

<https://doi.org/10.31533/pubvet.v17n03a1354>

Clamidiose em animais silvestres

Yasmin Teles da Costa Almeida^{1*}, Gabriel de Araujo Amato¹, Isabelle Gorgulho Pazikas¹, Esther Ayumi Mineta¹, Julia Rodrigues¹, Luis Felipe Silva Aurélio¹, Rafael Magalhães de Moura¹, Fernanda Serrano¹

¹Graduando(a) em Medicina Veterinária, Universidade Anhembi Morumbi, São Paulo- SP Brasil

*Email de correspondência: yasmin.teles@hotmail.com

Resumo. Uma das principais afecções que acomete aves ornamentais, mais especificamente psitacídeos, é a clamidiose, doença causada por uma bactéria Gram-negativa intracelular obrigatória intitulada *Chlamydophila psittaci*. Tal doença é uma zoonose aviária, no animal pode permanecer inaparente ou causar de sintomas leves a fatais, em humanos os sintomas são similares aos da Influenza podendo progredir para quadros graves. Seu meio de transmissão é através da inalação de excretas e secreções contaminadas. Ademais, a forma inaparente da doença pode se manter no organismo da ave durante um longo período, favorecendo a contaminação de animais e humanos, entretanto, quando submetida a alguma condição de estresse, a ave poderá começar apresentar os sintomas da doença. Um fator problemático é o difícil diagnóstico, fazendo com que os reais números de infecção não sejam relatados, desprezando-se os riscos da doença.

Palavras chave: Bactéria, contaminação, zoonose

Chlamydiosis in wild animals

Abstract. One of the main diseases affecting ornamental birds, more specifically parrots, is chlamydiosis, a disease caused by an obligate intracellular Gram-negative bacterium called *Chlamydophila psittaci*. This disease is an avian zoonosis that can remain inapparent or cause mild to fatal symptoms in the animal. In humans, the symptoms are similar to those of Influenza, and can progress to severe conditions. Its means of transmission is through the inhalation of contaminated excreta and secretions. In addition, the inapparent form of the disease can remain in the bird's organism for a long period, favoring the contamination of animals and humans. However, when subjected to stressful conditions, the bird may begin to present symptoms of the disease. A problematic factor is the diagnosis, causing the actual number of infections not to be reported, disregarding the risks of the disease.

Keywords: Bacteria, contamination, zoonosis

Introdução

Desde a antiguidade, faz-se presente a criação de animais silvestres em ambiente residencial (Costa & Ferreira, 2018). Diversas famílias, principalmente da realeza, tinham o costume de criar aves ornamentais de diferentes espécies em seus lares. Entretanto, nessa época a medicina veterinária não atingia este grupo de animais devido à falta de conhecimento e estudos relacionados à fisiologia e patologia dos mesmos. Todavia, com o passar do tempo e a evolução da medicina veterinária, tornou-se possível o estudo dos animais silvestres e, conseqüentemente, a descoberta de diversas doenças e formas eficazes de tratamento.

Uma das doenças descobertas foi a Clamidiose, doença infecciosa causada por um parasito intracelular obrigatório denominado *Chlamydia psittaci* que infecta muitas espécies de aves silvestres, domésticas e exóticas, preferencialmente, os psitacídeos (papagaios, araras, periquitos etc) ([Krawiec et al., 2015](#); [Li et al., 2020](#); [Moschioni et al., 2001](#)) e é considerada uma das principais zoonoses de origem aviária, podendo acometer também mamíferos e humanos ([Casagrande et al., 2014a](#); [Grespan, 2009](#); [Raso, 2014a](#)), tendo seu meio de transmissão a partir da inalação de secreções e excretas contaminadas.

Ademais, na maioria dos casos, a clamidiose é uma doença silenciosa, apresentando-se quando a ave é submetida a situações de estresse, que faz com que sua imunidade seja afetada e os sinais da doença apareçam. Deste modo, se uma ave contaminada e que não apresente sinais for colocada em um viveiro juntamente de outras aves, há grandes chances desses animais serem acometidos pela doença também, pois pode-se eliminar um alto número de microrganismos intermitentemente a partir das fezes ou das secreções nasais e ou orais, colocando as outras aves de estimação e os seres humanos em risco ([Casagrande et al., 2014a](#)).

O objetivo desse trabalho é entender melhor o agente etiológico, formas de transmissão da doença, sintomas causados tanto em animais quanto em humanos, fatores predisponentes, medidas profiláticas, métodos de diagnóstico e os tratamentos com melhores resultados.

Etiologia

Chlamydophila psittaci pode ser altamente contagiosa e gerar clamidiose tanto em animais como em humanos ([Raso, 2014a](#)). Clamídias são bactérias Gram-negativas consideradas parasitas de energia. Isso se deve ao fato de serem intracelulares obrigatórias e incapazes de produzir ATP, dependentes do metabolismo das células do hospedeiro ([Quinn, 1994](#); [Quinn et al., 2018](#)). Morfologicamente, a *C. psittaci* possui duas formas metabólicas distintas, o corpo reticular (CR) e o corpo elementar (CE). O CR é intracelular, com metabolismo ativo. O CE é a forma infecciosa do microrganismo, metabolicamente inerte, podendo ser encontrado no meio externo ([Grespan & Raso, 2014](#); [Leal, 2013](#); [Moschioni et al., 2001](#); [Reavill & Dorresteijn, 2018](#)). Considerada um parasita intracelular possui um ciclo de desenvolvimento que se completa em 48 horas. Ciclo composto de cinco etapas: ataque e penetração do CE na célula; transformação do CE em CR; crescimento do CR; multiplicação e liberação dos CEs. A *C. psittaci* é sensível ao calor, mas os CEs quando protegidos por material proteico presente em secreções ou fezes, podem sobreviver por meses à dissecação ou à luz solar direta ([Grespan & Raso, 2014](#); [Leal, 2013](#); [Moschioni et al., 2001](#); [Reavill & Dorresteijn, 2018](#)).

Chlamydophila psittaci possui em sua membrana externa, uma proteína imunodominante denominada “principal proteína externa de membrana” – major outer membrane protein - MOMP - com aproximadamente 60% do peso do envoltório. Outro importante constituinte da membrana é o lipopolissacarídeo clamidial – LPS. Esses antígenos determinam virulência e a sorovariedade sendo utilizado para diagnósticos específicos ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Vanrompay, 2020](#)).

A família Chlamydiaceae anteriormente era monogenérica, abrigando quatro espécies: ([Bayramova et al., 2018](#); [Cheong et al., 2019](#); [Li et al., 2020](#)) *trachomatis*, *C. psittaci*, *C. pneumoniae* e *C. pecorum* ([Everett et al., 1999](#)); porém, pelos métodos moleculares do sequenciamento do DNA de regiões do operon ribossomal, a família Chlamydiaceae foi dividida em dois gêneros: *Chlamydia* e *Chlamydophila*. O gênero *Chlamydophila* compreende as espécies: *Chlamydophila psittaci*, *C. felis*, *C. caviae*, *C. abortus*, *C. pecorum*, e *C. pneumoniae*. Já o gênero *Chlamydia* se divide em *Chlamydia trachomatis*, que ainda recebeu duas espécies novas, *C. suis* e *C. muridarum* ([Everett et al., 1999](#)). São conhecidos atualmente seis sorotipos de *Chlamydia* ([Burt et al., 2018](#)). O sorotipo A (peculiar entre psitacíformes e causa infecção sistêmica, podendo causar doença em humanos), o sorotipo B (maior importância em pombos, identificado também em outras espécies), os sorotipos C, D e E não tem hospedeiros aviários específicos; porém, os dois primeiros são de maior risco, como doença ocupacional em funcionários de granjas e de abatedouros avícolas. O sorotipo F foi isolado apenas em periquitos. Diferem apenas quanto à virulência, podendo o mesmo hospedeiro ser infectado ao mesmo tempo por diferentes sorotipos ([Cubas et al., 2014](#)).

Os CEs possuem fraca resistência a desinfetantes comuns, como o etanol a 70% e compostos de amônia quaternária, calor e luz solar; contudo, podem permanecer viáveis por longo período em

excreções secas de animais, ou por vários dias em água à temperatura ambiente ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Vanrompay, 2020](#)).

Transmissão

A infecção inicial ocorre quando CE presentes em excreções secas e restos de penas se dispersam no ambiente pela circulação do ar e infectam células epiteliais dos indivíduos suscetíveis ([Cubas et al., 2014](#)). Os corpos elementares extracelulares infectados são eliminados nas secreções orais e ou nasais e nas fezes e podem sobreviver fora do hospedeiro por um mês ou mais. Pode ocorrer disseminação pelos pratos de comida ou de poeira fecal aerossolizada ([Barone, 2015](#)).

A eliminação fecal ocorre de maneira intermitente e pode ser ativada sob estresse causado por deficiências nutricionais, transporte prolongado, superpopulação, frio, reprodução, postura e manejo ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Laroucau et al., 2009](#)). A contaminação pode iniciar no próprio ninho, onde os pais transmitem a bactéria para os filhotes pela regurgitação de alimentos e de exsudatos infectados ([Hulin et al., 2016](#)).

O período de incubação pode variar de dias, meses ou até anos dependendo da virulência da cepa, da carga parasitária e da idade das aves. A mortalidade pode variar de 0 à 30%, podendo ter até 50% de queda da produção das aves em postura ([Bicalho, 2010](#)).

Manifestações clínicas

Os sinais clínicos da clamidiose podem variar em função de espécie, estado imunológico da ave e idade, virulência do sorotipo envolvido, via de transmissão e eventual presença de infecções simultâneas ([Cubas et al., 2014](#)). Os sintomas podem ser respiratórios, digestórios ou na forma mista. Observa-se, portanto, dependendo da forma que a doença se manifesta, sonolência, debilidade, falta de apetite, eriçamento das penas, diarreia com intensidade diversa ([Raso et al., 2002](#)).

Ocasionalmente, Psittaciformes desenvolvem sintomas relacionados ao sistema nervoso central, incluindo convulsões, tremores e opistótono ([Gerlach, 1994](#)). Após emagrecimento progressivo e caquexia, os animais morrem, frequentemente com sintomas de paralisia em uma a duas semanas. Também ocorrem mortes súbitas sem sintomas prévios da doença. Um animal doente pode ser curado, mas continua portador eliminando o agente por meses. As aves infectadas podem apresentar a forma aguda, subaguda, crônica ou subclínica da doença, sendo a última a forma mais comum ([Casagrande et al., 2014a](#)).

Na forma subclínica os sintomas não são frequentes, na forma aguda os sistemas respiratório, digestório, urinário e nervoso podem ser comprometidos ([Raso et al., 2002](#)). Além disso, segundo [Araujo et al., \(2019a, 2019b\)](#) na forma aguda pode ser observado peritonite fibrinosa, aerossaculite, pneumonia, hepatomegalia, nefrite, peritonite, além de outros sintomas. Emagrecimento, conjuntivite, e descargas nasais são sintomas comuns na forma crônica. Outros sintomas como hipertermia, excreções oculares e diminuição na quantidade de ovos também são vistos ([Raso et al., 2002](#)). Outro fator possível de ser observado em casos crônicos segundo [Araujo et al. \(2019a\)](#) são granulomas no fígado e pulmões.

Diagnóstico

A complexa epidemiologia da clamidiose aviária é responsável pela dificuldade encontrada pelo médico veterinário para confirmação laboratorial, como também a obtenção do diagnóstico clínico preciso, o sucesso do tratamento da ave e, principalmente, a prevenção e o controle da doença ([Godoy & Cubas, 2006](#)). O diagnóstico *antemorten* requer uma combinação de testes e associação com sinais clínicos e histórico e, muitas vezes, representa um desafio ao médico veterinário ([Raso et al., 2002](#)). O sucesso do tratamento e prevenção da doença está intrinsecamente relacionado ao correto diagnóstico. É importante que seja realizado o mais rápido possível devido à sua alta mortalidade e seu potencial zoonótico ([Casagrande et al., 2014a](#)). A hospitalização se faz necessária na maioria dos casos ([Grespan & Raso, 2014](#); [Leal, 2013](#); [Moschioni et al., 2001](#); [Reavill & Dorrestein, 2018](#)).

O diagnóstico é obtido pelo isolamento e/ou pela detecção do agente etiológico (por ser uma bactéria intracelular obrigatória, necessita um correto armazenamento das amostras, em laboratórios com alto

nível de biossegurança, o que dificulta a realização do procedimento na rotina de diagnóstico ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2010, 2011](#); [Sachse et al., 2009, 2012](#), métodos moleculares e imuno-histoquímicos de secções histológicas (técnicas promissoras no futuro), testes serológicos como fixação do complemento, enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA), microimunofluorescência ou imunodifusão em agar-gel e histopatologia ([Mitchel & Tully, 2009](#); [Tully, 2006](#)).

O método de isolamento pode ser realizado em cultura de células ou no saco vitelino de ovos embrionados, com posterior identificação da *C. psittaci* por meio das colorações ([Grespan & Raso, 2014](#); [Leal, 2013](#); [Moschioni et al., 2001](#); [Reavill & Dorrestein, 2018](#)). A colheita de várias amostras deve ser realizada de 3 a 5 dias consecutivos, em animais vivos, antes da administração de antibióticos, a fim de aumentar a possibilidade de detecção do agente ([Raso, 2014a](#)). Testes sensíveis e específicos como ELISA estão disponíveis para detecção de antígenos de clamídia. O teste inicial foi desenvolvido para a espécie *Chlamydophila trachomatis*; porém, por se tratar de detecção através do antígeno LPS clamidial é utilizado com sucesso para detecção de *C. psittaci* ([Sachse et al., 2009, 2012](#)). Embora esses testes de sucesso demonstrem a presença de clamídia, geralmente não permitem a identificação da respectiva espécie, sorotipo ou subtipo envolvido. Isso ocorre porque muitos dos testes envolvem o uso de manchas citoquímicas não específicas ou de mAbs com base em antígenos específicos de Chlamydiaceae, como LPS de clamídia ([Sachse et al., 2009, 2012](#)).

De acordo com [Sachse et al. \(2009\)](#) métodos baseados em moléculas, utilizando tecnologia de PCR e microarray de DNA, foram desenvolvidos para detectar ácido nucleico de clamídia preparado a partir de tecido e *swab* espécimes. Essas técnicas revolucionaram a identificação de espécies e cepas específicas. A PCR baseia-se na amplificação de DNA que funciona como uma molécula molde. Durante a reação, esse DNA sofre desnaturação e liga-se de forma complementar a primers (sequências iniciadoras) pelo pareamento específico (A/T; C/G) por pontes de hidrogênio. Na presença de uma DNA polimerase termoestável e dos quatro desoxirribonucleotídeos trifosfatos (dATP, dCTP, dGTP e dTTP), sob condições ideais de pH, salinidade e com a presença do cofator da enzima (íons de magnésio bivalentes, Mg²⁺), a síntese de novas fitas de DNA se inicia ([Madani & Peighambari, 2013a](#); [Vilela, 2012a](#)).

Em aves, *swabs* de coana e orofaringe são mais eficazes para o diagnóstico em relação ao *swab* fecal, particularmente durante estágios iniciais da infecção ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Laroucau et al., 2009](#)). A maior frequência de *C. psittaci* em esfregaços cloacais em comparação com os cloacais sugerem maior tempo de pós-exposição à bactéria, uma vez que as infecções iniciais tendem a permanecer principalmente nas vias respiratórias, sendo posteriormente eliminado nas fezes ([Andersen, 1996](#)). A coleta unicamente de amostras fecais pode impossibilitar a detecção de infecções em estágios iniciais, uma vez que a eliminação pelas fezes ocorre após a replicação bacteriana primária no trato respiratório e septicemia ([Vanrompay et al., 2007](#)). Os esfregaços faríngeos podem ser a amostra ideal para o isolamento de clamídia porque são fáceis de obter e devido à localização física próxima à lateral das glândulas nasais e pulmões, ambos conhecidos por serem confiáveis fontes em aves infectadas ([Araujo et al., 2019b](#); [Madani & Peighambari, 2013b](#); [Vilela, 2012b](#)).

O perfil bioquímico da doença aguda pode nos mostrar leucocitose (>40.000/ μ l), heterofilia com desvio à esquerda, monocitose relativa e linfócitos reativos, mesmo assim, esses exames bioquímicos, radiológicos e hematológicos apenas nos sugerem uma possível infecção ([Casagrande et al., 2014b](#); [Raso, 2014b](#)).

As lesões variam de acordo com a evolução da doença, observando-se com frequência esplenomegalia, hepatomegalia com focos necróticos, sinusite, enterite catarral e aerossaculite. Os achados histopatológicos observados são hepatite necrótica granulomatosa associada a severo infiltrado inflamatório predominantemente mononuclear e presença de células gigantes, moderada depleção linfóide, associada a infiltrado granulocítico e enterite sub crônica. Ingluvite fúngica está constantemente associada à clamidiose devido à baixa imunidade dos animais ([Cubas et al., 2014](#)).

No exame citológico de fígado e baço corados com Gimenez modificado é possível em algumas situações visualizar inclusões de corpos elementares e reticulares corados em vermelho, sugestivas de corpúsculos de *Chlamydophila psittaci* ([Cubas et al., 2014](#)). Dentre os diferentes métodos de diagnóstico, a imuno-histoquímica (IHQ) é considerada o método post mortem mais acurado para tecidos fixados em formol ([Ecco et al., 2009](#)).

Tratamento

O tratamento aprovado em aves é realizado com o antibiótico tetraciclina ou rações com clortetraciclina (comercialmente disponíveis) (Freitas, 2011; Raso, 2014b). As tetraciclinas alteram a replicação da bactéria inibindo a síntese de enzimas, o crescimento e a fissão binárias dos corpos reticulares, além de reorganização dos corpos elementares. A alteração do medicamento nos corpos elementares e reticulares é temporária e estes podem retomar a replicação normal em cinco dias, razão pela qual a terapia antimicrobiana é alongada para 30 dias no tratamento da clamidiose em aves (Guzman et al., 2010). Durante todo o tratamento as aves devem ser monitoradas e a medicação reduzida ou suspensa caso sejam detectados sinais de hepatotoxicidade (Godoy & Cubas, 2006). Um medicamento bastante eficaz é a Doxiciclina durante 45 dias (Raso, 2014a) por apresentar melhor absorção e ser eliminada mais lentamente do que as demais tetraciclinas. A dose usada é 1000mg/kg de ração ou 200 à 800mg/l de água. Também podem ser usados quinolonas como as Enrofloxacinas e macrolídios como a Aquinzzitromicina (Cubas et al., 2014). A antibioticoterapia inibe a eliminação do agente pela ave, mas ela ainda continua suscetível a reinfeções pelo mesmo sorotipo ou por sorotipos diferentes (Cubas et al., 2014).

Rações com medicamentos são de fácil administração, mas necessitam de adaptações das aves ao novo alimento e à medicação, além do monitoramento do consumo, pois a aceitação é variável (Costa, 2013).

Clamídia e a saúde pública

A primeira descrição de um surto de psitacose data de 1879 e foi descrita por Jacob Ritter, relacionando a doença a papagaios e tentilhões de estimação. Surtos pandêmicos de psitacose humana em 1929 e 1930 foram associados à importação de pássaros psitacídeos infectados da América do Sul para a Europa e América do Norte (Harkinezhad et al., 2009; Vanrompay, 2020). Na maioria dos países, a psitacose é uma doença de notificação obrigatória e deve ser relatada em 48 horas (Harkinezhad et al., 2009; Vanrompay, 2020). Entretanto, no Brasil não se faz necessária a notificação da doença.

A possibilidade de infecção em humanos se deve principalmente à posse de psitacídeos (papagaios, araras, periquitos etc.) como animais de estimação ou ao contato com esses animais por cuidadores ocupacionais e veterinários que trabalham em zoológicos (Bommana & Polkinghorne, 2019; Hulin et al., 2016). O contato próximo e contínuo entre humanos e aves infectadas também pode levar a surtos (Bommana & Polkinghorne, 2019; Hulin et al., 2016).

No homem, é responsável por infecção respiratória decorrente de contato direto ou indireto com aves infectadas, particularmente psitacídeos, pombos, perus ou patos (Banhart et al., 2019; Bayramova et al., 2018; Bommana & Polkinghorne, 2019; Laroucau et al., 2009; Leal, 2013; West, 2011). Pode ser assintomática ou apresentar sintomatologia inespecífica, principalmente relacionada ao trato respiratório (Li et al., 2020; Raso et al., 2002). O manuseio da plumagem e dos tecidos de aves infectadas e, em casos raros, o contato boca-a-bico ou mordedura representam um risco zoonótico.

Após a replicação inicial em células epiteliais e macrófagos do sistema respiratório, as bactérias podem se espalhar por todo o corpo, afetando diferentes órgãos (coração, fígado, trato gastrointestinal). O período de incubação é geralmente de 5 a 14 dias, embora períodos de até 1 mês tenham sido relatados e a doença possa variar de inaparente, como também reconhecido pelos Centros de Controle de Doenças (CDC), a fatal em pacientes não tratados (Li et al., 2020).

A psitacose geralmente causa sintomas semelhantes aos da influenza, e a apresentação clínica pode variar de infecção respiratória leve a pneumonia grave e doença sistêmica (Smith et al., 2005). Em humanos os sintomas são: febre (dura de duas a três semanas), cefaleia, arrepio, perda de apetite, cansaço, acessos de tosse que, inicialmente, é seca, e depois se apresenta na forma de um muco esverdeado. Ainda pode apresentar hemorragia nasal e aumento do volume do baço, quadro clínico semelhante ao de pneumonia atípica (Tully, 2006). Nem todas as infecções causam pneumonia e, portanto, muitas vezes passam despercebidas. Além disso, a psitacose é difícil de diagnosticar na sequência da terapia empírica para pneumonia adquirida na comunidade (Sachse et al., 2014a, 2014b). Clinicamente apresenta-se como uma síndrome gripal com sintomas respiratórios, frequentemente com cefaleia associada, por vezes grave. Não raras vezes, o exame físico é pobre, contudo, a presença de

alterações auscultatórias e hepatoesplenomegalia podem estar presentes. O espectro de gravidade é variável, desde quadros assintomáticos, passando por infecções respiratórias ligeiras e, em extremo, sépsis ([Bayramova et al., 2018](#); [Bommanna & Polkinghorne, 2019](#); [Laroucau et al., 2009](#)). Casos fatais ocorrem em até 25% dos pacientes não tratados e em menos de 1% dos pacientes tratados corretamente. A dificuldade e a demora em reconhecer e tratar a enfermidade são considerados fatores de risco em pacientes humanos ([Moschioni et al., 2001](#)).

O tratamento de eleição é feito com tetraciclina, em particular a doxiciclina, durante 10 a 14 dias.³ Segundo alguns autores, uma duração de 21 dias parece evitar recidivas.^{10,11} Em caso de contraindicação para o seu uso, os macrólidos são uma alternativa eficaz.³ Sob terapêutica adequada, a evolução é favorável, diminuindo a mortalidade para 1%, que não era pré-antibiótica poderia chegar aos 20% ([Freitas, 2011](#); [Raso, 2014b](#)).

Profilaxia

Não há vacinas comerciais disponíveis para a clamidiose em aves. Para o controle da enfermidade, aves recém-chegadas a uma criação devem ser mantidas em quarenta e serem submetidas a exames clínicos e laboratoriais. O manejo sanitário e transporte adequado minimizam a ocorrência da doença clínica ([Quinn, 1994](#)).

Manejes nutricionais e sanitários adequados, destino correto de carcaças e dejetos contaminados ([Pastori & Matos, 2015](#)), destruição de qualquer material e ferramenta que não possam ser desinfetados; limpeza diária de todas as instalações e utensílios alimentares com hipoclorito de sódio; desinfecção com fogo dos recintos e gaiolas; além de realização de vazio sanitário são medidas fundamentais para prevenir a disseminação do agente ([Pastori & Matos, 2015](#)). Vale salientar que convênios entre universidades e centros de triagem são de extrema importância para a ratificação diagnóstica, devendo ainda tais centros dar maior importância à quarentena e procedimentos post mortem ([Raso, 2014b](#)). Durante o manejo ou o manuseio das aves, o uso do avental, máscara, luvas e óculos são medidas para evitar a inalação de partículas infecciosas pelos funcionários. As necropsias devem ser realizadas com cautela, em alguns casos devem ser feitas em cabines de segurança biológica ([Cheong et al., 2019](#); [Ecco et al., 2009](#); [Vanrompay, 2020](#)).

Considerações finais

Tendo em vista os males causados pela clamidiose em animais e humanos, constata-se a importância, de modo negativo, da doença. Visando que no Brasil a notificação não é obrigatória, e muitos tutores e criadores de aves silvestres não possuem conhecimento acerca da doença, a suscetibilidade de infecção por *Chlamydophila psittaci* aumenta consideravelmente. Ademais, tal doença é uma zoonose de riscos relevantes, e a escassez de estudos e registros de casos impede a compreensão dos números reais da incidência em animais e humanos.

Os métodos de tratamento e diagnósticos ainda são insuficientes e deficientes, posto que o diagnóstico é difícil e funcionários correm o risco de se contaminar fazendo o isolamento do agente, pois não há métodos realmente seguros, além de ser necessário um laboratório de alta biossegurança.

Deste modo, conclui-se que o conhecimento em detrimento de métodos de diagnóstico e sintomatologia são subjetivos, fazendo-se necessário investimento em pesquisas, remédios e formas precoces de diagnóstico. O objetivo desta revisão foi unir informações úteis e relevantes para que o leitor se informe, saiba o prejuízo causado em criadouros de aves, os possíveis sintomas e tratamentos, e tenha consciência da relevância da doença, para que desta forma, as consequências não sejam subestimadas.

Referências bibliográficas

- Andersen, A. A. (1996). Comparison of pharyngeal, fecal and cloacal samples for the isolation of *Chlamydia psittaci* from cockatiels and experimentally infected turkeys. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. 8 (4), 448-450. <https://doi.org/10.1177%2F104063879600800407>

- Banhart, S., Schäfer, E. K., Gensch, J.-M., & Heuer, D. (2019). Sphingolipid metabolism and transport in *Chlamydia trachomatis* and *Chlamydia psittaci* infections. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*, 7, 223. <https://doi.org/10.3389/fcell.2019.00223>.
- Araujo, S. A. A., Pereira, W. L. A., Silva, S. P. da, Cardoso, J. F., Silva Filho, E., Bernal, M. K. M., Mendes, F. F., & Nunes, M. R. T. (2019a). Clinical and molecular diagnosis of *Chlamydomphila* in captive parrots in Pará State, Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*, 40(6), 2603–2612. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n6p2603>.
- Araujo, S. A. A., Pereira, W. L. A., Silva, S. P. da, Cardoso, J. F., Silva Filho, E., Bernal, M. K. M., Mendes, F. F., & Nunes, M. R. T. (2019b). Clinical and molecular diagnosis of *Chlamydomphila* in captive parrots in Pará State, Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*, 40(6), 2603–2612. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n6p2603>.
- Barone, G. (2015). *Tratado de medicina veterinária*. Guanabara Koogan S.A.
- Bayramova, F., Jacquier, N., & Greub, G. (2018). Insight in the biology of Chlamydia-related bacteria. *Microbes and Infection*, 20(7–8), 432–440. <https://doi.org/10.1016/j.micinf.2017.11.008>.
- Bicalho, F. S. B. (2010). Clamidiofiloses dos Animais: vamos conhecer um pouco mais sobre estas doenças. *Revista Veterinária e Zootecnia Em Minas, Artigo Técnico 2*:
- Bommana, S., & Polkinghorne, A. (2019). Mini review: antimicrobial control of chlamydial infections in animals: current practices and issues. *Frontiers in Microbiology*, 10, 1–9. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00113>.
- Burt, S. A., Röring, R. E., & Heijne, M. (2018). Chlamydia psittaci and C. avium in feral pigeon (*Columba livia domestica*) droppings in two cities in the Netherlands. *Veterinary Quarterly*, 38(1), 63–66. <https://doi.org/10.1080/01652176.2018.1482028>.
- Casagrande, R. A., Machado, V. R., Souza, S. O. de, Watanabe, T. T. N., Sonne, L., Pavarini, S. P., & Driemeier, D. (2014a). Diagnóstico imuno-histoquímico e caracterização anatomopatológica de clamidiose em psitacídeos. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 34(9), 885–890. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2014000900013>.
- Casagrande, R. A., Machado, V. R., Souza, S. O. de, Watanabe, T. T. N., Sonne, L., Pavarini, S. P., & Driemeier, D. (2014b). Diagnóstico imuno-histoquímico e caracterização anatomopatológica de clamidiose em psitacídeos. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 34(9), 885–890. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2014000900013>.
- Cheong, H. C., Lee, C. Y. Q., Cheok, Y. Y., Tan, G. M. Y., Looi, C. Y., & Wong, W. F. (2019). Chlamydiaceae: diseases in primary hosts and zoonosis. *Microorganisms*, 7(5), 146–163. <https://doi.org/10.3390/microorganisms7050146>.
- Costa, D. R. L. F., & Ferreira, F. M. (2018). O direito dos animais de companhia. *Revista Brasileira de Direito Animal*, 13(2), 24–39. <https://doi.org/10.9771/rbda.v13i2.27939>.
- Cubas, Z. S., Silva, J. C. R., & Dias, J. L. C. (2014). *Tratado de animais selvagens-medicina veterinária*. Editora Roca.
- Ecco, R., Preis, I. S., Martins, N. R. S., Vilela, D. A. R., & Shivaprasad, H. L. (2009). An outbreak of chlamydiosis in captive psittacines. *Brazilian Journal Veterinary Pathology*, 2(2), 85–90.
- Everett, K. D. E., Bush, R. M., Andersen, A.A. (1999). Emended description of the order Chlamydiales, proposal of Parachlamydiaceae fam. nov. and Simkaniaceae fam. nov., each containing one monotypic genus, revised taxonomy of the family Chlamydiaceae, including a new genus and five new species, and standards for the identification of organisms. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 49
- Freitas, A. I. A. (2011). Tratamento de uma ave doméstica calopsita apresentando quadro clínico de clamidiose-Relato de caso. *PUBVET*, 5(30), Art-1192. <https://doi.org/10.22256/pubvet.v5n30.1195>.
- Gerlach, H. (1994). Chlamydia. In: Ritchie, B.W. et al. *Avian Medicine: Principles and Application*. Florida: Wingers.
- Godoy, S.N. & Cubas, Z.S. (2006). Algumas doenças de aves ornamentais, *Brasília, DF,20*.
- Grespan, A. (2009). *Clamidiose em calopsitas (Nymphicus hollandicus): perfil do proprietário e ensaio terapêutico*. Universidade de São Paulo.

- Grespan, A., & Raso, T. F. (2014). Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). In Z. S. Cubas, L. C. R. Silva, & J. L. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de animais selvagens: Medicina Veterinária* (pp. 550–589). Roca, Brasil.
- Guzman, D. S. M., Diaz-Figueroa, O., Tully, T., Ciembor, P., Morgan, T., Walden, M., Poston, R. P., Flammer, K., Mitchell, M. A. & Ritchie, B. (2010). Evaluating 21-day doxycycline and azithromycin treatments for experimental *Chlamydia psittaci* infection in Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 24(1), 35–45. <https://doi.org/10.1647/2009-009r.1>
- Harkinezhad, T., Geens, T., & Vanrompay, D. (2009). *Chlamydia psittaci* infections in birds: a review with emphasis on zoonotic consequences. *Veterinary Microbiology*, 135(1–2), 68–77. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2008.09.046>.
- Hulin, V., Bernard, P., Vorimore, F., Aaziz, R., Cléva, D., Robineau, J., Durand, B., Angelis, L., Siarkou, V. I., & Laroucau, K. (2016). Assessment of *Chlamydia psittaci* shedding and environmental contamination as potential sources of worker exposure throughout the mule duck breeding process. *Applied and Environmental Microbiology*, 82(5), 1504–1518. <https://doi.org/10.1128/AEM.03179-15>.
- Krawiec, M., Piasecki, T., & Wieliczko, A. (2015). Prevalence of *Chlamydia psittaci* and other *Chlamydia* species in wild birds in Poland. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 15(11), 652–655. <https://doi.org/10.1089/vbz.2015.1814>.
- Laroucau, K., Barbeyrac, B., Vorimore, F., Clerc, M., Bertin, C., Harkinezhad, T., Verminnen, K., Obeniche, F., Capek, I., & Bébéar, C. (2009). Chlamydial infections in duck farms associated with human cases of psittacosis in France. *Veterinary Microbiology*, 135(1–2), 82–89.
- Leal, D. C. (2013). *Epidemiologia da infecção por Chlamydia psittaci em Psittaciformes e Columbiformes no estado da Bahia*. Universidade Federal da Bahia.
- Li, Z., Liu, P., Hou, J., Xu, G., Zhang, J., Lei, Y., Lou, Z., Liang, L., Wen, Y., & Zhou, J. (2020). Detection of *Chlamydia psittaci* and *Chlamydia ibidis* in the Endangered Crested Ibis (*Nipponia nippon*). *Epidemiology & Infection*, 148, 1–5. <https://doi.org/10.1017/S0950268819002231>.
- Madani, S. A., & Peighambari, S. M. (2013a). PCR-based diagnosis, molecular characterization and detection of atypical strains of avian *Chlamydia psittaci* in companion and wild birds. *Avian Pathology*, 42(1), 38–44. <https://doi.org/10.1080/03079457.2012.757288>.
- Madani, S. A., & Peighambari, S. M. (2013b). PCR-based diagnosis, molecular characterization and detection of atypical strains of avian *Chlamydia psittaci* in companion and wild birds. *Avian Pathology*, 42(1), 38–44. <https://doi.org/10.1080/03079457.2012.757288>.
- Mitchel, M. L., & Tully, T. N. (2009). *Manual of exotic pet practice*. Elsevier Science Health Science Division. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4160-0119-5.X5001-X>.
- Moschioni, C., Faria, H. P., Reis, M. A. S., & Silva, E. U. (2001). Pneumonia grave por " *Chlamydia psittaci*". *Jornal de Pneumologia*, 27(4), 219–222. <https://doi.org/10.1590/s0102-35862001000400008>
- Pastori, É. O., & Matos, L. G. (2015). Da paixão à “ajuda animalitária”: o paradoxo do “amor incondicional” no cuidado e no abandono de animais de estimação. *Caderno Eletrônico de Ciências Sociais*, 3(1), 112–132. <https://doi.org/10.24305/cadecs.v3i1.12277>.
- Proença, L. M., Carvalho, C. M., Costa, E. L., Carvalho, A. M., & Fagliari, J. J. (2010). Estudo epidemiológico e avaliação de diferentes protocolos de tratamento para *Chlamydia psittaci* em aves de companhia no Distrito Federal. *Anais Do XIII Congresso ABRAVAS*, 5–8.
- Proença, L. M., Fagliari, J. J., & Raso, T. de F. (2011). Infecção por *C. psittaci*: uma revisão com ênfase em psitacídeos. *Ciência Rural*, 41(5), 841–847. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782011000500017>.
- Quinn, P. J. (1994). *Clinical veterinary microbiology* (Issue SF 780.2. C54 1994).
- Quinn, P. J., Markey, B. K., Leonard, F. C., Fitzpatrick, E. S., & Fanning, S. (2018). *Microbiologia veterinária essencial*. Artmed Editora.
- Raso, T. F. (2014a). Clamidiose – Novas abordagens diagnósticas e terapêuticas. In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva, & J. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de animais selvagens: Medicina veterinária* (pp. 1382–1388). Roca, Brasil.

- Raso, T. F. (2014b). Clamidiose – Novas abordagens diagnósticas e terapêuticas. In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva, & J. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de animais selvagens: Medicina veterinária* (pp. 1382–1388). Roca, Brasil.
- Raso, T. F., Berchieri Júnior, Â., & Pinto, A. A. (2002). Evidence of *Chlamydophila psittaci* infection in captive Amazon parrots in Brazil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 33(2), 118–121. [https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2002\)033\[0118:EOCPH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2002)033[0118:EOCPH]2.0.CO;2).
- Reavill, D. R., & Dorrestein, G. (2018). Psittacines, Coliiformes, Musophagiformes, Cuculiformes. In K. A. Terio, D. Mcaloose, & J. Leger (Eds.), *Pathology of Wildlife and Zoo Animals* (pp. 775–798). Elsevier Saunders.
- Sachse, K., Kuehlewind, S., Ruettinger, A., Schubert, E., & Rohde, G. (2012). More than classical *Chlamydia psittaci* in urban pigeons. *Veterinary Microbiology*, 157(3–4), 476–480. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2012.01.002>.
- Sachse, K., Laroucau, K., Riege, K., Wehner, S., Dilcher, M., Creasy, H. H., Weidmann, M., Myers, G., Vorimore, F., & Vicari, N. (2014a). Evidence for the existence of two new members of the family Chlamydiaceae and proposal of *Chlamydia avium* sp. nov. and *Chlamydia gallinacea* sp. nov. *Systematic and Applied Microbiology*, 37(2), 79–88.
- Sachse, K., Laroucau, K., Riege, K., Wehner, S., Dilcher, M., Creasy, H. H., Weidmann, M., Myers, G., Vorimore, F., & Vicari, N. (2014b). Evidence for the existence of two new members of the family Chlamydiaceae and proposal of *Chlamydia avium* sp. nov. and *Chlamydia gallinacea* sp. nov. *Systematic and Applied Microbiology*, 37(2), 79–88.
- Sachse, K., Laroucau, K., Vorimore, F., Magnino, S., Feige, J., Müller, W., Kube, S., Hotzel, H., Schubert, E., & Slickers, P. (2009). DNA microarray-based genotyping of *Chlamydophila psittaci* strains from culture and clinical samples. *Veterinary Microbiology*, 135(1–2), 22–30. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2008.09.041>.
- Smith, K. A., Campbell, C. T., Murphy, J., Stobierski, M. G. & Tengelsen, L. A. (2005). Compendium of measures to control *Chlamydophila psittaci* infection among humans (psittacosis) and pet birds (avian chlamydiosis). 2010 Associação Nacional de Veterinários Estaduais de Saúde Pública (NASPHV). *Journal of Exotic Pet Medicine*, 20(1), 32–45. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2010.11.007>
- Tully, T. N. (2006). Update on *Chlamydophila psittaci*: A Short Comment. In G. J. Harrison & T. L. Lightfoot (Eds.), *Clinical Avian Medicine* (p. 680).
- Vanrompay, D. (2020). Avian Chlamydiosi. In D. E. Swayne (Ed.), *Diseases of Poultry* (pp. 1086–1107). Wiley-Blackwell.
- Vilela, D. A. R. (2012a). *Diagnóstico da situação dos animais silvestres recebidos nos CETAS brasileiros e chlamydophila psittaci em papagaios Amazona aestiva no CETAS de Belo Horizonte*. Universidade Federal de Minas Gerais.
- Vilela, D. A. R. (2012b). *Diagnóstico da situação dos animais silvestres recebidos nos CETAS brasileiros e chlamydophila psittaci em papagaios Amazona aestiva no CETAS de Belo Horizonte*. Universidade Federal de Minas Gerais.
- West, A. (2011). A brief review of *Chlamydophila psittaci* in birds and humans. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 20(1), 18–20. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2010.11.006>.

1

Histórico do artigo:**Recebido:** 7 de fevereiro de 2023**Aprovado:** 22 de fevereiro de 2023**Licenciamento:** Este artigo é publicado na modalidade Acesso Aberto sob a licença Creative Commons Atribuição 4.0 (CC-BY 4.0), a qual permite uso irrestrito, distribuição, reprodução em qualquer meio, desde que o autor e a fonte sejam devidamente creditados