

NOELY MARTINS BRINGEL DE MORAIS NONATO

**INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM PSITTACIFORMES NO
ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL**

TERESINA – PI

2023



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIAS
APLICADAS A ANIMAIS DE INTERESSE REGIONAL - PPGTAIR

NOELY MARTINS BRINGEL DE MORAIS NONATO

INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM PSITTACIFORMES NO
ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Aplicadas a Animais de Interesse Regional, da Universidade Federal do Piauí Campus Ministro Petrônio Portella, como requisito para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Lilian Silva Catenacci
Coorientadora: Prof^ª Dr^ª Tânia de Freitas Raso

TERESINA – PI

2023



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIAS APLICADAS A ANIMAIS DE INTERESSE REGIONAL
Campus Universitário "Ministro Petrônio Portella" – Bairro Ininga
CEP 64049-550 – Teresina-PI e-mail: ppgtair@ufpi.edu.br

ATA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO

Ata da Defesa de Dissertação de Mestrado de **Noely Martins Bringel de Moraes Nonato**, Aos vinte e oito dias do mês de junho do ano de dois mil e vinte e três, às 08:00 horas, reuniu-se, a Banca Examinadora da Defesa de Mestrado composta pelos Professores doutores; Lilian Silva Catenacci – Universidade Federal do Piauí, Presidente; Lauro César Soares Feitosa – Universidade Federal do Piauí, Examinador; Maria Catalina Ospina-Pinto – Universidade Estadual de São Paulo, Examinadora; Tânia de Freitas Raso – Universidade Estadual de São Paulo, Examinadora., perante a qual **Noely Martins Bringel de Moraes Nonato**, discente regularmente matriculada no Curso de Mestrado em Ciências, área Medicina Veterinária, do Programa de Tecnologias Aplicadas a Animais de Interesse Regional – PPGTAIR, da Universidade Federal do Piauí, defendeu, para cumprimento do requisito de mestre, sua Dissertação intitulada “INVESTIGAÇÃO DE Chlamydia psittaci EM PSITTACIFORMES NO ESTADO DO PIAUÍ e MARANHÃO, BRASIL” a defesa da referida dissertação ocorreu das 08:00 às 13:00 horas, tendo a mestranda sido submetida à sabatina, dispondo cada membro da banca do tempo determinado para tal. Finalmente, a Banca reuniu-se em separado e concluiu por considerar a mestranda APROVADA (Aprovada/Reprovada).

Eu, **Lilian Silva Catenacci**, que presidi a Banca de Defesa da dissertação, assino a presente Ata, juntamente com os demais membros e dou fé. Em Teresina-PI, 28 de junho de 2023.

Prof. Dr. Lilian Silva Catenacci
Universidade Federal Piauí
(Presidente)

Prof. Dr. Lauro César Soares Feitosa
Universidade Federal Piauí
(Examinador)

Profa. Dra. Tânia de Freitas Raso
Universidade Estadual de São Paulo
(Examinadora)

Profa. Dra. Maria Catalina Ospina-Pinto
Universidade Estadual de São Paulo
(Examinadora)

FICHA CATALOGRÁFICA
Universidade Federal do Piauí
Biblioteca Setorial CCA
Serviço de Representação Temática da Informação

N812i Nonato, Noely Martins Bringel de Morais.
Investigação de *Chlamydia psittaci* em psittaciformes no estado do Piauí, Brasil / Noely Martins Bringel de Morais Nonato. -- 2023.
50 f.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Piauí, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Aplicadas a Animais de Interesse Regional, 2024.

“Orientadora: Profa. Dra. “Lilian Silva Catenacci.”

1. Psittaciformes. 2. Clamidiose. 3. Diagnóstico molecular. 4. Zoonose. I. Catenacci, Lilian Silva. II. Título.

CDD 636.508

Bibliotecário: Rafael Gomes de Sousa - CRB3/1163

DEDICATÓRIA

A minha filha Beatriz, por me mostrar um amor incondicional e me tornar a mulher mais forte dessa vida. Obrigada minha princesinha por não ter deixado a mamãe desistir! Filha, é para você! Te amo filha, estaremos juntas, sempre!

As aves que fizeram parte do meu projeto, agradeço por cada vida. Meu respeito sempre aos animais.

AGRADECIMENTOS

Ao meu DEUS e minha NOSSA SENHORA, meu Senhor Deus eu te agradeço por não desistir de mim, por me levantar e me oferecer sempre o teu amor. Obrigada Deus porque tu me deste a vida e por me ensinar a enfrentar as batalhas com fé e perseverança. Mãezinha Aparecida, obrigada por interceder diante o teu filho amado. Obrigada por ser um exemplo de mulher, de fé, sabedoria e confiança.

Aos meus pais pelo ensino que me destes e principalmente pela educação como cidadã. Mainha, obrigada por ficar com Bia, por me acalantar e rezar por mim todas as vezes que eu pensei em desistir. Amo vocês.

As minhas irmãs por estarem sempre torcendo por mim. A minha vitória é de vocês também. Amo vocês.

A minha comunidade católica Shalom, meu grupo de oração Israel pelas orações. Em especial, minha mãe espiritual Mariana pelo acompanhamento, orações e força durante esse período.

Aos meus amigos e familiares pela paciência durante esse período (com minha ausência), pelas orações, palavras de apoio, abraços e amor! Voltei pessoal! Em especial, gostaria de agradecer ao amigo Eric Waquim pelo apoio nessa caminhada e Jaqueline Lustosa por sempre caminhar comigo!

A minha orientadora Lilian Silva Catenacci, por me ajudar a caminhar nesse mundo da pesquisa. Sou grata pelos ensinamentos, compartilhamento e troca durante esses anos. Elas foram fundamentais para o final dessa etapa! Muito obrigada!

A minha coorientadora Tânia de Freitas Raso, pelo apoio, dedicação e ensinamento, durante minha temporada no seu laboratório. “Quando crescer quero ser igual a você!”

Ao Ênyo obrigada por todo apoio e contribuição durante o mestrado. Obrigada por estar do meu lado, sempre! Estaremos sempre juntos na Vet!

Ao IBAMA PIAUÍ, em especial ao Analista ambiental Fabiano Pessoa, pelo apoio, incentivo, amizade. Fabiano acompanhou toda a minha caminhada desde estudante

e não tenho palavras para agradecer o quanto sempre me incentivou na carreira acadêmica. Gratidão.

Aos Tratadores do IBAMA, Enaldo, Moisés e Neide, sem vocês eu não teria conseguido MESMO! Obrigada pela parceria, pelas brincadeiras, alegrias, choros, amizade... Contem comigo sempre!!!

A coordenadora da pós-graduação Professora Maria do Socorro Pires e Cruz, minha gratidão pela sua empatia, paciência, conselhos e incentivo. Muito obrigada.

Aos meus professores da graduação e pós-graduação pela minha formação e todo conhecimento compartilhado. Em especial, gostaria de agradecer aos professores Marcelo Campos Rodrigues, Maria José dos Santos Soares, pela amizade, conselhos e incentivo!

Aos meus colegas da pós-graduação pela companhia, conversas e brincadeiras! Em especial Matheus e Leiliane. Voaremos juntos!

A FAPEPI (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Piauí), pelo seu apoio financeiro, que foi de extrema importância para que eu executasse e concluísse a minha pesquisa. Muito Obrigada.

A UFPI (Universidade Federal do Piauí), por ter me auxiliado durante tantos anos na graduação e pós-graduação. O estudo é o caminho. Desejo, que um dia, a Universidade seja morada de confiança, respeito e qualidade para toda a sociedade. Eu faço parte e quero construir uma UFPI melhor cada vez mais!

*"Sê humilde para evitar o orgulho,
mas voa alto para alcançar a sabedoria"*

(Santo Agostinho)

RESUMO

Estudos da ocorrência de *Chlamydia psittaci* não são descritos na literatura para o estado do Piauí, localizado na região nordeste do Brasil. O presente estudo, portanto, objetivou-se investigar a ocorrência da *Chlamydia psittaci* em aves da ordem Psittaciformes provenientes de órgãos ambientais do estado do Piauí e aves mantidas como pets atendidas em consultório veterinário em Teresina/Piauí. No período de março de 2020 a setembro de 2022 foram colhidas amostras cloacais de 146 animais de dois centros de triagem e reabilitação de animais selvagens (CETAS Ibama e CETAS Teresina) e de uma clínica veterinária. No caso do CETAS, os animais eram oriundos de apreensão provenientes de tráfico ou animais de entrega voluntária pela população, enquanto os atendidos na clínica veterinária possuíam tutor e eram criados como animais de estimação. As amostras foram avaliadas para detecção de *Chlamydia psittaci* utilizando a técnica de reação em cadeia pela polimerase (PCR), sendo analisadas em pool quando da mesma origem. Um total de 19,8% (n=19; IC 95%: 12,6% 29,7) foram positivos para *C.psittaci*, sendo 14,3% (5/51) oriundos do CETAS IBAMA, 90% (9/10) de Cetas Teresina e 14,2% (5/35) dos animais domiciliados atendidos no consultório. Este é o primeiro registro de *Chlamydia psittaci* no estado do Piauí. Não houve diferença significativa entre a positividade de adultos e filhotes, o que pode ter sido influenciado pelas condições de manejo e instalações inadequadas nos locais pesquisados. Com relação as aves de estimação atendidas no consultório, os indivíduos positivos eram de espécies exóticas. Até o presente estudo, todos os animais recebidos nos CETAS foram posteriormente soltos em vida livre pelos órgãos ambientais sem nenhum protocolo ou avaliação clínica. Dessa forma, esta pesquisa ressalta a importância da obtenção de um diagnóstico precoce aliado as boas práticas de manejo visando diminuir a transmissão entre os animais e a contaminação ambiental. Espera-se ainda contribuir com a saúde pública e conservação da biodiversidade.

Palavras-chave: Psittaciformes, clamidiose, diagnóstico molecular, manejo, zoonose.

ABSTRACT

Studies on the occurrence of *Chlamydia psittaci* are not described in the literature for the state of Piauí, located in the northeast region of Brazil. The present study, therefore, aimed to investigate the occurrence of *Chlamydia psittaci* in birds of the order Psittaciformes from environmental agencies in the state of Piauí and birds kept as pets treated at a veterinary office in Teresina/Piauí. From March 2020 to September 2022, cloacal samples were collected from 146 animals from two wild animal screening and rehabilitation centers (CETAS Ibama and CETAS Teresina) and a veterinary clinic. In the case of CETAS, the animals came from seizures from trafficking or animals voluntarily surrendered by the population, while those treated at the veterinary clinic had a guardian and were raised as pets. The samples were evaluated for detection of *Chlamydia psittaci* using the polymerase chain reaction (PCR) technique, being analyzed in pools when from the same origin. A total of 19.8% (n=19; 95% CI: 12.6% 29.7) were positive for *C.psittaci*, with 14.3% (5/51) coming from CETAS IBAMA, 90% (9 /10) of Cetas Teresina and 14.2% (5/35) of domiciled animals treated at the office. This is the first record of *Chlamydia psittaci* in the state of Piauí. There was no significant difference between the positivity of adults and puppies, which may have been influenced by inadequate management conditions and facilities in the researched locations. Regarding the pet birds seen in the office, the positive individuals were from exotic species. Until the present study, all animals received at CETAS were subsequently released into the wild by environmental agencies without any protocol or clinical evaluation. Therefore, this research highlights the importance of obtaining an early diagnosis combined with good management practices to reduce transmission between animals and environmental contamination. It is also expected to contribute to public health and biodiversity conservation.

Keywords: Psittaciformes, chlamydiosis, molecular diagnosis, management, zoonosis.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Estrutura antigênica da <i>C.psittaci</i>	15
Figura 2. Ciclo de vida da <i>Chlamydia</i>	16
Figura 3. Fígado aumentado de volume e com áreas amareladas, em psitacídeo com clamidiose.....	19
Figura 4. (a): necrose hepática mononuclear (b): fígado com inclusão basofílica intracitoplasmática em hepatócito.....	19

LISTA DE FIGURAS ARTIGO

Figura 1. Área de estudo com os respectivos municípios para investigação de clamidiose em Psittaciformes.....	28
Figura 2. Filhotes apreendidos pela Polícia Rodoviária Federal na cidade de Tianguá/CE. Os animais eram provenientes de São João da Fronteira/PI e estavam sendo levados para serem vendidos na feira comercial do Ceará.....	28
Figura 3. Animais apreendidos no município de Pimenteiras, Piauí.....	29
Figura 4. Colheita em <i>Amazona aestiva</i> (Papagaio verdadeiro) com swab de haste plástica na região cloacal - CETAS/IBAMA.....	30
Figura 5. Colheita em <i>Psittacus erittacus</i> (Papagaio do congo) com swab de haste plástica e <i>Trichoglossus moluccanus</i> (Lóris Molucano) com swab haste de aço inox na região cloacal.....	30
Figura 6. (a) Armazenamento das amostras em microtubos;(b) congelamento em freezer -70°; (c) processamento das amostras (d) armazenamento em gelo seco para transporte das amostras.....	31
Figura 7. <i>Amazona aestiva</i> (Papagaio verdadeiro) confirmados com <i>C. psittaci</i> : (a) conjuntivite; (b) blefarite; (c) diarreia e; (d) edema na conjuntiva e orofaringe.....	36
Figura 8. Prevalências dos sintomas e seus respectivos intervalos de confiança (95%), para animais com (positivo) e sem (negativo) detecção da <i>Chlamydia psittaci</i>	41
Figura 9. Número e porcentagens de amostras de aves investigadas por PCR para <i>Chlamydia psittaci</i> em cada categoria das variáveis e com os respectivos resultados das análises univariadas.....	42

Lista de Quadros e Tabelas

Quadro 1. Classificação sorotipos de <i>Chlamydia psittaci</i> e seus hospedeiros.....	17
Quadro 2. Ficha clínica utilizada para avaliação dos Psittaciformes atendidos em clínica particular ou encaminhados no CETAS/IBAMA.....	29
Quadro 3. Detecção de <i>Chlamydia psittaci</i> relacionando as variáveis independentes com suas respectivas categorias.....	33
Tabela 1. Espécies, nomes populares, procedência e diagnóstico positivo para <i>C. psittaci</i> de Psittaciformes nos anos de 2021 e 2022 no Piauí, Brasil.....	34
Tabela 2. Características clínicas dos animais avaliados para investigação de <i>Chlamydia psittaci</i> no Piauí.....	37
Tabela 3. Comparação das características clínicas de animais avaliados nos diferentes grupos.....	38
Tabela 4. Número e porcentagem de indivíduos com sintomas associados à detecção e não detecção da <i>Chlamydia psittaci</i>	40

Lista de Gráfico

Gráfico 1. Faixa etária dos animais coletados durante o estudo de mestrado no CETAS Ibama, CETAS Teresina e Consultório veterinário, entre os anos de 2020 e 2022.....	35
--	----

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	13
2.	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	15
2.1.	Etiologia.....	15
2.2.	Transmissão e sinais clínicos.....	18
2.3.	Achados de Necropsia e alterações histopatológicas.....	19
2.4.	Coleta de amostras biológicas e diagnóstico.....	20
2.5.	Tratamento, Prevenção e Controle.....	22
2.6.	Psitacose e sua relação com os animais.....	23
3.	OBJETIVOS.....	24
3.1.	Objetivo Geral.....	24
3.2.	Objetivos Específicos.....	24
4.	ARTIGO SUBMETIDO AO <i>ZOONOSES AND PUBLIC HEALTH</i>	
	INVESTIGAÇÃO DE <i>Chlamydia psittaci</i> EM PSITTACIFORMES NO NORDESTE, BRASIL	
1.	Introdução.....	26
2.	Materiais e Métodos	27
2.1.	Grupo e área do estudo	27
2.2.	Autorizações de coleta	30
2.3.	Coleta de Material Biológico	30
2.4.	Processamento das amostras	32
2.5.	Análise dos dados	33
3.	Resultados	34
3.1.	Indivíduos amostrados e caracterização do plantel	35
3.2.	Detecção e fatores de risco para <i>Chlamydia psittaci</i>.....	40
4.	Discussão	44
5.	Conclusão	46
5.	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	46
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	47

1. INTRODUÇÃO

A clamidiose é uma enfermidade causada pela bactéria gram negativa *Chlamydia psittaci* (Vanrompay et al.,1995; Elwell et al., 2016; Wyrick, 2000; Santos et al.,2014). É um parasita intracelular obrigatório e infecta diversas aves silvestres, domésticas e exóticas, sendo os psitacídeos os mais acometidos (Escalante-Ochoa et al.,1998; Elwell et al., 2016; Wyrick, 2000). A doença em humanos é conhecida como psitacose ou ornitose. Devido a maior popularidade na criação e comercialização das aves, a psitacose tem se tornado de grande interesse a saúde pública como uma doença zoonótica, pois essa relação mais próxima com os animais ou ambientes contaminados, pode resultar na infecção das pessoas (Ferreira et al.,2015; Proença et al., 2011). Somado a isso, a doença tem sido subdiagnosticada e negligenciada no diagnóstico e tratamento devido a complexa biologia, transmissão e patogenia, capaz de causar a infecção em diversas espécies hospedeiras (Ravichandran et al., 2021).

Estudos recentes relatam casos de psitacose em humanos que possuíam aves silvestres como animais de estimação (Gu et al., 2020). Raso et al. (2014), por exemplo, relataram um surto domiciliar de psitacose no Brasil, ocasionando pneumonia atípica em sete pessoas após terem adquiridos caturritas (*Myiopsitta monachus*) de maneira ilegal. O tráfico de animais silvestres, portanto, pode trazer diversas consequências, tanto para a saúde pública quanto para a saúde de populações, especialmente aquelas ameaçadas de extinção. Raso et al. (2013), avaliaram a presença da *C. psittaci* em arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) proveniente do tráfico ilegal, no qual 65,4% das aves estavam infectadas. Em papagaio de cara-roxa (*Amazona brasiliensis*), também ameaçado de extinção, houve detecção da *C. psittaci* em populações de vida livre a partir da coleta nos ninhos de papagaios (Raso et al., 2014). Raso et al. (2013), diz que no Brasil, a maioria das aves que são destinadas ao tráfico são retiradas do ninho e, dessa forma, a infecção já pode estar presente.

Até o momento não há estudos sobre *C. psittaci* em aves no Piauí, estado localizado na região nordeste do Brasil. Além disso, clínicas especializadas em animais silvestres e órgãos ambientais que são responsáveis pelo recebimento de animais silvestres oriundos do tráfico não contam com estrutura e protocolo de exames clínicos laboratoriais para aves, seja para animais recém-chegados, ou para reabilitação dos animais aptos a soltura na região do Piauí. No entanto,

é conhecido que o diagnóstico precoce aliado às boas práticas de manejo auxilia na diminuição da transmissão entre os animais e a contaminação ambiental. Diante disso, este trabalho objetivou investigar a ocorrência de *Chlamydia psittaci* em aves da ordem Psittaciformes no estado do Piauí, de forma a contribuir para o conhecimento epidemiológico da doença na região.

2.REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Etiologia

Chlamydia sp. é uma bactéria com características de cocobacilo, com tamanho aproximado de 200 x 1.500nm (Ravichandran et al., 2021). Possui um envoltório da parede celular semelhante as demais bactérias gram negativas, exceto por não possuírem peptidoglicano (Escalante-Ochoa et al.,1998; Proença et al., 2011). A membrana da bactéria é formada por uma proteína imunodominante denominada MOMP, o lipossacarídeo clamidial – LPS e por proteínas ricas em cisteína (Escalante-Ochoa et al.,1998; Proença et al., 2011; Ravichandran et al., 2021) (Figura 1). Estes constituintes fazem com que o patógeno sobreviva no meio ambiente por meses, com capacidade de resistir ao calor, assim como no ambiente intracelular (Escalante-Ochoa et al.,1998; Ravichandran et al., 2021). Por não possuir a capacidade de obter energia metabólica mediante as atividades, é considerada uma bactéria intracelular obrigatória (Proença et al., 2011).

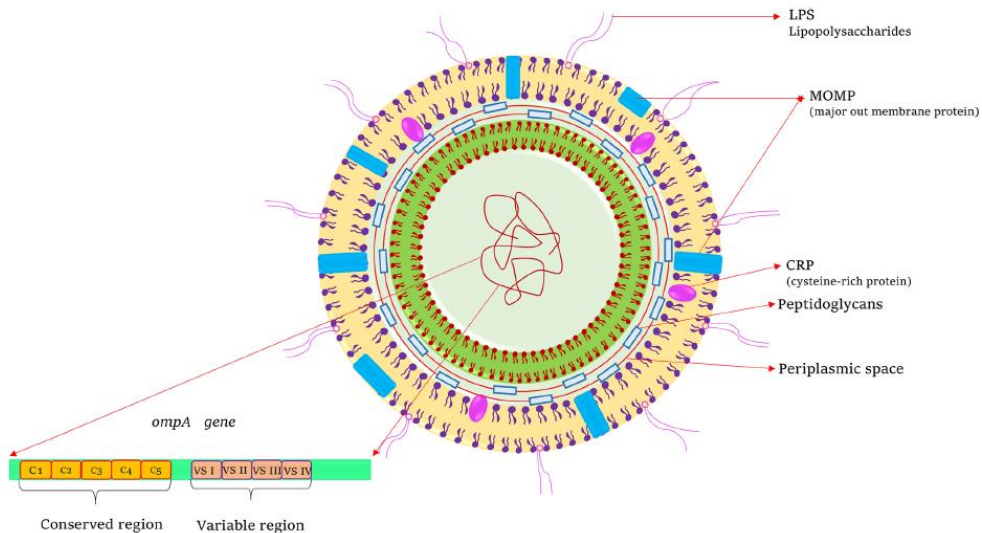


Figura:1 Estrutura antigênica da *C.psittaci* Fonte: Ravichandran et al.,2021

Seu ciclo bifásico de 48 -72h difere em função e morfologia, sendo descritas quatro formas morfológicas: o corpo elementar infeccioso (CE), corpo reticular vegetativo (ER), corpo intermediário (CI) e o corpo aberrante persistente (CA) (Ravichandran et al., Escalante-Ochoa et al.,1998) (Figura 2). O corpo elementar possui uma membrana que proporciona resistência ao estresse celular e físico (Elwell et al., 2016). É a forma infecciosa, não replicante, de tamanho

pequeno (aproximadamente 0,2 a 0,3 µm) com função de garantir a sobrevivência fora da célula e a infecção na célula hospedeira (Ravichandran et al., 2021; Vanrompay et al., 1995; Escalante-Ochoa et al., 1998). O corpo reticulado é a forma metabolicamente ativa com 0,5 a 1,6 µm de tamanho, não infeccioso, responsável pela replicação dentro da célula, e produção de novos CE (Ravichandran et al., 2021; Vanrompay et al., 1995; Scherer et al., 2021; Escalante-Ochoa et al., 1998; Wirick., 2000). Durante a transição do corpo elementar para o corpo reticulado tem-se o corpo intermediário nas células hospedeiras (Ravichandran et al., 2021). O ciclo do patógeno pode ser interrompido por fatores de estresses ambientais, como privação de nutrientes, exposição a ocitocinas do hospedeiro e antibióticos que lisam a parede celular. Sob estas condições, o corpo reticular se modifica para a forma persistente: o corpo aberrante. Nesta etapa a *Chlamydia* permanece viável, não infecciosa e não divisível (Elwell et al., 2016; Ravichandran et al., 2021). Estudos sugerem que a persistência do corpo aberrante pode ser uma forma de escape do sistema imunológico do hospedeiro (Elwell et al., 2016).

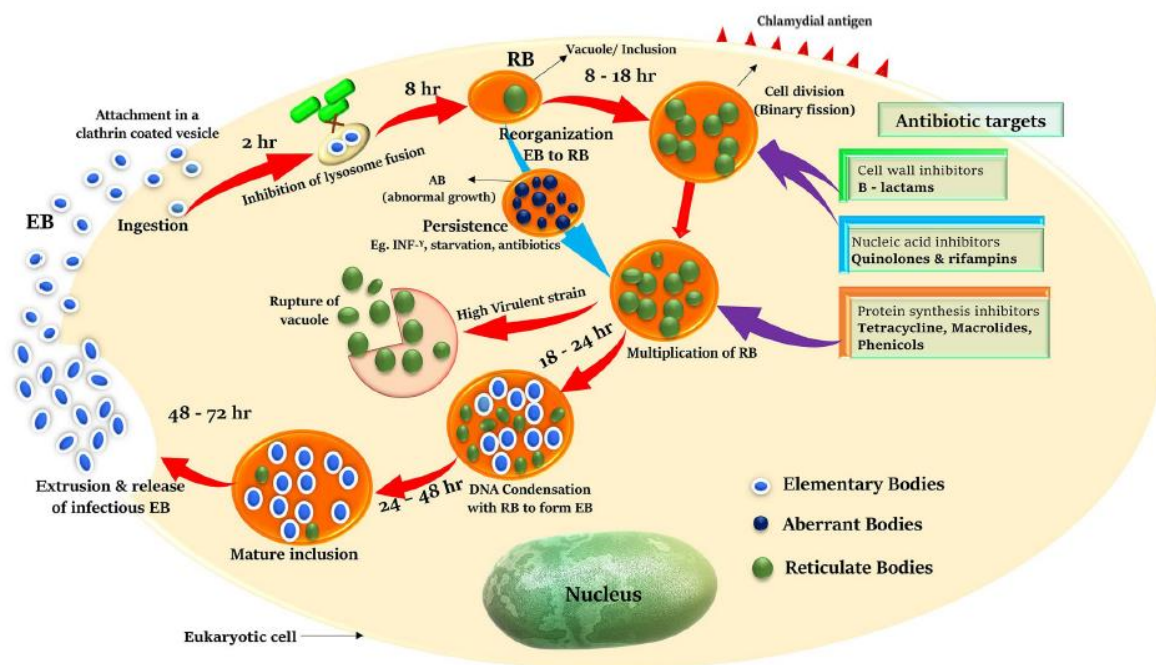


Figura 2: Ciclo de vida da *Chlamydia*. *Elementary body* (EB/corpo elementar), *Aberrant bodies* (AB/corpo aberrante), *Reticulate bodies* (RB/corpo reticulado) Fonte: Ravichandran et al., 2021

De acordo com Collingro et al. (2020), existem evidências moleculares de que a clamídia é um grupo onipresente e excepcionalmente bem-sucedido, podendo ser encontrado em uma grande variedade de hospedeiros e em diversos ambiente terrestres e aquáticos, podendo serem divididos em vários sorotipos de *C. psittaci* (Quadro 1).

Quadro 1: Classificação sorotipos de *Chlamydia psittaci* e seus hospedeiros, respectivamente.

Fonte: Quadro adaptado.

Sorotipos	Hospedeiros endêmicos	Outros hospedeiros
A (A-VS1, A-6BC, A-8455)	Psitacídeos (Psittacidae)	Perus, patos, pombos e passeriformes
B	Pombos (Columbiformes)	Galinhas, perus, patos, psitacídeos e passeriformes
C	Aves aquáticas (Anseriformes), como patos e gansos	Galinhas, patos e pombos
D (D-NJ1, D-9N)	Perus	Pombos e galinhas
E, CAL-10, MP, OU MN	Humanos	Perus, pombos, patos, avestruzes e emas
F	Isolados de psitacídeos VS225, prk Daruma, 84/2334(110) e 10, 433-MA	Perus
E/B (EB-E30, EB-859, EB-KKCP)	Patos	Papagaios, perus e pombos

2.2 Transmissão e sinais clínicos

A *Chlamydia psittaci* pode acometer diversas aves, de acordo com o grau de susceptibilidade de cada animal. A gravidade da doença também irá depender de alguns fatores como idade, espécie, tipo da cepa, estado imunológico e físico da ave, fatores ambientais, grau de exposição, superpopulação, transporte prolongado, remoção do habitat natural, dentre outros (Ravichandran et al., 2021; Proença et al., 2011). A via de transmissão poderá ocorrer pelo contato direto entre animais, por exemplo, pela ingestão de excretas, regurgitamento dos pais para seus filhotes, através da inalação da bactéria a partir de secreções e por alimentos e fômites contaminados (Ribas et al., 2014; Proença et al., 2011). Transmissão por picadas de insetos

hematófagos e transovariana já foi relatada (Vanrompay et al., 1995; Shewen, 1980). Em aves, o período de incubação da infecção pode variar de dias a várias semanas (Proença,2011).

A infecção é caracterizada por infecções respiratórias, digestivas ou sistêmicas, podendo ser divididas em subaguda, aguda, crônica ou inaparente (Knittler e Sachse, 2015). Na fase subaguda acomete geralmente animais jovens e leva a óbito em poucas horas, sem sinais clínicos. Já na infecção aguda são observados sinais clínicos como letargia, fezes verdes, conjuntivite, diarreia, blefarite, desidratação, penas eriçadas, sonolência, dentre outros (Scherer et al., 2021; Ravichandran et al., 2021; Proença et al., 2011); na forma crônica, os animais manifestam sinais discretos como emagrecimento progressivo, conjuntivite branda e pouca alteração respiratória (Scherer et al.,2021). Os animais podem ainda não manifestar sinais aparentes, sendo esta forma de difícil diagnóstico e tratamento (Scherer et al., 2021).

Em caso de psitacose em humanos, a transmissão ocorre pelo contato direto (boca-a-bico) de tutores com os animais e por contato indireto através da inalação de excrementos como secreções, fezes secas e penas contaminadas (Knittler e Sachse 2015). Profissionais como veterinários, biólogos, ornitólogos, trabalhadores de granjas, de petshops e abatedouros são considerados população de risco (Ravichandran et al., 2021; Hogerwerf et al.,2017), assim como jovens, idosos, gestantes e imunodeprimidos (Vasconcelos et al., 2013). O período de incubação de *C. psittaci* varia de 5 a 14 dias (Knittler e Sachse, 2015; Ravichandran et al.,2021). Os sintomas incluem febre (duração de 2 a 3 semanas), calafrios, cefaléia, mialgia, fotofobia, náuseas e vômitos, além de sinais respiratórios como tosse seca, dispnéia e pneumonia atípica (Ravichandran et al.,2021) Pode ainda ocorrer pericardite, endocardite, miocardite, hepatite, artrite, hepatomegalia, esplenomegalia, conjuntivite e encefalite (Knittler e Sachse, 2015; Ravichandran et al,2021).

2.3 Achados de Necropsia e alterações histopatológicas

Em aves, as lesões anatomopatológicas são inespecíficas da doença, embora as mais comumente encontradas em aves sejam: hepatomegalia com lesões focais de necrose e fibrose, consistência friável e alteração de coloração do fígado (Figura 3); aerossaculite com espessamento de sacos aéreos e pneumonia fibrinosa; esplenomegalia de consistência friável, podendo haver pontos necróticos esbranquiçados e petéquias na superfície do baço (Casagrande et al.,2014). No entanto, sinais como pericardite, miocardite, peritonite, enterite, orquite, hiperplasia renal pode ser observada (Grespan,2009). Assim como nos achados de necropsia, as alterações histopatológicas

são inespecíficas e não patognomônicas. Pode ser observado reação inflamatória e necrose focal do órgão afetado, hiperplasia e necrose no baço, infiltrados mononucleares em fígado (Figura 4) (Casagrande et al.,2014).



Figura 3: Fígado aumentado de volume e com áreas amareladas, em psitacídeo com clamidiose. Fonte: Casagrande et al.,2014.

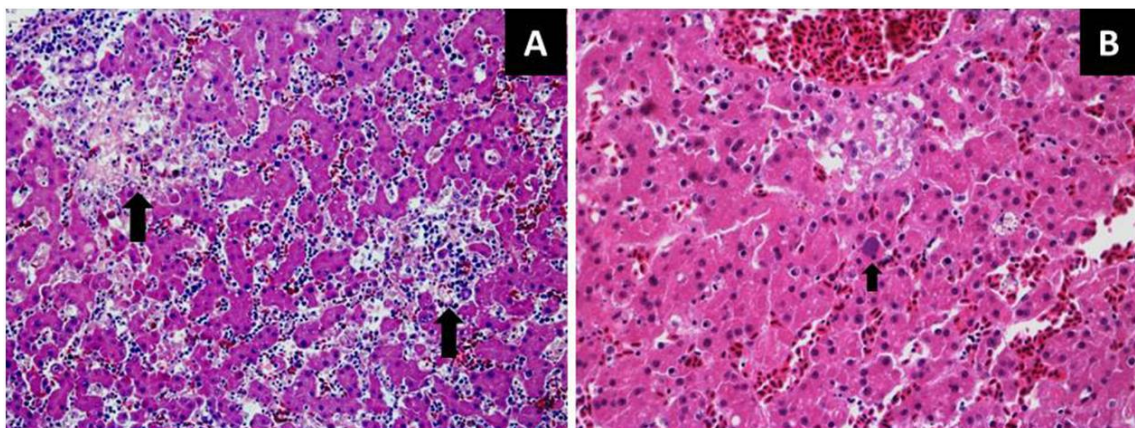


Figura 4: (a): necrose hepática mononuclear (b): fígado com inclusão basofílica intracitoplasmática em hepatócito. Fonte: Casagrande et al.,2014.

2.4 Coleta de amostras biológicas e diagnóstico

Para a confirmação laboratorial da infecção por *C. psittaci* podemos utilizar amostras biológicas coletadas a partir da coana, conjuntiva, orofaringe e/ou cloaca. O uso de materiais estéreis, adequada higiene e assepsia no momento da realização da coleta, assim como uma correta interpretação laboratorial é fundamental para se ter uma amostra viável e confiável. Utiliza-se swabs de espessura específica de acordo com o tamanho do animal, para evitar alguma lesão acidental no momento da colheita.

Os swabs de hastes de aço com tamanho reduzido de 1,5 mm, devem ser utilizados em aves menores, como periquitos e calopsitas, para facilitar a introdução sem lesionar a região cloacal. Para animais de porte médio pode ser utilizado swab de haste plástica, de 2,5 mm de espessura. No momento da coleta o swab deve ser inserido cuidadosamente na região cloacal, rotacionando por 5 segundos e após isso armazenada em um micro tubo estéril de 1,5ml. Após coleta, as mesmas devem ser transportadas sob refrigeração e, em laboratório, armazenadas em uma temperatura mínima de -20°C, conforme Sachse et al. (2009).

O diagnóstico apenas por exame clínico torna-se dificultoso devido aos sintomas inespecíficos, sendo necessário exames laboratoriais específicos para um diagnóstico definitivo. A detecção dar-se-á através da detecção do agente no tecido, swab ou sangue, além da detecção de anticorpos em amostras de soro (Sachse et al., 2009). Somado a isso, podemos utilizar os testes de isolamento bacteriano, detecção do antígeno e a detecção do ácido nucleico (Raso,2014). Embora os testes de detecção de antígeno na amostra de tecido e ensaios imunoenzimáticos como ELISA e testes de anticorpos fluorescentes identifiquem com facilidade o gênero da *Chlamydiaceae* envolvido, geralmente não é o suficiente para detecção a nível de espécie (Sachse et al., 2009).

Para o isolamento de *C.psittaci* sugere-se cultivo celular a partir de amostras de conjuntiva, orofaringe, cloaca, fezes ou tecidos de aves suspeitas (Proença et al., 2011). O tecido é então cultivado e corado com um anticorpo monoclonal fluorescente. O Ziehl-Neelsen modificado (MZN) é considerado bastante satisfatório, mas não definitivo, uma vez que este reagente também cora outras bactérias. Ressalta-se que em casos de amostras com baixo nível de infecção há possibilidade de não detecção por aparecerem corpos elementares isolados e dessa forma serem ignorados (Sachse et al.,2009). Na visualização microscópica podemos identificar os corpos

elementares em formato cocóide corados de vermelho/rosa contra um fundo celular azul ou verde contrastado. Em iluminação de fundo escuro, os corpos elementares aparecem em verde pálido (Sachse et al.,2009). O isolamento tem sido considerado um diagnóstico definitivo e referência padrão–ouro, porém possui desvantagens por ser oneroso, demorado e trabalhoso, necessitando de um laboratório com nível de biossegurança 3 e uma equipe extremamente capacitada devido os riscos de exposição (Proença et al., 2011; Sachse et al.,2009). Além disso, o adequado armazenamento, congelamento e transporte rápido da amostra são incontestáveis e inevitáveis para se ter uma amostra viável (Sachse et al.,2009; Proença et al., 2011).

No caso da prova de detecção do antígeno, busca-se a LPS e MOMP, que são lipossacarídeos e proteínas, constituintes da membrana externa da bactéria. Essa técnica tem como vantagem baixo custo, fácil aplicação e não requer a bactéria viva; no entanto, pode haver reações cruzadas com outros agentes possuindo uma baixa especificidade e sensibilidade (Proença et al., 2011). Alguns testes imunoenzimáticos (Elisa -Ag) e de anticorpos fluorescentes (IFD) tem sido utilizado para detecção de *C. trachomatis* em amostras humanas. Porém, por haver inconsistências nas especificidades e sensibilidades dos testes imunoenzimáticos, tem-se preferido a utilização de métodos sorológicos de detecção e moleculares por serem mais específicos e sensíveis (Scherer et al., 2009).

A prova laboratorial mais amplamente empregada é o teste de detecção de ácidos nucleicos, conhecido como reação em cadeia pela polimerase (PCR). Este método molecular possui uma alta sensibilidade e especificidade e tem sido utilizado em todo o mundo, sendo a única técnica disponível para o diagnóstico no Brasil (Raso, 2014; Proença et al., 2011). Através da PCR e do uso de primers específicos para *C. psittaci*, a amplificação do DNA bacteriano é detectada, sem necessidade do microorganismo vivo.

Os métodos sorológicos como ensaios imunoenzimáticos (Elisa-Ac), teste de aglutinação de corpos elementares, reação de fixação do complemento (RFC) e testes de imunofluorescência indireta podem ser utilizados de forma conjunta aos testes de detecção do agente, porém, no Brasil, ainda não há disponibilidade de testes sorológicos no comércio (Proença et al., 2011). Para auxílio no diagnóstico da doença em aves, exames radiográficos, hematológico e bioquímico podem ser solicitados (Proença et al., 2011). Neste caso, podem ser visualizados leucocitose, alterações nas enzimas hepáticas, heterofilia com desvio a esquerda, monocitose relativa e linfócitos reativos. Em estudos radiográficos, podemos observar hepatoesplenomegalia e aerossaculite (Raso,2014).

Em humanos, o diagnóstico definitivo é dificultado pela falta de sinais clínicos ou por sinais inespecíficos da doença, sendo muitas vezes não identificada e tendo seu diagnóstico negligenciado (Raso et al., 2010). Para diagnóstico é realizado testes de fixação de complemento (CF), mas estudos mais recentes incluem o (micro) imunofluorescência (MIF/IF) como teste sorológico de escolha (Hogerwerf et al., 2017). Como diagnóstico diferencial da psitacose podemos citar *Mycoplasma pneumoniae*, *Chlamydia pneumoniae*, *Histoplasma capsulatum*, *Legionella sp.*, *Coxiella burnetti*, além do vírus da influenza (Balsamo et al., 2017).

2.5 Tratamento, Prevenção e Controle

O tratamento preconizado é o uso de antibioticoterapia, sendo o derivado sintético da tetraciclina, a doxiciclina, a droga de eleição para aves e humanos (Proença et al., 2011). Para os animais a doxiciclina pode ser administrada por via intramuscular (75 a 100 mg/kg) e por via oral (25 a 50 mg/kg) (Grespan, 2009), a cada 24 horas, por 45 dias, na maioria das espécies (Proença et al., 2011). Outros antibióticos têm sido utilizados no tratamento, como a enrofloxacina e azitromicina (Proença et al., 2011). Além disso, a depender do estado clínico geral do animal faz-se o uso da terapia de suporte com fluidoterapia, suplementação vitamínica e alimentação por sonda (Raso, 2014).

Por ser uma zoonose e uma doença de difícil controle, é de extrema importância manter um adequado manejo ambiental, sanitário e nutricional. Recomenda-se limpeza dos recintos e gaiolas com desinfetantes a base de amônio quaternário a 0,1%, álcool isopropílico 70% e cloreto de benzalcônio a 1,18%. Além disso, alimentação balanceada com ração extrusada, mistura de sementes, frutas verduras e legumes deve ser adotado. Um ambiente seguro para os animais, livre de predadores, com controle de temperatura e ventilação, a fim de evitar a exposição direta do ar e de elevadas e baixas temperaturas é de extrema relevância para a sanidade das aves. A quarentena para aves recém-chegadas deve ser outra medida de barreira física obrigatória para diminuir os riscos de disseminação do patógeno no plantel (Balsamo et al., 2017).

2.6 Psitacose e sua relação com os animais

Kong, Cheng-Ying, et al. 2021 cita que a *C. psittaci* não faz parte do diagnóstico microbiológico tradicional nas diretrizes vigentes para clínicos gerais e médicos especialistas em países dos EUA, Reino Unido e Holanda, não sendo necessária a investigação para o tratamento da pneumonia. No Brasil, de acordo com a Instrução Normativa Nº 50 de 24 de setembro de 2013, a clamidiose aviária está na lista das doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso confirmado.

Na literatura, trabalhos recentes de pneumonia por *Chlamydia psittaci* em humanos relacionam com o contato com as aves prioritariamente. Em um estudo, por exemplo, foi observado pneumonia com infecção por *C. psittaci* em 5 pacientes, na qual estes tiveram algum tipo de exposição com aves domésticas, seja pelo histórico com contato direto de fertilização com adubo de pombo, galinhas ou por contato indireto com possível infecção ambiental de uma casa agropecuária próxima ao local de trabalho (Kong, Cheng-Ying, et al., 2021). Ferreira et al. (2015), Raso et al. (2015) e Gu et al. (2020) também relatam casos de psitacose em humanos que possuíam contato com as aves que residiam nas moradias. (Su, Shanshan et al., 2021) descreveu casos de pneumonia em que 85,2% dos pacientes tinham histórico de exposição a aves. Raso et al (2010), avaliou a soroprevalência da *Chlamydia psittaci* em veterinários, biólogos, zootecnistas, estudantes de veterinária, tratadores e funcionários de diversos zoológicos do país, e demonstrou a ocorrência e contato prévio da infecção.

Estes estudos enfatizam a importância de se ter um diagnóstico preciso, claro, urgente, além de capacitações e educação em saúde. A implantação das doenças zoonóticas como protocolo em diagnóstico diferencial nos centros médicos, assim como a inclusão de cursos atualizados sobre o assunto é imprescindível para que os profissionais da saúde, tenham a compreensão e conscientização do potencial zoonótico da doença e o quanto estes estão expostos, com alto risco de infecção; utilizando-se de um diagnóstico e tratamento adequado para que dessa forma possamos atuar em conjunto. Dessa forma medidas de prevenção e educação para a comunidade é de extrema importância para que possamos levar a informação adiante.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Investigar a ocorrência de *Chlamydia psittaci* em aves da ordem Psittaciformes provenientes de órgãos ambientais e de clínica particular, no estado do Piauí.

3.2 Objetivos Específicos

- Avaliar e monitorar o estado clínico dos psitacídeos amostrados no estudo;
- Investigar a ocorrência da clamidiose em Psittaciformes no estado do Piauí;
- Detectar, através da técnica de PCR, a presença de *Chlamydia psittaci* em Psittaciformes no estado do Piauí.

4. ARTIGO SUBMETIDO AO ZOOSES AND PUBLIC HEALTH

INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM PSITTACIFORMES NO ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

1. Introdução

A clamidiose é uma enfermidade causada pela bactéria *Chlamydia psittaci*, gram negativa, que acomete diversas aves, especialmente os psitacídeos (papagaios, periquitos, araras e calopsitas da família psitacidae e cacatuidae) (Raso et al., 2014). Já foram descritas 469 espécies de aves como hospedeiras de *C. psittaci*, compreendendo 30 ordens de aves domésticas e de vida livre (Kaleta & Taday, 2003). Outras espécies de clamidiose aviária, como *C. avium*, *C. gallinacea* foram registradas, incluindo em co-infecção com *C. psittaci* (Sachse et al., 2014; Li et al., 2020). A doença é de grande interesse para saúde pública por ter caráter zoonótico, sendo conhecida como psitacose ou ornitose (Ravichandran et al., 2021). *C. psittaci* tem sido considerada um patógeno com endemicidade mundial e diversos surtos de pneumonia em humanos têm sido observados (Ravichandran et al., 2021). Acredita-se que a importação de aves exóticas para criação pet resultou no aumento da disseminação da clamidiose tanto para animais como para os humanos (Ravichandran et al., 2021), assim como o aumento da comercialização ilegal de aves silvestres e exóticas (Vilela 2012).

No Brasil, ainda são poucos os relatos de clamidiose aviária, principalmente na região norte e nordeste do Brasil. Raso et al. (2006) identificaram a presença da *C. psittaci* em papagaios verdadeiros (*A. aestiva*) e araras-azuis (*Anodorhynchus hyacinthinus*) no Pantanal de Mato Grosso do Sul, Brasil, comprovando a disseminação da doença em aves de vida livre. Em geral observa-se o surgimento de surtos em aves provenientes do comércio ilegal submetidos à precárias condições de higiene e manejo durante o transporte. Em 2004, um surto com 58 papagaios (*Amazona aestiva*) provenientes do tráfico na região de São Paulo, Brasil, tiveram um índice de 96,5% de mortalidade, confirmando a presença de *Chlamydia* no exame *post mortem* (Raso et al., 2004). Outro estudo observou que 65,4% de araras *Anodorhynchus hyacinthinus* provenientes do tráfico no sudeste brasileiro foram positivas para *Chlamydia psittaci*, além de ter sido

identificada a bactéria em ninhegos de psitacídeos de vida livre (Raso et al.,2006; Raso et al.,2013; Ribas et al.,2014; Vaz et al.,2021).

A região Nordeste do Brasil é considerada a região com maior tráfico de animais silvestres, com predomínio de avifauna (Saldanha et al.,2021).Até o momento não há estudos sobre *C. psittaci* em aves no Piauí, estado localizado no nordeste brasileiro. Além disso, clínicas especializadas em animais silvestres e os órgãos ambientais responsáveis pelo recebimento e triagem de animais silvestres nestes estados não contam com estrutura e protocolo de exames clínicos laboratoriais, seja para animais recém-chegados ou na reabilitação das aves aptas a soltura. Diante disso, este trabalho objetivou investigar a presença de *Chlamydia psittaci* em aves da ordem Psittaciformes no estado do Piauí e realizar ações de educação sanitária de forma a contribuir para o conhecimento epidemiológico da doença na região.

2. Materiais e Métodos

2.1. Grupo e área do estudo

Foi realizada uma investigação da presença de *Chlamydia psittaci* em aves silvestres e exóticas da ordem Psittaciformes de fevereiro de 2021 a outubro de 2022, no estado do Piauí. Foram coletados materiais de animais provenientes dos municípios de Teresina, São João da Fronteira, Alto Longá, Cristino Castro, Bom Jesus, Picos, Pimenteiras e Parnaíba (Figura 1). Foram amostrados tanto animais de atendimento particular em clínica veterinária quanto animais que foram entregues voluntariamente ou por apreensão ao Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) da secretária do estado do Piauí e CETAS do Ibama no estado do Piauí (Figura 2 e 3).

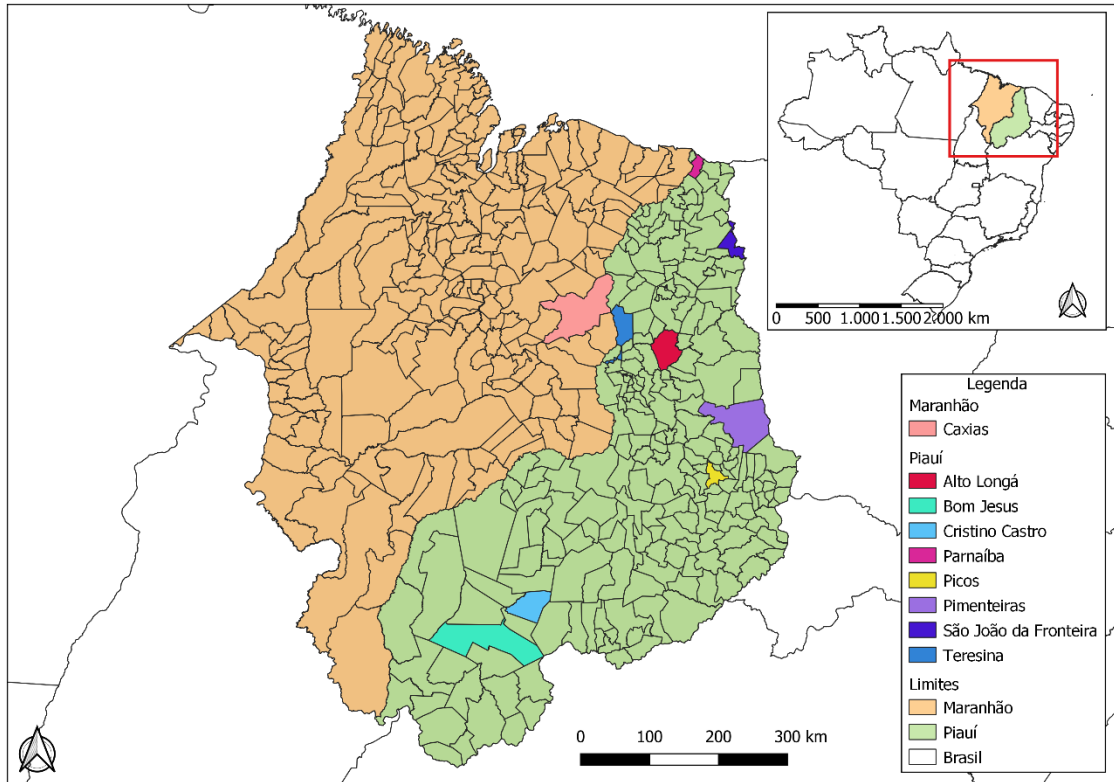


Figura 1. Área de estudo com os respectivos municípios para investigação de clamidiose em Psittaciformes.



Figura 2. Filhotes apreendidos pela Polícia Rodoviária Federal na cidade de Tianguá/CE. Os animais eram provenientes de São João da Fronteira/PI e estavam sendo levados para serem vendidos na feira comercial do Ceará. Fonte: Arquivo pessoal.



Figura 3. Animais apreendidos no município de Pimenteiras, Piauí. Fonte: Arquivo pessoal.

Assim que os animais chegavam na clínica ou no CETAS, as aves eram identificadas, anilhadas (no caso do CETAS) e submetidas a avaliação clínica e física conforme descrito no quadro 1. As aves provenientes dos atendimentos particulares permaneceram com seus tutores, sendo monitoradas e contactadas sempre que necessário. Já os animais que se destinavam ao CETAS/IBAMA foram mantidos neste local por um período mínimo de 60 dias e máximo de 276 dias, antes de serem encaminhados para soltura ou outra destinação.

Quadro 1. Ficha clínica utilizada para avaliação dos Psittaciformes atendidos em clínica particular ou encaminhados no CETAS/IBAMA.

IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL Data, origem, espécie, anilha, sexo, faixa etária.
AVALIAÇÃO GERAL Escore corporal, condição física, apatia, apetite, vocalização.
SISTEMA RESPIRATÓRIO E CIRCULATÓRIO Monitoramento da frequência cardíaca e respiratória, integridade do saco aéreo (Rompimento de saco aéreo).
SISTEMA DIGESTÓRIO Secreção cloacal, diarreia, prolapso cloacal.
SISTEMA ÓSSEO, TEGUMENTAR, COMPORTAMENTAL E NERVOSO Empoleiramento, reflexo de garra, automutilação, empenamento, penas eriçadas, fratura.
ÓRGÃOS DO SENTIDO Secreção em coana, bico ou olho; conjuntivite e blefarite.
OBSERVAÇÕES ADICIONAIS Registrado tipo de tratamento clínico ou cirúrgico, coleta de material, óbito, destinação final do animal etc.

2.2 Autorizações de coleta

O presente trabalho foi aprovado pela comissão de ética no uso de animais (CEUA/UFPI) da Universidade Federal do Piauí, nº 679/2021, e pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO, nº 63225-1.

2.3 Coleta de Material Biológico

Todo material biológico foi criteriosamente coletado até 48 horas após o registro de entrada da ave no Centro de triagem. Nos animais de atendimento particular, estas eram realizadas no momento do atendimento clínico e avaliação física, no consultório veterinário.

As amostras foram colhidas da cloaca de cada ave com auxílio de swab estéril (Figura 4 e 5), sendo armazenadas em microtubos de 1,5 ml, identificados e mantidos em freezer a -70°C no Laboratório de Sanidade Animal, da Universidade Federal do Piauí (LASAN/UFPI). Posteriormente, as amostras foram acondicionadas em isopor contendo gelo seco e enviadas por transporte aéreo para processamento e análise do material no Laboratório de Ecopatologia de Aves,

Departamento de Patologia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP), em São Paulo, Brasil (Figura 6).



Figura 4 (A e B): Colheita em *Amazona aestiva* (Papagaio verdadeiro) com swab de haste plástica na região cloacal - CETAS/IBAMA. Fonte: Arquivo pessoal.



Figura 5 (A). Colheita em *Psittacus erittacus* (Papagaio do congo) com swab de haste plástica e (B) *Trichoglossus moluccanus* (Lóris Molucano) com swab haste de aço inox na região cloacal – Propriedade de Tutor. Fonte: Arquivo pessoal.

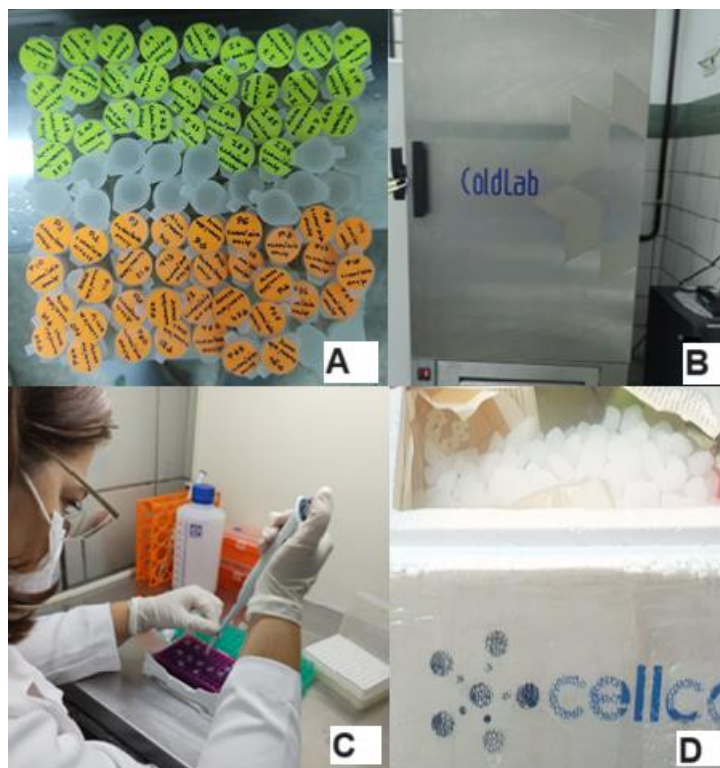


Figura 6: (A) armazenamento das amostras em microtubos (B) congelamento em freezer -70° (C) processamento das amostras (D) Armazenamento em gelo seco para transporte das amostras. Fonte: Arquivo pessoal.

2.4 Processamento das amostras

No laboratório, os swabs foram processados por indivíduo e quando possível, foram processados em pool de 2 ou 3 animais, desde que mantido a mesma origem, idade e data da coleta. A extração do DNA genômico foi realizada utilizando o kit comercial QIAamp[®] DNA Mini Kit (Qiagen, Germany), seguindo instruções do fabricante.

A PCR convencional foi realizada usando os pares de iniciadores com base na região conservada do gene principal da proteína da membrana externa (MOMP) CpsiA (5'ATGAAA CATCCAGTCTACTGG-3') e CpsiB (5'-TTGTGTAGTAATATTATCAAAA -3'), que amplificam um produto de 300 pb (Laroucau et al, 2001).

Resumidamente, o mix da PCR consistiu em adicionar 3 µL da amostra de DNA extraída, seguido de 10 mol de cada primer, 12,5 µL de tampão (DreamTaq Green PCR Master Mix, Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EUA) e água livre de nuclease q.s.p., totalizando um volume final de 25 µL. Como controle positivo foi utilizada a amostra de referência do laboratório

C.psittaci Cpsi/Mm/BR01 (GenBank JQ926183.1) e água ultrapura DNase/RNase como controle negativo. As reações foram colocadas em termociclador Axygen® Maxigene (Axygen, California, USA) usando uma desnaturação inicial de 5 minutos a 94°C, seguido de 40 ciclos de 94°C por 1 minuto, 50°C por 60 segundos e 72°C por 2 minutos, com uma extensão final de 10 minutos a 72°C. Os produtos de amplificação foram submetidos a eletroforese de 60 minutos em gel de agarose a 1,5% corado com 0,5 µg/10 ml de GelRed® (Uniscence do Brasil) a 100 volts, juntamente com o marcador de peso molecular de 100pb (Invitrogen, EUA). Os resultados foram visualizados em transiluminador e fotodocumentados.

2.5 Análise dos dados

Todos os dados (Quadro 2) foram compilados em planilhas do excel para cálculo de ocorrência, intervalo de confiança (IC 95%) e análise dos fatores de risco. Para verificar se havia diferença estatística da presença/ausência de infecção por *Chlamydia psittaci* (variável dependente) entre as variáveis independentes condição física e sintomas, foi aplicado o teste Exato de Fisher e cálculo do intervalo de confiança (IC 95%) para a diferença entre as prevalências de tais características.

Para avaliação do fator de risco foram estimadas as associações entre o resultado (detectado e não detectado) do diagnóstico de *Chlamydia psittaci* e as características dos indivíduos (espécie e faixa etária), seus municípios de origem, procedência e entrada. Foram realizadas análises univariadas para todas as variáveis, sobre análise dos pacotes *stats* no programa R, considerando o intervalo de confiança (IC) de 95% e significativo quando $p < 0.05$ (versão 3.5).

Quadro 2. Detecção de *Chlamydia psittaci* relacionando as variáveis independentes com suas respectivas categorias.

Variável independente	Categorias
Espécie	<i>Amazona aestiva</i> <i>Aratinga cactorum</i> <i>Diopsittaca nobilis</i> <i>Aratinga sp.</i> <i>A. amazonica</i> <i>Eupsittula aurea</i> <i>Brotogeris tirica</i> <i>Guaruba guarouba</i> <i>Ara chloropterus</i> <i>Nymphicus hollandicus</i> <i>Psittacula krameri</i> <i>Pionites leucogaster</i> <i>Ecletus roratus</i> <i>Lorius lory</i> <i>Psittacus erithacus</i> <i>Trichoglossus moluccanus</i> <i>Ara ararauna</i>
Município/ Piauí	Teresina, São João da Fronteira, Alto Longá, Cristino Castro, Bom Jesus, Picos, Pimenteiras e Parnaíba.
Procedência	Centro de triagem de animais silvestres, IBAMA; Centro de triagem de animais silvestres, Secretaria Municipal do estado do Piauí e Consultório Veterinário.
Entrada do animal	Apreensão, Plantel do Tutor, Entrega voluntária
Faixa etária	Filhote, jovem, adultos e idoso
Sintomas	Ausente, presente
Condição física	Bom, ruim
Distúrbio comportamental	Ausente, presente
Distúrbio respiratório	Ausente, presente
Distúrbio gastrointestinal	Ausente, presente
Distúrbio neurológico	Ausente, presente

3. Resultados

3.1 Indivíduos amostrados e caracterização do plantel

Um total de 146 Psittaciformes de 17 espécies foram amostrados durante o período do estudo (Tabela 1). Desse total, 22 eram aves da fauna exótica (4 gêneros) e 124 eram da fauna nativa brasileira (8 gêneros). As espécies com maior número de recebimentos e atendimentos foi a *Amazona aestiva* com 95 animais (65%). A maioria dos animais foram oriundos do CETAS/IBAMA (62%, 90/146), seguido pelos animais atendidos em clínicas particulares (24%, 35/146) e CETAS/Teresina (14%, 21/146). Considerando os animais do CETAS/Ibama 80% (72/90) foram provenientes de apreensão pelos órgãos ambientais e os demais (20%,18/90) de entrega voluntária. A maior parte das apreensões ocorreram em cidades interioranas do estado do Piauí: Alto Longá, Cristino Castro, Bom Jesus e Parnaíba com um animal coletado em cada cidade, Picos (três animais), Pimenteiras (quatro animais) e São João da Fronteira com 60 animais (filhotes), sendo essa a maior apreensão durante o estudo. Na capital do Piauí, Teresina, foram registrados 18 animais; sendo apenas dois destes animais provenientes da apreensão e os demais de entrega voluntária. Dos animais atendidos no consultório veterinário, todos os animais eram de Teresina.

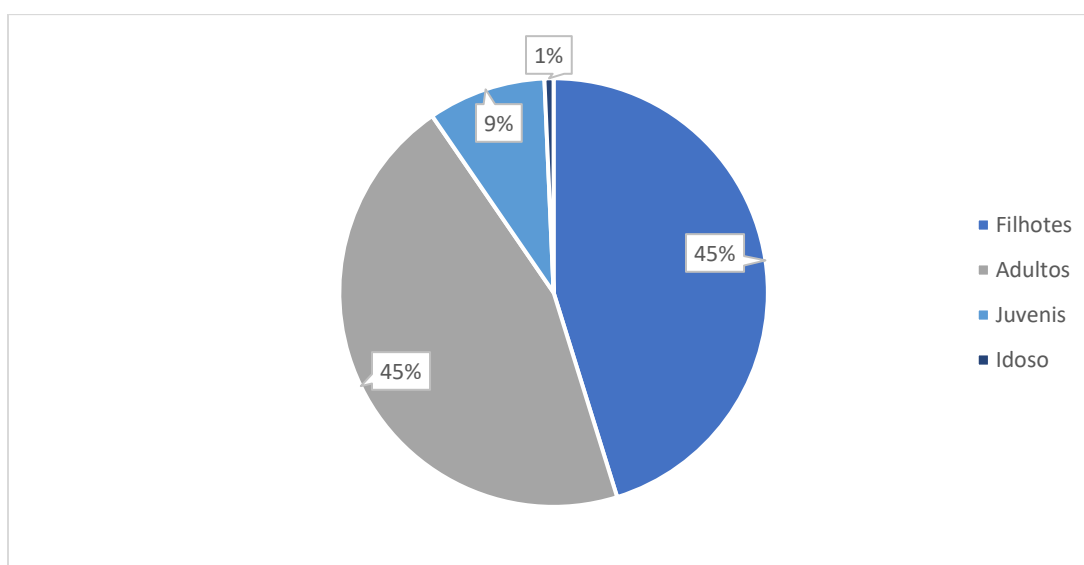
Tabela 1. Espécies nativas e exóticas, nomes populares, procedência e diagnóstico positivo para *C. psittaci* de Psittaciformes nos anos de 2021 e 2022 no Piauí, Brasil.

Espécie	Nome popular	CETAS Ibama (N)	Consultório (N)	CETAS Teresina (N)	N total	PCR positivo
<i>Amazona aestiva</i>	Papagaio verdadeiro	83	8	4	95	7
<i>Amazona amazonica</i>	Papagaio do mangue	6	2	5	13	2
<i>Ara chloropterus</i>	Arara vermelha	1	-	-	1	0
<i>Aratinga cactorum</i>	Jandaia do sertão	-	-	2	2	0
<i>Diopsittaca nobilis</i>	Ararinha nobre	-	-	2	2	1
<i>Aratinga sp.</i>	Jandaia sp.	-	-	2	2	1
<i>Eupsittula aurea</i>	Jandaia coquinho	-	-	3	3	1
<i>Brotogeris tirica</i>	Periquito	-	-	2	2	1

<i>Guaruba guarouba</i>	Ararajuba	-	-	1	1	1
<i>Ara ararauna</i>	Arara canindé	-	2	-	2	0
<i>Nymphicus hollandicus</i>	Calopsita	-	10	-	10	3
<i>Psittacula krameri</i>	Ring neck	-	3	-	3	0
<i>Psittacus erithacus</i>	Papagaio do congo	-	2	-	2	0
<i>Ecletus roratus</i>	Papagaio ecletus	-	2	-	2	0
<i>Trichoglossus moluccanus</i>	Lóris molucano	-	2	-	2	1
<i>Lorius lory</i>	Lóris bailarino	-	3	-	3	1
<i>Pionites leucogaster</i>	Marianinha	-	1	-	1	0
Total		90	35	21	146	19

Filhotes e adultos foram as faixas etárias mais amostradas (Figura 7). No CETAS-Teresina, todos os animais eram adultos, diferente dos animais do CETAS-IBAMA, em que houve o predomínio de filhotes com 70% (63/90) de aves. No consultório todas as faixas etárias foram amostradas, com dominância de animais adultos (62,8%, 22/35).

Figura 7. Faixa etária dos animais coletados durante o estudo de mestrado no CETAS Ibama, CETAS Teresina e consultório veterinário, entre os anos de 2020 e 2022.



No total, foram realizados exames clínicos em 65 animais (35 animais do consultório e 30 animais do CETAS-IBAMA), sendo que todas as aves provenientes de atendimento em consultório foram examinadas clinicamente, uma vez que o número de animais recebidos por vez era inferior a três. No entanto, no CETAS-IBAMA, foi feita uma amostragem de avaliações clínicas, sendo apenas 7 (23,3%) animais com algum sinal clínico nas primeiras 48 horas de recebimento, como trauma em asas, rompimento de saco aéreo ou perfuração em bico por possível uso de estilingue.

De modo geral, observou-se que 57/65 (87,7%) dos animais apresentavam boa condição física (ativos) e 8/65 (12,3%) dos animais estavam deprimidos. A maioria dos animais examinados, 47/65 (72,3%), aparentavam estar se alimentando satisfatoriamente, apesar do escore corporal apresentar um índice de magreza em 58,4% dos animais (38/65). Cerca de 17/65 (26%) das aves apresentavam no mínimo um sinal clínico compatível com clamidiose, sendo as alterações respiratórias e gastrointestinais as mais frequentes: diarreia 13/17 (76,5%) seguidos por conjuntivite 8/17 (47,1%), coana hipercorada 8/17 (47,1%), e blefarite 5/17 (29,4%) (Figura 8) (Tabela 2).



Figura 8: *Amazona aestiva* (Papagaio verdadeiro) confirmados com *C. psittaci*: (a) conjuntivite (b) blefarite (c) diarreia e (d) edema na conjuntiva e orofaringe. Fonte: Arquivo pessoal

Tabela 2. Características clínicas dos 65 animais avaliados para investigação de *Chlamydia psittaci* no Piauí.

Características Clínicas	N	%
Condição física		
Ativos	57	87,7%
Deprimidos	8	12,3%
Escore corporal		
Caquético	9	14,4%
Magro	38	58,4%
Peso ideal	4	6,1%
Sobrepeso	14	21,5%
Fome		
Normal	47	72,3%
Reduzido	10	15,4%
Aumentado	8	12,3%
Grau de desidratação		
Desidratado	5	7,7%
Hidratado	60	92,3%
Alterações comportamentais		
Ausência da vocalização	8	12,3%
Ausência de Reflexo de garra	7	10,7%
Perda de equilíbrio/incoordenação	6	9,2%
Ausência de empoleiramento	5	7,6%
Fratura perna e bico	2	6,1%
Penas eriçadas	13	3%
Alterações respiratórias		
Rompimento de saco aéreo	2	3%
Órgãos do sentido		
Conjuntivite	8	47,1%
Blefarite	5	29,4%
Coana hiperacorada	8	47,1%
Alteração gastrointestinal		
Diarreia	13	76,5%
Alterações dermatológicas		
Ectoparasitas	17	26,1%
Descamação de bico	1	1,5%
Hipercrecimento de bico	1	1,5%

Em relação aos sinais clínicos, foi observado que 25,7% (9/35) dos animais atendidos no consultório apresentaram apetite diminuído e o restante, apetite normal. Contrariamente, animais do CETAS demonstraram 26,6% (8/30) de apetite aumentado e um indivíduo com apetite reduzido

(tabela 3). De acordo com as alterações comportamentais, penas eriçadas, ausência de vocalização e incoordenação foram as características mais identificadas nos animais do consultório, o que justifica o tutor buscar atendimento veterinário. Já nos animais dos CETAS, a ausência de reflexo de garra, empoleiramento e rompimento de saco aéreo ficaram mais evidentes, possivelmente decorrente do manejo inadequado durante o tráfico. Em relação aos sinais mais importantes relacionados a clamidiose, não foi observado uma diferença significativa entre os grupos, sendo a conjuntivite, blefarite e coana hipercorada visualizada na mesma proporção em ambos os grupos. No entanto, a diarreia foi a alteração gastrointestinal mais evidente em animais de consultório.

Tabela 3. Comparação das características clínicas de animais avaliados nos diferentes grupos.

SINAIS CLÍNICOS IBAMA			SINAIS CLÍNICOS CONSULTÓRIO		
Características Clínicas	N=30	frequência	Características Clínicas	N=35	frequência
Condição física			Condição física		
Ativos	29	96,66%	Ativos	28	80%
Deprimidos	1	3,33%	Deprimidos	7	20%
Escore corporal			Escore corporal		
Caquético	2	6,66%	Caquético	7	20%
Magro	18	60,00%	Magro	20	57,14%
Peso ideal	1	3,33%	Peso ideal	3	8,57%
Sobrepeso	9	30,00%	Sobrepeso	5	14,28%
Fome			Fome		
Normal	21	70,00%	Normal	26	74,28%
Reduzido	1	3,33%	Reduzido	9	25,71%
Aumentado	8	26,60%	Aumentado	0	0%
Grau de desidratação			Grau de desidratação		
Desidratado	1	3,33%	Desidratado	4	11,42%
Hidratado	29	96,66%	Hidratado	31	88,57%
Alterações comportamentais			Alterações comportamentais		
Ausência da vocalização	0	0,00%	Ausência da vocalização	8	22,85%
Ausência de Reflexo de garra	4	13,33%	Ausência de Reflexo de garra	3	8,57%
Perda equilíbrio/incoordenação	2	6,66%	Perda equilíbrio/incoordenação	4	11,42%
Ausência de empoleiramento	4	13,33%	Ausência de empoleiramento	1	2,85%
Fratura perna e bico	1	3,33%	Fratura perna e bico	1	2,85%
Penas eriçadas	3	10,00%	Penas eriçadas	10	28,57%
Alterações respiratórias			Alterações respiratórias		
Rompimento de saco aéreo	2	6,66%	Rompimento de saco aéreo	0	0%
Órgãos do sentido			Órgãos do sentido		
Conjuntivite	3	10,00%	Conjuntivite	5	14,28%

Blefarite	2	6,66%	Blefarite	3	8,57%
Coana hipercorada	3	10,00%	Coana hipercorada	5	14,28%
Alteração gastrointestinal			Alteração gastrointestinal		
Diarreia	3	10,00%	Diarreia	10	28,57%
Alterações dermatológicas			Alterações dermatológicas		
Ectoparasitas	0	0,00%	Ectoparasitas	17	48,57%
Descamação de bico	0	0,00%	Descamação de bico	1	2,85%
Hipercrecimento de bico	0	0,00%	Hipercrecimento de bico	1	2,85%

Dos 35 animais atendidos no consultório, 28 (80%) conviviam com outras espécies de animais em suas residências. Dentre os relatados, 22/35 (62,8%) conviviam com cães e psitacídeos de diversas espécies silvestres e exóticas, 4/35 (11,4%) conviviam com cães, 1/35 (2,9%) com jabuti e 1/35 (2,85%) com passeriforme.

Considerando o destino desses animais, no consultório, sete (20%) morreram, dois (5,7%) foram entregues voluntariamente para o Centro de triagem do Ibama e 26 (74,3%) permaneceram com o tutor. Já no CETAS Ibama, houve soltura de 59 animais (59/90; 65,6%), sete permanecem na instituição (7,8%) e 24 (26,6%) vieram a óbito durante um surto sugestivo de clamidiose, assim como os animais do CETAS Teresina no qual vieram à óbito todos os animais, sendo posteriormente confirmados para *Chlamydia psittaci*.

3.2 Detecção e Fatores de Risco para *Chlamydia psittaci*

De 96 amostras analisadas, 19,8 % (19; IC 95%: 12,6-29,7) foram positivas para *Chlamydia psittaci* no teste de reação em cadeia de polimerase (PCR). Destas, nove eram provenientes do CETAS-Teresina, cinco do CETAS- IBAMA, e cinco do consultório.

Dos animais do CETAS Teresina, nove dos dez (90%) animais testados foram positivos, com apenas a jandaia-do-sertão (*Aratinga cactorium*) negativa. Dos cinco animais positivos 9,8% (5/51) do CETAS-IBAMA, todos pertenciam a espécie *A. aestiva*, sendo um adulto proveniente de entrega voluntária do município de Teresina e quatro filhotes apreendidos pelos órgãos de fiscalização no município de São João da Fronteira, ambos no estado do Piauí. Considerando os

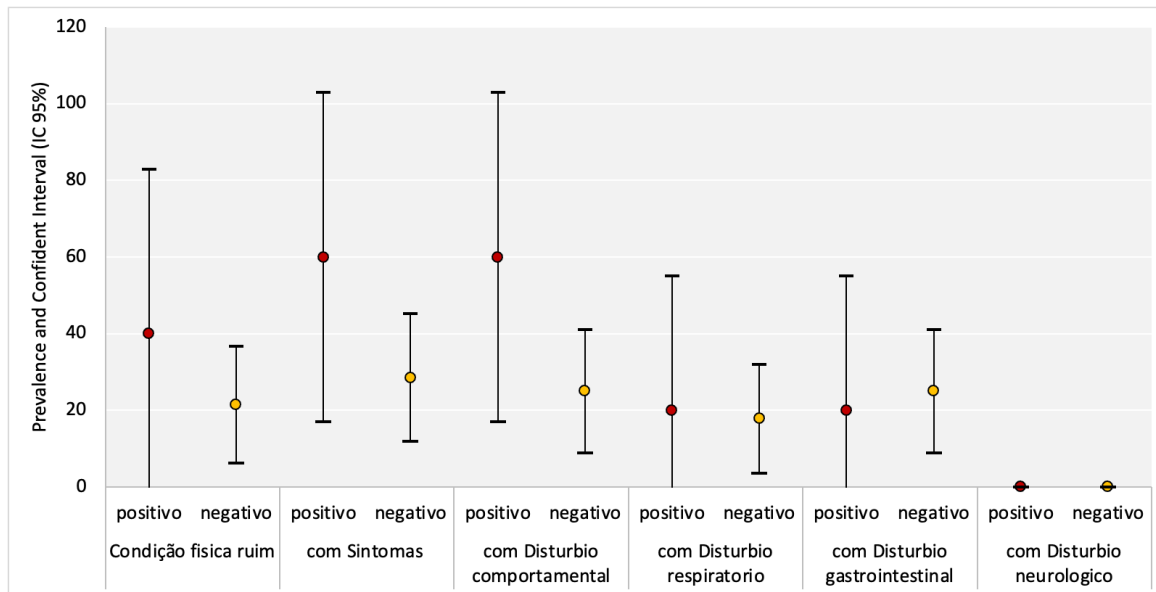
animais atendidos no consultório, os 14,2% (5/35) positivos pertenciam às espécies exóticas, sendo três *Nymphicus hollandicus*, um *Lorius lory* e um *Trichoglossus moluccanus*. As calopsitas eram provenientes de diferentes domicílios, enquanto os Lóris eram do mesmo proprietário e um deles veio à óbito durante o estudo.

Dos animais atendidos na clínica, 25% dos que apresentaram má condição física foram positivos na análise. Em aves que apresentavam pelo menos um sinal clínico, a bactéria foi detectada em 27,3%. Dentre os animais positivos do consultório, 30% destes apresentaram clinicamente algum distúrbio comportamental e 12,5% com algum tipo de alteração gastrointestinal, como por exemplo penas eriçadas, apatia, diarreia e conjuntivite; não havendo diferença significativa entre os diferentes sinais (Figura 9).

Tabela 4. Fatores de risco associados a infecção por *Chlamydia psittaci* considerando avaliação clínicas e comorbidades de Psittaciformes examinados.

Avaliação clínica e comorbidades		Detectado		Não Detectado		Total	Odds Ratio	p value (Fisher test)
		n	%	n	%			
Condição física	Boa	3	12.0	22	88.0	25	0.919	1
	Ruim	2	25.0	6	75.0	8	Ref	
Sintoma	Presente	3	27.3	8	72.7	11	0.279	0.304
	Ausente	2	9.1	20	90.9	22	Ref	
Distúrbio comportamental	Presente	3	30.0	7	70.0	10	0.235	0.149
	Ausente	2	8.7	21	91.3	23	Ref	
Distúrbio respiratório	Presente	1	16.7	5	83.3	6	0.874	1
	Ausente	4	14.8	23	85.2	27	Ref	
Distúrbio Gastrointestinal	Presente	1	12.5	7	87.5	8	1.32	1
	Ausente	4	16.0	21	84.0	25	Ref	
Distúrbio neurológico	Presente	0	0	0	0	0		-
	Ausente	5	15.2	28	84.8	33	0.919	

Figura 9. Comparação de sinais clínicos de aves com a presença e ausência de infecção por *Chlamydia psittaci*.



Dentre as variáveis consideradas como possíveis fatores de risco associados, apenas a procedência foi significativa, de modo que 47,6% das amostras do CETAS de Teresina foram positivas para a bactéria, sendo uma prevalência significativamente mais alta do que os animais domiciliados (13,3%; OR=5,91, $p=0.043$) e do CETAS do IBAMA (12,1%; OR=0.15; $p=0.001$) (Figura 10).

Figura 10. Fatores de risco para infecção por *Chlamydia psittaci* considerando a espécie de ave, faixa etária, município, procedência e tipo de entrada.

Variável	Detectado		Não Detectado		Total	Tipo de análise	OR	Confidence interval (95%)		p value	
	n	%	n	%				Lower	Higher		
	Espécies										
	Silvestre	9	34.6	17	65.4	26	Univariada	Ref			
	<i>A.aestiva</i>	10	16.1	52	83.9	62		0.36	0.13	1.05	0.06
	Exóticas	0	0	6	100	6		0	NA	Inf	0.992
Município	Capital (THE)	12	22.2	42	77.8	54	Univariada	1.35	0.49	3.97	0.574
	Interior	7	17.5	33	82.5	40		Ref			
Procedência	Consultório	2	13.3	13	86.7	15	Univariada	0.17	0.02	0.82	0.043
	CETAS Ibama	7	12.1	51	87.9	58		0.15	0.04	0.47	0.01
	CETAS THE	10	47.6	11	52.4	21		Ref			
Entrada	Entrega vol.	10	25.6	29	74.4	39	Univariada	Ref			
	Apreensão	7	17.5	33	82.5	40		0.62	0.2	1.81	0.381
	Cativeiro30	2	13.3	13	86.7	15		0.45	0.06	2.01	0.339
Faixa Etária	Idoso	0	0	1	100	1		não entraram na análise devido ao baixo número			
	Filhote	4	12.5	28	87.5	32	Univariada	0.42	0.11	1.32	0.161
	Juvenil	2	20	8	80	10		0.73	0.1	3.4	0.713
	Adulto	13	25.5	38	74.5	51		Ref			

4. Discussão

A detecção de *C.psittaci* revela uma preocupação tanto para a saúde da população como para a saúde dos animais, incluindo os de vida livre. Casagrande et al. (2014) e Raso et al. (2002; 2006) observaram que filhotes de psitacídeos são mais afetados que adultos, sendo que Raso (2004) identificou um surto de clamidiose com alta taxa de mortalidade em filhotes de *Amazona aestiva* oriundos do tráfico. No entanto, no presente estudo não houve diferença significativa na positividade para *C.psittaci* entre filhotes e adultos o que pode ser justificado pelas condições inadequadas onde os animais eram mantidos, tais como: instalações inadequadas, alimentação deficiente em nutrientes e higiene precária. Além disso, outras condições associadas como aves com fratura, rompimento de saco aéreo, presença de ectoparasitas, dentre outras afecções podem afetar a imunidade e interferir na disseminação de patógenos. Todas essas condições, foram falhas observadas durante a visita aos locais e na anamnese dos animais, enfatizando assim a importância de um manejo ambiental, nutricional e sanitário eficiente.

Aves infectadas podem permanecer assintomáticas podendo excretar intermitentemente o agente (Santos et al., 2014). Isto foi verificado em diversos estudos (Ribas et al., 2014; Ferreira et al., 2015; Raso et al., 2002; 2006; 2011 e 2013) para diferentes espécies de psitacídeos. No estudo de Santos et al. (2014), por exemplo, foi observado apenas uma ave com sinal clínico no momento da coleta de amostra. Por outro lado, Raso e colaboradores (2004), demonstraram que os animais positivos apresentavam sinais inespecíficos. No presente estudo, os dois espécimes de lóris amostrados (*Lorius lory* e *Trichoglossus moluccanus*) não possuíam sinal clínico evidente, estando aparentemente hígidos e com ótimo escore corporal no momento da coleta de material biológico. No entanto, foram positivos nos testes realizados e um dos animais teve óbito súbito um mês após o atendimento, sem apresentar qualquer sinal clínico. As três calopsitas positivas apresentavam sinais clínicos discretos/leves como perda de apetite e emagrecimento. Em Bendheim et al., 1998 identificou animais positivos com ausência e presença de sinais clínicos. Em estudo mais recente, Vaz et al., 2021, em um total de 205 filhotes, nenhum apresentou sinal clínico sugestivo de clamidiose, incluindo aqueles com PCR positiva para o agente.

De acordo com a procedência, a análise demonstrou que os animais do CETAS IBAMA possuem mais chance de serem positivos que animais do consultório (*p value* 0.01) (Figura 13). Em Casagrande et al. (2014) a maioria dos animais acometidos eram

provenientes de apreensão do tráfico ou de centro de triagem, assim como em Raso et al. (2013) em que todos os animais acometidos eram provenientes do comércio ilegal de animais. Santos et al. (2014) demonstraram que mercados de animais desempenham um papel importante na epidemiologia da clamidiose, no qual aves de diferentes origens são colocadas em uma mesma gaiola, sem controle sanitário. Raso et al. (2002) enfatizam ainda que aves mantidas em grandes grupos, assim como má nutrição podem predispor à disseminação da bactéria. Apesar de Ferreira et al. (2015) relatarem falha dos tutores nos cuidados com os Psittaciformes, o presente estudo revelou que no consultório veterinário a maioria dos animais atendidos possuíam tutores cuidadosos e zelosos.

Quanto aos animais do CETAS de Teresina podemos relacionar o resultado de alta positividade para *C.psittaci* pelo fato deste centro estar ainda em fase de implementação, com condições precárias quando comparadas ao CETAS do IBAMA, apesar de ambos possuírem diversas falhas de estrutura, de manejo sanitário e nutricional. Santos et al. (2014) avaliaram animais de feira e mantidos em domicílio, observando que animais de feira tiveram maior percentual de infecção (17,2%) que os animais de estimação (3,4%). Os autores sugeriram que o ambiente, o manejo e as condições de higiene reduziram as chances de infecção, porém a infecção entre os grupos foi associada à superlotação, fatores de estresse e limpeza inadequada das gaiolas. Considera-se, portanto, de extrema importância que os centros de triagem e reabilitação, assim como zoológicos e criadouros utilizem medidas de biossegurança e biosseguridade para prevenção da entrada e disseminação do agente, tanto visando a saúde do plantel quanto dos tratadores. Raso (2013) enfatiza a necessidade de protocolos de quarentena, sistema de vigilância e programas de controle de doenças emergentes nestes locais, controle este no qual não foi identificado nos CETAS mencionados.

Segundo Ferreira et al. (2015), a prevenção bem-sucedida de infecções requer que as pessoas que possuem contato com estes animais estejam cientes dos riscos das doenças. Assim, informar o risco do vínculo boca-bico, realizar limpeza das gaiolas com água corrente para evitar inalação de aerossóis, não adquirir animais de locais inapropriados, oriundos de tráfico e com sinais clínicos aparente são medidas de segurança tanto para o indivíduo como para o animal. Balsamo et al. (2017) citam como práticas da criação o correto posicionamento de gaiolas para evitar a transferência de materiais fecais, secreções ou outros contaminantes, a limpeza das gaiolas e tigelas diariamente com solução desinfetante composto por amônia quaternária, além de evitar exposição dos

animais à temperaturas extremas, aglomeração, transporte desnecessário e alimentação desbalanceada. Dessa forma podemos observar que medidas profiláticas com um adequado controle de manejo nutricional à base de ração extrusada, mistura de sementes, frutas, legumes e verduras além de um ambiente livre de exposição excessiva ao sol, vento, chuva, com gaiola sem sujidades e limpas diariamente, diminuem os riscos de diversas infecções, incluindo a clamidiose.

5. Conclusão

A presente pesquisa revela a presença da *Chlamydia psittaci* em animais de cativeiro na região do Piauí. Este é o primeiro relato da *C. psittaci* no estado do Piauí. Os resultados sugerem a importância de ser ter mais atenção dos médicos veterinários, técnicos e profissionais envolvidos. Dentro deste contexto, sugere-se que seja implementado ou revisado um protocolo de biossegurança e biosseguridade nos Centros de Triagem dos Animais Silvestres do Piauí, de forma que erros de manejo sejam corrigidos a fim de prevenir infecções das aves, disseminação de patógenos e, conseqüentemente, possíveis surtos no plantel. Enfatizamos ainda a importância da detecção e controle de *C. psittaci* em psitacídeos em cativeiro, para que em situações de soltura não haja disseminação do microrganismo para populações de vida livre. Sobretudo, é necessária uma atuação responsável dos órgãos ambientais, médicos veterinários e criadores, com animais provenientes de criadouros legalizados, além de fiscalizações ativas e protocolo de manejo eficiente.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A detecção da *C. psittaci* nas aves sinaliza que devemos ficar alerta para não subestimar a ocorrência da infecção. *Chlamydia psittaci* tem sido relatada em animais de cativeiro e de vida livre. Bem como, a criação de aves como animais pet tem ganhado uma grande proporção nos últimos anos e conseqüentemente acende um alerta para a saúde pública. Portanto, é necessária uma atuação em conjunto de todos os profissionais envolvidos, para se ter a compreensão da epidemiologia da infecção e das espécies envolvidas a fim de prevenir a disseminação do agente para animais de vida livre, animais criados em cativeiro, seja em criatório ou como pets. Por fim, o combate ao tráfico de animais silvestres é imprescindível para a preservação e conservação das espécies da nossa fauna bem como a conscientização da população sobre os riscos de contrair uma zoonose aviária.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Andersen AA. Two new serovars of *Chlamydia psittaci* from North American birds. **J Vet Diagn Invest.** 1997 Apr;9(2):159-64. doi: 10.1177/104063879700900209.
2. Balsamo, G. et al. 2017. Compendium of measures to control *Chlamydia psittaci* infection among humans (Psittacosis) and pet birds (Avian Chlamydiosis), 2017. **J. Avian Med. Surg.** 31, 262–282. [https://doi.org/ 10.1647/217-265](https://doi.org/10.1647/217-265).
3. Bendheim, U., A. Naveh, and E. Keren. Antibody testing for *Chlamydia psittaci* using a rapid ELISA-KIT. International Virtual Conference in Veterinary Medicine: Psittacine Birds. 1998.
4. Carrara, Lucas A. et al. Dormitórios do papagaio-verdadeiro *Amazona aestiva* e do papagaio-galego *Salvatoria xanthops* em plantio comercial de eucalipto. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 15, n. 1, p. 135-138, 2007.
5. Casagrande, R. A. et al (2014). Diagnóstico imuno-histoquímico e caracterização anatomopatológica de clamidiose em psitacídeos. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, 34(9), 885–890. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2014000900013>
6. Collingro, Astrid; Köstlbacher, Stephan; Horn, Matthias. *Chlamydiae* in the Environment. **Trends in Microbiology**, v. 28, n. 11, p. 877-888, 2020.
7. Vanrompay, V.; Ducatelle, R.; Haesebrouck, F, *Chlamydia psittaci* infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis, **Veterinary Microbiology**, v.45, n.2–3, p. 93-119, 1995. [https://doi.org/10.1016/0378-1135\(95\)00033-7](https://doi.org/10.1016/0378-1135(95)00033-7).
8. **Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso** / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 8ª ed. – Brasília: Ministério da Saúde, 2010.
9. F. Kaleta & Eva M. A. Taday (2003) Avian host range of *Chlamydophila* spp. based on isolation, antigen detection and serology, **Avian Pathology**, 32:5, 435-462, doi: [10.1080/03079450310001593613](https://doi.org/10.1080/03079450310001593613)
10. Elwell, Cherilyn; Mirrashidi, Kathleen; Engel, Joanne. *Chlamydia* cell biology and pathogenesis. **Nature Reviews Microbiology**, v. 14, n. 6, p. 385-400, 2016.
11. Escalante-Ochoa, Cristina; Ducatelle, Richard; Haesebrouck, Freddy. The intracellular life of *Chlamydia psittaci*: how do the bacteria interact with the host cell?. **FEMS microbiology reviews**, v. 22, n. 2, p. 65-78, 1998.

12. Ferreira VL; Raso TF; Nascimento RD; Silva MV. Psittacosis associated with bird ownership: a concern for public health. **JMM CASE REPORTS**, v.2, p.1-5, 2015. 2. 10.1099/jmmcr.0.000085.
13. 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 Pulm Med** 20, 65 (2020). <https://doi.org/10.1186/s12890-020-1098-x>
14. Hogerwerf, L. et al. *Chlamydia psittaci* (psittacosis) as a cause of community-acquired pneumonia: a systematic review and meta-analysis. **Epidemiology & Infection** 145.15 (2017): 3096-3105.
15. Knittler, Michael R.; Sachse, Konrad. *Chlamydia psittaci*: update on an underestimated zoonotic agent. **Pathogens and disease**, v. 73, n. 1, p. 1-15, 2015.
16. Kong CY, Zhu J, Lu JJ, Xu ZH. Clinical characteristics of *Chlamydia psittaci* pneumonia. **Chin Med J** 2021; 134:353–355. doi: 10.1097/CM9.0000000000001313
17. Laroucau K, Souriau A, Rodolakis A. Improved sensitivity of PCR for *Chlamydophila* using *pmp* genes. **Vet Microbiol.** 2001; 82:155–164.
18. LI, Zhaocai et al. Detection of *Chlamydia psittaci* and *Chlamydia ibidis* in the Endangered Crested Ibis (*Nipponia nippon*). **Epidemiology & Infection**, v. 148, p. e1, 2020.
19. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2018. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume III - Aves. In: **Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade**. (Org.). Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. Brasília: ICMBio. 709p.
20. Moura, Sandovaldo et al. Animais silvestres recebidos pelo centro de triagem do IBAMA no Piauí no ano de 2011. **Enciclopédia Biosfera**, v. 8, n. 15, 2012.
21. PROENÇA, L.M.; FAGLIARI, J.J.; RASO, T. F. Infecção por *C. psittaci*: uma revisão com ênfase em psitacídeos. **Ciência Rural**, v. 41, p. 841-847, 2011.
22. RENCTAS, 1º Relatório Nacional sobre o Tráfico de Animais Silvestres, 2001. <https://renctas.org.br/trafico-de-animais/>
23. Raso, T. F. (2014). Clamidiose – Novas abordagens diagnósticas e terapêuticas. In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva, & J. Catão-Dias (Eds.), **Tratado de animais selvagens: Medicina veterinária** (pp. 1382–1388). Roca, Brasil.
24. Raso, T. F.; Seixas, G. H.; Guedes, N.; Pinto, A. A. (2006). *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**. 117. 235-41. 10.1016/j.vetmic.2006.06.025.
25. Raso, Tânia de Freitas et al. Seroprevalence of antibodies to *Chlamydophila psittaci* in zoo workers in Brazil. **Zoonoses and Public Health**, v. 57, n. 6, p. 411-416, 2010. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2009.01237.x>
26. 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>
27. Raso, T.F. et al. Psittacosis domiciliary outbreak associated with monk parakeets (*Myiopsitta monachus*) in Brazil: need for surveillance and control. **Journal of Medical Microbiology Case Reports**. v.1, p.e003343 - e003343, 2014.
28. Raso, Tânia F.; Randerson, F.; Sztajn bok, Bassetti. (2015). Psittacosis Causing Acute Respiratory Distress Syndrome (ARDS). **Journal of Pulmonary & Respiratory Medicine**. 05. 10.4172/2161-105X.1000283.
29. Ravichandran, K. et al. A comprehensive review on avian chlamydiosis: a neglected zoonotic disease. **Tropical Animal Health and Production**, v. 53, n. 4, p. 1-17, 2021.
30. Ribas, J.M. et al. *Chlamydophila psittaci* assessment in threatened Red-tailed Amazon (*Amazona brasiliensis*) parrots in Paraná, Brazil. **Ornithologia**, v. 6, n. 2, p. 144-147, 2014.
31. Saldanha, P. de O., & Peixoto, R. S. (2021). Bibliographic analysis of wild animal trafficking in Northeast Brazil in the last decade. **Revista Multidisciplinar Do Núcleo De Pesquisa E Extensão (RevNUPE)**, 1(1), e202102. Retrieved from <https://www.revistas.uneb.br/index.php/revnupe/article/view/12002>
32. SU, Shanshan et al. Severe *Chlamydia psittaci* pneumonia: clinical features and risk factors. **Ann Palliat Med**, v. 10, no. 7, pg. 8051-60, 2021.
33. Sachse, Konrad et al. Recent developments in the laboratory diagnosis of chlamydial infections. **Veterinary microbiology**, v. 135, n. 1-2, p. 2-21, 2009.
34. Santos, F., Leal, D.C., Raso, T.F., Souza, B.M.P.S., Cunha, R.M., Martinez, V.H.R., Barrouin-Melo, S.M., Franke, C.R., 2014. Risk factors associated with *Chlamydia psittaci* infection in psittacine birds. **J. Med. Microbiol.** 63, 458–463. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.060632-0>

35. Shewen PE. Chlamydial infection in animals: a review. **Can Vet J.** 1980 Jan; 21(1):2-11. PMID: 6988075; PMCID: PMC1789659.
36. Tong, C.Y.; Sillis, M. Detection of *Chlamydia pneumoniae* and *Chlamydia psittaci* in sputum samples by PCR. **Journal of clinical pathology**, v.46, n.4, p.313-317, 1993.
37. Vasconcelos, T. B.; Nogueira, D. M.; Pereira, V. L. A.; Nascimento, E. R.; Bruno, S. F.; *Chlamydia psittaci* em araras-canindé (*Ara ararauna*) cativas em um centro de triagem de animais silvestres no Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, Rio de Janeiro, v. 23, n. 1-2, p. 37-41, 2016. <https://doi.org/10.4322/rbcv.2016.027>.
38. Vaz FF, Sipinski EAB, Seixas GHF, Prestes NP, Martinez J, Raso TF. Molecular survey of pathogens in wild Amazon Parrot nestlings: implications for conservation. **DIVERSITY**. v.13, p.272, 2021. <http://dx.doi.org/10.3390/d13060272>
39. Vilela, D.A.R., Marín, S.Y., Resende, M., Coelho, H.L.G., Resende, J.S., Ferreira-Júnior, F.C., Ortiz, M.C., Araújo, A.V., Raso, T.F., Martins, N.R.S., 2019. Phylogenetic analyses of *Chlamydia psittaci* ompA gene sequences from captive *Amazona aestiva* (Aves: psittaciformes) with hepatic disease. **Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz** 38, 1–20.
40. Wyrick, Priscilla B. Intracellular survival by *Chlamydia*: microreview. **Cellular microbiology**, v.2, n.4, p.275-282, 2000. <https://doi.org/10.1046/j.1462-5822.2000.00059.x>