UNIVERSIDADE SANTA CECÍLIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SUSTENTABILIDADE DE ECOSSISTEMAS COSTEIROS E MARINHOS

MARCO ANTONIO FURLANETTO BENTO

Incidência de clamidiose em psitacídeos (papagaio-verdadeiro) presentes no CEPTAS Cubatão - SP em 2019 e possíveis riscos à saúde humana

SANTOS/SP
2020

MARCO ANTONIO FURLANETTO BENTO

Incidência de clamidiose em psitacídeos (papagaio-verdadeiro) presentes no CEPTAS Cubatão - SP em 2019 e possíveis riscos à saúde humana

Dissertação apresentada a Universidade Santa Cecília como parte dos requisitos para obtenção de título de mestre no Programa de Pós-Graduação em Sustentabilidade de Ecossistemas Costeiros e Marinhos, sob a orientação do Prof. Dr. Aldo Ramos Santos, e coorientação do Prof. Dr. Camilo D. Seabra Pereira e Prof. Dra. Juliana Plácido Guimarães.

SANTOS/SP

2020

Autorizo a reprodução parcial ou total deste trabalho, por qualquer que seja o processo, exclusivamente para fins acadêmicos e científicos.

598.71 Bento, Marco Antonio Furlanetto.
B42i Incidência de clamidiose em psitacídeos (papagaio-verdadeiro) presentes no CEPTAS Cubatão - SP em 2019 e possíveis riscos à saúde humana/ Marco Antonio Furlanetto Bento. - 2020.
_ 43 f.:il

Orientador: Aldo Ramos Santos
Coorientadores: Camilo D. Seabra Pereira; Juliana Plácido Guimarães

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Santa Cecília, Programa de Pós-Graduação em Sustentabilidade De Ecossistemas Costeiros E Marinhos, Santos, SP, 2020.

1. *Chlamydophila psittaci*. 2. Doença das aves. 3. Infeção 4. Tráfego. 5. Zoonose. I. Pereira, Camilo D. Seabra, orient. II. Guimarães, Juliana Plácido, coorient. III. Incidência de clamidiose em psitacídeos (papagaio-verdadeiro) presentes no CEPTAS Cubatão - SP em 2019 e possíveis riscos à saúde humana.

Elaborada pelo SIBi – Sistema Integrado de Bibliotecas – Unisanta

AGRADECIMENTOS

A presente dissertação de mestrado não poderia chegar a bom porto sem o precioso apoio de várias pessoas das quais terei sempre boas lembranças.

Em primeiro lugar, não posso deixar de agradecer a Professora Dra. Juliana Plácido Guimarães, por toda a paciência, empenho e sentido prático com que sempre me orientou neste trabalho, igualmente ao Professor Dr. Camilo D. Seabra, meus coorientadores com grande admiração deixo explícito meus sentimentos de amizade e gratidão. Desejo igualmente agradecer ao meu orientador Professor Dr. Aldo Ramos Santos, acrescido o orgulho que tive em ter tido como professor, amigo e orientador, pessoa de tamanha competência e brilho. Memorável mestre! Muito obrigada por terem me corrigido quando necessário sem nunca me desmotivar.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

Aos professores do curso de mestrado realizado, bem como a simpática ajuda da secretária, biblioteca e coordenação da Unisanta.

Ao CEPTAS Cubatão - SP e seus respectivos funcionários e técnicos, por cederem os animais utilizados nesse estudo e ajuda, viabilizando a colheita das amostras.

Por último, quero agradecer à minha família e amigos pelo apoio incondicional que me deram, especialmente a minha esposa Ana Laura, todo amor e cooperação a mim dedicado nesta incansável etapa ao longo da elaboração deste trabalho.

RESUMO

O combate e fiscalização do tráfico de aves silvestres geram um quantitativo de animais que, via de regra, são encaminhados para os centros de triagem de animais silvestres (CEPTAS), o que favorece doenças e zoonoses. A clamidiose é uma enfermidade causada por parasito intracelular obrigatório, *Chlamydophila psittaci*, um coco bacilo gram-negativo, que infecta aves silvestres e domésticas, mamíferos domésticos e o homem, quando estes têm contato com secreções e excreções de animais portadores. O agente etiológico da enfermidade pode permanecer viável durante longo período em secreções secas de animais, ou por vários dias em água à temperatura ambiente. A principal via de transmissão entre as aves é a aerógena, através da inalação de excreções secas, ou secreções oculares e nasais dos animais infectados. Esta interação do homem e aves domésticas e silvestres aumenta a probabilidade de transmissão de doenças. Os objetivos do presente estudo foram: (i) elaborar um diagnóstico da fauna silvestre, apreendida e, encaminhada aos CEPTAS de Cubatão SP, Brasil, e (ii) verificar a ocorrência de clamidiose aviária, em papagaios-verdadeiros durante o ano de 2019; (iii) salientar o papel e disseminação da doença na vida silvestre e a importância da clamidiose aviária na saúde humana. Foram avaliados clínica e laboratorial 31 espécimes, de *Amazona aestiva*, adultos, procedentes de apreensões ocorridas nas regiões Sudeste, e os resultados revelaram o grupo experimental foi diagnosticado saudável e negativos para clamidiose em exposição ao exame de PCR. Contudo esta relação entre o homem e as aves, sugere maiores estudos e esforço de monitoramento, visto que as zoonoses bacterianas apresentam alto impacto na saúde pública e na conservação da biodiversidade.

Palavras-Chave: *Chlamydophila psittaci.* Doença das aves. Infecção. Tráfico. Zoonose.

ABSTRACT

Incidence of chlamydiosis in parrots (parrot) present at CEPTAS Cubatão - SP in 2019 and possible risks to human health

Combating and inspecting wild bird trafficking generates several animals that, as a rule, are sent to the wild animal screening centers (CEPTAS), which favors diseases and zoonoses. Chlamydiosis is a disease caused by mandatory intracellular parasite, *Chlamydophila psittaci*, a gram-negative bacillus coconut, which infects wild and domestic birds, domestic mammals, and man, when they have contact with the secretions and excretions of carrier animals. The etiologic agent of the disease can remain viable for a long time in dry animal secretions, or for several days in water at room temperature. The main route of transmission between birds is airborne, through the inhalation of dry excretions, or ocular and nasal secretions from infected animals. This interaction of man and domestic and wild birds increases the likelihood of disease transmission. The objectives of the present study were: (i) to elaborate a diagnosis of wild fauna, apprehended and, forwarded to CEPTAS of Cubatão SP, Brazil, and (ii) to verify the occurrence of avian chlamydiosis, in parrots during 2019; (iii) highlight the role and spread of the disease in wildlife and the importance of avian chlamydiosis in human health. Thirty-one specimens, from Amazon aestiva, adults, from seizures in the Southeast regions, were evaluated clinically and laboratory, and the results revealed that the experimental group was diagnosed healthy and negative for chlamydiosis on exposure to the PCR exam. However, this relationship between man and birds suggests further studies and monitoring efforts, since bacterial zoonoses have a high impact on public health and biodiversity conservation.

Keywords: *Chlamydophila psittaci*. Bird disease. Infection. Traffic. Zoonosis.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Indivíduos de *Amazona aestiva* localizados no CEPTAS em Cubatão – SP (Grupo experimental). 5
Figura 2. Ciclo de desenvolvimento de Chlamydiaceae. Os números referem-se às horas após a infecção. 12
Figura 3. Coleta de sangue por punção da veia jugular..... 21

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Critérios de classificação de estado geral usados durante a inspeção das aves. 20
Tabela 2. Médias, desvio padrão e valores mínimos e máximos de parâmetros hematológicos de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*) grupo experimental.... 27
Tabela 3. Valores de referência para hematologia de *Amazona aestiva* segundo *Avian and Wildlife Laboratory.* 27
Tabela 4. Médias, desvio padrão e valores mínimos e máximos das concentrações de componentes do soro sanguíneo do grupo experimental de papagaios-verdadeiro. 30
Tabela 5. Valores de referência para bioquímica sérica de papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*) segundo *Avian and Wildlife Laboratory.* 30

LISTA DE QUADROS

Quadro 1. Avaliação clínica das aves. * + Característica observada, * - Característica não observada..... 25

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AST	-	Aspartato Aminotransferase
CEMAVE	-	Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres
CEPTAS	-	Centro de Pesquisa e Triagem de Animas Selvagens
CINES	-	Convenção Internacional para o Tratado contra o Tráfico de Animais Silvestres
DNA	-	Ácido Desoxirribonucleico
DP	-	Desvio Padrão
ELISA	-	Ensaio de Imunoabsorção Enzimática
PBS	-	Tampa do Tubo plástico Eppendorf
ETDA	-	Ácido Etilenodiamino Tetra-Acético
HRM	-	Análise da Curva de Dissociação em Alta Resolução
IBAMA	-	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
ICMBIO	-	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
IFA	-	Teste de Imunofluorescência Indireta
LabeVet	-	Centro de Diagnóstico e Consultoria Veterinária
LCL	-	*Levintal-Collie-Lilie*
MMA	-	Ministério do Meio Ambiente
MOMP	-	*Major Outer Membrana Protein*
PCR	-	*Polymerase Chain Reaction* (Reação em cadeia da polimerase)
RFLP	-	Restrição do Comprimento do Fragmento Polimorfismo
DSD-PAGE	-	Técnica de Eletroforese em Gel de Poliacrilamida contendo Dodecil Sulfato de Sódio
SMA	-	Secretaria de Meio Ambiente
Swabs	-	Cotonete estéril
WWF	-	*World Wide Fund for Nature* (Fundo Mundial para a Natureza)

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 1
2 REVISÃO DE LITERARATURA 3
2.1 *AMAZONA AESTIVA* 3
2.2 BIODIVERSIDADE 5
2.3 LEGISLAÇÃO AMBIENTAL BRASILEIRA 7
2.4 CLAMIDIOSE E SAÚDE HUMANA 9
2.5 AGENTE ETIOLÓGICO 10
2.6 TRANSMISSÃO 12
2.7 SINAIS CLÍNICOS 13
2.8 DIAGNÓSTICO DE C. PSITTACI 14
2.9 ALTERAÇÕES PATOLÓGICAS 15
2.10 TRATAMENTO E PROFILAXIA 15
2.11 PCR 16
3 MATERIAL E MÉTODOS 18
3.1 LOCAL DA COLETA 19
3.2 GRUPO EXPERIMENTAL 19
3.3 FLUXOGRAMA DO GRUPO EXPERIMENTAL 20
3.4 AVALIAÇÕES CLÍNICA 20
3.5 COLETA E ANÁLISES LABORATORIAIS 20
3.6 HEMOGRAMA 21
3.7 PERFIL BIOQUÍMICO SÉRICO 22
3.8 COLETA E ANÁLISE DE PCR 22
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO 23
4.1 AVALIAÇÃO CLÍNICA 24
4.2 HEMATOLOGIA 27
4.3 ANÁLISE HEMATOLÓGICA 28
4.4 ANÁLISE BIOQUÍMICO - ASPARTATO AMINOTRANSFERASE (AST) 29
5. CONCLUSÃO 31
TRABALHO SUBMETIDO PARA PUBLICAÇÃO 32
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS 32
ANEXOS 43

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é um dos países com maior biodiversidade no mundo. Estima-se que, das mais de 103 mil espécies animais e 43 mil espécies de plantas descritas no planeta, 15% a 20% ocorram no país. Ainda, verifica-se a maior cobertura de floresta tropical do mundo (LEWINSOHN e PRADO, 2002; BRANDON *et al.,* 2005). O Brasil tem 1.173 espécies da fauna ameaçadas de extinção, sendo 234 aves. Segundo o Ibama, o tráfico de espécies silvestres é o terceiro maior do mundo, atrás apenas do tráfico de drogas e armas (ICMBIO, 2018).

O processo de avaliação do estado de conservação das aves brasileiras, coordenado pelo Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE), foi realizado entre os anos de 2011 a 2014 e assumiu como lista de aves brasileiras aquela publicada, em 2014, pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. As aves foram citadas como o segundo grupo de vertebrados mais diversos no Brasil, perdendo apenas para os peixes, com um total de 1.903 espécies reconhecidas que estão listados em duas Portarias MMA (Ministério do Meio Ambiente) n° 444 e 445, ambas de 17 de dezembro até 2014, onde diagnosticou 236 (11,9%) táxons como ameaçados de extinção. As aves correspondem ao maior número de apreensões, e os papagaios estão entre as espécies mais vulneráveis, muito procurados como animais de estimação (ICMBIO, 2018).

No mundo todo, em função das ações humanas, há uma perda de espécies sem precedentes e que pode ser irreversível (PRIMACK e RODRIGUES, 2001). Cavalcante (2008) relata que o tráfico de animais selvagens é a terceira atividade ilícita no mundo e as aves são as mais envolvidas neste comércio pelo fato de serem preferidas como animais de estimação, tanto pela sua beleza quanto pelo canto, estimando-se que o Brasil participe com 5% a 15% do total movimentado no mundo, valor que gira em torno de 10 a 20 bilhões de dólares ao ano (ROCHA, 1995; RIBEIRO e SILVA, 2007; DE CAMPOS NETO, 2012). Dados recentes relatam que mais de quatro mil papagaios-verdadeiros já foram apreendidos pelos órgãos fiscalizadores desde 1988 (ICMBIO, 2018).

Dentre os animais retirados da natureza pelo tráfico, o índice de mortalidade chega a 90% devido às condições inadequadas de captura,

manutenção e transporte (ROCHA, 1995). São muitas vezes capturados e inadequadamente inseridos em sacos plásticos, caixas minúsculas de madeira ou de tela de arame (DE CAMPOS NETO, 2012). Muitos falecem devido aos maus tratos, ferimentos sofridos durante a captura, e poucos chegam a ser comercializados de fato (GAMA e SASSI, 2008). Entretanto, estimativas que quantificam animais mortos pelo tráfico podem apresentar um grande grau de imprecisão devido à dificuldade de mensuração e escassez de informações, e devem ser consideradas com cautela (REGUEIRA e BERNARD, 2012).

No Brasil, o tráfico ilegal é a segunda maior ameaça à espécie, seguindo a destruição do habitat, a primeira causa. Tanto filhotes quanto adultos são capturados para abastecer os mercados nacional e internacional (ICMBIO, 2018). Renctas (2002), sugere que os psitacídeos são os preferidos pelo seu companheirismo, temperamento, coloração e em particular, pela sua habilidade de imitar a voz humana, e são considerados um problema pelos impactos que causam sobre a agricultura.

Assim como mortes são eminentes nessas condutas, doenças são disseminadas as outras aves acomodadas no mesmo ambiente, seja por bactérias, fungos ou microrganismos presentes em secreções ou fezes, seja por tecido em decomposição das aves mortas. Tal prática é um potencial disseminador de doenças a todas as aves envolvidas como a clamidiose, preocupante também como conhecida zoonose. Infelizmente, grande parte da população e governantes não é ciente do papel que as espécies da fauna exercem na manutenção do equilíbrio ecológico indispensável para todas as formas de vida (VIDOLIN *et al.,* 2004).

Devido ao maior contato dos animais domésticos e silvestres com o ser humano, a possibilidade da transmissão de patógenos bacterianos zoonóticos ao homem aumentou significativamente. Dentre esses animais, podemos destacar as aves, tanto as criadas em um sistema que vise à produção de carne e ovos quanto as de cativeiro e de vida livre. Esses animais podem ser portadores ou reservatórios de zoonoses com grande impacto na saúde pública e populações dessas aves (RASO, 2007).

A clamidiose bacteriana em aves é uma doença de ocorrência mundial e que pode causar infecção subclínica inaparente aguda, subaguda, ou crônica e elevada mortalidade em aves selvagens e domésticas, caracterizada por

infecção intestinal, respiratória ou sistêmica (CAVALCANTE, 2008). Esta doença é considerada como uma das principais zoonoses aviárias (PROENÇA *et al.,* 2011). A clamidiose possui prevalência subestimada, devido ao diagnóstico definitivo difícil, em virtude da complexa fisiopatologia da infecção por *Chlamydophila psittaci* (RASO *et al.,* 2010).

A infecção em humanos é denominada como psitacose e pode resultar em casos graves de doença respiratória (VANROMPAY *et al.,* 2007), após contato direto ou indireto com aves infectadas, particularmente psitacídeos, pombos, perus ou patos (HEDBERG *et al.,* 1989; NEWMAN *et al.,* 1992; HINTON *et al.,* 1993). Surtos de clamidiose aviária podem causar prejuízos econômicos e representam um sério risco para as pessoas expostas ao agente (HEDDEMA *et al.,* 2006; VANROMPAY *et al.,* 2007; GAEDE *et al.,* 2008;).

Diante deste contexto, existe a possibilidade de os animais apresentarem a presença da clamídia e riscos da possível transmissão a humanos, bem como a falta de dados base para controle e prevenção da doença. Neste projeto os objetivos foram avaliação clínica e o potencial zoonótico de papagaios verdadeiros *(Amazona estiva*) presentes no Centro de Pesquisa e Triagem de Animais Silvestres (CEPTAS) de Cubatão SP. Trata se de um projeto técnico e preventivo. Foi utilizado como método de análise de PCR para detecção da clamídia. Deste modo, disponibilizam-se dados deste estudo para programas de controle e prevenção da clamidiose bem como programas de saúde e zoonoses da baixada Santista do Estado de São Paulo, ajudando a diminuir a lacuna existente no conhecimento sobre a clamídiose na região.

2 REVISÃO DE LITERARATURA

2.1 *AMAZONA AESTIVA*

O papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva,* Linnaeus, 1758), é uma ave da ordem Psittaciformes, composto por duas famílias: Cacatuidae, que compreende 3 subfamílias e 6 gêneros, com 21 espécies descritas, limitada à região da Austrália e países circunvizinhos; e a família Psittacidae, que compreende 2 subfamílias, Loriinae e Psittacinae, que possui 9 tribos e que ao todo, compreende 78 gêneros e 332 espécies (FORSHAW e COOPER, 1997; HOYO

et al., 1997; SICK, 1997). Dentre as espécies brasileiras destaca-se o gênero Amazona, que segundo Sick (1997) é composto por 28 espécies, muitas delas em processo de extinção (HOYO *et al.,* 1997; IBAMA, 2005). Ainda ocupam vastas áreas, especialmente no cerrado, cerradão, campo sujo, mata (borda), brejos e veredas da região central do Brasil, desde o sul da floresta equatorial amazônica ao sul do Brasil e norte da Argentina, Uruguai e Paraguai (HOYO *et al.,* 1997).

Os papagaios-verdadeiros são aves de pequeno a médio porte, com aproximadamente 35cm de comprimento que pesam cerca de 400 gramas (SICK, 1997) (Figura 1). Exibem empenamento predominantemente verde, com a região do loro azul e máscara facial amarela, especialmente no entorno dos olhos. Possuem ainda marcação vermelha típica no terço anterior da face ventral nas retrizes. As penas do encontro das asas e as rêmiges secundárias também ostentam a cor vermelha. O bico, em forma semelhante a uma torquês adaptado para romper duras castanhas, sementes e coquinhos, é de cor predominantemente negra. Possuem membros posteriores fortes, com os dedos 1 e 4 em oposição aos dedos 2 e 3, apropriados ao hábito de escalar galhos de árvores. Os papagaios-verdadeiros são vistos em bandos e nestes, é possível sempre notar os casais pareados. São aves de hábitos monogâmicos e fiéis. Estão quase sempre em busca de alimentos, com preferência para sementes e coquinhos, comem também uma grande variedade de outros alimentos, principalmente de frutas, nozes, brotos e flores (HOYO *et al.,* 1997; SICK, 1997).

A estação de reprodução ocorre de setembro a fevereiro. Fazem ninhos em ocos de árvores e em barrancos rochosos, onde fazem uma cavidade profunda. A fêmea põe de 2 a 4 ovos, que são chocados durante 24 a 29 dias. Na natureza são capazes de gerar somente 1 cria ao ano, com 1 a 3 filhotes/ano em média. Isto porque o período de criação da prole é muito longo, cerca de 4 a 5 meses, somente para que o filhote nascido ganhe capacidade de voo. Os indivíduos jovens são bem semelhantes aos adultos, mas a cor da plumagem pode ser menos intensa e a íris é castanha. Atingem a idade fértil entre 2 e 3 anos de idade, e a expectativa de vida desta espécie pode ultrapassar os 70 anos (FORSHAW e COOPER, 1997; HOYO *et al.,* 1997; SICK, 1997).

Dentre os psitacídeos, o papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*) é uma das espécies mais utilizada como animal de estimação. Está distribuído desde o

noroeste do Brasil, sul do Paraguai, norte da Argentina e leste da Bolívia (FORSHAW e COOPER, 1997). Sick (1997) relata que o papagaio-verdadeiro se destaca no gênero como a espécie mais popular de papagaios, principalmente pela sua capacidade de imitar vozes humanas sendo considerado animal sociável, relativamente inteligente, adquirindo um notável vocabulário.

Segundo SANTOS (1985), existe forte tradição de se manter pássaros em gaiolas como animais de estimação no país. São apreendidas dezenas de milhares de aves anualmente, que têm destinos diferenciados, de acordo com as diretrizes locais, infraestrutura de apoio disponível e características biológicas e físicas dos indivíduos (RENCTAS, 2012).

Atualmente está classificado no anexo II do Convenção Internacional para o Tratado contra o Tráfico de Animais Silvestres do (CITES), não sendo, portanto, espécie considerada criticamente ameaçada (IBAMA, 2005; ICMBIO, 2018).

Figura 1. Indivíduos de *Amazona aestiva* localizados no CEPTAS em Cubatão – SP (Grupo experimental).
Fonte: elaborado pelo autor.

2.2 BIODIVERSIDADE

Os ecossistemas florestais, embora correspondam a menos de 10% da superfície da terra, são os mais ricos em espécies, podendo abranger 90% de toda a biodiversidade do planeta. Atualmente são conhecidas apenas cerca de

1,8 milhões de espécies, no entanto, estima-se que existam mais de 14 milhões de espécies no mundo (WWF, 2011).

Esses organismos vivos realizam e contribuem para uma grande diversidade de funções ambientais, como a regulação da composição gasosa da atmosfera, proteção de zonas costeiras, equilíbrio de ciclos hidrológicos e do clima, geração e conservação de solos férteis, dispersão e decomposição de resíduos, polinização de várias plantações e a absorção de poluentes. Muitos desses serviços não foram avaliados adequadamente em termos econômicos, no entanto, estima-se que o valor dos serviços prestados pelos ecossistemas varie entre US$ 16 e 54 trilhões por ano (COSTANZA *et al.,* 1997).

Apesar de sua grande relevância para o planeta, a biodiversidade global está decrescendo a uma velocidade sem precedentes (BALMFORD *et al.,* 2003). Nas últimas três décadas, a redução e a extinção de espécies tornaram-se questões de extrema importância. A taxa de extinção atual é centenas ou milhares de vezes acima da taxa observada nos processos naturais de extinção dos longos períodos geológicos (PIMM *et al.,* 1995). De 1970 até 2000 foram extintas 58 espécies de peixes, nove de aves e uma de mamífero (LEWINSOHN e PRADO, 2002). Os maiores responsáveis por essa mudança são a perda de habitat, as mudanças climáticas, a poluição, a exploração não sustentável dos recursos naturais e a introdução de espécies exóticas (SALA *et al.,* 2000).

O Brasil é um dos países com maior biodiversidade no mundo. Estima-se que, das mais de 103 mil espécies animais e 43 mil espécies de plantas descritas no planeta, 15% a 20% ocorram no país. Ainda, verifica-se aqui a maior cobertura de floresta tropical do mundo (LEWINSOHN e PRADO, 2002; BRANDON *et al.,* 2005). São conhecidas atualmente no Brasil cerca de 10% (658) de todas as espécies de mamíferos do planeta, 18% (1.800) das aves, 46% (680) dos répteis, 13% (800) dos anfíbios e 21% (3.000) dos peixes. Soma-se a estes uma riqueza não contabilizada de invertebrados. Em média, 1.500 novas espécies animais são reconhecidas por ano no Brasil e, ainda assim, estima-se que foram descritas menos de 10% de nossa biodiversidade (LEWINSOHN e PRADO, 2002; MMA, 2010).

Apesar de sua megadiversidade biológica, o número de espécies da fauna silvestre brasileira consideradas ameaçadas de extinção no Brasil, aumentou consideravelmente de 218 em 1989 (IBAMA, 1989; 1992; 1997) para 627 em

2003 (MMA, 2003; 2004). O ICMBIO (2018) relatou recentemente que o Brasil, tem 1.173 espécies da fauna ameaçadas de extinção, sendo 234 aves.

Outra evidenciação importante é que a Mata Atlântica é o bioma que apresenta maior número de espécies ameaçadas, tanto em números absolutos quanto em proporcionais à riqueza dos biomas. Do total de espécies ameaçadas do Brasil, 50,5% se encontram na região, sendo que 38,5% são próprias desse bioma (ICMBIO, 2018).

2.3 LEGISLAÇÃO AMBIENTAL BRASILEIRA

A legislação ambiental brasileira é considerada uma das mais completas do mundo. No entanto, até o início da década de 1980, existiam apenas leis que protegiam isoladamente determinados recursos naturais, como a fauna e a flora. O primeiro grande marco em termos de norma de proteção ambiental no Brasil, foi a Lei nº 6.938 de 1981 (BRASIL, 1981) que dispõe sobre a política nacional do meio ambiente, que definiu de forma avançada e inovadora os conceitos, princípios, objetivos e instrumentos para a defesa do meio ambiente, e reconheceu ainda a importância deste para a vida e para a qualidade de vida da sociedade. Outro grande marco legal foi a Constituição Federal de 1988, que apresentou um capítulo dedicado exclusivamente ao meio ambiente e vários outros artigos dedicados ao tema.

Atualmente no Brasil, os crimes contra a fauna estão previstos nos art. 29 a 35 da Lei 9.605/98 (BRASIL, 1998), também conhecida como lei de crimes ambientais. O Decreto 6.514/2008 (BRASIL, 2008), que regulamenta a Lei 9.605, prevê no art. 101 a apreensão dos animais e aplicação das demais penalidades administrativas e criminais quando observada infração ambiental relacionada à fauna silvestre.

Quanto ao encaminhamento dos animais apreendidos, a lei 9605/98, de 13 de fevereiro de 1998, determina que os mesmos devam ter os seguintes destinos: liberados em seu habitat após verificação que ainda se encontram em estado asselvajado; entregues a entidades de fauna sob a responsabilidade de técnicos habilitados; ou quando não é possível o atendimento imediato destas condições, a autoridade ambiental poderá incumbir os animais a fiel depositário

até que uma das possibilidades acima descritas esteja disponível (BRASIL, 1998).

Como instituições recepcionadoras da fauna silvestre nativa, os Centros de Reabilitação e Centros de Triagem de Animais Silvestres prestam contribuição indispensável no processo de conservação de espécies (DIAS JÚNIOR *et al.,* 2013) e são fortes aliadas na realocação das espécies em seu habitat. A falta destas contribui diretamente para a ineficiência da fiscalização (BRANCO, 2015), pois sem um local adequado para a destinação da fauna não existem meios de como realizar a apreensão (BORGES *et al.,* 2006).

Atualmente existem no Brasil cerca de 50 centros de triagem/reabilitação de animais silvestres, sendo 27 administrados pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) e 23 mantidos por meio de parcerias com zoológicos, prefeituras, universidades e outras instituições (RENCTAS, 2016). No Estado de São Paulo, o controle e gestão de todos os empreendimentos de fauna, entre eles os Centros de Reabilitação de Animais Silvestres é exercido pelo próprio estado. Essa atribuição teve início a partir de 2008, quando se inicia a descentralização estabelecida no Acordo de Cooperação Técnica firmado entre o governo e o IBAMA que, por intermédio da elaboração de plano de trabalho e cronograma específicos para transferência das atribuições, passou a ser integralmente do Departamento de Fauna da Secretaria Estadual do Meio Ambiente em agosto de 2014 (SMA, 2015).

O recebimento de animais dentro do centro de reabilitação pode ser classificado basicamente em três formas: apreensão resultante da ação fiscalizatória realizada pelo IBAMA ou polícia ambiental; resgate de animal em perigo realizado pela polícia ambiental, IBAMA ou corpo de bombeiros quando solicitado pela população; entrega voluntária por cidadão que mantém ilegalmente animais silvestres sob sua guarda (PAGANO *et al.,* 2009).

A convenção sobre o comércio internacional de espécies da flora e fauna selvagens em perigo de extinção (CITES) (CITES, 2011) é um dos acordos ambientais mais importantes para preservação das espécies, tendo a maioria dos países do mundo como signatários. O Brasil aderiu à Convenção em 1975.

A CITES regulamenta a exportação, importação e reexportação de animais e plantas, suas partes e derivados, através de um sistema de emissão de licenças e certificados que são expedidos quando se cumprem determinados

requisitos. Um dos requisitos para expedição de licenças é se determinado tipo de comércio prejudicará ou não a sobrevivência da espécie em seu habitat. As disposições sobre a implementação da CITES no país estão estabelecidas no Decreto 3.607, de 21 de setembro de 2000 (BRASIL, 2000).

Mais de 30.000 espécies silvestres tem o comércio regulado pela CITES. Por meio de seus três anexos, as espécies são classificadas de acordo com o seu estado de conservação na natureza e com a pressão que o comércio internacional exerce sobre as mesmas.

2.4 CLAMIDIOSE E SAÚDE HUMANA

Zoonoses referem-se às doenças infecciosas de animais que são comuns aos humanos. Os agentes infecciosos podem ser protozoários, fungos, bactérias ou vírus. A suscetibilidade individual e a gravidade dessas infecções variam com a idade, estado de saúde e estado imunológico. A habilidade de um microrganismo causar doença numa pessoa varia com a virulência do organismo, a dose à qual a pessoa é exposta, e a via de infecção (JACOB *et al.,* 2005).

No caso das aves a maioria dos microrganismos é transmitida para os humanos através de alimento e água contaminados, mas a transmissão também ocorre a partir do contato com os animais e o seu ambiente inclusive pelo ar. Salmonelose, clamidiose, campilobacteriose e tuberculose são as zoonoses bacterianas aviárias mais frequentemente reportadas (ADESIYUN *et al.,* 1998; FLAMER, 1999; HOOP, 2002).

O potencial zoonótico das aves de companhia não se limita ao contato direto com elas e, desta forma, pode estar associado a atividades executadas no ambiente que elas ocupam, tais como jardinagem, podas de árvores e gramados, abrangendo assim, tanto o ambiente urbano quanto o rural (FENGA *et al.,* 2007).

Como zoonose ou doença ocupacional acomete principalmente funcionários de criadouros, zoológicos, granjas e abatedouros de aves. Entretanto, a importância desta doença é subestimada pelas autoridades, profissionais de saúde humana e animal e pela sociedade. Este fato deve-se provavelmente à dificuldade, ou ausência, de realização dos diagnósticos adequados nos casos humanos (NEWMAN *et al.,* 1992; HEDDEMA *et al.,* 2006).

Um dos maiores problemas no diagnóstico de zoonoses aviárias ocorre devido a infecções inaparentes em aves clinicamente saudáveis (TURNER, 1987). Da mesma forma que os benefícios dos animais de companhia são reconhecidos, também é sabido que alguns animais podem transmitir zoonoses e isso pode constituir-se em sério risco, especialmente para crianças jovens, idosos, gestantes, transplantados e pacientes imunocomprometidos. (HEMSWORTH e PIZER, 2006).

A ornitose é uma das principais zoonoses de origem aviária e constitui alto risco para indivíduos envolvidos no comércio, criadouros, clínica e abate de aves. Como a maioria das infecções em humanos resulta do contato com aves infectadas e inalação do microrganismo, a doença tanto pode se manifestar de forma isolada em um indivíduo ou como um surto com várias pessoas envolvidas (MATSUI *et al.,* 2007; STEWARDSON e GRAYSON, 2010).

No entanto, a clamidiose raramente é fatal quando diagnosticada rapidamente e tratada adequadamente. As transmissões inter-humanos são raras e os casos tendem a ser mais graves (HUGHES *et al.,* 1997). Investigações sorológicas têm demonstrado prevalências de anticorpos anti-*C psittaci* em populações humanas sob risco, em diferentes países, indicando altas taxas de exposição e contato da população com aves contaminadas (FENGA *et al.,* 2007; HARKINEZHAD *et al.,* 2009; RASO *et al.,* 2009; MONSALVE *et al.,* 2011).

É importante atentar ao fato que, dentre os prejuízos decorrentes do comércio ilegal da fauna, existem os fatores de risco à saúde pública, uma vez que, os animais provenientes da natureza podem ser possíveis portadores de agentes patogênicos (BRANCO, 2015), entre os quais estão incluídos possíveis causadores de zoonoses (MÜLLER *et al.,* 2009). Dentre as enfermidades que podem acometer as aves silvestres e são transmitidas ao homem destaca-se a clamidiose, causada pela *Chlamydophila psittaci*.

2.5 AGENTE ETIOLÓGICO

Chlamydophila psittaci é classificada como uma bactéria intracelular obrigatória, podendo vir a causar doença clínica em aves e mamíferos, incluindo o homem (ANDERSEN e VANROMPAY, 2003). Conhecida como psitacose, ornitose ou febre dos papagaios, atualmente o termo clamidiose é utilizado para

denominar a enfermidade nas aves e psitacose para a dos seres humanos (REVOLLEDO e FERREIRA, 2009).

Esta bactéria apresenta ciclo de desenvolvimento bifásico que dura de 48 a 72 horas, com duas formas morfológicas e funcionalmente distintas: a) o corpo elementar (esférico, denso, imóvel com diâmetro de 0,2 a 0,3 *μm*) é uma forma extracelular infeciosa e metabolicamente inativa e b) corpo reticular (com diâmetro de 0,6 a 1,5 *μm*, parede fina e flexível) que é a forma intracelular e metabolicamente ativa (LEAL, 2013). O corpo elementar adere a superfície da célula hospedeira e penetra na célula por endocitose. Após 9 a 12 horas, diferencia se na forma intracelular (corpo reticular) que se divide por fusão binária e origina as típicas fusões citoplasmáticas, também conhecidas como corpúsculos de inclusão ou corpos de *Levintal-Collie-Lilie* (LCL). Esses corpúsculos são micro colônias que contém de 100 a 500 microrganismos por células. Após cerca de 40 horas, os corpos reticulares se diferenciam em corpos elementares e são eliminados do interior das células hospedeira por destruição da mesma, exocitose ou extrusão (RASO, 2007) (Figura 2).

Atualmente são conhecidos oito sorotipos de *Clamydophila psittaci*, (A, B, C, D, E, F, WC e M56), os quais podem ser identificados por teste de imunofluorescência indireta (IFA) com anticorpos monoclonais específicos e por reação de cadeia polimerase (PCR) por restrição do comprimento do fragmento polimorfismo – RFLP e por análise de sequência de nucleotídeos – MOMP (CAVALCANTE, 2008). Os sorotipos C e D foram isolados de patos e perus e representam importante risco zoonótico à indústria de aves de produção (LEAL, 2013).

A bactéria infecta primariamente as aves, nas quais a doença é normalmente sistêmica e ocasionalmente fatal, mas tem sido reportada em humanos, outros mamíferos e jabutis (ANDERSEN e VANROMPAY, 2003; VANROMPAY *et al.,* 2004).

Um alto percentual das aves que se infectam torna-se portadoras assintomáticas, apresentando períodos intermitentes de excreção do microrganismo, favorecidos por fatores de estresse (BORIE *et al.,* 2001).

As clamidófilas são excretadas como corpúsculos elementares nas fezes e secreção nasal, sendo o organismo resistente à dessecação e podendo permanecer infectante por vários meses (STAMM, 1993; SMITH *et al.,* 2002;

TULLY Jr., 2003). A infecção em humanos ocorre normalmente com a inalação do organismo, o qual é aerossolizado das fezes secas ou das secreções respiratórias (SMITH *et al.,* 2002).

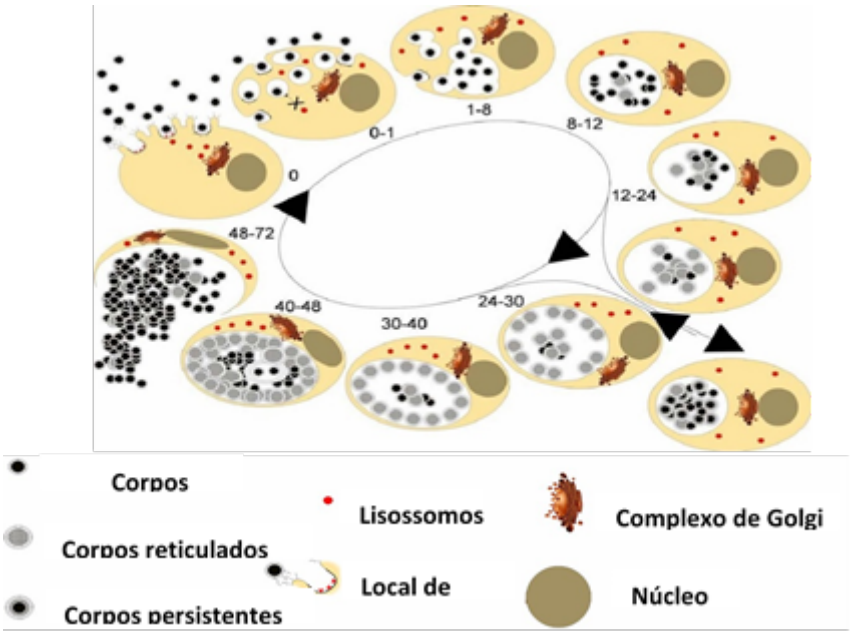


Figura 2. Ciclo de desenvolvimento de Chlamydiaceae. Os números referem-se às horas após a infecção.
Fonte: GEENS *et al.,* 2005.

2.6 TRANSMISSÃO

A ocorrência de *C. psittaci*, tem sido relatada em grande variedade de animais domésticos e selvagens. Porém, os principais hospedeiros são as aves domésticas e silvestres, das quais 467 espécies distribuídas em 30 ordens, diferentes tem sido identificada (KALETA e TADAY, 2003). Por serem consideradas principais hospedeiros e fonte de infeção para humanos, as aves mais estudadas são os Psitaciformes e os Columbiformes (LEAL, 2013).

A transmissão pode ocorrer quando os pais regurgitam alimentos contaminados para os filhotes (SPICKLER, 2012). Há relatos de transmissão vertical da bactéria pelo ovo e, com menos frequência, por picada de insetos (SCHEWEN, 1980).

A transmissão da *C. psittaci* ao homem, segundo Smith *et al.* (2011), ocorre principalmente por via aerógena, pela inalação do microrganismo presente em penas e fezes secas ou em secreção respiratória de aves

infectadas. No entanto, a transmissão pode ocorrer também por meio de fômites ou vetores mecânicos, como ácaros e piolhos (LONGBOTTOM e COULTER, 2003).

O período de incubação da *C. psittaci* em seres humanos é em média de cinco a 14 dias (JOHNSTON *et al.,* 2000).

2.7 SINAIS CLÍNICOS

O início geralmente é insidioso, com sintomas brandos, inespecíficos, semelhante a outras infecções virais ou bacterianas das vias aéreas superiores. Febre, tosse seca, cefaléia, calafrios, mialgia e hepato-esplenomegalia ocorrem em mais da metade dos casos. Pode ocorrer o comprometimento de vários órgãos, dentre eles o pulmão, trato gastrintestinal e sistema nervoso (STAMM, 1993; KIRCHNER, 1997; ANDERSEN e VANROMPAY *et al.,* 2003; HARKINEZHAD *et al.,* 2009).

A manifestação dos sinais clínicos da clamidiose é variável e depende de diversos fatores, como o estado imunológico da ave, espécie, idade, grau de infeção, via de transmissão e virulência do sorotipo envolvido, além de infecções concomitantes (LEAL, 2013). Os sinais clínicos da clamidiose podem variar em função da via de transmissão e eventual presença de infecções simultâneas (CUBAS *et al.,* 2006).

Cavalcante (2008) cita que de acordo com a evolução dos sinais clínicos, a doença pode ser classificada como:

- Forma subaguda: geralmente em aves jovens, e óbito em poucas horas, sem sinais clínicos;
- Forma aguda: comumente verificadas em psitacídeos, comumente apresenta manifestações clínicas específicas, mais pode incluir apatia, sonolência, anorexia, assas pendentes e desidratação, além de blefarite, conjuntivite e corrimento nasal. Ocorrem ainda alterações respiratórias (rinite, sinusite e dispneia), digestivas (amarela esverdeada), urinária (poliúria), reprodutivas (infertilidade e morte embrionária) e, nos estágios terminais, alterações neurológicas, como tremores, convulsões, opstótomo e paralisia;

- Forma crônica: sinais clínicos discretos, e consequentemente, negligenciados, geralmente caracterizados por emagrecimento progressivo, conjuntivite e discretas alterações respiratórias;
- Forma inaparente: não há sinais clínicos aparentes e é comum em aves adultas expostas a sorotipos de média e baixa virulência. Nessa condição as aves permanecem portadoras e podem eliminar os corpos elementares do agente, intermitentemente, por vários meses, além de apresentar alterações inespecíficas, como perda de peso, deficiência do empenamento e infecções bacterianas oportunistas.

Aves portadoras assintomáticas apresentam períodos intermitentes de excreção de secreções respiratórias de pequena quantidade da bactéria; a reativação da eliminação é favorecida por fatores como estresse, subnutrição, extremos de temperatura e cativeiro (HARKINEZHAD *et al.,* 2009).

O sistema digestório e afetado normalmente em casos de infecção através de ingestão do agente ou em casos mais severos da doença quando a infecção for primariamente no sistema respiratório. O órgão mais afetado desse sistema e o fígado, mas outros tecidos do trato gastro intestinal também podem ser atingidos. Essas lesões podem progredir para uma hepatomegalia e/ou hepatite. Enterites também ocorrem em infecções por clamídia, levando ao aumento do fluxo gastro intestinal e consequentemente a uma diarreia e desidratação por perda constante de líquido nas fezes. A coloração dos uratos pode se tornar esverdeada devido à lesão hepática (GERLACH, 1994; PROENÇA *et al.,* 2011).

2.8 DIAGNÓSTICO DE C. PSITTACI

Vários métodos de diagnóstico são apontados para detecção de *C. pisittaci,* sendo o isolamento e detecção o melhor método para o diagnóstico deste agente, no entanto, o tempo exigido para o processamento e a necessidade de um laboratório com nível de segurança três, são suas desvantagens. Por isso outras técnicas vêm sendo usadas como alternativa como o teste de imunofluorescencia, ensaio imunoenzimático (ELISA), imunohistoquímica, teste de aglutinação de látex, reação de fixação de complemento, aglutinação do corpo elementar, microimunofluorescência,

imunodifusão em gel de Agar, microscopia e teste de reação polimerase (PCR) (ANDERSEN e VANROMPAY, 2003; OIE, 2004; RASO *et al.,* 2004; SACHSE *et al.,* 2009; SMITH *et al.,* 2011). Dentre os métodos moleculares, os mais utilizados são a reação em cadeia da polimerase (PCR) e a PCR em tempo real (GEENS *et al.,* 2005; ROBERTSON *et al.,* 2009).

A PCR em tempo real pode também ser utilizada para detecção e quantificação de C*. psittaci*, e pode fornecer informações sobre a distribuição de cada genótipo entre os hospedeiros específicos e fornecer dados epidemiológicos sobre a infecção em seres humanos, mamíferos e aves (BRANLEY *et al.,* 2008; MITCHELL *et al.,* 2009). Pode ainda ser associada à análise da curva de dissociação em alta resolução (HRM), para diferenciação entre as espécies de Chlamydophila (ROBERTSON *et al.,* 2009).

O diagnóstico de *C. psittaci* por meio da PCR apresenta alta sensibilidade e especificidade. O material a ser colhido dependerá da técnica utilizada, porém, as amostras mais utilizadas em aves são provenientes de fezes e *swabs* de cloaca ou de orofaringe.

2.9 ALTERAÇÕES PATOLÓGICAS

Em aves, os achados de necropsia são inespecíficos e, além das lesões no sistema respiratório, caracterizadas por aerossaculite e pneumonia, encontram-se também alterações no coração, fígado e baço (LONGBOTTOM e COULTER, 2003). O período de incubação pode variar de dias a semanas, dependendo da espécie, da virulência do agente, da idade e da condição da ave (SMITH *et al.,* 2011). As principais complicações incluem pericardite, endocardite ou miocardite, hepatomegalia e esplenomegalia. Casos fatais em humanos tornaram-se extremamente raros (cerca de 5%) desde o advento dos antibióticos (WEST, 2011).

2.10 TRATAMENTO E PROFILAXIA

A tetraciclina e a eritromicina foram utilizadas durante décadas no tratamento das psitacoses. Com isso, esses antibióticos são utilizados em larga

escala, o que indica que a resistência clínica a eles ainda não representa um grande problema (MCORIST, 2000).

Com isso, esses antibióticos são utilizados em larga escala, o que indica que a resistência clínica a eles ainda não representa um grande problema (MCORIST, 2000).

Os proprietários e profissionais da saúde devem seguir diversas e detalhadas recomendações higiênico-sanitárias para serem aplicadas no manejo dos animais, inclusive quais produtos devem ser utilizados no ambiente e para a limpeza das mãos das pessoas (SMITH *et al.,* 2011).

Um bom manejo sanitário em 60,1% dos animais não domésticos mantidos em cativeiro domiciliar no município de São Paulo, Brasil, foi observado em estudos que avaliaram, além de papagaios, outras espécies aviárias, mamíferos e répteis (FOTIN e MATUSHIMA, 2005).

Nos Estados Unidos, devido à boa higiene e cuidados veterinários, as doenças transmitidas por animais atualmente são mais raras do que eram antes (HINES, 2019).

2.11 PCR

Descrito por Godoy (2007) como eficiente método de detecção da Clamídia; e para realização do diagnóstico da *Clamydophila psittaci*, o DNA total extraído das amostras de campo são empregados como molde para a amplificação de parte do genoma de *C. psittaci.* A PCR pode ser usada rotineiramente para detectar o DNA de *C. psittaci*, em amostras clínicas, incluindo fezes e tecidos. Uma PCR relatada por Hewinson *et al.* (1997) em experimento foi superior comparada ao isolamento em cultivo celular e à detecção do antígeno (ELISA).

O material a ser colhido para a PCR dependera da metodologia utilizada. Amostras de fezes, *swabs* de cloaca ou de orofaringe são as mais utilizadas. Porém, a excreção intermitente do microrganismo pode prejudicar a detecção da bactéria, favorecendo a ocorrência de falsos-negativos (RASO, 2007; GODOY, 2007). Para tanto, sugere-se a colheita de material durante dois ou três dias consecutivos, é recomendada a colheita de amostras em três dias consecutivos (EUROPEAN COMMISSION, 2002; RASO, 2007) o qual deve ser mantido em meio de transporte adequado (RASO*,* 2007).

A detecção direta do DNA da *Chlamydophila* e considerado um dos métodos mais confiáveis de diagnostico, devido à alta sensibilidade e especificidade do método. A PCR amplifica exponencialmente uma porção alvo da molécula de DNA, formando milhões de amplicons. Esta característica explica a sensibilidade e especificidade da PCR, bem como a capacidade dos testes diagnósticos que usam esse método para detectar patógenos presentes em número reduzido. Essa sensibilidade também explica o grande cuidado que se deve tomar ao trabalhar com DNA amplificado, pois cada um dos produtos da PCR pode contaminar um espécime clinico caso seja liberado no ambiente, ocasionando uma reação falso positiva, sendo esta uma das desvantagens dessa técnica (KONEMAN *et al.*, 2006).

A sensibilidade e especificidade variam de acordo com a preparação da amostra e o teste de PCR (DEGRAVES *et al.,* 2003); extração de DNA pode ser feita através de kits comerciais de extração de acordo com a amostra utilizada ou reagentes mais baratos, como por exemplo o fenol-clorofórmio (ANDERSEN e VANROMPAY, 2005). A sensibilidade pode ser aumentada utilizando como alvo um segmento de DNA relativamente curto, usando neste PCR ou a técnica da PCR em tempo real (real-time PCR). No entanto, o risco de contaminação e aumentado se não for tomado maiores cuidados na manipulação das reações (OIE, 2012).

Nos últimos anos, a PCR em tempo real, tem se tornado o método preferencial para diagnósticos laboratoriais por rapidez, alto rendimento e fácil padronização (GAEDE *et al.,* 2008). Essa tecnologia requer uma sonda molecular marcada com um fluorescente ("*fluorescent-labelled probe*") e um equipamento especial, que elevam o custo da PCR. Sua sensibilidade pode ser equivalente a nesta PCR, mas os problemas de contaminação e trabalho são reduzidos quando baseados em uma única reação em um sistema fechado (GEENS *et al.,* 2005; MITCHEL *et al.,* 2009).

O diagnóstico através da PCR e o único método comercial disponível para diagnostico de *C. pistai* no pais (PROENÇA *et al.,* 2011).

O estudo tem por objetivo uma avaliação clínica e presença de *Chlamydophila psittaci* em papagaios-verdadeiros encaminhados ao Centro de Pesquisa e Triagem de Animais Silvestres localizado na cidade de Cubatão, SP.

Dentro dos objetivos específicos estão:

- Avaliar a saúde dos Papagaios-verdadeiros, por meio de exame clínico e laboratoriais (hemograma e exame bioquímico);
- Detectar a presença de clamidiose, por meio de coleta de material biológico por intermédio de *swabs* de cloaca para exame de PCR;
- Avaliar e o potencial zoonótico de papagaios-verdadeiros mantidos em cativeiro no município de Cubatão, São Paulo, Brasil.

3 MATERIAL E MÉTODOS

No ato das análises as aves apresentavam aparência saudável, todas as aves eram identificadas por anilhas metálicas numeradas, não apresentavam sinais de doença clinicamente detectável, sendo que apenas um animal estava em tratamento clínico por déficit nutricional e se tratar de animal jovem. As condições de manejo eram iguais para todos os animais e se mantiveram inalteradas durante todo o período de estudo. As aves foram examinadas por médico veterinário com auxílio de estetoscópio e termômetro para avaliações de parâmetros fisiológicos (temperatura e padrão respiratório), as análises clínicas foram catalogadas em fichas individuais de cada animal examinado, preenchidas pelos auxiliares (alunos de graduação estagiários do CEPTAS) acrescida ao presente estudo como coleta de campo.

Foram feitas três visitas ao Centro de Pesquisa e Triagem de Animais Silvestres localizado no Município de Cubatão, nas datas de 07, 08 e 09 de maio de 2019, todas as aves recém capturadas e recebidas ao CEPTAS Cubatão, da espécie *Amazona aestiva*, o grupo experimental passou por avaliação clínica antes da coleta de sangue e seus componentes além das coletas diárias de material biológico para exame e detecção da *C. psttaci.*

Foram coletadas amostras de sangue de 31 de papagaios-verdadeiro *(grupo experimental)*, a totalidade desta espécie no período de estudo. A obtenção das amostras de sangue e soro sanguíneo das aves de diferentes classes etárias e ambos os sexos, provenientes do Centro de Pesquisa e Triagem de Animais Silvestres (CEPTAS), localizado no Município de Cubatão, São Paulo, para realização do hemograma e o perfil bioquímico, pela técnica de eletroforese em gel de poliacrilamida contendo dodecil sulfato de sódio (SDS-PAGE).

Os resultados de exames clínicos e laboratoriais foram, posteriormente apresentados como resultados.

3.1 LOCAL DA COLETA

O Centro de Pesquisa e Triagem de Animais Silvestres está localizado na Rodovia Anchieta, Km 55/56 - Vila dos Pescadores, no Município de Cubatão SP. Localizado dentro do Parque Cotia-Pará com 1.400 m^2 está inserido em uma região de domínio da Mata Atlântica, sendo que 59,34% de sua área são recobertas por vegetação natural, incluindo floresta ombrófila densa (Montana, Submontana e de Terras Baixas) e extensos manguezais (SMA, 2015).

Vizinho dos municípios de Santos, São Vicente, Mauá e Rio Grande da Serra. Cubatão se situa a 8 km ao Norte-Oeste de São Vicente, situado a 8 metros de altitude, de Cubatão tem as seguintes coordenadas geográficas: Latitude: 23° 53' 44" Sul, Longitude: 46° 25' 32" Oeste (BORGES *et al.,* 2002).

3.2 GRUPO EXPERIMENTAL

Trinta e um papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva),* adultos, clinicamente saudáveis de ambos os sexos, provenientes do CEPTAS - Cubatão, resultantes de apreensão do comércio ilegal de aves e capturas, de animais em áreas silvestres em condições de risco ou por algum tipo de deficiência física limitante. Todos de vida silvestre e oriundos de apreensão, receberão no, apenas com manejo nutricional e higiênico durante um período inferior a 90 dias desde a chegada das aves.

3.3 FLUXOGRAMA DO GRUPO EXPERIMENTAL

3.4 AVALIAÇÕES CLÍNICA

Foi realizado um exame clínico em todos os animais, e foram avaliados: peso, estado nutricional/escore corporal, temperatura, pigmentação das penas, presença de ectoparasitas, fraturas, secreções nasais e oculares, padrão respiratório, tremores, opstótomo, apatia e fezes, seguindo o sugerido por Godoy (2001) (Tabela 1).

Tabela 1. Critérios de classificação de estado geral usados durante a inspeção das aves.

Classificação	Características observadas
Bom	Boa coloração da plumagem e musculatura peitoral
Regular	Moderada descoloração da plumagem, enegrecida, ausência de penas e/ou discreta atrofia da musculatura peitoral.
Ruim ou caquética	Severa mudança na coloração da plumagem, penas quebradiças, ausência de penas e/ou moderada a severa atrofia da musculatura peitoral

Adaptado pelo autor.
Fonte: GODOY, 2001.

3.5 COLETA E ANÁLISES LABORATORIAIS

Após contenção física e exame clínico das aves, foram colhidas amostras de sangue de 31 aves por meio de punção da veia jugular (Figura 3), em volume

correspondente a, no máximo, 1% do peso do animal, coletado com seringa de 1 mL e agulha de 13 x 0,45 mm estéreis. O conteúdo (sangue) foi dividido em dois microtubos do (tipo Eppendorf®) um com anticoagulante EDTA jateado na parede do tubo, recomendado para rotinas de hematologia por ser o melhor anticoagulante para a preservação da morfologia celular e um segundo microtubo que possui ativador de coágulo jateado na parede do tubo, fazendo com que o processo de coagulação da amostra seja acelerado, utilizados para determinação em soro nas áreas de bioquímica e sorologia.

As amostras colhidas foram transportadas sob refrigeração até o laboratório, obtendo-se alíquotas de soro, as quais foram armazenadas em microtubos, previamente identificados, e congeladas à temperatura de -20ºC. As amostras de sangue obtidas em frascos com EDTA foram mantidas refrigeradas até realização de hemograma.

Os hemogramas e análises bioquímicas (AST) foram realizados no Centro de Diagnóstico e Consultoria Veterinária LabeVet, situado na avenida Escola Politécnica, 4445, na cidade de São Paulo.

Figura 3. Coleta de sangue por punção da veia jugular.

3.6 HEMOGRAMA

As amostras de sangue colhidas em frascos contendo o anticoagulante EDTA, foram submetidas às contagens de hemácias, em câmara de Neubauer, após diluição 1/200 em solução fisiológica. Foram contados 5/25 do milímetro

central do retículo de Neubauer e o resultado final multiplicado por 10.000, expressando-se a contagem em número de hemácias/L de sangue, conforme recomendação de Santos (1999) e utilizada referência descrita na tabela 1.

3.7 PERFIL BIOQUÍMICO SÉRICO

As dosagens bioquímicas foram feitas utilizando-se o soro do sangue após a centrifugação dos microtubos em centrífuga para microtubos por 12.000 rpm/ 5 min. (método Labtest), para separação de soro e coágulo.

Os testes foram realizados para um confronto de informações clínica e laboratorial e auxílio na possível confirmação de caso de hepatopatias.

3.8 COLETA E ANÁLISE DE PCR

A reação de cadeia polimerase (PCR) para avaliação da ocorrência de *Clamydia psittaci* foi realizada com material biológico colhido da cloaca de 31 papagaio-verdadeiro, segundo procedimento descrito por Raso *et al.* (2006).

Após contenção física das aves, foram colhidas amostras com auxílio de *swabs* de algodão estéril de kits comerciais de extração com fenol-clorofórmio, através de fricção na parede da cloaca obtendo secreções e material biológico. As colheitas foram repetidas diariamente por três dias consecutivos, cada ave teve um *swab*/dia e as três amostras de cada animal foram colocados após a coleta em um único microtubo do tipo eppendorf contendo PBS com pH 7,2 previamente esterilizado. Os microtubos foram identificados com número do animal, data e tipo de amostra (*swab* cloacal), sendo em seguida colocados em isopor refrigerado a para transporte e conservação da amostra.

Para a técnica de reação de PCR utilizou *primers* de oligonucleotídeos específicos para ampliação de uma porção de 264 pb do gene MOMP (*major outer membrana protein*) da "*Chlamydophila psittaci*". Sensibilidade – 60 a 600 fg de DNA (aproximadamente de 6 a 60 cópias genômicas). As análises de PCR foram realizadas pelo Laboratório Unigen Biologia pelo DNA, localizado a rua Carlos Camargo Aranha, 12 - Jardim São Paulo, São Paulo - SP, 02039-090.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A obtenção de material biológico dos papagaios transcorreu bem, sem registro de reações adversas durante ou após o procedimento de coleta.

No presente trabalho todos os animais do grupo experimental de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*) testados não apresentaram à infecção por *C. psittaci* em teste de reação de PCR por meio de detecção de antígeno, pois todas as amostras foram negativas, descartando potencial zoonótico deste grupo experimental de animais.

Entretanto resultado falso negativo citados por Gerlach (1994) e Fudge (1996) descrevem que aves assintomáticas permanecem como portadoras, podendo eliminar o agente de forma intermitente, representando uma fonte significante de infecção para humanos e outras aves. Godoy (2007) relata que um fator a se considerar para o diagnóstico é que há excreção intermitente do corpo elementar, particularmente em aves assintomáticas, o que favorece a ocorrência de resultados falso-negativos.

O resultado do presente estudo traça um perfil oposto ao descrito por Raso *et al.* (2002) e Vilela (2012) os quais apontam a ocorrência desse agente etiológico com alta frequência em papagaios mantidos em cativeiro, e que, após o óbito as aves, foram necropsiados e a *Chlamydophila psittaci* foi isolada e relacionada como causa mortis. Diferente também dos resultados de Raso *et al.* (2002) que determinaram a prevalência de clamidiose numa população de 95 papagaios aparentemente sadios do gênero *Amazona* mantidos em cativeiros nas regiões sudeste e centro-oeste e concluíram que *C. psittaci* pode estar largamente disseminada entre as papagaios em cativeiro no Brasil.

A *Chlamydophila psittaci* é uma bactéria encontrada em diversas regiões do mundo, como por exemplo China (YANG *et al.,* 2011), Bélgica (DICKX *et al.,* 2010), Suíça (GEIGENFEIND *et al.,* 2011), Colômbia (MONSALVE *et al.,* 2011), Brasil (RASO *et al.,* 2002; RASO *et al.,* 2006). No Brasil, Raso *et al.* (2002), encontrou uma soro prevalência de 56%, em papagaios de cativeiro (*Amazona sp.),* sendo um total de 95 aves, dessas 18 provenientes de São Paulo, 36 de Minas Gerais e 41 do Mato Grosso do Sul.

A Unigen Tecnologia do DNA LTDA, esclarece que, resultado de PCR negativo nem sempre indica ausência total *"C. psttaci",* pois uma ave infectada

pode manter o organismo de forma intermitente. Lacerda *et al.* (2014) por esse motivo relata que é indispensável manter planos de educação ambiental visando a sensibilização da população sobre o impacto da retirada de animais de seus habitats e a importância do combate ao tráfico de animais.

4.1 AVALIAÇÃO CLÍNICA

As aves apresentaram peso mínimo de 290 g, máximo de 410 g e média de 350 g, temperatura mínima de 39,5°, máxima de 41,9°C e média de 40,7°C. Com 81% de aspecto bom e 19% regular de condição clínica. Não havendo alterações nas avaliações de mucosa ocular, cavidades nasais e oral, parâmetros respiratórios tão pouca apatia ou tremores, em acordo com os padrões descritos por Godoy (2001) (Quadro 1).

Raso *et al.* (2002), descreveram os sinais clínicos de clamidiose em 95 filhotes de *A. aestiva* durante um surto da doença em São Paulo, provenientes de tráfico, sendo submetidos a manejo inapropriado. Os animais apresentavam sinais clínicos condizentes com o descrito na literatura para a doença, sendo esses: letargia, dispneia, penas eriçadas, anorexia, diarreia esverdeada, poliúria, desidratação, emagrecimento e conjuntivite. Nesse estudo os autores encontraram uma taxa de mortalidade de 96,5%. Citado por Raso (2007) que o estresse causado por superpopulação, higiene precária, alimentação deficiente, alterações ambientais, transporte ou infecções concomitantes podem ativar uma infecção latente, resultando na manifestação clínica da doença.

Quadro 1. Avaliação clínica das aves. * + Característica observada, * - Característica não observada.

	anorexia	apatia	corrimento nasal	tremor	blefarite	dispnéia	paralisia	penas quebradas	penas ouriçadas	boa plumagem	temperatura	peso
Anilha												
1575	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,1°C	396g
1574	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	40,7°C	332g
186	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	39,8°C	315g
182	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41°C	358g
1512	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	40,7°C	325g
1558	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41,4°C	331g
1551	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,5°C	319g
1569	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,1°C	379g
1515	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,2°C	352g
1514	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,3°C	384g
1552	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	40,9°C	295g
155	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,5°C	360g
1553	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	39,5°C	321g
1554	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,1°C	347g
1568	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40°C	402g
1572	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,3°C	375g
1566	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,8°C	329g
1513	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41,5°C	410g
1567	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41,9°C	385g
172	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	40,4°C	318g
443	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	41,1°C	405g
1565	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	39,8°C	337g
174	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,9°C	323g
12091	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40°C	315g

1511	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41,2°C	378g
1556	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,2 °C	390g
1573	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	41°C	365g
141	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	41,3°C	290g
1557	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	40,7°C	345g
438	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	39,8°C	325g
1564	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	40,3°C	318g

4.2 HEMATOLOGIA

A Análise do Hemograma é importante pois além de fornecer informações sobre o estado geral de saúde (HARRIS, 2009) é uma forma de diagnóstico laboratorial importante para estudo das aves (JUNGHANNS, 2007), além de servir de ferramenta para monitoria individual ou grupos de animais (RUPLEY, 1997).

Os resultados do hemograma de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*)**,** de cativeiro, adultos, clinicamente saudáveis estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Médias, desvio padrão e valores mínimos e máximos de parâmetros hematológicos de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*) grupo experimental.

Parâmetros	**N.**	**Média**	**Desvio padrão**	**Mínimo**	**Máximo**	**Labvet min.**	**Labvet max.**
Eritrócitos x10^6/µl x10	31	2,73	0,2	2,25	3,33	2,11	3,53
Hemoglobina (g/dL)	31	16,15	1,89	13,27	19,31	16,0	18,4
Hematócrito %	31	48,6	5,82	37	57	44	58
Leucócitos (x 10^3/ µL)	31	8,85	4,02	3	18	4,7	11
Heterófilos (%)	31	82,59	5,88	71	96	72	83
Eosinófilos (%)	31	2,62	3,02	0	6	0	110
Linfócitos atíp. (%)	31	0	0	0	0	0	0
Monócitos (%)	31	2,33	1,66	1	6	1	6
Basófilos (%)	31	0,62	0,88	0	3	0	3
Proteína total g/dl	31	5,86	1,03	4	8	2,5	7,5
CHCM (g/dL)	31	32,73	3,02	31,47	35,89	31,7	37,8
VCM (fl)	31	177,53	10,71	163,7	194,95	163	209

*Lab&Vet – valores de referência.

Tabela 3. Valores de referência para hematologia de *Amazona aestiva* segundo *Avian and Wildlife Laboratory.*

Parâmetro	**Min.**	**Máx.**
Hematócrito (%)	37	50
Hemácias (x 10^6/µL)	2,4	4
Hemoglobina (g/dL)	11	17,5
Proteína plasmática total (g/dL)	3	5
Leucócitos totais (x10^3/µL	6	11
Heterofilos (%)	55	80
Linfócitos (%)	20	45
Monócitos (%)	0	3
Basófilos (%)	0	1
Eosinófilos (%)	0	1

Adaptado pelo autor.
Fonte: TULLY *et al.,* 2009.

4.3 ANÁLISE HEMATOLÓGICA

Não foram observadas diferenças significativas nos valores dos hemogramas dos papagaio-verdadeiro do presente estudo quando comparados aos valores de referência adotados pelo laboratório de análise dos hemogramas, tão pouco para os parâmetros hematológicos segundo *Avian and Wildlife Laboratory*, descritos por Tully *et al.* (2009). Porém, situam-se maiores aos intervalos de referência para espécie proposto por Santos (1999), com exceção aos valores menores de hemácias (1,25-2,23 x 10^6/µL), hemoglobina (11,6-14,3 g/dL), CHCM (26-32 g/dL) e valores absolutos e relativos de eosinófilos (0%), basófilos (0%) e valor relativo de monócitos (0,5 %), ao presente estudo. O valor de VCM (206-346 fL) foi menor neste estudo.

Goulart (2006), ao realizar estudo hematológico em 58 papagaios-verdadeiros de cativeiro, em Minas Gerais, constatou valores menores para contagem total de hemácias (2,09-2,99 x 10^6/µL), teor de hemoglobina (15,15-17,41 g/dL), e maiores valores para HCM (57,35-73,65 pg), valor de CHCM (33,61-39,41 g/dL), monócitos (1-315/µL) e basófilos maiores, com (80-117/µL), quando comparados aos valores demonstrados neste estudo.

Em comparação aos dados reunidos por Godoy (2007), que inclui literatura internacional, os valores de hemoglobina (11-17,6 g/dL), CHCM (22-35,8 g/dL), HCM (28-55 pg) e os valores relativos de eosinófilos (0-1%), monócitos (0-3%) e basófilos (0-1%) e heterofilos (55 – 80%) para papagaios-verdadeiro foram maiores no presente estudo. Os valores absolutos dos diferentes tipos de leucócitos não são descritos pela autora e, portanto, não foi possível a comparação.

Com base nas informações compiladas por Campbell (2000) os valores obtidos encontram-se dentro dos limites normais para a espécie, com exceção dos teores de hemoglobina (16-18,4 g/dL) e, dos valores de CHCM (31,7-37,8 g/dL) e das contagens relativas de eosinófilos (0-1%), monócitos (1-3,1%) e basófilos (0-1%), os quais foram menores. Os valores de VCM (163-209 fL) e a contagem relativa de linfócitos atípicos (52,4-83,5%) mostraram-se menores no presente estudo.

Concentrações superiores para hemoglobina (11,7-17,0 g/dL), valor de CHCM (28,1-43,5 g/dL) e contagens relativas de monócitos (0-2%), basófilos (0-1,2%) e eosinófilos (0-2%) foram constatados neste estudo, quando comparados aos dados descritos por Campbell (2000). Por outro lado, foram notados valores relativos inferiores de linfócitos típicos (35,5-84,4%).

Novas pesquisas para determinação de valores normais para as concentrações séricas de hemograma, são de suma importância para a validação dos resultados obtidos nesse estudo e estabelecimento de valores de referência para espécie em questão.

4.4 ANÁLISE BIOQUÍMICO - ASPARTATO AMINOTRANSFERASE (AST)

A aspartato aminotrasferase (AST) é uma enzima intracelular presente no fígado, músculo esquelético, células renais, coração e cérebro, sendo usada como referência para diagnóstico de disfunção hepatocelular. O aumento da concentração sérica de AST ocorre devido à doença hepática ou lesão muscular. (FUDGE, 1996; RUPLEY, 1997; HARRIS, 2009).

Contudo a variação da concentração sérica pode sofrer interferência de fatores como idade, atividade estacional e pela distribuição por tecidos do corpo, já que não é específica do fígado. A ocorrência de intervenções como administração de medicamentos por via intramuscular, ou administração de medicamentos irritantes como doxiciclina e sulfonamidas, podem resultar na elevação plasmática de AST (JUNGHANNS, 2007).

Os valores de referência para bioquímica sérica em nosso estudo encontramos, intervalo de referência de 193,2 U/l 312,5 U/L e apresentam pequenas variações quando comparados a estudos publicados. Os parâmetros para bioquímica sérica de *Amazonas aestiva* adotados no presente estudo ficaram dentro dos padrões de referência e os citados por Campbell (2006) e por Tully *et al*. (2009) apresentados na tabela 3. Schlindwein (2009) em estudo sobre bioquímica de psitacídeos avaliou AST (média 239,69; intervalo de referência 112,5-385µ/L).

Proença *et al.* (2011) define que lesões no fígado ocorrem devido à hepatotoxinas presentes na superfície da clamídia. Estas toxinas causam lesões nos hepatócitos aumentando o extravasamento de aspartato aminotransferase

(AST) na corrente sanguínea e consequente redução dos níveis de albumina sérica. Junghanns (2007) relata que o aumento de AST também pode ocorrer na hepatopatia, infecções por Clamídias, agentes tóxicos, como pesticidas e tetracloretos, administração dos antifúngicos fluconazol, e itraconazol.

Outra observação citada por Fudge (1996), Rupley (1997) e Harris (2009) que apesar de a AST ser indicadora de integridade hepática, os testes com ácidos biliares são mais apropriados para avaliação precisa da capacidade funcional do fígado.

As concentrações das enzimas aspartato aminotransferase (AST), de papagaios-verdadeiro (*Amazona aestiva*) de cativeiro, adultos, aparentemente saudáveis, avaliados no presente estudo são apresentadas na tabela 4.

Tabela 4. Médias, desvio padrão e valores mínimos e máximos das concentrações de componentes do soro sanguíneo do grupo experimental de papagaios-verdadeiro.
n - número de animais; AST – aspartato aminotransferase; DP - desvio padrão.

Componente	Unid	n	Média	± DP	Mínimo	Máximo	Lab&Vet
AST	U / L	31	352,64U/L	362,78	206,40 U / L	685,00 U / L	Até 800U/L

*Lab&Vet – valores de referência.

Tabela 5. Valores de referência para bioquímica sérica de papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*) segundo *Avian and Wildlife Laboratory.*

Parâmetro	Min.	Max.
AST (u/L)	130	350

Adaptado pelo autor.
Fonte: TULLY *et al.,* 2009.

A psitacose ou ornitose é uma doença de notificação obrigatória nos EUA, Austrália e na maioria dos países europeus, como França, Bélgica, Itália, Suíça e Alemanha (BEECKMAN e VANROMPAY, 2009). No Brasil não é uma doença de notificação obrigatória o que dificulta a real situação da prevalência da doença e suas variações. Nos Estados Unidos, cerca de 935 casos humanos foram confirmados no período de 1988 a 2003, sendo a maioria relacionada ao contato com excreções de psitacídeos (SMITH *et al.,* 2011).

Cabe ressaltar a importância dos tutores e profissionais envolvidos com o manuseio e manutenção dessas aves e criadouros como grupo de risco, devido a exposição com possíveis contaminações e agirem como Fômites. Pla (2006) relata que a maioria dos trabalhos publicados sugerem que as zoonoses são

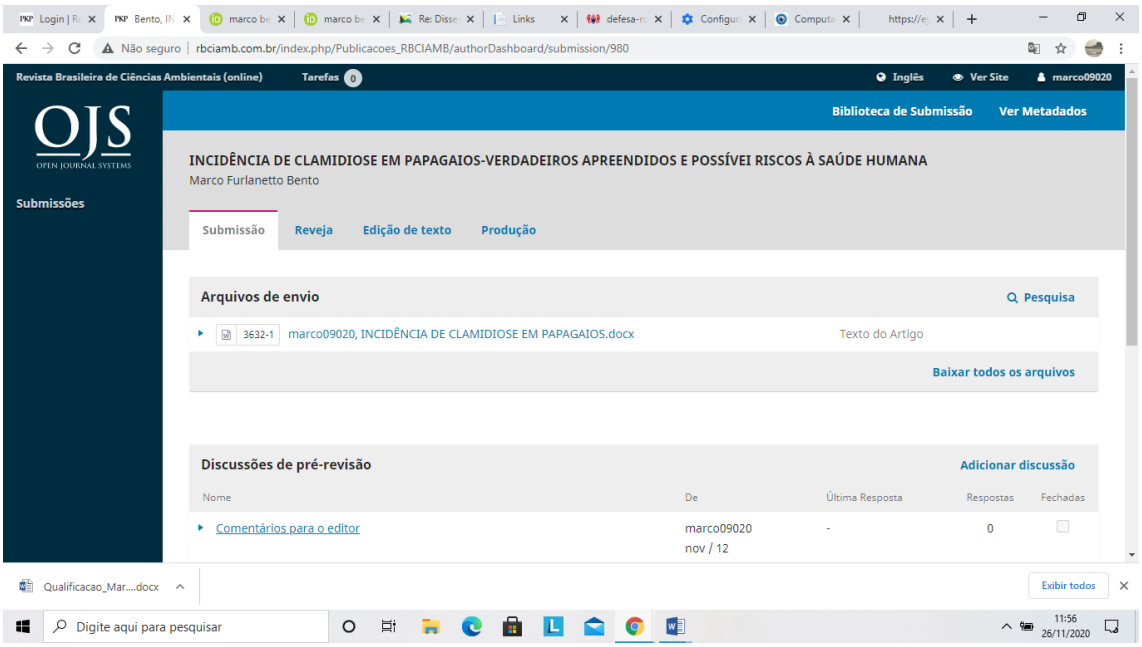
consideradas perigosas às pessoas com o sistema imunológico comprometido. Estas pessoas podem ser agrupadas em quatro grupos: recém-nascidos e idosos; pacientes sob quimioterapia (incluindo altas doses de prednisona); infectadas como vírus da imunodeficiência humana; transplantados mantidos com drogas imunossupressoras.

5. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos na avaliação clínica, hemograma e bioquímica sérica de papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*), de cativeiro, apontaram para animais clinicamente saudáveis e boas práticas de manejo e manutenção dos animais do CEPTAS Cubatão, e situaram-se dentro dos intervalos de referência para espécie, citados na literatura nacional e internacional. No presente estudo a ausência da *Chlamydophila psittaci*, descarta potencial zoonótico neste grupo de animais do CEPTAS Cubatão, na referida data do estudo. Contudo a doença em humanos requer atenção por ser considerada perigosa a pessoas com comprometimento do sistema imune e outros trabalhos neste sentido se fazem necessários.

A fim de garantir a preservação e conservação dessas espécies, especialmente as que estão em risco de extinção e em estado de cativeiro, sem possibilidade de reincorporação ao seu estado selvagem, triagem e exames para detecção de doenças das aves recebidas, quarentena na conservação e apoio da vida selvagem, o cuidado com a higiene dos viveiros e a proteção individual dos humanos que lidam com os animais, devem ser rigorosamente seguidos mesmo na ausência de sinais clínicos.

TRABALHO SUBMETIDO PARA PUBLICAÇÃO



REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADESIYUN, A.A.; CAESAR, K.; INDER, L. Prevalence of Salmonella and Campylobacter species in animals at Emperor Valley Zoo, Trinidad. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, p. 237-239, 1998.

ANDERSEN, A.A.; VANROMPAY, D. Avian Chlamydiosis (psittacosis, ornithosis). In: SAYF, Y. M. **Disease of poultry.** 11 Ed. Ames: Iowa State University, p.863-879, 2003.

ANDERSEN, A.A.; VANROMPAY, D. Chlamydiosis. In: **A Laboratory Manual for the Isolation of Avian Pathogens**. 5. Ed. Submitted USA, 2005.

BALMFORD, A.; ANDRÉ, J.P. La chlamydiose aviaire à *Chlamydia psittaci* chez les oiseaux de GASTON, K.J.; BLYTH, S.; JAMES, A.; KAPOS, V. Global variation in terrestrial conservation costs, conservation benefits, and unmet conservation needs. **Proceedings of the National Academy of Sciences,** v.100, p. 1046-1050, 2003.

BEECKMAN, D.S.A.; VANROMPAY, D.C.G. Zoonotic *Chlamydophila psittaci* infections from a clinical perspective. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 15, n. 1, p. 11-17, 2009.

BORGES, R.C.; DE OLIVEIRA, A.; BERNARDO, N.; DA COSTA, R.M.M.C. Diagnóstico da fauna silvestre apreendida e recolhida pela Polícia Militar de Meio Ambiente de Luiz de Fora, MG (1998 e 1999). **Revista Brasileira de Zoociências**, v. 8, n. 1, p. 23-33, 2006.

BORGES, W.R.; BRAGA JR., J.C.; TORRES, F.R. **"O que você precisa saber sobre Cubatão".** Cubatão: Editora Design e Print, 2002.

BORIE, C.; MARTINEZ, M.A.; TORO, H. *Chlamydophila psittaci*: Deteccion de anticuerpos en palomas de vida libre (*Columba livia domestica*) en la ciudad de Santiago, Chile. **Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana**, v. 35, n. 4, p. 471-474, 2001.

BRANCO, Angela Maria. **Modelo de gestão da fauna silvestre nativa vitimada para as Secretarias de Saúde, Meio Ambiente e Segurança Urbana: Prefeitura de São Paulo.** Tese - (Doutorado em Saúde Ambiental). Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015.

BRANLEY, J.M.; ROY, B.; DWYER, D.E.; SORRELL, T.C. Characterization of Chlamydiaceae species using PCR and high resolution melt curve analysis of the 16S rRNA gene. **Journal of Applied Microbiology,** v.6, p. 2017-28, 2008.

BRANDON, K.; FONSECA, G.D.; RYLANDS, A.B.; SILVA, J.D. Conservação brasileira: desafios e oportunidades**. Megadiversidade,** v. 1, n. 1, p. 7-13, 2005.

BRASIL. Lei 3.607, de 21 de setembro de 2000. Dispõe sobre a implementação da Convenção sobre Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de Extinção - CITES, e dá outras providências. Brasília, 21 de setembro de 2000. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/decreto/D3607.htm. Acessado em: 10 ago. 2018.

BRASIL. Lei 6.514, de 22 de julho de 2008. Dispõe sobre as infrações e sanções administrativas ao meio ambiente, estabelece o processo administrativo federal para apuração destas infrações, e dá outras providências. Brasília, 22 de julho de 2008. Disponível em: http://www2.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=583. Acessado em: 10 ago. de 2018.

BRASIL. Lei 6.938, de 31 de agosto de 1981. Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, seus fins e mecanismos de formulação e aplicação, e dá outras providências. Brasília, em 31 de agosto de 1981. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/LEIS/L6938.htm. Acessado em: 10 mar. 2018.

BRASIL. Lei 9605, de 12 de fevereiro de 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil, Brasília, DF, n.31, Seção 1, p.1. Disponível em: http://pesquisa.in.gov.br/imprensa/jsp/visualiza/index.jsp?data=13/02/1998ejornal=1epagina=25etotalArquivos=128 Acesso em: 10 mar. 2018.

CAMPBELL, T.W. Normal Hematology of Psittacines. In: FELDMAN, B.F.; ZINKL, J.G.; JAIN, N. C. **Veterinary Hematology.** 5 Ed. Iowa: Ed. Blackwell Publishing, 2000. 1155-1160 p.

CAMPBELL, T.W. Hermatologia e bioquímica de aves. In: THRALL, M.A. **Hematologia e bioquímica clínica veterinária.** São Paulo: Roca, 2006. 215-246; 448-460 p.

DE CAMPOS NETO, A.A.M. O tráfico de animais. **Revista da Faculdade Direito**, Universidade de São Paulo, v. 106, n. 106-107, p. 307-347, 2012.

CAVALCANTE G.C. *Clamidiose aviária: Revisão de literatura.* Brasília, 2008. Chlamydiae. **Scandinavian Journal of Infectious Diseases,** v. 57, n. 7, p. 459-463, 2008.

CITES – Convenção sobre o Comércio Internacional das Espécies da Fauna e Flora Selvagens em Perigo de Extinção, 2011.

COSTANZA, R.; d'ARGE, R.; GROOT, R.; FARBERK, S.; GRASSO, M.; HANNON, B.; LIMBURG, K.; NAEEM, S.; O'NEIL, R.V.; PARUELO, J.; RASKIN, R.G.; SUTTONKK, P.; VAN DEN BEL, M. The value of the world's ecosystem services and natural capital. **Nature**, v. 387, p. 253-260, 1997.

COMMISSION OF THE EUROPEAN COMMUNITIES. **Communication from the commission to the council, the european parliament, the economic and social committee and the committee of the regions on an information and communication strategy for the european union.** Brussels, 2002, 350 p.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Clamidiose. Tratado de animais selvagens.** Medicina Veterinária: São Paulo, 2006. 760-766p.

DEGRAVES, F.J.; GAO, D.; KALTENBOECK, B. High-sensitivity quantitative PCR platform. **Biotechniques,** v. 34, n. 1, p.106 -115, 2003.

DIAS JÚNIOR, M.B.F.; CUNHA, H.F.A.; DIAS, T.C.A.C. Análise da destinação da fauna silvestre apreendida no Estado do Amapá, Brasil. **Planeta Amazônia: Revista Internacional de Direito Ambiental e Políticas Públicas**, Macapá, n. 5, p. 23-36, 2013.

DICKX, V.; GEENS, T., DESCHUYFFELEER, T.; TYBERGHEIN, L.; HARKINEZHAD, T.; BEECKMAN, D.S.; BR; VAMROMPAY, D. Chlamydophila psittaci zoonotic rusk assessment in chicken and turkey slaughterhouse. **Journal of Clinical Microbiology,** v. 48, n. 9, p. 3244-3250, 2010.

FENGA, C.; CACCIOLA, A.; DI NOLA, C.; CALIMERIS, S.; LO, G.D.; PUGLIESE, M.; NIUTA, P. P.; MARTINO, L. B. Serologic investigation of the prevalence of *Chlamydophila psittaci* in occupationally exposed subjects in eastern Sicily. **Annals of Agriculture and Environmental Medicine**, v.14, p.93-96, 2007.

FLAMER, K. Zoonosis Acquired from Birds**.** In: FOWLER, M.E., MILLER, R.E. **Zoo e Wild Animal Medicine ± Current Therapy 4**. Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1999, p. 151-6.

FORSHAW, J.M.; COOPER, W. T. **Parrots of the World**. New Jersey: T.F.H. Pub., Inc. Neptune, 1997, 545p.

FOTIN, C.M.P.; MATUSHIMA, E.R. **Levantamento prospectivo dos animais silvestres, exóticos e domésticos não convencionais de cativeiro domiciliar em São Paulo.** *In:* IX Congresso e XIV Encontro Da Associação Brasileira De 48 Veterinários de Animais Selvagens, Anais. São José do Rio Preto: Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens, p. 52, 2005.

FUDGE, A.M. Avian chlamydiosis. In: ROSSKOPF, W.J.Jr., WOERPEL, R.W. (Eds.), **Diseases of Caged and Aviary Birds.** Williams and Wilkins Company, Malvern, 1996, p. 572-585.

GAEDE, W.; RECKLING, K. F.; DRESENKAMP, B.; KENKLIES, S.; SCHUBERT, E.; NOACK, U.; IRMSCHER, H. M.; LUDWIG, C.; HOTZEL, H.; SACHSE, K. *Chlamydophila psittaci* infections in humans during an outbreak of psittacosis from poultry in Germany. **Zoonoses and Public Health**, v. 55, p. 84- 88, 2008.

GAMA, T.F.; SASSI, R. Aspectos do comércio ilegal de pássaros silvestres na cidade de João Pessoa, Paraíba, Brasil. **Gaia Scientia**, v. 2, n. 2, p. 1-20, 2008.

GEENS, T.; DEWITTE, A.; BOON, N.; VANROMPAY, D. Development of a *Chlamydophila psittaci* species-specific and genotype-specific Real-Time PCR. **Veterinary Research,** v. 36, p. 1-11, 2005.

GEIGENFEIND, I.; VAMROMPAY, D.; HAAG-WACKERNAGEL, D. Prevalence of *Chlamydia psittaci* in the feral pigeon population of Basel, Switzerland. **Journal of Medical Microbiology,** v. 61, v. 2, p. 261-5. 2011.

GERLACH, H. Chlamydia. In: RITCHIE, B.W., HARRISON, G.J., HARRISON, L.R. (Eds.), **Avian Medicine: Principles and Application.** Wingers, FL, 1994. p. 984-996.

GODOY, S.N. Psittaciformes (Araras, papagaios, periquito). In: CUBAS, Z.S. et al**. Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. 222-251 p.

GOULART, Carlos Eduardo Silveira. **Valores hematológicos de referência para papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*-Psittacidae) mantidos em cativeiro.** Dissertação - (Mestrado em Medicina Veterinária), Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2006.

HARKINEZHAD, T.; GEENS, T.; VANROMPAY, D. *Chlamydophila psittaci* infections in birds: A review with emphasis on zoonotic consequences. **Veterinary Microbiology,** v. 135, p. 68-77, 2009.

HEDBERG, K.; WHITE, K.E.; FORFANG, J.C.; KORLATH, J.A.; FRIENDSHUH, K.A.; HEDBERG, C.W.; MACDONALD, K.L.; OSTERHOLM, M.T. An outbreak of psittacosis in Minnesota turkey industry workers: implications for modes of transmission and control. **American Journal of Epidemiology**, v. 130, p. 569-577, 1989.

HEWINSON, I.; GRIFFITHSB, P.C.; BEVANB, B.J.; SHARON, E.S.; KIRWANA, M. E.; FIELDB, M.J.; WOODWARDA, M.D. Detecção de *Chlamydia psittaci* DNA em amostras clínicas aviárias por reação em cadeia da polymerase. **Veterinary Microbiology**, v. 54, n. 2, p. 155-166, 1997.

WWF. Biodiversidade Brasileira: análise de situação e oportunidades. **WWF-BRASIL,** 2011. Disponível em: https://www.wwf.org.br/informacoes/bliblioteca/?28443/BiodiversidadeBrasileira-Anlise-de-Situao-e-Oportunidades. Acesso em: 30 mai. 2019.

JACOB, J.P. et al. Avian diseases transmissibles to humans. **University of Florida, IFAS extension.** Disponível em: http://www.edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/PS/PSO1900.pdf. Acesso em: 6 out. 2005.

KONEMAN, E.W. Microbiologia molecular**.** In: KONEMAN, E.W., **Diagnóstico microbiológico**. 6 ed. Rio de Janeiro, 2006.139-154 p.
HARRIS, D. J. Clinical tests**.** In: TULLY, T. N.; DORREST EIR, G. M.; JONES, A. K. **Handbook of avian medicine.** 2 ed. Philadelphia: Saunders Elsevier, 2009. 79-82 p.

HEDDEMA, E.R.; VAN HANNEN, E. J.; DUIM, B.; VANDENBROUCKEGRAULS, C. M.; PANNEKOEK, Y. Genotyping of *Chlamydophila psittaci* in human samples. **Emerging Infectious Diseases,** v. 12, p. 1989–1990, 2006.

HEMSWORTH, S.; PIZER, B. Pet ownership in immunocompromised children - a review of the literature and survey of existing guidelines. **European Journal of Oncology Nursing**, v. 10, n. 2, p. 117-127, 2006.

HINES, R. Diseases people catch from their pets zoonotic illnesses of dogs cats and other pets. **Discover,** novembro 14, 2019. Disponível em: https://www.discovermagazine.com/health/zoonoses-the-diseases-our-cats-and-dogs-give-us. Acesso em: 6 de out. 2019.

HINTON D.G.; SHIPLEY, A.; GALVIN J. W.; HARKIN J.T.; BRUNTON, R.A. Chlamydiosis in workers at a duck farm and processing plant. **Australian Veterinary Journal,** v. 70, p. 174-176, 1993.

HOOP, R.K. Mycobacterium tuberculosis infection in a canary (*Serinus canaria* L.) and a blue-fronted Amazon parrot (*Amazona amazona aestiva*). **Avian diseases**, v. 46, n. 2, p. 502-504, 2002.

HOYO, Josep del; WLLIOTT, Andrew; SARGATAL, Jordi (eds). **Handbook of the birds of the World.** Barcelona: Lynx Ediciones, 1997, 369p.

HUGHES, R.C. The galectin family of mammalian carbohydrate-binding molecules. **Biochemical Society transactions**, v. 25, n. 4, p. 1194-1198, 1997.

IBAMA. Projeto CETAS-Brasil. Brasília, 2005. Disponível em: www.ibama.gov.br. Acesso em: 12 ago. 2011.

IBAMA. Portaria nº 1.522, de 19 de dezembro 1989. Dispõe sobre a Lista Oficial de Espécies da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. Disponível: https://licenciamento.cetesb.sp.gov.br/legislacao/federal/portarias/1989_Port_IBAMA_1522.pdf. Acessado em: 12 ago. 2017.

IBAMA. Portaria nº 45-N, de 27 de abril de 1992. Incluir no ítem 1.0 Mammalia, sub-ítem 1.2 Primates, da Portaria 1.522, de 19 de dezembro de 1989. 1992. http://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Portaria/1992/p_ibama_45_n_1992_e_p_ibama_1522_1989_revogada_especiesameacadasextincao_revogada_in_mma_03_2003.pdf. Acessado em: 12 de ago. 2017.

IBAMA. Portaria Nº 062/97, de 17 de junho de 1997 - Inclui morcegos na Lista Oficial de Espécies da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. Disponível em: http://www.redeprofauna.pr.gov.br/arquivos/File/legislacao/port_62_97.pdf. Acessado em: 12 de ago. de 2017.

ICMBIO - Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume III – Aves. Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente, 2018.

JOHNSTON, W.B.; EIDSON, M.; SMITH, K.A.; STOBIERSKI, M.G. Compendium of measures to control *Chlamydia psittaci* infection among humans (psittacosis) and pet birds (*Avian chlamydiosis*). **Morbidity and Mortality Weekly Report: Recommendations and Reports**, p. 1-17, 2000.

JUNGHANNS, M. K. Aids to diagnosis. IN: COLES, B. H. **Essentials of avian medicine and surgery.** 3 Ed. Lowe: Blackwell Science, 2007. 56-71p.

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

KIRCHNER, J.T. Psittacosis: is contact with birds causing your patient's pneumonia? **Postgraduate Medicine,** v. 102, n. 2, p. 181-194, 1997.

LACERDA, P.D.; BARBOSA, B.C.; PASCHOALINI, M.; MACIEL, T.T. Diagnóstico da fauna silvestre recebida e resgatada pelo Instituto Ecológico Búzios de Mata Atlântica aos arredores da Área de Proteção Ambiental Pau-Brasil na Região dos Lagos. **Boletim do Observatório Ambiental Alberto Ribeiro Lamego, Campos dos Goytacazes/RJ**, v. 8 n. 1, p. 75-82, 2014.

LEAL, Danielle Custódio. **Epidemiologia da infeção por *Clamidia picittaci* em pisitaciformes e Columbiformes no estado da Bahia.** Tese – (Doutorado em Ciência Animal nos Trópicos), Universidade Federal da Bahia, Salvador, 2013.

LEWINSOHN, Thomas; PRADO, Paulo Inácio. **Biodiversidade brasileira:** síntese do estado atual do conhecimento. São Paulo: Editora Contexto, 2002. 176 p.

LONGBOTTOM, D.; COULTER, L.J. Animal Chlamydiosis and zoonotic implications. **Journal of Comparative Pathology,** v. 128, p. 217-244, 2003.

MATSUI, T.; NAKASHIMA, K.; OHYAMA, T. et al. An outbreak os psittacosis in a bird park in japan. **Epidemiology and Infection**, v. 135, p. 1-4, 2007.

MCORIST, S. Obligate intracellular bacteria and antibiotic resistance. **Trends Microbiology**, v.8, n.11, p.483-486, 2000.

MITCHELL, S.L.; WOLFF, B.J.; THACKER, W. L.; CIEMBOR, P.G.; GREGORY, C.R.; EVERETT, K.D.E.; RITCHIE, B.W.; WINCHELL, J.M. Genotyping of *Chlamydophila psittaci* by real-time PCR and high-resolution melt analysis. **Journal of Clinical Microbiology,** v. 47, p.175-181, 2009.

MMA (Ministério do Meio Ambiente). Instrução Normativa MMA de 27 de maio de 2003. Disponível em: https://sogi8.sogi.com.br/Arquivo/Modulo113.MRID109/Registro17/documento%201.pdf. Acessado em: 12 de ago. 2017.

MMA (Ministério do Meio Ambiente). Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção. Instrução normativa n. 3, de 27 de maio de 2004. Disponível em: https://www.normasbrasil.com.br/norma/instrucao-normativa-3-2004-porto-alegre_176560.html. Acessado em: 12 de ago. 2017.

MMA (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE). 4º Relatório Nacional para a Convenção sobre Diversidade Biológica. Série Áreas Protegidas do Brasil n. 7, **Secretaria de Biodiversidade e Florestas, Ministério do Meio Ambiente.** Brasília, DF. 2010.

MONSALVE, S.; MIRANDA, J.; MATTAR, S. First evidence of *Chlamydophila psittaci* circulation in Colombia: a possible public health risk. **Revista de Salud Pública,** v. 13, n. 2, p. 314-326, 2011.

MÜLLER, G.; PESENTI, T.C.; MASCARENHAS, C.S. Parasitos de animais silvestres com potencial zoonótico no Rio Grande do Sul. **Veterinária em foco, Canoas**, v. 6, n. 2, p. 185-190, 2009.

NEWMAN, C.P.; PALMER, S.R.; KIRBY, F.D.; CAUL, E. O. A prolonged outbreak of ornithosis in duck processors. **Epidemiology and Infection,** v.108, p.203-210, 1992.

OIE. Avian Chlamydiosis**.** *In:* Section: **Aves.** OIE Terrestrial Manual, 2012.

OIEE. **Manual of diagnostics test and vaccines for terrestrial animals.** 2004. Disponível em: http://www.oie.int/esp/nomes/mmanual/A_00105.htm. Acessado em: 03 dez. 2008.

PAGANO, I.S.A.; DE SOUSA, A.E.A.B.; WAGNER, P.G.C.; DA COSTA RAMOS, R.T.C. Aves depositadas no Centro de Triagem de Animais Silvestres do IBAMA na Paraíba: uma amostra do tráfico de aves silvestres no estado. **Ornithologia**, v. 3, n. 2, p. 132-144, 2009.

PIMM, S.L.; RUSSELL, G.J.; GITTLEMANN, J.L.; BROOKS, T.M. The future of biodiversity. **Science,** n. 269, p. 347-350, 1995.

PLA, J. **Can your pet bird make you sick**? 2006. Disponível em:http://www.realmacaw.com/pages/birdsic.html. Acesso em: 21 mai. 2018.

PRIMACK, Richard B.; RODRIGUES, Efraim. **Biologia da Conservação.** Londrina: Editora Rodrigues, 2001, 327 p.

PROENÇA, L.M.; FAGLIARI, J.J.; RASO, T.F.C. Psittaci infection: a review with emphasis in psittacines. **Ciência Rural, Santa Maria,** v .41, n. 5, p. 841-847, 2011.

RASO, T.F. Clamidiose. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO, D.J.L. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, p. 760-767, 2007.

RASO, T.F.; JUNIOR, A.B. PINTO, A.A. Evidence of *Chlamydophila psittaci* infection in captive Amazon parrots in Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, vol. 33, n. 2, p.118-121, 2002.

RASO, T.F.; GODOY, S.N.; MILANELO, L.; DE SOUZA, C. A. I.; MATUSCHIMA, E.R.; ARAÚJO, J.P.; PINTO, A.A. 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, 2004.

RASO, T.F.; GODOY, MILANENO, L.; SOUZA, C.A.I.; MATUSCHIMA, A.R.; SEIXAS, G.H.F.; GUEDES, N.M.R.; PINTO, A.A. *Chlamydophila psittaci* in free-living Bluefronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Veterinary Microbiology**, v. 117, p. 235-241, 2006.

RASO, T.D.F. (Ed). Clamidiose. *In:* JUNIOR A.B. et al. **Doenças das aves**, 2 ed. Campinas: Fundação Apinco de Ciência e Tecnologia - Facta, 2009. 1104p

RASO, T.D.F.; CARRASCO, A.D.O.T.; SILVA, J.C.R.; MARVULO, M.F.V.; PINTO, A.A. 2010. Seroprevalence of antibodies to *Chlamoydophila psittaci* in zoo workers in Brazil. **Zoonoses and public health,** v. 57, n. 6, p. 411-416, 2010.

REGUEIRA, R.F.S.; BERNARD, E. Wildlife sinks: Quantifying the impact of illegal bird trade in street markets in Brazil. **Biological Conservation,** v. 149, n. 1, p. 16-22, 2012.

RENCTAS - **Relatório Nacional sobre o Tráfico de Fauna Silvestre**. Brasília, 2002.107p.

RENCTAS - Rede Nacional Contra o Tráfico de Animais Silvestres. **1º Relatório Nacional sobre o tráfico de fauna silvestre**, p. 107, 2001. Disponível em: http://www.renctas.com.br/files/REL_RENCTAS_pt_final.pdf. Acesso em: 23 fev. 2012.

RENCTAS - Rede Nacional de Combate ao Tráfico de Animais Silvestres. I **Relatório Nacional sobre gestão e uso sustentável da fauna silvestre.** 2016, 668p.

REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A.J.P. **Clamidiose aviária**. Patologia Aviária. Barueri: Manole, 2009. 367-373 p.

RIBEIRO, L.B.; SILVA, M.G**. O comércio ilegal põe em risco a diversidade das aves no Brasil. Ciência e Cultura,** v. 59, n. 4, p. 4-5, 2007.

ROBERTSON, T.; BIBBY, S.; O'ROURKE, D.; BELFIORE, T.; LAMBIE, H.; NOORMOHAMMADI, A.H. Characterization of Chlamydiaceae species using PCR and high resolution melt curve analysis of the 16S rRNA gene. **Journal of Applied Microbiology,** v.107, p. 2017-28, 2009.

ROCHA, F.M. Tráfico de animais silvestres no Brasil - um diagnóstico preliminar. **WWF Brasil**, Brasília, v.1, p.13-25, 1995.

RUPLEY, A. E. **Manual of avian practice.** Texas: Saunders, 1997. 556 p.
SACHSE, K.; VRETOU, E.; LIVINGSTONE, M.; BOREL, N.; POSPISCHIL, A.; LONGBOTTOM, D. Recent developments in the laboratory diagnosis of chlamydial infections. **Veterinary Microbiology**, v.135, p. 2-21, 2009.

SANTOS, E. **Coleção zoológica brasílica: Pássaros do Brasil: Vida e costumes**, 5º edição. Belo Horizonte: Editora Itatiaia, 1985.

SANTOS, L.C. **Laboratório ambiental.** Cascavel: Ed. Edunoeste, 1999. 323p

SCHEWEN P. E. Chlamydial infection in animals: a review. **Canadian Veterinary Journa**l, v. 21, p. 2-11, 1980.

SCHLINDWEIN, A. **Bioquímica sanguínea de psitacídeos mantidos em cativeiro**. 2009. Monografia (Bacharelado em Ciências Biológicas) - Universidade Regional de Blumenau, Blumenau, SC, 2009.

SICK, Helmut. **Ornitologia Brasileira, uma Introdução.** 3. Ed., Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 1997. 514p.

HUBER-SANWALD, E.; HUENNEKE, F,L.; JACKSON, R.B.; KINZIG, A., LEEMANS, R.; LODGE, D.M.; MOONEY, H.A.; OESTERHELD, M.; LEROY POFF, N., SYKES, M.T.; WALKER, B.H.; WALKER, M.; WALL, D.H. Global biodiversity scenarios for the year 2100. **Science**, v. 287, p.1770-4, 2000.

SMA (SECRETARIA ESTADUAL DO MEIO AMBIENTE). A gestão da fauna silvestre no estado de São Paulo. **Gestão de Fauna Silvestre,** 2015. Disponível em: < http://www.ambiente. sp.gov.br/fauna/ a-gestao-estadual-da-fauna-silvestre/>. Acesso em: 05 mar. 2018.

SMITH, K.A.; BRADLEY, K.K.; STOBIERSKI, M.G.; TENGELSEN, L.A. Compendium of Measures to Control *Chlamydophila psittaci* (formerly Chlamydia psittaci) Infection Among Humans (Psitacosis) and Pet Birds, 2002: Diagnosis and Treatment. **Com Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian**, v. 24, n. 5, p. 328-335, 2002.

SMITH, K.A.; CAMPBELL, C.T.; MURPHY, J.; STOBIERSKI, M.G.; TENGELSEN, L.A. Compendium of measures to control *Chlamydophila psittaci* infection among humans (psittacosis) and pet birds (avian chlamydiosis), 2010 National Association of State Public Health Veterinarians (NASPHV). **Journal of Exotic Pet Medicine,** v. 20, n. 1, p. 32-45, 2011.

SPICKLER, A.R. Chlamydiosis (avian). **Center for Food Security & Public Health**, 2012. Disponível em: http://www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/disease.php?name=chlamydiosisavianelang=en. Acesso em: 18 de abr. 2012.

STAMM, W.E.; HOOTON, T.M. Management of urinary tract infections in adults. **New England journal of medicine,** v. 329, n. 18, p. 1328-1334, 1993.

STEWARDSON, A.J.; GRAYSON, L. Psittacosis. **Infectious Disease Clinics of North America**, v. 24, p. 7-25, 2010.

TULLY JUNIOR, T. N. Recognizing and managing *Chlamydophila psittaci* infection in companion avian species. **Veterinary Medicine**, v. 98, n. 9, p. 746-757, 2003.

TULLY, P.J.; ZAJAC, I.T.; VENNING, A.J. The structure of anxiety and depression in a normative sample of younger and older Australian adolescents. **Journal of Abnormal Child Psychology,** v. 37, n. 5, p. 717, 2009.

TURNER, J.C.; HOGG, M.A.; OAKES, P.J.; REICHER, S.D.; WETHERELL, M. S. **Rediscovering the social group: A self-categorization theory.** Basil Blackwell, 1987.

VANROMPAY, D.; GEENS, T.; DESPLANQUES, A.; HOANG, T. Q.; DE VOS, L.; VAN LOOCK, M; HUYCK, E.; MIRRY, C.; COX, E. Immunoblotting, ELISA and culture evidence for Chlamydiaceae in sows on 258 Belgian farms. **Veterinary microbiology**, v. 99, n. 1, p. 59-66, 2004.

VANROMPAY, D.; HARKINEZHAD, T.; VAN DE WALLE, M.; BEECKMAN, D.; VAN DROOGENBROECK, C.; VERMINNEN, K.; LETEN, R.; MARTEL, A.; CAUWERTS, K. Chlamydophila psittaci transmission from pet birds to humans. **Emerging Infectious Diseases**, v. 13, p. 1108-1110, 2007.

VIDOLIN, G.P.; MANGINI, P.R.; MUCHAILH, M.C. Programa estadual de manejo de fauna silvestre apreendida-Estado do Paraná, Brasil. **Cadernos da Biodiversidade**, v. 4, n. 2, p. 37-49, 2004.

VILELA, Daniel Ambrozio da Rocha. **Diagnóstico de situação dos animais silvestres recebidos nos CETAS brasileiros e *Chlamydophila psittaci* em papagaios (*Amazona aestiva*) no CETAS de Belo Horizonte, MG.** Tese - (Doutorado em Ciência Animal). Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2012.

YANG, J.; LING, Y.; PANG, W.; HE, C. Isolation and characterization of peacock *Chlamydophila psittaci* infection in China. **Avian Diseases,** v. 55, n. 1, p. 76 - 81, 2011.

WEST, A. A. Brief review of *Chlamydophila psittaci* in birds and humans. **Journal Exotic Pet Medicine**, v.20, p.18-20, 2011.

ANEXO A - Nota técnica sobre provável presença de *Clamidia psitacci* em grupo experimenta de papagaios – verdadeiros presentes no CEPTAS Cubatão – SP em 2019

Nota Técnica 21/10/2019

Resposta técnica & laboratorial ao artigo apresentado como conteúdo de dissertação de mestrado da Universidade Santa Cecília / Unisanta – Santos – SP que aborda a relação entre a Clamidiose aviária e grupo experimental de papagaios-verdadeiros presentes no CEPTAS Cubatão – SP em 2019.

Marco Antonio Furlanetto Bento, veterinário CRMV SP 20779, pesquisador da Unisanta / Santos – SP.

Considerando o apresentado, os exames realizados por material biológico de swab de cloaca, pela técnica de reação de PCR de 31 aves (grupo experimental) presentes no CEPTAS na cidade de Cubatão, São Paulo, analisadas em 10/05 de 2019 apresentaram resultados negativos ao exame de *Clamidia Pstacci*, para todas as amostras.

Cabe ressaltar as boas práticas de controles sanitários e manejo visando preservar a saúde dos animais e trabalhadores do CEPTAS Cubatão, referentes ao grupo experimental. Além disso, até o momento não se tem conhecimento de que este grupo de animais tenham sido infectados com Clamidiose e de que possam estar transmitindo a bactéria. No entanto, salienta-se que os veterinários técnicos e produtores ligados criações e manuseio sempre devem estar atentos para diagnosticar agentes patogênicos que possam vir a infectar estes animais e ao homem retificando a necessidade de se tomar as medidas de controle previstas.

Identificação por número em anilhas do grupo experimental:
(1511; 1521, 1575, 1574,186, 182, 1512, 1558, 1551, 1569, 1515, 1514,1552, 155, 1553, 1554, 1568, 1572, 1566, 1513, 1567, 172, 443, 1565, 174, 12091, 1556, 1573, 141, 438, 1564).

Santos, 12 de novembro de 2020.