

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO

PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS - PPGVET

ICARO SERGIO MAGALHÃES ROCHA

**DETECÇÃO MOLECULAR DO VÍRUS DA DOENÇA DO BICO E DAS PENAS DOS  
PSITACÍDEOS E *CHLAMYDIA PSITTACI* EM AVES SILVESTRES DE VIDA LIVRE  
E EM CATIVEIRO NO ESTADO DE MATO GROSSO, BRASIL**

Cuiabá – MT

2023

ICARO SERGIO MAGALHÃES ROCHA

DETECÇÃO MOLECULAR DO VÍRUS DA DOENÇA DO BICO E DAS PENAS DOS  
PSITACÍDEOS E *CHLAMYDIA PSITTACI* EM AVES SILVESTRES DE VIDA LIVRE  
E EM CATIVEIRO NO ESTADO DE MATO GROSSO, BRASIL

Tese apresentada ao Programa de Pós-  
graduação em Ciências Veterinárias da  
Faculdade de Medicina Veterinária, da  
Universidade Federal de Mato Grosso,  
para a obtenção do título de Doutor em  
Medicina Veterinária, área de  
concentração: Sanidade Animal.

Orientador: Prof. Dr. Luciano Nakazato

Cuiabá – MT

2023

## Dados Internacionais de Catalogação na Fonte.

R672d Rocha, Icaro Sergio Magalhães.  
Detecção molecular do vírus da doença do bico e das penas dos psitacídeos e Chlamydia psittaci em aves silvestres de vida livre e em cativeiro no estado de Mato Grosso, Brasil. [recurso eletrônico] / Icaro Sergio Magalhães Rocha. -- Dados eletrônicos (1 arquivo : 91 f., il. color., pdf). -- 2023.

Orientador: Luciano Nakazato.  
Coorientadora: Valéria Dutra.  
Tese (doutorado) - Universidade Federal de Mato Grosso, Faculdade de Agronomia, Medicina Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Cuiabá, 2023.

Modo de acesso: World Wide Web: <https://ri.ufmt.br>.  
Inclui bibliografia.

1. *Ramphastidae*. 2. Circovirus. 3. Chlamydia. 4. vida livre. I. Nakazato, Luciano, *orientador*. II. Dutra, Valéria, *coorientador*. III. Título.

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Permitida a reprodução parcial ou total, desde que citada a fonte.



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO**  
**PRÓ-REITORIA DE ENSINO DE PÓS-GRADUAÇÃO**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS**  
**FOLHA DE APROVAÇÃO**

**TÍTULO:** Detecção molecular do vírus da doença do bico e das penas dos psitacídeos e *Chlamydia psittaci* em aves silvestres de vida livre e em cativeiro no estado de Mato Grosso, Brasil.

AUTOR: Doutorando Icaro Sergio Magalhães Rocha

Tese defendida e aprovada em 15 de setembro de 2023.

**COMPOSIÇÃO DA BANCA EXAMINADORA**

Doutor Luciano Nakazato (Presidente Banca / Orientador)

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso

Doutora Caroline Argenta Pescador (Examinadora Interna)

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso

Doutora Rosa Helena dos Santos Ferraz (Examinadora Interna)

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso

Doutora Laila Natasha Santos Brandão (Examinadora Externa)

Instituição: Instituto Federal de Federal de Mato Grosso (IFMT)

Doutor Álvaro Felipe de Lima Ruy Dias (Examinador Externo)

Instituição: Universidade de Cuiabá (UNIC)

Doutor Edson Moleta Colodel (Examinador Suplente)

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso

---

Cuiabá, 15 de setembro de 2023.



Documento assinado eletronicamente por **Alvaro Felipe de Lima Ruy Dias, Usuário Externo**, em 19/09/2023, às 12:40, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no § 3º do art. 4º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Luciano Nakazato, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso**, em 20/09/2023, às 17:58, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no § 3º do art. 4º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Laila Natasha Santos Brandão, Usuário Externo**, em 21/09/2023, às 16:13, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no § 3º do art. 4º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Rosa Helena Dos Santos Ferraz, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso**, em 21/09/2023, às 18:10, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no § 3º do art. 4º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Caroline Argenta Pescador, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso**, em 25/09/2023, às 12:06, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no § 3º do art. 4º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site [http://sei.ufmt.br/sei/controlador\\_externo.php?acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_a\\_cesso\\_externo=0](http://sei.ufmt.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_a_cesso_externo=0), informando o código verificador **6174276** e o código CRC **82746771**.

## RESUMO

As aves desempenham um papel fundamental na avaliação da qualidade do ambiente e são essenciais para a identificação de áreas que devem ser preservadas. Elas são altamente sensíveis às mudanças ambientais, e sua diversidade de espécies e ocupação de habitats as tornam um dos grupos mais estudados na região neotropical. No entanto, as atividades ilegais envolvendo as aves selvagens representa um grande risco para a transmissão de doenças, já que as aves podem estar expostas a agentes infecciosos e condições inadequadas. A abordagem de *One Health* é uma estratégia colaborativa e transdisciplinar que reconhece a interconexão entre pessoas, animais, plantas e o ambiente compartilhado. Resgatar essas aves com o objetivo de reabilitação e reintrodução requer a identificação de agentes infecciosos, tanto por razões de saúde pública quanto para evitar a introdução de patógenos exóticos em populações selvagens. Dentre os patógenos de importância na saúde das aves podemos destacar a doença do bico e das penas de psitacídeos (PBFD), causada pelo *Beak and feather disease virus* (BFDV) ou Psittacine Circovirus, é uma doença que afeta principalmente aves da ordem Psitaciforme e pode levar à distrofia das penas e imunossupressão. A PBFD tem uma ampla distribuição geográfica. Além da *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*), bactéria causadora da clamidiose em aves domésticas e silvestres, principalmente psitacídeos. Podendo ser encontrada em várias espécies de aves e é uma doença disseminada, causando perdas econômicas na indústria avícola e representando um risco zoonótico para os humanos. Nesse trabalho foi evidenciada a presença de BFDV e *Chlamydia* sp. em 67,8% (42/62) e 75,8% (47/62) dos animais, respectivamente, a partir da detecção utilizando a técnica de Reação em cadeia da polimerase em Tucano-toco (*Ramphastos toco*) Araracanga (*Ara macao*) e Arara Canindé (*Ara ararauna*) aves silvestres de vida livre e de cativeiro. O BFDV e a *C. psittaci* podem ser dispersos por aves infectadas, contribuindo para a disseminação da doença e a detecção desses patógenos em aves silvestres pode ser desafiadora. A preservação das aves é importante para a manutenção do meio ambiente e a avaliação da qualidade ambiental. Contudo o tráfico de aves selvagens pode representar um risco para a saúde pública devido à transmissão de doenças. A abordagem de *One Health* é recomendada para lidar tanto com doenças zoonóticas, como a clamidiose, quanto com a BFDV que podem afetar aves neotropicais e ter impactos na conservação de espécies.

Palavras-chave: *Ramphastidae*, Circovirus, *Chlamydia*, vida livre.

## ABSTRACT

Birds play a key role in assessing the quality of the environment and are essential for identifying areas that need to be preserved. They are highly sensitive to environmental changes, and their species diversity and habitat occupancy make them one of the most studied groups in the neotropical region. However, illegal activities involving wild birds pose a significant risk for disease transmission, as birds can be exposed to infectious agents and inadequate conditions. The One Health approach is a collaborative and transdisciplinary strategy that recognizes the interconnectedness between people, animals, plants, and the shared environment. Rescuing these birds for rehabilitation and reintroduction requires the identification of infectious agents, both for public health reasons and to prevent the introduction of exotic pathogens into wild populations. Among the pathogens of importance in bird health, we can highlight Psittacine Beak and Feather Disease (PBFD), caused by the Beak and Feather Disease Virus (BFDV), a circovirus. It primarily affects birds of the Psittaciformes order and can lead to feather dystrophy and immunosuppression. PBFD has a wide geographic distribution. In addition to *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*), the bacterium responsible for chlamydiosis in domestic and wild birds, especially psittacines. It can be found in various bird species and is a widespread disease, causing economic losses in the poultry industry and representing a zoonotic risk for humans. This study demonstrated the presence of BFDV and *Chlamydia* sp. in 67.8% (42/62) and 75.8% (47/62) of the animals, respectively, through detection using the Polymerase Chain Reaction technique in Toco Toucan (*Ramphastos toco*), Scarlet Macaw (*Ara macao*), and Blue-and-Yellow Macaw (*Ara ararauna*), both free-living and captive wild birds. BFDV and *C. psittaci* can be spread by infected birds, contributing to disease dissemination, and detecting these pathogens in wild birds can be challenging. Preserving birds is important for environmental maintenance and the assessment of environmental quality. However, the illegal trade of wild birds can pose a risk to public health due to disease transmission. The One Health approach is recommended to address both zoonotic diseases, such as chlamydiosis, and BFDV, which can affect neotropical birds and have impacts on species conservation.

Keywords: *Ramphastidae*, Circovirus, *Chlamydia*, wildlife.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

<b>Figura 1</b> – Representação de <i>One Health</i> e a interconexão de animais, pessoas e meio ambiente dentro dos contextos sociais, econômicos e políticos que podem promover ou inibir o bem-estar.....	11
<b>Quadro 1</b> – Elementos-chave de uma colaboração intersetorial eficaz.....	12
<b>Quadro 2</b> – Principais Circovirus de aves.....	13
<b>Figura 2</b> – Ligações epidemiológicas e padrões de movimento viral inferidos a partir de análises filogeográficas e conjunto de dados.....	14
<b>Figura 3</b> – Representação esquemática do genoma do BFDV. As ORFs são marcadas de acordo com sua localização na fita viral ou complementar. Principais ORFs que codificam a proteína Rep (ORF V1) e a proteína do capsídeo (ORF C1) .....	17
<b>Figura 4</b> – Recinto coberto, telado, com presença de bebedouros e comedouros destinado aos psitacídeos.....	26
<b>Figura 5</b> – Contenção física manual com a utilização de luvas de raspa de couro.....	27
<b>Figura 6</b> – Coleta de amostra de sangue por venopunção em Araracanga ( <i>Ara macao</i> ) .....	28



## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b> – Detecção de BFDV e <i>Chlamydia</i> sp. por PCR em aves no estado de Mato Grosso, ano de 2020.....	31
<b>Tabela 2</b> – Distribuição de animais que testaram positivo em relação ao total de animais investigados para cada patógeno e tipo de amostra.....	33
<b>Tabela 3</b> – Distribuição de alterações hematológicas e detecção de patógenos em <i>Ara ararauna</i> e detecção de BFDV e <i>Chlamydia</i> sp.....	34

## **LISTA DE ABREVIATURAS**

BFDV	Beak and feather disease virus
CETAS	Centro de Triagem de Animais Silvestres
CRAS	Centro de Reabilitação de Animais Silvestres
PBFD	Psittacine beak and feather disease
PCR	Polymerase Chain Reaction
SEMA	Secretaria Estadual de Meio Ambiente

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>12</b>
<b>2</b>	<b>REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>14</b>
<b>2.1</b>	<b><i>One Health</i> .....</b>	<b>14</b>
<b>2.2</b>	<b>Circovírus – Vírus da doença do bico e das penas .....</b>	<b>17</b>
2.2.1	Morfologia.....	18
2.2.2	Epidemiologia .....	19
2.2.3	Manifestações Clínicas.....	20
2.2.4	Transmissão .....	21
2.2.5	Diagnóstico.....	22
<b>2.3</b>	<b><i>Chlamydia psittaci</i>.....</b>	<b>23</b>
2.3.1	Morfologia.....	25
2.3.2	Epidemiologia .....	25
2.3.3	Manifestação Clínica .....	27
2.3.3.1	Patogenia .....	27
2.3.4	Transmissão .....	28
2.3.5	Diagnóstico.....	29
<b>3</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>31</b>
<b>3.1</b>	<b>Amostras.....</b>	<b>31</b>
<b>3.2</b>	<b>Autorizações .....</b>	<b>32</b>
<b>3.3</b>	<b>Contenção das aves.....</b>	<b>32</b>
<b>3.4</b>	<b>Processamento das amostras.....</b>	<b>34</b>
3.4.1	Técnicas Moleculares.....	34
3.4.2	Análise hematológica .....	35
3.4.3	Estatística .....	35
<b>4</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>36</b>
<b>5</b>	<b>DISCUSSÃO .....</b>	<b>40</b>
<b>6</b>	<b>CONCLUSÃO .....</b>	<b>44</b>
	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>45</b>
	<b>APÊNDICE .....</b>	<b>58</b>
	<b>ANEXO.....</b>	<b>89</b>

## 1- INTRODUÇÃO

As aves desempenham um papel crucial na avaliação da qualidade do ambiente e são fundamentais para a identificação de áreas a serem preservadas, devido à sua diversidade de espécies, ampla ocupação de habitats e diferentes níveis tróficos, além de serem altamente sensíveis às mudanças ambientais. A maioria das espécies possui um comportamento facilmente identificável e distintivo, o que, juntamente com a rapidez e eficiência da amostragem, torna as aves um dos grupos mais bem estudados na região neotropical (KATTAN, ALVAREZ-LOPEZ, et al., 1994, STOTZ, INTERNATIONAL, et al., 1996, TUBELIS, CAVALCANTI, 2000, MARINI, 2001, EKEN, BENNUN, et al., 2004).

O tráfico de aves selvagens representa maior risco de veiculação e transmissão de doenças infecciosas quando comparado a aves nascidas em cativeiro devido à exposição a outras aves acometidas de forma subclínica, imunossupressão induzida pelo estresse e as condições inadequadas que esses animais são submetidos (BRIGHTSMITH, HILBURN, et al., 2005, WESTON, MEMON, 2009, BLANCO-PEÑA, NIEHAUS, et al., 2013, ARAÚJO, ANDERY, et al., 2015).

As doenças infecciosas, sejam de origem viral ou bacteriana, são consideradas de grande importância na sanidade de animais mantidos em cativeiro. Ocasionalmente estão relacionadas a ocorrência de morte súbita, são difíceis de serem tratadas e controladas. Podem ocorrer na forma de infecções latentes, persistentes e assintomáticas, dificultando o controle e facilitando a disseminação (AZEVEDO, 2014).

Entre as doenças virais importantes, que acometem principalmente os psitacídeos, destaca-se a doença do bico e das penas dos psitacídeos. Descrita por causar anormalidade de penas, que prejudica o voo das aves. Afeta mais comumente filhotes de pássaros, os sintomas clássicos incluem perda simétrica de contorno, cauda e penas que são subsequentemente substituídas por penas distróficas e necróticas que deixam de crescer após a emergência do folículo (PASS, PERRY, 1984, RITCHIE, B W, NIAGRO, LATIMER, STEFFENS, PESTI, LUKERT, 1991).

Clinicamente os animais podem apresentar letargia, diarreia e imunossupressão, que são variáveis individualmente, além de deformidade de bico, alongamento anormal e necrose palatina também são sintomas clínicos típicos da doença do bico e das penas dos psitacídeos, mas sua gravidade e presença variam em função da espécie (RITCHIE, Branson W., NIAGRO, LUKERT, LATIMER, *et al.*, 1989, RITCHIE, Branson W., NIAGRO, LUKERT, STEFFENS, *et al.*, 1989).

As manifestações clínicas decorrentes da doença causada pela bactéria *Chlamydia psittaci* são inespecíficas, sendo comum a presença de manifestações que incluem depressão, plumagem eriçada, tremores, letargia, anorexia, desidratação, ceratoconjuntivite, podendo causar lesões em órgãos de diversos sistemas, como sistema respiratório, digestório e em casos mais severos pode afetar o sistema nervoso (GERLACH, 1994, ANDERSEN, VANROMPAY, 2013).

A manifestação clínica de cada um desses agentes nos hospedeiros sofre influência da idade, capacidade imunológica, além da presença concomitante de patógenos, quando em suas formas subclínicas dificultam a identificação do agente (AZEVEDO, 2014).

As aves contrabandeadas e mantidas ilegalmente são resgatadas com o objetivo de reabilitação e para programas de reintrodução. Assim, o “*status*” sanitário através da identificação de agentes infecciosos em animais mantidos em cativeiro em Centros de Triagem (Cetas) e de Reabilitação de Animais Silvestres (Cras) é de primordial importância devido aos efeitos da introdução de um patógeno exótico nas populações selvagens, frequentemente sem imunidade prévia (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2016, MORA-CHAVARRÍA, UMAÑA-CASTRO, *et al.*, 2017, FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2018).

## 2- REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 *One Health*

*One Health* é uma abordagem colaborativa, multissetorial e transdisciplinar que trabalha em níveis local, regional, nacional e global com o objetivo de alcançar resultados de saúde ideais que reconheçam a interconexão entre pessoas, animais, plantas e o ambiente compartilhado entre eles (NIELSEN, WALTNER-TOEWS, *et al.*, 2012).

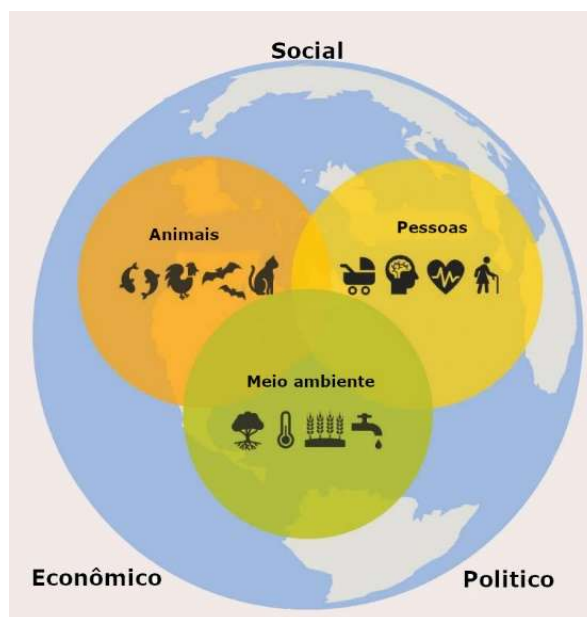
A compreensão de *One Health* (Saúde Única) não se trata de uma ideia recente, sendo concebido pelo médico, antropólogo e patologista alemão Rudolf Virchow (1821-1902), também responsável por cunhar o termo zoonose (SCHULTZ, 2008).

A aplicação do conceito de *One Health* está amplamente distribuída, podendo ser abordada em tópicos específicos, como resistência antimicrobiana, mudanças climáticas, controle de doenças zoonóticas ou segurança alimentar (GHAI, WALLACE, *et al.*, 2022).

A prevenção e o efetivo controle de doenças zoonóticas requer uma abordagem que envolva a colaboração entre os setores responsáveis pela saúde humana, saúde animal (doméstica e da vida selvagem) e meio ambiente, bem como outros possíveis responsáveis (Figura 1) (GHAI, WALLACE, *et al.*, 2022).

Mais de 60% das doenças infecciosas emergentes e reemergentes são zoonóticas, e mais de 70% dessas zoonoses são originárias da vida selvagem (JONES, PATEL, *et al.*, 2008). Além do claro perigo de extinção de algumas populações de animais, essas doenças têm um impacto significativo na saúde pública e nas economias dos países. Nesse contexto, a abordagem multidisciplinar *One Health* recomendada pela Organização Mundial da Saúde é a forma mais eficiente de estruturar a saúde pública para doenças com características zoonóticas (SLEEMAN, DELIBERTO, *et al.*, 2017).

Figura 1. Representação do conceito *One Health* e a interconexão de animais, pessoas e meio ambiente dentro dos contextos sociais, econômicos e políticos que podem promover ou inibir o bem-estar.



Fonte: Adaptado de (ANHOLT, BARKEMA, 2021).

Durante a “*Reunião Técnicas de alto nível para abordar riscos à saúde nas interfaces dos ecossistemas humano-animal*” (HLTM) realizado na Cidade do México em 2011 a Organização Mundial da Saúde (OMS), a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO) e a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) planejaram um conjunto de estratégias para promover a implementação de abordagens em *One Health* em diversos países (Quadro 1 (ORGANIZATION, NATIONS, *et al.*, 2012)).

Quadro 1 - Elementos-chave de uma colaboração intersetorial eficaz.

**Elementos-chave de apoio**

1. Vontade política e compromisso de alto nível
2. Confiança
3. Objetivos e prioridades comuns
4. Benefícios compartilhados
5. Estruturas de governança fortes, estruturas legais alinhadas, e reconhecimento de padrões internacionais existentes
6. Recursos adequados e distribuídos de forma equitativa
7. Identificação e envolvimento de todos os parceiros relevantes
8. Planejamento coordenado de atividades
9. Orientação sobre a implementação de colaborações intersetoriais
10. Desenvolvimento de capacidade
11. Sistemas de saúde fortes e eficazes nos setores individuais

**Elementos-chave operacionais**

- A. Mecanismos de coordenação intersetorial conjunta
- B. Comunicação de rotina
- C. Exercícios de simulação conjunta
- D. Compartilhamento de dados
- E. Avaliação de risco conjunta
- F. Cooperação ativa em programas de controle de doenças

Adaptado (ORGANIZATION, NATIONS, *et al.*, 2012)



## 2.2 Circovírus – Vírus da doença do bico e das penas

A primeira descrição da doença do bico e das penas de psitacídeos (Pbfd), causado pelo Circovírus, foi feita na Austrália (Refresher Course on Aviary and Cage Birds (1981: Taronga Park Zoo) University of Sydney. Post-Graduate Committee in Veterinary Science. 1981). Ele pertence à família *Circoviridae*. Família que abrange o vírus da anemia das galinhas (CAV), o Circovírus suíno (PCV) e o Circovírus de outras espécies de aves (pombos, canários, gansos e outros) ( RITCHIE, Branson W, CARTER, 1995, PHALEN, 2005).

Múltiplos circovírus infectam as aves (Quadro 2). Os vírus do gênero *Circovirus* são membros da família de vírus de DNA circular de fita simples (ssDNA) *Circoviridae*. Atualmente, o gênero inclui 49 espécies de vírus que infectam uma gama diversificada de hospedeiros vertebrados e invertebrados (Taxonomia do vírus: versão 2021 “International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV)).

Quadro 2 - Principais Circovirus de aves.

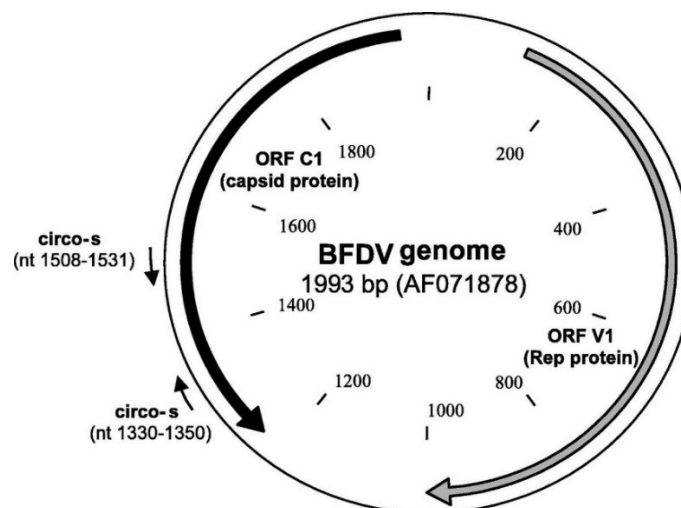
Nome	Abreviatura	Referência
Vírus da Doença do Bico e da Pena	BFDV	(BASSAMI, BERRYMAN, <i>et al.</i> , 1998)
Circovírus Canário	CaCV	(PHENIX, WESTON, <i>et al.</i> , 2001)
Circovírus Columbídeo	CoCV	(MANKERTZ, HATTERMANN, <i>et al.</i> , 2000)
Circovírus do Ganso	GoCV	(TODD, WESTON, <i>et al.</i> , 2001)
Circovírus do Tentilhão	FiCV	(SHIVAPRASAD, HILL, <i>et al.</i> , 2004)
Circovírus de Gaivota	GuCV	(TODD, SCOTT, <i>et al.</i> , 2007)
Circovírus de Corvo	RaCV	(STEWART, PERRY, <i>et al.</i> , 2006)
Circovírus de Estorninho	StCV	(DAYARAM, GOLDSTIEN, <i>et al.</i> , 2013)

### 2.2.1 Morfologia

O Circovírus de psitacídeo é causador da doença do bico e das penas de psitacídeos (BFDV). Os circovírus estão entre os menores e mais fácil de todos os vírus conhecidos para se replicar de forma autônoma em células animais (ALLAN, ELLIS, 2000).

Assim como todos os circovírus, o BFDV tem um pequeno genoma circular de ssDNA de aproximadamente 1,7-2,0 kb de comprimento, encapsulado em um vírion icosaédrico não envelopado variando de 12 a 32 nm de diâmetro, com sete ORFs (*Open Reading Frame*) (Crowther et al. 2003). As ORFs principais (Figura 3) são o ORF C1 que codifica a proteína do capsídeo, e o ORF V1 codifica a proteína Rep, associada a replicação viral (BASSAMI, BERRYMAN, *et al.*, 1998, TODD, WESTON, *et al.*, 2001).

Figura 3. Representação esquemática do genoma do BFDV. As ORFs são marcadas de acordo com sua localização na fita viral ou complementar. Principais ORFs que codificam a proteína Rep (ORF V1) e a proteína do capsídeo (ORF C1).



Fonte: adaptado de (RAUE, JOHNE, *et al.*, 2004)

O BFDV tem um alto potencial de evolução genética, dependendo tanto da condição do hospedeiro quanto das características geográficas. É conhecido que o

BFDV tem uma morfologia complexa, mas a base genômica funcional do BFDV é pouco compreendida e o conhecimento atual é restrito a um pequeno número de estudos que investigam a morfologia do vírus. Além disso, com relação à alta capacidade de evolução do BFDV devido às características geográficas do hospedeiro, mais investigações epidemiológicas são necessárias (DOLATYABI, PEIGHAMBARI, *et al.*, 2022).

### 2.2.2 Epidemiologia

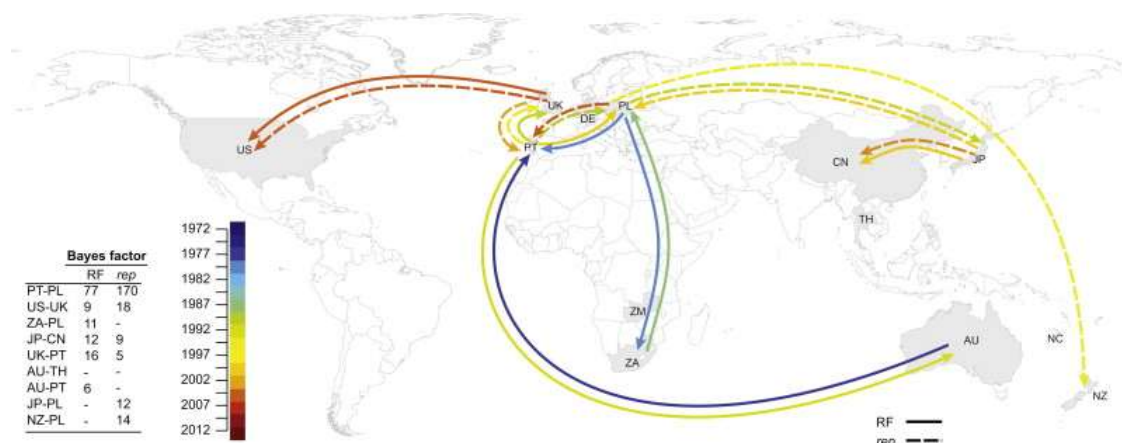
Todas as espécies da ordem Psitaciforme, incluindo espécies neotropicais de psitacídeos, estão sujeitas a infecção pelo Virus da Doença do bico e das penas (BFDV) e podem desenvolver a PBFD (SHEARER, BONNE, *et al.*, 2008). Atualmente, o BFDV foi relatado em mais de 60 espécies de psitacídeos em todo o mundo (MORALES, SIBRIÁN, *et al.*, 2021). A doença ocorre, principalmente, em animais de vida livre na Austrália e alguns países localizados no Mar da China Meridional (RITCHIE, Branson W, CARTER, 1995).

O Circovírus está presente em todos os continentes exceto Antártica, em função de grandes movimentações de aves pelo mundo (DE KLOET, DE KLOET, 2004, HEATH, MARTIN, *et al.*, 2004, BERT, TOMASSONE, *et al.*, 2005, OGAWA, KATOH, *et al.*, 2010, MASSARO, ORTIZ-CATEDRAL, *et al.*, 2012, DOLZ, SHELEBY-ELÍAS, *et al.*, 2013, ARAÚJO, ANDERY, *et al.*, 2015, MORALES, SIBRIÁN, *et al.*, 2021) e baseado em análises de sequências genômicas do BFDV de vários continentes sugere-se que a provável origem do vírus ancestral seja a Austrália. Posteriormente os principais pontos de disseminação têm sido no continente Europeu e na América do Norte em razão da importação de aves (Figura 2). Outras regiões não foram consideradas em função da ausência de dados no momento da análise (HARKINS, MARTIN, *et al.*, 2014).

A ocorrência de surtos de PBFD em bandos selvagens de psitacídeos do Velho Mundo tem sido associada à liberação acidental ou intencional de indivíduos portadores de BFDV, geralmente aves exóticas de estimação (SHEARER, BONNE, *et*

al., 2008, BLANCO-PEÑA, NIEHAUS, et al., 2013, HARKINS, MARTIN, et al., 2014, GONZÁLEZ-HEIN, GONZÁLEZ, et al., 2017, RAIDAL, Shane R., PETERS, 2018).

Figura 2 – Ligações epidemiológicas e padrões de movimento viral inferidos a partir de análises filogeográficas e conjunto de dados.



Adaptado de (HARKINS, MARTIN, et al., 2014)

Atualmente, são poucos os registros do BFDV em espécies selvagens de psitacídeos neotropicais. No entanto, há relatos da presença do vírus em aves cativas, nativas e não nativas, no Brasil, Costa Rica e Chile (DOLZ, SHELEBY-ELÍAS, et al., 2013, ARAÚJO, ANDERY, et al., 2015, GONZÁLEZ-HEIN, GONZÁLEZ, et al., 2017, MORA-CHAVARRÍA, UMAÑA-CASTRO, et al., 2017).

### 2.2.3 Manifestações Clínicas

Na PBFD a gravidade dos sinais clínicos varia entre as espécies hospedeiras (RAIDAL, Shane R, CROSS, 1995, DONELEY, 2003, RAIDAL, Shane R., PETERS, 2018). E os indivíduos infectados subclínicamente podem atuar como reservatório e potencialmente liberar o BFDV por longos períodos (MARTENS, STOKES, et al., 2019).

A PBFD pode ser aguda e letal em algumas espécies, particularmente em cacatuas jovens (*Cacatua* sp.) e papagaios-cinzentos (*Psittacus erithacus*). Em grande parte dos psitacídeos neotropicais existe uma certa resistência à infecção quando expostos ao BFDV tornando possível a aquisição de imunidade (RITCHIE B, CARTER K, 1995, DE KLOET, DE KLOET, 2004, RAUE, JOHNE, et al., 2004, HA, ALLEY, et al., 2009) inclusive com a eliminação do vírus após meses de infecção subclínica (REED, 2000, MARTENS, STOKES, et al., 2019).

A PBFD é caracterizada por causar distrofia simétrica das penas e pela imunossupressão das aves acometidas. A imunodeficiência está ligada a relação entre a infecção e os órgãos linfóides (LATIMER, RAKICH, et al., 1990).

A maior parte dos relatos de caso de PBFD em espécies de psitacídeos neotropicais foi em filhotes que apresentaram lesões características nas penas que se recuperaram de maneira espontânea. Após resultados positivos para Reação em cadeia da Polimerase (PCR) em aves jovens os resultados podem ser convertidos para negativo, tanto em amostras de sangue quanto em amostras de pena. Uma vez que os resultados do teste de BFDV seja negativo, as aves desenvolvem penas normais a partir de então (RITCHIE B, CARTER K, 1995).

É pouco provável que a PBFD se desenvolva em todas as aves infectadas pelo BFDV, o que contribuiria para a extinção de uma espécie em seu habitat natural (MORALES, SIBRIÁN, et al., 2021). Ainda assim, o BFDV pode afetar negativamente a tentativa de recuperar as populações de espécies ameaçadas, diminuindo a chance de sobrevivências dos indivíduos reintroduzidos e infectando filhotes nascidos na natureza (HA, ALLEY, et al., 2009, HARKINS, MARTIN, et al., 2014, EASTWOOD, BERG, et al., 2015, HAKIMUDDIN, ABIDI, et al., 2016).

## **2.2.4 Transmissão**

O período de incubação do BFDV é variável compreendendo entre três semanas a um ano (PHALEN, 2005). A PBFD pode ser transmitida diretamente de aves infectadas com o BFDV através da dispersão do vírus por meio de penas, pó de penas e fezes, gaiolas contaminadas, poleiros, comedouros e bebedouros além de

cavidades em árvores, transmissão vertical e ninhos na natureza (LATIMER, RAKICH, *et al.*, 1991, PETERS, PATTERSON, *et al.*, 2014, RAIDAL, Shane R., PETERS, 2018).

Acredita-se que o BFDV seja persistente no hospedeiro, uma vez que alguns indivíduos permanecem infectados por diversos meses (MARTENS, STOKES, *et al.*, 2019). A contaminação viral pode ser persistente e difícil de erradicar dos aviários (REED, 2000) devido à extrema resistência do BFDV às condições ambientais, (HA, ALLEY, *et al.*, 2009, HARKINS, MARTIN, *et al.*, 2014, HAKIMUDDIN, ABIDI, *et al.*, 2016, FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2018) a inativação por altas temperaturas e à maioria dos desinfetantes e produtos de limpeza (RITCHIE B, CARTER K, 1995, PETERS, PATTERSON, *et al.*, 2014).

#### **2.2.5 Diagnóstico**

A detecção de BFDV em uma amostra de uma ave não implica necessariamente que ela se torne cronicamente infectada ou que desenvolva a forma clínica da doença. A resposta à infecção varia entre as espécies de aves acometidas, estando associada com fatores como idade, imunocompetência e a presença de doenças concomitantes (FUNGWITAYA, BUNLERTCHAROENSUK, *et al.*, 2009, DOLZ, SHELEBY-ELÍAS, *et al.*, 2013, ARAÚJO, ANDERY, *et al.*, 2015).

Histologicamente é possível identificar corpúsculos de inclusão intracelular basofílicos principalmente nos segmentos gastrointestinais e nos folículos das penas. Este corpo de inclusão pode também ser encontrado no bico, língua, Bursa de Fabricius e timo (LATIMER, RAKICH, *et al.*, 1990). Outros vírus como o Poliomavírus, Herpervírus e Adenovírus em psitacídeo podem dificultar o diagnóstico de BFPV por meio de exame histopatológico (LATIMER, NIAGRO, *et al.*, 1993) pois apresentam inclusões intranucleares similares.

Testes sorológicos como a Reações de Hemaglutinação e teste de Inibição da Hemaglutinação do BFPV também são utilizadas para fim de diagnóstico (RITCHIE, B W, NIAGRO, LATIMER, STEFFENS, PESTI, LUKERT, 1991). São procedimentos simples e rotineiramente executáveis na rotina laboratorial, além da vantagem de

poderem ser utilizados para amostras de soro, fezes e penas, por exemplo. Alguns inibidores podem gerar resultados falso-negativo (RAIDAL, SABINE, *et al.*, 1993).

A técnica molecular de PCR apresenta-se como principal método diagnóstico da doença (LATIMER, NIAGRO, *et al.*, 1993). Permitindo que o vírus seja detectado em diversos tipos de amostras, sendo elas: pena, fezes, *swabs* orais e cloacais além dos órgãos das aves, com a vantagem de permitir a detecção do vírus antes do início dos sinais clínicos da doença (PHALEN, 2005).

### **2.3 *Chlamydia psittaci***

Causadora da clamidiose, doença decorrente da infecção pela bactéria, a *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*) pertencente à família *Chlamydiaceae*. Responsável por infectar aves domésticas e silvestres, nativas e exóticas, sendo os psitacídeos os principais hospedeiros (GRIMES, WYRICK, 1991, SILVA, 2013).

*C. psittaci* foi encontrada em 30 ordens com mais de 500 espécies de aves domésticas, de companhia, selvagens e de vida livre (KALETA, TADAY, 2003, KNITTLER, SACHSE, 2015, RAVICHANDRAN, ANBAZHAGAN, *et al.*, 2021).

As aves jovens são mais suscetíveis à infecção do que as aves mais velhas. Aves adultas podem apresentar doença subclínica, enquanto aves jovens apresentam infecção aguda. As aves infectadas nem sempre exibem sinais clínicos. A infecção latente é comum em aves com manifestação da doença de forma intermitente ou crônica com eliminação recorrente (HERRMANN, PERSSON, *et al.*, 2006).

A clamidiose aviária está disseminada e representa um importante fator de perda econômica para a indústria avícola (Comissão Europeia 2002), bem como um risco permanente de transmissão zoonótica ao homem (HARKINEZHAD, GEENS, *et al.*, 2009). Além de seu significativo impacto econômico, esta é a principal zoonose transmitida por aves silvestres, particularmente por psitacídeos e columbiformes (PROENÇA, FAGLIARI, *et al.*, 2011, KNITTLER, BERNDT, *et al.*, 2014).

A transmissão da *C. psittaci* acontece, principalmente, por inalação de aerossóis contaminados por fezes, secreções respiratórias e oculares de um indivíduo

doente ou portador assintomático. Também sendo possível a partir do manuseio de tecidos e penas de aves infectadas (TELFER, MOBERLEY, *et al.*, 2005).

Vários fatores podem causar variabilidade nos sinais clínicos entre as populações acometidas. As condições individuais podem causar variações acentuadas no curso da infecção, conforme demonstrado por estudos em cativeiro (GERLACH, 1994), e as espécies hospedeiras podem sofrer diferentes sinais da doença quando infectadas com diferentes cepas (STOKES, BERG, *et al.*, 2021).

*C. psittaci* apresenta tropismo pelos tecidos do pulmão, sacos aéreos e mesentério. A psitacose causa desconforto respiratório, excreção anormal (diarreia), letargia, hipertermia, descargas nasais e oculares, perda de peso e redução na produção de ovos (KNITTLER, BERNDT, *et al.*, 2014).

Nos raros casos em que os sinais clínicos foram relatados para outras ordens ou espécies (além de Psittaciformes e Columbiformes), os achados variam amplamente entre os estudos e as populações estudadas. Um estudo retrospectivo no Reino Unido realizou exame post-mortem de passeriformes com sinais de clamidiose e encontrou evidências de lesões histológicas em 42% (8/19) das aves que eram positivas para *C. psittaci* (BECKMANN, BOREL, *et al.*, 2014), sugerindo que *C. psittaci* também pode causar doenças em espécies de passeriformes.

Em humanos a infecção por *C. psittaci* geralmente apresenta febre súbita, dor de cabeça, dores no corpo e tosse seca. As pessoas com maior risco são proprietários de aves de estimação, médicos veterinários e trabalhadores de indústrias de processamento de aves e demais trabalhadores que mantêm contato direto com aves, a exemplo dos tratadores de animais, demonstrando um caráter ocupacional da doença (RODRIGUEZ, MODI, *et al.*, 2022).

O potencial zoonótico das aves não está delimitado apenas pelo contato direto com os animais, também está associado a atividades executadas no ambiente que elas ocupam, tanto em ambientes urbanos quanto em ambiente rural (TELFER, MOBERLEY, *et al.*, 2005). A gravidade da doença em humanos varia de inaparente a fatal em pacientes não tratados (VANROMPAY, Daisy, 2020).



### 2.3.1 Morfologia

A classificação taxonômica da família *Chlamydiaceae* (Ordem *Chlamydiales*, filo *Chlamydiae*) com mais de 15 espécies distintas de bactérias intracelulares obrigatórias, cocoides gram-negativas. Apresentando envoltório celular semelhante à parede celular de outras bactérias, também Gram-negativas, com exceção de não possuírem peptidoglicanos (PROENÇA, FAGLIARI, *et al.*, 2011).

A membrana externa da *C. psittaci* é composta por uma camada de lipopolissacarídeos (LPS) que lhe confere proteção contra o meio externo. Esta membrana também contém lipoproteínas, que são responsáveis por ligar a bactéria à célula hospedeira e ajudam a evitar a fagocitose. Além disso, a membrana externa contém vários antígenos que são importantes para o reconhecimento e a resposta imune da célula hospedeira. A proteína imunodominante nomeada “*major outer membrane protein*” (MOMP) representando a maior fração do envoltório bacteriano, junto com a LPS, representam importantes antígenos de superfície de membrana com ampla utilização para diagnóstico (ANDERSEN, VANROMPAY, 2013).

### 2.3.2 Epidemiologia

As aves podem transmitir a infecção para os seus filhotes por regurgitação, podendo causar uma forma crônica de clamidiose. O isolamento do patógeno em aves domésticas e em aves de companhia como psitacídeos os coloca como reservatório negligenciado e pode atuar como uma ameaça à saúde pública para produção avícola em larga escala (RAVICHANDRAN, ANBAZHAGAN, *et al.*, 2021).

Uma revisão sistemática sobre a transmissão zoonótica da clamidiose aviária revelou que mais do que Psittaciformes, outras aves domésticas como patos, galinhas e perus estão tendo relevância como fonte de psitacose em humanos (HOGERWERF, ROOF, *et al.*, 2020).

A ocorrência de ornitose em humanos depende de fatores como a intensidade da exposição e via de transmissão (RYBARCZYK, VERSTEELE, *et al.*, 2020). Grupos

de alto risco incluem pessoas que trabalham em fábricas de processamento de aves, funcionários de lojas de animais, veterinários e proprietários de aves que infectaram aves de estimação. Muitas infecções zoonóticas são relatadas em Psittaciformes (FENG, FENG, *et al.*, 2016).

De acordo com o “*Centers for Disease Control and Prevention*” (CDC), o período de incubação é de 5 a 14 dias e pode se estender em humanos. Em humanos, a clamidiose não atinge apenas o sistema reprodutor, mas também o sistema respiratório, causando pneumonia intersticial. Estudos em pacientes com tracoma mostraram a presença de *C. psittaci*, isoladamente ou em combinação com *C. trachomatis* (DEAN, ROTHSCILD, *et al.*, 2013). Os sintomas em humanos incluem febre, calafrios, dor de cabeça, mialgia e mal-estar com ou sem sintomas respiratórios. Outros órgãos também podem ser afetados e podem causar endocardite, miocardite, hepatite, artrite, conjuntivite e encefalite (RAVICHANDRAN, ANBAZHAGAN, *et al.*, 2021).

A prevalência mundial de infecção por ornitose humana é baixa. Um estudo realizado na Alemanha com base na análise de PCR em tempo real detectou uma porcentagem de 2,1% de pacientes positivos para infecção por *C. psittaci* (DUMKE, SCHNEE, *et al.*, 2015). Infecções humanas a partir de aves selvagens não foram amplamente documentadas. Algumas evidências estão disponíveis para o contato direto de comedouros de aves selvagens ou matéria fecal contaminada e contato ambiental indireto de fezes de psitacídeos como principais fatores de risco zoonótico para contrair uma infecção (REHN, RINGBERG, *et al.*, 2013, BRANLEY, BACHMANN, *et al.*, 2016, BURNARD, POLKINGHORNE, 2016). Pessoas com pneumonia e histórico de contato recente com uma ave doente ou morta com suspeita de infecção por clamídia devem sempre consideradas diagnóstico suspeito de psitacose. A transmissão entre humanos também pode ocorrer, mas é excepcionalmente rara, exceto por um surto relatado esporadicamente (McGuigan, McIntyre, and Templeton 2012; CDC 2022; Wallensten, Fredlund, and Runeheger 2014).

### 2.3.3 Manifestação Clínica

A manifestação clínica da doença surge em resposta a fatores de estresse, muitas vezes relacionados a práticas inadequadas de manejo. Dentre essas práticas, incluem-se a má nutrição, a superlotação, o transporte inadequado e a perda do habitat natural (RASOS, 2004, BALSAMO, MAXTED, et al., 2017).

Os sintomas em aves de companhia incluem letargia, diminuição do apetite, penas eriçadas, corrimento ocular ou nasal, diarreia e/ou excrementos verde a amarelo-esverdeado e na identificação post mortem a esplenomegalia com hemorragias subescapulares é uma lesão típica, especialmente em psitacídeos. Os sintomas são diferentes com base na cepa e na espécie hospedeira e induzem pericardite, pneumonia, hepatite, esplenite e/ou saculite aérea ocasionalmente com desfechos fatais. Em condições agudas, são observados sinais respiratórios superiores, letargia e fezes verdes. Foi descrito que as bactérias podem usar os monócitos ou macrófagos do sangue para se disseminar no corpo do hospedeiro (RAVICHANDRAN, ANBAZHAGAN, et al., 2021). Estudos sugerem a possibilidade de a fauna ser um reservatório para a zoonose por clamídia (STOKES, BERG, et al., 2021).

#### 2.3.3.1 Patogenia

Nove famílias compõe a ordem *Chlamydiales*, e as bactérias presentes nessa ordem tem a capacidade de infectar humanos, mamíferos silvestres e domésticos, répteis, anfíbios e peixes. Apresentam um ciclo de desenvolvimento que começa a partir dos Corpos Elementares (EBs) com tamanho de 0,2  $\mu\text{m}$ , que são a forma infecciosa e extracelular da bactéria (BOREL, POLKINGHORNE, et al., 2018). Depois de infectar as células epiteliais da mucosa do hospedeiro, os EBs iniciam o desenvolvimento dentro do vacúolo endocítico de inclusão, limitado por uma membrana, dentro dele eles se diferenciam em Corpos Reticulados (RBs) maiores, 0,8  $\mu\text{m}$  de tamanho, e metabolicamente ativos, mas não infecciosos. Após múltiplas divisões, os RBs se diferenciam em EBs, completando o ciclo de desenvolvimento,

saindo da célula hospedeira por lise ou extrusão da inclusão (ABDELRAHMAN, BELLAND, 2005).

Em condições adversas incluindo resposta imune do hospedeiro, privação de nutrientes, exposição a antibióticos ou coinfeção com vírus ou parasitas, as clamídias em desenvolvimento podem entrar em um estado chamado de persistência, atualmente renomeado como resposta ao estresse Clamidial ou fenótipo do Corpo Reticular Aberrante (ABs). Durante esse período, as clamídias estressadas permanecem viáveis na forma de ABs, mas não se transformam em EBs e não são infecciosas (LEONARD, BOREL, 2014).

#### **2.3.4 Transmissão**

A transmissão em aves ocorre por via aerógena, por meio de secreção nasal e ocular de aves infectadas além da inalação de excretas secas, a ingestão de fezes contaminadas e durante a alimentação dos filhotes pelos pais no ninho (RASOS, 2004, ANDERSEN, VANROMPAY, 2013). Ocorre também a transmissão vertical da bactéria pelo ovo e até mesmo através da picada de insetos (VANROMPAY, D., DUCATELLE, *et al.*, 1995).

O tempo de incubação pode variar consideravelmente, abrangendo desde alguns dias até algumas semanas. Essa variação depende de diversos fatores, como a espécie da ave, a virulência do agente causador, a idade da ave e seu estado de saúde geral (RASOS, 2004, BALSAMO, MAXTED, *et al.*, 2017).

Os seres humanos são hospedeiros acidentais e terminais. Doença em humanos são causadas por três modos importantes de transmissão: 1- inalação, 2- contato direto (contato boca-a-bico) e manuseio da plumagem, 3- feridas por espicaçamento (RYBARCZYK, VERSTEELE, *et al.*, 2020).

### 2.3.5 Diagnóstico

Os testes de PCR são, atualmente, reconhecidos como os métodos mais avançados para diagnosticar infecções por clamídia em seres humanos e animais devido à alta sensibilidade e especificidade que oferecem (BOREL, POLKINGHORNE, *et al.*, 2018).

Em humanos prevalece o diagnóstico Clínico-epidemiológico e sorológico, a partir da reação de fixação do complemento e/ou ELISA (BRASIL, 2010). O teste diagnóstico específico é sorológico, considerado o padrão-ouro para pneumonia por *C. psittaci*. Além disso, a microimunofluorescência (MIF) sendo o teste sorológico mais preciso para pneumonia por *C. psittaci*, é realizado apenas em laboratórios especializados (TENG, GONG, *et al.*, 2021).

Apesar de possível o isolamento do agente no sangue, secreções ou tecidos é de difícil execução e requer envio a laboratórios especializados para sua execução, devido à alta infectividade desse patógeno (BRASIL, 2010).

O ensaio de reação em cadeia da polimerase (PCR) é usado para confirmar suspeita clínica de possível diagnóstico de psitacose, especialmente para distingui-la de outras espécies de clamídia (CUNHA, 2006).

O sequenciamento metagenômico de próxima geração (mNGS) pode identificar patógenos em potencial com rapidez e precisão, sejam eles bactérias, fungos, vírus ou parasitas (SCHLABERG, CHIU, *et al.*, 2017). Estudos demonstram que o mNGS é o método de diagnóstico mais abrangente e promissor para detecção de infecção, especialmente para pneumonia grave (LANGELIER, KALANTAR, *et al.*, 2018). Recentemente, vários estudos relatam a aplicação de mNGS no diagnóstico de pneumonia por *C. psittaci* (GU, LIU, *et al.*, 2020).

Os métodos de detecção de *C. psittaci* não estão disponíveis rotineiramente na maioria dos hospitais. Devido aos seus sintomas inespecíficos e às limitações dos testes tradicionais, a pneumonia por *C. psittaci* é facilmente subdiagnosticada e mal diagnosticada (DE GIER, HOGERWERF, *et al.*, 2018).

O diagnóstico de clamidiose em aves é significativamente dificultado pela ausência de sinais clínicos característicos definitivos (LONGBOTTOM, COULTER, 2003). Em contrapartida a rapidez e assertividade do diagnóstico é necessária pelo potencial zoonótico da infecção. Alterações hematológicas e bioquímicas, assim como imagens radiográficas podem apresentar indícios sugestivos de infecção por *C. psittaci* (LONGBOTTOM, COULTER, 2003). O método recomendado para o diagnóstico de microrganismos da Família *Chlamydiaceae* é o isolamento (PROENÇA, 2010).

Pela característica fastidiosa inerente à cultura e ao isolamento do microrganismo, foram desenvolvidas outras técnicas para execução do diagnóstico. As abordagens em diagnóstico por *Chlamydia* spp consistem na detecção direta da bactéria ou na detecção de anticorpos anti-*Chlamydia* spp. (SACHSE, VRETOU, et al., 2009, BALSAMO, MAXTED, et al., 2017).

Pela característica de excreção intermitente do microrganismo pode comprometer a eficácia desses métodos de detecção, uma vez que a ave pode não estar eliminando o agente no momento da coleta, levando a resultados falsos-negativos (RASOS, 2004, GODOY, 2007).

Os testes rápidos auxiliam na detecção direta de microrganismos e não necessitam da presença viável deles. No entanto é importante considerar que esses testes podem apresentar resultados falso positivos devido a reação cruzada com outros agentes. Além da ocorrência de resultados falso negativos quando a quantidade de antígeno for insuficiente ou no caso de excreção intermitente da bactéria. São eles o ensaio imune enzimático (ELISA) e o teste de fluorescência direta (SACHSE, VRETOU, et al., 2009, BALSAMO, MAXTED, et al., 2017).

No Brasil a Psitacose em humanos não é uma doença de notificação compulsória, sendo obrigatória apenas a investigação dos surtos pelos órgãos competentes (BRASIL, 2010). A clamidiose aviária é listada pelo Ministério da Agricultura e Pecuária, como sendo de obrigatória notificação ao Serviço Veterinário Oficial quando confirmada em aves (BRASIL, 2013).

### 3-MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Amostras

Neste estudo foram analisadas amostras oriundas de 62 animais pertencentes a duas ordens. Nos Psittaciformes *Ara macao* (n=2), Arara-canindé (*Ara ararauna*, n= 54) e uma espécie da ordem Piciformes: Tucano-toco (*Ramphastos toco*, n= 6) oriundas de apreensões da Secretaria Estadual de Meio Ambiente (SEMA-MT). As amostras foram coletadas no primeiro bimestre de 2020.

Estes animais eram mantidos em recinto de reabilitação, sendo fornecida água e alimentação (frutas e ração granulada) até que estivessem prontos para serem reintroduzidos no meio ambiente (Figura 4). Os animais mantidos nesse recinto por mais de cinco dias e menos de cinco dias, menor período de incubação dos agentes analisados, foram considerados respectivamente, cativos e de vida livre.

Figura 4. Recinto coberto, telado, com presença de bebedouros e comedouros destinado aos psitacídeos.



Fonte: Arquivo pessoal.

### 3.2 Autorizações

A coleta de material biológico foi autorizada pelo Instituto Chico Mendes de Biodiversidade/ICMBio (SISBIO nº. 74214-1) e aprovada pelo Comitê de Ética no uso de Animais da Universidade Federal de Mato Grosso/CEUA/UFMT (23108.053296/2020-11).

### 3.3 Contenção das aves

A realização da coleta de sangue ocorreu de maneira rápida e segura visando reduzir o estresse promovido pela captura e contenção. A captura dentro do recinto ocorreu mediante a utilização de puçá e a contenção física foi realizada manualmente com a utilização de luvas de raspas de couro (Figura 5).

Figura 5. Contenção física manual com a utilização de luvas de raspa de couro.



Fonte: Arquivo pessoal.



Para a coleta das amostras as aves foram contidas de acordo com a semiologia da espécie. Os principais locais de colheita de sangue total em aves foram: veia jugular direita, frequentemente é a mais proeminente, veia ulnar superficial ou veia braquial que pode ser acessada em ambas as asas e a veia metatársica medial (Figura 6). Limitado ao máximo de 1% do peso total da ave (MORISHITA, 2019).

Figura 6. Coleta de amostra de sangue por venopunção de jugular em Araracanga (*Ara macao*)



Fonte: Arquivo pessoal.

Foram coletados “swabs” orofaríngeo e cloacal de todas as aves, em triplicata. As aves estavam identificadas individualmente com anilhas numeradas (metatarso esquerdo). As amostras de sangue foram mantidas refrigeradas (6-10 °C) após a coleta enquanto os “swabs” foram mantidos em temperatura ambiente até serem armazenados -80 °C para posterior utilização nos testes moleculares.

### 3.4 Processamento das amostras

O material foi processado no laboratório de análises clínicas de aves e répteis e no laboratório de biologia molecular veterinária, no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Mato Grosso, *campus* Cuiabá.

#### 3.4.1 Técnicas Moleculares

O DNA foi extraído em *pool* de amostras de cada animal (orofaringe e cloaca) utilizando kit comercial de acordo com as especificações do fabricante (GenElute™, Sigma Aldrich, St. Louis, MO 63103) modificado com a adição de uma solução de ligação (guanidina 2 M em 96% etanol).

Para o diagnóstico do vírus da doença do bico e das penas as amostras foram testadas quanto à presença do genoma viral. Uma reação em cadeia da polimerase em tempo real (qPCR) amplificando um fragmento de 202 pb da região que codifica a proteína do capsídeo C1a partir dos seguintes pares de oligonucleotídeos iniciadores de sequência 5'-CGG TGC CAG AAA ATG GTA TGT TAG-3'; e 5'-GAA GCT GAA GCC AAT GCC GTA-3' (RAUE, JOHNE, *et al.*, 2004). A qPCR foi realizada em equipamento **BioRad**.

A PCR para amplificação do DNA de clamídia foi realizada com a utilização dos pares de oligonucleotídeos iniciadores de sequência codificadora do gene *ompA* (5'-GCA AGA CAC TCC TCA AAG CC-3' e 5'-CCT TCC CAC ATA GTG CCA TC-3' (HEWINSON, GRIFFITHS, *et al.*, 1997). Primers projetados para amplificar um produto de 264 pb.

Os produtos de amplificação, corados em *Gel Red* (Biotium), foram submetidos a eletroforese em gel de agarose 1,5% a 100 V por 90 min e visualizados no ChemiDoc™ XRS utilizando o *software* ImageLab™.

### 3.4.2 Análise hematológica

Do total de amostras coletadas, apenas 36 amostras de sangue de araras-canindé estavam conformes para o processamento hematológico.

Os eritrócitos e leucócitos totais foram obtidos através de método direto pela diluição do sangue total em solução de *Natt-Herrick* na proporção de 1:200 (Campbel, 2015b) com posterior contagem em câmara de Neubauer em microscópio óptico no aumento de 400 vezes.

A determinação da concentração da hemoglobina foi realizada através do método de ciano-meta-hemoglobina (Schmidt, 2014) utilizando *Kit* comercial (Labtest®), cujo valores obtidos foram expressos em g/dL.

A determinação do microhematócrito foi determinada por centrifugação a 12.000g por 5 min, descrito por Weiser (2015), a leitura do resultado foi realizada em tabela padrão de cartão de microhematócrito, com o resultado expresso em porcentagem (%).

Os Sólidos totais foram determinados com a utilização de refratômetro clínico (CUBAS, Zalmir Silvino, SILVA, *et al.*, 2007, PROENÇA, 2010).

### 3.4.3 Estatística

A diferença entre as frequências de amostras positivas nos dois tipos de amostras (*swabs* e sangue) foi testada quanto à significância usando o teste Z de duas amostras no site da *Epitools* (<http://epitools.ausvet.com.au/content.php?page=home>). Um valor de *p* abaixo de 0,05 foi considerado significativo.

#### 4- RESULTADOS

Dos 62 animais, 51 (82,25%) testaram positivo para pelo menos um patógeno (Tabela 1). Em geral, Circovírus e *Chlamydia* sp. foram detectados em 67,8% (42/62) e 75,8% (47/62) dos animais, respectivamente. Coinfecções foram detectadas em 40 animais (64,52%). A distribuição das infecções em diferentes espécies é mostrada na Tabela 2.

Tabela 1 - Detecção de BFDV e *Chlamydia* sp. por PCR em aves das ordens Piciforme e Psitaciformes, no estado de Mato Grosso, ano de 2020.

Animal	Espécie	Condição	BFDV		<i>Chlamydia</i> sp.	
			Swabs	Sangue	Swabs	Sangue
1	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	-	+	+
2	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	+	+	+
3	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	+	+	-
4	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	+	+	+
5	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	+	+	+
6	<i>Ramphastos toco</i>	Vida livre	+	+	+	+
7	<i>Ara macao</i>	Cativeiro	+	+	+	+
8	<i>Ara macao</i>	Cativeiro	+	+	+	+
9	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
10	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
11	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
12	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
13	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
14	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
15	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
16	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
17	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
18	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	-
19	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
20	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
21	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
22	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
23	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
24	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	-

25	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	-
26	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	+
27	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
28	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
29	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
30	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
31	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
32	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
33	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
34	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
35	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
36	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
37	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
38	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	-	+
39	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
40	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+
41	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	-
42	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
43	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	-
44	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
45	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	-
46	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	+	-
47	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	+	+
48	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+
49	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	-	-
50	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	+	-
51	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	-	+
52	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
53	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
54	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
55	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	+	-	+
56	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	-	+
57	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	-	-	-
58	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+
59	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	-	-	-	+
60	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+
61	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+
62	<i>Ara ararauna</i>	Cativeiro	+	+	-	+

---

Diferentes locais de coleta mostraram positividade variável. Os swabs coletados de 12 animais testaram positivo para BFDV, mas as amostras de sangue testaram negativo para BFDV. Em contraste, as amostras de sangue de seis animais testaram positivo para BFDV, mas os swabs testaram negativo para BFDV. Para BFDV, não foram observadas diferenças nas amostras de *swabs* ou sangue ( $p = 0,86$ ); no entanto, as amostras de sangue tiveram maior positividade para *Chlamydia* sp. do que as amostras de *swabs* ( $p = 0,0014$ ).

Tabela 2 - Distribuição de animais que testaram positivo em relação ao total de animais investigados para cada patógeno e tipo de amostra.

Espécies	PCR				
	BFDV		<i>Chlamydia</i> sp.		Total
	Sangue (%)	<i>Swabs</i> (%)	Sangue (%)	<i>Swabs</i> (%)	BFDV / <i>Chlamydia</i> sp.
Tucano-toco	5/6 (83.4)	6/6 (100)	5/6 (83.4)	6/6 (100)	5/6 (83.4%) / 5/6 (83.4%)
Araracanga	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100%) / 2/2(100%)
Arara-canindé	23/54 (42.6)	28/54 (51.85)	34/54 (63)	17/54 (31.5)	34/54 (63%) / 40/54 (74%)
Total	30/62 (48.4)	36/62 (58)	41/62 (66.1)	25/62 (40)	42/62 (67.8%) / 47/62 (75.8%)

Na análise do hemograma completo de araras-canindé, encontramos anemia em apenas cinco dos 36 (13,8%) animais avaliados, mas a leucopenia foi observada em 16 (44,44%) deles. Linfopenia e monocitose foram observadas em 13 (36,11%) e 3 (8,33%) animais, respectivamente. Entre os animais com linfopenia, 10 (27,77%) testaram positivo para *Chlamydia* sp. (amostras de sangue). Uma infecção simultânea por Circovírus no sangue também foi detectada em seis deles; no entanto, ambos os patógenos foram detectados em dez animais (50%) sem alteração na análise hematológica (Tabela 3).

Tabela 3. Distribuição de alterações hematológicas e detecção de patógenos em *Ara ararauna* e detecção de BFDV e *Chlamydia* sp.

Arara-canindé	PCR			
	Não	Circovírus	Clamídiales	Coinfecção
Anemia*	5	1	3	1
Leucopenia	16	5	12	4
Linfopenia	13	6	10	6
Monocitose	3	1	2	1
Nenhuma alteração	10	4	4	3

\*Eritrócitos totais, hemoglobina ou hematócrito abaixo dos valores de diretriz.

## 5- DISCUSSÃO

Embora grande parte da atenção sobre doenças infecciosas na vida selvagem seja colocada na ameaça que representam para a saúde pública, entender essas infecções no contexto da conservação da vida selvagem também é importante se considerarmos o papel que os humanos têm desempenhado em mudar a distribuição natural de patógenos através da invasão de habitats naturais e/ou translocação de animais domesticados e interrupções nas densidades populacionais da vida selvagem devido a uma série de fatores antropogênicos, como destruição de habitat (TOMPKINS, CARVER, *et al.*, 2015).

Conhecer a saúde da vida selvagem é uma parte fundamental da prevenção do aparecimento de novas doenças, porque elas são o eixo das possibilidades de transmissão aos animais domésticos e humanos (CUNNINGHAM, DASZAK, *et al.*, 2017). A transmissão através das espécies e as repercussões para os seres humanos tornam imprescindível uma abordagem em *One Health* e, por consequência, não ignorar os aspectos ecológicos e ambientais (CUNNINGHAM, DASZAK, *et al.*, 2017).

O BFDV gera uma grande preocupação em relação à conservação, pois pode infectar aves da família *Psittacidae* (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2018) que estão amplamente ameaçados de extinção em todo o mundo, de acordo com a Lista Vermelha da União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais (IUCN, 2016) (BAILLIE, HILTON-TAYLOR, *et al.*, 2004). A infecção em espécies Psittaciformes selvagens, conforme observado no nosso estudo, foi previamente descrita, no entanto, até onde temos conhecimento, este é o primeiro registro de infecção em um tucano-toco (*Ramphastos toco*).

Foi observada coinfeção por *C. psittaci* com outros patógenos, o que acontece frequentemente em aves silvestres. Mais da metade das aves passeriformes positivas para *C. psittaci* examinadas por Beckmann *et al.* (2014) tiveram infecções concomitantes, incluindo varíola aviária e tricomonas (BECKMANN, BOREL, *et al.*, 2014). Além disso, em outros hospedeiros, foi detectada a presença simultânea de *C. psittaci* com outras infecções, como, por exemplo, a coinfeção com BFDV em papagaios selvagens australianos. (SUTHERLAND, SARKER, *et al.*, 2019, AMERY-GALE, LEGIONE, *et al.*, 2020).



A maioria dos estudos de prevalência tem se concentrado em populações cativas, havendo relativamente poucos estudos publicados sobre populações de vida livre, como é o caso na Austrália. (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2016). Embora o número de animais de vida livre tenha sido limitado, neste estudo os valores positivos encontrados para BFDV em amostras de *swabs* foram de 100%. Por outro lado, a taxa de positividade de animais em cativeiro foi de 65%, o que representa um percentual maior do que o descrito na literatura para Psittaciformes na América do Sul (ARAÚJO, ANDERY, *et al.*, 2015, MORALES, SIBRIÁN, *et al.*, 2021). Acredita-se que esses valores possam estar relacionados à exposição das aves suscetíveis ao vírus BFDV, uma vez que em cativeiro as taxas de infecção costumam ser mais elevadas, favorecendo a disseminação do agente patogênico (RITCHIE, B W, NIAGRO, LATIMER, STEFFENS, PESTI, ANCONA, *et al.*, 1991, RITCHIE, Branson W, CARTER, 1995).

Os resultados para a infecção por *Chlamydia* sp. variam de acordo com a presença de doença clínica, e os testes de diagnóstico usando amplificação de DNA refletem o estado de portador do animal (KALETA, TADAY, 2003). Embora haja uma descrição de *C. psittaci* na ordem Piciformes em *Ramphastos tucanus* (BRAZ, SILVA, *et al.*, 2014), os valores de positividade encontrados neste estudo são dignos de nota porque os indivíduos viviam em liberdade. Além disso, *C. psittaci* foi detectado em quarenta e dois (67,7%) indivíduos Psittaciformes. Os valores encontrados neste estudo são superiores aos de Raso (2012) para Piciformes que também utilizaram técnicas moleculares (RASO, FERREIRA, *et al.*, 2012) e aos resultados obtidos utilizando outras técnicas de diagnóstico (sororo prevalência: 44.74 ± 15.84%) (CARLOS, LUYO, 2018). As amostras de sangue são mais sensíveis à detecção do que os *swabs*, o que salienta a importância de testar diferentes amostras (DE FREITAS RASO, SEIXAS, *et al.*, 2006).

Entre as alterações hematológicas encontradas neste estudo, verificamos a ocorrência de linfocitose e monocitose conforme descrito por Ono (2009) em psitacídeos positivos para *Chlamydia* sp (ONO, 2009). No entanto, trabalhos com análise hematológica em Psittaciformes positivos para a clamidiose são escassos. Além disso, a BFDV afeta a medula óssea e causa depressão grave na contagem heterofílica e ocasionalmente causa anemia e leucopenia geral. Embora os sinais clínicos em aves adultas infectadas sejam menos óbvios, a progressão da doença

pode resultar em sintomas mais graves. No entanto, à medida que a doença progride, a ave também pode ficar doente em decorrência de outras infecções concomitantes (HARCOURT-BROWN, 2009).

Considerando que a *C. psittaci* é conhecida por causar doença grave em pelo menos alguns hospedeiros aviários, é plausível que possa resultar em declínios populacionais em populações de aves selvagens, especialmente quando as populações compreendem hospedeiros altamente suscetíveis (como indivíduos imunocomprometidos) ou quando combinados com estressores adicionais ou infecções concomitantes (STOKES, BERG, *et al.*, 2021). A infecção por clamídia em certas populações de aves pode, portanto, ser uma preocupação de conservação, particularmente em hospedeiros como psitacídeos, que são uma das ordens de aves mais ameaçadas (COLLAR, 2000), são conhecidos por sofrerem infecções frequentes por *C. psittaci* (SACHSE, LAROUCAU, *et al.*, 2015) e subsequentemente pode sofrer alta mortalidade (DE FREITAS RASO, GODOY, *et al.*, 2004, ORNELAS-EUSEBIO, SÁNCHEZ-GODOY, *et al.*, 2016).

A taxa de mortalidade por Clamidiose Aviária geralmente varia de 5 a 40% nos casos não tratados, mas pode ser ainda mais alta em casos de coinfeção (RAVICHANDRAN, ANBAZHAGAN, *et al.*, 2021).

Os psitacídeos e outras aves que se limitam a populações pequenas e altamente ameaçadas podem sofrer perda de indivíduos por patógenos endêmicos além de estar particularmente em risco de infecção por *spill-over* de patógenos de espécies simpátricas, como sugerido recentemente por Das *et al.* com BFDV ocorrendo em espécie criticamente ameaçada (*Neophema chrysogaster*) (DAS, SMITH, *et al.*, 2020).

Os centros de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) são locais onde a vida selvagem é levada pelo governo brasileiro para tratamento e determinação do destino subsequente (libertação ou encaminhamento para outras organizações de vida selvagem). Estes centros receberam mais de 70.000 animais só em 2018 (CHARITY, FERREIRA, 2020), e as aves compreendem a maior variedade de animais recebidos no CETAS, a maioria dos quais estão ameaçados de extinção (CHARITY, FERREIRA, 2020). Os CETAS desempenham um papel fundamental na proteção da vida

selvagem do estado brasileiro, uma vez que são locais onde os animais que sofreram tráfico, apreensões e entregas voluntárias são abrigados até serem finalmente atribuídos em Centros de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) ou libertados nos seus habitats naturais. No entanto, as condições em que estes animais chegam aos centros são extremamente insalubres, o que pode comprometer todo o trabalho de reabilitação e posterior soltura dos animais (MATIAS, PEREIRA, *et al.*, 2016).

Nestas instalações, os profissionais que entraram em contacto com os animais e as condições de biossegurança devem ser informados sobre o potencial zoonótico dos agentes patogénicos virais ou bacterianos (DALY, HOUSE, *et al.*, 2017).

## 6- CONCLUSÃO

Os resultados do estudo evidenciam a ocorrência de BFDV em aves do gênero *Ara*, no estado de Mato Grosso a partir da detecção molecular. Além da ocorrência de *Chlamydia psittaci*, também a partir da detecção molecular.

Atualmente, a Reação em cadeia da Polimerase, convencional ou em tempo real, são considerados métodos mais indicados para o diagnóstico de infecções por *C. psittaci* e BFDV devido à sua sensibilidade e especificidade em comparação com outras técnicas diagnósticas.

Foi encontrada a coinfeção, por *C. psittaci* e BFDV, tanto nos Psitacídeos quanto nas aves do gênero *Ramphastos*.

Houve uma melhor detecção de clamídia, com significância estatística, a partir de amostras de sangue.

Os valores encontrados superam os valores comumente descritos na literatura. Embora os Psitacídeos sejam a principal ordem associada ao BFDV e *C. psittaci*, os *Ramphastidae*, podem ter importância na ecoepidemiologia desses patógenos. Portanto, futuras investigações sobre a presença de BFDV e *C. psittaci* em *Ramphastidae* são necessárias para determinar a relevância da forma clínica da doença neste grupo.

Sabendo da importância da presença desses patógenos nos espécimes analisados e considerando que apesar de estarem sobre a tutela do estado, algumas dessas aves teriam condições de serem reintroduzidas no ambiente, se faz necessário a identificação de patógenos a fim de coibir a soltura de animais que possam oferecer riscos ao meio ambiente.

## REFERÊNCIAS

- ABDELRAHMAN, Y. M., BELLAND, R. J. "The chlamydial developmental cycle", **FEMS Microbiology Reviews**, v. 29, n. 5, p. 949–959, nov. 2005. DOI: 10.1016/j.femsre.2005.03.002.
- ALLAN, G. M., ELLIS, J. A. "Porcine Circoviruses: A Review", **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 12, n. 1, p. 3–14, 25 jan. 2000. DOI: 10.1177/104063870001200102.
- AMERY-GALE, J., LEGIONE, A. R., MAREND, M. S., *et al.* "Surveillance for Chlamydia spp. with multilocus sequence typing analysis in wild and captive birds in Victoria, Australia", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 1, p. 16, 6 jan. 2020. DOI: 10.7589/2018-11-281.
- AMERY-GALE, J., MAREND, M. S., OWENS, J., *et al.* "A high prevalence of beak and feather disease virus in non-psittacine Australian birds", **Journal of Medical Microbiology**, v. 66, n. 7, p. 1005–1013, 1 jul. 2017. DOI: 10.1099/jmm.0.000516.
- ANDERSEN, A. A., VANROMPAY, D., "Avian Chlamydiosis (Psittacosis, Ornithosis)". In: SAIF, Y. M., FADLY, A. M., GLISSON, J. R., *et al.* (Org.), **Diseases of Poultry**, Twelfth edition ed. Ames, Iowa, Blackwell Publishing, 2013. p. 971–986.
- ANHOLT, M., BARKEMA, H. "What is One Health?", **The Canadian veterinary journal = La revue veterinaire canadienne**, v. 62, n. 6, p. 641–644, jun. 2021.
- ARAÚJO, A., ANDERY, D., FERREIRA JR., F., *et al.* "Molecular Diagnosis of Beak and Feather Disease in Native Brazilian Psittacines", **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 17, n. 4, p. 451–458, dez. 2015. DOI: 10.1590/1516-635X1704451-458.
- ASSIS, J. P. de, SOUSA, R. P. de, LINHARES, P. C. F. **TESTES DE HIPÓTESES ESTATÍSTICAS**. Mossoró, [s.n.], 2020.
- "Avian Chlamydiosis as zoonotic disease and risk reduction strategies Report of the Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare Adopted 16 April 2002". 2002. **Anais** [...] [S.l.: s.n.], 2002.
- AZEVEDO, N. P. **Deteção de Bornavírus, Poliomavírus e Circovírus em amostras biológicas, utilizando PCR e RT-PCR, de psitacídeos com diferentes aspectos clínicos**. 2014. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2014. DOI: 10.11606/D.10.2014.tde-07102014-152516.
- BAILLIE, J., HILTON-TAYLOR, C., STUART, S. N. **2004 IUCN Red List of threatened species: a global species assessment**. IUCN Publications Services Unit, 219c Huntingdon Road, Cambridge CB3 0DL, UK, IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 2004.
- BALSAMO, G., MAXTED, A. M., MIDLA, J. W., *et al.* "Compendium of Measures to Control *Chlamydia psittaci* Infection Among Humans (Psittacosis) and Pet Birds (Avian Chlamydiosis), 2017", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 31, n. 3, p. 262–282, set. 2017. DOI: 10.1647/217-265.

BASSAMI, M. R., BERRYMAN, D., WILCOX, G. E., *et al.* "Psittacine Beak and Feather Disease Virus Nucleotide Sequence Analysis and Its Relationship to Porcine Circovirus, Plant Circoviruses, and Chicken Anaemia Virus", **Virology**, v. 249, n. 2, p. 453–459, set. 1998. DOI: 10.1006/viro.1998.9324.

BECKMANN, K. M., BOREL, N., POCKNELL, A. M., *et al.* "Chlamydiosis in British Garden Birds (2005–2011): Retrospective Diagnosis and Chlamydia psittaci Genotype Determination", **EcoHealth**, v. 11, n. 4, p. 544–563, 20 dez. 2014. DOI: 10.1007/s10393-014-0951-x.

BERT, E., TOMASSONE, L., PECCATI, C., *et al.* "Detection of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) and Avian Polyomavirus (APV) DNA in Psittacine Birds in Italy", **Journal of Veterinary Medicine Series B**, v. 52, n. 2, p. 64–68, mar. 2005. DOI: 10.1111/j.1439-0450.2005.00823.x.

BLANCO-PENÑA, K., NIEHAUS, C., SALINAS-MELGOZA, A., *et al.* "Apparent lack of evidence on selected infectious agents in wild Yellow-naped Amazon parrots: implications for releasing attempts Aparente falta de evidência sobre agentes infecciosos seleccionados de loras frente amarilla: implicaciones para los procesos de liberación", v. 31, p. 7–17, 1 jan. 2013.

BOREL, N., POLKINGHORNE, A., POSPISCHIL, A. "A Review on Chlamydial Diseases in Animals: Still a Challenge for Pathologists?", **Veterinary Pathology**, v. 55, n. 3, p. 374–390, 8 maio 2018. DOI: 10.1177/0300985817751218.

BRANLEY, J., BACHMANN, N. L., JELOCNIK, M., *et al.* "Australian human and parrot Chlamydia psittaci strains cluster within the highly virulent 6BC clade of this important zoonotic pathogen", **Scientific Reports**, v. 6, n. 1, p. 30019, 4 ago. 2016. DOI: 10.1038/srep30019.

BRASIL, "Psitacose". In: SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE, DEPARTAMENTO DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA (Org.), **Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso**, 8ª edição revista ed. Brasília, Ministério da Saúde, 2010. p. 344–345.

BRASIL, M. da A. e P. **INSTRUÇÃO NORMATIVA N o 50, DE 24 DE SETEMBRO DE 2013**. [S.l.: s.n.], 2013. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/pnsa/imagens/IN502013.pdf>.

BRAZ, M. A., SILVA, D. C., SANTIAGO, M. E. B., *et al.* "Detecção e classificação molecular de Chlamydophila psittaci em amostras fecais de aves assintomáticas", **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 1, p. 161–167, fev. 2014. DOI: 10.1590/S0102-09352014000100023.

BRIGHTSMITH, D., HILBURN, J., DEL CAMPO, A., *et al.* "The use of hand-raised psittacines for reintroduction: a case study of scarlet macaws (Ara macao) in Peru and Costa Rica", **Biological Conservation**, v. 121, n. 3, p. 465–472, fev. 2005. DOI: 10.1016/j.biocon.2004.05.016.

BURNARD, D., POLKINGHORNE, A. "Chlamydial infections in wildlife—conservation threats and/or reservoirs of 'spill-over' infections?", **Veterinary Microbiology**, v. 196, p. 78–84, nov. 2016. DOI: 10.1016/j.vetmic.2016.10.018.

CARLOS, N., LUYO, E. P. "Seroprevalence of *Chlamydia psittaci* in captive macaws (*Ara* spp.) in the department of Lima, Peru", **Ciência Animal Brasileira**, v. 19, n. 0, 4 out. 2018. DOI: 10.1590/1809-6891v19e-44704.

CHARITY, S., FERREIRA, J. M. **Wildlife trafficking in Brazil**. [S.l: s.n.], 2020.

COLLAR, N. J. "Globally threatened parrots: criteria, characteristics and cures", **International Zoo Yearbook**, v. 37, n. 1, p. 21–35, jan. 2000. DOI: 10.1111/j.1748-1090.2000.tb00704.x.

CROWTHER, R. A., BERRIMAN, J. A., CURRAN, W. L., *et al.* "Comparison of the Structures of Three Circoviruses: *Chicken Anemia Virus*, *Porcine Circovirus Type 2*, and *Beak and Feather Disease Virus*", **Journal of Virology**, v. 77, n. 24, p. 13036–13041, 15 dez. 2003. DOI: 10.1128/JVI.77.24.13036-13041.2003.

CUBAS, Zalmir Silvino, SILVA, J. C., CATÃO DIAS, J. L. **Tratado De Animais Selvagens - Medicina Veterinária**. São Paulo, Ed Roca, 2007.

CUNHA, B. A. "The atypical pneumonias: clinical diagnosis and importance", **Clinical Microbiology and Infection**, v. 12, p. 12–24, 2006. DOI: 10.1111/j.1469-0691.2006.01393.x.

CUNNINGHAM, A. A., DASZAK, P., WOOD, J. L. N. "One Health, emerging infectious diseases and wildlife: two decades of progress?", **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 372, n. 1725, p. 20160167, 19 jul. 2017. DOI: 10.1098/rstb.2016.0167.

DALY, R. F., HOUSE, J., STANEK, D., *et al.* "Compendium of Measures to Prevent Disease Associated with Animals in Public Settings, 2017", **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 251, n. 11, p. 1268–1292, 1 dez. 2017. DOI: 10.2460/javma.251.11.1268.

DAS, S., SMITH, K., SARKER, S., *et al.* "Repeat spillover of beak and feather disease virus into an endangered parrot highlights the risk associated with endemic pathogen loss in endangered species", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 4, 8 out. 2020. DOI: 10.7589/2018-06-154.

DAYARAM, A., GOLDSTIEN, S., ZAWAR-REZA, P., *et al.* "Identification of Starling Circovirus in an Estuarine Mollusc (*Amphibola crenata*) in New Zealand Using Metagenomic Approaches", **Genome Announcements**, v. 1, n. 3, 27 jun. 2013. DOI: 10.1128/genomeA.00278-13.

DE FREITAS RASO, T., GODOY, S. N., MILANELO, L., *et al.* "An outbreak of chlamydiosis in captive blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) in Brazil", **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 35, n. 1, p. 94–96, mar. 2004. DOI: 10.1638/02-090.

DE FREITAS RASO, T., SEIXAS, G. H. F., GUEDES, N. M. R., *et al.* "Chlamydophila psittaci in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil", **Veterinary Microbiology**, v. 117, n. 2–4, p. 235–241, out. 2006. DOI: 10.1016/j.vetmic.2006.06.025.

DE GIER, B., HOGERWERF, L., DIJKSTRA, F., *et al.* "Disease burden of psittacosis in the Netherlands", **Epidemiology and Infection**, v. 146, n. 3, p. 303–305, 24 fev. 2018. DOI: 10.1017/S0950268817003065.

DE KLOET, E., DE KLOET, S. R. "Analysis of the beak and feather disease viral genome indicates the existence of several genotypes which have a complex psittacine host specificity", **Archives of Virology**, v. 149, n. 12, p. 2393–2412, 15 dez. 2004. DOI: 10.1007/s00705-004-0368-x.

DEAN, D., ROTHSCCHILD, J., RUETTGER, A., *et al.* "Zoonotic *Chlamydiaceae* Species Associated with Trachoma, Nepal", **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 12, p. 1948–1955, dez. 2013. DOI: 10.3201/eid1912.130656.

DOLATYABI, S., PEIGHAMBARI, S. M., RAZMYAR, J. "Molecular detection and analysis of beak and feather disease viruses in Iran", **Frontiers in Veterinary Science**, v. 9, 1 dez. 2022. DOI: 10.3389/fvets.2022.1053886.

DOLZ, G., SHELEBY-ELÍAS, J., ROMERO-ZUÑIGA, J. J., *et al.* "Prevalence of Psittacine Beak and Feather Disease Virus and Avian Polyomavirus in Captivity Psittacines from Costa Rica", **Open Journal of Veterinary Medicine**, v. 03, n. 04, p. 240–245, 2013. DOI: 10.4236/ojvm.2013.34038.

DONELEY, R. "Acute Beak and Feather Disease in juvenile African Grey parrots - an uncommon presentation of a common disease", **Australian Veterinary Journal**, v. 81, n. 4, p. 206–207, abr. 2003. DOI: 10.1111/j.1751-0813.2003.tb11472.x.

DUMKE, R., SCHNEE, C., PLETZ, M. W., *et al.* "*Mycoplasma pneumoniae* and *Chlamydia* spp. Infection in Community-Acquired Pneumonia, Germany, 2011–2012", **Emerging Infectious Diseases**, v. 21, n. 3, p. 426–434, mar. 2015. DOI: 10.3201/eid2103.140927.

EASTWOOD, J. R., BERG, M. L., SPOLDING, B., *et al.* "Prevalence of beak and feather disease virus in wild *Platycercus elegans*: comparison of three tissue types using a probe-based real-time qPCR test", **Australian Journal of Zoology**, v. 63, n. 1, p. 1, 2015. DOI: 10.1071/ZO14052.

EKEN, G., BENNUN, L., BROOKS, T. M., *et al.* "Key Biodiversity Areas as Site Conservation Targets", **BioScience**, v. 54, n. 12, p. 1110–1118, 1 dez. 2004. DOI: 10.1641/0006-3568(2004)054[1110:KBAASC]2.0.CO;2. Disponível em: [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2004\)054\[1110:KBAASC\]2.0.CO](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2004)054[1110:KBAASC]2.0.CO).

FENG, Y., FENG, Y., ZHANG, Z., *et al.* "Prevalence and genotype of *Chlamydia psittaci* in faecal samples of birds from zoos and pet markets in Kunming, Yunnan, China", **Journal of Zhejiang University-SCIENCE B**, v. 17, n. 4, p. 311–316, 14 abr. 2016. DOI: 10.1631/jzus.B1500091.



FOGELL, D. J., MARTIN, R. O., BUNBURY, N., *et al.* "Trade and conservation implications of new beak and feather disease virus detection in native and introduced parrots", **Conservation Biology**, v. 32, n. 6, p. 1325–1335, dez. 2018. DOI: 10.1111/cobi.13214.

FOGELL, D. J., MARTIN, R. O., GROOMBRIDGE, J. J. "Beak and feather disease virus in wild and captive parrots: an analysis of geographic and taxonomic distribution and methodological trends", **Archives of Virology**, v. 161, n. 8, p. 2059–2074, 5 ago. 2016. DOI: 10.1007/s00705-016-2871-2.

FUNGWITAYA, P., BUNLERTCHAROENSUK, A., UTTAMABURANA, W., *et al.* "Prevalence of Psittacine Beak and Feather Disease and Avian Polyomavirus disease Infection in Captive Psittacines in the Central part of Thailand by Multiplex Polymerase Chain Reaction", **Journal of Applied Animal Scienc**, v. 2, n. 3, p. 33–40, 2009.

GERLACH, H. **Avian Medicine, Principles and Application**, Ritchie BW, *et al* eds, **862-948**. [S.I.], Wingers Publishing, Florida., 1994

GHAI, R. R., WALLACE, R. M., KILE, J. C., *et al.* "A generalizable one health framework for the control of zoonotic diseases", **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 8588, 21 maio 2022. DOI: 10.1038/s41598-022-12619-1.

GODOY, S. N., "Psittaciformes (Araras, papagaios, periquito)". In: CUBAS, ZAMIR S, SILVA, J. C. R., CALATÃO-DIAS, J. L. (Org.), **Tratado de animais selvagens. medicina veterinária**, São Paulo, Ed. Roca, 2007. p. 222–251.

GONZÁLEZ-HEIN, G. A., GONZÁLEZ, C. M., HUARACÁN, B. R. "Fatal dual infection of avian polyomavirus and psittacine beak and feather disease virus in Chile", **Austral journal of veterinary sciences**, v. 49, n. 1, p. 59–61, 2017. DOI: 10.4067/S0719-81322017000100059.

GRIMES, J. E., WYRICK, P. B., "Chlamydiosis (ornithosis)". In: CALNEK, B. W., BARNES, H. J., BEARD, C. W., *et al.* (Org.), **Diseases of Poultry**, 9th. ed. Ames, Iowa State University Press, 1991. p. 311–325.

GU, L., LIU, W., RU, M., *et al.* "The application of metagenomic next-generation sequencing in diagnosing Chlamydia psittaci pneumonia: a report of five cases", **BMC Pulmonary Medicine**, v. 20, n. 1, p. 65, 17 dez. 2020. DOI: 10.1186/s12890-020-1098-x.

HA, H., ALLEY, M., CAHILL, J., *et al.* "The prevalence of psittacine beak and feather disease virus infection in native parrots in New Zealand", **New Zealand Veterinary Journal**, v. 57, n. 1, p. 50–52, fev. 2009. DOI: 10.1080/00480169.2009.36868.

HAKIMUDDIN, F., ABIDI, F., JAFER, O., *et al.* "Incidence and detection of beak and feather disease virus in psittacine birds in the UAE", **Biomolecular Detection and Quantification**, v. 6, p. 27–32, jan. 2016. DOI: 10.1016/j.bdq.2015.10.001.

HARCOURT-BROWN, N. H., "7 - Psittacine Birds". In: TULLY, T. N., DORRESTEIN, G. M., JONES, A. K., *et al.* (Org.), **Handbook of Avian Medicine (Second Edition)**,

Second Edition ed. Edinburgh, W.B. Saunders, 2009. p. 138–168. DOI: <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-2874-8.00007-9>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780702028748000079>.

HARKINEZHAD, T., GEENS, T., VANROMPAY, D. "Chlamydophila psittaci infections in birds: A review with emphasis on zoonotic consequences", **Veterinary Microbiology**, v. 135, n. 1–2, p. 68–77, mar. 2009. DOI: 10.1016/j.vetmic.2008.09.046.

HARKINS, G. W., MARTIN, D. P., CHRISTOFFELS, A., *et al.* "Towards inferring the global movement of beak and feather disease virus", **Virology**, v. 450–451, p. 24–33, fev. 2014. DOI: 10.1016/j.virol.2013.11.033.

HEATH, L., MARTIN, D. P., WARBURTON, L., *et al.* "Evidence of Unique Genotypes of *Beak and Feather Disease Virus* in Southern Africa", **Journal of Virology**, v. 78, n. 17, p. 9277–9284, set. 2004. DOI: 10.1128/JVI.78.17.9277-9284.2004.

HERRMANN, B., PERSSON, H., JENSEN, J.-K., *et al.* "*Chlamydophila psittaci* in Fulmars, the Faroe Islands", **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, n. 2, p. 330–332, fev. 2006. DOI: 10.3201/eid1202.050404.

HEWINSON, R. G., GRIFFITHS, P. C., BEVAN, B. J., *et al.* "Detection of *Chlamydia psittaci* DNA in avian clinical samples by polymerase chain reaction", **Veterinary Microbiology**, v. 54, n. 2, p. 155–166, fev. 1997. DOI: 10.1016/S0378-1135(96)01268-0.

HOGERWERF, L., ROOF, I., DE JONG, M. J. K., *et al.* "Animal sources for zoonotic transmission of psittacosis: a systematic review", **BMC Infectious Diseases**, v. 20, n. 1, p. 192, 4 dez. 2020. DOI: 10.1186/s12879-020-4918-y.

#### **International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV):**

<https://ictv.global/taxonomy>. [S.d.]. Disponível em: <https://ictv.global/taxonomy>. Acesso em: 1 ago. 2022.

IUCN. "*Ramphastos toco*: BirdLife International", **Red List of Threatened Species**, abr. 2016. DOI: 10.2305/iucn.uk.2017-1.rlts.t22682164a113557535.en. Disponível em: <https://www.iucnredlist.org/species/22682164/113557535>. Acesso em: 7 abr. 2022.

JONES, K. E., PATEL, N. G., LEVY, M. A., *et al.* "Global trends in emerging infectious diseases", **Nature**, v. 451, n. 7181, p. 990–993, fev. 2008. DOI: 10.1038/nature06536.

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, 17 out. 2003. DOI: 10.1080/03079450310001593613.

KATTAN, G. H., ALVAREZ-LOPEZ, H., GIRALDO, M. "Forest Fragmentation and Bird Extinctions: San Antonio Eighty Years Later", **Conservation Biology**, v. 8, n. 1, p. 138–146, mar. 1994. DOI: 10.1046/j.1523-1739.1994.08010138.x.

KNITTLER, M. R., BERNDT, A., BÖCKER, S., *et al.* "Chlamydia psittaci: New insights into genomic diversity, clinical pathology, host–pathogen interaction and anti-bacterial immunity", **International Journal of Medical Microbiology**, v. 304, n. 7, p. 877–893, out. 2014. DOI: 10.1016/j.ijmm.2014.06.010.

KNITTLER, M. R., SACHSE, K. "Chlamydia psittaci: update on an underestimated zoonotic agent", **Pathogens and Disease**, v. 73, n. 1, p. 1–15, 1 fev. 2015. DOI: 10.1093/femspd/ftu007.

LANGELIER, C., KALANTAR, K. L., MOAZED, F., *et al.* "Integrating host response and unbiased microbe detection for lower respiratory tract infection diagnosis in critically ill adults", **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 115, n. 52, 26 dez. 2018. DOI: 10.1073/pnas.1809700115.

LATIMER, K. S., NIAGRO, F. D., CAMPAGNOLI, R. P., *et al.* "Diagnosis of Concurrent Avian Polyomavirus and Psittacine Beak and Feather Disease Virus Infections Using DNA Probes", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 7, n. 3, p. 141, 1993. DOI: 10.2307/30135045.

LATIMER, K. S., RAKICH, P. M., KIRCHER, I. M., *et al.* "Extracutaneous Viral Inclusions in Psittacine Beak and Feather Disease", **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 2, n. 3, p. 204–207, 25 jul. 1990. DOI: 10.1177/104063879000200309.

LATIMER, K. S., RAKICH, P. M., NIAGRO, F. D., *et al.* "An Updated Review of Psittacine Beak and Feather Disease", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 5, n. 4, p. 211, 1991. DOI: 10.2307/27671074.

LEONARD, C. A., BOREL, N. "Chronic Chlamydial Diseases: From Atherosclerosis to Urogenital Infections", **Current Clinical Microbiology Reports**, v. 1, n. 3–4, p. 61–72, 27 dez. 2014. DOI: 10.1007/s40588-014-0005-8.

Longbottom, D., Coulter, L. J. "Animal Chlamydioses and Zoonotic Implications", **Journal of Comparative Pathology**, v. 128, n. 4, p. 217–244, maio 2003. DOI: 10.1053/jcpa.2002.0629.

MANKERTZ, A., HATTERMANN, K., EHLERS, B., *et al.* "Cloning and sequencing of columbid circovirus (CoCV), a new circovirus from pigeons", **Archives of Virology**, v. 145, n. 12, p. 2469–2479, 28 dez. 2000. DOI: 10.1007/s007050070002.

MARINI, M. Â. "Effects of forest fragmentation on birds of the cerrado region, Brazil", **Bird Conservation International**, v. 11, n. 1, p. 13–25, 17 mar. 2001. DOI: 10.1017/S0959270901001034.

MARTENS, J. M., STOKES, H. S., BERG, M. L., *et al.* "A non-invasive method to assess environmental contamination with avian pathogens: beak and feather disease virus (BFDV) detection in nest boxes", **PeerJ**, v. 8, p. e9211, 11 jun. 2020a. DOI: 10.7717/peerj.9211.

MARTENS, J. M., STOKES, H. S., BERG, M. L., *et al.* "Beak and feather disease virus (BFDV) prevalence, load and excretion in seven species of wild caught

common Australian parrots", **PLOS ONE**, v. 15, n. 7, p. e0235406, 1 jul. 2020b. DOI: 10.1371/journal.pone.0235406.

MARTENS, J. M., STOKES, H. S., EASTWOOD, J. R., *et al.* "Persistence of *beak and feather disease virus* (BFDV) infection in wild Crimson Rosellas (*Platycercus elegans*)", **Emu - Austral Ornithology**, v. 119, n. 4, p. 402–406, 2 out. 2019. DOI: 10.1080/01584197.2019.1640069.

MASSARO, M., ORTIZ-CATEDRAL, L., JULIAN, L., *et al.* "Molecular characterisation of beak and feather disease virus (BFDV) in New Zealand and its implications for managing an infectious disease", **Archives of Virology**, v. 157, n. 9, p. 1651–1663, 26 set. 2012. DOI: 10.1007/s00705-012-1336-5.

MATIAS, C. A. R., PEREIRA, I. A., REIS, E. M. F. dos, *et al.* "Frequency of zoonotic bacteria among illegally traded wild birds in Rio de Janeiro", **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 4, p. 882–888, out. 2016. DOI: 10.1016/j.bjm.2016.07.012.

MCGUIGAN, C. C., MCINTYRE, P. G., TEMPLETON, K. "Psittacosis outbreak in Tayside, Scotland, December 2011 to February 2012", **Eurosurveillance**, v. 17, n. 22, 31 maio 2012. DOI: 10.2807/ese.17.22.20186-en.

MCORIST, S., BLACK, D. G., PASS, D. A., *et al.* "Beak and feather dystrophy in wild sulphur-crested cockatoos (*Cacatua galerita*)", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 20, n. 2, p. 120–124, abr. 1984. DOI: 10.7589/0090-3558-20.2.120.

MORA-CHAVARRÍA, E., UMAÑA-CASTRO, R., ABOU-MADI, N., *et al.* "Health assessment of captive psittacine species in prerelease programs at Costa Rican rescue centers", **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 48, n. 4, p. 1135–1145, dez. 2017. DOI: 10.1638/2016-0259R.1.

MORALES, A., SIBRIÁN, X., PORRAS, F. D. "Survey of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) in Guatemalan Neotropical Psittacine Birds", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 35, n. 3, 30 set. 2021. DOI: 10.1647/20-00042.

MORISHITA, T. Y. **Poultry Blood Collection Edited by Teresa Y. Morishita, DVM, PhD, Dipl ACPV Poultry Veterinarian and Professor of Poultry Medicine & Food Safety.** [S.l: s.n.], 2019. Disponível em: <https://www.westernu.edu/media/veterinary/poultry-health/2019-BloodCollection.pdf>. Acesso em: 14 maio 2022.

NATH, B. K., DAS, S., ROBY, J. A., *et al.* "Structural Perspectives of Beak and Feather Disease Virus and Porcine Circovirus Proteins", **Viral Immunology**, v. 34, n. 1, p. 49–59, 1 fev. 2021. DOI: 10.1089/vim.2020.0097.

NIELSEN, N. O., WALTNER-TOEWS, D., NISHI, J. S., *et al.* "Whither ecosystem health and ecological medicine in veterinary medicine and education.", **The Canadian veterinary journal = La revue veterinaire canadienne**, v. 53, n. 7, p. 747–53, jul. 2012.

OGAWA, H., KATOH, H., SANADA, N., *et al.* "A novel genotype of beak and feather disease virus in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*)", **Virus Genes**, v. 41, n. 2, p. 231–235, 25 out. 2010. DOI: 10.1007/s11262-010-0509-0.

OGDEN, R., LINACRE, A. "Wildlife forensic science: A review of genetic geographic origin assignment", **Forensic Science International: Genetics**, v. 18, p. 152–159, set. 2015. DOI: 10.1016/j.fsigen.2015.02.008.

ONO, T. M. **Prevalência de Chlamydophila sp. E quadro Hematológico de Ara ararauna e Amazona aestiva em Centro de Reabilitação de Animais Silvestres em Campo Grande/MS**. 2009. Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, 2009.

ORGANIZATION, W. H., NATIONS, F. and A. O. of the U., HEALTH, W. O. for A. **High-level technical meeting to address health risks at the human-animal ecosystems interfaces: Mexico City, Mexico 15-17 November 2011**. Geneva, World Health Organization, 2012. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/handle/10665/78100>.

ORNELAS-EUSEBIO, E., SÁNCHEZ-GODOY, F. D., CHÁVEZ-MAYA, F., *et al.* "First Identification of *Chlamydia psittaci* in the Acute Illness and Death of Endemic and Endangered Psittacine Birds in Mexico", **Avian Diseases**, v. 60, n. 2, p. 540–544, jun. 2016. DOI: 10.1637/11360-122915-Case.

PASS, D. A., PERRY, R. A. "The pathology of psittacine beak and feather disease", **Australian Veterinary Journal**, v. 61, n. 3, p. 69–74, mar. 1984. DOI: 10.1111/j.1751-0813.1984.tb15520.x.

PETERS, A., PATTERSON, E. I., BAKER, B. G. B., *et al.* "Evidence of psittacine beak and feather disease virus spillover into wild critically endangered, Orange-bellied Parrots (*Neophema chrysogaster*)", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 50, n. 2, p. 288, 1 abr. 2014. DOI: 10.7589/2013-05-121.

PHALEN, D. N., "Implications of Viruses in Clinical Disorders". In: HARRISON, G. J., LIHJTFOOT, T. L. (Org.), **Clinical Avian Medicine**, [S.l.], Florida: Spix Publishing, 2005. p. 721–746.

PHENIX, K. v., WESTON, J. H., YPELAAR, I., *et al.* "Nucleotide sequence analysis of a novel circovirus of canaries and its relationship to other members of the genus Circovirus of the family Circoviridae", **Journal of General Virology**, v. 82, n. 11, p. 2805–2809, 1 nov. 2001. DOI: 10.1099/0022-1317-82-11-2805.

PROENÇA, L. M. **Proteinograma sérico e parâmetros hematológicos de papagaios-verdadeiro (Amazona aestiva) e araras-canindé (Ara ararauna) de cativeiro**. 2010. 51f f. Universidade Estadual Paulista, 2010. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/101226>. Acesso em: 19 fev. 2022.

PROENÇA, L. M., FAGLIARI, J. J., RASO, T. de F. "Infecção por C. psittaci: uma revisão com ênfase em psitacídeos", **Ciência Rural**, v. 41, n. 5, p. 841–847, maio 2011. DOI: 10.1590/S0103-84782011000500017.

**Psittacosis Surveillance and Reporting | CDC.** [S.l.: s.n.]. Disponível em: <https://www.cdc.gov/pneumonia/atypical/psittacosis/surveillance-reporting/index.html>, mar. 2022

RAIDAL, S. R., CROSS, G. M. "Acute Necrotizing Hepatitis Caused by Experimental Infection with Psittacine Beak and Feather Disease Virus", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 9, n. 1, p. 36–40, 1995. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/30130668>.

RAIDAL, S. R., PETERS, A. "Psittacine beak and feather disease: ecology and implications for conservation", **Emu - Austral Ornithology**, v. 118, n. 1, p. 80–93, 2 jan. 2018. DOI: 10.1080/01584197.2017.1387029.

RAIDAL, S., SABINE, M., CROSS, G. "Laboratory diagnosis of psittacine beak and feather disease by haemagglutination and haemagglutination inhibition", **Australian Veterinary Journal**, v. 70, n. 4, p. 133–137, abr. 1993. DOI: 10.1111/j.1751-0813.1993.tb06104.x.

RAIDAL, S., SARKER, S., PETERS, A. "Review of psittacine beak and feather disease and its effect on Australian endangered species", **Australian Veterinary Journal**, v. 93, n. 12, p. 466–470, dez. 2015. DOI: 10.1111/avj.12388.

RASO, T. de F., FERREIRA, V. L., TEIXEIRA, R. H. F., *et al.* "Survey on *Chlamydophila psittaci* in captive rhamphastids in São Paulo State, Brazil", **Ciência Rural**, v. 42, n. 7, p. 1249–1252, jul. 2012. DOI: 10.1590/S0103-84782012000700018.

RASOS, T. de F. **Chlamydophila psittaci em psitacídeos de vida livre e cativo e suas implicações à saúde pública**. 2004. 79 f. Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

RAUE, R., JOHNE, R., CROSTA, L., *et al.* "Nucleotide sequence analysis of a C1 gene fragment of psittacine beak and feather disease virus amplified by real-time polymerase chain reaction indicates a possible existence of genotypes", **Avian Pathology**, v. 33, n. 1, p. 41–50, fev. 2004. DOI: 10.1080/03079450310001636219.

RAVICHANDRAN, K., ANBAZHAGAN, S., KARTHIK, K., *et al.* "A comprehensive review on avian chlamydiosis: a neglected zoonotic disease", **Tropical Animal Health and Production**, v. 53, n. 4, p. 414, 27 set. 2021. DOI: 10.1007/s11250-021-02859-0.

REED, H. H. "Circovirus in lorries and lorikeets". 2000. **Anais [...]** [S.l.], American Association of Zoo Veterinarians; 1998, 2000. p. 317–321.

REFRESHER COURSE ON AVIARY AND CAGE BIRDS (1981: TARONGA PARK ZOO) UNIVERSITY OF SYDNEY. POST-GRADUATE COMMITTEE IN VETERINARY SCIENCE. **Aviary and caged birds. Refresher course for veterinarians**. Sydney, Sydney New South Wales: Univ. of Sydney, Post-Graduate Committee in Veterinary Science, 1981. v. 55.

REHN, M., RINGBERG, H., RONEHAGEN, A., *et al.* "Unusual increase of psittacosis in southern Sweden linked to wild bird exposure, January to April 2013", **Eurosurveillance**, v. 18, n. 19, 9 maio 2013. DOI: 10.2807/ese.18.19.20478-en.

RITCHIE B, CARTER K, "Circoviridae". In: RITCHIE, B., CARTER K (Org.), **Avian viruses: function and control**, Lake Worth, FL, Wingers Publishing Inc, 1995. p. 223–252.

RITCHIE, B W, NIAGRO, F. D., LATIMER, K. S., STEFFENS, W. L., PESTI, D., LUKERT, P. D. "Hemagglutination by psittacine beak and feather disease virus and use of hemagglutination inhibition for detection of antibodies against the virus", **American journal of veterinary research**, v. 52, n. 11, p. 1810—1815, nov. 1991. Disponível em: <http://europepmc.org/abstract/MED/1785723>.

RITCHIE, B W, NIAGRO, F. D., LATIMER, K. S., STEFFENS, W. L., PESTI, D., ANCONA, J., *et al.* "Routes and prevalence of shedding of psittacine beak and feather disease virus.", **American journal of veterinary research**, v. 52, n. 11, p. 1804–9, nov. 1991.

RITCHIE, Branson W, CARTER, K. **Avian viruses: function and control**. Lake Worth, Wingers Publishing, Inc., 1995.

RITCHIE, Branson W., NIAGRO, F. D., LUKERT, P. D., LATIMER, K. S., *et al.* "A Review of Psittacine Beak and Feather Disease: Characteristics of the PBFD Virus", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 3, n. 3, p. 143, 1989. DOI: 10.2307/30143076.

RITCHIE, Branson W., NIAGRO, F. D., LUKERT, P. D., STEFFENS, W. L., *et al.* "Characterization of a new virus from cockatoos with psittacine beak and feather disease", **Virology**, v. 171, n. 1, p. 83–88, jul. 1989. DOI: 10.1016/0042-6822(89)90513-8.

RODRIGUEZ, J. A. O., MODI, P., BRADY, M. F., "Psittacosis Pneumonia". **StatPearls [Internet]**, Treasure Island, StatPearls, 2022. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK526005/>. Acesso em: 4 jan. 2023.

RYBARCZYK, J., VERSTEELE, C., LERNOUT, T., *et al.* "Human psittacosis: a review with emphasis on surveillance in Belgium", **Acta Clinica Belgica**, v. 75, n. 1, p. 42–48, 2 jan. 2020. DOI: 10.1080/17843286.2019.1590889.

SACHSE, K., LAROUCAU, K., VANROMPAY, D. "Avian Chlamydiosis", **Current Clinical Microbiology Reports**, v. 2, n. 1, p. 10–21, 17 mar. 2015. DOI: 10.1007/s40588-014-0010-y.

SACHSE, K., VRETOU, E., LIVINGSTONE, M., *et al.* "Recent developments in the laboratory diagnosis of chlamydial infections", **Veterinary Microbiology**, v. 135, n. 1–2, p. 2–21, 16 mar. 2009. DOI: 10.1016/j.vetmic.2008.09.040.

SCHEFFERS, B. R., OLIVEIRA, B. F., LAMB, I., *et al.* "Global wildlife trade across the tree of life", **Science**, v. 366, n. 6461, p. 71–76, 4 out. 2019. DOI: 10.1126/science.aav5327.

SCHLABERG, R., CHIU, C. Y., MILLER, S., *et al.* "Validation of Metagenomic Next-Generation Sequencing Tests for Universal Pathogen Detection", **Archives of Pathology & Laboratory Medicine**, v. 141, n. 6, p. 776–786, 1 jun. 2017. DOI: 10.5858/arpa.2016-0539-RA.

SCHULTZ, M. "Rudolf Virchow", **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 9, p. 1480–1481, set. 2008. DOI: 10.3201/eid1409.086672.

SERGEANT, E. S. G. **Epitools Epidemiological Calculators**. [S.l.], Ausvet. Disponível em: <http://epitools.ausvet.com.au>. Acesso em: 31 jan. 2023., 2018

SHEARER, P. L., BONNE, N., CLARK, P., *et al.* "Beak and feather disease virus infection in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*)", **Avian Pathology**, v. 37, n. 1, p. 75–81, 16 fev. 2008. DOI: 10.1080/03079450701802206.

SHIVAPRASAD, H. L., HILL, D., TODD, D., *et al.* "Circovirus infection in a Gouldian finch (*Chloebia gouldiae*)", **Avian Pathology**, v. 33, n. 5, p. 525–529, out. 2004. DOI: 10.1080/03079450400003585.

SILVA, S. S. **Avaliação clínica, laboratorial e detecção de Chlamydophila psittaci em calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) do Distrito Federal, Brasil. Brasília**. 2013. 67 f. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal de Brasília, 2013.

SLEEMAN, J. M., DELIBERTO, T., NGUYEN, N. "Optimization of human, animal, and environmental health by using the One Health approach", **Journal of Veterinary Science**, v. 18, n. S1, p. 263, 2017. DOI: 10.4142/jvs.2017.18.S1.263.

STEWART, M. E., PERRY, R., RAIDAL, S. R. "Identification of a novel circovirus in Australian ravens (*Corvus coronoides*) with feather disease", **Avian Pathology**, v. 35, n. 2, p. 86–92, abr. 2006. DOI: 10.1080/03079450600597345.

STOKES, H. S., BERG, M. L., BENNETT, A. T. D. "A Review of Chlamydial Infections in Wild Birds", **Pathogens**, v. 10, n. 8, p. 948, 28 jul. 2021. DOI: 10.3390/pathogens10080948.

STOTZ, D. F., INTERNATIONAL, C., FITZPATRICK, J. W., *et al.* **Neotropical Birds: Ecology and Conservation**. [S.l.], University of Chicago Press, 1996. Disponível em: [https://books.google.com.br/books?id=4dZuY71MH\\_kC](https://books.google.com.br/books?id=4dZuY71MH_kC).

SUTHERLAND, M., SARKER, S., VAZ, P. K., *et al.* "Disease surveillance in wild Victorian cacatuids reveals co-infection with multiple agents and detection of novel avian viruses", **Veterinary Microbiology**, v. 235, p. 257–264, ago. 2019. DOI: 10.1016/j.vetmic.2019.07.012.

TELFER, B. L., MOBERLEY, S. A., HORT, K. P., *et al.* "Probable Psittacosis Outbreak Linked to Wild Birds", **Emerging Infectious Diseases**, v. 11, n. 3, p. 391–397, mar. 2005. DOI: 10.3201/eid1103.040601.

TENG, X.-Q., GONG, W.-C., QI, T.-T., *et al.* "Clinical Analysis of Metagenomic Next-Generation Sequencing Confirmed Chlamydia psittaci Pneumonia: A Case Series



and Literature Review", **Infection and Drug Resistance**, v. Volume 14, p. 1481–1492, abr. 2021. DOI: 10.2147/IDR.S305790.

THRALL, M. A., WEISER, G., ALISON, R. W., *et al.* (Org.). **Veterinary Hematology and Clinical Chemistry**. 2nd. ed. [S.l.], Wiley, 2012.

TODD, D., SCOTT, A. N. J., FRINGUELLI, E., *et al.* "Molecular characterization of novel circoviruses from finch and gull", **Avian Pathology**, v. 36, n. 1, p. 75–81, 15 fev. 2007. DOI: 10.1080/03079450601113654.

TODD, D., WESTON, J. H., SOIKE, D., *et al.* "Genome Sequence Determinations and Analyses of Novel Circoviruses from Goose and Pigeon", **Virology**, v. 286, n. 2, p. 354–362, ago. 2001. DOI: 10.1006/viro.2001.0985.

TOMPKINS, D. M., CARVER, S., JONES, M. E., *et al.* "Emerging infectious diseases of wildlife: a critical perspective", **Trends in Parasitology**, v. 31, n. 4, p. 149–159, abr. 2015. DOI: 10.1016/j.pt.2015.01.007.

TRAVIS, D. A., WATSON, R. P., TAUER, A. "The spread of pathogens through trade in wildlife", **Revue Scientifique et Technique de l'OIE**, v. 30, n. 1, p. 219–239, 1 abr. 2011. DOI: 10.20506/rst.30.1.2035.

TUBELIS, D. P., CAVALCANTI, R. B. "A comparison of bird communities in natural and disturbed non-wetland open habitats in the Cerrado's central region, Brazil.", **Bird Conservation International**, v. 10, n. 4, p. 331–350, 2000. DOI: DOI: 10.1017/S0959270900000290. Disponível em: <https://www.cambridge.org/core/article/comparison-of-bird-communities-in-natural-and-disturbed-nonwetland-open-habitats-in-the-cerrados-central-region-brazil/0B1456CE896E91373B571296A632E2DB>.

VAN BUUREN, C. E., DORRESTEIN, G. M., VAN DIJK, J. E. "*Chlamydia psittaci* infections in birds: A review on the pathogenesis and histopathological features", **Veterinary Quarterly**, v. 16, n. 1, p. 38–41, mar. 1994. DOI: 10.1080/01652176.1994.9694414.

VANROMPAY, D., DUCATELLE, R., HAESSEBROUCK, F. "Chlamydia psittaci infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis", **Veterinary Microbiology**, v. 45, n. 2–3, p. 93–119, jul. 1995. DOI: 10.1016/0378-1135(95)00033-7.

VANROMPAY, Daisy, "Avian Chlamydiosis". **Diseases of Poultry**, [S.l.], Wiley, 2020. p. 1086–1107. DOI: 10.1002/9781119371199.ch24.

WALLENSTEN, A., FREDLUND, H., RUNEHAGEN, A. "Multiple human-to-human transmission from a severe case of psittacosis, Sweden, January–February 2013", **Eurosurveillance**, v. 19, n. 42, 23 out. 2014. DOI: 10.2807/1560-7917.ES2014.19.42.20937.

WESTON, M., MEMON, M. A. "The illegal parrot trade in Latin America and its consequences to parrot nutrition, health and conservation". 2009. **Anais [...]** [S.l.: s.n.], 2009.

## APÊNDICE



### **Primeira detecção molecular do vírus da Doença do Bico e das Penas (BFDV) em Tucanos Toco (*Ramphastos toco*) de vida livre**

### **First molecular detection of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) in free-living Toco Toucans (*Ramphastos toco*)**

DOI: 10.55905/oelv21n8-117

Recebimento dos originais: 24/07/2023

Aceitação para publicação: 25/08/2023

**Icaro Sergio Magalhães Rocha**

Doutorando em Ciências Veterinárias

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT)

Endereço: Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367, Cuiabá, CEP: 78060-900

E-mail: icaro.rocha@ufmt.br

**Danny Franciele da Silva Dias Moraes**

Doutora em Ciências Veterinárias

Instituição: Secretaria Estadual do Meio Ambiente (SEMA – MT)

Endereço: Rua C, esquina com Rua F, Cuiabá, CEP: 78050-970

E-mail: danny.fsdm@gmail.com

**Thais Rosso da Silva**

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT)

Endereço: Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367, Cuiabá, CEP: 78060-900

E-mail: thais\_rosso\_silva@hotmail.com

**Valeria Dutra**

Doutora em Biologia Celular e Molecular

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT)

Endereço: Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367, Cuiabá, CEP: 78060-900

E-mail: valeriadutra.dutra@gmail.com

**Luciano Nakazato**

Doutor em Biologia Celular e Molecular

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT)

Endereço: Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367, Cuiabá, CEP: 78060-900

E-mail: lucnaka@gmail.com

## RESUMO

A doença do bico e das penas dos psitacídeos (PBFD), causada pelo vírus da doença do bico e das penas (BFDV) e a *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*), são atribuídas principalmente aos psitacídeos. A descrição desses agentes em *Ramphastidae* é rara e, consequentemente, esses agentes não são comumente avaliados. O tucano-toco (*Ramphastos toco*) é uma espécie da ordem dos Piciformes encontrada em vários países da América do Sul. Este é o primeiro relato de BFDV, a partir de amostras de sangue e swab, em Tucanos Toco (*Ramphastos toco*) de vida livre no Brasil. A presença de BFDV e a co-infecção com *C. psittaci* em Tucanos Toco (*Ramphastos toco*) de vida livre, no entanto, também pode representar uma ameaça de doença para outras espécies. Mais estudos são necessários para determinar a distribuição e o impacto da infecção por BFDV em Tucanos Toco (*Ramphastos toco*) de vida livre no Brasil. Além disso, destaca-se a importância do monitoramento de patógenos em aves silvestres para a conservação da vida selvagem.

**Palavras-chave:** *Ramphastidae*, *Circovirus*, *Chlamydia*, vida livre.

## ABSTRACT

Psittacine Beak and Feather Disease (PBFD), caused by the Beak and Feather Disease Virus (BFDV) and *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*), are primarily attributed to psittacines. The description of these agents in *Ramphastidae* is rare and, consequently, these agents are not commonly evaluated. The Toco Toucan (*Ramphastos toco*) is a species of the Piciformes order found in various countries in South America. This is the first report of BFDV, from blood and swab samples, in free-living Toco Toucans (*Ramphastos toco*) in Brazil. The presence of BFDV and co-infection with *C. psittaci* in free-living Toco Toucans (*Ramphastos toco*), however, may pose a disease threat to other species as well. Further work is needed to determine the distribution and impact of BFDV infection in free-living Toco Toucans (*Ramphastos toco*) in Brazil. Additionally, the importance of monitoring pathogens in wild birds for wildlife conservation is highlighted.

**Keywords:** *Ramphastidae*, *Circovirus*, *Chlamydia*, free-living.

## 1 INTRODUÇÃO

O tucano-toco (*Ramphastos toco*) é a maior espécie de tucano (Dislich, 2014), pertencente à família *Ramphastidae*, ordem *Piciformes* e gênero *Ramphastos*. Essas aves são encontradas nas regiões Neotropicais, incluindo países como Brasil, Argentina, Paraguai, Uruguai, Peru, Bolívia, Suriname e Guiana, e são classificadas como Menos Preocupantes na Lista Vermelha da IUCN (IUCN, 2016); no entanto, pouco se sabe sobre ameaças sanitárias a esta espécie.





O vírus da doença do bico e das penas (BFDV) é um DNA vírus não zoonótico da família *Circoviridae* que afeta principalmente a ordem *Psittacidae* e é extremamente importante para a conservação da vida selvagem devido à morbidade e mortalidade que causa (Martens et al., 2020; S. Raidal et al., 2015). Como outros vírus da família *Circoviridae*, o BFDV contém DNA de fita simples (ssDNA) (Nath et al., 2021). Uma grande variedade de outras aves além dos psitacídeos são suscetíveis à infecção por transbordamento esporádico (spill-over) (Amery-Gale et al., 2017).

A *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*), responsável por causar a clamidiose, pertence à família *Chlamydiaceae*. Infecta aves domésticas e silvestres, nativas e exóticas, sendo os psitacídeos os principais hospedeiros (Grimes & Wyrick, 1991; Silva, 2013). *C. psittaci* foi encontrado em 30 ordens com mais de 500 espécies de aves domésticas, de companhia, selvagens e de vida livre (Kaleta & Taday, 2003; Knittler & Sachse, 2015). O objetivo deste trabalho é descrever a ocorrência desses patógenos em tucanos-toco de vida livre, utilizando técnicas de diagnóstico molecular para contribuir com o entendimento da distribuição da doença no ambiente.

## 2 MÉTODOS

Seis tucanos foram recolhidos em janeiro de 2020 no estado do Mato Grosso, provenientes de apreensões pela Secretaria Estadual do Meio Ambiente (SEMA-MT). Esses animais foram mantidos em um recinto de reabilitação, recebendo água e ração (frutas e ração granulada) até que estivessem prontos para serem reintroduzidos no ambiente. Os animais foram mantidos neste recinto por menos de cinco dias e, portanto, foram considerados de vida livre.

Para coleta de amostra, a ave foi contida de acordo com a semiologia da espécie (Morishita, 2019). O DNA foi extraído do sangue e de um *pool* de amostras de cada animal (swabs de orofaringe e cloacal) usando um *kit* comercial de acordo com as especificações do fabricante (GenElute™, Sigma Aldrich, St. Louis, MO 63103) modificado com a adição de uma solução ligante (guanidina 2 M em etanol 96%).

Para o diagnóstico do vírus da doença do bico e das penas, as amostras foram testadas quanto à presença do genoma viral. A reação em cadeia da polimerase em tempo



real (qPCR) foi realizada para amplificar um fragmento de 202 pb da região que codifica a proteína C1 do capsídeo usando os seguintes pares de iniciadores: 5'-CGG TGC CAG AAA ATG GTA TGT TAG-3'; e 5'-GAA GCT GAA GCC AAT GCC GTA-3' (Raue et al., 2004). A qPCR foi realizada em um instrumento BioRad.

A detecção de *C. psittaci* por PCR foi realizada usando os primers 5'-CGA AGA CAC TCC TCA AAG CC-3' e 5'-CCT TCC CAC ATA GTG CCA TC-3' (Hewinson et al., 1997).

A coleta de material biológico foi autorizada pelo Instituto Chico Mendes de Biodiversidade/ICMBio (SISBIO nº 74214-1) e aprovada pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Mato Grosso/CEUA/UFMT (23108.053296/2020-11).

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Neste estudo, detectamos a presença de BFDV em todos os 6 animais avaliados, em 100% (6/6) das amostras de swab e 83,33% (5/6) das amostras de sangue por qPCR, relatando a primeira detecção de BFDV em tucano-toco (*Ramphastos toco*) na região centro-oeste do Brasil. Foi observada uma incidência relativamente alta de animais infectados com BFDV quando comparada com a ocorrência em outras espécies (Araújo et al., 2015; Morales et al., 2021).

Com base na detecção molecular de *C. psittaci*, as amostras de todos os indivíduos foram consideradas positivas, sendo 100% (6/6) dos swabs e 83,33% (5/6) das amostras de sangue positivas. Resultados positivos foram observados para mais de um tipo de amostra biológica (Tabela 1).

Embora a ocorrência da doença nos animais não tenha sido avaliada clinicamente, a detecção do BFDV sugere o status de portador nos indivíduos. Os resultados deste estudo contribuem para a documentação de um agente infeccioso da família *Ramphastidae*, tanto pelo relato inédito de BFDV quanto pelos altos valores encontrados para *C. psittaci* em função dos escassos registros (Raso et al., 2012).

A ocorrência de BFDV em espécies não psitacídeos pode estar relacionada a ectoparasitas, como fômites ou vetores de transmissão, principalmente para espécies que





se alimentam de insetos (Sarker et al., 2015). O hábito alimentar de *Ramphastidae* (Cornelissen & Ritchie, 1994), que consomem ovos, não pode ser descartado, pois a presença de BFDV já foi identificada em ninhos na natureza (Latimer et al., 1991; Peters et al., 2014; S. R. Raidal & Peters, 2018).

Embora os Psittaciformes sejam a principal ordem associada a BFDV e *C. psittaci*, nosso estudo indica que outra espécie aviária, como *Ramphastidae*, pode ser importante na ecoepidemiologia desses patógenos. Portanto, investigações futuras sobre a presença de BFDV e *C. psittaci* em *Ramphastidae* são necessárias para determinar a relevância da forma clínica da doença neste grupo.

Tabela 1. Resultados da detecção de PCR para o vírus da doença do bico e das penas (BFDV) e *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*) em Tucano-toco (*Ramphastos toco*) de vida livre.

Animal	Espécie	Condição de vida	BFDV		<i>Chlamydia</i> sp.	
			Swab	Sangue	Swab	Sangue
1	<i>Ramphastos toco</i>	Vida Livre	+	-	+	+
2	<i>Ramphastos toco</i>		+	+	+	+
3	<i>Ramphastos toco</i>		+	+	+	-
4	<i>Ramphastos toco</i>		+	+	+	+
5	<i>Ramphastos toco</i>		+	+	+	+
6	<i>Ramphastos toco</i>		+	+	+	+

## RECONHECIMENTOS

Agradecemos ao Instituto Brasileiro de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e ao Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Mato Grosso pelos alvarás (SISBIO nº 74214-1) e CEUA/UFMT nº. 23108.053296/2020-11).



## FINANCIAMENTO

Este trabalho foi apoiado pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e pelo Conselho Nacional para o Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (proc.314068/2020-1).



## REFERÊNCIAS

- Amery-Gale, J., Marends, M. S., Owens, J., Eden, P. A., Browning, G. F., & Devlin, J. M. (2017). A high prevalence of beak and feather disease virus in non-psittacine Australian birds. *Journal of Medical Microbiology*, 66(7), 1005–1013. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.000516>
- Araújo, A., Andery, D., Ferreira Jr., F., Ortiz, M., Marques, M., Marin, S., Vilela, D., Resende, J., Resende, M., Donatti, R., & Martins, N. (2015). Molecular Diagnosis of Beak and Feather Disease in Native Brazilian Psittacines. *Revista Brasileira de Ciência Avícola*, 17(4), 451–458. <https://doi.org/10.1590/1516-635X1704451-458>
- Cornelissen, H., & Ritchie, B. W. (1994). *Ramphastidae*. In B. R. W. RITCHIE, G. J. HARRISON, & L. R. HARRISON (Eds.), *Avian Medicine: Principles and Applications* (pp. 1277–1283). Wingers Publishing.
- Dislich, M. (2014). Piciformes (Tucanos, Araçaris e Pica-paus). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva, & J. L. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária* (2ª, pp. 598–625). Roca.
- Grimes, J. E., & Wyrick, P. B. (1991). Chlamydiosis (ornithosis). In B. W. Calnek, H. J. Barnes, C. W. Beard, W. M. Reid, & H. W. Yoder (Eds.), *Diseases of Poultry* (9th ed., pp. 311–325). Iowa State University Press.
- Hewinson, R. G., Griffiths, P. C., Bevan, B. J., Kirwan, S. E. S., Field, M. E., Woodward, M. J., & Dawson, M. (1997). Detection of *Chlamydia psittaci* DNA in avian clinical samples by polymerase chain reaction. *Veterinary Microbiology*, 54(2), 155–166. [https://doi.org/10.1016/S0378-1135\(96\)01268-0](https://doi.org/10.1016/S0378-1135(96)01268-0)
- IUCN. (2016). *Ramphastos toco*: BirdLife International. *Red List of Threatened Species*. <https://doi.org/10.2305/iucn.uk.2017-1.rlts.t22682164a113557535.en>
- Kaletka, E. F., & Taday, E. M. A. (2003). Avian host range of *Chlamydophila* spp. based on isolation, antigen detection and serology. *Avian Pathology*, 32(5), 435–462. <https://doi.org/10.1080/03079450310001593613>
- Knittler, M. R., & Sachse, K. (2015). Chlamydia psittaci: update on an underestimated zoonotic agent. *Pathogens and Disease*, 73(1), 1–15. <https://doi.org/10.1093/femspd/ftu007>
- Latimer, K. S., Rakich, P. M., Niagro, F. D., Ritchie, B. W., Steffens, W. L., Campagnoli, R. P., Pesti, D. A., & Lukert, P. D. (1991). An Updated Review of Psittacine Beak and Feather Disease. *Journal of the Association of Avian Veterinarians*, 5(4), 211. <https://doi.org/10.2307/27671074>
- Martens, J. M., Stokes, H. S., Berg, M. L., Walder, K., Raidal, S. R., Magrath, M. J. L., & Bennett, A. T. D. (2020). Beak and feather disease virus (BFDV) prevalence, load and excretion in seven species of wild caught common Australian parrots. *PLOS ONE*, 15(7), e0235406. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0235406>





Morales, A., Sibrián, X., & Porras, F. D. (2021). Survey of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) in Guatemalan Neotropical Psittacine Birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 35(3). <https://doi.org/10.1647/20-00042>

Morishita, T. Y. (2019). *Poultry Blood Collection Edited by Teresa Y. Morishita, DVM, PhD, Dipl ACPV Poultry Veterinarian and Professor of Poultry Medicine & Food Safety*. <https://www.westernu.edu/media/veterinary/poultry-health/2019-BloodCollection.pdf>

Nath, B. K., Das, S., Roby, J. A., Sarker, S., Luque, D., Raidal, S. R., & Forwood, J. K. (2021). Structural Perspectives of Beak and Feather Disease Virus and Porcine Circovirus Proteins. *Viral Immunology*, 34(1), 49–59. <https://doi.org/10.1089/vim.2020.0097>

Peters, A., Patterson, E. I., Baker, B. G. B., Holdsworth, M., Sarker, S., Ghorashi, S. A., & Raidal, S. R. (2014). Evidence of psittacine beak and feather disease virus spillover into wild critically endangered Orange-bellied Parrots (*Neophema chrysogaster*). *Journal of Wildlife Diseases*, 50(2), 288. <https://doi.org/10.7589/2013-05-121>

Raidal, S. R., & Peters, A. (2018). Psittacine beak and feather disease: ecology and implications for conservation. *Emu - Austral Ornithology*, 118(1), 80–93. <https://doi.org/10.1080/01584197.2017.1387029>

Raidal, S., Sarker, S., & Peters, A. (2015). Review of psittacine beak and feather disease and its effect on Australian endangered species. *Australian Veterinary Journal*, 93(12), 466–470. <https://doi.org/10.1111/avj.12388>

Raso, T. de F., Ferreira, V. L., Teixeira, R. H. F., & Pinto, A. A. (2012). Survey on *Chlamydophila psittaci* in captive rhamphastids in São Paulo State, Brazil. *Ciência Rural*, 42(7), 1249–1252. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782012000700018>

Raue, R., Johne, R., Crosta, L., Bürkle, M., Gerlach, H., & Müller, H. (2004). Nucleotide sequence analysis of a C1 gene fragment of psittacine beak and feather disease virus amplified by real-time polymerase chain reaction indicates a possible existence of genotypes. *Avian Pathology*, 33(1), 41–50. <https://doi.org/10.1080/03079450310001636219>

Sarker, S., Moylan, K. G., Ghorashi, S. A., Forwood, J. K., Peters, A., & Raidal, S. R. (2015). Evidence of a deep viral host switch event with beak and feather disease virus infection in rainbow bee-eaters (*Merops ornatus*). *Scientific Reports*, 5(1), 14511. <https://doi.org/10.1038/srep14511>

Silva, S. S. (2013). *Avaliação clínica, laboratorial e detecção de Chlamydophila psittaci em calopsitas (Nymphicus hollandicus) do Distrito Federal, Brasil. Brasília* [Dissertação de Mestrado]. Universidade Federal de Brasília.

RRH: ROCHA ET AL. - MOLECULAR DETECTION OF DISEASE IN CAPTIVE WILD BIRDS IN MATO GROSSO, BRAZIL

**MOLECULAR DETECTION OF *CIRCOVIRUS* AND *CHLAMYDIA* SP. IN CAPTIVE WILD BIRDS IN MATO GROSSO, BRAZIL**

**Icaro S. M, Rocha,<sup>1,3</sup> Danny F. S. Dias,<sup>2</sup> Marcela N. A. Rocha<sup>1</sup>, Carolina M. Oliveira,<sup>1</sup> Rosa H. S. Ferraz,<sup>1</sup> Valéria Dutra,<sup>1</sup> and Luciano Nakazato<sup>1</sup>**

<sup>1</sup> Faculty of Veterinary Medicine, Federal University of Mato Grosso, Cuiabá, MT 78060-900, Brazil

<sup>2</sup> State Department for the Environment of Mato Grosso (SEMA), Cuiabá 78049-913, Brazil

<sup>3</sup> Corresponding authors (email: [icaro.rocha@ufmt.br](mailto:icaro.rocha@ufmt.br)) Icaro S. M. Rocha, Faculty of Veterinary Medicine, Federal University of Mato Grosso, Cuiabá, MT 78060-900, +55 (65) 3615-8627

Word count=1,551

**ABSTRACT:** The extinction rate and threat to wild animals have advanced considerably owing to their exploitation for various purposes that contribute to a significant number of financial resources, cover a wide portion of vertebrates, and provide conditions that favor pathogen dispersion. Most emerging infectious diseases are zoonotic and often originate in wildlife, causing harm to various aspects of human and animal lives. The beak and feather disease virus (BFDV) is not zoonotic but poses an extreme threat to conserving wildlife due to the morbidity and mortality that it causes, mainly affecting the order *Psittacidae*. *Chlamydia*, mainly the bacterium *C. psittaci*, can infect more than 130 species of birds and mammals, including humans (the infectious disease is called psittacosis). With tropism for the lungs, air sacs, and mesentery, psittacosis causes respiratory distress, abnormal excretion, lethargy, hyperthermia, and nasal and ocular discharge. This disease is zoonotic despite its significant economic impact on poultry farms. This study evaluated the presence of pathogens, one of which has zoonotic potential in a Wild Animal Screening Center (CETAS) in Mato Grosso, which is responsible for receiving animals from the Amazon, Pantanal, and Cerrado regions of Brazil. This study also evaluated the health risks that the pathogens cause in wild animals. Two wild bird species were sampled scarlet macaw (*Ara macao*) and Blue-and-yellow macaw (*Ara ararauna*), and blood and cloacal swab samples were obtained from all birds (n=56). All Scarlet macaw swab samples tested positive, for Blue-and-yellow macaw (28 samples tested positive for BFDV and 17 samples tested positive for *Chlamydia* sp.). Contrastingly, 25 blood samples tested positive for BFDV, and 36 tested positive for *Chlamydia* sp. Thus, in BFDV and *Chlamydia* sp. are highly prevalent in captive in the state of Mato Grosso, with blood samples highly sensitive to *Chlamydia* sp.

**Key words:** Beak and feather disease virus, *Chlamydia* sp., *Circovirus*, Molecular detection, Piciformes.

## INTRODUCTION

Wild animals are under constant anthropogenic pressure, and their extinction rate can be up to 1,000 times higher than the historical average (TRAVIS, WATSON, *et al.*, 2011). The market value of overexploitation is estimated at 20 billion dollars/year (OGDEN, LINACRE, 2015) and involves up to 65% and 55% of all terrestrial vertebrates and of birds, respectively (SCHEFFERS, OLIVEIRA, *et al.*,

2019). This intense flow of animals provides conditions for bioinvasion, pathogen dispersal, and overexploitation of fauna biodiversity, leading to vulnerability of the entire population.

More than 60% of emerging infectious diseases are zoonotic, and more than 70% of these zoonoses originate from wildlife (JONES, PATEL, *et al.*, 2008). In addition to the clear danger of extinction of the entire animal population, these diseases have a significant impact on public health and the economies of countries. In this context, the multidisciplinary One Health approach recommended by the World Health Organization is the most efficient way to structure public health for diseases with zoonotic characteristics (SLEEMAN, DELIBERTO, *et al.*, 2017).

Beak and feather disease virus (BFDV) is a DNA virus of the *Circoviridae* family that mainly affects the order *Psittacidae* and is not zoonotic but is extremely important for wildlife conservation due to the morbidity and mortality that it causes. (MARTENS, STOKES, *et al.*, 2020b, RAIDAL, SR, SARKER, *et al.*, 2015). First described in the early 1970s in Australia (REFRESHER COURSE ON AVIARY AND CAGE BIRDS (1981: TARONGA PARK ZOO) UNIVERSITY OF SYDNEY. POST-GRADUATE COMMITTEE IN VETERINARY SCIENCE., 1981), it infects all psittacine species (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2016) directly (host-to-host) (RAIDAL, SR, SARKER, *et al.*, 2015) and indirectly (host-environment-host) (MARTENS, STOKES, *et al.*, 2020a), in addition to it affecting other birds (AMERY-GALE, MAREND, *et al.*, 2017).

*Circovirus* is an ssDNA virus of the *Circoviridae* family, among the smallest and simplest known viruses, with tropism for the cellular epithelium of various tissues, especially the skin and gastrointestinal mucosa (NATH, DAS, *et al.*, 2021). Despite acute occurrences being more common, chronic presentation also occurs (with progressive feather loss and beak deformation), and some symptoms can be found in both clinical courses (dystrophy and irreversible loss of feathers, spreading symmetrically throughout the body, and severe immunosuppression, resulting in lethal secondary infections) (MCORIST, BLACK, *et al.*, 1984, RAIDAL, SR, SARKER, *et al.*, 2015).

In the order *Chlamydiales*, many genera may infect birds, and *Chlamydia psittaci* (*C. psittaci*) is an obligate intracellular bacterium that can infect >130 species of birds, with parrots being the most affected (VAN BUUREN, DORRESTEIN, *et al.*, 1994). With tropism for the lungs, air sacs, and mesentery, psittacosis causes respiratory distress, abnormal excretion, lethargy, hyperthermia, nasal and ocular discharges, weight loss, and reduced egg production (KNITTLER, BERNDT, *et al.*, 2014). Despite its significant economic impact on poultry farms, this disease is zoonotic (KNITTLER, BERNDT, *et al.*, 2014).

The aim of this study was to evaluate the presence of pathogens, one of which has zoonotic potential, with sanitary risk for wild animals, in a Wild Animal Screening Center (CETAS) in Mato Grosso, which is responsible for receiving animals from the Amazon, Pantanal, and Cerrado regions of Brazil.

## **MATERIALS AND METHODS**

### ***Collection of biological samples***

A total of 56 animals were collected from two species: Scarlet macaw (*Ara macao*, n=2), blue-and-yellow macaw (*Ara ararauna*, n=54), and seizures from the environmental state control secretary (SEMA-MT). These animals provisionally lived in the rehabilitation enclosures until they were ready to be reintroduced into the environment. They were regularly fed with water and a balanced diet (various fruits and granulated feed).

Animals that were kept in these pens for more 5 days were considered captive, for the purpose of infection assessment. This study was authorized by the Environmental Agency (SISBIO n° 74214-1) and the Ethics Committee for Animal Use (23108.053296/2020-11).

Whole blood was collected by venipuncture (jugular, ulnar cutaneous, or medial metatarsal access) up to a maximum of 1% of the total weight of the bird (MORISHITA, 2019). Oropharyngeal

and cloacal swabs were collected from each animal in triplicate. All birds had individual identification devices (stainless steel rings attached to the left metatarsal) to distinguish them and avoid duplicate collections. Blood samples were refrigerated once collected (6–10°C), and swabs were kept at room temperature until they were stored at -80°C.

### ***Hematological analysis***

Thirty-six of 62 blood analyses were carried out by microcentrifugation at 14,000 × g for 5 min for quantitative and qualitative evaluations of the cells (THRALL, WEISER, *et al.*, 2012). The other animals exhibited strong hemolysis after centrifugation, and it was impossible to evaluate the hematological parameters.

### ***DNA extraction and polymerase chain reaction (PCR) assay***

DNA was extracted from the individual pool of triplicate swabs (from the oropharynx and cloaca) using a commercial kit according to the manufacturer's specifications (GenElute™, Sigma Aldrich, St. Louis, MO 63103) with an added binding solution (2 M guanidine in 96% ethanol).

PCR was performed as previously described (HEWINSON, GRIFFITHS, *et al.*, 1997, RAUE, JOHNE, *et al.*, 2004). The *Chlamydia* and BFDV primers were designed to amplify a 264 bp product and a 202 bp product, respectively.

### ***Statistical analysis***

A descriptive analysis was performed using the results obtained from RT-PCR, and the results were compared with the origin and species. Additionally, statistical significance was verified with a 95% confidence interval by applying a two-tailed Z-test (ASSIS, SOUSA, *et al.*, 2020, SERGEANT, 2018).

## **RESULTS**

Of the 56 animals, 45 (80,35%) tested positive for at least one pathogen (Table 1). Overall, *Circovirus* and *Chlamydia* sp. were detected in 64,28% (36/62) and 73,21% of the animals,

respectively. Co-infections were detected in 33 animals (58,92%). The proportion of infections in different species is depicted in Table 2.

Different collection sites showed variable positivity. The swabs collected from 12 animals tested positive for BFDV, but the blood samples tested negative for BFDV. Contrastingly, the blood samples from six animals tested positive for BFDV but the swabs tested negative for BFDV. For BFDV, no differences were observed in the swab or blood samples ( $p=0.34$ ); however, the blood samples had higher positivity for *Chlamydia* sp. than the swab samples ( $p=0.0013$ ).

In the complete blood count (CBC) analysis of blue-and-yellow macaws, we only found anemia in five of 36 (13.8%) evaluated animals but leukopenia was observed in 16 (44.44%) of them. Lymphopenia and monocytosis were observed in 13 (36.11%) and 3 (8.33%) animals, respectively. Among the animals with leukopenia due to low lymphocyte levels, 10 (27.77%) tested positive for *Chlamydia* sp. (blood samples). Concomitant *Circovirus* blood infection was also detected in six of them; however, both pathogens were detected in ten animals (50%) with no alternation in hematological analysis (Table 3).

## DISCUSSION

Knowing the health of wildlife is a fundamental part of preventing the emergence of new diseases because they are the axis of the possibilities of transmission to domestic animals and humans (CUNNINGHAM, DASZAK, *et al.*, 2017). Transmission across species and spillover to humans make a One Health approach urgent and hence are not forgiving in ecological and environmental aspects (CUNNINGHAM, DASZAK, *et al.*, 2017).

In this study, BFDV caused a major conservation concern as it can infect Psittaciformes (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2018) that are widely threatened with extinction worldwide according to

the IUNC RED LIST 2004. Infection in wild Psittaciformes species, as observed in our study, has been previously described.

Prevalence studies have focused only on captive populations with relatively few published studies on free-living populations as described in Australia (FOGELL, MARTIN, *et al.*, 2016).

The results for *Chlamydia* sp. infection vary according to the presence of clinical disease, and diagnostic tests using DNA amplification reflect the carrier status of the animal (KALETA, TADAY, 2003). Furthermore, *C. psittaci* was detected in forty-one (73.21%) Psittaciformes individuals. The values found in this study are higher than those in other studies (CARLOS, LUYO, 2018, RASO, FERREIRA, *et al.*, 2012) that have also used molecular techniques and are similar to the results obtained using other diagnostic techniques. Blood samples are more sensitive to detection than swabs, which highlights the importance of testing different samples (DE FREITAS RASO, SEIXAS, *et al.*, 2006).

Among the alterations found in this study, we verified the occurrence of lymphocytosis and frequent monocytosis (ONO, 2009). Nonetheless, hematological analysis in Psittaciformes that results in a positive test for chlamydiosis is scant. Furthermore, BFDV affects the bone marrow and causes severe depression in heterophil count and occasionally causes anemia and general leukopenia. When infected, adult birds show less obvious clinical signs. However, as the disease progresses, the bird becomes ill even with other concomitant infections (HARCOURT-BROWN, 2009).

Wildlife reception centers (CETAS) are places where wildlife is taken by the Brazilian government for treatment and determining subsequent destination (release or referral to other wildlife organizations). These centers received over 70,000 animals in 2018 alone (CHARITY, FERREIRA, 2020), and birds comprise the widest range of animals received at CETAS most of which are threatened with extinction (CHARITY, FERREIRA, 2020). Wildlife tracking and rehabilitation centers are a fundamental part of the Brazilian state's wildlife protection as they are places where animals that have experienced trafficking, seizures, and voluntary surrenders are assigned until they



are finally allocated (released in their natural habitats or to wildlife companies). However, the conditions under which these animals arrive at the centers are extremely unhealthy that may compromise the entire work of rehabilitating and releasing animals (MATIAS, PEREIRA, *et al.*, 2016).

In these facilities, the professionals who have come in contact with animals and the biosecurity conditions must be informed of the zoonotic potential of viral or bacterial pathogens (NASPHV, 2017).

### **ACKNOWLEDGMENTS**

This work has been supported by the following Brazilian research agencies: National Council for Scientific and Technological Development (CNPq), Higher Education Personnel Improvement Coordination (CAPES).

## LITERATURE CITED

- ABDELRAHMAN, Y. M., BELLAND, R. J. "The chlamydial developmental cycle", **FEMS Microbiology Reviews**, v. 29, n. 5, p. 949–959, nov. 2005. DOI: 10.1016/j.femsre.2005.03.002.
- ALLAN, G. M., ELLIS, J. A. "Porcine Circoviruses: A Review", **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 12, n. 1, p. 3–14, 25 jan. 2000. DOI: 10.1177/104063870001200102.
- AMERY-GALE, J., LEGIONE, A. R., MAREND, M. S., *et al.* "Surveillance for Chlamydia spp. with multilocus sequence typing analysis in wild and captive birds in Victoria, Australia", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 1, p. 16, 6 jan. 2020. DOI: 10.7589/2018-11-281.
- AMERY-GALE, J., MAREND, M. S., OWENS, J., *et al.* "A high prevalence of beak and feather disease virus in non-psittacine Australian birds", **Journal of Medical Microbiology**, v. 66, n. 7, p. 1005–1013, 1 jul. 2017. DOI: 10.1099/jmm.0.000516.
- ANDERSEN, A. A., VANROMPAY, D., "Avian Chlamydiosis (Psittacosis, Ornithosis)". In: SAIF, Y. M., FADLY, A. M., GLISSON, J. R., *et al.* (Org.), **Diseases of Poultry**, Twelfth edition ed. Ames, Iowa, Blackwell Publishing, 2013. p. 971–986.
- ANHOLT, M., BARKEMA, H. "What is One Health?", **The Canadian veterinary journal = La revue vétérinaire canadienne**, v. 62, n. 6, p. 641–644, jun. 2021.
- ARAÚJO, A., ANDERY, D., FERREIRA JR., F., *et al.* "Molecular Diagnosis of Beak and Feather Disease in Native Brazilian Psittacines", **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 17, n. 4, p. 451–458, dez. 2015. DOI: 10.1590/1516-635X1704451-458.
- ASSIS, J. P. de, SOUSA, R. P. de, LINHARES, P. C. F. **TESTES DE HIPÓTESES ESTATÍSTICAS**. Mossoró, [s.n.], 2020.
- "Avian Chlamydiosis as zoonotic disease and risk reduction strategies Report of the Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare Adopted 16 April 2002". 2002. **Anais [...]** [S.l.: s.n.], 2002.
- AZEVEDO, N. P. **Detecção de Bornavírus, Poliomavírus e Circovírus em amostras biológicas, utilizando PCR e RT-PCR, de psitacídeos com diferentes aspectos clínicos**. 2014. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2014. DOI: 10.11606/D.10.2014.tde-07102014-152516.
- BAILLIE, J., HILTON-TAYLOR, C., STUART, S. N. **2004 IUCN Red List of threatened species: a global species assessment**. IUCN Publications Services Unit, 219c Huntingdon Road, Cambridge CB3 0DL, UK, IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 2004.
- BALSAMO, G., MAXTED, A. M., MIDLA, J. W., *et al.* "Compendium of Measures to Control *Chlamydia psittaci* Infection Among Humans (Psittacosis) and Pet Birds (Avian Chlamydiosis), 2017", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 31, n. 3, p. 262–282, set. 2017. DOI: 10.1647/217-265.
- BASSAMI, M. R., BERRYMAN, D., WILCOX, G. E., *et al.* "Psittacine Beak and Feather Disease Virus Nucleotide Sequence Analysis and Its Relationship to Porcine Circovirus, Plant Circoviruses, and Chicken Anaemia Virus", **Virology**, v. 249, n. 2, p. 453–459, set. 1998. DOI: 10.1006/viro.1998.9324.
- BECKMANN, K. M., BOREL, N., POCKNELL, A. M., *et al.* "Chlamydiosis in British Garden Birds (2005–2011): Retrospective Diagnosis and Chlamydia psittaci Genotype Determination", **EcoHealth**, v. 11, n. 4, p. 544–563, 20 dez. 2014. DOI: 10.1007/s10393-014-0951-x.

BERT, E., TOMASSONE, L., PECCATI, C., *et al.* "Detection of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) and Avian Polyomavirus (APV) DNA in Psittacine Birds in Italy", **Journal of Veterinary Medicine Series B**, v. 52, n. 2, p. 64–68, mar. 2005. DOI: 10.1111/j.1439-0450.2005.00823.x.

BLANCO-PEÑA, K., NIEHAUS, C., SALINAS-MELGOZA, A., *et al.* "Apparent lack of evidence on selected infectious agents in wild Yellow-naped Amazon parrots: implications for releasing attempts Aparente falta de evidência sobre agentes infecciosos seleccionados de loras frente amarilla: implicaciones para los procesos de liberación", v. 31, p. 7–17, 1 jan. 2013.

BOREL, N., POLKINGHORNE, A., POSPISCHIL, A. "A Review on Chlamydial Diseases in Animals: Still a Challenge for Pathologists?", **Veterinary Pathology**, v. 55, n. 3, p. 374–390, 8 maio 2018. DOI: 10.1177/0300985817751218.

BRANLEY, J., BACHMANN, N. L., JELOCNIK, M., *et al.* "Australian human and parrot *Chlamydia psittaci* strains cluster within the highly virulent 6BC clade of this important zoonotic pathogen", **Scientific Reports**, v. 6, n. 1, p. 30019, 4 ago. 2016. DOI: 10.1038/srep30019.

BRASIL, "Psitacose". In: SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE, DEPARTAMENTO DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA (Org.), **Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso**, 8ª edição revista ed. Brasília, Ministério da Saúde, 2010. p. 344–345.

BRASIL, M. da A. e P. **INSTRUÇÃO NORMATIVA N o 50, DE 24 DE SETEMBRO DE 2013**. [S.l: s.n.], 2013. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/pnsa/imagens/IN502013.pdf>.

BRAZ, M. A., SILVA, D. C., SANTIAGO, M. E. B., *et al.* "Detecção e classificação molecular de *Chlamydophila psittaci* em amostras fecais de aves assintomáticas", **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 1, p. 161–167, fev. 2014. DOI: 10.1590/S0102-09352014000100023.

BRIGHTSMITH, D., HILBURN, J., DEL CAMPO, A., *et al.* "The use of hand-raised psittacines for reintroduction: a case study of scarlet macaws (*Ara macao*) in Peru and Costa Rica", **Biological Conservation**, v. 121, n. 3, p. 465–472, fev. 2005. DOI: 10.1016/j.biocon.2004.05.016.

BURNARD, D., POLKINGHORNE, A. "Chlamydial infections in wildlife—conservation threats and/or reservoirs of 'spill-over' infections?", **Veterinary Microbiology**, v. 196, p. 78–84, nov. 2016. DOI: 10.1016/j.vetmic.2016.10.018.

CARLOS, N., LUYO, E. P. "Seroprevalence of *Chlamydia psittaci* in captive macaws (*Ara* spp.) in the department of Lima, Peru", **Ciência Animal Brasileira**, v. 19, n. 0, 4 out. 2018. DOI: 10.1590/1809-6891v19e-44704.

CHARITY, S., FERREIRA, J. M. **Wildlife trafficking in Brazil**. [S.l: s.n.], 2020.

COLLAR, N. J. "Globally threatened parrots: criteria, characteristics and cures", **International Zoo Yearbook**, v. 37, n. 1, p. 21–35, jan. 2000. DOI: 10.1111/j.1748-1090.2000.tb00704.x.

CROWTHER, R. A., BERRIMAN, J. A., CURRAN, W. L., *et al.* "Comparison of the Structures of Three Circoviruses: *Chicken Anemia Virus*, *Porcine Circovirus Type 2*, and *Beak and Feather Disease Virus*", **Journal of Virology**, v. 77, n. 24, p. 13036–13041, 15 dez. 2003. DOI: 10.1128/JVI.77.24.13036-13041.2003.

CUBAS, Zalmir Silvino, SILVA, J. C., CATÃO DIAS, J. L. **Tratado De Animais Selvagens - Medicina Veterinária**. São Paulo, Ed Roca, 2007.

- CUNHA, B. A. "The atypical pneumonias: clinical diagnosis and importance", **Clinical Microbiology and Infection**, v. 12, p. 12–24, 2006. DOI: 10.1111/j.1469-0691.2006.01393.x.
- CUNNINGHAM, A. A., DASZAK, P., WOOD, J. L. N. "One Health, emerging infectious diseases and wildlife: two decades of progress?", **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 372, n. 1725, p. 20160167, 19 jul. 2017. DOI: 10.1098/rstb.2016.0167.
- DALY, R. F., HOUSE, J., STANEK, D., *et al.* "Compendium of Measures to Prevent Disease Associated with Animals in Public Settings, 2017", **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 251, n. 11, p. 1268–1292, 1 dez. 2017. DOI: 10.2460/javma.251.11.1268.
- DAS, S., SMITH, K., SARKER, S., *et al.* "Repeat spillover of beak and feather disease virus into an endangered parrot highlights the risk associated with endemic pathogen loss in endangered species", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 4, 8 out. 2020. DOI: 10.7589/2018-06-154.
- DAYARAM, A., GOLDSTIEN, S., ZAWAR-REZA, P., *et al.* "Identification of Starling Circovirus in an Estuarine Mollusc (*Amphibola crenata*) in New Zealand Using Metagenomic Approaches", **Genome Announcements**, v. 1, n. 3, 27 jun. 2013. DOI: 10.1128/genomeA.00278-13.
- DE FREITAS RASO, T., GODOY, S. N., MILANELO, L., *et al.* "An outbreak of chlamydiosis in captive blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) in Brazil", **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 35, n. 1, p. 94–96, mar. 2004. DOI: 10.1638/02-090.
- DE FREITAS RASO, T., SEIXAS, G. H. F., GUEDES, N. M. R., *et al.* "Chlamydophila psittaci in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil", **Veterinary Microbiology**, v. 117, n. 2–4, p. 235–241, out. 2006. DOI: 10.1016/j.vetmic.2006.06.025.
- DE GIER, B., HOGERWERF, L., DIJKSTRA, F., *et al.* "Disease burden of psittacosis in the Netherlands", **Epidemiology and Infection**, v. 146, n. 3, p. 303–305, 24 fev. 2018. DOI: 10.1017/S0950268817003065.
- DE KLOET, E., DE KLOET, S. R. "Analysis of the beak and feather disease viral genome indicates the existence of several genotypes which have a complex psittacine host specificity", **Archives of Virology**, v. 149, n. 12, p. 2393–2412, 15 dez. 2004. DOI: 10.1007/s00705-004-0368-x.
- DEAN, D., ROTHCHILD, J., RUETTGER, A., *et al.* "Zoonotic *Chlamydiaceae* Species Associated with Trachoma, Nepal", **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 12, p. 1948–1955, dez. 2013. DOI: 10.3201/eid1912.130656.
- DOLATYABI, S., PEIGHAMBARI, S. M., RAZMYAR, J. "Molecular detection and analysis of beak and feather disease viruses in Iran", **Frontiers in Veterinary Science**, v. 9, 1 dez. 2022. DOI: 10.3389/fvets.2022.1053886.
- DOLZ, G., SHELEBY-ELÍAS, J., ROMERO-ZUÑIGA, J. J., *et al.* "Prevalence of Psittacine Beak and Feather Disease Virus and Avian Polyomavirus in Captivity Psittacines from Costa Rica", **Open Journal of Veterinary Medicine**, v. 03, n. 04, p. 240–245, 2013. DOI: 10.4236/ojvm.2013.34038.
- DONELEY, R. "Acute Beak and Feather Disease in juvenile African Grey parrots - an uncommon presentation of a common disease", **Australian Veterinary Journal**, v. 81, n. 4, p. 206–207, abr. 2003. DOI: 10.1111/j.1751-0813.2003.tb11472.x.

- DUMKE, R., SCHNEE, C., PLETZ, M. W., *et al.* "Mycoplasma pneumoniae and Chlamydia spp. Infection in Community-Acquired Pneumonia, Germany, 2011–2012", **Emerging Infectious Diseases**, v. 21, n. 3, p. 426–434, mar. 2015. DOI: 10.3201/eid2103.140927.
- EASTWOOD, J. R., BERG, M. L., SPOLDING, B., *et al.* "Prevalence of beak and feather disease virus in wild *Platyercus elegans*: comparison of three tissue types using a probe-based real-time qPCR test", **Australian Journal of Zoology**, v. 63, n. 1, p. 1, 2015. DOI: 10.1071/ZO14052.
- EKEN, G., BENNUN, L., BROOKS, T. M., *et al.* "Key Biodiversity Areas as Site Conservation Targets", **BioScience**, v. 54, n. 12, p. 1110–1118, 1 dez. 2004. DOI: 10.1641/0006-3568(2004)054[1110:KBAASC]2.0.CO;2. Disponível em: [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2004\)054\[1110:KBAASC\]2.0.CO](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2004)054[1110:KBAASC]2.0.CO).
- FENG, Y., FENG, Y., ZHANG, Z., *et al.* "Prevalence and genotype of Chlamydia psittaci in faecal samples of birds from zoos and pet markets in Kunming, Yunnan, China", **Journal of Zhejiang University-SCIENCE B**, v. 17, n. 4, p. 311–316, 14 abr. 2016. DOI: 10.1631/jzus.B1500091.
- FOGELL, D. J., MARTIN, R. O., BUNBURY, N., *et al.* "Trade and conservation implications of new beak and feather disease virus detection in native and introduced parrots", **Conservation Biology**, v. 32, n. 6, p. 1325–1335, dez. 2018. DOI: 10.1111/cobi.13214.
- FOGELL, D. J., MARTIN, R. O., GROOMBRIDGE, J. J. "Beak and feather disease virus in wild and captive parrots: an analysis of geographic and taxonomic distribution and methodological trends", **Archives of Virology**, v. 161, n. 8, p. 2059–2074, 5 ago. 2016. DOI: 10.1007/s00705-016-2871-2.
- FUNGWITAYA, P., BUNLERTCHAROENSUK, A., UTTAMABURANA, W., *et al.* "Prevalence of Psittacine Beak and Feather Disease and Avian Polyomavirus disease Infection in Captive Psittacines in the Central part of Thailand by Multiplex Polymerase Chain Reaction", **Journal of Applied Animal Scienc**, v. 2, n. 3, p. 33–40, 2009.
- GERLACH, H. **Avian Medicine, Principles and Application**, Ritchie BW, *et al* eds, 862-948. [S.l.], Wingers Publishing, Florida., 1994
- GHAJ, R. R., WALLACE, R. M., KILE, J. C., *et al.* "A generalizable one health framework for the control of zoonotic diseases", **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 8588, 21 maio 2022. DOI: 10.1038/s41598-022-12619-1.
- GODOY, S. N., "Psittaciformes (Araras, papagaios, periquito)". In: CUBAS, ZAMIR S, SILVA, J. C. R., CALATÃO-DIAS, J. L. (Org.), **Tratado de animais selvagens. medicina veterinária**, São Paulo, Ed. Roca, 2007. p. 222–251.
- GONZÁLEZ-HEIN, G. A., GONZÁLEZ, C. M., HUARACÁN, B. R. "Fatal dual infection of avian polyomavirus and psittacine beak and feather disease virus in Chile", **Austral journal of veterinary sciences**, v. 49, n. 1, p. 59–61, 2017. DOI: 10.4067/S0719-81322017000100059.
- GRIMES, J. E., WYRICK, P. B., "Chlamydiosis (ornithosis)". In: CALNEK, B. W., BARNES, H. J., BEARD, C. W., *et al.* (Org.), **Diseases of Poultry**, 9th. ed. Ames, Iowa State University Press, 1991. p. 311–325.
- GU, L., LIU, W., RU, M., *et al.* "The application of metagenomic next-generation sequencing in diagnosing Chlamydia psittaci pneumonia: a report of five cases", **BMC Pulmonary Medicine**, v. 20, n. 1, p. 65, 17 dez. 2020. DOI: 10.1186/s12890-020-1098-x.

HA, H., ALLEY, M., CAHILL, J., *et al.* "The prevalence of psittacine beak and feather disease virus infection in native parrots in New Zealand", **New Zealand Veterinary Journal**, v. 57, n. 1, p. 50–52, fev. 2009. DOI: 10.1080/00480169.2009.36868.

HAKIMUDDIN, F., ABIDI, F., JAFER, O., *et al.* "Incidence and detection of beak and feather disease virus in psittacine birds in the UAE", **Biomolecular Detection and Quantification**, v. 6, p. 27–32, jan. 2016. DOI: 10.1016/j.bdq.2015.10.001.

HARCOURT-BROWN, N. H., "7 - Psittacine Birds". In: TULLY, T. N., DORRESTEIN, G. M., JONES, A. K., *et al.* (Org.), **Handbook of Avian Medicine (Second Edition)**, Second Edition ed. Edinburgh, W.B. Saunders, 2009. p. 138–168. DOI: <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-2874-8.00007-9>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780702028748000079>.

HARKINEZHAD, T., GEENS, T., VANROMPAY, D. "Chlamydophila psittaci infections in birds: A review with emphasis on zoonotic consequences", **Veterinary Microbiology**, v. 135, n. 1–2, p. 68–77, mar. 2009. DOI: 10.1016/j.vetmic.2008.09.046.

HARKINS, G. W., MARTIN, D. P., CHRISTOFFELS, A., *et al.* "Towards inferring the global movement of beak and feather disease virus", **Virology**, v. 450–451, p. 24–33, fev. 2014. DOI: 10.1016/j.virol.2013.11.033.

HEATH, L., MARTIN, D. P., WARBURTON, L., *et al.* "Evidence of Unique Genotypes of *Beak and Feather Disease Virus* in Southern Africa", **Journal of Virology**, v. 78, n. 17, p. 9277–9284, set. 2004. DOI: 10.1128/JVI.78.17.9277-9284.2004.

HERRMANN, B., PERSSON, H., JENSEN, J.-K., *et al.* "*Chlamydophila psittaci* in Fulmars, the Faroe Islands", **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, n. 2, p. 330–332, fev. 2006. DOI: 10.3201/eid1202.050404.

HEWINSON, R. G., GRIFFITHS, P. C., BEVAN, B. J., *et al.* "Detection of *Chlamydia psittaci* DNA in avian clinical samples by polymerase chain reaction", **Veterinary Microbiology**, v. 54, n. 2, p. 155–166, fev. 1997. DOI: 10.1016/S0378-1135(96)01268-0.

HOGERWERF, L., ROOF, I., DE JONG, M. J. K., *et al.* "Animal sources for zoonotic transmission of psittacosis: a systematic review", **BMC Infectious Diseases**, v. 20, n. 1, p. 192, 4 dez. 2020. DOI: 10.1186/s12879-020-4918-y.

**International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV):** <https://ictv.global/taxonomy>. [S.d.]. Disponível em: <https://ictv.global/taxonomy>. Acesso em: 1 ago. 2022.

IUCN. "*Ramphastos toco*: BirdLife International", **Red List of Threatened Species**, abr. 2016. DOI: 10.2305/iucn.uk.2017-1.rlts.t22682164a113557535.en. Disponível em: <https://www.iucnredlist.org/species/22682164/113557535>. Acesso em: 7 abr. 2022.

JONES, K. E., PATEL, N. G., LEVY, M. A., *et al.* "Global trends in emerging infectious diseases", **Nature**, v. 451, n. 7181, p. 990–993, fev. 2008. DOI: 10.1038/nature06536.

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, 17 out. 2003. DOI: 10.1080/03079450310001593613.

- KATTAN, G. H., ALVAREZ-LOPEZ, H., GIRALDO, M. "Forest Fragmentation and Bird Extinctions: San Antonio Eighty Years Later", **Conservation Biology**, v. 8, n. 1, p. 138–146, mar. 1994. DOI: 10.1046/j.1523-1739.1994.08010138.x.
- KNITTLER, M. R., BERNDT, A., BÖCKER, S., *et al.* "Chlamydia psittaci: New insights into genomic diversity, clinical pathology, host–pathogen interaction and anti-bacterial immunity", **International Journal of Medical Microbiology**, v. 304, n. 7, p. 877–893, out. 2014. DOI: 10.1016/j.ijmm.2014.06.010.
- KNITTLER, M. R., SACHSE, K. "Chlamydia psittaci: update on an underestimated zoonotic agent", **Pathogens and Disease**, v. 73, n. 1, p. 1–15, 1 fev. 2015. DOI: 10.1093/femspd/ftu007.
- LANGELIER, C., KALANTAR, K. L., MOAZED, F., *et al.* "Integrating host response and unbiased microbe detection for lower respiratory tract infection diagnosis in critically ill adults", **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 115, n. 52, 26 dez. 2018. DOI: 10.1073/pnas.1809700115.
- LATIMER, K. S., NIAGRO, F. D., CAMPAGNOLI, R. P., *et al.* "Diagnosis of Concurrent Avian Polyomavirus and Psittacine Beak and Feather Disease Virus Infections Using DNA Probes", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 7, n. 3, p. 141, 1993. DOI: 10.2307/30135045.
- LATIMER, K. S., RAKICH, P. M., KIRCHER, I. M., *et al.* "Extracutaneous Viral Inclusions in Psittacine Beak and Feather Disease", **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 2, n. 3, p. 204–207, 25 jul. 1990. DOI: 10.1177/104063879000200309.
- LATIMER, K. S., RAKICH, P. M., NIAGRO, F. D., *et al.* "An Updated Review of Psittacine Beak and Feather Disease", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 5, n. 4, p. 211, 1991. DOI: 10.2307/27671074.
- LEONARD, C. A., BOREL, N. "Chronic Chlamydial Diseases: From Atherosclerosis to Urogenital Infections", **Current Clinical Microbiology Reports**, v. 1, n. 3–4, p. 61–72, 27 dez. 2014. DOI: 10.1007/s40588-014-0005-8.
- Longbottom, D., Coulter, L. J. "Animal Chlamydioses and Zoonotic Implications", **Journal of Comparative Pathology**, v. 128, n. 4, p. 217–244, maio 2003. DOI: 10.1053/jcpa.2002.0629.
- MANKERTZ, A., HATTERMANN, K., EHLERS, B., *et al.* "Cloning and sequencing of columbid circovirus (CoCV), a new circovirus from pigeons", **Archives of Virology**, v. 145, n. 12, p. 2469–2479, 28 dez. 2000. DOI: 10.1007/s007050070002.
- MARINI, M. Â. "Effects of forest fragmentation on birds of the cerrado region, Brazil", **Bird Conservation International**, v. 11, n. 1, p. 13–25, 17 mar. 2001. DOI: 10.1017/S0959270901001034.
- MARTENS, J. M., STOKES, H. S., BERG, M. L., *et al.* "A non-invasive method to assess environmental contamination with avian pathogens: beak and feather disease virus (BFDV) detection in nest boxes", **PeerJ**, v. 8, p. e9211, 11 jun. 2020a. DOI: 10.7717/peerj.9211.
- MARTENS, J. M., STOKES, H. S., BERG, M. L., *et al.* "Beak and feather disease virus (BFDV) prevalence, load and excretion in seven species of wild caught common Australian parrots", **PLOS ONE**, v. 15, n. 7, p. e0235406, 1 jul. 2020b. DOI: 10.1371/journal.pone.0235406.
- MARTENS, J. M., STOKES, H. S., EASTWOOD, J. R., *et al.* "Persistence of beak and feather disease virus (BFDV) infection in wild Crimson Rosellas (*Platycercus elegans*)", **Emu - Austral Ornithology**, v. 119, n. 4, p. 402–406, 2 out. 2019. DOI: 10.1080/01584197.2019.1640069.

MASSARO, M., ORTIZ-CATEDRAL, L., JULIAN, L., *et al.* "Molecular characterisation of beak and feather disease virus (BFDV) in New Zealand and its implications for managing an infectious disease", **Archives of Virology**, v. 157, n. 9, p. 1651–1663, 26 set. 2012. DOI: 10.1007/s00705-012-1336-5.

MATIAS, C. A. R., PEREIRA, I. A., REIS, E. M. F. dos, *et al.* "Frequency of zoonotic bacteria among illegally traded wild birds in Rio de Janeiro", **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 4, p. 882–888, out. 2016. DOI: 10.1016/j.bjm.2016.07.012.

MCGUIGAN, C. C., MCINTYRE, P. G., TEMPLETON, K. "Psittacosis outbreak in Tayside, Scotland, December 2011 to February 2012", **Eurosurveillance**, v. 17, n. 22, 31 maio 2012. DOI: 10.2807/ese.17.22.20186-en.

MCORIST, S., BLACK, D. G., PASS, D. A., *et al.* "Beak and feather dystrophy in wild sulphur-crested cockatoos (*Cacatua galerita*)", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 20, n. 2, p. 120–124, abr. 1984. DOI: 10.7589/0090-3558-20.2.120.

MORA-CHAVARRÍA, E., UMAÑA-CASTRO, R., ABOU-MADI, N., *et al.* "Health assessment of captive psittacine species in prerelease programs at Costa Rican rescue centers", **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 48, n. 4, p. 1135–1145, dez. 2017. DOI: 10.1638/2016-0259R.1.

MORALES, A., SIBRIÁN, X., PORRAS, F. D. "Survey of Beak and Feather Disease Virus (BFDV) in Guatemalan Neotropical Psittacine Birds", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 35, n. 3, 30 set. 2021. DOI: 10.1647/20-00042.

MORISHITA, T. Y. **Poultry Blood Collection Edited by Teresa Y. Morishita, DVM, PhD, Dipl ACPV Poultry Veterinarian and Professor of Poultry Medicine & Food Safety.** [S.l: s.n.], 2019. Disponível em: <https://www.westernu.edu/media/veterinary/poultry-health/2019-BloodCollection.pdf>. Acesso em: 14 maio 2022.

NATH, B. K., DAS, S., ROBY, J. A., *et al.* "Structural Perspectives of Beak and Feather Disease Virus and Porcine Circovirus Proteins", **Viral Immunology**, v. 34, n. 1, p. 49–59, 1 fev. 2021. DOI: 10.1089/vim.2020.0097.

NIELSEN, N. O., WALTNER-TOEWS, D., NISHI, J. S., *et al.* "Whither ecosystem health and ecological medicine in veterinary medicine and education.", **The Canadian veterinary journal = La revue vétérinaire canadienne**, v. 53, n. 7, p. 747–53, jul. 2012.

OGAWA, H., KATOH, H., SANADA, N., *et al.* "A novel genotype of beak and feather disease virus in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*)", **Virus Genes**, v. 41, n. 2, p. 231–235, 25 out. 2010. DOI: 10.1007/s11262-010-0509-0.

OGDEN, R., LINACRE, A. "Wildlife forensic science: A review of genetic geographic origin assignment", **Forensic Science International: Genetics**, v. 18, p. 152–159, set. 2015. DOI: 10.1016/j.fsigen.2015.02.008.

ONO, T. M. **Prevalência de Chlamydophila sp. E quadro Hematológico de Ara ararauna e Amazona aestiva em Centro de Reabilitação de Animais Silvestres em Campo Grande/MS.** 2009. Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, 2009.

ORGANIZATION, W. H., NATIONS, F. and A. O. of the U., HEALTH, W. O. for A. **High-level technical meeting to address health risks at the human-animal ecosystems interfaces: Mexico City, Mexico 15-17 November 2011.** Geneva, World Health Organization, 2012. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/handle/10665/78100>.



ORNELAS-EUSEBIO, E., SÁNCHEZ-GODOY, F. D., CHÁVEZ-MAYA, F., *et al.* "First Identification of *Chlamydia psittaci* in the Acute Illness and Death of Endemic and Endangered Psittacine Birds in Mexico", **Avian Diseases**, v. 60, n. 2, p. 540–544, jun. 2016. DOI: 10.1637/11360-122915-Case.

PASS, D. A., PERRY, R. A. "The pathology of psittacine beak and feather disease", **Australian Veterinary Journal**, v. 61, n. 3, p. 69–74, mar. 1984. DOI: 10.1111/j.1751-0813.1984.tb15520.x.

PETERS, A., PATTERSON, E. I., BAKER, B. G. B., *et al.* "Evidence of psittacine beak and feather disease virus spillover into wild critically endangered, Orange-bellied Parrots (*Neophema chrysogaster*)", **Journal of Wildlife Diseases**, v. 50, n. 2, p. 288, 1 abr. 2014. DOI: 10.7589/2013-05-121.

PHALEN, D. N., "Implications of Viruses in Clinical Disorders". In: HARRISON, G. J., LIHJTFOOT, T. L. (Org.), **Clinical Avian Medicine**, [S.l.], Florida: Spix Publishing, 2005. p. 721–746.

PHENIX, K. v., WESTON, J. H., YPELAAR, I., *et al.* "Nucleotide sequence analysis of a novel circovirus of canaries and its relationship to other members of the genus Circovirus of the family Circoviridae", **Journal of General Virology**, v. 82, n. 11, p. 2805–2809, 1 nov. 2001. DOI: 10.1099/0022-1317-82-11-2805.

PROENÇA, L. M. **Proteinograma sérico e parâmetros hematológicos de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*) e araras-canindé (*Ara ararauna*) de cativeiro**. 2010. 51f f. Universidade Estadual Paulista, 2010. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/101226>. Acesso em: 19 fev. 2022.

PROENÇA, L. M., FAGLIARI, J. J., RASO, T. de F. "Infecção por *C. psittaci*: uma revisão com ênfase em psitacídeos", **Ciência Rural**, v. 41, n. 5, p. 841–847, maio 2011. DOI: 10.1590/S0103-84782011000500017.

**Psittacosis Surveillance and Reporting | CDC**. [S.l.: s.n.]. Disponível em: <https://www.cdc.gov/pneumonia/atypical/psittacosis/surveillance-reporting/index.html>, mar. 2022

RAIDAL, S. R., CROSS, G. M. "Acute Necrotizing Hepatitis Caused by Experimental Infection with Psittacine Beak and Feather Disease Virus", **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 9, n. 1, p. 36–40, 1995. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/30130668>.

RAIDAL, S. R., PETERS, A. "Psittacine beak and feather disease: ecology and implications for conservation", **Emu - Austral Ornithology**, v. 118, n. 1, p. 80–93, 2 jan. 2018. DOI: 10.1080/01584197.2017.1387029.

RAIDAL, S., SABINE, M., CROSS, G. "Laboratory diagnosis of psittacine beak and feather disease by haemagglutination and haemagglutination inhibition", **Australian Veterinary Journal**, v. 70, n. 4, p. 133–137, abr. 1993. DOI: 10.1111/j.1751-0813.1993.tb06104.x.

RAIDAL, S., SARKER, S., PETERS, A. "Review of psittacine beak and feather disease and its effect on Australian endangered species", **Australian Veterinary Journal**, v. 93, n. 12, p. 466–470, dez. 2015. DOI: 10.1111/avj.12388.

RASO, T. de F., FERREIRA, V. L., TEIXEIRA, R. H. F., *et al.* "Survey on *Chlamydophila psittaci* in captive ramphastids in São Paulo State, Brazil", **Ciência Rural**, v. 42, n. 7, p. 1249–1252, jul. 2012. DOI: 10.1590/S0103-84782012000700018.

RASOS, T. de F. **Chlamydophila psittaci em psitacídeos de vida livre e cativeiro e suas implicações à saúde pública**. 2004. 79 f. Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

- RAUE, R., JOHNE, R., CROSTA, L., *et al.* "Nucleotide sequence analysis of a C1 gene fragment of psittacine beak and feather disease virus amplified by real-time polymerase chain reaction indicates a possible existence of genotypes", **Avian Pathology**, v. 33, n. 1, p. 41–50, fev. 2004. DOI: 10.1080/03079450310001636219.
- RAVICHANDRAN, K., ANBAZHAGAN, S., KARTHIK, K., *et al.* "A comprehensive review on avian chlamydiosis: a neglected zoonotic disease", **Tropical Animal Health and Production**, v. 53, n. 4, p. 414, 27 set. 2021. DOI: 10.1007/s11250-021-02859-0.
- REED, H. H. "Circovirus in lorries and lorikeets". 2000. **Anais [...]** [S.l.], American Association of Zoo Veterinarians; 1998, 2000. p. 317–321.
- REFRESHER COURSE ON AVIARY AND CAGE BIRDS (1981: TARONGA PARK ZOO) UNIVERSITY OF SYDNEY. POST-GRADUATE COMMITTEE IN VETERINARY SCIENCE. **Aviary and caged birds. Refresher course for veterinarians**. Sydney, Sydney New South Wales: Univ. of Sydney, Post-Graduate Committee in Veterinary Science, 1981. v. 55.
- REHN, M., RINGBERG, H., RUNEHAGEN, A., *et al.* "Unusual increase of psittacosis in southern Sweden linked to wild bird exposure, January to April 2013", **Eurosurveillance**, v. 18, n. 19, 9 maio 2013. DOI: 10.2807/ese.18.19.20478-en.
- RITCHIE B, CARTER K, "Circoviridae". In: RITCHIE, B., CARTER K (Org.), **Avian viruses: function and control**, Lake Worth, FL, Wingers Publishing Inc, 1995. p. 223–252.
- RITCHIE, B W, NIAGRO, F. D., LATIMER, K. S., STEFFENS, W. L., PESTI, D., LUKERT, P. D. "Hemagglutination by psittacine beak and feather disease virus and use of hemagglutination inhibition for detection of antibodies against the virus", **American journal of veterinary research**, v. 52, n. 11, p. 1810—1815, nov. 1991. Disponível em: <http://europepmc.org/abstract/MED/1785723>.
- RITCHIE, B W, NIAGRO, F. D., LATIMER, K. S., STEFFENS, W. L., PESTI, D., ANCONA, J., *et al.* "Routes and prevalence of shedding of psittacine beak and feather disease virus.", **American journal of veterinary research**, v. 52, n. 11, p. 1804–9, nov. 1991.
- RITCHIE, Branson W, CARTER, K. **Avian viruses: function and control**. Lake Worth, Wingers Publishing, Inc., 1995.
- RITCHIE, Branson W., NIAGRO, F. D., LUKERT, P. D., LATIMER, K. S., *et al.* "A Review of Psittacine Beak and Feather Disease: Characteristics of the PBFD Virus", **Journal of the Association of Avian Veterinarians**, v. 3, n. 3, p. 143, 1989. DOI: 10.2307/30143076.
- RITCHIE, Branson W., NIAGRO, F. D., LUKERT, P. D., STEFFENS, W. L., *et al.* "Characterization of a new virus from cockatoos with psittacine beak and feather disease", **Virology**, v. 171, n. 1, p. 83–88, jul. 1989. DOI: 10.1016/0042-6822(89)90513-8.
- RODRIGUEZ, J. A. O., MODI, P., BRADY, M. F., "Psittacosis Pneumonia.". **StatPearls [Internet]**, Treasure Island, StatPearls, 2022. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK526005/>. Acesso em: 4 jan. 2023.
- RYBARCZYK, J., VERSTEELE, C., LERNOUT, T., *et al.* "Human psittacosis: a review with emphasis on surveillance in Belgium", **Acta Clinica Belgica**, v. 75, n. 1, p. 42–48, 2 jan. 2020. DOI: 10.1080/17843286.2019.1590889.

- SACHSE, K., LAROUCAU, K., VANROMPAY, D. "Avian Chlamydiosis", **Current Clinical Microbiology Reports**, v. 2, n. 1, p. 10–21, 17 mar. 2015. DOI: 10.1007/s40588-014-0010-y.
- SACHSE, K., VRETOU, E., LIVINGSTONE, M., *et al.* "Recent developments in the laboratory diagnosis of chlamydial infections", **Veterinary Microbiology**, v. 135, n. 1–2, p. 2–21, 16 mar. 2009. DOI: 10.1016/j.vetmic.2008.09.040.
- SCHEFFERS, B. R., OLIVEIRA, B. F., LAMB, I., *et al.* "Global wildlife trade across the tree of life", **Science**, v. 366, n. 6461, p. 71–76, 4 out. 2019. DOI: 10.1126/science.aav5327.
- SCHLABERG, R., CHIU, C. Y., MILLER, S., *et al.* "Validation of Metagenomic Next-Generation Sequencing Tests for Universal Pathogen Detection", **Archives of Pathology & Laboratory Medicine**, v. 141, n. 6, p. 776–786, 1 jun. 2017. DOI: 10.5858/arpa.2016-0539-RA.
- SCHULTZ, M. "Rudolf Virchow", **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 9, p. 1480–1481, set. 2008. DOI: 10.3201/eid1409.086672.
- SERGEANT, E. S. G. **Epitools Epidemiological Calculators**. [S.l.], Ausvet. Disponível em: <http://epitools.ausvet.com.au>. Acesso em: 31 jan. 2023., 2018
- SHEARER, P. L., BONNE, N., CLARK, P., *et al.* "Beak and feather disease virus infection in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*)", **Avian Pathology**, v. 37, n. 1, p. 75–81, 16 fev. 2008. DOI: 10.1080/03079450701802206.
- SHIVAPRASAD, H. L., HILL, D., TODD, D., *et al.* "Circovirus infection in a Gouldian finch (*Chloebia gouldiae*)", **Avian Pathology**, v. 33, n. 5, p. 525–529, out. 2004. DOI: 10.1080/03079450400003585.
- SILVA, S. S. **Avaliação clínica, laboratorial e detecção de Chlamydophila psittaci em calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) do Distrito Federal, Brasil. Brasília**. 2013. 67 f. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal de Brasília, 2013.
- SLEEMAN, J. M., DELIBERTO, T., NGUYEN, N. "Optimization of human, animal, and environmental health by using the One Health approach", **Journal of Veterinary Science**, v. 18, n. S1, p. 263, 2017. DOI: 10.4142/jvs.2017.18.S1.263.
- STEWART, M. E., PERRY, R., RAIDAL, S. R. "Identification of a novel circovirus in Australian ravens (*Corvus coronoides*) with feather disease", **Avian Pathology**, v. 35, n. 2, p. 86–92, abr. 2006. DOI: 10.1080/03079450600597345.
- STOKES, H. S., BERG, M. L., BENNETT, A. T. D. "A Review of Chlamydial Infections in Wild Birds", **Pathogens**, v. 10, n. 8, p. 948, 28 jul. 2021. DOI: 10.3390/pathogens10080948.
- STOTZ, D. F., INTERNATIONAL, C., FITZPATRICK, J. W., *et al.* **Neotropical Birds: Ecology and Conservation**. [S.l.], University of Chicago Press, 1996. Disponível em: [https://books.google.com.br/books?id=4dZuY71MH\\_kC](https://books.google.com.br/books?id=4dZuY71MH_kC).
- SUTHERLAND, M., SARKER, S., VAZ, P. K., *et al.* "Disease surveillance in wild Victorian cacatuids reveals co-infection with multiple agents and detection of novel avian viruses", **Veterinary Microbiology**, v. 235, p. 257–264, ago. 2019. DOI: 10.1016/j.vetmic.2019.07.012.
- TELFER, B. L., MOBERLEY, S. A., HORT, K. P., *et al.* "Probable Psittacosis Outbreak Linked to Wild Birds", **Emerging Infectious Diseases**, v. 11, n. 3, p. 391–397, mar. 2005. DOI: 10.3201/eid1103.040601.

- TENG, X.-Q., GONG, W.-C., QI, T.-T., *et al.* "Clinical Analysis of Metagenomic Next-Generation Sequencing Confirmed Chlamydia psittaci Pneumonia: A Case Series and Literature Review", **Infection and Drug Resistance**, v. Volume 14, p. 1481–1492, abr. 2021. DOI: 10.2147/IDR.S305790.
- THRALL, M. A., WEISER, G., ALISON, R. W., *et al.* (Org.). **Veterinary Hematology and Clinical Chemistry**. 2nd. ed. [S.l.], Wiley, 2012.
- TODD, D., SCOTT, A. N. J., FRINGUELLI, E., *et al.* "Molecular characterization of novel circoviruses from finch and gull", **Avian Pathology**, v. 36, n. 1, p. 75–81, 15 fev. 2007. DOI: 10.1080/03079450601113654.
- TODD, D., WESTON, J. H., SOIKE, D., *et al.* "Genome Sequence Determinations and Analyses of Novel Circoviruses from Goose and Pigeon", **Virology**, v. 286, n. 2, p. 354–362, ago. 2001. DOI: 10.1006/viro.2001.0985.
- TOMPKINS, D. M., CARVER, S., JONES, M. E., *et al.* "Emerging infectious diseases of wildlife: a critical perspective", **Trends in Parasitology**, v. 31, n. 4, p. 149–159, abr. 2015. DOI: 10.1016/j.pt.2015.01.007.
- TRAVIS, D. A., WATSON, R. P., TAUER, A. "The spread of pathogens through trade in wildlife", **Revue Scientifique et Technique de l'OIE**, v. 30, n. 1, p. 219–239, 1 abr. 2011. DOI: 10.20506/rst.30.1.2035.
- TUBELIS, D. P., CAVALCANTI, R. B. "A comparison of bird communities in natural and disturbed non-wetland open habitats in the Cerrado's central region, Brazil.", **Bird Conservation International**, v. 10, n. 4, p. 331–350, 2000. DOI: DOI: 10.1017/S0959270900000290. Disponível em: <https://www.cambridge.org/core/article/comparison-of-bird-communities-in-natural-and-disturbed-nonwetland-open-habitats-in-the-cerrados-central-region-brazil/0B1456CE896E91373B571296A632E2DB>.
- VAN BUUREN, C. E., DORRESTEIN, G. M., VAN DIJK, J. E. "Chlamydia psittaci infections in birds: A review on the pathogenesis and histopathological features", **Veterinary Quarterly**, v. 16, n. 1, p. 38–41, mar. 1994. DOI: 10.1080/01652176.1994.9694414.
- VANROMPAY, D., DUCATELLE, R., HAESEBROUCK, F. "Chlamydia psittaci infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis", **Veterinary Microbiology**, v. 45, n. 2–3, p. 93–119, jul. 1995. DOI: 10.1016/0378-1135(95)00033-7.
- VANROMPAY, Daisy, "Avian Chlamydiosis". **Diseases of Poultry**, [S.l.], Wiley, 2020. p. 1086–1107. DOI: 10.1002/9781119371199.ch24.
- WALLENSTEN, A., FREDLUND, H., RUNEHAGEN, A. "Multiple human-to-human transmission from a severe case of psittacosis, Sweden, January–February 2013", **Eurosurveillance**, v. 19, n. 42, 23 out. 2014. DOI: 10.2807/1560-7917.ES2014.19.42.20937.
- WESTON, M., MEMON, M. A. "The illegal parrot trade in Latin America and its consequences to parrot nutrition, health and conservation". 2009. **Anais [...]** [S.l.: s.n.], 2009.

Table 1. Detection BFDV and *Chlamydia* sp. by PCR in blood and swab samples from the scarlet macaw (*Ara macao*) and Blue-and-yellow-macaw (*Ara ararauna*) at the Wild Animal Screening Center (CETAS) in Mato Grosso, Brazil year 2020

Animal id.	Specie	Living condition	BFDV		<i>Chlamydia</i> sp.	
			Swab	Blood	Swab	Blood
7	<i>Ara macao</i>	Captivity	+	+	+	+
8	<i>Ara macao</i>	Captivity	+	+	+	+
9	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
10	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
11	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
12	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
13	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
14	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
15	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
16	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
17	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
18	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	-
19	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
20	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
21	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
22	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
23	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
24	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	-
25	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	-
26	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	+
27	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
28	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
29	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
30	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
31	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
32	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
33	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
34	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
35	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
36	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
37	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
38	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	-	+
39	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
40	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+
41	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	-
42	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
43	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	-
44	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
45	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	-
46	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	+	-
47	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	+	+
48	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+

49	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	-	-
50	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	+	-
51	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	-	+
52	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
53	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
54	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
55	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	+	-	+
56	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	-	+
57	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	-	-	-
58	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+
59	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	-	-	-	+
60	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+
61	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+
62	<i>Ara ararauna</i>	Captivity	+	+	-	+

---

Table 2. Proportion of Scarlet macaw (*Ara macao*) and Blue-and-yellow-macaw (*Ara ararauna*) that tested positive per total animals investigated for each pathogen and sample type collected at the Wild Animal Screening Center (CETAS) in Mato Grosso, Brazil.

Species	PCR				
	BFDV		<i>Chlamydia</i> sp.		Total
	Blood (%)	Swab (%)	Blood (%)	Swab (%)	BFDV/ <i>Chlamydia</i> sp.
Scarlet macaw	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100)	2/2 (100%)/ 2/2 (100%)
Blue-and-yellow macaw	23/54 (42.59)	28/54 (51.85)	34/54 (62.96)	17/54 (31.48)	34/54 (62.96%)/ 39/54 (72.22%)
Total	25/56 (44.64)	30/56 (53.57)	36/56 (64.28)	19/56 (33.92)	36/56 (64.28%)/ 41/56 (73.21%)

Table 3. Distribution of hematological changes and detection of pathogens in Blue-and-yellow macaw (*Ara ararauna*) and detection of BFDV and *Chlamydia* sp. Collected at the Wild Animal Screening Center (CETAS) in Mato Grosso, Brazil.

Blue-and-yellow macaw (n=54)	PCR			
	N (%)	BFDV	<i>Chlamydia</i> sp.	Co-infection
Anemia <sup>a</sup>	5	1	3	1
Leukopenia	16	5	12	4
Lymphopenia	13	6	10	6
Monocytosis	3	1	2	1
No alteration	10	4	4	3

<sup>a</sup> Total red blood cells, hemoglobin, or hematocrit below the guideline values.



## ANEXO

### UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO

#### DESPACHO

Processo nº 23108.053296/2020-11

Interessado: DANNY FRANCIELE DA SILVA DIAS MORAES



#### COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

### UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO

Certificamos que o Protocolo Nº 23108.053296/2020-11 sobre “AVALIAÇÃO DO PERFIL SANITÁRIO DE ARARAS E TUCANOS DO ESTADO DE MATO GROSSO”, sob a responsabilidade do (a) Danny Franciele da Silva Dias Moraes, está de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotados pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), tendo sido aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA)-UFMT em reunião ordinária de 31 de julho de 2020.

We certify that the protocol 23108.053296/2020-11, entitled “AVALIAÇÃO DO PERFIL SANITÁRIO DE ARARAS E TUCANOS DO ESTADO DE MATO GROSSO”, is in agreement with the Ethical Principles for Animal Research established by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA). This project was approved by the institutional Commission for Ethics in the Use of Animals (Federal University of Mato Grosso – UFMT) on 31th july.

Número de animais experimentados: 62 aves

Number of experimented animals: 62 birds

Validade até 01/12/2020

Cuiabá-MT, 10 de agosto de 2020.

PROFA. DRA. MICHELLE IGARASHI WATANABE

PRESIDENTE

PROF. DR. KLEDIR ANDERSON HOFSTAETTER SPOHR

VICE-PRESIDENTE



Documento assinado eletronicamente por MICHELLE IGARASHI, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso, em 10/08/2020, às 09:26, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por KLEDIR ANDERSON HOFSTAETTER SPOHR, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso, em 10/08/2020, às 19:04, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



ti

tt

A autenticidade deste documento pode ser conferida no site [http://sei.ufmt.br/sei/controlador\\_externo.php?acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_acesso\\_externo=0](http://sei.ufmt.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador 2744911 e o código CRC F63E2EF6.

