

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA UNIPROFISSIONAL EM MEDICINA
VETERINÁRIA

ANA BEATRIZ GARCEZ BUIATTE

AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE ARARAS CANINDÉ (*Ara ararauna*) EM
REABILITAÇÃO

UBERLÂNDIA

2018

ANA BEATRIZ GARCEZ BUIATTE

**AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE ARARAS CANINDÉ (*Ara ararauna*) EM
REABILITAÇÃO**

Trabalho de Conclusão de Residência apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia como requisito parcial à obtenção do grau de Especialista em Medicina Veterinária Preventiva.

Orientadora: Prof.^a Dra. Anna Monteiro
Correia Lima

UBERLÂNDIA

2018

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer, primeiramente, aos meus pais Cláudio e Ivone, e irmãos Claudio e Mariana, que tanto confiam em mim e nunca duvidaram da minha capacidade, servindo de apoio sempre que eu necessitei.

Também quero agradecer à minha orientadora Dra. Anna Lima, pelos ensinamentos e cuidados que teve comigo desde que nos conhecemos, e por ter me recebido tão bem no LADOC. À Dra. Fernanda Rosalinski ajuda, disposição e companheirismo nas análises parasitológicas.

Quero agradecer aos meus amigos residentes Caroline, Lígia, Thaís e Vinícius, pelo companheirismo, pelo carinho e por ter sido um ombro nos momentos mais difíceis. E também à equipe de pós graduandos Dayane, Andreia, Laís, Danilo, por sempre estarem presentes me auxiliando tanto na vida acadêmica como pessoal.

Meu mais sincero obrigada para a médica veterinária Juliana Magnino e o Instituto Estadual de Florestas (IEF – Uberlândia) pelo total apoio na execução do presente trabalho. E a Dra. Líria Hirano, por todo o apoio nas análises hematológicas.

Um agradecimento especial a Marília e a Lívia, que muito me ensinaram, e também me divertiram.

Quero que saibam que sem vocês eu não teria conseguido.

RESUMO

A fauna silvestre brasileira é constantemente alvo de agressões, como exemplo do tráfico de animais, e entre as espécies alvo para o tráfico, estão as araras Canindé (*Ara ararauna*). Estas, quando recolhidas do tráfico pelas autoridades ambientais, são entregues aos Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) para que seja dado um destino. Através do Projeto Áreas de Soltura de Animais Silvestres (ASAS), é realizada a soltura de animais apreendidos por órgãos ambientais de volta na natureza. Desta maneira, uma avaliação do estado de saúde dos animais torna-se necessária, para evitar a introdução de doenças em áreas de soltura. Avaliou-se dez araras Canindé em reabilitação para soltura no município de Araguari, Minas Gerais, Brasil, através do projeto ASAS, com relação a hematologia, exames coproparasitológicos, soroaglutinação rápida para *Salmonella Pullorum* e *Gallinarum* e *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma gallisepticum* e, por fim, PCR para *Chlamydophila psittaci*. Os animais apresentaram ovos de *Capillaria* sp. nas fezes, policitemia e eosinofilia nas análises sanguíneas. Não foram encontrados hemoparasitas. O exames sorológicos para *Salmonella* spp, *Mycoplasma* spp. foram negativos, assim como o PCR para *Chlamydophila psittaci*, também. Após recomendada a vermifugação, os animais foram considerados aptos para soltura.

PALAVRA-CHAVE: Aves silvestres. Clamidiofilose. Micoplasmose. Parasitose. Salmonelose.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	5
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	7
2.1 Arara Canindé.....	7
2.2 Avaliação sanitária de aves para soltura	7
2.2.1 Hematologia.....	8
2.2.2 Parasitologia	8
2.2.3 Salmoneloses	9
2.2.4 Micoplasmoses.....	10
2.2.5 Clamidiofilose.....	11
REFERÊNCIAS	12
ARTIGO - AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE ARARAS CANINDÉ (<i>Ara ararauna</i>) EM REABILITAÇÃO.....	14

1 INTRODUÇÃO

Dentre as agressões sofridas pela fauna silvestre brasileira, o tráfico é bastante representativo. As espécies da família Psittacidae são constantes alvos de tráfico, e conseqüentemente nesta família, existem exemplares de aves mais ameaçadas de extinção do mundo (IUCN, 2012). As araras canindé (*Ara ararauna*) são psitacídeos encontrados desde o Panamá até o sudeste do Brasil, dotadas de inteligência e adaptabilidade, o que faz com que seja uma das espécies mais procuradas, e, conseqüentemente, traficada (RAMOS, 2012).

Órgãos fiscalizadores brasileiros se esforçam para recuperar animais traficados, e destiná-los de volta a natureza. Desta forma, foram criados Centros de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) pelo país para receber, realizar a triagem e tratamento, dando o destino mais adequado para os animais (CARVALHO, 2012). Alguns protocolos foram determinados pelas autoridades ambientais para que a soltura não funcione como uma ferramenta de disseminação de doenças, através de métodos de quarentena, exames clínicos e exames laboratoriais a serem executados (BRASIL, 2008).

Na esfera regional, foi instituído em Minas Gerais, com o objetivo de cadastrar áreas para soltura de animais dos CETAS e outros programas do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais (IBAMA), o Projeto Áreas de Soltura de Animais Silvestres. Desta forma, os animais destinados ao retorno à natureza podem passar pelo processo de reabilitação, além de uma avaliação sanitária, em propriedades cadastradas para este fim. Todo esse manejo é uma ferramenta crucial para um programa de soltura responsável, visto que conhecer o status sanitário dos animais a serem soltos pode evitar a introdução de patógenos em locais que não havia anteriormente.

Dentre as análises laboratoriais recomendadas para as aves a aptas a soltura, podem ser citadas: hemograma, exame coproparasitológico, exames para micoplasmose, salmonelose e clamidífilose (BRASIL, 2008). Através do hemograma, a situação de saúde geral do indivíduo é demonstrada pelas características quantitativas e qualitativas das células do sangue (ALMONSY; MONTEIRO, 2007). A avaliação quanto a parasitas também é de suma importância, pois estas são frequentes em aves, cosmopolitas, e podem causar desde infecções subclínicas até a morte dos animais afetados (ATKINSON; THOMAS; HUNTER, 2008).

A salmonelose é uma doença zoonótica muito importante, causada por enterobactéria, que pode infectar todas as espécies de aves (SHIVAPRASAD, 2003; DAOUST; PRESCOTT, 2007). A micoplasmose, uma doença bacteriana causada por espécies do gênero *Mycoplasma* spp. (KLEVEN, 2003) e afetam mais passeriformes e pombos, embora já relatada em

psitacídeos (CARVALHO, 2012). A clamidofilose é uma doenças bacteriana zoonótica dos psitacídeos, encontrada em várias espécies, de grande importância para esta ordem (KALETA; TADAY, 2003; CARVALHO, 2012). Tais doenças já foram descritas em araras Canindé, e podem ser um problema se introduzidas na natureza.

Objetivou-se com o presente trabalho realizar a avaliação sanitária de dez araras Canindé que estavam em reabilitação para soltura, a fim de proporcionar uma reintrodução responsável destes animais na natureza.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Arara Canindé

O gênero *Ara* sp. é composto pelos maiores psitacídeos, que medem entre 50 e 90 cm de comprimento (FORSHAW, 1997). Dentre as espécies deste gênero, destacam-se as araras Canindé (*Ara ararauna*), aves de plumagem verde, amarela, azul, branca e preta. Esta espécie possui ampla variedade geográfica, o que inclui Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana e Guiana Francesa, Panamá, Paraguai, Peru, Suriname e Venezuela (COLLAR, 1997; IUCN, 2018).

A arara Canindé não apresenta risco de extinção (IUCN, 2018), porém entre os psitacídeos comercializados ilegalmente, é uma das espécies mais traficada, pela sua beleza, carisma e adaptabilidade ao cativeiro.

2.2 Avaliação sanitária de aves para soltura

Diante da quantidade de animais entregues às autoridades ambientais frutos de tráfico ou mesmo de devolução voluntária, surgiu a necessidade de criação de centros para recebimento e destinação destes animais. Desta forma, foram criados os CETAS, que recebem, triam, fazem o tratamento e dão o destino mais adequado a estes animais (CARVALHO, 2012). Nestes centros, são vários os destinos possíveis aos animais, desde criadouros, zoológicos até programas de soltura e reintrodução; cada animal é avaliado isoladamente quanto ao melhor propósito.

Outros projetos foram implementados para facilitar a soltura dos animais na natureza, a exemplo do Projeto Asas, criado através da Portaria do Instituto Estadual de Florestas 182 (MINAS GERAIS, 2013) para realizar o cadastramento de áreas de soltura de animais silvestres provenientes de CETAS ou outros programas de revigoramento populacional e reintrodução autorizados pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), em Minas Gerais.

Conforme a legislação brasileira, para realizar soltura de aves que estão em cativeiro, uma quarentena de, no mínimo 30 dias deve ser respeitada, além de realização de exames clínico e laboratoriais (BRASIL, 2008). Dentre os exames recomendados para esta família,

destacam-se: coproparasitológico, hematológico, pesquisa de hemoparasitas e exames confirmatórios, que incluem testes para salmonelose, micoplasmose, clamidífilose.

A seguir serão apresentados os principais testes e enfermidades a serem testadas, solicitados para soltura de aves conforme a legislação brasileira.

2.2.1 Hematologia

O hemograma é um importante exame de triagem, onde uma amostra sanguínea pode apontar a situação da saúde de um indivíduo, através de características quantitativas e qualitativas das células do sangue (ALMONSY; MONTEIRO, 2007). Através da análise hematológica, é possível associar alterações de células sanguíneas com enfermidades de diversas causas que podem acometer estes animais, avaliando a progressão clínica de doença e as respostas a terapias (JONES, 2015).

Os valores dos parâmetros sanguíneos avaliados em aves podem sofrer influência da nutrição, sexo, idade, habitat, estação do ano, estado reprodutivo, traumas, contenção e estresse ambiental, o que deve ser analisado ao se avaliar estes animais (SCHMIDT, 2014).

Algumas limitações são impostas relacionadas à solicitação de exames hematológicos de aves, como a dificuldade na coleta das amostras, indisponibilidade de técnicas laboratoriais para pequenos volumes de amostras, e a ausência de valores de referências regionais para todas as espécies (VALLE et al., 2008; SCHMIDT, 2014).

Dentre as particularidades das células hematológicas das aves, a principal diferença com os mamíferos, segundo Campbell (2015) é a presença de núcleo em seus eritrócitos, o que inviabiliza a contagem automatizada. Ainda segundo os autores, os leucócitos das aves incluem linfócitos, monócitos e granulócitos, estes últimos classificados como heterófilos, eosinófilos e basófilos. Os heterófilos são mais abundantes, e funcionalmente, equivalem aos neutrófilos nos mamíferos.

2.2.2 Parasitologia

As enfermidades parasitárias são as mais frequentes em aves, podendo causar desde infecções subclínicas até morte. As parasitoses são cosmopolitas, possuem elevada dispersão entre animais em cativeiro, e são ubíquas em animais silvestres, onde um indivíduo pode ser parasitado por mais de uma espécie ao longo da vida (ATKINSON; THOMAS; HUNTER, 2008). Sabe-se que, em cativeiro, infecções parasitárias podem interferir na nutrição do animal, propiciando falhas em desenvolvimento reprodutivo e aparecimento de infecções

secundárias, porém em animais de vida livre, não é conhecido o grau de patogenicidade efetivo (GONÇALVES, 2009).

Dentre os parasitas de aves, os hemoparasitas se destacam os hemosporídeos, dos quais três gêneros são mais encontrados em aves: *Plasmodium* sp., *Haemoproteus* sp. e *Leucocytozoon* sp. (GRESPLAN; RASO, 2014). São heteroxenos e realizam fase sexuada em dípteros hematófagos, com fase assexuada nas aves (MARQUES, 2014). *Hemoproteus* sp. e *Leucocytozoon* sp. são considerados de baixa patogenicidade, e podem ser encontrados em grande número dentro da circulação sanguínea sem sinais clínicos aparentes; já o *Plasmodium* sp. pode ser patogênico em diversas de espécies aviárias, especialmente canários, aves aquáticas, aves de rapina e pinguins (JONES, 2015). Os hemosporídeos aviários não parasitam outras espécies não aviárias (GRESPLAN; RASO, 2014).

O diagnóstico é feito pelo exame microscópico de amostras de sangue periférico (GRESPLAN; RASO, 2014). As formas que podem ser visualizadas em esfregaços são as eritrocíticas (trofozoítos, merontes e gametócitos), que surgem após replicações assexuadas (merogonia ou esquizogonia) das formas exoeritrocíticas do parasito nos órgãos do vertebrado (MARQUES, 2014).

Entre protozoários entereoparasitos, os mais encontrados em psitacídeos, segundo Gresplan e Raso (2014), são *Eimeria* spp. e *Isospora* spp., com patogenicidade variável. Os autores também citaram que já foram relatadas espécies de *Cryptosporidium* spp., *Trichomonas* spp., *Giardia* spp. e *Spiroucleus* sp. Helmintos parasitas incluem nematódeos (ascarídeos), cestódeos (tênias) e trematódeos (fascíola). Para diagnóstico de endoparasitoses, é recomendável o uso de técnicas de sedimentação e flutuação (SLOSS; KWMP; ZAJAC, 1999; GRESPLAN; RASO, 2014).

2.2.3 Salmoneloses

As bactérias do gênero *Salmonella* spp. são bacilos Gram negativos, pertencentes a família Enterobacteriaceae, causadoras de salmoneloses. A maioria das sorovariedades possui pouca especificidade e todas as espécies de aves são consideradas susceptíveis à salmonelose (SHIVAPRASAD, 2003; DAOUST; PRESCOTT, 2007). São reconhecidos agentes de zoonose no mundo inteiro e têm grande significância em saúde pública e sanidade animal (GRESPLAN; RASO, 2014).

A salmonelose pode ser introduzida em criadouros por alimentos, animais de vida livre e novas aquisições (MARQUES, 2014). A transmissão ocorre pela via oral-fecal, contato direto com infectados ou ingestão de água e alimentos contaminados, e os sintomas são:

apatia, anorexia, desidratação, enterocolite com diarreia, podendo ainda ocorrer bacteremia, meningite, pneumonia, ocasionalmente sinais neurológicos e morte súbita (HARCOURT-BROWN, 2009; MARQUES, 2014).

O Plano Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) estabelece que os testes para monitoramento dos plantéis são: SAR, soroaglutinação lenta em tubos (ALT), ou microaglutinação e diagnóstico bacteriológico. Toda *Salmonella* encontrada deve ser enviada a laboratório de referência para serem investigadas (BRASIL, 2003).

2.2.4 *Micoplasmoses*

O gênero *Mycoplasma* é composto por bactérias cocóides, cocobacilares ou pleomórficas Gram negativas, e possui cerca de 100 espécies, vinte delas já foram isoladas em aves, onde, as mais patogênicas para aves domésticas são *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae*, *Mycoplasma meleagridis* e *M. iowae* (KLEVEN, 2003).

Em aves silvestres, a micoplasmose é mais registrada em passeriformes e pombos, com sinais de conjuntivite acompanhada ou não com aumento de seio infraorbital. A espécie *M. gallisepticum* causa doença crônica respiratória em galinhas e perus, e é mais frequente como patógeno de aves silvestres (CARVALHO, 2012).

De modo geral, os sinais clínicos mais comuns são espirros, exsudato nasal, sinusite, aerossaculite, conjuntivite, diminuição da produção de ovos e da eclodibilidade, sinovite e artrite (GRESPLAN e RASO, 2014). A transmissão horizontal se dá por aerossóis, água, alimentos, fômites e contato direto e a transmissão vertical se dá no oviduto das aves (MARQUES, 2014).

De acordo com o PNSA (BRASIL, 2001), os estabelecimentos avícolas devem estar sob vigilância, com plantéis livres de *M. gallisepticum*, *M. synoviae* e *M. meleagridis*. Para diagnóstico, usa-se o teste de soroaglutinação rápida em placas (SAR) como triagem, e amostras de soros reagentes devem ser submetidas ao teste de ELISA ou inibição da hemaglutinação (IH). Se forem positivos, suabes de traquéia devem ser enviados para PCR. Criações silvestres e ornamentais são usados os mesmos critérios para matrizes (BRASIL, 2001).

Gresplan e Raso (2014) sugerem tratamento através do uso da tilosina, estreptomicina, lincomicina ou eritromicina com a finalidade de minimizar os sinais clínicos, porém este tratamento não elimina o agente.

2.2.5 Clamidiofilose

Clamidiofilose é uma doença da ordem Psittaciforme, causada pela *Chlamydophila psittaci*, cujo agente também causa uma enfermidade chamada psitacose em humanos (CARVALHO, 2012). É uma bactéria Gram negativa, de replicação intracelular obrigatória (MARQUES, 2014). Já foi encontrada em mais de 460 espécies de aves suscetíveis em todos os continentes (KALETA; TADAY, 2003).

A infecção ocorre principalmente pela inalação de bactérias presentes em secreções e excreções de aves infectadas, mas também pode ser transmitida por ingestão, e, em algumas espécies, ocorre a transmissão pelo ovo (CARVALHO, 2012). Após a entrada no organismo, há a infecção do epitélio, e o microrganismo pode ser encontrado principalmente em secreções do trato respiratório e excretas (MARQUES, 2014).

Os sinais clínicos são prostração, anorexia, desidratação, secreção ocular, nasal ou conjuntival, conjuntivite, blefarite, dispneia, poliúria, biliverdinúria e diarreia (HARCOURT-BROWN, 2009; RASO, 2014).

Para diagnóstico de clamidiofilose, podem ser usados os métodos de Fixação de complemento, reação de imunofluorescência indireta, ELISA, isolamento bacteriológico, imunohistoquímica, técnicas citológicas, e detecção de sequências do genoma por PCR (SMITH et al., 2005)

Duas drogas são sugeridas para o tratamento de clamidiofilose: doxiciclina (mais eficaz) e enrofloxacina (HARCOURT-BROWN, 2009). A doxiciclina é recomendada por longos períodos (45 dias), sob supervisão veterinária, e o manejo de limpeza e desinfecção do ambiente deve ser adicionado como medida para um tratamento eficaz (RASO, 2014).

REFERÊNCIAS

- ALMOSNY, N. R. P.; MONTEIRO, A. O. Patologia Clínica In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens - Medicina veterinária**. São Paulo: Roca, 2007.
- ATKINSON, C. T.; THOMAS, N. J.; HUNTER, D. B. **Parasitic diseases of wild birds**. Singapura: Wiley-Blackwell, 2008.
- BRASIL. **Instrução Normativa SDA N 44 de 23 de maio de 2001**. Anexo Normas técnicas para controle e certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas para micoplasmose aviária (*Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma melleagridis*). Diário oficial da união, Brasília, DF, 24 de agosto de 2001.
- BRASIL. **Instrução Normativa 78 de 3 de novembro de 2003**. Normas técnicas para controle e certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas livres de *Salmonella Gallinarum* e *Salmonella Pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 5 de novembro de 2003.
- BRASIL. **Instrução Normativa 179, de 25 de junho de 2008**. Definir diretrizes e procedimentos para destinação dos animais da fauna silvestre nativa e exótica apreendidos, resgatados ou entregues espontaneamente às autoridades competentes. Diário oficial da União, Brasília, DF, 27 de abril de 2008.
- CARVALHO, A. M. *Chlamydophila spp., Mycoplasma gallisepticum e Mycoplasma synoviae em psitacídeos (Filo: Cordata, Ordem: Psittaciformes) de diferentes cativos no estado de Goiás*. Orientadora: Maria Auxiliadora Andrade. 2012. 71 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Escola de Veterinária e Zootecnia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2012.
- CAMPBELL, T. W. Hematologia das aves. In: THRALL, M. A.; WEISER, G.; ALLISON, R. W.; CAMPBELL, T. W. **Hematologia e bioquímica veterinária**. 2 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2015.
- DAOUST, P. Y.; PRESCOTT, J. F. Salmonellosis. In: THOMAS, N. J.; HUNTER, D. B.; ATKINSON C. T. **Infectious diseases in wild birds**. Iowa: Blackwell, 2007.
- FORSYTH, J. M. **Parrots of the world**. New Jersey: TFH Publications, 1997.
- GONÇALVES, M. G. A. et al. Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu-SP. Nota científica. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n 1, p. 349-354, 2009.
- GRESPLAN, A.; RASO, T. F. Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2014.
- HARCOURT-BROWN, N. H. Psittacine birds. In: TULLY JR, T. N.; DORRESTEIN, G. M.; JONES, A. K. **Handbook of Avian Medicine**. 2 ed. Elsevier Saunders, 2009.

IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. 2012. www.iucnredlist.org. Acesso em 20 jun. 2017.

IUCN. The IUCN red list of threatened species. 2018. Disponível em: <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T22685539A131917270.en>. Acesso em 05 jun. 2020.

JONES, M. P. Avian hematology. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 18, p. 51-61, 2015.

KALETA, E. F.; TADAY, E. M. A. Avian host range of *Chlamydophila* spp. based on isolation, antigen detection and serology. **Avian Pathology**, v. 32, n. 5, p. 435-462, 2003.

KLEVEN, S. H. Mycoplasmosis. SAIF, Y. M. (Ed.). **Diseases of poultry**. 11 ed. Ames: Iowa State University Press, 2003.

MARQUES, M. V. R. **Avaliação sanitária do mutum-de-bico-vermelho (*Crax blumenbachii*) e do mutum-do-nordeste (*Pauxi mitu*) mantidos em cativeiro no Estado de Minas Gerais, no período de 2011 a 2014**. Orientador: Nelson Rodrigo da Silva Martins. 2014. 100 f. Tese (Doutorado em Ciência Animal) - Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, 2014.

MINAS GERAIS. Instituto Estadual de Florestas. **Portaria 182 de 9 de dezembro de 2013**. Institui o Projeto Áreas de Soltura de Animais Silvestres – ASAS. Diário Oficial Estado de Minas Gerais, MG, 10 de dezembro de 2013.

RAMOS, R. R. **Estudo de infecção por *Plasmodium* spp. em araras mantidas em cativeiro no DF**. Orientadora: Giane Regina Paludo. 2012. 99f. Dissertação (Mestrado em Saúde Animal) - Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2012.

RASO, T. F. Clamidiose - Novas Abordagens Diagnósticas e Terapêuticas. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2014.

SHIVAPRASAD, H. L. Pullorum Disease and Fowl Typhoid. In: SAIF, Y. M. **Disease of poultry**. 11 ed. Iowa: Iowa State, 2003.

SMITH, K. A. et al. Compendium of measures to control *Chlamydophila psittaci* (formerly *Chlamydia psittaci*) infections among humans (psittacosis) and pet birds. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 226, p. 532-539, 2005.

VALLE, S. F.; et al.. Parâmetros de bioquímica sérica de machos, fêmeas e filhotes de Araras canindé (*Ara ararauna*) saudáveis mantidas em cativeiro comercial. **Ciência rural**, v. 38, n. 3, p. 711-716, 2008.

ARTIGO - AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE ARARAS CANINDÉ (*Ara ararauna*) EM REABILITAÇÃO

BUIATTE, A. B. G.; PAULA, J. H. N.; REZENDE, L. M.; MAGNINO, J. M.; HIRANO, L. Q. L.; LIMA, A. M. C.

(A ser submetido na revista Semina Ciências Agrárias - E-ISSN 1679-0359)

1 AVALIAÇÃO SANITÁRIA DE ARARAS CANINDÉ (*Ara ararauna*) EM REABILITAÇÃO

2 SANITARY ASSESSMENT OF BLUE AND YELLOW MACAW (*Ara ararauna*) IN 3 REHABILITATION

6 RESUMO

7 A fauna silvestre brasileira é constantemente alvo de agressões, como exemplo do tráfico de animais, e entre
8 as espécies alvo, estão as araras Canindé (*Ara ararauna*). Estes animais provenientes do tráfico são
9 recolhidos por órgãos ambientais, e entregues aos Centro de Triagem de Animais Silvestres – CETAS – para
10 uma destinação, seja ela criadouro, zoológicos ou programas de reintrodução. Assim, torna-se importante
11 realizar uma avaliação sanitária desses animais anterior a destinação. Dez araras Canindé (*Ara ararauna*) em
12 reabilitação para soltura no município de Araguari, Minas Gerais, Brasil, passaram por avaliação sanitária,
13 sendo avaliadas por hematologia, exames de flutuação e sedimentação para endoparasitas, soroglutinação
14 rápida para *Salmonella Pullorum* e *Gallinarum* e *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma gallisepticum* e PCR
15 para *Chlamydophila psittaci*. Os animais apresentaram policitemia e eosinofilia, associados ao estresse de
16 captura. Foram encontradas nas amostras fecais ovos de *Capillaria* sp. Não foram encontrados
17 hemoparasitas. O exames sorológicos para *Salmonella* spp, *Mycoplasma* spp. foram negativos, e o PCR para
18 *Chlamydophila psittaci*, também. Os parasitas encontrados podem estar relacionados com a presença de
19 hospedeiro intermediário, e ainda interação de outras espécies animais por fora do viveiro. Após
20 recomendada a vermifugação, as araras foram consideradas aptas para soltura.

21 **PALAVRA-CHAVE:** Aves silvestres. Clamidiofilose. Micoplasmose. Parasitose. Salmonelose.

23 ABSTRACT

24 The Brazilian wild fauna is constantly the target of aggressions, as an example of animal trafficking, and
25 among the target species, are the blue and yellow macaws (*Ara ararauna*). These animals from trafficking
26 are collected by environmental agencies, and delivered to the Wild Animal Screening Center - CETAS - for
27 a destination, be it breeding, zoos or reintroduction programs. Thus, it is important to carry out a health
28 assessment of these animals prior to their destination. Ten blue and yellow macaws (*Ara ararauna*)
29 undergoing rehabilitation for release in the municipality of Araguari, Minas Gerais, Brazil, underwent health
30 evaluation, being evaluated by hematology, fluctuation and sedimentation tests for endoparasites, rapid
31 serum agglutination for *Salmonella Pullorum* and *Gallinarum* and *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma*
32 *gallisepticum* and PCR for *Chlamydophila psittaci*. The animals showed polycythemia and eosinophilia,
33 associated with capture stress. *Capillaria* sp. eggs were found in the fecal samples. No hemoparasites were
34 found. Serological tests for *Salmonella* spp, *Mycoplasma* spp. were negative, and the PCR for
35 *Chlamydophila psittaci*, too. The parasites found may be related to the present intermediate host and also
36 interaction of other animal species outside the nursery. After worming was recommended, the macaws were
37 considered fit for release.

38 **KEYWORDS:** Wild birds. Chlamydophyllosis. Mycoplasmosis. Parasitosis. Salmonellosis.

1
2
3
4
5
6
7
8
9
10
11
12
13
14
15
16
17
18
19
20
21
22
23
24
25
26
27
28
29
30
31
32
33
34
35
36
37
38

INTRODUÇÃO

Dentre as espécies alvo para o tráfico, estão as araras Canindé (*Ara ararauna*), que atualmente, são encontradas desde o Panamá até o sudeste do Brasil (IUCN, 2018). São aves de muita inteligência e adaptabilidade, o que faz com que seja uma das espécies mais procuradas, e, conseqüentemente, traficada (RAMOS, 2012). As autoridades ambientais e os órgãos fiscalizadores se esforçam para aplicar as leis, apreendendo estes animais, e aplicando medidas punitivas para os executores de tais crimes.

Neste contexto, foram criados por meio da Instrução Normativa 169 (IBAMA, 2008), Centros de triagem de animais silvestres (CETAS), que são responsáveis pelo recebimento, tratamento e destino de animais silvestres resgatados ou apreendidos por órgãos fiscalizadores. Estes animais podem ser destinados a criadouros, zoológicos e programas de soltura e reintrodução.

Através da Portaria do Instituto Estadual de Florestas (IEF) 182 (MINAS GERAIS, 2013), foi instituído o Projeto Áreas de Soltura de Animais Silvestres (ASAS), com o objetivo de cadastrar áreas de soltura de animais silvestres no Estado de Minas Gerais. Visando o retorno de grande parte dos animais silvestres apreendidos à natureza, o órgão ambiental realiza um processo de quarentena, triagem e reabilitação, onde são realizados exames clínicos, laboratoriais e marcação dos animais. O projeto cadastra áreas exclusivas para soltura de animais provenientes dos CETAS ou programas de revigoramento populacional e reintrodução autorizados pelo IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis.

De acordo com a Instrução Normativa 179 (BRASIL, 2008), as aves destinadas a soltura deverão passar quarentena de no mínimo, 30 dias, e por um exame clínico, e exames laboratoriais. Dentre os exames listados, são citados os exames coproparasitológicos, hemograma completo, pesquisa de hemoparasitas, e os exames confirmatórios incluem: exame para salmonelose, micoplasmose e clamidofilose, entre outros. Esses exames são importantes ferramentas para um programa de soltura responsável, visto que conhecer o *status* sanitário dos animais a serem soltos e pode evitar a introdução de patógenos em locais que não havia anteriormente.

Considerando a capacidade da arara-canindé de atuar no processo de manutenção de florestas e no controle germinativo de espécies vegetais (BAÑOS-VILLALBA; QUEVEDO; EDELAAR, 2017), a avaliação sanitária tem grande importância no delineamento de informações de dados infecciosos e sanitários de uma população (RUPLEY, 1997; JONES, 2015), o que se faz necessário durante o manejo pré-soltura de exemplares, de forma a aumentar a chance de sobrevivência dos indivíduos que retornaram à natureza e minimizar possíveis veiculações de doenças para as populações de vida livre do local.

Diante do exposto, o presente trabalho objetivou avaliar o estado sanitário de dez araras Canindé em reabilitação para soltura através da pesquisa de parasitoses, salmonelose, micoplasmose, clamidofilose, com a finalidade dar suporte a uma soltura responsável a estes animais.

1 **MATERIAIS E MÉTODOS**

2

3 *Aspectos éticos*

4 O presente estudo foi aprovado pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade
5 (SISBIO) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) sob autorização número
6 61510-1. A pesquisa foi protocolada sob número de protocolo de registo CEUA/UFU 0121/17 na Comissão
7 de Ética na Utilização de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Uberlândia.

8

9 *Local de coleta*

10 As coletas foram realizadas na Fazenda Beira Rio, no município de Araguari-MG, dez onze araras
11 Canindé adultas, de sexo indeterminado, clinicamente saudáveis, provenientes do CETAS-Belo Horizonte
12 estavam em reabilitação para soltura, já há um período de 12 meses, alojadas em um recinto, sob supervisão
13 do Instituto Estadual de Florestas (IEF), através do Projeto ASAS. A origem dessas aves antes de serem
14 enviadas para reabilitação não foi informada. Os animais estavam identificados por meio de anilhas
15 metálicas.

16 As aves se encontravam em viveiro com dimensões 9 x 5 x 3 m (comprimento, largura e altura
17 respectivamente), estruturado em tela metálica e madeira. O ambiente era dotado de artefatos de
18 enriquecimento ambiental, vegetação nativa, comedouros e bebedouros móveis em estrado superior e postos
19 ao solo, além de poleiros fixos e móveis de diversos tamanhos. O piso do ambiente consistia em terra.

20

21 *Coleta de amostras*

22 Os animais foram capturados por puçá dentro dos viveiros e imobilizados manualmente, por pessoal
23 treinado usando luvas de couro. A imobilização das aves foi feita conforme recomendado por Grespan e
24 Raso (2014), através do uso das mãos, de forma com que um polegar ficasse posicionado de um lado da
25 mandíbula, e o dedo indicador ou anular no outro; com a outra mão, as asas e pés foram segurados.

26 A colheita de sangue venoso foi realizada com agulha hipodérmica (13 mm x 4,5 mm) acoplada em
27 seringas de 3mL pela veia jugular direita, respeitando-se a coleta de no máximo 1% do peso vivo da ave
28 (RAMOS, 2012; SCHMIDT, 2014). O sangue colhido foi colocado em tubos com anticoagulante etileno-
29 diamino-tetra-acético (EDTA) e sem anticoagulante para posterior análise hematológica e sorológica,
30 respectivamente. As amostras foram colocadas sob refrigeração para transporte ao laboratório.

31 Amostras de fezes recém eliminadas no solo do viveiro foram colhidas, evitando-se amostras
32 contaminadas por palha, serragem, lama ou outros materiais estranhos. A seguir, foram acondicionadas em
33 recipientes limpos, sem conservantes, com tampas, formando um *pool* de fezes, e enviadas ao Laboratório de
34 Doenças Parasitárias (LADOP) da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal
35 de Uberlândia (FAMEV-UFU) em caixa térmica, com temperaturas entre 2°C e 8°C, para realização de
36 exames coproparasitológicos.

37 Para realização de PCR, foram coletados suabes cloacais que, imediatamente após as coletas, foram
38 acondicionados em tubos com solução tampão (PBS pH 7,2), e enviados ao laboratório, refrigerados entre

1 2°C e 8°C. Eles foram enviados ao Laboratório de Doenças Infectocontagiosas (LADOC) da FAMEV-UFU,
2 onde foram posteriormente congelados em temperatura de -20 °C para realização de PCR para *Clamydophila*
3 *psittaci*.

5 *Hematologia*

6 O sangue com anticoagulante (EDTA) foi enviado ao laboratório Mr Dog & Cat (Uberlândia, MG,
7 Brasil) para análise hematológica. Foi realizada contagem sanguínea por método manual conforme descrito
8 por Campbell (2015), usando câmara de Neubauer e corante Natt e Herrick. A determinação de hemoglobina
9 se deu por meio de um analisador bioquímico semiautomático e o hematócrito pela técnica de
10 microcentrifugação. Também foram enviados ao mesmo laboratório esfregaços sanguíneos, acondicionados
11 em laminário limpo, para realização de contagem diferencial pelo método Panótico Rápido conforme Brum
12 et al (2016).

14 *Exames sorológicos*

15 Os exames sorológicos foram realizados no LADOC, da FAMEV-UFU. O sangue colhido em tubos
16 sem anticoagulantes foi centrifugado, os soros colocados em microtubos de 2 mL, e guardados em uma
17 temperatura de -20°C, para posterior avaliação sorológica para *Salmonella* spp. Gallinarum e Pullorum,
18 *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma gallisepticum*, utilizando-se testes Antígeno PUL, Antígeno MS e
19 Antígeno MG, respectivamente, da marca INATA (Uberlândia, MG). Os testes foram executados conforme
20 descrito por Silva et al (2015).

22 *Exames coproparasitológicos*

23 Os exames parasitológicos foram realizados no LADOP, da FAMEV-UFU. As amostras de fezes
24 foram analisadas pelos métodos de flutuação e sedimentação, para pesquisa de ovos leves e pesados,
25 respectivamente. As técnicas utilizadas foram Willis (flutuação) e Hoffman, Pons e Janer (sedimentação),
26 conforme descrito por Sloss, Kwmp e Zajac (1999).

29 *PCR*

30 Os exames de PCR foram realizados no LADOC na FAMEV-UFU. O DNA das mostras foram
31 extraídos por protocolo de fervura recomendado pela OIE (2018).

32 Para realização do exame de PCR, foram utilizados os oligonucleotídeos iniciadores descritos por
33 Sachse et al. (2009) (Tabela 1). Uma alíquota de cada amostra de DNA foi usada como molde na reação de
34 amplificação, cujo volume final era de 20 µL, contendo: 200ng de DNA, 2µL de tampão 10X
35 (Phoneutria), 1µL de dNTP mix a 10mM (Phoneutria) , 1,0µL de MgCl₂ a 50mM (Phoneutria), 1µL
36 de cada iniciador externo a 10pmol, 0,2µL de Taq Polimerase a 5U/µL (Phoneutria) e água ultra
37 pura q.s.p. (Phoneutria).

1 As condições de amplificação foram as mesmas usadas por Vilela (2012). A visualização
2 dos produtos foi gerada por eletroforese em gel de agarose a 1,5% adicionada de corante gelRed®
3 10.000X diluída a 1:10000. Foram adicionados em cada amostra de 8 µL, 2µL do tampão de
4 amostra 2X (composto por 60% de glicerol, 10% de TBE 10X e azul de bromofenol). As condições
5 de eletroforese foram as mesmas de Vilela (2012).

6

7 *Análise estatística*

8 Após a obtenção dos resultados, os dados foram tabulados e foi realizada a estatística descritiva. As
9 análises estatísticas referentes a hematologia foram realizadas com o programa Bioestat 5.3.

10

11 **RESULTADOS E DISCUSSÃO**

12

13 *Parasitológicos*

14 Nenhum hemoparasita (0%) foi encontrado nas amostras analisadas.

15 O resultado difere do estudo de Ramos (2012), no qual foram realizados esfregaços de 96 araras
16 provenientes de zoológicos no Distrito Federal, e foram encontradas hemácias parasitadas em 4,16% (4/96)
17 dos animais. Brum et al. (2016) fizeram esfregaços de 86 aves silvestres da Ilha de Marambaia-RJ, e
18 encontraram parasitas em 12,8% de *Plasmodium* sp. Estes hemoparasitas necessitam de dípteros
19 hematófagos para completar seu ciclo (TAYLOR et al., 2016), e o resultado do presente estudo pode estar
20 relacionado ao baixo ou ausente número destes artrópodes no recinto.

21 Na análise coproparasitológica, foram encontrados ovos de *Capillaria* sp. na sedimentação e
22 flutuação. Como foi avaliado um pool de fezes, não foi possível avaliar o percentual de ovos encontrados por
23 arara. Em estudo de Gonçalves et al. (2009), em que os autores examinaram 207 amostras de várias espécies
24 de aves atendidas em laboratórios da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade
25 Estadual Paulista, ovos de *Capillaria* sp. foram encontrados em 4,8% das amostras positivas. Outros autores
26 encontraram *Capillaria* sp. em pesquisas em fezes de araras Canindé provenientes de zoológicos e CETAS
27 (SNAK et al, 2014; HOFSTATTER; GUARALDO, 2015; AYRES et al., 2016). Esta alta prevalência
28 depende de fatores relativos ao hospedeiro, como programas de vermifugação dos animais, e ao ambiente,
29 pela presença do hospedeiro intermediário (minhocas) (TAYLOR et al, 2016). No presente estudo, o piso do
30 viveiro é de terra, o que propicia a ocorrência de minhocas, o que pode levar ao fechamento do ciclo deste
31 parasita.

32

33 *Micoplasmose*

34 Nenhuma amostra dos animais (0%) foi reagente no teste sorológico para *Mycoplasma gallisepticum*
35 e *Mycoplasma synoviae*.

36 Gonçalves et al. (2013) pesquisaram 117 aves atendidas em laboratório da Faculdade de Medicina
37 Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista, em Botucatu, São Paulo. Das 117 aves, 8

1 soroconverteram na soroaglutinação rápida para *M. gallisepticum*, e nenhuma soroconverter no teste de *M.*
2 *synoviae*.

3 Diante dos resultados apresentados em pesquisas anteriores, esperava-se maior encontrar amostras
4 reagentes em sorologia. O resultado pode ser indicativo que o agente não circula na região estudada.
5 Segundo Carvalho et al. (2017), a micoplasmose é mais registrada em passeriformes, e a proximidade de
6 psitacídeos com estes animais facilitaria a transmissão do patógeno em centros de triagem e zoológicos. A
7 alta densidade populacional e fatores estressantes também podem contribuir para disseminação do agente
8 (MARQUES, 2014). As aves estudadas nesta pesquisa já estavam alojadas em recinto de reabilitação
9 adequado para a quantidade de animais, o que reduz os fatores estressante.

10 De acordo com o PNSA, os estabelecimentos avícolas devem estar sob vigilância com plantéis livres
11 de *M. gallisepticum*, *M. synoviae* e *M. meleagridis* (BRASIL, 2001), o que torna a vigilância deste patógeno
12 na avicultura industrial bastante eficiente, e pode explicar a ausência de resultados positivos.

13

14 *Salmonelose*

15 Nenhuma amostra (0%) foi reagente no teste sorológico para *Salmonella Pullorum* e *Gallinarum*.

16 Donatti (2012) encontrou 5 (12,5%) de 40 araras Canindé reagentes no teste de soroaglutinação
17 rápida para *Salmonella* spp. *Pullorum/Gallinarum*, provenientes de criadouros, mantenedouros de fauna e
18 Estação Ecológica em MG. Gonçalves et al. (2013) pesquisaram 117 aves em reabilitação alojadas em
19 Botucatu, São Paulo, e 2 soroconverteram na soroaglutinação rápida para *Salmonella* spp. De *Ara ararauna*
20 foram coletadas de 3 animais, com todos os resultados negativos.

21 Os relatos descritos são de baixa ocorrência desta doença em animais silvestres (ALLGAYER, 2008;
22 DONATTI, 2012; GONÇALVES et al., 2013). A preocupação e constante vigilância dos órgãos
23 governamentais através do Plano Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) para o controle por conta da
24 avicultura industrial, estabelecendo testes para monitoramento dos plantéis pode influenciar nesta baixa
25 prevalência (BRASIL, 2003).

26

27 *Clamidofilose*

28 Nenhuma amostra (0%) resultou em PCR positivo para *Chlamydophila psittaci*.

29 Vasconcelos (2016), ao analisar 46 araras-canindés pertencentes ao CETAS – Rio de Janeiro, obteve
30 resultado de PCR de suabes cloacais positivos em 50% das amostras (23 animais). Os registros de pesquisas
31 realizadas em Minas Gerais demonstram alta concentração de psitacídeos positivos para clamidofilose
32 (CARVALHO et al., 2012; VILELA, 2012). Isso motiva uma preocupação de que a *C. psittaci* pode ser
33 veiculada, principalmente em centros de triagem e reabilitação, onde há aglomeração desses animais.
34 Entretanto, no presente estudo, não houve resultados positivos.

35 Donatti (2012) testou por PCR 216 amostras de psitacídeos para *C. psittaci* provenientes de um
36 criadouro comercial, dois mantenedouros de fauna e na Estação Ecológica de PETI-CEMIG em Minas
37 Gerais. Onze amostras (5,09%) foram positivas, sendo uma de arara canindé. O autor cita que as medidas
38 preventivas, tais como quarentena antes de introdução dos animais, e a falta de estado estressante para as

1 aves nesses locais são fatores cruciais para a não disseminação da doença. Como os animais do presente
2 estudo são provenientes do mesmo CETAS, e que permaneceram juntos por mais de 12 meses, em um
3 mesmo recinto, não submetidos a manejos estressantes com frequência, pode se justificar a ausência da
4 doença.

5

6 *Hematologia*

7 Os resultados do eritrograma estão descritos na Tabela 2 e foram comparados com o padrão para Ara
8 ararauna, segundo Campbell (2010). Foi observada a elevação na concentração de eritrócitos, hemoglobina e
9 hematócrito, em dois animais (20%), caracterizando-se como policitemia.

10 Segundo Almosny e Monteiro (2006), comumente os casos de policitemia em aves, advém do
11 processo de estresse ou desidratação dos exemplares. Desta forma, também associou-se esses resultados ao
12 estresse agudo, sofrido pelos espécimes no momento da contenção e coleta de amostras biológicas. Segundo
13 Ramos (2012) em recintos grandes, as capturas das aves permitem que elas se esforcem mais, fisicamente, no
14 processo de fuga, o que pode resultar em eritrocitose relativa à excitação ou ansiedade, estimulando a
15 liberação de catecolaminas (RAMOS, 2012).

16 Devido as aves em estudo pertencerem à projeto de reabilitação para soltura, o recinto de maior
17 tamanho contribui para o aprendizado ao vôo, interação e exploração da área interna no viveiro.
18 Adicionalmente, as mesmas estavam sendo treinadas para dessensibilizarão ao contato humano, o que
19 tornava o processo de contenção com maior potencial de estresse para os espécimes e refletindo nos
20 resultados apresentados.

21 Contudo, os valores hematimétricos de aves sofrem influencia estacionária. No período pré-
22 acasalamento, os valores de eritrócitos, hematócrito, hemoglobina e CHCM tendem a aumentar mais nas
23 fêmeas em relação aos machos (CAMPBELL, 2015). Todavia, a espécie *Ara ararauna* não apresenta
24 dimorfismo sexual, e não foram realizados exames de sexagem nos exemplares do presente estudo, o que
25 inviabilizou a avaliação da variação de valores hematológicos ligadas ao sexo.

26 Em relação aos parâmetros leucocitários (Tabela 3), sete animais apresentaram heterofilia (70%),
27 dois manifestaram monocitose (20%) e sete obtiveram linfopenia (70%), sendo que quatro dessas aves
28 exibiram concomitantemente heterofilia e linfopenia. Dentre as causas de heterofilia estão o aumento no
29 consumo dessas células devido a processos infecciosos, como a infecção por *Chlamydomphila* e o estresse
30 (CAMPBELL, 2015). Não tão distante, a linfopenia pode ser resultado de infecções virais, supressão da
31 medula óssea e doenças que causam lesões a bursa, ossos (JONES, 2015), ou ainda em respostas ao aumento
32 sérico de glicocorticoides endógenos ou exógenos (MITCHELL; JOHNS, 2008).

33 Caso não haja associação com manifestações infecciosas, como ocorrido neste estudo, é possível
34 correlacionar os achados leucocitários ao estresse das aves no momento da captura. Sobretudo esses
35 resultados refletem a ação dos corticosteroides endógenos sobre a população de células brancas do sangue,
36 no que tange a leucopenia em associação à linfopenia (DAVIS; MANEY; MAERZ, 2008), apresentada por
37 alguns espécimes deste estudo.

1 A eosinofilia foi observada em todas os animais (100%). A elevação sérica destas células pode
2 indicar processos parasitários, como o parasitismo por giárdia, áscaris e cestódeos (FUDGE, 1997),
3 processos de hipersensibilidade respiratória e dermatites alérgicas (JUNGHANNS, 2007). Com isso, a
4 demonstração de *Capillaria* sp. no exame coproparasitológico sugere endoparasitismo dos exemplares, no
5 entanto, a associação direta deste agente à eosinofilia não possa ser afirmada concisamente, uma vez que o
6 pool fecal não indica necessariamente infecção individual.

7 Na atualidade pouco se conhece sobre o real status epidemiológico das endoparasitoses de *Ara*
8 *araruna* em vida livre (SAIDENBERG et al., 2015), além disso, protocolos de vermifugação em aves para
9 este fim são realizados com cautela, a fim de evitar a perda da resistência natural das aves à parasitos
10 comumente encontrados no habitat natural (SANTOS et al., 2015).

11 Por outro lado, vale ressaltar a relevância da eosinofilia apresentada neste estudo para novas
12 pesquisas envolvendo espécimes de *Ara araruna* destinadas a soltura. Considerando-se que estudos
13 hematológicos retratando a situação local das aves são essenciais para programas de conservação da avifauna
14 silvestre (VILA, 2015), estes resultados assumem importância considerável, uma vez que podem ser
15 utilizados como referência para espécimes de arara-canindé destinadas a natureza.

16 17 **CONCLUSÃO**

18 As araras Canindé em reabilitação para soltura não apresentaram nenhuma doença infecciosa
19 estudada neste trabalho (salmonelose, micoplasmose, clamidofilose). Nas amostras fecais foram encontrados
20 ovos de *Capillaria* sp., que refletiu no leucograma das aves, remetendo existência de hospedeiros
21 intermediários completando o ciclo do agente. Na hematologia, apresentaram sinais de estresse.

22 Este estudo permitiu concluir que as araras estão aptas para soltura, depois de vermifugadas.

23 24 **AGRADECIMENTOS**

25 Os autores agradecem a médica veterinária mestre Juliana Magnino, e ao Instituto Estadual de
26 Florestas (IEF), por fornecer as amostras e financiar os insumos utilizados para a execução do projeto.

27 28 **REFERÊNCIAS**

29 ALLGAYER, M. C.; ROSA, C. A. V. L.; WEIMER, T. A.; RODENBUSCH, C. R.; PEREIRA, R. A.;
30 STRECK, A. F.; OLIVEIRA, S. D.; CANAL, C. W. Molecular diagnosis of *Salmonella* species in captive
31 psittacine birds. **Veterinary Record**, v. 162, p. 816-819, 2008.

32
33 ALMOSNY, N. R. P.; MONTEIRO, A. O. Patologia Clínica. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-
34 DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2006.

35
36 AYRES, M. C. C. ; PEIXOTO, M. S. R.; SILVA, W. B.; GOMES, D. M.; NUNES, O. C.; BORGES, K .B.;
37 MORAES NETO, M. A., ALMEIDA, M. A. O. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em Psitacídeos,
38 mantidos em Parque Ecológico na região metropolitana de Salvador, Bahia. **Revista Brasileira de Medicina**
39 **Veterinária**, v.38, n.2, p.133-136, 2016.

- 1 BAÑOS-VILLALBA, A.; QUEVEDO, D. P.; & EDELAAR, P. Positioning behavior according to individual
2 color variation improves camouflage in novel habitats. **Behavioral Ecology**, v. 29, n. 2, p.404-410, 2017.
3
- 4 BRASIL. Instrução Normativa SDA N 44 de 23 de maio de 2001. Anexo Normas técnicas para controle e
5 certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas para micoplasmose aviária (*Mycoplasma gallisepticum*,
6 *Mycoplasma synoviae* e *Mycoplasma melleagridis*). Diário oficial da união, Brasília, DF, p. 68, 24 de agosto
7 de 2001.
8
- 9 BRASIL. Instrução Normativa 78 de 3 de novembro de 2003. Normas técnicas para controle e certificação
10 de núcleos e estabelecimentos avícolas livres de *Salmonella Gallinarum* e *Salmonella Pullorum* e livres ou
11 controlados para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. Diário Oficial da União, Brasília, DF,
12 p. 3, 5 de novembro de 2003.
13
- 14 BRASIL. Instrução Normativa 179, de 25 de junho de 2008. Definir diretrizes e procedimentos para
15 destinação dos animais da fauna silvestre nativa e exótica apreendidos, resgatados ou entregues
16 espontaneamente às autoridades competentes. Diário oficial da União, 27 de abril de 2008.
17
- 18 CAMPBELL, T. W. Hematology of pittcines. In: WEISS, D. J.;WARDROP, J. K. (Eds) **Schalm's**
19 **veterinary hematology**. 6 ed. Iowa: Blackwell, 2010.
20
- 21 CAMPBELL, T. W. Hematologia e bioquímica de aves. In: THRALL, M. A. (Ed). Hematologia e
22 bioquímica clínica veterinária. São Paulo: Roca, 2015.
23
- 24 CARVALHO, A. M.; ANDRADE M. A. ; JAYME V. S. ; LINHARES, G. F. C. Pesquisa de *Mycoplasma*
25 em aves da família Psittacidae mantidas em diferentes cativeiros no Brasil Central. **Pesquisa veterinária**
26 **brasileira**, v. 37, p. 1159-1164, 2017.
27
- 28 DAVIS, A. K.; MANEY, D. L. ; MAERZ, J. C. The use of leukocyte profiles to measure stress in
29 vertebrates: a review for ecologists. **Functional Ecology**, v.. 22, p. 760-772, 2008.
30
- 31 DONATTI, R. V. Avaliação sanitária de psittaciformes em cativeiro no Estado de Minas Gerais, no período
32 de 2010-2012.) Dissertação – Mestrado em Ciência Animal, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo
33 Horizonte, 2012.
34
- 35 FUDGE, A. M. Avian clinical pathology: hematology and chemistry. In: ALTMAN, R. B. **Avian medicine**
36 **and surgery**.1. ed. Philadelphia: Elsevier, 1997.
37
- 38 GONÇALVES, G. A. M.; MARTINS, T. F.; LIMA, E. T.; LOPES, R. S.; FILHO, R. L. A. Prevalência de
39 endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia
40 e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu-SP. Nota científica. **Ciência**
41 **Animal Brasileira**, v. 10, n 1, p. 349-354, 2009.
42
- 43 GONÇALVES, G. A. M. ; ALMEIDA, S. M.; CAMOSSI, L. G.; LANGONI, H.; ANDREATTI FILHO, R.
44 L. Avaliação sorológica de Parainfluenzavirus Tipo 1, *Salmonella* spp., *Mycoplasma* spp. E *Toxoplasma*
45 *gondii* em aves silvestres. **Ciência Animal Brasileira**, v. 14, n. 4, 2013.
46
- 47 GRESPAN, A.; RASO, T. F. Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). In:
48 CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens-Medicina**
49 **Veterinária**. São Paulo: Roca, 2014.
50
- 51 IBAMA. Instrução normativa nº 169, de 20 de fevereiro de 2008. Institui e normatiza as categorias de uso e
52 manejo da fauna silvestre em cativeiro em território brasileiro, visando atender às finalidades socioculturais,
53 de pesquisa científica, de conservação, de exposição, de manutenção, de criação .Disponível em:
54 <http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=585>. Acesso em: 21 fev. 2018.
55

- 1 IUCN. The IUCN red list of threatened species. 2018. Disponível em:
 2 <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T22685539A131917270.en>. Acesso em 05 jun.
 3 2020.
 4
- 5 HOFSTATTER, P. G.; GUARALDO, A. M. A. Parasitological survey on birds at some selected brazilian
 6 zoos. **Brazil Journal of Veterinaria Parasitology**, v. 24, n 1, p. 87-91, 2015.
 7
- 8 JONES, M. P. Avian hematology. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 18, p.
 9 51-61, 2015.
 10
- 11 JUNGHANN, M. K. Aids to diagnosis In: Coles, B. H. (Ed). **Essentials of avian medicine and surgery**. 3
 12 ed. Iowa: Blackwell Science, 2007.
 13
- 14 MINAS GERAIS. Instituto Estadual de Florestas. Portaria 182 de 9 de dezembro de 2013. Institui o Projeto
 15 Áreas de Soltura de Animais Silvestres – ASAS. Diário Oficial Estado de Minas Gerais, MG, 10 de
 16 dezembro de 2013.
 17
- 18 MITCHELL, E B.; JOHNS, J. Avian Hematology and Related Disorders. *Veterinary Clinics Exotic Animal*.
 19 v.11, n. 3, p. 501-522, 2008.
 20
- 21 OIE - World Organization for Animal Health. Chapter 3.3.5. Avian Mycoplasmosis (*Mycoplasma*
 22 *gallisepticum*, *M. synovial*). In: OIE - World Organization for Animal Health. **Manual of Diagnostic Tests**
 23 **and Vaccines for Terrestrial Animals 2019**. Disponível em:
 24 https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/3.03.05_%20AVIAN_MYCO.pdf. Acesso
 25 em 03 Jun. 2020.
 26
- 27 RAMOS, R. R. **Estudo de infecção por *Plasmodium* spp. em araras mantidas em cativeiro no DF.** (99f)
 28 Dissertação – Mestrado em Saúde Animal, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade
 29 de Brasília, Brasília, 2012.
 30
- 31 RUPLEY, A. E. **Manual of avian practice**. 1. Ed. Texas: Saunders, 1997.
 32
- 33 SACHSE, K.; LAROCAU, K.; VORIMORE, F. et al. DNA microarray genotyping of *Chlamydophila*
 34 *psittaci* strains from culture and clinical samples. **Veterinarian Microbiology**, v. 135, p. 22- 30, 2009.
 35
- 36 SAIDENBERG, A. B.; GILARDI, J. D.; MUNN, C. A.; KNOBL, T. Evaluation of fecal gram stains and
 37 prevalence of endoparasites in free-living macaws. **Atlas de saúde ambiental**, v. 3, n. 3, p. 3- 11, 2015.
 38
- 39 SANTOS, P. M. S.; SILVA, S. G. N., FOSENCA, C. F.; OLIVEIRA, J. B. Parasitos de aves e mamíferos
 40 silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 788- 794,
 41 2015.
 42
- 43 SCHMIDT, E. M. S. Patologia Clínica em Aves. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L.
 44 **Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2014.
 45
- 46 SILVA, C. B. C; CHAGAS, W. F.; SANTOS, R. F.; GOMES, R. L.; GANDA, M. R.; LIMA, A. M. C.
 47 Seroprevalence of *Salmonella* and *Mycoplasma* in commercial broilers, backyard chickens, and spent hens in
 48 the region of Triângulo Mineiro, State of Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.
 49 17, n. 1, p.57-62,2015.
 50
- 51 SLOSS, M. W.; KWAMP, R. L.; ZAJAC, A. M. **Parasitologia clínica veterinária**. 6 ed. São Paulo: Editora
 52 Manole, 1999.
 53
- 54 SNAK, A.; LENZI, P. F.; AGOSTINI, K. M.; DELGADO, L. E.; MONTANUCCI, C. R.; ZABOTT, M. V.
 55 Análises coproparasitológicas de aves silvestres cativas. **Ciência animal brasileira**, v. 15, n 4, p. 502-507,
 56 2014.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. **Parasitologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 3 ed., 2016.

VASCONCELOS, T. C. B.; NOGUEIRA, D. M.; PEREIRA, V. L. A.; NASCIMENTO, E. R.; BRUNO, S. F. *Chlamydia psittaci* in captive blue-and-gold macaws (*Ara ararauna*) in a triage center of wild animals in Brazil. **Revista brasileira Ciências Veterinárias**, v.23, n 1-2, p. 37-41, 2016.

VILA L. G. Midazolam no estresse por contenção em aves silvestres. Goiânia, GO. Dissertação -Mestrado em ciência animal, Programa de Pós- Graduação em Saúde Animal, Universidade Federal de Goiás, 2015.

VILELA, D. A. R. Diagnóstico de situação dos animais silvestres recebidos no CETAS brasileiros e *Chlamydochlamydia psittaci* em papagaios (*Amazona aestiva*) no CETAS de Belo Horizonte, MG. (107 f) Tese – Doutorado em Ciência Animal, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2012.

Tabela 1. Primers para identificação de *Chlamydochlamydia psittaci*

Nome do oligo	Sequência (5'-3')	Tamanho (pb)	Fonte
VD1-f	ACTACGGAGATTATGTTTTTCGATCGTGT	418	Sachse et al. (2009)
VD2-r	CGTGCACCYACGCTCCAAGA		

Tabela 2. Resultado de eritrograma em amostras sanguíneas de Araras Canindé (*Ara ararauna*) em reabilitação na cidade de Araguari- MG

Arara	CTE (10 ⁶ /mm ³)	HGB (g%)	VG (%)	VCM (μm ³)	HCM (pg)	CHCM (%)
10	3,86	18	48	124	46,6	37,5
63	4,13	17	51	123	41,2	33,3
97	3,28	15	43	131	45,7	34,9
110	3,84	17	50	130	44,3	34
205	3,69	17	48	130	46,1	35,4
218	3,34	13	44	132	38,9	29,5
457	4,15	19	54	130	45,8	35,2
588	2,92	13	38	130	44,5	34,2
678	4,7	18	53	113	38,3	34
706	3,65	16	47	129	43,8	34
Referência	2,10- 4,10	11,7-17	31,5-51,8	102- 199	—	28,1-43-5
Mínimo	2,92	13	38	113	38,3	29,5
Máximo	4,7	19	54	132	46,6	37,5
Média	3,756	16,3	47,6	127,2	43,52	34,2
DP	0,572	2,06	7,09	5,788	3,013	2,023

Referência: Campbell, (2010)

Legenda: CTE = Contagem total de eritrócitos, VG = Volume globular, VCM = Volume corpuscular médio, CHCM = Concentração de hemoglobina corpuscular média, HGB = Hemoglobina, HCM = Hemoglobina corpuscular média, DP = Desvio padrão.

1 Tabela 3. Resultado de leucograma em amostras sanguíneas de Araras Canindé (*Ara ararauna*) em

Arara	LeuT	Het	Eos	Bas	Mon	Linf	Tromb
10	17500	12950	350	0	0	4200	25570
63	12250	9555	735	0	0	1897.5	15750
97	8000	4880	400	0	240	2560	13000
110	13750	8937.5	550	0	412.5	3850	15250
205	17250	11040	862.5	0	517.5	4830	18500
218	10750	6880	967.5	0	0	2902.5	13750
457	14000	9660	980	140	0	3220	15750
588	12250	8575	367.5	245	0	3062.5	13500
678	7500	5175	300	0	150	1875	12500
706	8000	4000	480	0	320	3200	17750
Referência	1.700- 36.000	1.300-6.000	0-200	0-200	0-200	3.600- 8.400	20.000-30.000
Mínimo	7.500.0	4000.0	300.0	0.0	0.0	1875.0	12500.0
Máximo	17500.0	12950.0	980.0	245.0	517.5	4830.0	25570.0
Média	12125.0	8165.3	599.3	38.5	164.0	3159.8	16132.0
DP	3631.0	2883.4	264.6	84.9	197.6	944.7	3858.2

2 reabilitação na cidade de Araguari- MG

3 Referência: Campbell, (2015)

4 Legenda: LeuT = Leucócitos totais, Het = Heterófilos, Eos = Eosinófilos, Bas = Basófilos, Mon = Monócitos, Linf =
5 Linfócitos, Tromb = Trombócitos, DP = Desvio Padrão.

6