

Clamidiose aviária: Revisão

Ronaldo José Piccoli¹, Joice Aparecida de Andrade², Aline de Marco Viott^{3*}

¹Discente do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal da Universidade Federal do Paraná, Patologia Animal. Palotina-PR Brasil.

²Médica Veterinária Residente da Universidade Federal do Paraná, Programa de Residência Veterinária – Parasitologia Veterinária. Palotina-PR Brasil.

³Professora da Universidade Federal do Paraná, Departamento de Ciências Veterinárias. Palotina – PR Brasil.

*Autor para correspondência, E-mail: alinedemarco@yahoo.com.br

Resumo. A clamidiose é umas das afecções de caráter zoonótico mais importante das aves. A doença tem caráter cosmopolita e é listada em diversas espécies animais, inclusive no ser humano. No Brasil, os dados epidemiológicos sobre clamidiose são escassos, principalmente devido à dificuldade de diagnóstico ou acesso a esse. O objetivo dessa revisão é abordar os aspectos fundamentais da clamidiose aviária como patogenia, apresentações clínicas e formas de diagnóstico, além de enfatizar a importância dessa doença na saúde única.

Palavras-chave: Psitacose, zoonose, saúde única

Avian chlamydiosis: Review

Abstract. Chlamydiosis is one of the most important zoonotic diseases of birds. The disease has a cosmopolitan character and is listed in several animal species, including humans. In Brazil, epidemiological data on chlamydiosis are scarce, mainly due to the difficulty of diagnosis or access to it. The purpose of this review is to address the fundamental aspects of avian chlamydiosis such as pathogenesis, clinical presentations and forms of diagnosis, in addition to emphasizing the importance of this disease in unique health.

Keywords: Psittacosis, zoonosis, one health

Introdução

O aumento da proximidade das aves com o homem, bem como a manutenção e criação de zoológicos dedicados a esses indivíduos possibilita maior contato com os agentes causadores de doenças nesses animais, sendo muitos deles de caráter zoonótico ([Proença et al., 2011](#); [Vasconcelos et al., 2013](#)). Logo, estudos acerca do *status* sanitário dos animais, bem como causas *mortis* e monitoração de populações de vida livre e cativeiro contribuem e muito com a vigilância em saúde e a prevenção de zoonoses.

No Brasil, de maneira geral, são escassos os dados sobre a epidemiologia das doenças aviárias, sendo esses muitas vezes subestimados ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2002](#)). A clamidiose é sem dúvida uma das doenças aviárias, de caráter zoonótico, de maior importância, e causa sérios prejuízos à saúde humana e de outros animais ([Braz et al., 2014](#)), impactando na produção e manutenção de aves, na conservação das espécies e na saúde pública.

Clamidiose Aviária

A clamidiose constitui uma das mais importantes zoonoses de origem aviária, a doença também pode ser denominada de ornitose, clamidofilose ou psitacose ([Hulin et al., 2016](#)). A doença foi descrita primariamente em humanos em 1895 ([Brown, 2010](#); [Harcourt-brown, 2010](#); [West, 2011](#)), nesse período constatou-se a presença de um agente infeccioso, transmitido pelos papagaios, fato que acabou por

nomear a doença de psitacose ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2002](#)). Inicialmente o agente foi classificado como vírus, depois, riquetsia e atualmente pertence ao grupo das clamídias ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2002](#)). A *Chlamydia psittaci* foi devidamente identificada apenas em 1968, por apresentar características como inabilidade de acumular glicogênio nas inclusões e a resistência as sulfadiazinas, que contribuíram para a sua diferenciação da *Chlamydia trachomatis*.

Ao passar dos anos o agente foi classificado e reclassificado quanto ao seu gênero, entre *Chlamydophila psittaci* e *Chlamydia psittaci*, assim como outras espécies de clamídias. Os principais motivos para a troca de nomenclatura e classificação do agente se deu pelas inúmeras incertezas acerca da natureza microbiana do organismo, logo, as alterações decorreram dos avanços e descobertas sobre os aspectos morfológicos, modos de replicação e os métodos empregados para a detecção e identificação do agente ([Kaleta & Taday, 2003](#)). Apesar de evidências filogenéticas listadas por outros autores, Sachse et al. (2015) propuseram a união de todos os organismos da família *Chlamydiaceae* sob um único gênero, *Chlamydia*, uma vez que as características quimiotaxonômicas e fenotípicas das diferentes espécies de clamídia não são suficientemente específicas para serem usadas como um clivo taxonômico.

No decorrer da história vários surtos da doença foram registrados, como o de 1929, em que houve uma verdadeira pandemia da doença na Europa e América do Norte, por conta da importação de psitacídeos da América do Sul ([West, 2011](#)). As infecções por *Chlamydia* sp. são relatadas em vários pontos do mundo, a sua importância se dá pelos impactos gerados à economia, com perdas de produtividade e de aves aos proprietários, e aos gerados a saúde pública, dado ao potencial zoonótico dos agentes ([Laroucau et al., 2009](#)).

O número de espécies aviárias acometidas pela *C. psittaci* tem aumentado, cerca de 469 espécies de aves distribuídas em 30 diferentes Ordens já apresentaram registro para o agente ([Kaleta & Taday, 2003](#)). Dentre as ordens que apresentam maiores taxas de infecção e atuam como principais reservatórios de *Chlamydia psittaci* destacam-se os columbiformes e psittaciformes, contudo, aves pertencentes a outras ordens como gaivotas, garças, patos, melro, irauanas e pardais são reservatórios comuns e importantes ([Araujo et al., 2019](#); [Chahota et al., 2006](#); [Guo et al., 2016](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Madani & Peighambari, 2013](#)).

Etiologia

As bactérias do gênero *Chlamydia* são conhecidas como agentes infectantes e causadores de doenças em várias classes animais, como anfíbios, répteis, aves e mamíferos ([Kaleta & Taday, 2003](#)). A clamidiose é uma doença cosmopolita, de caráter infeccioso causada pelas bactérias Gram-negativas do gênero *Chlamydia*, nas aves, a principal espécie é *Chlamydia psittaci*, esse agente possui característica de grande infectividade e parasitismo intracelular obrigatório ([Guo et al., 2016](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Kaleta & Taday, 2003](#); [Laroucau et al., 2009](#); [Leal et al., 2015](#); [Li et al., 2020](#); [Poppert et al., 2002](#); [Reavill & Dorrestein, 2018](#); [Sachse et al., 2014, 2015](#); [Tully, 2006](#); [West, 2011](#)). O organismo apresenta tamanho variado, com 200x1500nm ou mais ([Proença et al., 2011](#)).

O gênero *Chlamydia* alberga 13 espécies reconhecidas, a saber: *C. abortus*, *C. caviae*, *C. felis*, *C. muridarum*, *C. psittaci*, *C. pecorum*, *C. pneumonia*, *C. suis*, *C. trachomatis*, *C. serpentis*, *C. poikilothermis*, *C. avium* e *C. gallinacea* ([Bommana & Polkinghorne, 2019](#); [Cheong et al., 2019](#)). Acrescido a essas, atualmente existem três táxon *Candidatus*, a saber: *Candidatus Chlamydia ibidis*, *Ca. C. corallus* e *Ca. C. sanzinia* ([Cheong et al., 2019](#)). Cada uma das espécies, de acordo com Sachse et al. (2014), apresenta predileção por determinados hospedeiros, como a exemplo das espécies *C. caviae* e *C. felis* que tem sido vinculadas as infecções em cobaias e felinos, respectivamente. Apesar da característica espécie-específica desses organismos, algumas espécies como *C. pneumonia* e *C. psittaci* apresentam uma gama mais variada de hospedeiros, sendo a última vinculada a infecções em aves, humanos, bovinos, equinos, suínos e outro animais ([Schnee et al., 2018](#)).

Até pouco tempo a *C. psittaci* era considerada a única a infectar aves, todavia Sachse et al. (2014), em seu trabalho relataram a ocorrência de duas novas espécies isoladas de aves a *C. avium* e *C. gallinacea*. Casos de aves positivas para *C. abortus*, *C. pecorum*, *C. suis*, *C. trachomatis* e *C. muridarum* têm sido relatados, apesar da importância epidemiológica desse fato não ser bem esclarecida ([Guo et al., 2016](#); [Sachse et al., 2012](#)). Todas as espécies de clamídias possuem potencial zoonótico ([Li et al., 2020](#)),

uma vez que é evidente a capacidade de vencer a barreira hospedeiro e, portanto, infectar novos hospedeiros, inclusive seres humanos, o que torna a epidemiologia da doença bastante complexa ([Guo et al., 2016](#)).

Dentre as espécies que acometem aves a *C. psittaci* tem capacidade zoonótica bem esclarecida. Embora, já existam importantes associações entre outras espécies, como a *C. gallinacea*, e doenças em humanos, os aspectos de patogenicidade e potencial zoonótico ainda necessitam de uma investigação sistemática ([Guo et al., 2016](#); [Laroucau et al., 2009](#)).

A *C. psittaci* apresenta um ciclo de desenvolvimento caracterizado em duas fases distintas, que diferem em sua morfologia e sua função, a saber: o corpo elementar (ce) e o corpo reticular (cr) ([Ferreira, 2014](#); [Poppert et al., 2002](#); [Raso et al., 2006](#); [Reavill & Dorrestein, 2018](#); [Vasconcelos et al., 2013](#)), o ce apresenta tamanho menor (0,3 µm), uma cromatina mais densa e agrupada na periferia da célula. a forma de cr apresenta maior tamanho (0,5 – 1,6µm) e com cromatina dispersa, uma vez que essa é forma replicante do organismo ([Bayramova et al., 2018](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2011](#)).

Todas as formas do organismo têm em sua membrana externa a *major outer membrane protein* (MOMP), que constitui 60% do total de proteínas da membrana externa, sendo esse importante à infecção clamidial ([Fernandes et al., 2013](#); [Ferreira, 2014](#)). Além disso a MOMP tem sido foco de estudo para desenvolvimento de agente profilático, como vacinas ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2011](#)). O conhecimento da porção MOMP mostra-se importante para determinar os diferentes sorotipos do organismo, uma vez que o gene que codifica a proteína, o gene *ompA*, possui cinco regiões de sequência variável e conservada ([Vanrompay, 2020](#)).

Os sorotipos de *C. psittaci* são divididos em A, B, C, D, E, F, EB, 1V, 6N, Mat116, R54, YP84, CPX308, I, J, M56 e WC ([Li et al., 2020](#); [Madan et al., 2011](#); [Sachse et al., 2009](#)). Os sorotipos apresentam distribuição entre as ordens e espécies de aves, como o sorotipo A que é endêmico de psitacídeos, sorotipo B comumente isolado de pombos, sorotipo C isolado em patos e gansos, o sorotipo D altamente virulento e correlato as infecções em perus, o sorotipo F isolado em psitacídeos e perus, o sorotipo E que apresenta uma menor especificidade, sendo isolados de pombos, ratitas, patos e perus, assim como o sorotipo EB, isolado principalmente de patos, perus e pombos ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2011](#); [Sachse et al., 2009](#)). Os sorotipos M56 e WC foram isolados de epizootias em rato-almiscarado (*Ondatra zibethicus*) e bovinos, respectivamente ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2011](#); [Sachse et al., 2009](#)).

Patogênese

A patogênese da doença na célula eucariota tem início pela endocitose ou fagocitose da forma infectante (CE), que de acordo com [Banhart et al. \(2019\)](#), ocorre mediado por receptores, como adesinas bacterianas, receptores das células do hospedeiro e proteoglicanos de heparan sulfato. Uma vez fagocitadas as estruturas clamídias são alojadas dentro de inclusões, que nada mais são que vacúolos não acidificados, dentro dessas estruturas as células bacterianas secretam substâncias que impedem a ligação do lisossoma ao endossoma, e ali passam a forma ativa (CR), caracterizada pela alta taxa de divisão binária. As inclusões, além de serem de extrema importância por acomodarem os CR que são instáveis osmoticamente, são pontos importantes de fuga do sistema imune, por parte do agente. Logo, após as sucessivas divisões dar-se-á a ruptura e morte da célula hospedeira, liberando no local formas infectantes e formas ativas ou ainda o processo de extrusão, em que a inclusão é liberada para o tecido ainda envolta pela membrana plasmática das células hospedeiras ([Banhart et al., 2019](#); [Poppert et al., 2002](#); [Proença et al., 2011](#)). Todavia, nos casos de infecções persistentes, associadas aos casos crônicos da doença, algumas clamídias têm seu desenvolvimento incompleto, não atingem o estado de corpo reticular, permanecem em uma fase intermediária com formatos aberrantes, como a apresentação oval, com metabolismo ativo e formação de pequenas inclusões, e são denominadas como corpos aberrantes ([Banhart et al., 2019](#); [Bayramova et al., 2018](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Leal et al., 2015](#)). A formação de corpos aberrantes é uma resposta do agente etiológico frente a condições desfavoráveis, comumente associadas a privação de nutrientes ou resposta imunológica do hospedeiro, essa forma é que permite a sobrevivência das clamídias por longos prazos nas células do hospedeiro ([Cheong et al., 2019](#)).

As estruturas bacterianas, uma vez dentro da célula, organizam-se pela periferia e próximo aos complexos de Golgi, além disso, os corpos elementares impedem a fusão dos lisossomos e outras organelas ao vacúolo, após oito horas de infecção tem-se início a replicação do agente ([Bayramova et al., 2018](#); [Harkinezhad et al., 2009](#)). Diversas estruturas mitocondriais são recrutadas ao vacúolo de inclusão, uma vez que a demanda de ATP necessária pela *Chlamydia psittaci* em sua fase de replicação é alta, e diferente de outras espécies de clamídias, essa espécie não é capaz de suprir totalmente sua demanda energética ([Harkinezhad et al., 2009](#)). Diferente de outros organismos que realizam a replicação livre no citosol e que conseguem, portanto, acessar os nutrientes dispersos no citoplasma, organismos como a *Chlamydia psittaci* necessitam de mecanismos que permitam a importação de nutrientes para dentro do vacúolo de inclusão, todavia os mecanismos ainda não estão totalmente claros, sabe-se que a membrana dos vacúolos de inclusão são permeáveis a moléculas de 100 a 520 Da. Contudo, o transporte de substâncias de maior peso molecular dependeriam de transportadores de membrana, até então não identificados nos vacúolos de inclusão ([Harkinezhad et al., 2009](#)).

Transmissão

Nas aves a transmissão e infecção pelo agente se dá principalmente por via aerógena, pela inalação das excretas secas, secreções oftálmicas e secreções do sistema respiratório de aves infectadas. Além disso, em menor importância relata-se a transmissão de forma vertical, pelo ovo, e pela picada de insetos hematófagos ([Harkinezhad et al., 2009](#); [Proença et al., 2011](#); [West, 2011](#)). Alimentos e fômites contaminados podem atuar como fonte de infecção para os animais, logo, a higiene e qualidade do alimento são fatores importantes a serem considerados, uma vez que o agente pode manter-se viável por até 30 dias nas excretas e roupas contaminadas ([Harkinezhad et al., 2009](#)). O período de incubação varia de três dias a várias semanas ([West, 2011](#)).

A eliminação intermitente e prolongada do agente nas excreções das aves infectadas, com manifestações clínicas ou não, característica desse agente, contribui para que a afeção tenha se tornado uma preocupação à saúde pública, pois contribui para a contaminação ambiental e sua disseminação à outras aves e/ou seres humanos ([Araujo et al., 2019](#); [Braz et al., 2014](#); [Raso, 2014](#); [Raso et al., 2002](#)). Madani & Peighambari (2013) não evidenciaram diferença estatística entre a eliminação do agente nas diferentes estações do ano, o que contrapõe uma ideia de sazonalidade.

Manifestações clínicas

Nas aves as manifestações clínicas da doença vão desde infecções inaparentes ou subclínicas até a instalação de doença sistêmica grave com alta mortalidade ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2002](#)). Os quadros clínicos variam de acordo com a espécie envolvida, o estágio de desenvolvimento da ave e seu *status* imune, além das condições inerentes ao manejo desses animais. Somado aos fatores ligados ao hospedeiro, o grau de patogenicidade difere em decorrência dos sorotipos envolvidos ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2002](#); [West, 2011](#)).

Os animais acometidos podem apresentar quadros de anorexia, emaciação, diarreia amarelo-esverdeada (alteração na coloração dos uratos devido a biliverdinúria), penas eriçadas, conjuntivite, blefarite, rinite, aerossaculite, vasculite, pneumonia, pericardite, enterite, celomite, hepatite, esplenite, glomerulonefrite, hepatomegalia e esplenomegalia ([Harcourt-brown, 2010](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Leal et al., 2015](#); [Raso et al., 2002](#); [West, 2011](#)). Fatores como subnutrição, estresse, mudanças bruscas de temperatura, superlotação e transporte prolongado favorecem a reativação da eliminação do agente em aves assintomáticas ([Araujo et al., 2019](#); [Harkinezhad et al., 2009](#); [Leal et al., 2015](#); [Madani et al., 2014](#); [Proença et al., 2011](#)).

Alterações anatomopatológicas

As alterações anatomopatológicas podem ser bastante variadas nos casos de clamidiose, uma vez que não há alterações patognomônicas nessa doença ([Schnee et al., 2018](#); [Raso et al., 2006](#)). Contudo, as lesões de clamidiose mais comuns entre as diversas espécies aviárias são hepatomegalia, esplenomegalia, aerossaculite, pericardite e enterite ([Proença et al., 2011](#); [Raso et al., 2006](#); [Reavill & Dorrestein, 2018](#); [Schmidt et al., 2015](#)). No trabalho de Ecco et al. (2009) e Casagrande et al. (2014) os animais demonstraram emaciação, pontuado pela pobre condição corpórea, inglúvio repleto de alimento,

além de hepatomegalia e esplenomegalia acentuadas. De acordo com Raso (2007) e Proença et al. (2011), além do aumento de tamanho, o baço pode apresentar-se mais friável e conter focos necróticos esbranquiçados ou ainda petéquias na sua superfície. O fígado por sua vez, pode apresentar-se mais friável com alteração na coloração do órgão, tornando-se mais amarelado ou esverdeado, com pequenos focos fibrinosos ou necróticos subcapsular e na superfície de corte (Casagrande et al., 2014; Raso, 2007; Reavill & Dorrestein, 2018; Schmidt et al., 2015).

As alterações encontradas em pericárdio, quando presentes, são o espessamento, congestão e a presença de coleções de exsudato seroso ou fibrinoso (Casagrande et al., 2014; Raso, 2007; Reavill & Dorrestein, 2018; Schmidt et al., 2015). No sistema respiratório, as alterações encontradas são congestão pulmonar, espessamento de sacos aéreos, com aumento da turbidez dessas membranas, além da coleção de exsudato fibrinosupurativo em sua superfície e lúmen (Casagrande et al., 2014; Raso, 2007; Reavill & Dorrestein, 2018; Schmidt et al., 2015). Por fim, Raso (2007) relata que alterações como orquite e epididimite podem ser observadas em perus. Casagrande et al. (2014) relatam casos de animais positivos para o agente sem nenhuma alteração de necropsia.

As alterações na histologia hepática correlatas aos quadros de clamidiose são relacionadas a presença de um infiltrado inflamatório, a priori mononuclear, difuso entre os sinusóides hepáticos; muitos macrófagos contendo pigmento marrom-esverdeado, consistente com pigmento biliar e hemossiderina; áreas multifocais a coalescentes de necrose e associado a essas, um infiltrado inflamatório composto por heterófilos (Casagrande et al., 2014; Ecco et al., 2009; Schmidt et al., 2015). Ainda de acordo com os autores, em alguns casos é possível encontrar macrófagos e hepatócitos contendo o agente etiológico. Nos casos mais crônicos da doença, alterações histológicas como fibrose portal e hiperplasia de ducto biliar podem ocorrer (Casagrande et al., 2014; Schmidt et al., 2015).

As alterações esplênicas são evidenciadas pela perda da arquitetura normal do órgão, áreas multifocais de necrose, aumento no número macrófagos, hiperplasia das células reticulares e plasmocitose, além de exsudação fibrinosa (Casagrande et al., 2014; Ecco et al., 2009; Schmidt et al., 2015). Casagrande et al. (2014) também relataram a presença de hemossiderose.

Nos sacos aéreos o agente induz alterações histológicas como aerossaculite fibrinosa com a deposição e acúmulo de fibrina, infiltrado inflamatório predominantemente linfo-histioplasmocitário e restos de células dos sacos aéreos (Casagrande et al., 2014; Ecco et al., 2009; Raso, 2007; Schmidt et al., 2015). Além dos sacos aéreos, o tecido pulmonar pode apresentar deposição de fibrina e infiltrado por macrófagos no lúmen dos parabrônquios (Casagrande et al., 2014). Assim como na microscopia hepática, no baço e no sistema respiratório é possível a visualização do agente como estruturas puntiformes basofílicas no interior dos macrófagos (Ecco et al., 2009; Schmidt et al., 2015).

Segundo trabalho realizado por Casagrande et al. (2014), alterações histológicas como rarefação ou necrose linfóide da Bursa de Fabricius pode ser evidenciada. Necrose fibrinóide com distribuição multifocal associada a infiltrado linfo-histioplasmocitário perilesional ou múltiplos granulomas, compostos por centros de necrose fibrinóide circundada por células gigantes multinucleadas podem ser observados no tecido renal (Casagrande et al., 2014).

O uso de colorações especiais, como Giemsa e Gimenez modificado (PVK), auxiliam na visualização e identificação do agente no corte histológico (Ecco et al., 2009; Reavill & Dorrestein, 2018). A coloração de Gimenez destacará os pequenos organismos intracelulares, que podem ser encontrados em macrófagos ou em células como hepatócitos, todavia em muitos casos a visualização do agente também é possível fora das células infectadas (Kaleta & Taday, 2003; Reavill & Dorrestein, 2018). Os preparos citológicos frescos tendem a facilitar a leitura e identificação dos agentes, quando comparados aos cortes histológicos (Reavill & Dorrestein, 2018). Todavia, segundo Ecco et al. (2009), a visualização dos corpos de inclusão contendo o organismo é muito raro no tecido aviário.

Diagnóstico

O diagnóstico clínico da clamidiose é de difícil execução, uma vez que não há manifestações clínicas patognomônicas e as alterações encontradas em alguns dos exames complementares como leucocitose, alteração em enzimas hepáticas, aumento da silhueta hepática nos exames radiográficos, esplenomegalia e alterações em sacos aéreos podem apenas sugerir a presença da doença (Proença et al., 2011). De

acordo com Reavill & Dorrestein (2018) deve-se considerar que nenhum teste *ante mortem* certifica que uma ave esteja livre do agente.

O método de diagnóstico preconizado para *Chlamydia psittaci* é o isolamento bacteriano, todavia por ser um organismo com característica de parasitismo intracelular obrigatório faz-se necessário o uso do cultivo celular, o que requer adequações de biossegurança e cuidados no momento da coleta e manutenção da amostra, cuidados de alta dificuldade para a rotina diagnóstica (Casagrande et al., 2014; Proença et al., 2011). A *C. psittaci* é capaz de infectar humanos, logo, deve ser manuseada de forma segura, seguindo medidas de biocontenção. Sendo assim formas alternativas de diagnóstico são adotadas, frente as dificuldades de cultivo e isolamento do organismo, sendo essas classificadas em dois grupos, as de identificação direta, que consiste na identificação da bactéria e a indireta, que busca realizar a detecção de anticorpos contra esses organismos.

Métodos como ensaio imunoenzimático (ELISA), teste de anticorpos fluorescentes, teste de aglutinação dos corpos elementares, teste de imunofluorescência indireta, teste de fixação do complemento direto e modificado, juntamente com PCR são os métodos usados para a detecção da presença do agente (Casagrande et al., 2014; Proença et al., 2011). O PCR é o teste mais utilizado para a detecção desse agente na rotina clínica, uma vez que apresenta alta sensibilidade e especificidade (Proença et al., 2011). Porém, a presença de falsos negativos não é rara, devido a eliminação intermitente do agente (Leal et al., 2015). Além disso, o PCR não permite a diferenciação entre uma ave doente de uma portadora (Casagrande et al., 2014; Proença et al., 2011). A qualidade da amostra é ponto importante, excretas secas, contaminadas com restos de alimento ou material do solo geram maior dificuldade na obtenção de um resultado confiável (Leal et al., 2015).

Comumente amostras de fezes ou mesmo *swabs* cloacais e de orofaringe são usados como material diagnóstico, uma vez que a coleta de amostras de distintos sítios e em momento distintos aumenta a chance de diagnóstico da *C. psittaci* (Leal et al., 2015). De acordo com Rodríguez-Leo et al. (2017) e Araujo et al. (2019), a detecção de clamídias pelos *swabs* cloacais indicam infecções mais crônicas enquanto animais em estágios mais inicial da infecção apresentam maior positividade nos *swabs* de orofaringe.

Exames como a imuno-histoquímica são empregados no diagnóstico *post mortem* da clamidiose aviária, sendo essa, a técnica com maior acurácia para tecidos fixados (Casagrande et al., 2014; Ecco et al., 2009). Os órgãos de eleição para realização do exame são fígado e baço. Ponto importante da imuno-histoquímica é a possibilidade de correlacionar a presença do agente com o processo lesivo e até mesmo inferir que o agente foi responsável pela morte do animal ou simplesmente permanecia em latência (Casagrande et al., 2014). Todavia, ponto negativo da técnica, segundo Webster et al. (2009) é a não marcação, dada em tecidos que foram armazenados por longos períodos em formaldeído de baixa qualidade, uma vez que a permanência em demasia dos tecidos nessa solução fixadora pode alterar os epítomos e por conseguinte interferir na habilidade dos anticorpos em reconhecerem os antígenos presentes no corte. Casagrande et al. (2014) destacam que a escolha do cromógeno é importante nas avaliações quando da suspeita de clamidiose aviária, principalmente em tecidos hepáticos e esplênicos, uma vez que muitas imunomarcações assumem coloração marrom, muito semelhante aos pigmentos férricos e biliares, tornando assim, a diferenciação dessas de difícil leitura.

Saúde pública

Considerada como uma das principais doenças de caráter zoonótico que envolve as aves, a clamidiose representa um importante ponto de estudo acerca da medicina aviária e da saúde pública (Braz et al., 2014; West, 2011). As afecções correlatas aos organismos do gênero *Chlamydia*, em humanos, são reconhecidos como problemas graves à saúde coletiva, associados geralmente a infecções oculares, genitais, cardiorrespiratórias, como quadros de pneumonia intersticial, e até mesmo ocasionais encefalites (Harkinezhad et al., 2009; Ishak & Ishak, 2001; Moschioni et al., 2001; Poppert et al., 2002; Sachse et al., 2009; Vasconcelos et al., 2013).

O período de incubação da *Chlamydia psittaci* em humanos varia de 5 a 15 dias, todavia períodos maiores são relatados (Moschioni et al., 2001). As manifestações clínicas iniciais da doença, quando presentes, são semelhantes aos da gripe/resfriado como: febre, arrepios, mal-estar, cefaleia, calafrios e

mialgia (Moschioni et al., 2001; Sachse et al., 2009). A *priori* essa inespecificidade inicial da afecção contribui para com a confusão com outros agentes, e faz com que haja dificuldade em estabelecer o correto diagnóstico, além de tornar difícil dimensionar o impacto dessa doença na saúde humana. Uma vez empregado o correto manejo terapêutico, a doença raramente mostra-se fatal (Harkinezhad et al., 2009; West, 2011). A presença de animais de vida livre infectados por *C. psittaci* representam uma importante fonte de infecção para outras aves, cativas ou não, bem como para o homem (Burt et al., 2018; Leal et al., 2015; Madani & Peighambari, 2013; Vasconcelos et al., 2013).

Nos humanos, a infecção dar-se-á principalmente pela inalação do agente em aerossóis das excretas de aves infectadas, contudo, a infecção pode ocorrer através do meio ambiente, sem a necessidade do contato direto com as aves, uma vez que a realização de atividades em ambientes rurais e atividades de jardinagem, por exemplo, quando em locais contaminados, são importantes fontes de infecção. O contato boca-bico, bicada de aves infectadas e manipulação de plumagem e tecidos oriundos de aves infectadas também atuam como possível forma de transmissão (Harkinezhad et al., 2009; Moschioni et al., 2001; West, 2011). Somada as formas anteriormente descritas, recentemente Chan et al. (2017) relataram casos de clamidiose em trabalhadores e alunos de uma escola de medicina veterinária na Austrália, decorrente de contato com membranas fetais de equinos contaminados com *C. psittaci*, sendo necessários maiores investigações para reconhecer qual o real papel dos equinos como uma fonte de infecção. Contudo, cerca de 85% dos casos da doença em humanos é correlato com o contato direto com aves (Moschioni et al., 2001). Apesar de possível a transmissão da doença de pessoa a pessoa acredita-se que essa seja mais difícil de acontecer. O grupo considerado com maior risco de infecção é composto pelas pessoas que trabalham em aviários, lojas de animais, clínicas veterinárias ou que possuam aves como animais de companhia (Casagrande et al., 2014; Hulin et al., 2016; Krawiec et al., 2015; West, 2011).

Considerações finais

A clamidiose aviária constitui uma complexa e importante doença de caráter zoonótico. Os impactos causados à saúde pública no Brasil ainda são desconhecidos, uma vez que são poucos os estudos epidemiológicos dessa doença. A busca e aquisição de espécies não convencionais como animais de companhia faz com que a relação entre aves e homens seja cada vez mais próxima e por conseguinte predisponem que populações humanas se tornem sujeitas as doenças de caráter zoonótico desse grupo animal. Dessa forma conhecer os aspectos básicos da doença e suas formas de diagnósticos são imprescindíveis.

Referências

- Araujo, S. A. A., Pereira, W. L. A., Silva, S. P., Cardoso, J. F., Silva Filho, E., Bernal, M. K. M., Mendes, F. F., & Nunes, M. R. T. (2019). Clinical and molecular diagnosis of *Chlamydia* in captive parrots in Pará State, Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*, 40(6), 2603–2612. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n6p2603>.
- 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>.
- 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>.
- 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>.
- Braz, M. A., Silva, D. C., Santiago, M. E. B., Garcia, S. D., Nakamura, A. A., & Meireles, M. V. (2014). Detecção e classificação molecular de *Chlamydia psittaci* em amostras fecais de aves assintomáticas. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 66(1), 161–167. <https://doi.org/10.1590/S0102-09352014000100023>.
- Brown, N. H. H. (2010). Aves psitaciformes. In T. N. Tully, G. M. Dorrestein, & A. K. Jones (Eds.), *Clínica de aves* (p. 122 p.).

- 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., Watanabe, T. T. N., Sonne, L., Pavarini, S. P., & Driemeier, D. (2014). Diagnóstico imuno-histoquímico e caracterização anatomopatológica de clamidiose em psitacídeos. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 34(9), 885–890. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2014000900013>.
- Chahota, R., Ogawa, H., Mitsuhashi, Y., Ohya, K., Yamaguchi, T., & Fukushi, H. (2006). Genetic diversity and epizootiology of Chlamydia psittaci prevalent among the captive and feral avian species based on VD2 region of ompA gene. *Microbiology and Immunology*, 50(9), 663–678. <https://doi.org/10.1111/j.1348-0421.2006.tb03839.x>.
- Chan, J., Doyle, B., Branley, J., Sheppard, V., Gabor, M., Viney, K., Quinn, H., Janover, O., McCready, M., & Heller, J. (2017). An outbreak of psittacosis at a veterinary school demonstrating a novel source of infection. *One Health*, 3, 29–33. <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2017.02.003>.
- 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>.
- 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. <https://doi.org/>.
- Fernandes, R. T. V., Vasconcelos, N. V. B., França Lopes, F., Arruda, A. M. V., & Pinto, A. R. M. (2013). Aspectos gerais sobre alimentos alternativos na nutrição de aves. *Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável*, 7(5), 67–72.
- Ferreira, L. L. (2014). *Deteção molecular da Chlamydia psittaci em Columbiformes e Galliformes da região centro-sul do Estado de Goiás*. Universidade Federal de Goiás.
- Guo, W., Li, J., Kaltenboeck, B., Gong, J., Fan, W., & Wang, C. (2016). Chlamydia gallinacea, not C. psittaci, is the endemic chlamydial species in chicken (Gallus gallus). *Scientific Reports*, 6(1), 1–10. <https://doi.org/10.1038/srep19638>.
- Harcourt-brown, N. H. (2010). Aves Psitaciformes. In T. N. Tully Junior, G. M. Dorrestein, & A. K. Jones (Eds.), *Clínica de Aves* (pp. 122–149). Elsevier Brasil.
- 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>.
- Ishak, M. de O. G., & Ishak, R. (2001). Dissemination of Chlamydia infection among native Indian groups of the Brazilian Amazon region. *Cadernos de Saúde Pública*, 17(2), 385–396. <https://doi.org/10.1590/S0102-311X2001000200013>.
- Kaleta, E. F., & Taday, E. M. A. (2003). Avian host range of Chlamydia spp. based on isolation, antigen detection and serology. *Avian Pathology*, 32(5), 435–462.
- 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., Negrão, V. B., Santos, F., Raso, T. F., Barrouin-Melo, S. M., & Franke, C. R. (2015). Ocorrência de Chlamydia psittaci em pombos (Columba livia) na cidade de Salvador, Bahia.

- Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 67(3), 771–776. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-7919>.
- 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>.
- Madan, A., Peighambari, M., & Barin, A. (2011). Isolation of *Chlamydophila psittaci* from pet birds in Iran. *Iranian Journal of Veterinary Medicine*, 5(2), 95–98. <https://doi.org/10.22059/ijvm.2011.23104>.
- Madani, S A, & Peighambari, S. M. (2013). 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, Seyed Ahmad, Ghorbani, A., & Arabkhazaeli, F. (2014). Successful treatment of macrorhabdosis in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) using sodium benzoate. *Journal of Mycology Research*, 1(1), 21–27.
- 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>
- Poppert, S., Essig, A., Marre, R., Wagner, M., & Horn, M. (2002). Detection and differentiation of chlamydiae by fluorescence in situ hybridization. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(8), 4081–4089. <https://doi.org/10.1128/aem.68.8.4081-4089.2002>.
- 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>.
- Raso, T F. (2007). *Tratado de animais selvagens*. Roca.
- Raso, T F. (2014). Clamidiose – Novas abordagens diagnósticas e terapêuticas. In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva, & J. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de animais selvagens: Medicina veterinária* (pp. 1382–1388). Roca, Brasil.
- Raso, Tânia Freitas, 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\[0118:EOCPII\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2002)033[0118:EOCPII]2.0.CO;2).
- Raso, Tânia Freitas, Seixas, G. H. F., Guedes, N. M. R., & Pinto, A. A. (2006). *Chlamydophila psittaci* in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Veterinary Microbiology*, 117(2–4), 235–241. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2006.06.025>.
- 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.
- Rodríguez-Leo, C., Camacho, D., Hernández, V., Briceño, A., Mora, M., Pérez-Ybarra, L., & Prieto, K. (2017). *Chlamydia psittaci* in captive birds of the aquarium of Valencia, Venezuela. *Saber*, 29, 801–808.
- Sachse, K., Bavoil, P. M., Kaltenboeck, B., Stephens, R. S., Kuo, C.-C., Rosselló-Móra, R., & Horn, M. (2015). Emendation of the family Chlamydiaceae: proposal of a single genus, *Chlamydia*, to include all currently recognized species. *Systematic and Applied Microbiology*, 38(2), 99–103.
- Sachse, K., Kuehlewind, S., Ruetterger, 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. (2014). 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>.
- Schmidt, R. E., Reavill, D. R., & Phalen, D. N. (2015). *Pathology of pet and aviary birds*. John Wiley & Sons. <https://doi.org/10.1002/9781118828007>.
- Schnee, C.; Vanrompay, D.; Laroucau, K. (2018). OIE Terrestrial Manual - Code: Avian chlamydiosis.
- 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.
- Vasconcelos, T. C., Nogueira, D., Pereira, V., Nascimento, E., & Bruno, S. (2013). *Chlamydophila psittaci* em aves silvestres e exóticas: uma revisão com ênfase em saúde pública. *Enciclopédia Biosfera*, 9(16), 2462–2477.
- Webster, J. D., Miller, M. A., DuSold, D., & Ramos-Vara, J. (2009). Effects of prolonged formalin fixation on diagnostic immunohistochemistry in domestic animals. *Journal of Histochemistry & Cytochemistry*, 57(8), 753–761. <https://doi.org/10.1369/jhc.2009.953877>.
- 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>.

Histórico do artigo:**Recebido:** 6 de março de 2021**Aprovado:** 4 de maio de 2021**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.