

UNIVERSIDADE DE UBERABA
LUIZ FERNANDO VAZ DE OLIVEIRA BLANCO

**HEMOPARASITOS EM AVES DE RAPINA DA MESORREGIÃO DO
TRIÂNGULO MINEIRO**

UBERABA, MG

2016



LUIZ FERNANDO VAZ DE OLIVEIRA BLANCO

**HEMOPARASITOS EM AVES DE RAPINA DA MESORREGIÃO DO
TRIÂNGULO MINEIRO**

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos, do Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária da Universidade de Uberaba.

Orientador: Prof. Dr. Álvaro Ferreira Júnior.

UBERABA, MG

2016

Catálogo elaborado pelo Setor de Referência da Biblioteca Central UNIUBE

B598h Blanco, Luiz Fernando Vaz de Oliveira.
Hemoparasitos em aves de rapina da mesorregião do triângulo mineiro / Luiz Fernando Vaz de Oliveira Blanco. – Uberaba, 2016.
46 f. : il. color.

Dissertação (mestrado) – Universidade de Uberaba. Programa de Mestrado em Medicina Veterinária, concentração: Sanidade e Produção Animal nos Trópicos do Programa de Pós-Graduação, 2016.

Orientador: Prof. Dr. Álvaro Ferreira Júnior.

1. Sangue - Doenças. 2. Doenças parasitárias. 3. Ave de rapina. 4. Triângulo Mineiro (MG). I. Universidade de Uberaba. Programa de Mestrado em Medicina Veterinária, concentração: Sanidade e Produção Animal nos Trópicos do Programa de Pós-Graduação. II. Título.

CDD 616.15

LUIZ FERNANDO VAZ DE OLIVEIRA BLANCO

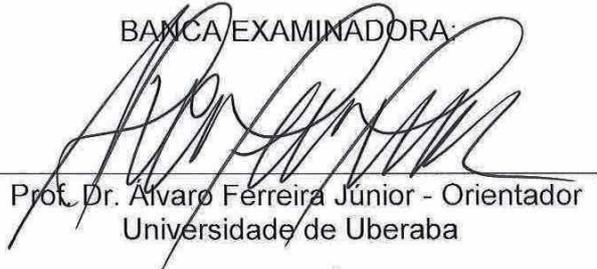
**HEMOPARASITOS EM AVES DE RAPINA NA MESORREGIÃO
DO TRIÂNGULO MINEIRO**

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos do Programa de Pós-Graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos da Universidade de Uberaba.

Área de concentração: Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

Aprovada em: 15/07/2016

BANCA EXAMINADORA:



Prof. Dr. Alvaro Ferreira Junior - Orientador
Universidade de Uberaba



Profª. Drª. Joely Ferreira Figueiredo Bittar
Universidade de Uberaba



Profª. Drª. Belchiolina Beatriz Fonseca
Universidade Federal de Uberlândia

*Dedico este trabalho á minha mãe
Rosemeire Vaz de Oliveira, ao meu irmão
Daniel, minha cunhada Leticia, meu
sobrinho Rafael e ao meu companheiro
Siriovaldo, por existirem em minha vida e
pelo apoio nessa conquista.*

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que me guiou e me protegeu até esse momento.

A Universidade de Uberaba, em nome do magnífico Reitor Prof. Dr. Marcelo Palmério.

A Pró-reitoria de Pesquisa, Pós-graduação e Extensão em nome do Pró-Reitor Prof. Dr. André Luís Teixeira Fernandes.

Ao Programa de Pós-Graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos da Universidade de Uberaba - UNIUBE, e a todos os professores que participaram desse momento.

Ao professor Dr. Álvaro Ferreira Júnior pela orientação, confiança, companheirismo e por acreditar no meu crescimento, pelo exemplo de honestidade e dedicação à profissão. Obrigado por tudo!

A professora Dra. Joely Ferreira Figueiredo Bittar pelo apoio, orientação e incentivo para conclusão deste trabalho.

Ao Prof. Cláudio Yudi Kanayama pela amizade, companheirismo e disponibilidade em colaborar no desenvolvimento deste trabalho, e por sempre me incentivar a alcançar os meus objetivos.

Ao Laboratório de Pesquisa em Animais Silvestres (LAPAS) da Universidade Federal de Uberlândia, em nome do Prof Dr André Luiz Quagliatto Santos, e ao Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) pela disponibilidade em ceder amostras de sangue das aves de rapina.

A secretaria do curso de pós-graduação e extensão Camilla e Flávia Michele pela prontidão em atender.

As minhas colegas de trabalho, Camilla Beatriz e Rayanne pela compreensão e ajuda de sempre.

Aos meus amigos do mestrado, Guilherme Caetano, Carlos Henrique Cavallari, Francielle Aparecida de Sousa, Raphaella Ribeiro pelo carinho, amizade e compreensão em todos os momentos.

A toda minha família pelo apoio para esta conquista.

A todos aqueles que de alguma forma contribuíram para que esta dissertação pudesse ser realizada.

A todos o meu muito obrigado!

RESUMO

As hemoparasitoses são comuns em aves de rapina e ocasionam alterações no sistema reprodutivo, além de torná-las mais susceptíveis a ataques de predadores. Assim, o presente trabalho da mesorregião objetivou avaliar a prevalência dos principais hemoparasitos que acometem aves de rapinas do Triângulo Mineiro-Brasil. Foram analisadas 55 aves das ordens Accipitriformes (n=12), Falconiformes (n=11), Strigiformes (n=21) e Cathartiformes (n=11) provenientes de recolha, entrega voluntária e apreensão ao Laboratório de Pesquisa em Animais Silvestres da Universidade Federal de Uberlândia e ao Hospital Veterinário de Uberaba. Amostras de sangue (0,5mL) foram colhidas por punção venosa da veia braquial para a confecção de esfregaços sanguíneos e pesquisa parasitológica em 200 campos microscópicos, no aumento de 100x. O parasitismo foi observado em 78,18% (43/55) das aves avaliadas. Entre os Accipitriformes, o parasitismo foi estatisticamente inferior (33,3% - 4/12) aos Falconiformes (90,9% - 10/11), Strigiformes (85,71% - 18/21) e Cathartiformes (100% - 11/11). Observou-se que 43 aves (78,18%) estavam infectadas por *Plasmodium* spp., mas com baixa parasitemia e uma (2,32%) apresentou infecção mista por *Babesia* spp. e *Plasmodium* spp. Dentre as ordens analisadas accipitriforme foi a que apresentou menor parasitemia. Este é o primeiro registro de *Babesia* spp. infectando *Caracara plancus*. Não foram observados hemoparasitos somente em duas espécies *Elanus leucurus* e *Falco peregrinus*. Assim, pode-se concluir que as aves das ordens estudadas apresentam alto índice de parasitismo por *Plasmodium* spp. e que o *Caracara plancus* é susceptível a infecção por *Babesia* spp. O presente estudo é uma contribuição para o conhecimento das hemoparasitoses que acometem rapinas no bioma Cerrado do Brasil. Novos estudos devem ser realizados com novas técnicas de identificação dos hemoparasitos, a fim de se detalhar a classificação taxonômica e a epidemiologia dos agentes envolvidos

Palavras-chaves: Hemoparasitos, Accipitriformes, Falconiformes, Strigiformes, Cathartiformes.

ABSTRACT

Hemoparasitosis are common in birds of prey and cause alterations in reproductive status, sexual intercourse besides making them more susceptible to predators attack. Thereby, the present study aimed to evaluate the prevalence of the main hemoparasites that affects birds of prey in the region of Triângulo Mineiro-Brazil. Were evaluated 55 birds of the orders Accipitriforme (n=12), Falconiforme (n=11), Stringiforme (n=21) and Cathartiforme (n=11), obtained from picking, voluntary surrender and apprehension at the Laboratory of Research in Wild Animals from Universidade de Uberlândia and Hospital Veterinário de Uberaba. Blood samples (0,5mL) were collected by venipuncture of the brachial vein for making the blood smears and parasitological search in 200 microscopic fields, 100 times magnificence. Parasitism was observed in 78,18% (43/55) of the evaluated birds. Among the Accipitriformes, parasitism was statistically lower (33,3% - 4/12), than Falconiformes (90,9% - 10/11), Stringiformes (85,71% - 18/21) and Cathartiformes (100% - 11/11). It was observed that that among Cathartiformes, 43 birds (78,18%) were infected by *Plasmodium* spp., showing low parasitemia, and one bird (2,32%) had mixed infection caused by *Babesia* spp. and *Plasmodium* spp. This is the first report of *Babesia* spp. infecting *Caracara plancus*. In two species, *Elanus leucurus* and *Falco peregrinus*, parasitism was not observed. Thus, it can be concluded that the birds of the studied orders presented high rates of parasitism by *Plasmodium* spp. and *Caracara plancus* showed infection caused by *Babesia* spp. The present study is a contribution to the knowledge of hemoparasitosis that affects birds of prey in the biome of Brazilian Cerrado. News studies should be performed using new techniques of identification of hemoparasites, aiming to detail the taxonomic classification and epidemiology of the involved agents.

Key-words: Hemoparasitosis, Accipitriformes, Falconiformes, Strigiformes, Cathartiformes

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1** Ciclo biológico do *Plasmodium* spp. no hospedeiro invertebrado (A) e vertebrado (B). I e II: merogonia exo-eritrocítica primária, III: ciclo eritrocitário (merogonia eritrocitária) e IV: merogonia exo-eritrocítica secundária..... 18
- Figura 2** Coleta de amostra de sangue, de aves rapinantes da mesorregião do Triângulo Mineiro, por punção venosa da veia braquial (A) utilizando seringa e agulha estéreis descartáveis (B). As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015..... 25
- Figura 3** Percentual de aves de rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, positivas e negativas para *Plasmodium* spp. e *Babesia* spp./*Plasmodium* spp. (A). Trofozoíto de *Plasmodium* spp. (B) e merozoítos de *Babesia* spp. (C) em esfregaço sanguíneo de aves de rapina (B) corados por Giemsa. Imagens obtidas em microscópio óptico (Nikon Eclipse E200[®]) aumento 100x..... 27
- Figura 4** Prevalência de hemoparasitos (*Plasmodium* spp. e/ou *Babesia* spp.) encontrado nos esfregaços sanguíneos das aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro nas diferentes ordens. (*) diferença estatística entre as ordens. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015 28
- Figura 5** Parasitemia por *Plasmodium* spp. observadas nos esfregaços sanguíneos das aves de rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, nas diferentes ordens. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015. 30

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** Quantidade de aves de Rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, nas diferentes ordens e espécies submetidas à pesquisa hemoparasitária. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015..... 24
- Tabela 2** Índice de positividade por *Plasmodium* spp. nas espécies das diferentes ordens de aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015..... 29

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	10
2 REVISÃO DA LITERATURA	12
2.1. EPIDEMIOLOGIA HEMOPARASITOSESES.....	12
2.2. <i>Plasmodium</i> spp.....	15
2.2.1 Etiologia.....	15
2.2.2 Ciclo de vida e transmissão.....	16
2.2.3 Fisiopatogenia/sinais clínicos/alterações anatomopatológicas.....	18
2.2.4 Diagnóstico.....	20
2.2.5 Controle.....	22
3 OBJETIVOS	23
3.1 OBJETIVO GERAL.....	23
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	23
4 MATERIAL DE MÉTODOS	24
4.1 Animais experimentais.....	24
4.2 Coleta de sangue e pesquisa parasitológica.....	25
4.3 Análise estatística.....	25
5 RESULTADOS	27
6 DISCUSSÃO	31
7 CONCLUSÕES	34
REFERÊNCIAS	35
ANEXO A – Certificado do IBAMA	41
ANEXO B – Certificado do Comitê de Ética em Experimentação Animal	46

1 INTRODUÇÃO

Atualmente, o Brasil está entre os países com a mais rica avifauna, perfazendo um total de 1919 espécies. As aves de rapina compõem um grupo de 99 espécies, sendo 49 da ordem Accipitriformes (águias e gaviões), 21 de Falconiformes (falcões), 23 Strigiformes (corujas) e 6 Cathartiformes (urubus) (MENQ, 2015; PIACENTINI et al., 2015).

De acordo com Menq (2015), rapina é um termo utilizado para caracterizar as aves carnívoras que apresentam determinadas adaptações para a caça ativa, como bico curvo e afiado, garras poderosas e fortes, além de uma excelente visão e audição e são representadas pelos grupos das águias, gaviões, falcões, corujas e urubus.

No entanto, algumas espécies dessas aves estão ameaçadas de extinção, onde as causas de mortalidades não naturais são ocasionadas pela perda, fragmentação e degradação dos habitats, caça indiscriminada, tráfico, intoxicações com agrotóxicos, colisões com estruturas antrópicas (eletrocussões, acidentes com cercas de arame farpado, atropelamentos) e várias doenças como as causadas por parasitos, sendo os hemoparasitos considerados os de maior ocorrência (BRAGA et al., 2011; MENQ, 2015). Estes hemoparasitos além de poderem causar a extinção, também ocasionam alterações no estado reprodutivo e as tornam mais susceptíveis a ataques de predadores (FELDMAN et al., 1995; DEVICHE et al., 2001).

Segundo Asghar et al (2015) a infecção crônica por *Plasmodium* spp. e *Haemoproteus* spp., promovem o encurtamento dos telômeros, e conseqüentemente a morte das células, danos nos tecidos e disfunções nos órgãos. Esses fatores reduzem o tempo de vida das aves, e interferem no sucesso reprodutivo e na propagação da espécie.

Portanto, o interesse por estes hemoparasitos das aves tem crescido rapidamente nos últimos anos, sendo essencial a busca por formas de diagnóstico e controle, haja vista a relevância destes estudos para a conservação destas espécies (DEVICHE, 2001).

De acordo com Valkiunas (2005), em aves, os hemosporídeos são considerados um grupo distinto filogeneticamente que faz parte do filo Apicomplexa, classe Coccidea, subclasse Coccidia, ordem Haemosporida e compreendem as famílias Haemoproteidae (Gêneros *Haemoproteus*), família Plasmodiidae (Gênero *Plasmodium*), família Garniidae (Gênero *Fallisia*) e família Leucocytozoidae (Gênero *Leucocytozoon*). São parasitos heteroxenos obrigatórios, utilizam insetos hematófagos (Insecta: Diptera) como vetores e são os únicos capazes de invadir as hemácias dos animais parasitados e em muitas espécies, se não todas, possuem múltiplas fases no sistema reticulo-endotelial (VALKIUNAS, 2005).

Por vários anos, estudos foram realizados sobre a ocorrência e prevalência de hemoparasitos de aves em várias regiões do mundo como Japão (MURATTA, 2002; MURATTA et al., 2008), Colômbia, Costa Rica (VALKIUNAS et al., 2003; 2004; 2005), Uganda (REULLIER et al., 2006) Europa ocidental e Espanha (VIANA, 2010). No Brasil poucos estudos foram realizados no Estado de São Paulo (BENNETT et al., 1980; ADRIANO; CORDIERO, 2001), e em Minas Gerais (SEBAIO, 2002; BELO, 2007).

O reconhecimento destes hemoparasitos como importantes agentes etiológicos é evidente, principalmente devido á importância das infecções transmitidas por aves importadas para cativeiro, comercializadas, ou destinadas a reintrodução (BELO, 2007). Muratta (2002) cita que primoexposição de aves nativas a hemoparasitos provenientes de aves importadas, podem provocar perdas catastróficas.

Na medicina de animais selvagens, os exames laboratoriais podem ser considerados métodos úteis para diagnosticar e prevenir doenças e passam a ser uma ferramenta essencial para o estudo da sanidade de uma população e da qualidade do ambiente em que vivem.

Neste contexto, fica clara a importância de estudos epidemiológicos regionais. O presente estudo objetivou avaliar a prevalência de hemoparasitos em aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro Minas Gerais – Brasil.

2 REVISÃO DA LITERATURA

Nesta revisão, serão abordados dois temas: Epidemiologia dos principais hemoparasitos que acometem as aves rapinas, e *Plasmodium* spp. por ser o hemosporídeo mais predominante nas aves de rapina.

2.1. EPIDEMIOLOGIA HEMOPARASITOSE:

Os primeiros hemoprotozoários aviários em sangue periférico de aves foram observados em 1885 por Danilewsky, e as espécies encontradas foram as dos gêneros *Haemoproteus* spp. e *Plasmodium* spp. presentes em corujas e corvos oriundos da Europa Central (PADOVEZI, 2010).

De acordo com Bennett (1987), 4000 espécies de aves já foram avaliadas no estado de São Paulo quanto á presença de hemoparasitos, sendo descritas cerca de 200 espécies de *Haemoproteus* spp., 96 espécies e variedades de *Leucocytozoon* spp., e 75 espécies e variedades de *Plasmodium* spp.

Outros estudos foram realizados sobre a ocorrência e prevalência destes hemoparasitos em várias regiões do mundo como descrito por Gutierrez (1989), Bennett et al. (1991), Blanco et al. (1998); Rodriguez e Matta, (2001) e Waldestrom et al. (2002). Valkiunas et al. (2004), Valkiunas (2005) também descreveram a presença de hemoprotozoários em aves selvagens oriundas da Colômbia, Costa-Rica e Uganda. Reullier et al. (2006) em aves na Europa Ocidental e Viana (2010) em 191 aves de rapina presentes em Madrid, na Espanha.

Jones e Shellam (1999) descreveram a presença de *Plasmodium* spp. em cinco espécies de pinguins selvagens oriundos das regiões de clima temperado da Argentina e Chile, e apesar das infecções serem de baixa prevalência e intensidade, este parasito está frequentemente associado com a morbidade e mortalidade para estas aves. Comentam ainda que normalmente as mortes ocorrem antes mesmo da visualização dos parasitos nos eritrócitos das aves.

Já Muller et al. (2000), após realizar um estudo em pinguins (*Spheniscus mendiculus*) presente na Ilha Galápagos, buscando verificar a detecção de Malária Aviária a partir da reação da cadeia de polimerase (PCR), utilizando primers específicos para *Plasmodium* spp. como indicadores específicos para a doença, observaram que não havia infecção por este parasito nestas aves mesmo tendo a presença do mosquito vetor em Galápagos.

Em estudo realizado por Muratta (2002) a partir de amostras sanguíneas obtidas de 701 aves selvagens japonesas, notou que 10,6% das amostras estavam infectadas com três gêneros de hemoprotozoários, sendo que 1,7% estavam parasitadas pelo *Plasmodium* spp., 5,1% com o *Haemoproteus* spp., e 4,6% com *Leucocytozoon* spp.

Em outro estudo também realizado por Muratta et al. (2008) em aves selvagens que habitavam a ilha Minami- Daito no Japão, com amostras de sangue de 183 aves de quatro espécies, foram detectados parasitos sanguíneos em três espécies com uma prevalência geral de 59,6%. Nesse mesmo estudo foram detectados *Haemoproteus* spp. e *Plasmodium* spp em 14 dos 31 (45,2%) dos animais avaliados, *Zosterops japonicus daitoensis* e *Plasmodium* spp. em 94 dos 102 (92,2%) *Lanius bucephalus*, e 1 de 20 aves (5%) em *Passer Montanus*.

Ishak et al. (2010), por sua vez, buscaram avaliar a prevalência de hemoprotozoários em aves de rapinas migrantes e invernantes oriundas da Califórnia (EUA) e observaram que após a avaliação de amostras de sangue de 444 aves de diferentes espécies, 221 (50%) estavam infectadas por *Haemoproteus* spp., 134 (30%) por *Leucocytozoon* spp. e nenhuma por *Plasmodium* spp.

Marzal et al. (2014) realizaram um estudo sobre a prevalência e caracterização genética da Malária aviária em aves neotropicais em duas regiões do Peru e detectaram que o *Plasmodium relictum* foi o parasito mais prevalente perfazendo 39% das infecções totais, infectando oito espécies em ambas as localidades.

Já Gutiérrez- Lopez et al. (2015) descreveram a prevalência de parasitos do sangue pertencentes aos gêneros *Plasmodium* spp., *Haemoproteus* spp. e *Leucocytozoon* spp. em filhotes e adultos de falcão-rainha (*Falco eleonora*) presentes em toda a bacia do Mediterrâneo. Nesse estudo observou-se que das 324 aves avaliadas, (282 filhotes e 42 adultas), apenas em sete aves adultas (16,7%), apresentaram parasitemia e destas apenas duas apresentaram infecção por *Plasmodium* spp.

Em estudo desenvolvido por Santos et al. (2008) em busca de hemoprotozoários em aves de rapina das ordens Falconiformes e Strigiformes alojados em dois centros de recuperação portugueses, das 113 aves avaliadas sendo 15 espécies de rapinas diurnas e 4 noturnas, foram identificadas duas espécies dos Gênero *Leucocytozoon* e seis do gênero *Haemoproteus* spp. A taxa de prevalência de amostras positivas a pelo menos um agente foi de 20,4%, para *Leucocytozoon* spp., e 5,3% para *Haemoproteus* spp. Os autores ainda citaram que a prevalência de amostras positivas para *Leucocytozoon* spp., foi significativamente maior em Strigiformes do que em Falconiformes.

No Brasil, os estudos são escassos e relatados em poucas regiões, mas alguns trabalhos foram realizados como no Estado de São Paulo por Bennett e Souza (1980) que após avaliação 3449 aves pertencentes a três áreas do estado de São Paulo, em busca de hemoprotozoários, 268 aves (7,8%) abrigavam um parasito do sangue representado pelos seguintes gêneros *Haemoproteus* spp. (3,5%), *Plasmodium* spp. (1,8%), *Trypanosoma* spp. (0,8%) e *Leucocytozoon* spp. (0,06%).

Já Adriano e Cordiero (2001) buscaram determinar a prevalência e intensidade de hemoprotozoários em amostras de sangue de três espécies de pombas selvagens oriundas do município de Junqueirópolis (SP) e concluíram que 100% das aves apresentaram infecção por *Haemoproteus columbae*.

Em Minas Gerais Sebaio (2002) determinou a prevalência de Hemoparasitos em espécies da Mata Atlântica. Horta et al. (2008), por sua vez, investigou a ocorrência de hemoparasitos em aves selvagens oriundas do Centro de Triagem de Animais Selvagens – CETAS - IBAMA em Belo Horizonte e em trabalho similar Ribeiro et al. (2014) buscaram determinar e documentar a ocorrência de hemoparasitos em aves procedentes da microrregião de Uberlândia e verificaram que das 184 extensões sanguíneas avaliadas, 14 (15,22%) apresentavam positividade para parasitos sanguíneos, sendo que 71,4% estavam infectadas por *Plasmodium* spp., cinco (35,7%) por *Haemoproteus* spp.

Como pode-se notar o co-parasitismo é comum, principalmente envolvendo os hemosporídeos *Plasmodium* spp., *Haemoproteus* spp. e *Leucocytozoon* spp.

Em Jaboticabal-SP, Sacchi (2015), pesquisou por meio de métodos indiretos (Reação de Imunofluorescência Indireta - RIFI) e diretos (esfregaços sanguíneos, PCR em Tempo Real e PCR Convencional) os agentes das Famílias Anaplasmataceae (*Ehrlichia*, *Anaplasma*, *Neorickettsia*), Bartonellaceae (*Bartonella* spp.) e Ordem Haemosporida (*Plasmodium* spp., *Haemoproteus* spp. e *Leucocytozoon* spp.) em ectoparasitos e amostras de sangue de aves carnívoras. Foi observado que as aves carnívoras estavam expostas à infecção por agentes da Família Anaplasmataceae e Ordem Haemosporida e que as corujas mantidas em cativeiro eram positivas, por PCR, para *Ehrlichia* spp. e *Haemoproteus* spp. enquanto que as aves de vida livre apresentavam maior incidência de *Anaplasma* spp.

O protozoário do gênero *Babesia* spp. ainda é pouco estudado. O primeiro relato de *Babesia* spp. foi feito em 2007, por Tarello em águia da estepe (*Aquila rapax*), e relata a presença deste parasito em 14 espécies diferentes de aves, e somente uma em rapinantes.

Em 2010, Hildelbrandt et al., descreveram a função das aves migratórias na transmissão de carrapatos *Ixodes ricinus* positivos para *Babesia* spp., *Anaplasma*

phagocytophilum e *Rickettsia* spp., *Babesia* spp. foi encontrada em 4,7% dos carrapatos recolhidos das 191 aves estudadas. Trabalho semelhante também foi realizado por Hasle et al., 2012 em estudo com carrapatos *Ixodes ricinus* em passeriformes da Noruega, onde observaram quatro carrapatos, colhidos de *Erithacus rubecula*, positivos para *Babesia* spp. *Babesia ugwidiensis*, foi encontrada em Phalacrocoracidae (Biguá, Corvo Marinho) no Sul da África (PIERCE, PARSONS 2012).

Segundo Hersh et al., 2012 as aves silvestres são reservatórios importantes para a transmissão de *Babesia microti* para os seres humanos. Assim é importante que estudos sejam realizados para melhor entender o ciclo biológico e a epidemiologia dessa enfermidade em aves silvestres. Bem como, estudos de patogenicidade e tratamento.

Como pode-se notar, a prevalência de hemoparasitos varia de acordo com a distribuição de seus hospedeiros e investigar a ocorrência desses parasitos nas aves silvestres em diferentes biomas torna-se uma etapa importante dentro de programas de monitoramento e conservação da biodiversidade (BRAGA et al., 2011)

O efeito do parasitismo na relação presa-predador foi demonstrado por Temple (2000) em um estudo clássico, em que foi utilizado um único falcão-de-cauda-vermelha (*Buteo jamaicensis*) como predador e um grupo de pequenos roedores como presas. Nesse estudo Temple demonstrou que as presas possuíam uma taxa de parasitismo significativamente maior do que os indivíduos não predados. Isso pode ocorrer porque altos níveis de parasitismo reduzem consideravelmente a performance e o reflexo de fuga do hospedeiro, deixando-os mais suscetíveis à predação (DIECKMANN, 2002; ARRIERO; MOLLER, 2008). O parasitismo pode também influenciar negativamente nos eventos de recolonização periódica e de dispersão, a coloração de plumagem e a reprodução (RICKLEFS, 1992; DEVICHE et al., 2001).

2.2. *Plasmodium* spp.:

2.2.1 Etiologia:

O hemoprotozoário *Plasmodium* spp pertence ao filo Apicomplexa, classe Coccidea, subclasse Coccidia, ordem Haemosporida, família Plasmodiidae e gênero *Plasmodium*. Este gênero parasita aves, mamíferos e lagartos. Possui os seguintes subgêneros que parasitam aves: *Haemamoeba* (em 10 espécies), *Giovannolaia* (15 espécies), *Novyella* (9 espécies), *Bennettinia* (1 espécie) e *Huffa* (3 espécies) (ZWARG, 2010).

Estes parasitos provocam uma doença conhecida mundialmente, como malária aviária e a identificação das espécies é baseada normalmente nas características morfológicas dos estágios intra-eritrocitários (PADOVEZI, 2010).

De acordo com a classificação das aves de rapina pelas ordens Accipitriformes (águias e gaviões), Falconiformes (falcões) consideradas diurnas, Strigiformes (corujas) consideradas noturnas, a distribuição etiológica do *Plasmodium* é descrita da seguinte forma: Corujas são acometidas por cinco espécies denominadas de *P. subpraecox*, *P. fallax*, *P. gundersi*, *P. hexamerium* e *P. elongatum*. Já os Falconiformes também são parasitados por cinco espécies de *Plasmodium*, descritos como *P. relictum*, *P. fallax*, *P. circumflexum*, *P. polare* e *P. enlongatum* (VALKIUNAS, 2005; ZWARG, 2010).

Segundo Van Riper III et al. (1994) a classificação dos plasmódios através dos subgêneros fica mais fácil devido a facilidade de identificação das espécies através da análise morfológica em esfregaço sanguíneo realizados por microscopia óptica.

Desta forma esta classificação pode ser definida da seguinte forma: o subgênero *Haemamoeba* compreende espécies com esquizontes eritrocíticos grandes e arredondados, gametócitos arredondados e esquizogonia exo-eritrocítica no sistema fagocítico mononuclear. O subgênero *Giovannolaia* compreende parasitos com esquizontes eritrocíticos de tamanhos moderados a grandes, gametócitos alongados e no sistema fagocítico mononuclear ocorre a esquizogonia exo-eritrocitária. Já o subgênero *Novyella* possui esquizontes eritrocíticos pequenos e gametócitos alongados e por fim o subgênero *Huffa* possuem esquizontes eritrocíticos relativamente pequenos, gametócitos alongados e esquizogonia exo-eritrocitária profusa e contínua nas células precursoras dos eritrócitos (VAN RIPER III et al., 1994).

2.2.2 Ciclo de vida e transmissão

O ciclo de vida é obrigatoriamente heteroxênico, ou seja, os parasitos se desenvolvem em dois grupos de hospedeiros: as aves que são consideradas os hospedeiros intermediários e os vetores, insetos sugadores de sangue que são considerados hospedeiros definitivos (onde ocorre a reprodução sexuada), geralmente dípteros da família Culicidae, gêneros *Culex* e *Aedes*, (WALDENSTROM et al., 2002; VALKIUNAS, 2005; ZWARG, 2010).

No vetor (Figura 1A), o ciclo se inicia quando este se alimenta de sangue de uma ave infectada e ingere formas sexuadas (gametócitos) que no estômago, formarão o oocisto. Após

a esporogonia, os esporozoítos, desenvolvidos nos oocistos, são liberados na cavidade celomática e vão para as glândulas salivares onde se alojam (BELO, 2011).

No hospedeiro vertebrado (Figura 1B), o ciclo se inicia após o repasto sanguíneo do vetor e inoculação de esporozoítos. Estes penetram nas células do sistema fagocítico mononuclear (SFM) presentes no local da picada e, posteriormente, nas células do SFM fixa à camada endotelial dos capilares sanguíneos cerebrais, do baço, fígado, rins e de outros órgãos (PARAENSE, 1945,).

Os esporozoítos dão origem a primeira geração de merontes primários exoeritrocíticos, denominados criptozoítos, que se desenvolvem nas células reticulares de muitos órgãos e tecidos, principalmente no baço e formam cerca de 100 merozoítos. Os criptozoítos são incapazes de infectar os eritrócitos. Os merozoítos desenvolvidos induzem a segunda geração de merozoítos exo-eritrocíticos (metacriptozoítos), que se desenvolvem em macrófagos presentes em muitos órgãos. Alguns metacriptozoítos penetram em eritrócitos jovens e/ou maduros, originam formas do parasito chamadas de trofozoítos. Uma parte dos merozoítos formados em merontes eritrocíticos se multiplicam por merogonia dentro do próprio eritrócito e originam os gametócitos enquanto as outras partes penetram nas células endoteliais dos capilares de muitos órgãos incluindo o cérebro.

A merogonia pós eritrocíticos inclui a maioria das gerações de merontes, chamados de phanerozoítos (VALKIUNAS, 2005). A maturação da primeira geração de phanerozoítos geralmente coincide com o aumento da parasitemia. Os phanerozoítos juntos com os merozoítos eritrocíticos mantêm a parasitemia durante os estágios crônicos da infecção, e são responsáveis pelas recaídas da infecção (BELO, 2011).

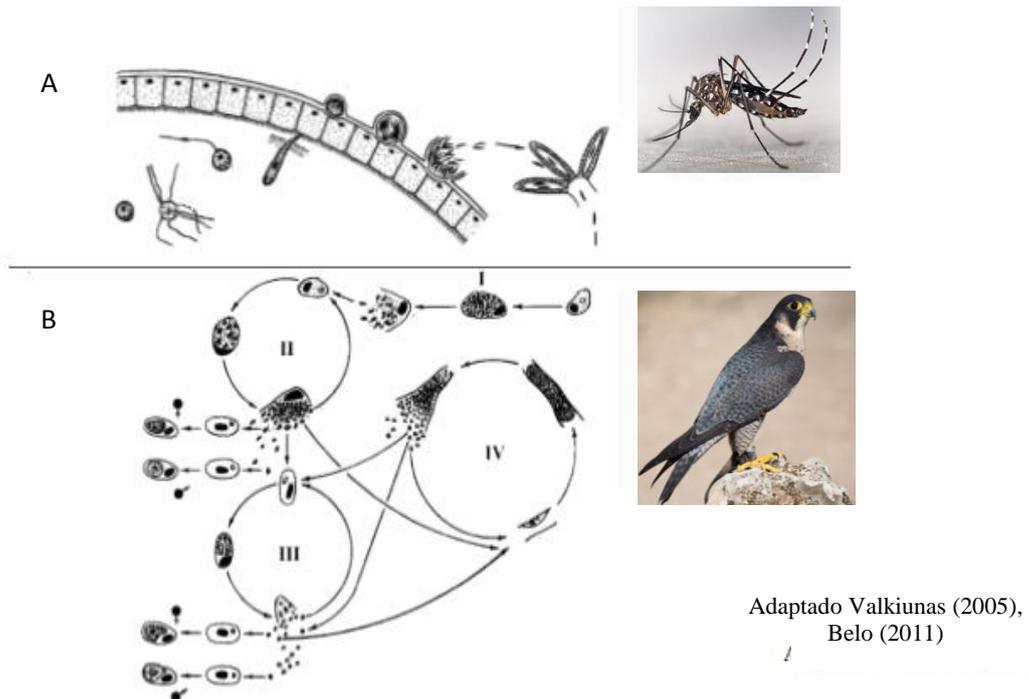


Figura 1: Ciclo biológico do *Plasmodium* spp. no hospedeiro invertebrado (A) e vertebrado (B). I e II: merogonia exo-eritrocítica primária, III: ciclo eritrocitário (merogonia eritrocitária) e IV: merogonia exo-eritrocítica secundária.

2.2.3 Fisiopatogenia/sinais clínicos/alterações anatomopatológicas

De acordo com Samour (2006) a patogenicidade dos hemoparasitos em aves de rapina são consideradas leves, no entanto estas infecções podem estar relacionadas diretamente com doenças clínicas graves e até morte dos animais, principalmente em juvenis nos ninhos, aves debilitadas e aquelas sem contato prévio com os parasitos.

Por isso a sintomatologia da infecção pelo gênero *Plasmodium* spp. demonstra ser bastante variável, tal fato pode estar relacionado ao sistema imune da ave reduzir drasticamente a parasitemia a níveis muito baixos levando a apresentação de aves assintomáticas, ou pelo fato de animais sintomáticos estarem diretamente relacionados com altos graus de parasitemia, podendo assim, levar algumas aves ao óbito (CUBAS, 1992).

Nas aves de rapina os sinais clínicos dependem da espécie de *Plasmodium* spp. e da suscetibilidade da espécie hospedeira. *Plasmodium relictum* é a mais frequentemente associada á doença em aves de rapina. Falcoes-gerifalte e seus híbridos são susceptíveis á doença. Em falcões a infecção por *Plasmodium relictum* foi descrita causando alterações clínicas caracterizadas por depressão, fraqueza e emese (LACINA, BIRD, 2000).

Os sinais clínicos de aves infectadas incluem anorexia, depressão, vômito e dispnéia, penas arrepiadas e algumas podem apresentar morte súbita. Outro achado clínico importante é a anemia provocada pelo aumento da destruição de hemácias parasitadas. Esta destruição pode ocorrer através de hemólise intravascular ou por fragilidade do eritrócito diante do crescimento intracelular do parasito o que os torna mais susceptíveis a hemólise (GREINER, RITCHIE, 1994; ATKINSON et al., 2000; ATKINSON, 2009).

Olsen (1984) descreve a infecção e destruição de mais da metade dos eritrócitos, resultando em anemia e anorexia. O fígado hipertrofia, se tornando congesto, e o baço torna-se escuro com pigmentos e aumenta de volume. O desenvolvimento de esquizontes destrói células endoteliais nos pulmões e bloqueia capilares, gerando acúmulo de fluido que resulta em pneumonia.

As alterações hematológicas incluem anemia regenerativa e hemolítica associada com a diminuição na contagem de células vermelhas, sendo estas substituídas por eritrócitos imaturos; e diminuição na concentração de hemoglobina que se acentua em períodos mais críticos (ATKINSON, 2009).

A hemólise tanto de eritrócitos infectados quanto não infectados e o catabolismo da hemoglobina leva a produção de excesso de biliverdina, a qual é excretada nas fezes. Há uma diarreia mucóide, brilhante e esverdeada, que persiste nas aves que sobrevivem à infecção. As aves que estão se recuperando apresentam excrementos com coloração esverdeada de intensidade intermediária. Os excrementos perdem essa coloração esverdeada quando a parasitemia se torna indetectável (WILLIAMS, 2005).

Os achados anatomopatológicos incluem esplenomegalia, hepatomegalia, edema pulmonar e efusão pericárdica, conforme achados descritos por Fix et al. (1988) em pinguins infectados por *Plasmodium relictum* por Grim et al. (2003) em pinguins infectados por *Plasmodium juxtannucleare* mantidos em cativeiro e por Ko et al. (2008) em um pinguim Magellan de 17 meses de idade que nasceram e foram criados na ilha de Jeju na Coreia e apresentou até 30 merozoítos de *Plasmodium* spp. em infiltrados mononucleares da polpa vermelha do baço.

Atkinson et al. (2000) afirmam que a causa primária de morte de animais com infecções não complicadas por *Plasmodium* spp. se deve a anemia provocada pela presença do parasito na célula eritrocitária. Fix et al. (1991) descreveram infecção de pinguins por *Plasmodium relictum*, nas quais os animais infectados apresentaram-se debilitados, dispnéicos, com mucosas pálidas e regurgitação. A contagem de leucócitos revelou uma leucocitose por linfocitose em diversos espécimes. Os achados necroscópicos incluíram

esplenomegalia, hepatomegalia e edema pulmonar severo. Algumas aves apresentaram ainda efusão pericárdica.

2.2.4 Diagnóstico

Vários estudos que investigaram a ocorrência e/ou parasitemia de *Plasmodium* spp. em aves utilizaram como método de diagnóstico o esfregaço sanguíneo a partir de amostras obtidas pelas veias braquial, jugular ou metatársica das aves. Podem-se também confeccionar esfregaços por meio do corte da unha das aves, mas não é um método recomendado, por conter muitos contaminantes no ambiente, podendo levar um erro ao diagnóstico (BENNETT, 1980).

Após a confecção do esfregaço, as lâminas podem ser coradas pelos métodos de coloração Romanowski, Giemsa ou Wright, outra coloração como a de Leishman também pode ser utilizada (SEED, MANWELL, 1977). Este método busca quantificar ou estimar os hemoparasitos presentes em uma amostra através da observação de eritrócitos em um determinado número de campos microscópicos. A observação pode ser por um período de 30 minutos ou pelo menos devem ser lidos 200 campos, desta forma uma maior sensibilidade é alcançada (BARNES, 1986; FALLON, RICKLEFS, 2008).

Portanto, este método apresenta algumas desvantagens, segundo Van Riper III et al. (1986) o número de eritrócitos infectados não fornece uma determinação precisa do número de parasitos presentes: Atkinson e Van Riper III (1991) também acrescentam que além de não ser uma tarefa fácil a detecção direta dos parasitos, normalmente são realizadas nas fases crônicas ou latentes da infecção, dificultando assim visualização dos hemoparasitos nos esfregaços sanguíneos. O encontro de gametocitos com pigmentos negros ou marrom-dourados e merontes eritrocitários confirma o diagnóstico de *Plasmodium* spp., entretanto quando merontes eritrocitários não estão presentes, pode ser difícil a diferenciação entre gametocitos de *Plasmodium* spp. de gametocitos de *haemoproteus* spp., embora os gametocitos de *Haemoproteus* spp. sejam geralmente mais robustos (VALKIUNAS, 2010). Mas apesar das desvantagens, ele continua sendo utilizado primordialmente para a detecção dos parasitos no sangue de aves e é considerado como método diagnóstico padrão (ATKINSON, 2009).

Fallon et al. (2003) citaram que a sorologia pode ser utilizada como método de diagnóstico para a detecção de hemoprotozoários, mas por reconhecer os anticorpos contra os parasitos são de difícil interpretação. Nos resultados positivos é difícil a diferenciação entre

infecções ativas e infecções já eliminadas pela ave, situação em que em ambos os casos os anticorpos permanecem na circulação. Os métodos moleculares ainda estão sendo aplicados para a diferenciação dos gêneros e na identificação de hemoparasitos. Esses métodos estão sendo utilizados especialmente em estágios iniciais da infecção e durante a infecção crônica, quando a parasitemia é baixa e os parasitos não podem ser observados em esfregaços sanguíneos. Desta forma, métodos como a microscopia e o uso de PCR são capazes de detectar infecções ativas e auxiliar de forma mais precisa na busca de diagnóstico.

Como exemplo, Tostes et al. (2015) citaram que em estudo realizado para determinar a prevalência da infecção por *Plasmodium* spp. e *Haemoproteus* spp. em aves silvestres mantidas em cativeiros na Mata Atlântica, utilizando microscopia óptica e PCR, a prevalência da infecção por estes hemoparasitos demonstrada pelas duas técnicas foram semelhantes (83,19% e 81,3%, respectivamente).

Já Fallon et al. (2003) desenvolveram um ensaio de reação em cadeia de polimerase (PCR) que detectou a infecção por malária aviária causada pelos gêneros *Plasmodium* spp. e *Haemoproteus* spp. a partir do uso de uma região RNA do genoma mitocondrial destes parasitos altamente conservada, tornando-a um excelente local para o desenvolvimento de primers para o diagnóstico de infecções. Os autores citam que este ensaio superou outros métodos de diagnóstico como outros protocolos de PCR e microscopia, sendo capaz de detectar com alta sensibilidade infecções ativas com concentrações de DNA do parasito correspondente a 10 eritrócitos infectados em 100.000 não infectados.

Outro estudo que utiliza a Técnica de PCR para a detecção de *Plasmodium* spp. em aves utilizando iniciadores que visam amplificar uma região do gene codificador do RNA ribossomal do parasito (subunidade 18S r RNA), também foi descrito por Feldman et al. (1995).

Hellgren, Waldenström e Bensch (2004) desenvolveram um protocolo de PCR classificado como fácil, rápido e preciso, que detecta simultaneamente três hemoprotozoários aviários, sendo eles *Leucocytozoon* spp., *Plasmodium* spp. e *Haemoproteus* spp.

Portanto, as pesquisas têm demonstrado que a PCR é uma técnica mais sensível do que o exame microscópico de esfregaços sanguíneos para a detecção de *Plasmodium* spp. em aves como descrito por Feldman et al. (1995); Perkins et al. (1998); Richard et al. (2002) e Ribeiro et al. (2005). E que esta técnica pode fornecer diagnósticos rápidos e confiáveis mesmo quando determinada amostra apresentar baixos níveis de parasitismo ou encontrar-se infectada por mais de uma espécie de parasito, haja visto que esta técnica é capaz de

relacionar molecularmente as várias espécies de *Plasmodium* spp que infectam aves (RICHARD et al., 2002).

2.2.5 Controle e Tratamento.

De acordo com ATKINSON (2008) as medidas de controle para aves criadas em cativeiro ou domésticas incluem a proteção do recinto contra a entrada do inseto vetor, principalmente nos períodos quentes do ano, onde a atividade de repasto sanguíneo do mosquito é maior. Neste período as aves devem ser mantidas em ambientes fechados ou alojados em gaiolas protegidos com tela ou redes.

Já para aves selvagens presentes em territórios endêmicos, ou aquelas novas espécimes que serão introduzidos e até aquelas aves que retornam de exposições ou cruzamentos, as medidas de controle envolvem o exame regular quanto á presença de hemoparasitos, sendo que indivíduos infectados deverão ser isolados (ZWARG, 2010).

Neste contexto, Tostes et al. (2015) citam que o controle é importante diante do reconhecimento que estes hemoparasitos tem como importantes agentes etiológicos, principalmente quando as infecções podem ser facilmente transmitidas de aves de cativeiro para aves em habitat natural ou que serão reintroduzidas.

Principalmente se considerarmos que infecções com o *Plasmodium* spp. podem ser influenciadas por três fatores: a presença de um vetor, de aves hospedeiras e do estado imunitário do hospedeiro (ESPARZA et al., 2004).

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a prevalência de hemoparasitos em aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar a prevalência de hemoparasitos em aves de rapina nas diferentes ordens.
- Determinar a parasitemia nas aves de rapina.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Animais experimentais:

55 aves de rapina das ordens Accipitriformes (n=12), Falconiformes (n=11), Strigiformes (n=21) e Cathartiformes (n=11) com diferentes espécies (Tabela 1), foram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba da Universidade de Uberaba pela Polícia Ambiental, para o Laboratório de Pesquisa em Animais Silvestres (LAPAS) da Universidade Federal de Uberlândia para pesquisa de hemoparasitos no período de março a outubro de 2015 (Sisbio 47842-1 - Anexo A).

Tabela 1: Quantidade de aves de Rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, nas diferentes ordens e espécies submetidas à pesquisa hemoparasitária. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015.

Ordem	Espécies/nome vulgar	Quantidade	
		n	%
Accipitriformes	<i>Elanus leucurus</i> / gavião-peneira	1	1,82
	<i>Rupornis magnirostris</i> / gavião-carijó	7	12,73
	<i>Geranoaetus albicaudatus</i> / gavião-de-rabo-branco	3	5,45
	<i>Heterospizias meridionalis</i> /gavião caboclo	1	1,82
Sub total		12	21,81
Falconiformes	<i>Caracara plancus</i> / carcará	10	18,18
	<i>Falco peregrinus</i> / falcão-peregrino	1	1,82
Sub total		11	20
Strigiformes	<i>Tyto furcata</i> / coruja-da-igreja	8	14,54
	<i>Asio clamator</i> / coruja-orelhuda	1	1,82
	<i>Athene cunicularia</i> / coruja-buraqueira	6	10,91
	<i>Bubo virginianus</i> / jacurutu	6	10,91
Sub total		21	38,18
Cathartiformes	<i>Coragyps atratus</i> / urubu-de-cabeça preta	11	20
Sub total		11	20
Total		55	100

4.2 Coleta de sangue e pesquisa parasitológica:

As aves foram contidas utilizando-se puçá e luvas de couro, e as amostras de sangue (0,5 mL) foram colhidas por punção venosa da veia braquial (Figura 2A) utilizando seringas de um mL e agulhas estéreis descartáveis 0,55 x 20mm (BD[®]) (Figura 2B) em tubos de 0,5mL contendo ácido etilenodiaminotetracético di-sódico EDTA (Labor Import[®]) (CEEA-Anexo B). As amostras foram acondicionadas em caixas de isopor com gelo e enviadas ao Laboratório de Análises Clínicas do HVU para confecção dos esfregaços sanguíneos e pesquisa de hemoparasitos.

Os esfregaços sanguíneos foram confeccionados, secos à temperatura ambiente, fixados em metanol PA (Sinth[®]) por um minuto e corados com solução de Giemsa (Nuclear[®]) em água tamponada (pH 7,2 - 7,4) a uma diluição 1:10, por três minutos. 200 campos microscópicos foram examinados, no aumento de 100x (imersão), para observação de hemoparasitos conforme descrito por Fecchio, et al., (2007) com modificações. O cálculo da parasitemia foi realizado em 5 campos microscópicos, observando o número de hemócitos e parasitos por campo microscópico em aumento de 100x (Nikon[®] Eclipse E200). Após realizou-se o calculo do percentual de parasitos em relação ao total de hemócitos contados (BRASIL, 2005).

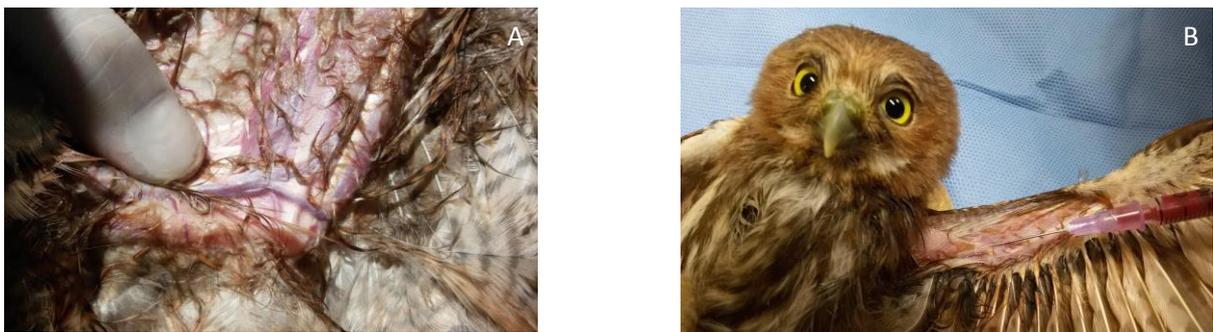


Figura 2: Coleta de amostra de sangue, de aves rapinantes da mesorregião do Triângulo Mineiro, por punção venosa da veia braquial (A) utilizando seringa e agulha estéreis descartáveis (B). As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015.

4.3 Análise estatística

A análise e comparação da frequência de infecção por *Plasmodium* spp. e *Babesia* spp. entre as ordens das aves de rapina (Accipitriformes, Falconiformes, Strigiformes, Cathartiformes) foram realizadas duas a duas utilizando o teste Qui-Quadrado com correção

de Yate's. Os dados referentes a parasitemia de *Plasmodium* spp. foram Os dados referentes a parasitemia de *Plasmodium* sp. foram expressos descritivamente em percentagem.

As análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa GraphPad InStat 3.0 utilizado um nível de 95% de confiança.

5. RESULTADOS

A prevalência de infecção por hemoparasitos, determinada de acordo com a presença de formas eritrocíticas do parasito detectadas por microscopia óptica de esfregaços sanguíneos, foi de 78,18%, ou seja, das 55 lâminas analisadas, 43 apresentaram parasitos. *Plasmodium* spp. foi o hemoparasito encontrado mais predominante (78,18%) (Figura 3A, B). Um esfregaço sanguíneo (2,32%) apresentava parasitismo misto por *Babesia* spp. e *Plasmodium* spp. (Figura 1A, C).

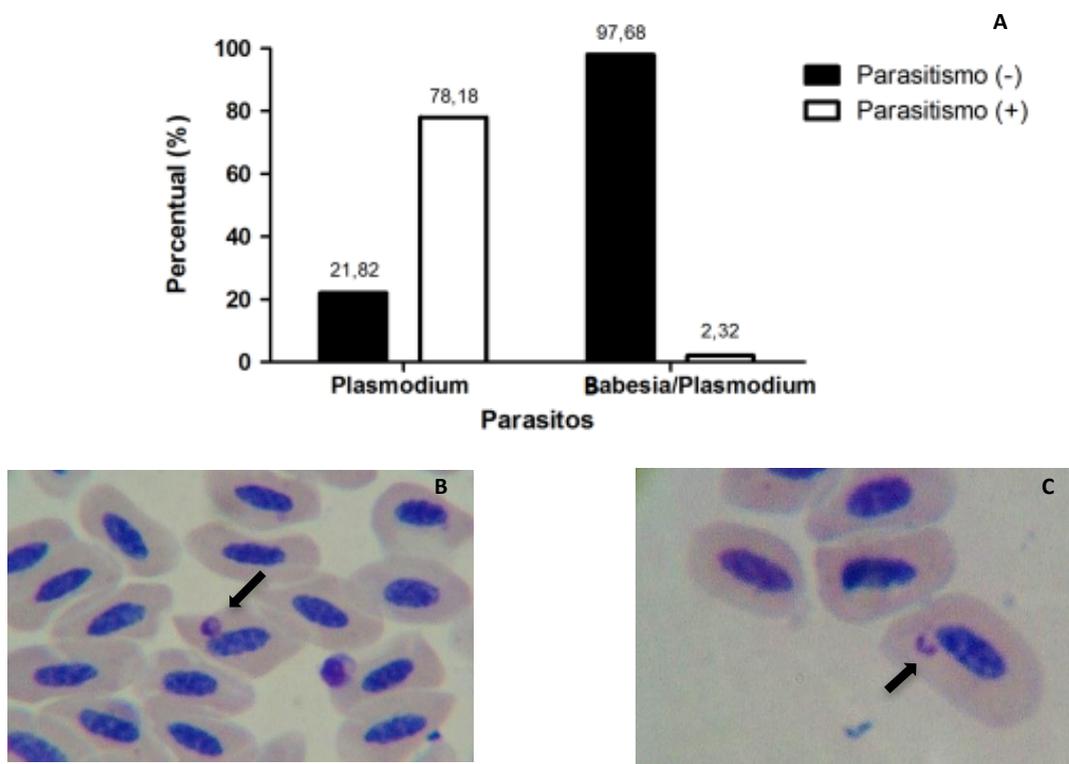


Figura 3: Percentual de aves de rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, positivas e negativas para *Plasmodium* spp. e *Babesia* spp./*Plasmodium* spp. (A). Trofozoíto de *Plasmodium* spp. (B) e merozoítos de *Babesia* spp. (C) em esfregaço sanguíneo de aves de rapina (B) corados por Giemsa. Imagens obtidas em microscópio óptico (Nikon Eclipse E200[®]) aumento 100x.

Analisando a prevalência de parasitose nas diferentes ordens das aves de rapina observou-se que nos Accipitriformes 33,3% (4/12) dos esfregaços sanguíneos apresentavam hemoparasitos, nos Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes a prevalência foi de 90,9% (10/11), 85,71% (18/21) e 100% (11/11), respectivamente (Figura 4). Prevalência por *Plasmodium* spp. nos Accipitriformes foi estatisticamente menor ($P < 0,05$) quando comparada aos Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes.

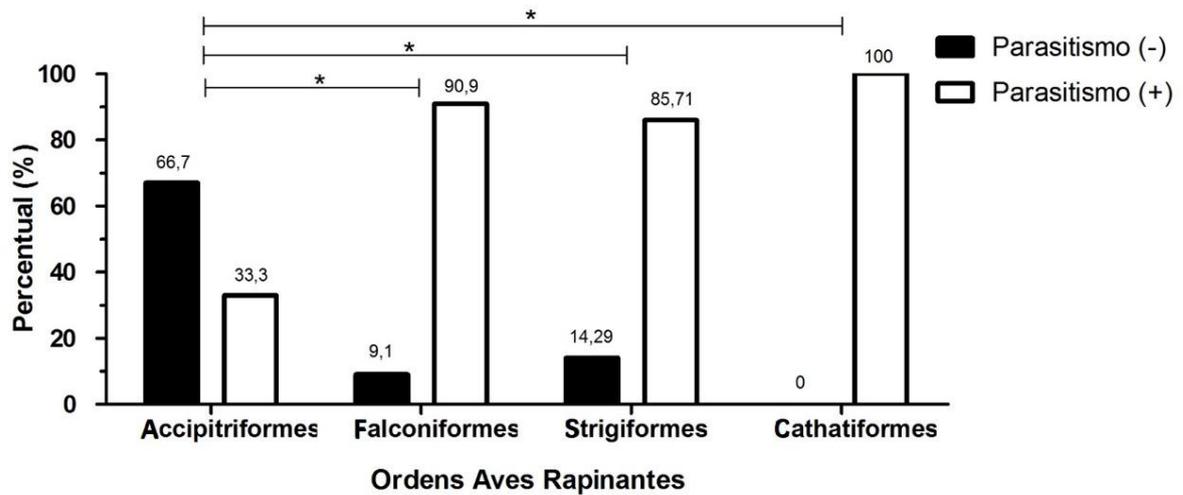


Figura 4: Prevalência de hemoparasitos (*Plasmodium* spp. e/ou *Babesia* spp.) encontrado nos esfregaços sanguíneos das aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro nas diferentes ordens. (*) diferença estatística entre as ordens. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015.

Entre as ordens das aves de rapina estudadas, as espécies, *Caracara plancus*, *Athene cunicularia* e *Coragyps atratus* foram as que apresentaram maior número de indivíduos infectados (índice de positividade por *Plasmodium* spp) (Tabela 2). A infecção mista por *Plasmodium* spp. e *Babesia* spp. ocorreu em um *Caracara plancus* (10%).

Tabela 2: Índice de positividade por *Plasmodium spp.* nas espécies das diferentes ordens de aves de rapina da mesorregião do Triângulo Mineiro. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015.

Ordem	Espécies	Número aves examinadas	Número aves infectadas	Índice positividade (%)	
				<i>Plasmodium</i>	<i>Babesia</i>
Accipitriformes	<i>E. Leucurus</i>	1	0	0	0
	<i>R. magnirostris</i>	7	2	28,57	0
	<i>G. albicaudatus</i>	3	1	33,33	0
	<i>H. meridionalis</i>	1	1	100	0
Falconiformes	<i>C. plancus</i>	10	10	100	10
	<i>F. peregrinus</i>	1	0	0	0
Strigiformes	<i>T. furcata</i>	8	6	75	0
	<i>A. clamator</i>	1	1	100	0
	<i>A. cunicularia</i>	6	6	100	0
	<i>B. virginianus</i>	6	5	83,3	0
Cathartiformes	<i>C. atratus</i>	11	11	100	0

A quantidade de parasitos detectada nos exames microscópicos foi baixa, sendo encontradas frequentemente poucas formas evolutivas dos hemoparasitos, sendo trofozoítos na sua maioria, impossibilitando a identificação específica de acordo com as características morfológicas. A parasitemia nos Accipitriformes variou de 0,34 a 0,92 ($0,60 \pm 0,20$), Falconiformes variou de 0,36 a 0,80 ($0,56 \pm 0,15$), nos Strigiformes de 0,17 a 1,0 ($0,53 \pm 0,20$) e nos Cathartiformes de 0,33 a 1,33 ($0,55 \pm 0,28$) (Figura 5).

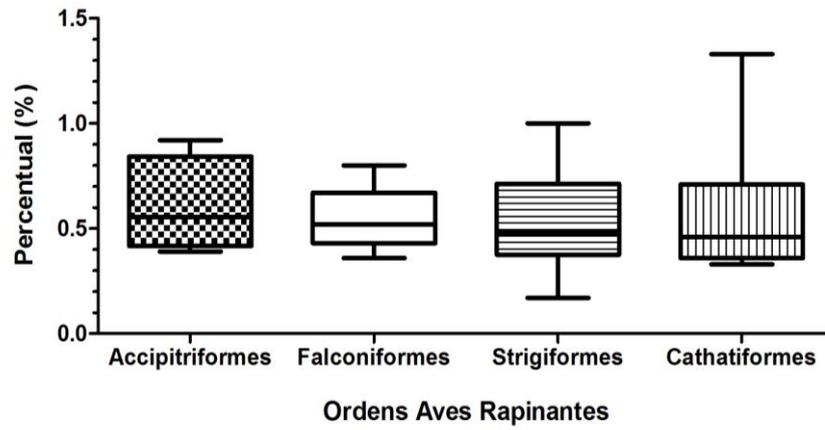


Figura 5: Parasitemia por *Plasmodium* spp. observadas nos esfregaços sanguíneos das aves de rapina, da mesorregião do Triângulo Mineiro, nas diferentes ordens. As aves eram encaminhadas para o Hospital Veterinário de Uberaba (HVU) ou para o Laboratório de Pesquisa de Animais Silvestres (LAPAS) de março a outubro de 2015.

6. DISCUSSÃO

Estudos sobre a prevalência de hemoparasitos em aves silvestres tem sido realizado em diferentes regiões do mundo e os métodos de detecção desses parasitos envolvem desde observações microscópicas até a detecção molecular e sequenciamento de genes alvos específicos. Sabe-se que a pesquisa parasitológica em esfregaço sanguíneo é trabalhosa e requer experiência (BARKER et al., 1992), mas ainda é considerada essencial para a detecção do parasito na ave, e continua sendo utilizado extensivamente como método de diagnóstico padrão (BELO, 2007). Isso pode ser comprovado quando se observa os resultados obtidos no presente trabalho. A análise criteriosa dos esfregaços sanguíneos permitiu evidenciar parasitismo em 78,18% das aves.

A elevada prevalência de *Plasmodium* spp. (78,18%) nas aves de rapina pesquisadas se assemelha aos achados de Muratta et al. (2008) em aves selvagens que habitavam a ilha Minami-daito no Japão, onde *Plasmodium* spp. foi observado em 94 das 102 (92,2%) espécies de *Lanius bucephalus*. E aos estudos de Ribeiro et al. (2014) que ao investigarem a ocorrência de hemoparasitos em aves procedentes da microrregião de Uberlândia, verificaram que das 184 aves avaliadas, 71,4% estavam infectadas por *Plasmodium* spp. E difere dos trabalhos realizados por Andery et al. (2013) em rapinantes resgatadas de um Centro de Triagem brasileiro que encontrou apenas 6,66%, Bennett e Souza (1980), que observou 1,8% de parasitismo por *Plasmodium* spp. nas 3449 aves analisadas e pertencentes a três áreas do estado de São Paulo e de Fecchio et al (2007) que observaram uma taxa de parasitismo de 6,6% nas aves do cerrado do Brasil Central, sendo a parasitemia por *Plasmodium* spp. de 1,6%.

Essa prevalência pode ser justificada pelo fato de terem sido analisadas aves que foram entregues pela polícia ambiental e encaminhadas para centros de reabilitação (HVU e LAPAS). Normalmente, as aves parasitadas não apresentam sinais clínicos evidentes, pois segundo Julian e Galt, (1980), esse protozoário parece ter relação comensal com a maioria de seus hospedeiros apresentando patogenicidade somente sob circunstâncias especiais. Mas as aves podem ficar letárgicas, fracas o que pode facilitar a captura (FELDMAN et al., 1995; DEVICHE et al., 2001). Isso pode ocorrer porque altos níveis de parasitismo reduzem consideravelmente a performance e o reflexo de fuga do hospedeiro, deixando-o mais suscetíveis à predação (DIECKMANN, 2002; ARRIERO, MOLLER, 2008).

Outro ponto que pode justificar o elevado parasitismo se refere aos mosquitos (Culicidae), vetores primários do *Plasmodium* spp. que são comuns nas regiões dos trópicos e

principalmente no Brasil (BRAGA et al., 2011) e têm aumentado nos últimos anos, inclusive no cerrado, apesar de Fecchio et al (2007), comentarem que o cerrado não disponibiliza condições favoráveis para o desenvolvimento do vetor devido a baixa umidade, e pelas formações vegetais que não oferecem microhabitats adequados necessários à reprodução de seus potenciais vetores.

Analisando o parasitismo por gêneros de aves de rapina pode-se notar maior prevalência em Cathartiformes que Strigiformes e Falconiformes. Porém chama a atenção do parasitismo ser somente por *Plasmodium* spp., em todos os gêneros, visto que trabalhos mostram a presença de outros hemoparasitos como *Haemoproteus* spp. e *Leucocytozoon* spp.

Trabalho realizado em filhotes e adultos de Falcão-rainha (*Falco eleonora*) presentes em toda a bacia do Mediterrâneo evidenciou a presença de outros parasitos do sangue pertencentes aos gêneros *Haemoproteus* spp. e *Leucocytozoon* spp., além de *Plasmodium* spp. (GUTIÉRREZ- LOPEZ et al., 2015). Um estudo desenvolvido por Santos et al. (2008) em aves de rapina das ordens Falconiformes e Strigiformes alojados em dois centros de recuperação portugueses, também identificaram espécies dos gêneros *Leucocytozoon* spp. e *Haemoproteus* spp. Os autores ainda citaram que a prevalência de amostras positivas para *Leucocytozoon* spp., foi significativamente maior em Strigiformes do que em Falconiformes. Ishak et al (2010), também mostraram a infecção por *Haemoproteus* spp., *Leucocytozoon* spp. e nenhuma por *Plasmodium* spp. em aves de rapinas migrantes e invernantes oriundas da Califórnia (EUA).

A ausência de *Leucocytozoon* spp. e *Haemoproteus* spp. nas aves analisadas pode ser atribuída à baixa diversidade e pouca abundância de aves migratórias da América do Norte no bioma Cerrado. Este gênero de parasito foi encontrado com baixa frequência em aves migratórias nas Américas do Sul e Central (VALKIUNAS et al, 2004; FECCHIO et al., 2007). Apesar de *Haemoproteus* spp. ter sido encontrado em várias espécies de aves na região dos trópicos (FECCHIO et al., 2007) acredita-se que a não detecção pela microscopia óptica nas aves que foram examinadas, se dá pela baixa ocorrência de vetores Simuliidae e Ceratopogonidae deste hemoparasito, no cerrado. Em contrapartida, mosquitos (*Culicidae*), vetores primários do *Plasmodium* spp., são comuns nas regiões dos trópicos e principalmente no Brasil (BRAGA et al., 2011); o que pode explicar a alta ocorrência de *Plasmodium* spp. detectados neste trabalho.

Outro ponto a ser discutido se refere a baixa parasitemia observada nas quatro ordens de rapinantes estudadas. Essa baixa parasitemia pode ser justificada pela fase crônica da doença nessas aves, visto que não apresentam sinais clínicos da doença. Segundo Atkinson e

Van Riper III (1991), na fase crônica da doença, as aves infectadas por *Plasmodium* spp. desenvolvem resposta imune que reduz a parasitemia a níveis bastante baixos e as aves sobreviventes apresentam, pouco ou nenhum sinal de infecção. Assim, as aves podem permanecer infectadas por toda a vida, resistindo a recaídas.

A infecção por *Babesia* spp. observada pela primeira vez em um *Caracara plancus* pode ser justificada pelos hábitos dos Falconiformes. Segundo Sick (1997), alguns falconídeos se aproximam de vacas, capivaras e outros mamíferos para retirar carrapatos, bernes entre outros parasitos. É uma associação benéfica para ambos os animais, chamada de protocooperação.

Sacchi, 2015 também comenta que o hábito de predação de algumas espécies de aves carnívoras favorece a infestação por ectoparasitos e a infecção por endoparasitas, devido ao contato íntimo com a presa. Teixeira et al (2008) relatam que os carcarás (*Polyborus plancus*) frequentemente permanecem mais no solo para a caça, e são susceptíveis à infestação por carrapatos.

Trabalho realizado por Sacchi (2015) mostrou que das 121 aves avaliadas apenas um gavião carijó (*R. magnirostris*) (0,8%), estava parasitado com ninfa de *Amblyomma* sp.

Essa relação carrapato-ave pode justificar a transmissão do protozoário *Babesia* spp. para o *Caracara plancus* observada no presente trabalho. Mas vale ressaltar que estudos devem ser realizados para melhor entender a transmissão de *Babesia* spp para as aves, visto que Buker et al (2013) comentam que o transporte da presa inteira para os filhotes no ninho pode representar uma fonte de infecção, uma vez que o animal abatido pode carrear carrapatos infectados e os mesmos podem assim infestar ninhos e filhotes e conseqüentemente transmitir os patógenos.

As conseqüências para as aves também devem ser avaliadas, no presente trabalho a ave não apresentava sinal clínico, mas uma águia da estepe (*Aquila rapax*) infectada por *Babesia* spp. apresentava severa dispinea e choque hipovolêmico (TARELLO, 2005).

Este estudo é uma contribuição para o conhecimento das hemoparasitoses que acometem rapinantes no bioma Cerrado do Brasil. E novos estudos devem ser realizados com novas técnicas de identificação dos hemoparasitos, a fim de se detalhar a classificação taxonômica e a epidemiologia dos agentes envolvidos.

7. CONCLUSÕES

Com base nos resultados obtidos pode-se concluir que:

- As aves rapinantes da mesorregião do Triângulo Mineiro, pertencentes as ordens Accipitriformes, Falconiformes, Strigiformes e Cathartiformes apresentam alto índice de parasitismo por *Plasmodium* spp.
- As aves da ordem Accipitriformes, da mesorregião do Triangulo Mineiro, tem o menor índice de parasitismo para *Plasmodium* spp.
- *Babesia* spp infecta *Caracara plancus* da mesorregião do Triangulo Mineiro.

REFERÊNCIAS

- ADRIANO, E.A.; CORDEIRO, N.S. Prevalence and intensity of *Haemoproteus columbae* in three species of wild doves from Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v.96, n. 2, p. 175-178, 2001.
- ANDERY D.A., FERREIRA Junior F.C., ARAÚJO A.V., VILELA D.A.R., Marques M.V.R., MARIN S.Y., HORTA R.S., ORTIZ M.C., RESENDE J.S. & MARTINS N.R.S.. Health assessment of raptors in triage in Belo Horizonte, MG, Brazil. *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 15, p. 169-286, 2013
- ARRIERO, E.; MØLLER, A.P. Host ecology and life-history traits associated with blood parasite species richness in birds. *Journal of Evolutionary Biology*, v.21, n. 6, p. 1504–1513, 2008.
- ASGHAR, M. et al. Hidden costs of infection: chronic malaria accelerates telomere degradation and senescence in wild birds. *Science*, v. 347, n. 6220, p. 436-438, 2015.
- ATKINSON, C. et al. Pathogenicity of avian malaria in experimentally-infected Hawaii amakihi. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 36, n. 2, p. 197-201, 2000.
- ATKINSON, C.T.; VAN RIPER, C. Pathogenicity and epizootiology of avian haematozoa: *Plasmodium*, *Haemoproteus*, and *Leucocytozoon*. In: LOYE, J.E.; ZUK, M. **Bird-parasite interactions: ecology, evolution and behaviour**, Oxford University Press: London, 1991, p.19-47, 1991.
- ATKINSON, C.T; THOMAS, N.J; HUNTER, D.B. **Parasitic diseases of wild birds**. Wiley-Blacwwell: Iowa, 557p. 2008.
- BARNERS, J. H. Parasites. In: HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. **Clinical avian medicine and sugery: including aviculture**. Philadelphia: W. B. Saunders, 1986, cap. 37, p. 481-485.
- BARKER, R. et al. A simple method to detect *Plasmodium falciparum* directly from blood samples, using the polymerase chain reaction. *The American Journal of Tropical Medicine And Hygiene*, v. 46, p. 416-426, 2016.
- BELO, N. et al. Prevalence and lineage diversity of avian haemosporidians from three distinct Cerrado habitats in Brazil. *Plos One*, v. 6, n. 3, p. e17654, 2011.
- BENNET, G. F.; SOUZA, O. Blood parasites of some birds from São Paulo, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v.75, p. 117- 134, 1980.
- BELO, N. **Ocorrência de Plasmodium Spp. em aves silvestres a família Psittacidae mantidas em cativeiro no Brasil**. 2007, 45f. Dissertação (Mestrado do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal), Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2007.
- BENNETT, G. et al. Avian leucocytozoidae: the leucocytozoids of the Phasianidae *sensu lato*. *Journal of Natural History*, v. 25, n. 6, p. 1407-1428, 1991.

- BENNETT, G.LOPES, O. Blood parasites of some birds from São Paulo State, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 75, n. 1-2, p. 117-134, 1980.
- BLANCO, G. et al. Absence of blood parasites in griffon vultures from Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 34, n. 3, p. 640-643, 1998.
- BRAGA, E.M.; SILVEIRA, P.; BELO, N.O., et al. Recent advances in the study of avian malaria: an overview with an emphasis on the distribution of *Plasmodium* spp. in Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v.106, p. 3-11, 2011.
- Brazil. *Revista Brasileira de Ciência Avícola*, n. 15, p. 169-286, 2013.
- Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Manual de diagnóstico laboratorial da malária / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde.** – Brasília : Ministério da Saúde, 2005. 112 p.
- BURR, E. **Companion bird medicine.** Iowa State University Press: Iowa, USA, 1987, p.120-128.
- CUBAS, Z. Natural diseases of free-ranging birds in South America. *Zoo Wild Animal Medicine*, p. 169-172, 1992.
- DEVICHE, P.; GREINER, E.; MANTECA, X. Seasonal and age-related changes in blood parasite prevalence in dark-eyed juncos (*Junco hyemalis*, Aves, Passeriformes). *Journal of Experimental Zoology*, v. 289, n. 7, p. 456-466, 2001.
- DIECKMANN, U. Adaptive dynamics of pathogen–host interactions. In: DIECKMANN, U., METZ, J.A.J., SABELIS, M.W.; SIGMUND, K. (eds). **Pursuit of virulence management.** Reino Unido: Cambridge University Press, 2002. p. 39-59.
- ESPARZA, MERINO S.; ORO, D. Brief report of imunocompetence and the prevalence of Haematozoan parasites in two long- lived seabirds. *Ornics Fennica*, v. 81, p. 40-46, 2004.
- FALLON, S. et al. Detecting avian malaria: an improved polymerase chain reaction diagnostic. *Journal of Parasitology*, v. 89, n. 5, p. 1044-1047, 2003.
- FALLON, S. RICKLEFS, R. Parasitemia in PCR-detected *Plasmodium* and *Haemoproteus* infections in birds. *Journal of Avian Biology*, v. 39, n. 5, p. 514-522, 2008.
- FECCHIO, A.; ANGELO MARINI, M.; MARTINS BRAGA, E. Baixa prevalência de hemoparasitos em aves silvestres no Cerrado do Brasil Central. *Neotropical Biology and Conservation*, v. 2, n. 3, p. 127-135, 2007.
- FELDMAN, R.; FREED, L.; CANN, R. A PCR test for avian malaria in Hawaiian birds. *Molecular Ecology*, v. 4, n. 6, p. 663-674, 1995.
- FIX, A. et al. *Plasmodium relictum* as a cause of avian malaria in wild-caught magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*). *Journal of Wildlife Diseases*, v. 24, n. 4, p. 610-619, 1988.

GREINER, E. C.; RITCHIE, B. W. Parasites. In: RITCHIE, B. W.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. **Avian medicine: principles and application**. Lake Whort: Wingers Publishing, 1994, cap. 36, p. 1007-1029.

GRIM, K. et al. *Plasmodium juxtannucleare* associated with mortality in black-footed penguins (*Spheniscus demersus*) admitted to a rehabilitation center. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v. 34, n. 3, p. 250-255, 2003.

GUTIÉRREZ, R. Hematozoa from the spotted owl. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 25, n. 4, p. 614-618, 1989.

GUTIÉRREZ-LÓPEZ, R. et al. Low prevalence of blood parasites in a long-distance migratory raptor: the importance of host habitat. *Parasites Vectors*, v. 8, n. 1, 2015.

HARRISON, G.; HARRISON, L. In: **Clinical avian medicine and surgery: including aviculture**. Tradução. 1. ed. [s.l.] Elsevier Health Sciences, 1986.

HASLE, P.; BOJESSEN, A.; JENSEN, P. L.; BRAMMING, P. Lean and the working environment – a review of the literature”. *International Journal of Operations and Production Management*, v. 32, n. 7, p. 829-849, 2012.

HELLGREN, O.; WALDENSTRÖM, J.; BENSCH, S. A new PCR assay for simultaneous studies of *Leucocytozoon*, *Plasmodium* and *Haemoproteus* from avian blood. *Journal of Parasitology*, v. 90, n. 4, p. 797-802, 2004.

HERSH, D.; WORRALL, L.; HOWE, T.; SHERRATT, S.; DAVIDSON, B. Smarter goal setting in aphasia rehabilitation. *Aphasiology*, v. 26, n. 2, p. 220-233, 2012.

HILDEBRANDT, A. et al. The potential role of migratory birds in transmission cycles of *Babesia* spp., *Anaplasma phagocytophilum*, and *Rickettsia* spp. *Ticks and Tick-borne Diseases*, v. 1, n. 2, p. 105-107, 2010.

HORTA, R.S.; MARQUES, M.V.R.; MARTINS, N.R.S., et al. Ocorrência de hemoparasitos em aves selvagens no Centro de Triagem de Animais Silvestres. In: CONGRESSO, XI e ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, XVII, 2008, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) do IBAMA, 2008, p.117-120.

ISHAK, H. et al. Prevalence of blood parasites in migrating and wintering California hawks. *Journal of Raptor Research*, v. 44, n. 3, p. 215-223, 2010.

JONES, H. I.; SHELLAM, G. R. Blood parasites in penguins, and their potential impact on conservation. *Marine Ornithology*, v. 27, p. 181- 184, 1999.

JULIAN, R. GALT, D. Mortality in muscovy ducks (*Cairina moschata*) caused by *Haemoproteus* infection. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 16, n. 1, p. 39-44, 1980.

KO, K- N.; KANG, S. C.; JUNG, J. Y.; BAE, J. H.; KIM, J. H. Avian malaria associated with *Plasmodium* spp. Infection in a penguin in a Jeju island. *The Korean Journal of Veterinary Research*, v. 48. n. 2, p. 197- 201, 2008.

LACINA, D.; BIRD, D. M. Endoparasites of raptors- a review and update. In: LUMEI, J.T.; REMPLE, J.D.; REDIG, P.T.; LIERZ, M. COOPER, J.E. **Raptor biomedicine III**. Lake Worth: Zoological Education Network, 2000. cap. 9, p. 65- 10.

MARZAL, A. et al. Invasive avian malaria as an emerging parasitic disease in native birds of Peru. *Biological Invasions*, v. 17, n. 1, p. 39-45, 2014.

MENQ, W. DELARIVA, R. Aves de rapina (Cathartiformes, Accipitriformes, Strigiformes e Falconiformes) na Reserva Biológica das Perobas, Paraná, Brasil e seu entorno. *Biotemas*, v. 28, n. 4, p. 145, 2015.

MÜLLER, Y.M.R.; E.M. NAZARI; D. AMMAR; E. CARGNIN-FERREIRA; I.T. BELTRAME; C. PACHECO. Biologia dos Palaemonidae (Crustacea, Decapoda) da Bacia hidrográfica de Ratoes, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba, v. 16, n. 3, p. 629-639, 1999.

MURATA, K. et al. Avian haemosporidian parasites infection in wild birds inhabiting Minami-Daito Island of the Northwest Pacific, Japan. *Journal of Veterinary Medical Science*, v. 70, n. 5, p. 501-503, 2008.

MURATA, K. Prevalence of blood parasites in Japanese wild birds. *Journal of Veterinary Medical Science*, v. 64, n. 9, p. 785-790, 2002.

OLSEN, O. W. Order Haemosporida. In: OLSEN, O. W. **Animal parasites: the life cycles and ecology**. 3 ed. Baltimore: University Park Press, 1984. p. 132-154.

PADOVEZI, G. C. **Haemoproteus sp e Plasmodium sp em pombos domésticos (Columa livia domestica): revisão bibliográfica e relato de caso**. 2010. 44 f. Monografia em Patologia Clínica Veterinária, Pós-graduação em Medicina Veterinária, Universidade Castelo Branco, São Paulo, 2010.

PERKINS, S.; OSGOOD, S.; SCHALL, J. Use of PCR for detection of subpatent infections of lizard malaria: implications for epizootiology. *Molecular Ecology*, v. 7, n. 11, p. 1587-1590, 1998.

PIACENTINI, V. Q. et al. Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. *Revista Brasileira de Ornitologia*, v. 23, n. 2, 91-298, 2015.

PIERCE, R.F.G; PARSONS,T.F. **Glycoprotein hormones: structure and function**. *Annual Review of Biochemistry*, Palo Alto, v.50, p.465-495, 1981.

REULLIER, J.; PÉREZ- TRIS, J.; BENSCH, S. et al. Diversity, distribution and Exchange of blood parasites meeting at na avian moving contact zone. *Molecular Ecology*, v. 15, p. 753-763, 2006.

RIBEIRO, P. et al. Ocorrência de hemoparasitos em aves silvestres de fragmentos florestais da microrregião de Uberlândia, MG. In: ENCONTRO SOBRE ANIMAIS SELVAGENS, VII e SIMPÓSIO SOBRE MEDICINA E CONSERVAÇÃO DA FAUNA DO CERRADO, II. Uberlândia. **Anais...** Uberlândia, 2014. p. 181-185.

- RIBEIRO, S. F.; SEBAIO, F.; BRANQUINHO, F. C. S. et al. Avian malaria in Brazilian passerine birds: parasitism detected by nested PCR using DNA from satined blood smears. *Parasitology*, v. 130, p. 261-267, 2005.
- RICHARD, F. A.; SEHGAL, R. N. M.; JONES, H. I et al. A comparative analysis of PCR-based detection methods for avian malaria. *Journal of Parasitology*, v. 88, p. 819- 822, 2002.
- RICKLEFS, R. Embryonic development period and the prevalence of avian blood parasites. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, v. 89, n. 10, p. 4722-4725, 1992.
- RODRIGUES, O. A.; MATTA, N. E. Blood parasites in some birds from eastern plains of Colombia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 96, n. 8, p. 1173-1176, 2001.
- SACCHI, A. **Diagnóstico sorológico e molecular de agentes transmitidos por artrópodes em aves carnívoras**. 2015, 75 f. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias UNESP, 2015.
- SAMOUR, J. Management of raptors. In: HARRISON, G.J; LIGHTFOOT, T.L. **Clinical avian medicine**. Palm Beach: Sipe Publishing, 2006. v.2, cap. 40, p. 915- 956.
- SANTOS, N. G.; PEREIRA, M. C.; MELO, P. M.; MADEIRA DE CARVALHO, L. M. Pesquisa de hemoprotozoários em aves de rapina (ordens Falconiformes e Strigiformes) em centros de recuperação em Portugal. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, v. 103, p. 195- 200, 2008.
- SEBAIO, F. **Hemoparasitas em aves da Mata Atlântica no Estado de Minas Gerais**. 2002, 56 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia), Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, 2002.
- SEED, T. M.; MANWELL, R. D. Plasmodia of birds. In: KREIER, T. P. **Parasitic protozoa**. New York: Academic Press, 1977. p. 311- 357.
- SICK, H. Ordem Psittaciformes. In: SICK, H. et al. **Ornitologia brasileira**. 3. ed. Rio de Janeiro: Nova Fronteira [s.n.]. p. 351-382.
- TARELLO, W. Babesiosis in a steppe eagle (*Aquila rapax*). *Revue de Médecine Vétérinaire*, v. 156, n. 1, p. 11-12, 2005
- TARELLO, W. Clinical signs and response to primaquine in falcons with *Haemoproteus tinnunculi* infection. *Veterinary Record*, v. 161, n. 6, p. 204-205, 2007.
- TEIXEIRA, R. et al. Ticks em wild fowls at Sorocaba. *Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 60, n. 5, p. 1277-1280, 2008.
- TEMPLE, S.; VERNER, J.; MORRISON, M. Predicting impacts of habitat fragmentation on forest birds: a comparison of two models. In: VERNER, J.; MORRISON, M. L.; RALPH, C.J. **Wildlife 2000: Modeling Habitat Relationships of Terrestrial Vertebrates**. University of Wisconsin Press, 2000, p. 301-304.
- TOSTES, R.; VASHIT, U.; SCOPEL, K. K. G.; MASSARD, C. L.; DAEMON, E.; D'AGOSTO, M. *Plasmodium* spp. and *Haemoproteus* spp. infection in birds of the Brazilian

Atlantic Forest detected by microscopy and polymerase chain reaction. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 35, n. 1, p. 67- 74, 2015.

VALKIUNAS, G. **Avian malaria parasites and other Haemosporidia**. New York: CRC Press, 2005.

VALKIŪNAS, G. et al. A new *Haemoproteus* species (Haemosporida: Haemoproteidae) from the endemic Galapagos dove *Zenaida galapagoensis*, with remarks on the parasite distribution, vectors, and molecular diagnostics. *Journal of Parasitology*, v. 96, n. 4, p. 783-792, 2010.

VALKIUNAS, G.; IEZHOVA, T. A.; BROOKS, D. R.; et al. Additional observations on blood parasites of birds in Costa Rica. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 40, n. 3, p. 555-561, 2004.

VALKIŪNAS, G.; SALAMAN, P.; IEZHOVA, T. Paucity of Hematozoa in colombian birds. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 39, n. 2, p. 445-448, 2003.

VAN RIPER, C. et al. The epizootiology and ecological significance of malaria in hawaiian land birds. *Ecological Monographs*, v. 56, n. 4, p. 327-344, 1986.

VIANA, M.S.S.B. **Características hematológicas e ocorrência de hemoparasitas em aves de rapina**. 2010. 160 f. Dissertação (Mestrado), Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa, 2010.

WALDESTROM, J.; BENSCH, S.; KIBOI, S. et al. Cross-species infection of blood parasites between resident and migratory songbirds in Africa. *Molecular Ecology*, v. 11, p. 1545-1554, 2002.

WILFORD OLSEN, O. Order Haemosporida. In: **Animal parasites: their life cycles and ecology**. 3. ed. New York: Baltimore, 1984. p. 132-154.

WILLIAMS, R. B. Avian Malaria: clinical and chemical pathology of *Plasmodium gallinaceum* in the domesticated fowl *Gallus gallus*. *Avian Pathology*, v. 34, p. 29-47, 2005.

ZWARG, T. **Hematologia, Pesquisa de hemoparasitos e mensuração da atividade de colinesterase plasmática em Falconiformes e Strigiformes do Estado de São Paulo, Brasil**. 2010. 134 f. Dissertação (Mestrado), Universidade de São Paulo, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, São Paulo, 2010.

ANEXO A – CERTIFICADO DO IBAMA



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47842-1	Data da Emissão: 16/06/2015 20:55	Data para Revalidação*: 15/07/2016
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Cláudio Yudi Kanayama		CPF: 128.565.758-62
Título do Projeto: Pesquisa de hemoprotozoários em aves em um Laboratório de Ensino e Pesquisa de Animais Selvagens, Uberlândia, MG e um Hospital Veterinário, Uberaba, MG.		
Nome da Instituição : SOCIEDADE EDUCACIONAL UBERABENSE		CNPJ: 25.452.301/0001-87

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de material - sangue - 1º semestre	02/2015	05/2015
2	Pesquisa de hemoparasitas nos esfregaços (leitura)	03/2015	05/2015
3	análise dos dados obtidos pela leitura das lâminas (dados preliminares - 2º semestre)	05/2015	07/2015

Observações e ressalvas

1	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe 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, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, possessor ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
3	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
4	A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES).
5	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão 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 empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
6	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 ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
8	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Doc. Identidade	Nacionalidade
1	Isabela da Costa Silveira	discente pesquisadora	013.606.726-30	15630903 SSPMG-MG	Brasileira
2	André Luiz Quagliatto Santos	co-orientador da pesquisa	028.478.228-95	8334281 SSP-SP	Brasileira

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Município	UF	Descrição do local	Tipo
1	UBERABA	MG	Hospital Veterinário de Uberaba	Fora de UC Federal
2	UBERLÂNDIA	MG	Universidade Federal de Uberlândia	Fora de UC Federal

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. 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).

Código de autenticação: 62961866



Página 1/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47842-1	Data da Emissão: 16/06/2015 20:55	Data para Revalidação*: 15/07/2016
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Cláudio Yudi Kanayama	CPF: 128.565.758-62
Título do Projeto: Pesquisa de hemoprotozoários em aves em um Laboratório de Ensino e Pesquisa de Animais Selvagens, Uberlândia, MG e Hospital Veterinário, Uberaba, MG.	
Nome da Instituição : SOCIEDADE EDUCACIONAL UBERABENSE	CNPJ: 25.452.301/0001-87

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de material - sangue - 1º semestre	02/2015	05/2015
2	Pesquisa de hemoparasitas nos esfregaços (leitura)	03/2015	05/2015
3	análise dos dados obtidos pela leitura das lâminas (dados preliminares - 2º semestre)	05/2015	07/2015

Observações e ressalvas

1	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização NÃO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe 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, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
3	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
4	A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES).
5	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão 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 empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
6	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 ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospeção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
8	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Doc. Identidade	Nacionalidade
1	Isabela da Costa Silveira	discente pesquisadora	013.606.726-30	15630903 SSPMG-MG	Brasileira
2	André Luiz Quagliatto Santos	co-orientador da pesquisa	028.478.228-95	8334281 SSP-SP	Brasileira

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Município	UF	Descrição do local	Tipo
1	UBERABA	MG	Hospital Veterinário de Uberaba	Fora de UC Federal
2	UBERLANDIA	MG	Universidade Federal de Uberlândia	Fora de UC Federal

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. 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).

Código de autenticação: 62961866



Página 1/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47842-1	Data da Emissão: 16/06/2015 20:55	Data para Revalidação*: 15/07/2016
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Cláudio Yudi Kanayama	CPF: 128.565.758-62
Título do Projeto: Pesquisa de hemoprotozoários em aves em um Laboratório de Ensino e Pesquisa de Animais Selvagens, Uberlândia, MG e um Hospital Veterinário, Uberaba, MG.	
Nome da Instituição : SOCIEDADE EDUCACIONAL UBERABENSE	CNPJ: 25.452.301/0001-87

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxons
1	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Aratinga leucophthalmus, Aratinga jandaya, Tyto alba, Geranoaetus albicaudatus, Amazona aestiva, Ara ararauna, Asio clamator, Aratinga aurea, Elanus leucurus, Pardirollus maculatus, Rupornis magnirostris, Amazona amazonica, Coragyps atratus, Theristicus caudatus, Diopsittaca nobilis, Falco femoralis, Heterospizias meridionalis, Caracara plancus, Falco peregrinus, Brotogeris chiriri, Cariama cristata, Athene cucularia, Alipiopsitta xanthops, Ramphastos toco, Brotogeris tirica

Material e métodos

1	Amostras biológicas (Aves)	Sangue
---	----------------------------	--------

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo Destino
1	SOCIEDADE EDUCACIONAL UBERABENSE	

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. 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).

Código de autenticação: 62961866



Página 2/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 47842-1	Data da Emissão: 16/06/2015 20:55	Data para Revalidação*: 15/07/2016
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Cláudio Yudi Kanayama	CPF: 128.565.758-62
Título do Projeto: Pesquisa de hemoprotozoários em aves em um Laboratório de Ensino e Pesquisa de Animais Selvagens, Uberlândia, MG e um Hospital Veterinário, Uberaba, MG.	
Nome da Instituição : SOCIEDADE EDUCACIONAL UBERABENSE	CNPJ: 25.452.301/0001-87

* Identificar o espécime no nível taxonômico possível.

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. 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).

Código de autenticação: 62961866



Página 4/4

ANEXO B – CERTIFICADO DO COMITÊ DE ÉTICA EM EXPERIMENTAÇÃO
ANIMAL (UNIUBE)



Uniube

Comitê de Ética em Experimentação Animal

Ofício CEEA-040/2016

Uberaba, 23 de junho de 2016

Ilmo. Prof.

Claudio Yudi Kanayama

Assunto: Encaminha processo nº 014/2016, sobre o protocolo de pesquisa "*Pesquisa de hemoprotzoários em aves de rapina em um laboratório de Ensino e Pesquisa de animais selvagens, Uberlândia, MG e um Hospital Veterinário, Uberaba, MG*".

Prezado(a) Professor(a),

Em resposta a sua solicitação, informo que o protocolo acima referido foi submetido avaliação do CEEA-UNIUBE, na reunião do dia 23/06/2016, sendo considerado **aprovado**.

Atenciosamente,

Prof.ª Jady F. Figueiredo Bittar

Coordenadora do CEEA-UNIUBE