das amostras para a realização do estudo, análise detalhada de lâminas para a identificação de microfilárias, além de dificuldade na obtenção de embasamento na literatura existente.

Tornando necessário dar continuidade a pesquisa com aplicação de técnicas de biologia molecular, bem como a análise de diferentes tecidos e órgãos, e a investigação de possíveis vetores. Além disso, é essencial realizar estudos adicionais em outras regiões para avaliar a prevalência e os índices de positividade. Portanto, a realização de novas coletas, incluindo áreas geograficamente distintas, é crucial. A pesquisa sobre microfilárias ainda é pouco explorada, apesar da possibilidade de sua presença ser assintomática, esse parasito pode ter potencial para causar danos significativos, tanto para aves selvagens e domésticas, afetando negativamente o poder econômico.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANDERSON, R. C. **Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission**. CABI Publishing, 2nd edition, department of Zoology University of Guelph, Ontario Canada, 2000. Doi:10.1079/9780851994215.0001.
- BARTLETT, C. M. **Parasitic Diseases of Wild Birds**. Filarioid nematodes (Pages: 439-462). In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter BD, editors. Ames: Wiley-Blackwell, 2008. Doi:10.1002/9780813804620.
- BELO, N. O. **Ocorrência de *Plasmodium* spp. em aves silvestres da família Psittacidae mantidas em cativeiro no Brasil**. Dissertação (mestrado) em Medicina Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2007, 45p.
- BLANCO, L. F. V. O. **Hemoparasitos em aves de Rapina da Mesorregião do Triângulo Mineiro**. Dissertação (mestrado) Uberaba-MG, 2016.
- BRUM, W. M. *et al.* Parasitismo em aves silvestres residentes e migratórias da Ilha da Marambaia, Estado do Rio de Janeiro. **ResearchGate**, 2016. Doi: 10.1590/S0100-736X2016001100008.
- DAVIDAR, P. e MORTON, E. S. **Are Multiple Infections More Severe for Purple Martins (*Progne Subis*) Than Single Infections?** *The Auk*, Volume 123, Issue 1, 1 January 2006, Pages 141–147, <https://doi.org/10.1093/auk/123.1.141>.
- FECCHIO, A. *et al.* Baixa prevalência de hemoparasitos em aves silvestres no cerrado do Brasil

- Central. **ResearchGate**, Neotropical Biology and Conservation. Volume 2, 2007.
- GAMA, J. R. N. F. *et al.* **Solos do Estado do Pará**. Embrapa, Capítulo 01, 2020.
- GARRIDO-BAUTISTA, J. *et al.* **Prevalence, Molecular Characterization, and Ecological Associations of Filarioid Helminths in a Wild Population of Blue Tits (*Cyanistes caeruleus*)**. *Diversity*, 2023, 15, 609. <https://doi.org/10.3390/d15050609>.
- GRIFFITHS, E. C. *et al.* **Ecology Letters**. Bottom-up regulation of malaria population dynamics in mice co-infected with lung-migratory nematodes. Volume 18, Pages: 1387-1396 2015. Doi:10.1111/ele.12534.
- HAAS, M. *et al.* Microfilariae in birds in the Czech Republic, including a note on adult nematodes *Eufilaria delicata* in a song thrush *Turdus philomelos*. **Pubmed**, *Parasitol Res.*, 2011. Doi: 10.1007/s00436-011-2297-4.
- PACHECO, M. A. *et al.* Blood parasites infecting the Hoatzin (*Opisthocomus hoazin*), a unique neotropical folivorous bird. **ResearchGate**, Peerj, 2019. Doi:10.7717/peerj.6361.
- RAHARIMANGA, V. *et al.* Hémoparasites des oiseaux sauvages à Madagascar. Hemoparasites in wild birds in Madagascar. **ResearchGate**, Pages: 90-99, 2002.
- RIBEIRO P. V. A *et al.* First record of microfilariae in *Antilophia galeata* (Aves: Pipridae). **Acta Brasiliensis**, 2020, doi: <https://doi.org/10.22571/2526-4338302>.
- RIBEIRO, P.V. A. *et al.* Livro de Resumos, VIII Encontro sobre Animais Selvagens, VIII ENANSE. **Ocorrência de Microfilárias em uma Comunidade de Aves no Cerrado de Minas Gerais**. Universidade Federal de Uberlândia-MG-Brasil, página: 112 de 157, volume 15, n. 5, 2016.
- ROOS F. L. **Ocorrência de *Plasmodium spp.* e *Haemoproteus spp.* em aves aquáticas migratórias (*Rynchops niger* e *Phaetusa simplex*) na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Médio Solimões, Amazonas, Brasil**. Dissertação, BH, 2014.
- SANTOS C. O. *et al.* Distribution and migration phenology of Purple Martins (*Progne subis*) in Brazil. **Researchgate**, 2021. Doi:10.1007/s43388-021-00071-0.
- SEHGAL, R. N. Manifold habitat effects on the prevalence and diversity of avian blood parasites. **Pubmed**, *Int J Parasitol Parasites Wildl*, 2015. doi: 10.1016/j.ijppaw.2015.09.001.
- SILVA, C. J. *et al.* **Prevalence of Microfilaria in Wild Birds of Venezuela**. Scielo, *Rev. Fac. Cs. Vets.* 2015.
- SILVEIRA, P. *et al.* Microfilariae Infection in Wild Birds from the Brazilian Cerrado. **Researchgate**, *PubMed*, 2010. Doi:10.7589/0090-3558-46.4.1305.
- SOMENZARI, M *et al.* *Revista Brasileira de Ornitologia*. Birds of an Amazonia-Cerrado ecotone in southern Pará, Brazil, and the efficiency of associating multiple methods in avifaunal inventories. **Researchgate**, Volume 19, SP, número: 02, 2011.
- VIANA, M. S. S. B. **Características Hematológicas e Ocorrência de Hemoparasitas em Aves de Rapina**. Dissertação (mestrado) Universidade de Lisboa, 2010.



Ministério do Meio Ambiente - MMA

**Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA**

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

## Licença permanente para coleta de material zoológico

<b>Número: 10013-1</b>	<b>Data da Emissão: 19/03/2007 20:33</b>
------------------------	--

### Dados do titular

Registro no Ibama: 751490	Nome: Luís Fábio Silveira	CPF: 884.171.156-68
Nome da Instituição : UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO INSTITUTO DE BIOCIENCIAS		CNPJ: 63.025.530/0004-57

### Observações, ressalvas e condicionantes

1	A licença permanente não é válida para: a) coleta ou transporte de espécies que constem nas listas oficiais de espécies ameaçadas de extinção; b) manutenção de espécimes de fauna silvestre em cativeiro; c) recebimento ou envio de material biológico ao exterior; e d) realização de pesquisa em unidade de conservação federal ou em caverna. A restrição prevista no item d não se aplica às categorias Reserva Particular do Patrimônio Natural, Área de Relevante Interesse Ecológico e Área de Proteção Ambiental constituídas por terras privadas;
2	O pesquisador titular da licença permanente, quando acompanhado, deverá registrar a expedição de campo no Sisbio e informar o nome e CPF dos membros da sua equipe, bem como dados da expedição, que constarão no comprovante de registro de expedição para eventual apresentação à fiscalização;
3	Esta licença permanente não exime o seu titular da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade.
4	O pesquisador titular da licença permanente será responsável pelos atos dos membros da equipe (quando for o caso)
5	O órgão gestor de unidade de conservação estadual, distrital ou municipal poderá, a despeito da licença permanente e das autorizações concedidas pelo Ibama, estabelecer outras condições para a realização de pesquisa nessas unidades de conservação.
6	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão: I - optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e, II - empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
7	O titular da licença permanente deverá apresentar, anualmente, relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias após o aniversário de emissão da licença permanente.
8	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo Ibama e o material biológico coletado apreendido nos termos da legislação brasileira em vigor.
9	A licença permanente será válida enquanto durar o vínculo empregatício do pesquisador com a instituição científica a qual ele estava vinculado por ocasião da solicitação.

### Outras ressalvas

1	Conforme o Art 14 da IN 154/07 esta licença permanente não exime o seu titular da necessidade de atender as condicionantes previstas na IN 27/02, devendo o pesquisador encaminhar projeto específico para marcação de aves silvestres in situ.
---	---

Atividades	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ, Marcação de animais silvestres in situ, Captura de animais silvestres in situ, Coleta/transporte de amostras biológicas in situ
------------	--

### Táxons autorizados

Nível taxonômico	Táxon(s)
CLASSE	Aves

Este documento (Licença permanente para coleta de material zoológico) foi expedido com base na Instrução Normativa Ibama nº154, de 01 de março 2007, publicada no DOU do dia 02/03/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Ibama/Sisbio na internet ([www.ibama.gov.br/sisbio](http://www.ibama.gov.br/sisbio)).

**Código de autenticação: 16392956**







Ministério do Meio Ambiente  
CONSELHO DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO

SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL ASSOCIADO

Comprovante de Cadastro de Acesso

Cadastro nº A686D68

A atividade de acesso ao Patrimônio Genético, nos termos abaixo resumida, foi cadastrada no SisGen, em atendimento ao previsto na Lei nº 13.123/2015 e seus regulamentos.

Número do cadastro: **A686D68**  
Usuário: **Bruno Rafael Fermino**  
CPF/CNPJ: **010.345.441-10**  
Objeto do Acesso: **Patrimônio Genético**  
Finalidade do Acesso: **Pesquisa**

**Espécie**

**Trypanosoma  
Hepatozoon**

Título da Atividade: **Coleta parasitológica em avefauna e herpetofauna**

**Equipe**

<b>Bruno Rafael Fermino</b>	<b>INSTITUTO FEDERAL DE RONDONIA - CAMPUS JARU</b>
<b>Miguel Trefaut Urbano Rodrigues</b>	<b>Universidade de São Paulo</b>
<b>Luís Fábio Silveira</b>	<b>Universidade de São Paulo</b>

**Parceiras Nacionais**

**63.025.530/0033-91 / Universidade de São Paulo**  
**63.025.530/0004-57 / Instituto de Biociência - Universidade de São Paulo**

Data do Cadastro: **19/08/2024 22:10:26**  
Situação do Cadastro: **Concluído**

Conselho de Gestão do Patrimônio Genético  
Situação cadastral conforme consulta ao SisGen em **21:26** de **22/08/2024**.



SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO  
DO PATRIMÔNIO GENÉTICO  
E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL  
ASSOCIADO - **SISGEN**

**Autorização para atividades com finalidade didática no âmbito do ensino superior**

Número: 91982-1	Data da Emissão: 19/09/2024 20:54:18	Validade*: 19/09/2025
De acordo com o art. 31 da Portaria ICMBio nº 748/2022, esta autorização possui vigência equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto e validade de um ano, devendo ser revalidada anualmente, através da apresentação do relatório anual de atividades, no prazo de até 30 dias após o aniversário de sua emissão.		

**Dados do titular**

Nome: BRUNO RAFAEL FERMINO	CPF: 010.345.441-10
Título do Projeto: Anatomia animal; Anestesiologia veterinária; Clínica de animais selvagens; Estágio curricular obrigatório.	
Nome da Instituição: INSTITUTO FEDERAL DE EDUCACAO, CIENCIA E TECNOLOGIA DE RONDONIA	CNPJ: 10.817.343/0001-05

**Outras ressalvas**

7	<p>REDES: A proporção máxima de redes de neblina é dez redes por pesquisador com experiência no método. O intervalo máximo de revisão de redes deve ser de 20 minutos se a captura ocorrer em local ensolarado e de 45 minutos se ocorrer em local sombreado.</p> <p>OBSERVAÇÃO/GRAVAÇÃO: A observação de aves ou gravação de imagens ou sons deve seguir os princípios do Código de Ética do Observador de Aves, disponível em <a href="https://drive.google.com/file/d/1YqZaq36WxOGQkL1-D0csJKle5qhPXwGq/view?usp=sharing">https://drive.google.com/file/d/1YqZaq36WxOGQkL1-D0csJKle5qhPXwGq/view?usp=sharing</a></p> <p>COLETA DE SANGUE O sangue coletado não deve ultrapassar o equivalente a 1% da massa corporal da ave. Em coletas consecutivas, não deve ultrapassar 2% a cada 14 dias. Não deve ser utilizada punção cardíaca para obtenção da amostra. Não utilizar seringa para a colheita de sangue a partir da veia ulnar em pequenos Passeriformes.</p>	CEMAVE Cabedelo-PB
---	--	--------------------

**Locais onde as atividades de campo serão executadas**

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
1	Reserva Biológica do Jaru	RO	Amazônia	Não	Dentro de UC Federal
2	Fazenda Fartura	Santana do Araguaia-PA	Amazônia	Não	Fora de UC Federal
3	Propriedades privadas do município de Jaru	Jaru-RO	Amazônia	Não	Fora de UC Federal

**Atividades**

#	Atividade	Grupo de Atividade
1	Pesquisa socioambiental em UC federal	Dentro de UC Federal
2	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Dentro de UC Federal
3	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Fora de UC Federal
4	Captura de animais silvestres in situ	Fora de UC Federal
5	Captura de animais silvestres in situ	Dentro de UC Federal
6	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Atividades ex-situ (fora da natureza)
7	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Dentro de UC Federal
8	Observação e gravação de imagem ou som de táxon em UC federal	Dentro de UC Federal

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº Portaria ICMBio nº 748/2022. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet ([www.icmbio.gov.br/sisbio](http://www.icmbio.gov.br/sisbio)).