

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

ANDRESSA AFONSO BORGES

INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM AVES DE ESTIMAÇÃO DA CIDADE DE
UBERLÂNDIA

UBERLÂNDIA
2018

ANDRESSA AFONSO BORGES

INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM AVES DE ESTIMAÇÃO DA CIDADE DE
UBERLÂNDIA

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia como requisito parcial para a obtenção do título de graduação em Medicina Veterinária.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Karinne Spirandelli
Carvalho Naves.

Co-orientadora: Ana Carolina de Andrade Mello
Cintra de Amorin Alves.

UBERLÂNDIA
2018

INVESTIGAÇÃO DE *Chlamydia psittaci* EM AVES DE ESTIMAÇÃO DA CIDADE DE
UBERLÂNDIA

Trabalho de Conclusão de Curso aprovado para a
obtenção do título de graduação em Medicina
Veterinária na Universidade Federal de
Uberlândia pela banca examinadora formada
por:

Uberlândia, 11 de dezembro de 2018.

Prof^ª. Dr^ª. Karinne Spirandelli Carvalho Naves

Prof^ª. Dr^ª. Anna Monteiro Correia Lima

Med. Vet. Residente Nathana Beatriz Martins

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus por mais essa conquista, que não se trata apenas de mais uma etapa cumprida em minha vida, mas de um sonho realizado: tornar-me médica-veterinária. Sem Ele, eu nada seria ou poderia.

Agradeço a meus pais pela confiança, o carinho, o investimento, a motivação e tudo o que me proporcionaram para que eu pudesse chegar até aqui.

Agradeço à minha irmã, aos meus familiares e às minhas amigas por sempre terem me ouvido e me apoiado durante o curso.

Agradeço ao meu namorado, Daniel, por todo o companheirismo, os conselhos, as ideias, a paciência para me ouvir e por partilhar comigo o amor pela Medicina Veterinária.

Agradeço à Profa. Karinne Spirandelli por ter acreditado neste trabalho e, assim, tê-lo tornado possível com a sua orientação, e à médica-veterinária Ana Carolina por ter me auxiliado na execução da parte prática da pesquisa e por ter me ensinado tanto sobre a medicina de animais silvestres e exóticos, que é a minha grande paixão.

Agradeço aos criadores e tutores que, gentilmente, cederam suas aves e um pouco do seu tempo para que esta pesquisa se concretizasse.

Por fim, agradeço a todos os meus professores, desde os primeiros anos da escola até a universidade, porque deram, cada um da sua forma, uma contribuição para a minha formação como pessoa e profissional.

“Comece fazendo o que é necessário, depois o que é possível, e de repente você estará fazendo o impossível”.

(Francisco de Assis)

RESUMO

A clamidiose é uma zoonose de importância na saúde pública, e sua transmissão para humanos ocorre, principalmente, por meio do contato com aves de estimação. Esses animais ocupam o segundo lugar no *ranking* de animais de estimação no Brasil, onde a ocorrência da clamidiose é subestimada, apesar de estudos indicarem que a doença é endêmica no país. Diante disso, o presente trabalho teve como objetivo investigar a ocorrência de *Chlamydia psittaci* em 68 aves de estimação da espécie calopsita (*Nymphicus hollandicus*) da cidade de Uberlândia-MG. Foram coletadas amostras de coana, cloaca e amostras fecais frescas para a detecção da bactéria por meio do teste da PCR. A ocorrência encontrada foi nula. Este trabalho conclui que a conscientização dos tutores e criadores quanto à adoção de medidas para a prevenção e controle dessa doença é importante, e que a orientação destes quanto aos riscos do uso indiscriminado de antimicrobianos é uma questão de saúde pública.

Palavras-chave: psitacose; ornitose; zoonose; calopsitas.

ABSTRACT

Chlamydiosis is a public health important zoonosis, and its transmission to humans occurs mainly through contact with pet birds. These animals rank the second position in most popular pets in Brazil, where the occurrence of chlamydiosis is underestimated, although studies indicate that the disease is endemic in the country. Therefore, the present work aimed to investigate the occurrence of *Chlamydia psittaci* in 68 cockatiel chicks (*Nymphicus hollandicus*) of the city of Uberlandia, Minas Gerais, Brazil. Samples of choana, cloaca, and fresh fecal samples were collected for the detection of the bacteria by PCR test. The occurrence found was null. This work concludes that it is important to raise the awareness of owners and breeders about measures to prevent and control this disease, and that orientating them about the risks of overusing antibiotics is a public health issue.

Keywords: psittacosis; ornitosis; zoonosis; cockatiel chicks.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO -----	08
2	REVISÃO DE LITERATURA	
2.1	Ciclo biológico da <i>Chlamydia psittaci</i> -----	10
2.2	Clamidiose aviária -----	10
2.3	Tratamento, controle e profilaxia da clamidiose -----	11
2.4	Detecção de <i>C. psittaci</i> em aves -----	12
2.5	Clamidiose humana -----	13
3	MATERIAL E MÉTODOS -----	14
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO -----	15
5	CONCLUSÃO -----	21
	REFERÊNCIAS -----	22

1 INTRODUÇÃO

A clamidiose, também conhecida como psitacose ou ornitose (MOSCHIONI et al., 2001), é uma das principais zoonoses transmitidas por aves silvestres, e a maioria dos casos em humanos decorre do contato com aves de estimação (RASO, 2014). O patógeno causador da doença é a bactéria *Chlamydia psittaci* (AHMED et al., 2017). Atualmente, *C. psittaci* ou anticorpos contra a bactéria foram detectados em pelo menos 469 espécies de aves selvagens ou de companhia pertencentes a 30 ordens (KALETA; TADAY, 2003).

O termo “psitacose” (da palavra latina *psittacus*, que significa “papagaio”) data de 1895, quando Morange descreveu um agente infeccioso transmitido por papagaios que causa, em humanos, sintomas semelhantes aos da gripe (VANROMPAY et al., 1995). Entretanto, o termo “ornitose” descreve com maior exatidão o potencial de várias espécies de aves como transmissoras da doença (MOSCHIONI et al., 2001). Atualmente, sabe-se que esse patógeno é endêmico em várias indústrias avícolas e que pode causar pneumonia atípica grave em humanos (BURNARD; POLKINGHORNE, 2016).

Os animais selvagens podem atuar como reservatórios de *Chlamydia psittaci*, e o contato com esses animais pode ser um fator de risco para a transmissão dessa zoonose. A bactéria já foi relatada em aves, anfíbios, répteis e mamíferos, sendo as aves consideradas os principais reservatórios (BURNARD; POLKINGHORNE, 2016). Psitaciformes de estimação, pombos-correio e pombos de vida livre são as principais aves que atuam como reservatórios da psitacose (BEECKMAN; VANROMPAY, 2009).

Os humanos adquirem a doença por meio da inalação de *C. psittaci* em aerossóis de urina, fezes secas, secreções oculares e respiratórias de aves infectadas. O contato boca-bico, bicadas e o manuseio de penas e tecidos dessas aves também representam risco zoonótico (BEECKMAN; VANROMPAY, 2009). A limpeza de comedouros e o contato direto com material fecal são fatores de risco importantes para a transmissão dessa zoonose (BURNARD; POLKINGHORNE, 2016).

Nesse contexto, devido ao contato mais próximo com esses animais, funcionários de zoológicos, veterinários, biólogos e proprietários de aves são grupos de risco para a clamidiose (RASO, 2014). A maioria das espécies de aves em que foi detectada a presença de *C. psittaci* ou anticorpos contra a bactéria pertence à ordem dos Psittaciformes (KALETA; TADAY, 2003), representada por espécies de papagaios, araras, maritacas, periquitos (FEITOSA, 2014) e outras.

A clamidiose aviária consta na lista de doenças animais notificáveis da Organização Mundial para a Saúde Animal (OIE, 2017). Em diversos países, como nos Estados Unidos, essa doença é de notificação obrigatória (PROENÇA; FAGLIARI; RASO, 2011). No Brasil, entretanto, a notificação é obrigatória apenas nos casos de clamidiose humana (RASO, 2014). A prevalência de *C. psittaci* no país é subestimada (PROENÇA; FAGLIARI; RASO, 2011), apesar de as pesquisas realizadas até o momento indicarem que a doença é endêmica no Brasil (RASO, 2014).

De acordo com o IBGE (2013), o número de aves de estimação no Brasil chega a 37,9 milhões, ocupando o segundo lugar no ranking de animais de estimação, perdendo lugar apenas para os cães. Tendo em vista a grande popularidade das aves como animais de estimação no Brasil, a importância da clamidiose na saúde pública e a subestimação da real situação epidemiológica da doença no país, faz-se necessário o conhecimento da prevalência da colonização por *C. psittaci* em diferentes espécies de aves tidas como *pets*, principalmente quando se considera que esses animais podem ser portadores assintomáticos do micro-organismo e potenciais transmissores dessa zoonose para humanos.

Diante disso, o presente trabalho propôs o levantamento da ocorrência de *Chlamydia psittaci* em aves de estimação da espécie calopsita (*Nymphicus hollandicus*), que pertence à ordem dos Psittaciformes, e cujos indivíduos são bastante populares como animais de estimação. O objetivo deste trabalho foi determinar a ocorrência de *Chlamydia psittaci* em um grupo de 68 calopsitas da cidade de Uberlândia, provenientes de tutores e criadores comerciais, por meio do teste da PCR (reação em cadeia da polimerase), realizada a partir de *swabs* de coana e cloaca e de amostras fecais.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Ciclo biológico da *Chlamydia psittaci*

C. psittaci é um cocobacilo Gram-negativo e intracelular obrigatório (PROENÇA; FAGLIARI; RASO, 2011) que apresenta duas formas em seu ciclo biológico: corpos elementares (CEs), que são infecciosos, e corpos reticulares (CRs), que possuem potencial reprodutivo. Os CEs (0,2-0,3 μm) são metabolicamente inativos e garantem a sobrevivência extracelular da bactéria e a infecção da célula hospedeira, enquanto os CRs (0,6-1,5 μm) são metabolicamente ativos e responsáveis pela replicação intracelular e geração da bactéria infecciosa (RASO, 2014).

O ciclo de desenvolvimento de *C. psittaci* tem duração de 48h, e inicia-se com a endocitose dos CEs pela célula hospedeira. Posteriormente, os CEs convertem-se em CRs, que parasitam as mitocôndrias para extrair a energia necessária para seu crescimento e multiplicação (parasitos energéticos obrigatórios), já que não são capazes de produzir fosfatos de alta energia. A multiplicação por divisão binária origina os corpúsculos de inclusão ou corpos de Levintal-Collie-Lilie, que são microcolônias compostas por 100 a 500 micro-organismos por célula. Após a maturação, os CRs diferenciam-se em CEs, que são liberados a partir da lise da célula hospedeira. Células infectadas podem transmitir as bactérias para as células-filhas durante seu processo de divisão, perpetuando a infecção (RASO, 2014).

2.2 Clamidiose aviária

Chlamydia psittaci pode causar doença sistêmica clínica em várias espécies de aves, mamíferos, répteis e anfíbios (KALETA; TADAY, 2003). Apesar de serem suscetíveis à infecção, os ruminantes domésticos e os répteis são raramente associados à transmissão para humanos, enquanto as aves são frequentemente envolvidas nos relatos de clamidiose humana (TELFER et al., 2005). Casos de transmissão entre humanos já foram sugeridos, porém não foram confirmados (HARKINEZHAD et al., 2009).

A clamidiose aviária pode se apresentar de forma aguda, subaguda, crônica ou inaparente, dependendo da espécie e do estado imunológico da ave, da patogenicidade do micro-organismo, do grau de exposição à bactéria, da porta de entrada e de doenças

concomitantes (GERLACH, 1994; ANDERSEN; VANROMPAY, 2003). *C. psittaci* penetra no organismo pelo trato respiratório superior e dissemina-se pela corrente sanguínea, podendo ser encontrada no parênquima pulmonar e nas células retículo-endoteliais do baço e do fígado (KALETA; TADAY, 2003).

Os sinais clínicos da doença nas aves são variáveis e inespecíficos, como anorexia, emaciação, desidratação, letargia, plumagem eriçada, blefarite, secreção nasal, dispneia, diarreia, infertilidade, urato amarelo-esverdeado, tremores, convulsões e óbito. Dentre as alterações anatomopatológicas mais encontradas, destacam-se: conjuntivite, sinusite, aerossaculite, pneumonia, pericardite, hepatomegalia, esplenomegalia e enterite (RASO, 2014).

A forma inaparente da doença, frequente em aves adultas expostas a cepas de baixa e média virulência, caracteriza-se pela ausência de sinais clínicos evidentes, representando um desafio para o diagnóstico, e essas aves podem eliminar *C. psittaci* de forma intermitente (ANDERSEN; VANROMPAY, 2003). A eliminação fecal pode ser ativada sob condições de estresse relacionadas a manejo, superpopulação, deficiências nutricionais, transporte prolongado, frio, reprodução e postura (HARKINEZHAD et al., 2009).

2.3 Tratamento, controle e profilaxia da clamidiose

O tratamento da clamidiose aviária é preconizado por 45 dias. As tetraciclina são os antimicrobianos mais efetivos, sendo a doxiciclina o fármaco de eleição. Entretanto, os corpos elementares não são suscetíveis à antibioticoterapia, pois não apresentam metabolismo ativo, o que torna o tratamento da doença difícil e nem sempre eficaz. Medidas de limpeza e desinfecção ambiental são fundamentais para evitar a reinfecção do paciente e a infecção de outras aves (RASO, 2014).

Os corpos elementares podem permanecer viáveis por longo período em excreções secas ou por vários dias em água à temperatura ambiente, mas são pouco resistentes a

desinfetantes comuns, como o hipoclorito (RASO, 2014), o etanol a 70% e compostos de amônia quaternária, assim como ao calor e à luz solar (ANDERSEN; VANROMPAY, 2003).

Para prevenir e controlar a clamidiose, é recomendável a limpeza de gaiolas, bebedouros e comedouros diariamente, bem como a limpeza e desinfecção destes após a saída e antes da entrada de outras aves. Descartar materiais que não possam ser adequadamente desinfetados, como madeira, também é importante. Além disso, deve-se evitar misturar aves de diferentes fontes, fazer um período de quarentena de pelo menos 30 dias para aves recém-adquiridas e isolar as aves doentes (BALSAMO et al., 2017).

2.4 Detecção de *C. psittaci* em aves

De acordo com Raso (2014), o isolamento da bactéria é oneroso, demorado e requer meio de transporte específico. Atualmente, no Brasil, estão disponíveis comercialmente a PCR (reação em cadeia da polimerase) e testes sorológicos para o diagnóstico de clamidiose em aves. Segundo Proença, Fagliari e Raso (2011), a detecção de sequências específicas de DNA para identificação do agente etiológico, por meio da PCR, apresenta altas sensibilidade e especificidade.

Já os testes sorológicos têm desvantagens como a ocorrência de reações cruzadas com outras bactérias e falha na detecção dos anticorpos em infecção recente ou após antibioticoterapia (GERLACH, 1994). A confirmação do diagnóstico de clamidiose aviária por meio de teste sorológico requer um aumento de pelo menos quatro vezes no título de anticorpos em duas amostras de soro coletadas com um intervalo mínimo de duas semanas e testadas no mesmo laboratório (RASO, 2014).

Segundo Vasconcelos (2013), o tempo pós-exposição ao agente parece alterar o sítio de coleta mais confiável para a sua detecção, uma vez que sua eliminação pelas fezes ocorre após a replicação primária no trato respiratório superior e bacteremia. Os *swabs* de orofaringe e coana são mais consistentes em estágios iniciais de infecção (RASO, 2014), enquanto em estágios mais avançados, as amostras cloacais e fecais são mais confiáveis (VASCONCELOS, 2013). A coleta de amostras de diferentes locais aumenta as chances de detecção do micro-organismo (RASO, 2014).

2.5 Clamidiose humana

A clamidiose humana é considerada rara, porém potencialmente severa e que oferece risco à vida. Caracterizada inicialmente por sintomas semelhantes aos da gripe – como dor de cabeça, febre, letargia e anorexia –, ao fim da primeira semana após o início dos sintomas, tosse seca e outros sinais de pneumonia atípica aparecem (GAEDE et al., 2008). À medida em que a infecção progride, o sistema cardiovascular pode ser afetado (GAEDE et al., 2008), assim como o trato gastrointestinal e o sistema nervoso (MOSCHIONI et al., 2001).

Em mais da metade dos casos, são relatados calafrios, mialgia, hepatomegalia e esplenomegalia (MOSCHIONI et al., 2001). Outros sintomas descritos são vômitos, diarreia e dor abdominal (SENN; GREUB, 2008). Em casos raros, pode haver complicações como endocardite e encefalite (RODOLAKIS; MOHAMAD, 2010), icterícia (SAMRA et al., 1991) e falência múltipla de órgãos (HEDDEMA et al., 2006). Pessoas que trabalham com aves indivíduos imunossuprimidos, idosos ou com problema respiratório crônico têm maior risco de desenvolver a doença (RASO, 2014).

Casos fatais de clamidiose humana ocorrem em até 25% dos pacientes não tratados e em menos de 1% dos tratados corretamente (PROENÇA; FAGLIARI; RASO, 2011). O diagnóstico e tratamento precoces são fundamentais para o prognóstico, devido à boa resposta terapêutica, sendo importante considerar a clamidiose como diagnóstico diferencial nos casos de pneumonia comunitária que não responde à antibioticoterapia convencional e cuja epidemiologia é positiva para a exposição às aves (MOSCHIONI et al., 2001).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Este trabalho foi aprovado pela Comissão de Ética na Utilização de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Uberlândia sob o protocolo nº 084/17. Para a detecção de *Chlamydia psittaci* por meio do teste da PCR, foram coletadas amostras de coana, cloaca e fezes frescas de 68 calopsitas (*Nymphicus hollandicus*), conforme recomendação de coleta de amostras de mais de um local do corpo da ave (RASO, 2014).

As aves foram provenientes de tutores e criadores comerciais da cidade de Uberlândia, e não apresentavam sintomatologia clínica, com exceção de quatro aves que demonstraram ruído respiratório durante a coleta. As coletas foram realizadas por meio de kit específico enviado pelo laboratório São Camilo, em Maringá-PR, onde as amostras foram processadas e os exames realizados.

As amostras clínicas foram obtidas nas estruturas físicas dos tutores e criadores. Após a contenção física das aves, foram coletadas amostras de coana e cloaca com *swabs* estéreis da linha ABSORVE (fabricante CRAL), fornecidos pelo laboratório. O *swab* de cloaca foi realizado introduzindo-se um *swab* fino de haste metálica (de tamanho adequado à cloaca das aves em questão) e raspando a parede do órgão com movimentos circulares. O *swab* de coana foi obtido por meio da fricção da fenda da coana, situada no palato, com um *swab* de haste plástica. As amostras de fezes frescas foram coletadas em papel filtro, também fornecido pelo laboratório, logo após defecação espontânea.

As amostras biológicas foram acondicionadas em caixa de isopor e enviadas a Maringá-PR por transporte rápido, conforme recomendações do laboratório. No laboratório, os equipamentos utilizados e o protocolo para o processamento das amostras e realização da PCR seguem a padronização Green e Sambrook (2012). As amostras foram processadas em *pool*.

Os dados obtidos neste trabalho foram analisados por meio de frequência absoluta e frequência relativa. A ocorrência (%) de *Chlamydia psittaci* nas aves de estimação que participaram da pesquisa foi calculada pela seguinte fórmula:

$$\frac{\text{Número de aves infectadas}}{\text{Número de aves amostradas}} \times 100$$

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

No período de 6 a 30 de junho de 2018, foram coletados *swabs* de coana e cloaca e amostras fecais de 68 calopsitas de tutores e criadores da cidade de Uberlândia. As amostras biológicas de cada ave foram guardadas em envelopes individuais e acondicionadas em uma caixa de isopor, que foi enviada para o laboratório São Camilo, onde foram analisadas por meio da PCR. Das 68 aves que participaram do estudo, 13 (19,0 %) eram provenientes de tutores e 55 (80,9 %) de criadores.

Os exames de PCR não detectaram a presença de *Chlamydia psittaci* em nenhuma das aves avaliadas. A proveniência das aves e os resultados dos exames estão descritos na Tabela 1. De acordo com o laboratório, os resultados não excluem a possibilidade de presença da bactéria nos animais, porém indicam que a carga bacteriana pode estar abaixo do limiar de sensibilidade do método utilizado, que é de 50 cópias/mL da amostra.

Tabela 1. Distribuição das amostras em relação à proveniência dos animais incluídos no estudo.

Amostra	Tutor / Criador	Nº de calopsitas	Resultados da PCR
1	Tutor 1	1	Não detectável*
2	Tutor 2	2	Não detectável
3	Tutor 3	2	Não detectável
4	Tutor 4	2	Não detectável
5	Tutor 5	2	Não detectável
6	Tutor 6	4	Não detectável
7	Criador 1	10	Não detectável
8	Criador 2	15	Não detectável
9	Criador 3	15	Não detectável
10	Criador 4	15	Não detectável
	Total	68	Não detectável

* Indica carga bacteriana abaixo do limiar de sensibilidade (50 cópias/mL) do método utilizado.

As calopsitas das amostras 1, 3 e 6 praticamente não têm contato com outras aves de estimação, domésticas ou silvestres. Já as calopsitas das amostras 2, 4 e 5

convivem com outras espécies de aves no mesmo ambiente. Nas instalações de todos os criadores, há barreiras físicas que impedem a entrada de aves silvestres. Os tipos de recinto e os contactantes das calopsitas estão descritos na Tabela 2 e esquematizados na Figura 1.

Em um estudo com aves de companhia no Distrito Federal, realizado por Proença et al. (2010), 38% (35/92) das calopsitas avaliadas foram positivas para *Chlamydia psittaci*. Todas as aves que participaram da pesquisa possuíam histórico e sinais clínicos compatíveis com clamidiose ou foram positivas em exames de PCR de rotina para *C. psittaci*, mesmo sem sinais clínicos aparentes. Foram coletadas duas amostras de fezes de cada indivíduo em dias alternados e o material foi analisado por meio da PCR.

Já Silva (2013) detectou *Chlamydia psittaci* em 1,2% (1/85) das calopsitas provenientes de criadores e em nenhuma das 21 aves de proprietários do Distrito Federal. Foram coletados *swabs* orais de 71 calopsitas e cloacais de todas as aves (106) avaliadas no estudo. As amostras biológicas foram analisadas por meio da PCR. Segundo Silva (2013), uma das possíveis explicações para a baixa ocorrência encontrada de *C. psittaci* em comparação com outros trabalhos foi a forma de amostragem utilizada.

A amostragem aleatória evita uma amostra viciosa (SILVA, 2013), o que pode ocorrer quando as aves são provenientes de uma clínica ou hospital veterinário, onde os animais são levados, geralmente, por apresentarem algum sinal clínico notado pelo tutor e, por isso, têm maior chance de ter alguma doença. Proença et al. (2010) utilizaram dados de animais atendidos em uma clínica veterinária e selecionaram aves que possuíam histórico e sinais clínicos compatíveis com clamidiose ou resultado positivo para a doença em exames de PCR de rotina. Portanto, as chances de detecção de aves positivas eram maiores. Já o presente estudo utilizou uma forma de amostragem semelhante a de Silva (2013), uma vez que as aves são de criadores e tutores que aceitaram contribuir para a pesquisa, e não provenientes da casuística de animais atendidos em alguma clínica ou hospital veterinário.

As diferentes metodologias de coleta também podem ter influenciado nas diferenças entre os resultados encontrados. Considerando a eliminação intermitente de *C. psittaci* e os diferentes sítios de detecção conforme o estágio da doença, Raso (2014) recomenda a coleta seriada de mais de uma amostra clínica da ave em um período de 3 a 5 dias e/ou a coleta de amostras de diferentes locais do corpo do animal. Neste trabalho, optou-se pela coleta de três tipos de amostras (*swabs* de coana e cloaca e amostra fecal) e, de forma semelhante, Silva (2013) coletou amostras de dois locais (cloaca e cavidade oral). Já Proença et al. (2010) optaram pela coleta de fezes em dois dias alternados.

Tabela 2. Descrição dos tipos de recinto e contato com outras espécies aviárias.

Amostra	Tutor/Criador	Nº de calopsitas	Tipos de recinto e contactantes
1	Tutor 1	1	Gaiola, sem contato com as galinhas que vivem no quintal da casa Não tem contato com outras aves de estimação, domésticas ou silvestres
2	Tutor 2	2	Gaiola no mesmo cômodo que outras gaiolas com periquitos australianos (<i>Melopsittacus undulatus</i>), agapornis (<i>Agapornis</i> sp.) e canários (<i>Serinus canaria</i>) Contato com outras aves de estimação, mas não silvestres
3	Tutor 3	2	Ficam soltas dentro de casa, não há outras aves Não tem contato com outras aves de estimação, domésticas ou silvestres
4	Tutor 4	2	Gaiola no mesmo cômodo que outra gaiola com periquitos australianos Contato com outras aves de estimação, mas não silvestres
5	Tutor 5	2	Viveiro, em convívio com periquitos australianos, galinhas e pintinhos, separado por uma tela de um viveiro de agapornis Contato com aves de estimação e domésticas, mas não silvestres
6	Tutor 6	4	Parte do dia em gaiola e parte em viveiro, não há outras aves Não tem contato com outras aves de estimação, domésticas ou silvestres
7	Criador 1	10	Gaiolas, sem contato com os patos que vivem no quintal da casa Não tem contato com outras aves de estimação, domésticas ou silvestres
8	Criador 2	15	Viveiro, em convívio com periquitos australianos Contato com outras aves de estimação, mas não silvestres
9	Criador 3	15	Gaiolas no mesmo cômodo que outras gaiolas com agapornis, periquitos australianos, canários, mandarins (<i>Taeniopygia guttata</i>), diamantes-de-gould (<i>Erythrura gouldiae</i>) e outras Contato com outras aves de estimação, mas não silvestres
10	Criador 4	15	Gaiolas ao lado de um viveiro com agapornis, codornas chinesas (<i>Coturnix adansonii</i>) e uma pomba (<i>Columba livia</i>) Contato com outras aves de estimação, mas não silvestres

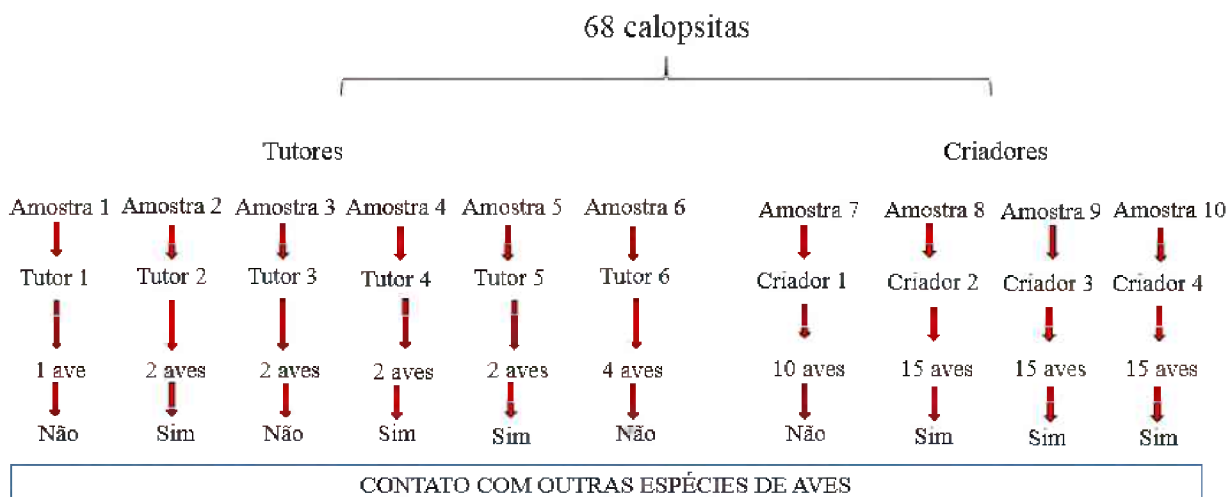


Figura 1. Distribuição esquematizada dos animais incluídos no estudo.

No presente estudo, era esperado que as calopsitas que convivem com outras espécies aviárias, principalmente agapórnis e periquitos australianos, que são psitacíformes, apresentariam maior detecção de *C. psittaci*, tendo em vista que a bactéria ou anticorpos foram detectados em mais de 30 ordens de aves, especialmente Psitacíformes (KALETA; TADAY, 2003). Proença et al. (2010) constataram que 85% das aves positivas apresentavam histórico de contactantes recentes, ou seja, foram adquiridas há menos de um mês ou estiveram em contato com outras aves de vida livre ou cativeiro há um mês ou período inferior. Entretanto, a relação entre maior detecção e contactantes não foi verificada no presente trabalho, o que pode ser devido à ocorrência encontrada.

Outro resultado esperado era o de que algumas calopsitas da amostra 7 apresentassem resultado positivo na PCR, tendo em vista que, durante a coleta de materiais, notou-se que quatro aves apresentavam ruído respiratório, que se exacerbava no momento da contenção física. Entretanto, apesar de *C. psittaci* ser uma suspeita em casos de afecções respiratórias em aves, a bactéria não foi detectada nos exames. Seria necessária a realização de outros exames para realizar o diagnóstico diferencial de outras possíveis doenças infecciosas que afetam o trato respiratório das aves, como aspergilose e micoplasmose (MARIETTO-GONÇALVES, 2016).

O Criador 3 relatou que já teve um surto de clamidiose nas calopsitas do plantel após adquirir aves de um criador desconhecido. Para controlar a doença, foram adotadas medidas como a desinfecção de bebedouros, comedouros e grades do fundo das gaiolas por imersão em água sanitária ou amônia quaternária a cada 15 dias. Além disso, três vezes por semana

os jornais são trocados e é feito o uso de desinfetantes à base de compostos quaternários de amônia em *spray* nas gaiolas. À época do surto, o tratamento das aves foi realizado com doxiciclina na água de bebida.

O Criador 4 também relatou que já teve aves positivas para *Chlamydia psittaci*. Entre as medidas adotadas, o criador mencionou a colocação de uma tela para impedir a entrada de aves silvestres no cômodo em que as calopsitas vivem. O tratamento das aves foi feito com doxiciclina por 45 dias e tilosina por 14 dias, e é repetido uma vez por ano. A limpeza do fundo das gaiolas é feita a cada dois dias, e a lavagem com água sanitária ocorre mensalmente.

O uso de água sanitária e compostos quaternários de amônia pelos Criadores 3 e 4 está de acordo com o preconizado por Balsamo et al. (2017). Segundo esses autores, a desinfecção com esses compostos é eficaz contra *C. psittaci*, que é sensível a soluções de 1:1000 de amônia quaternária e 1:32 de água sanitária.

O tratamento das aves com doxiciclina por 45 dias é eficaz, considerando a negatificação de culturas de amostras fecais para *C. psittaci* (GRESPLAN, 2009). Entretanto, os corpos elementares, por serem metabolicamente inativos, não são suscetíveis à antibioticoterapia, de forma que a ave pode continuar como portadora mesmo após o tratamento (RASO, 2014). Além disso, como o agente tem característica de eliminação intermitente (ANDERSEN; VANROMPAY, 2003), a negatificação de culturas não é garantia de sua completa eliminação do organismo da ave.

A repetição anual do tratamento pelo Criador 4, entretanto, não está de acordo com a literatura. Segundo Ecco et al. (2009), proprietários de aves utilizam tetraciclinas para qualquer doença ou mesmo de forma profilática, sendo necessário fazer um alerta quanto ao uso indiscriminado desses antimicrobianos, devido ao risco do surgimento de cepas resistentes e considerando a importância dessa classe de antimicrobianos no tratamento da clamidiose em pessoas.

Tratamentos prolongados com doxiciclina também negativam amostras fecais para culturas de bactérias da microbiota intestinal das aves, sugerindo um impacto negativo

considerável, devido à redução da capacidade de exclusão competitiva de agentes patogênicos (GRESPLAN, 2009). Logo, o uso indiscriminado de antimicrobianos por criadores não constitui uma questão de saúde pública apenas por contribuir para a resistência bacteriana a antimicrobianos, mas por tornar as aves mais susceptíveis a outras doenças, inclusive zoonóticas.

As amostras 9 e 10 (criadores 3 e 4) totalizam 30 de 68 aves. Portanto, 44% das aves que participaram da pesquisa são provenientes de criadores que realizam medidas de controle de clamidiose no plantel, o que pode ter influenciado na não detecção de *C. psittaci* neste trabalho. Outro fator que pode ter influenciado é o fato de que não foram coletadas amostras de aves em reprodução, período de postura ou criação de filhotes, por opção dos criadores, a fim de evitar o estresse desses animais. Esses períodos são bastante estressantes para as aves, podendo afetar o sistema imune e ativar a eliminação de *C. psittaci*. Segundo Harkinezhad et al. (2009), a eliminação fecal da bactéria pode ser ativada em condições estressantes relacionadas a reprodução e postura, entre outras.

Não foi possível coletar amostras fecais de duas aves da amostra 7 e três aves da amostra 8, provavelmente devido ao estresse da contenção física para a realização dos *swabs*. Inicialmente, os *swabs* eram coletados e as aves eram colocadas em gaiolas ou caixas forradas por papel alumínio para a defecação espontânea e a coleta das fezes. Algumas aves demoraram muito ou não defecaram mesmo após mais de uma hora de espera. Após a inversão da ordem de coleta, começando pela defecação espontânea e, posteriormente, realizando-se os *swabs*, a coleta das três amostras de cada ave foi mais rápida e foi possível colher fezes de todas as calopsitas.

5 CONCLUSÃO

Não foi verificada a presença de *Chlamydia psittaci* nas aves estudadas. Este trabalho mostra que a conscientização dos tutores e criadores quanto à adoção de medidas para a prevenção e controle dessa doença é importante, mas é uma questão de saúde pública alertá-los quanto ao uso indiscriminado de antimicrobianos.

REFERÊNCIAS

AHMED, B. et al. First Experimental Evidence for the Transmission of *Chlamydia psittaci* in Poultry through Eggshell Penetration. **Transboundary and Emerging Diseases**, Berlin, v. 64, n.1, p. 167-170, 2017.

ANDERSEN, A. A.; VANROMPAY, D. Avian Chlamydiosis (psittacosis, ornithosis). In: SAYF, Y. M. **Disease of poultry**. 11. ed. Ames: Iowa State University, 2003. p. 893-879.

BALSAMO, G. et al. Compendium of Measures to Control *Chlamydia psittaci* Infection Among Humans (Psittacosis) and Pet Birds (Avian Chlamydiosis). **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 31, n. 3, p. 262-282, 2017.

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

BURNARD, D; POLKINGHORNE, A. Chlamydial infections in wildlife-conservation threats and/or reservoirs of 'spill-over' infections?. **Veterinary Microbiology**, Amsterdam, v. 196, p. 78-84, 2016.

ECCO, R. et al. An outbreak of chlamydiosis in captive psittacines. **Brazilian Journal of Veterinary Pathology**, v. 2, n. 2, p. 85-90, 2009.

FEITOSA, F. L. F. **Semiologia veterinária: a arte do diagnóstico**. 3. ed. São Paulo: Roca, 2014. 627 p.

GAEDE, W. et al. *Chlamydophila psittaci* Infections in Humans during an Outbreak of Psittacosis from Poultry in Germany. **Zoonoses and Public Health**, Berlin, v. 55, n. 4, p. 184-188, 2008.

GERLACH, H. *Chlamydia*. In: RICHIE, B.W. et al. **Avian medicine: principles and application**. Flórida: Wingers, 1994. p. 984-996.

GREEN, M. R.; SAMBROOK, J. **Molecular Cloning: A Laboratory Manual**. 4. ed. New York: Cold Spring Harbor Laboratory Press, 2012. 2028 p.

GRESPLAN, A. **Clamidiose em calopsitas (*Nymphicus hollandicus*): perfil do proprietário e ensaio terapêutico**. 2009. 111 f. Dissertação (Mestrado em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009.

HARKINEZHAD, T. et al. *Chlamydophila psittaci* infections in birds: a review with emphasis on zoonotic consequences. **Veterinary Microbiology**, Amsterdam, v. 135, n. 1-2, p. 68-77, 2009.

HEDDEMA et al. An outbreak of psittacosis due to *Chlamydophila psittaci* genotype A in a veterinary teaching hospital. **Journal of Medical Microbiology**, Edinburgh, v. 55, p. 1571–1575, 2006.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **População de animais de estimação no Brasil**. 2013. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camaras-setoriais-tematicas/documentos/camaras-tematicas/insumos-agropecuarios/anos-anteriores/ibge-populacao-de-animais-de-estimacao-no-brasil-2013-abinpet-79.pdf>>. Acesso em: 10 ago. 2017.

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

MARIETTO-GONÇALVES, G. A. **Manual de Emergências Aviárias**. 2 ed. São Paulo: Editora MedVet, 2016. 201 p.

MOSCHIONI, C. et al. Pneumonia grave por *Chlamydia psittaci*. **Jornal de Pneumologia**, São Paulo, v. 27, n. 4, p. 219-222, 2001.

OIE (OFFICE INTERNATIONAL DES EPIZOOTIES) - WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. **OIE-Listed diseases, infections and infestations in force in 2017**. 2017. Disponível em: <<http://www.oie.int/animal-health-in-the-world/oie-listed-diseases-2017/>>. Acesso em: 10 ago. 2017.

PROENÇA, L. M. et al. Estudo epidemiológico e avaliação de diferentes protocolos de tratamento para *Chlamydophila psittaci* em aves de companhia no Distrito Federal. In: XIII CONGRESSO E XIX ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS. **Anais...** Campos do Jordão: ABRAVAS, 2010. p. 5-8.

PROENÇA, L. M.; FAGLIARI, J. J.; RASO, T. F. Infecção por *C. psittaci*: uma revisão com ênfase em psitacídeos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 41, n. 5, p. 841-847, 2011.

RASO, T. F. Clamidiose – Novas Abordagens Diagnósticas e Terapêuticas. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. v. 2. cap. 67. p. 1369-1379.

RODOLAKIS, A.; MOHAMAD, K. Y. Zoonotic potential of *Chlamydophila*. **Veterinary Microbiology**, Amsterdam, v. 140, p. 382-391, 2010.

SAMRA, Z. et al. Hepatitis in a family infected by *Chlamydia psittaci*. **Journal of the Royal Society of Medicine**, London, v. 84, n. 6, p. 347-348, 1991.

SENN, L.; GREUB, G. Local newspaper as a diagnostic aid for psittacosis: a case report. **Clinical Infectious Diseases**, Oxford, v. 46, n. 12, p. 1931-1932, 2008.

SILVA, S. S. **Avaliação clínica, laboratorial e detecção de *Chlamydophila psittaci* em calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) do Distrito Federal, Brasil**. 2013. 60 f. Dissertação (Mestrado em Saúde Animal) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2013.

TELFER, B. L. et al. Probable psittacosis outbreak linked to wild birds. **Emerging Infectious Diseases**, Atlanta, v. 11, n. 3, p. 391-397, 2005.

VANROMPAY, D. et al. *Chlamydia psittaci* infections: a review with emphasis on avian chlamydiosis. **Veterinary Microbiology**, Amsterdam, v. 45, p. 93-119, 1995.

VASCONCELOS, T. C. B. et al. *Chlamydophila psittaci* em aves silvestres e exóticas: Uma revisão com ênfase em saúde pública. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 9, n. 16, p. 2462-2477, 2013.