

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA**

CLAMIDIOSE EM AVES SILVESTRES E SEU RISCO À SAÚDE PÚBLICA

Priscila Medina da Costa

PORTO ALEGRE

2013/2

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA**

CLAMIDIOSE EM AVES SILVESTRES E SEU RISCO À SAÚDE PÚBLICA

Autora: Priscila Medina da Costa

**Monografia apresentada à Faculdade de
Veterinária como requisito parcial para
obtenção da Graduação em Medicina
Veterinária**

Orientador: Cláudio Estêvão Farias da Cruz

PORTO ALEGRE

2013/2

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de agradecer à minha família por todos estarem sempre presentes nos momentos mais difíceis da minha vida, como a escolha da profissão que eu seguiria, dando-me apoio para vencer desde o primeiro obstáculo após a decisão – o vestibular -, até a conclusão do curso, acreditaram em mim nos momentos em que nem eu conseguia acreditar. Em especial, gostaria de agradecer à minha mãe, pela paciência, carinho e amor que sempre dedicou a mim, pela compreensão e sabedoria sem as quais eu não poderia amadurecer, pela excelente educação que me tornou uma pessoa honesta, correta, com princípios e valores.

Ao meu namorado e grande amigo, Lucas Domingues, por ser essa pessoa maravilhosa e compreensiva, cuja paciência não possui tamanho, que sempre me apoiou e a cada dia que passa traz novos ensinamentos que me fazem enxergar a vida com outros olhos, torna a minha vida cada vez melhor e meu amor cada vez maior.

Aos meus amigos, que me incentivaram, me apoiaram, e por serem compreensivos com minha ausência em alguns eventos, para que eu pudesse me dedicar ao curso e realizar este grande sonho que é ser uma médica veterinária.

Aos colegas, futuros médicos veterinários, que compartilharam diversos obstáculos, agonias, dificuldades, mas também momentos de lazer, experiências e alegrias, em especial às minhas grandes amigas Vanessa Müller, Alessandra Eidt, Alegria Werlang.

A minha colega e amiga do coração, Natália Fagundes, que sempre me auxiliou muito, tanto nos entraves acadêmicos como também em questões pessoais.

Aos meus professores, principalmente o professor Marcelo Grillo que ensinou da melhor maneira possível o conteúdo, mas que também nos ensinou o respeito pelo curso, pela instituição e pelos colegas, e o professor Daniel Gerardi, que além das ótimas aulas, me deu a oportunidade de aprimorar meus conhecimentos em clínica com ênfase em dermatologia estagiando no setor de dermatologia sob sua orientação.

A toda equipe da Clínica Veterinária Auxiliadora, em especial aos médicos veterinários Carlos Faraco, Ane Caroline Schmidt e Juliana, que me deram a oportunidade de aprender na prática o que me foi ensinado teoricamente na faculdade, e também à Zuleica, empregada da clínica, que me transmitiu alegria todas as manhãs de plantão.

Ao meu orientador pelo apoio, dedicação e paciência comigo no desenvolvimento deste trabalho de conclusão de curso.

A toda equipe do Núcleo de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestre PRESERVAS do Hospital de Clínicas Veterinárias da UFRGS, que transformaram possíveis turnos que seriam cansativos em turnos prazerosos, compartilhando conhecimentos e experiências, em especial à médica veterinária residente do setor de silvestres, Miúriel de Aquino Goulart, minha grande amiga que dividiu comigo sua sabedoria e seu aprendizado, que teve paciência para me ensinar diversas lições e sempre esteve do meu lado, me apoiando em todas as questões da vida.

E por final, porém não menos importante, à Brenda, minha primeira companheira canina, que acendeu a chama da motivação para estudar medicina veterinária, à canina Beti, que mostrou a necessidade da cia canina em uma família para torná-la completa, às minhas ratinhas que foram muito especiais na minha vida, e aos meus hamsters Gordinho e Catoquinha que despertaram um amor incondicional por pets exóticos, em especial roedores, e aos animais silvestres em geral, reconhecendo cada vida animal como única e incrível.

EPÍGRAFE

“Não há diferença fundamental entre o Homem e os animais nas suas faculdades mentais[...]. Os animais, como o Homem, demonstram sentir prazer, dor, felicidade e sofrimento.”

Charles Darwin

RESUMO

A clamidiose é uma enfermidade causada pelo parasito intracelular obrigatório *Chlamydophila psittaci*, um cocobacilo 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. Entretanto, há outras vias de transmissão. A doença clínica é induzida por fatores estressantes associadas com manejo inadequado. Os sinais clínicos nas aves podem ser inespecíficos e no homem pode ser semelhante a uma infecção das vias aéreas superiores. O tratamento de escolha é baseado no uso de tetraciclinas e a doxiciclina é o fármaco de eleição. Este estudo inclui uma revisão bibliográfica sobre os principais aspectos relacionados com a enfermidade, inclusive métodos diagnósticos, tratamento e prevenção, além de salientar a importância da clamidiose para a saúde pública.

Palavras-chave: Clamidiose, zoonose, psitacose.

ABSTRACT

Chlamydiosis is caused by the obligate intracellular parasite *Chlamydophila psittaci*, a gram-negative coccobacillus that may infect wild and domestic birds, domestic mammals and humans. The etiologic agent may remain viable for long periods in dry animal secretions or for several days in water at room temperature. The main route of transmission among birds is airborne, through inhalation of dried excretions or ocular and nasal secretions of infected animals, although there are other routes of transmission. The clinical disease is induced by stressors along with inadequate management. Clinical signs in birds may be nonspecific, and in man may be similar to an infection of the upper airway. The treatment of choice is based on the use of tetracycline, being doxycycline the drug of choice. This study is a review that aims to address the main issues of this disease, the main diagnostic methods, treatment and prevention, as well as emphasizing the importance of chlamydiosis to public health.

Keywords: chlamydiosis, zoonosis, psittacosis.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Ciclo de desenvolvimento da *C. psittaci* nas células do hospedeiro.

Figura 2. Calopsita (*Nymphicus hollandicus*) com sinais clínicos de clamidiose aguda.

Figura 3. Corpúsculos LCL (seta), coloração de Wright.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Sorotipos conhecidos de *C. psittaci* e principais hospedeiros.

Tabela 2. Número de casos registrados em países de notificação obrigatória.

LISTA DE ABREVIATURAS

CE - corpo elementar

CR - corpo reticular

LCL – Levintal-Collie-Lilie

IFA - imunofluorescência indireta do anticorpo

PCR - reação em cadeia da polimerase

ELISA - ensaio de imunoadsorção enzimática

LPS - lipopolissacarídeo

DNA - ácido desoxirribonucleico

RFC - reação da fixação do complemento

IgG - imunoglobulina G

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 ETIOLOGIA	13
3 EPIDEMIOLOGIA	16
4 SINAIS CLÍNICOS	18
5 ALTERAÇÕES PATOLÓGICAS	20
6 DIAGNÓSTICO	22
7 TRATAMENTO	25
8 PREVENÇÃO E CONTROLE	27
9 POTENCIAL ZONÓTICO	29
10 CONSIDERAÇÕES FINAIS	31
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	32

1 INTRODUÇÃO

Ao longo do tempo, animais selvagens estão se tornando cada vez mais populares como animais de companhia. Com isso, a clínica médica e cirúrgica de animais selvagens vem adquirindo crescente importância na prática veterinária moderna devido à preocupação com a saúde desses animais (SCHULTE & RUPLEY, 2004). Dentre os animais preferidos para criação, estão as aves e, juntamente, com esse quadro há conseqüente aumento na oferta de novos tipos de gaiolas, alimentos, comedouros e bebedouros, bem como maior desenvolvimento de medicações e brinquedos especializados (CAVALCANTE, 2008).

O tráfico de animais selvagens é a terceira atividade ilícita do mundo e as aves são as mais envolvidas neste comércio, pelo fato de serem preferidas como animais de estimação, tanto por sua beleza quanto pelo seu canto (CAVALCANTE, 2008). Usualmente, a situação, na qual encontramos essas aves apreendidas do tráfico é lastimável. Elas são alojadas em gaiolas pequenas, ou em caixas com superlotação, sem água nem alimentação. A presença de aves doentes leva à contaminação das demais, através de microrganismos nas fezes e nas secreções e o estresse que elas enfrentam facilita o desencadeamento das enfermidades, inclusive com risco de transmissão das doenças ao homem. A clamidiose é das principais zoonoses transmitidas pelas aves ao homem.

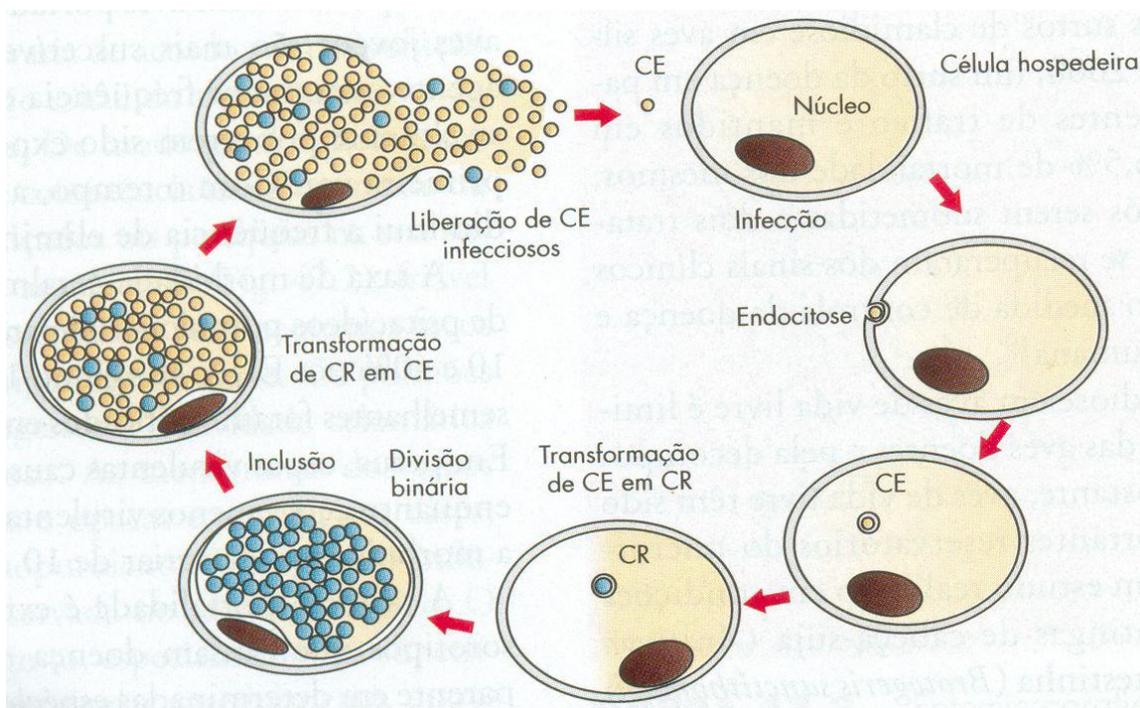
A clamidiose aviária é uma doença bacteriana de ocorrência mundial e que pode causar infecção subclínica inaparente aguda, subaguda, ou crônica e elevada mortalidade em aves selvagens e domésticas, caracterizada por infecção intestinal, respiratória ou sistêmica (CAVALCANTE, 2008).

O presente trabalho tem como objetivo a revisão bibliográfica sobre o agente etiológico da clamidiose, epidemiologia, sinais clínicos nas aves e no homem, alterações anatomopatológicas, fatores predisponentes para a infecção, tratamentos e prognóstico, além de métodos diagnósticos. Adicionalmente, enfatiza-se o alerta aos veterinários, trabalhadores em zoológicos e outros profissionais que lidam com aves quanto aos riscos e cuidados que devemos ter em relação à doença.

2 ETIOLOGIA

A clamidiose aviária é causada pela bactéria gram-negativa *Chlamydophila psittaci*, a qual acomete não apenas aves, mas mamíferos e répteis também. Esta bactéria é parasita intracelular obrigatória e 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 e imóvel, com diâmetro de 0,2 a 0,3 μm) é a forma extracelular infecciosa, metabolicamente inativa e (b) o 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 à 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 fissão binária e origina as típicas inclusões citoplasmáticas, também conhecidas por corpúsculos de inclusão, ou corpos de Levintal-Collie-Lilie (LCL). Esses corpúsculos são microcolônias que contêm de 100 a 500 microrganismos por célula. Após cerca de 40 horas, os corpos reticulares diferenciam-se em corpos elementares e são eliminados do interior da célula hospedeira por destruição da mesma, exocitose, ou extrusão (RASO, 2007).

Figura 1. Ciclo de desenvolvimento da *C. psittaci* nas células do hospedeiro.



Fonte: Raso, 2007.

Os corpos elementares podem sobreviver por meses à dessecação ou à ação direta do sol, quando protegidos por matéria orgânica presente em fezes ou secreções;

entretanto, são sensíveis ao calor e aos agentes que destroem os componentes lipídicos da parede celular, como a formalina, peróxido de hidrogênio a 3%, etanol a 70% e compostos de amônia quartenária (LEAL, 2013).

Tabela 1. Sorotipos conhecidos de *C. psittaci* e principais hospedeiros

Sorotipo	Hospedeiros predominantes
A	Psitacídeos
B	Pombos e perus
C	Patos e perus
D	Patos, perus e frangos
E	Perus, pombos, avestruzes, emas e patos
F	Periquitos, perus
WC	Bovinos
M56	Roedores

A *C. psittaci* pertence à ordem Chlamydiales, família Chlamydiaceae. A partir de 1999, a ordem foi reclassificada com base em análises taxonômicas dos 17 genes 16S e 23S rRNA. A ordem possui quatro famílias, Parachlamydiaceae, Simkaniaceae, Woddiaceae e Chlamydiaceae, sendo que esta foi dividida em dois gêneros, *Chlamydia* e *Chlamydophila*. Atualmente são conhecidos oito sorotipos de *Chlamydophila psittaci* (A, B, C, D, E, F, WC e M56), os quais podem ser identificados pelo teste de fluorescência indireta do anticorpo (IFA) com anticorpos monoclonais específicos e pela reação em cadeia da polimerase (PCR) por restrição do comprimento do fragmento polimorfismo – RFLP e por análise da sequência de nucleotídeos – MOMP (CAVALCANTE, 2008). O sorotipo A parece ser endêmico entre os psitacídeos, enquanto que o sorotipo B é comumente isolado em pombos e perus. Os sorotipos C e D foram isolados de patos e perus e representam importante risco zoonótico à indústria de aves de produção. O sorotipo E acomete pombos, avestruzes, emas, patos e perus, mas seus reservatórios específicos não são conhecidos. O sorotipo F foi isolado em psitacídeos e perus (LEAL, 2013).

Dentre os sorotipos de *Chlamydophila psittaci*, pelo menos seis são considerados endêmicos em aves. Cada sorotipo parece estar associado com um grupo ou ordem de

aves, na qual é mais comumente isolada, porém a associação de um sorotipo com um determinado hospedeiro aviário não implica que este seja endêmico na população (EC, 2002).

3 EPIDEMIOLOGIA

A ocorrência de *Chlamydophila 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 têm sido identificadas (KALETA & TADAY, 2003). Por serem consideradas como principais hospedeiros e fonte de infecção para humanos, as aves mais estudadas são os Psitaciformes e os Columbiformes (LEAL, 2013).

Diversos estudos descrevem a ocorrência de *Chlamydophila psittaci* em psitacídeos mantidos em cativeiro em vários países. Os principais psitacídeos estudados no Brasil foram papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*) e calopsitas (*Nymphicus hollandicus*), provenientes de cativeiros, ou apreendidos do tráfico. Os pombos de vida livre são a segunda categoria de aves mais estudada e a mais incriminada como fonte de infecção para humanos, em vista do estreito convívio com o homem e com as aves domesticadas nas áreas urbanas (LEAL, 2013). A ocorrência de clamidiose em aves de vida livre é limitada pela rápida predação das aves doentes e pela decomposição das carcaças (RASO, 2007).

A transmissão da doença entre as aves ocorre por inalação ou ingestão do microrganismo, bem como por contato direto com secreções e/ou excreções contaminadas. A infecção também pode ocorrer no ninho, quando os pais regurgitam para os filhotes alimentos contendo células infectadas provenientes da descamação do epitélio do ingluvío. Fômites também podem disseminar clamidiose, além de insetos mastigadores, ácaros e piolhos, que podem ser importantes vetores mecânicos. Estudos recentes descrevem também a transmissão vertical, já demonstrada em perus, galinhas, patos, gansos, periquitos e gaivotas. Entretanto, essa forma de transmissão não está bem esclarecida (CAVALCANTE, 2008).

O período de excreção da bactéria durante a infecção natural pode variar, dependendo da virulência da estirpe, carga infectante e estado imune do hospedeiro. A eliminação da bactéria nas fezes é, normalmente, intermitente e se relaciona com o estado de estresse, ao qual o animal está submetido. Tal estresse pode ser associado com deficiências nutricionais, transporte prolongado, superlotação, ambiente abafado, manuseio e reprodução. Grande número de células de *Chlamydophila psittaci* pode ser encontrado no exsudato do trato respiratório e em material fecal de aves infectadas, bem

como na urina, secreções lacrimais, mucosas de cavidades orais e faríngeas (LEAL, 2013).

O período de incubação da doença em aves varia de alguns dias a várias semanas; no entanto, pode estender-se por anos, o que torna difícil avaliar quando um portador inaparente foi infectado. A infecção inicial ocorre quando os corpos elementares presentes em restos de penas e excreções secas se dispersam no ambiente pela circulação do ar e infectam células epiteliais de indivíduos susceptíveis (CAVALCANTE, 2008).

Nas infecções primárias iniciais, *Chlamydophila psittaci* é mais facilmente detectada em amostras provenientes da traqueia e/ou orofaringe, visto que o sistema respiratório superior é o local de instalação primária do agente (RASO, 2007). Aves clinicamente doentes apresentam maior índice de eliminação do agente se comparadas com aves portadoras inaparentes. As aves mais jovens são as mais susceptíveis à infecção e eliminam o agente com maior frequência e em maior quantidade (CAVALCANTE, 2008).

Os humanos geralmente são infectados por meio da inalação de poeira contaminada, penas ou secreções e excreções em forma de aerossóis. O contato direto com aves infectadas, incluindo contato boca-a-bico e bicadas também pode transmitir a bactéria. Casos de transmissão pessoa-a-pessoa, apesar de sugeridos, não foram confirmados (LEAL, 2013).

As taxas de morbidade e mortalidade da clamidiose aviária variam com a espécie hospedeira e a patogenicidade dos sorotipos. A taxa de morbidade costuma ser elevada, enquanto que a taxa de mortalidade é, extremamente, variável. Sorotipos que causam doença na forma subclínica ou inaparente em determinadas espécies podem afetar outras espécies aviárias, nas quais podem causar elevadas taxas de mortalidade (CAVALCANTE, 2008). Infecções concorrentes, ou estresse aumentam a severidade da doença. Infecções bacterianas secundárias, principalmente, por *E. coli* e *Salmonella*, podem deprimir o sistema imune da ave, ativando os corpos elementares, contribuindo para a elevação da taxa de mortalidade (RASO, 2007).

4 SINAIS CLÍNICOS

A manifestação dos sinais clínicos da clamidiose é variável e depende de diversos fatores, como estado imunológico da ave, espécie, idade, grau de infecção, via de transmissão e virulência do sorotipo envolvido, além de infecções concomitantes. O período de incubação, em aves, varia de 7 a 15 dias, com relato de períodos mais longos (LEAL, 2013). De acordo com a evolução dos sinais clínicos, a doença pode ser classificada em:

1. Forma superaguda: geralmente em aves jovens, com óbito em poucas horas, sem sinais clínicos;
2. Forma aguda: comumente verificada em psitacídeos, apresenta manifestações clínicas específicas, mas pode incluir apatia, sonolência, anorexia, asas pendentes e desidratação, além de blefarite, conjuntivite e corrimento nasal. Ocorrem ainda alterações respiratórias (rinite, sinusite, dispneia), digestivas (diarreia amarelo-esverdeada), urinária (poliúria), reprodutivas (infertilidade, morte embrionária) e, nos estágios terminais, alterações neurológicas, como tremores, convulsões, opistótono e paralisia;
3. Forma crônica: sinais clínicos discretos e, conseqüentemente, negligenciados, geralmente caracterizados por emagrecimento progressivo, conjuntivite e discretas alterações respiratórias;
4. 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 no empenamento e infecções bacterianas oportunistas (CAVALVANTE, 2008).



Figura 2. Calopsita com sinais clínicos de clamidiose aguda.

5 ALTERAÇÕES PATOLÓGICAS

A bactéria *Chlamydophila psittaci* penetra no organismo pelo trato respiratório superior, dissemina-se pela corrente sanguínea e, algumas vezes, localiza-se no parênquima pulmonar e nas células reticuloendoteliais, no baço e no fígado. Há inflamação com predomínio dos linfócitos tanto nas superfícies respiratórias, como nos espaços intersticiais, os quais se tornam edemaciados, espessos, necróticos e, algumas vezes, hemorrágicos. Essas lesões não são patognomônicas a não ser, quando surgem no citoplasma das células, inclusões características chamadas de corpos de Levinthal-Coles-Lillie (LEAL, 2013).

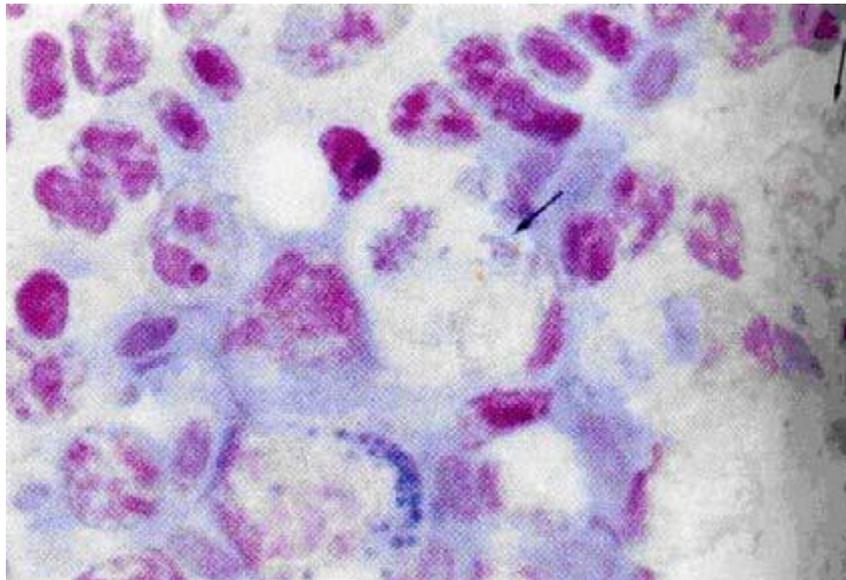
A gravidade das lesões varia de acordo com a evolução da doença e do órgão afetado. As mais frequentes são aerossaculite, sinusite, conjuntivite, hepatomegalia, esplenomegalia, pericardite, miocardite, broncopneumonia e enterite catarral (RASO, 2007).

De modo geral, na necropsia, observa-se baço aumentado e de consistência mole, podendo conter, ou não focos necróticos esbranquiçados ou petéquias na sua superfície. O fígado apresenta-se aumentado, friável e de coloração amarelada ou esverdeada, com pequenos focos necróticos na cápsula ou na superfície de corte. Os pulmões, geralmente, estão congestionados e a cavidade celomática pode conter exsudato fibrinoso. As membranas dos sacos aéreos podem estar espessadas e opacas e, em alguns casos, recobertas por exsudato fibrinopurulento. Reações inflamatórias evidentes podem ser observadas no saco pericárdico, além de congestão e hemorragia no trato intestinal, especialmente, na superfície serosa (CACALVANTE, 2008). Em machos sexualmente ativos, a clamidiose pode causar orquite ou epididimite, resultando em infertilidade permanente; casos com ooforite são raros.

Em clamidiose aguda fatal, as alterações histopatológicas são discretas ou inespecíficas (RASO, 2007), porém a presença de corpúsculos LCL é um achado patognomônico. Os corpúsculos LCL podem ocorrer em muitos órgãos, mas são frequentemente comuns em membranas serosas. Na forma grave da doença, ocorre proliferação intrasinusoidal de células de Kupffer no fígado. Proliferação de monócitos e ativação do sistema retículo-endotelial podem ocorrer em órgãos parenquimatosos, particularmente, baço, fígado e rins (LEAL, 2013). Nas demais formas, observam-se com frequência reação inflamatória e necrose focal no órgão afetado. São observadas hiperplasia das células do sistema mononuclear-fagocitário, depleção linfóide,

plasmocitose e áreas de necrose no baço. Infiltrados mononucleares e periportais heterofílicos são achados comuns no fígado. Necrose coagulativa multifocal é característica em infecções agudas. Nas infecções crônicas, ocorre hiperplasia de ducto biliar e de histiócitos, além da presença significativa de fibrose e infiltrados mononucleares (RASO, 2007).

Figura 3. Corpúsculos LCL (seta), coloração de Wright.



Fonte: Cavalcante, 2008.

Quando ocorre lesão no sistema nervoso central, o exame histopatológico revela meningite não purulenta, porém infecções secundárias bacterianas, fúngicas e virais podem alterar as lesões (CAVALCANTE, 2008).

6 DIAGNÓSTICO

O diagnóstico de clamidiose em aves é dificultado pela ausência de sinais clínicos patognomônicos que associados aos exames complementares (radiológico, hematológico e bioquímico) são apenas sugestivos da doença. Porém um diagnóstico rápido e definitivo é necessário, devido ao potencial zoonótico da infecção. O aumento na contagem de leucócitos, alterações nas atividades enzimáticas hepáticas, imagens radiográficas ou ultrassonográficas que demonstrem aumento de fígado e baço, bem como alteração em sacos aéreos são indicativos da infecção por *Chlamydophila psittaci* (SILVA, 2013).

O diagnóstico da psitacose em aves requer o isolamento e identificação do agente, a demonstração de *Chlamydophila psittaci* nos tecidos ou a demonstração de um aumento de quatro vezes da resposta humoral específica, bem como sinais clínicos típicos. O método considerado padrão ouro para a identificação de clamidiose em aves é o isolamento e a identificação do agente, porém, devido ao tempo despendido, a necessidade de amostras de alta qualidade, além do risco potencial para o pessoal do laboratório, outras técnicas têm sido mais usadas. Estas incluem ELISA para a detecção de antígeno, PCR e DNA microarray (OIE, 2004).

O isolamento de *C. psittaci* requer a inoculação em ovos embrionados ou culturas de células, as quais são mais convenientes para esse objetivo. As linhagens de células mais utilizadas são BGM, McCoy, HeLa, Vero e células C929. As células são crescidas como monocamadas em meio padrão SPG. Mas, embriões de galinha ainda são utilizados para o isolamento primário de *C. psittaci*. O procedimento normal consiste em inocular 0,5 ml de inóculo no saco vitelino de embrião. A replicação do agente causa a morte do embrião em 3 a 10 dias, originando uma congestão vascular nas membranas do saco vitelino (ANDERSEN e VANROMPAY, 2003).

A amostra escolhida dependerá dos sinais da doença em evidência, ela deve ser colhida de forma asséptica, pois bactérias contaminantes podem interferir no isolamento da *C. psittaci*. Amostras de casos agudos devem incluir exsudato inflamatório ou fibrinoso de órgãos lesionados, exsudato ocular e nasal. Em aves mortas, amostras do trato respiratório são mais adequadas, mas podem ser usados tecidos de rim, pericárdio, baço ou fígado. Em casos com diarreia, o conteúdo do cólon ou excrementos podem ser cultivados. Em aves vivas, as amostras de suabes orofaríngeos e conjuntivais são preferidas em relação às fezes e suabes cloacais, devido à eliminação fecal ser

intermitente (LEAL, 2013). O tratamento adequado das amostras é necessário para evitar a perda de infecciosidade do agente causador de clamidiose durante transporte e armazenamento. Para espécimes da família Chamydiaceae, o tampão SPG é o meio recomendado para o transporte de amostras de campo. Este tampão é composto por sacarose, ácido-L-glutâmico, KH₂PO₄, K₂HPO₄, soro fetal, vancomicina, canamicina, estreptomicina, anfotericina B e gentamicina. A adição de antibióticos reduz a possibilidade de contaminação, mesmo quando as amostras são enviadas em temperatura ambiente. Na ausência de refrigeração, o organismo permanece viável por até 30 dias e, a 4°C até 34 dias. Antibióticos que inibem o crescimento de *C. psittaci* e, portanto, não podem ser usados incluem penicilina, tetraciclina e cloranfenicol (LEAL, 2013).

O ensaio de imunoadsorção enzimática (ELISA) direto foi extensivamente utilizado, na forma de kit, para o diagnóstico de *C. trachomatis*. Esses kits detectam o antígeno lipopolissacarídeo (LPS) de todas as espécies da família Chlamydiaceae. Alguns desses kits foram testados para utilização na detecção de Chlamydia em aves, mas nenhum deles foi licenciado para a detecção de *C. psittaci* (OIE, 2004).

Entre as principais vantagens desses testes imunoenzimáticos, em relação à cultura de células e ovos embrionados, para diagnóstico de infecção por *C. psittaci* está o tempo necessário para realizar o teste, além do fato deles não serem dependentes da viabilidade da bactéria, pois detectam corpos elementares viáveis e não-viáveis, assim como antígenos solúveis de LPS em secreções. Porém a sensibilidade e especificidade desses testes para a identificação da família Chlamydiaceae não são conhecidas. A ocorrência de resultados falsos-positivos é frequente devido à reação cruzada com antígenos de outras bactérias gram-negativas. Este problema tem sido reduzido ou eliminado em kits desenvolvidos recentemente através de seleção cuidadosa dos anticorpos monoclonais utilizados, no entanto, ainda não têm sensibilidade desejada, uma vez que algumas centenas de organismos ainda não são necessários para produzir uma reação positiva (OIE, 2004).

O teste PCR (reação em cadeia da polimerase) se baseia na amplificação da molécula de DNA (ácido desoxirribonucleico) utilizando a enzima polimerase. Permite que o DNA de uma região selecionada de um genoma seja ampliado em um bilhão de vezes, desde que, pelo menos, parte de sua sequência de nucleotídeos seja conhecida. Estudos realizados com amostras de suabes de fezes, coana, cloaca e tecidos

demonstram a aplicabilidade da técnica de reação em cadeia da polimerase e suas variações no diagnóstico laboratorial de Chlamydiaceae (CAVALCANTE, 2008).

No diagnóstico sorológico de clamidiose em aves são empregadas as técnicas de imunofluorescência indireta (IFI), ELISA indireto e reação de fixação de complemento (RFC). Essas técnicas podem apresentar desvantagens como baixa especificidade, ocorrência de reação cruzada com outras bactérias gram-negativas e falha na detecção dos anticorpos em infecção recente ou após tratamento com antibióticos. Além disso, não indica uma infecção ativa, devido ao fato de títulos de IgG persistirem após um tratamento bem sucedido. Por essas razões, são testes mais utilizados quando associados com os sinais clínicos da doença e inquéritos epidemiológicos. Para confirmar um diagnóstico de clamidiose em aves por meio de teste sorológico é necessário que haja um aumento de quatro vezes no título de amostras pareadas, ou uma combinação de resultado sorológico positivo e identificação do antígeno (LEAL, 2013).

7 TRATAMENTO

Embora os protocolos terapêuticos geralmente sejam bem sucedidos, o tratamento para clamidiose aviária pode ser bem complicado, visto que o conhecimento sobre o assunto está em evolução e não existe conduta segura que garanta a eliminação completa da *Chlamydophila psittaci*. Os corpos elementares são metabolicamente inertes, por isso não são susceptíveis à ação de antibióticos, o que explica a dificuldade e a variabilidade na eficácia do tratamento da psitacose. A antibioticoterapia inibe a eliminação do agente pela ave, mas a mesma continua susceptível à reinfeção pelo mesmo sorotipo ou por outros (RASO, 2007).

As drogas mais usuais no tratamento da doença pertencem ao grupo das tetraciclinas, embora quinolonas e macrolídeos também tenham sido usados. Clortetraciclina, doxiciclina ou oxitetraciclina administradas na ração, por via oral ou intramuscular, podem ser utilizadas no tratamento de clamidiose por um período mínimo de 45 dias, porém a clamídia pode ainda sobreviver. 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 (RASO, 2007; CAVALCANTE, 2008).

As tetraciclinas são eficazes somente contra microrganismos metabolicamente ativos, ou seja, durante o seu crescimento ou divisão. Este medicamento não é eficaz no tratamento da forma latente do agente. A resistência às tetraciclinas é rara, mas alguns sorotipos tornam-se resistentes quando expostos a doses terapêuticas baixas durante um longo período de tempo. A oxitetraciclina, por via injetável, pode ser uma opção para as primeiras semanas de tratamento, mas pode causar lesões musculares nos locais de injeção (CAVALCANTE, 2008). A doxiciclina é a droga de eleição no tratamento de aves infectadas por *C. psittaci* devido a sua melhor absorção e eliminação mais lenta que outras tetraciclinas, favorecendo o uso de doses mais baixas e com menor frequência. Formulações orais de doxiciclina são utilizadas na dose de 25 a 50 mg/kg, a cada 24 horas, para a maioria das espécies. Em caso de regurgitação do medicamento, esse deve ser substituído por outra formulação. A doxiciclina injetável intramuscular é utilizada na dose de 75 a 100 mg/kg, a cada cinco a sete dias, com duração total do tratamento de 45 dias, sendo mais comum para tratamentos individuais (RASO, 2007).

A administração de azitromicina (macrolídeos) e enrofloxacina (quinolona) pode ser adotada como tratamento alternativo (LEAL, 2013). Para a eficácia do tratamento de

clamidiose em aves é necessária a escolha adequada da droga, formulação, dosagem e via de administração. É importante também a implementação de medidas rigorosas de limpeza e desinfecção no criatório para diminuir a presença do agente. Juntamente com o tratamento com antibióticos, a ave deve receber terapia de suporte, incluindo fluidoterapia, suplementação da dieta, alimentação com sonda, antibioticoterapia para infecções bacterianas secundárias e permanecer em ambiente isolado (RASO, 2007; CAVALCANTE, 2008).

8 PREVENÇÃO E CONTROLE

Pela inexistência de um teste de triagem específico para detecção de *Chlamydophila psittaci*, a prevenção da clamidiose em plantéis de aves e criatórios torna-se uma tarefa difícil. A clamidiose aviária é uma doença de notificação obrigatória aos órgãos de saúde pública, nos Estados Unidos e na União Europeia. A extensa variedade de espécies hospedeiras, as elevadas incidências de infecções persistentes e de portadores inaparentes dificultam a eficácia das medidas no controle da doença (RASO, 2007). No Brasil, entretanto, não é uma doença de notificação compulsória e não se encontra sob vigilância epidemiológica, sendo apenas investigados surtos. Cuidados com relação às fronteiras, à quarentena, ao tratamento do plantel suspeito e ao movimento de aves migratórias estão entre as diversas medidas de controle e vigilância sanitária recomendadas (CAVALVANTE, 2008).

Tabela 2. Número de casos registrados em países de notificação obrigatória.

País de ocorrência	Período	Nº de casos notificados
Estados Unidos	1988-1998	813
Alemanha	1995-2000	790
Dinamarca	1995-1999	87
Itália	1981-1985	76
Suécia	1973-1977	336
Reino Unido	1977-1979	587
	1980-1983	1200
Espanha	1990-1991	47

Fonte: EC, 2002.

Devido à inexistência de vacina disponível, práticas adequadas de biossegurança são necessárias para controlar a introdução e a propagação do agente etiológico numa população aviária. Medidas de limpeza e desinfecção do ambiente e utensílios, isolamento e tratamento de aves infectadas, quarentena, manejos nutricional e sanitário adequados, destino correto de carcaças e dejetos contaminados, além de realização de vazio sanitário são medidas fundamentais para prevenir a disseminação do agente nos

plantéis (RASO, 2007). A *Chlamydophila psittaci* é sensível à maioria dos desinfetantes e detergentes. Exemplos de desinfetantes incluem compostos de amônia quaternária (1:1000), álcool a 70%, hipoclorito de sódio (1:100), peróxido de hidrogênio e formalina, álcool isopropílico a 80% e iodóforos (CAVALCANTE, 2008).

9 POTENCIAL ZOONÓTICO

A clamidiose é uma zoonose de risco considerável para pessoas que mantêm contato direto com aves, a exemplo de trabalhadores em abatedouros de aves e lojas de animais, proprietários de pássaros, médicos veterinários, biólogos e funcionários de zoológicos e de criatórios (de quaisquer tipo - comerciais, conservacionistas, científicos, etc.), mesmo que sua ocorrência seja esporádica. Os surtos estão associados a locais onde existam animais confinados, como criatórios e zoológicos, ou em situações envolvendo transporte de aves (RASO, 2007).

A psitacose em humanos representa uma das principais zoonoses de origem aviária. A transmissão de *C. psittaci* para humanos ocorre por meio da inalação de poeira e aerossóis contaminados provenientes de fezes e secreções de aves infectadas, além do contato próximo de pessoas e seus animais de estimação (LEAL, 2013).

Devido às dificuldades em se estabelecer um diagnóstico e por falta de comunicação aos órgãos competentes, não há dados oficiais sobre a ocorrência da psitacose na maioria dos países. Suspeita-se que casos de psitacose humana podem não estar sendo reconhecidos, em vista dos sintomas respiratórios serem inespecíficos e semelhantes aos de qualquer virose respiratória sazonal, ou mesmo aos casos de infecções assintomáticas. O período de incubação da psitacose é de uma a duas semanas. Apesar de haver relatos de períodos mais longos, pessoas infectadas por *C. psittaci* geralmente apresentam quadros clínicos leves, caracterizados por hipertermia, fadiga, cefaleia, calafrios, mialgia, anorexia, fotofobia, náuseas, vômitos, dores torácicas e sudorese abundante (CAVALCANTE, 2008), podendo evoluir para um quadro mais grave com enfisema pulmonar, endocardite, miocardite, hepatite, artrite, ceratoconjuntivite, encefalite, pneumonia e síndrome de disfunção de múltiplos órgãos (LEAL, 2013). Indivíduos imunossuprimidos, idosos ou com problemas respiratórios crônicos são mais susceptíveis a desenvolver a doença, além daqueles que lidam com aves (RASO, 2007).

Em casos graves, o diagnóstico laboratorial é extremamente importante, pois, na ausência de um tratamento específico, pode ocorrer óbito do indivíduo. O diagnóstico diferencial deve incluir, principalmente, *Chlamydophila pneumoniae*, *Mycoplasma pneumoniae*, *Coxiela burnetti*, *Legionella* spp e vírus da influenza (RASO, 2007). Após o início do tratamento, a recuperação é rápida, mas pode ocorrer reinfecção. A

hospitalização é necessária em 87% dos casos e, mesmo em pacientes tratados adequadamente, a mortalidade pode atingir 1% (RASO, 2007; CAVALCANTE, 2008).

10 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com esta revisão de literatura, observou-se que no Brasil, talvez pelo fato de a clamidiose não ser de notificação obrigatória, há poucos estudos científicos desenvolvidos, em relação ao grande número de pesquisas realizadas na América do Norte e na Europa. Mesmo sendo uma doença zoonótica de grande importância e risco considerável, faltam registros que demonstrem sua incidência real em aves de vida livre e de cativeiro, bem como a incidência em seres humanos que se encontram em situações de risco potencial.

Faltam estudos e desenvolvimento de técnicas diagnósticas mais precisas e rápidas, para que a doença tenha tratamento precoce e para minimizar complicações consequentes da clamidiose. Seres humanos que trabalham em laboratórios ainda correm riscos nos serviços diagnósticos que são utilizados recentemente. Manejos de biossegurança são negligenciados, favorecendo a disseminação da psitacose. Vazio sanitário, limpeza e desinfecção, destino correto de fezes, carcaças e demais materiais contaminados, isolamento, quarentena e demais normas sanitárias auxiliariam muito no controle e na prevenção da clamidiose se fossem, adequadamente, cumpridas. Além disso, utilização de equipamentos de proteção individual, conscientização e fiscalização dessa conduta favoreceriam a prevenção da doença como zoonose.

Em relação ao tratamento da clamidiose, observou-se que os protocolos terapêuticos utilizados atualmente não são capazes de garantir a completa eliminação do agente etiológico da enfermidade. Por fim, sem qualquer pretensão de encerrar o assunto, mas sim de despertar o interesse de estudos adicionais sobre essa doença. Além disso, permanece a sugestão de notificação dos casos da doença às autoridades de saúde a fim de que se possa ter a real noção sobre a epidemiologia da clamidiose aviária e seu potencial zoonótico. Enfatiza-se a necessidade de estudos sobre técnicas diagnósticas mais efetivas e rápidas para a doença, bem como de tratamentos que garantam a eliminação do agente e a cura da enfermidade.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDERSEN, A. A. & VANROMPAY, D. **Avian chlamydiosis (psittacosis, ornithosis)**. Diseases of poultry, 11^o ed. Ames, Iowa State University Press; p. 863–79, 2003.

CAVALCANTE, G. C. **Clamidiose aviária: revisão de literatura**. Brasília, fev. 2008.

EUROPEAN COMMISSION. **Avian chlamydiosis as a zoonotic disease and risk reduction strategies**. http://ec.europa.eu/food/fs/sc/scah/out73_en.pdf. Abril, 2002.

KALETA, E. F.; TADAY, E. M. **Avian host range of Chlamydophila spp. based on isolation, antigen detection and serology**. Avian Pathology. v. 32, p. 435-461, 2003.

LEAL, D. C. **Epidemiologia da infecção por *Chlamydophila psittaci* em psitaciformes e Columbiformes no estado da Bahia**. Salvador, 2013.

OIE. **Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals 2004**. http://www.oie.int/esp/normes/mmanual/A_00105.htm. 2004.

RASO, T. F. **Tratado de animais selvagens**. Cap. 47, p. 760-767. São Paulo: Roca, 2007.

SHCHULTE, M.S. & RUPLEY, A.E. **Avian care and husbandry**. Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract. 2004.

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