

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA**

**OCORRÊNCIA DE AVES SORORREAGENTES AO *MYCOPLASMA spp.*
EM LOCAIS DE REABILITAÇÃO DE AVES SILVESTRES
(RELATO DE CASO)**

THAIS MIRANDA MIGLIORINI

**UBERLÂNDIA-MG
2018**

THAIS MIRANDA MIGLIORINI

**OCORRÊNCIA DE AVES SORORREAGENTES AO *MYCOPLASMA spp.*
EM LOCAIS DE REABILITAÇÃO DE AVES SILVESTRES
(RELATO DE CASO)**

Trabalho apresentado a Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como requisito parcial a aprovação na disciplina de Trabalho de Conclusão de Curso II.

Orientadora: Profa. Dra. Anna Monteiro Correia Lima

UBERLÂNDIA -MG

2018

THAIS MIRANDA MIGLIORINI

**OCORRÊNCIA DE AVES SORORREAGENTES AO *MYCOPLASMA spp.*
EM LOCAIS DE REABILITAÇÃO DE AVES SILVESTRES
(RELATO DE CASO)**

Trabalho apresentado a Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como requisito parcial a aprovação na disciplina de Trabalho de Conclusão de Curso II.

Área de concentração: Doenças Infecções Contagiosas.

BANCA EXAMINADORA:

Profª. Dra. Anna Monteiro Correia Lima
Universidade Federal de Uberlândia – UFU

Prof. Dra. Belchiolina Beatriz Fonseca
Universidade Federal de Uberlândia – UFU

Residente Gabriela Alves Martins
Universidade Federal de Uberlândia – UFU

RESUMO

A Micoplasmose é uma doença que pode acometer várias espécies de aves, causando alterações no trato respiratório na maioria dos animais. Apesar da existência de vários estudos sobre a prevalência dessa doença na avicultura industrial e em aves de fundo de quintal, pouco se sabe sobre a sua prevalência em aves silvestres. Aves silvestres em processo de reabilitação para a soltura, podem adquirir a doença quando entram em contato com aves de fundo de quintal de propriedades rurais, onde os viveiros são construídos. Sendo assim, a investigação da existência de aves portadoras é uma ferramenta de extrema importância para os programas de conservação e soltura de aves silvestres, devido à proximidade com que esses indivíduos vivem no campo. Essa pesquisa teve como objetivo a identificação de aves caipiras sororreagentes ao *Mycoplasma spp.* em áreas destinadas a soltura de aves silvestres, através do teste de aglutinação sérica de placa rápida. Como resultado, foi possível observar que todas as aves de fundo de quintal amostradas eram sororreagentes ao *Mycoplasma gallisepticum* e ao *Mycoplasma synoviae*. Por isso, deve-se evitar a proximidade de aves em reabilitação com aves de outras espécies, de modo a auxiliar na redução da disseminação de patógenos na natureza e, conseqüentemente, no processo de conservação das mesmas. Sugere-se que estudos sejam conduzidos nesse sentido para se detectar aves portadoras.

Palavras-chave: Micoplasmose, Silvestres, Soroaglutinação

ABSTRACT

Mycoplasmosis is an infectious disease that can affect several avian species causing respiratory tract disorders for the majority of the infected poultry. There is a substantial number of studies about the prevalence of mycoplasmosis in the poultry industry and backyard poultry production. Nevertheless, little is known about the mycoplasmosis prevalence in wild birds. Wild birds can be infected during the rehabilitation when they get in contact with backyard birds from the country, where the nurseries are built. It is important to identify reservoir birds as an important tool for wildlife conservation and rehabilitation programs of wild birds, as the wild birds will be kept and released in the vicinity of poultry backyards. The main goal of this study was to identify backyard poultry serologic positive to *Mycoplasma spp.* living close to the areas designated for rehabilitation and release of wild birds using slide serologic agglutination test for the rapid diagnosis of *Mycoplasma* infection. The results show that all the sampled backyard birds were serologic positive to *Mycoplasma gallisepticum* and to *Mycoplasma synoviae*. This finding implies that the proximity of wild poultry in rehabilitation to other avian species must be avoided in order to restrain the pathogens spread to the wild environment. Such preventive measures can also be valuable for species conservation programs. It is therefore suggested that more works on identifying reservoir poultry are conducted.

Key words: Psittacidae, Poultry, Serology

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus por estar sempre ao meu lado, me protegendo e abençoando e por me permitir concluir a segunda graduação.

Agradeço a minha família, em especial a minha mãe Sueli, meu pai Show e meu irmão Bruno, pelo carinho nos momentos de dificuldade e por nunca desistirem de acreditar em mim. Aos meus tios, tias, primos, primas, minha cunhada Daiane e meu namorado Leandro.

À Universidade Federal de Uberlândia, por me proporcionar um ambiente agradável para aprendizado e um ensino superior de qualidade.

Agradeço a todos os técnicos, residentes e professores da Faculdade de Medicina Veterinária, pela imensa bagagem teórica e prática, mas principalmente por todo respeito e carinho pelos animais. Em especial a minha professora e orientadora Anna Lima, pela paciência e a dedicação durante todas as etapas de construção desse trabalho e por me mostrar o lado humano.

À professora Bia e a residente Gabriela por aceitarem a compor a minha banca de defesa e auxiliar na otimização desse trabalho.

Agradeço as amigas que a veterinária me proporcionou durante esses cinco anos, pelas risadas e lágrimas, pelos dias de estudo e noite mal dormidas, e principalmente pelo carinho que vou levar por toda vida. As amigas que a vida me deu, por me ampararem nos momentos de dificuldade, me dando forças para continuar por todos esses anos.

E agradeço principalmente a todos os animais, que assim como nós fazem parte desse mundo e por isso merecem todo respeito. Em especial, agradeço aos meus anjos de quatro patas, Meg e Capitu, por me ensinarem que o amor ultrapassa barreiras e faz morada no coração.

“A grandeza de uma nação pode ser julgada pelo modo que deus animais são tratados”

Mahatma Gandhi

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	8
2. REFERENCIAL TEÓRICO	9
2.1. Avicultura Industrial e Caipira	9
2.2. Aves Silvestres	10
2.3. <i>Mycoplasma spp.</i>	12
2.3.1. Transmissão	13
2.3.2. Prevalência	13
2.3.2. Patogenia	14
2.3.2. Sinais clínicos e lesões	15
2.3.4. Diagnóstico	16
2.3.5. Tratamento	16
3. OBJETIVOS	17
2.1. Objetivo geral	17
2.2. Objetivos específicos	17
4. MATERIAIS E MÉTODOS	17
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	18
6. CONCLUSÃO	20
7.REFERÊNCIAS	21

1. INTRODUÇÃO

O tráfico ou criação de animais silvestres sem autorização do Instituto Brasileiro do meio Ambiente e de Recursos Naturais (IBAMA) é um crime que está sujeito a multas e detenção de seis meses a um ano para o infrator. Mesmo assim, o tráfico de animais silvestres no Brasil tem se mostrado como um dos mais lucrativos comércios ilegais, em razão da sua imensa biodiversidade natural, o que contribuiu para o desequilíbrio ecológico e coloca em ameaça a existência de várias espécies nativas.

Devido à grande quantidade de animais apreendidos como vítimas do tráfico, principalmente as aves, a Associação Mineira de Defesa do Ambiente (AMDA) criou o projeto ASAS (Áreas de soltura de animais silvestres), o qual consiste em áreas destinadas ao resgate, tratamento e soltura desses animais. Dentre as aves que participam do projeto podemos citar as Araras, Papagaios, Corujas, Tucanos e o Trinca-ferro.

A maioria dos animais resgatados chegam em péssimas condições e por isso cerca de 15% dos animais não sobrevivem e outros 15% não conseguem mais se recuperar, necessitando viver em cativeiro para sempre. Após um período de recuperação daqueles que sobrevivem, posteriormente eles são cadastrados e seguem para triagem, onde passam por diversos exames com a finalidade de evitar a transmissão de doenças para aqueles que já estão saudáveis na área. Além disso, esses animais devem passar por um longo período de adaptação, no qual eles devem reaprender a viver no habitat.

Para otimizar o projeto, foi criado o ALIASAS, uma aliança entre o ASA e proprietários rurais que disponibilizam parte de suas áreas particulares para a construção e instalação dos viveiros. Porém, antes da construção dos viveiros, essas áreas passam por uma análise ambiental para verificar a existência de recursos naturais (água em boa quantidade e qualidade) e vegetais preservados, existência de biomas, e, principalmente, a realização de um levantamento da fauna local para garantir que futuramente, só haja a soltura de espécies de animais já existentes, ou seja, sem introduzir novas espécies em locais onde nunca existiram.

Então, as aves são alocadas nos viveiros e vivem nele até que estejam aptas e reabilitadas a viverem na natureza novamente. A escolha das propriedades para a construção dos viveiros deve seguir diversos critérios, dentre eles a disponibilidade do produtor parceiro, a existência de tratadores na propriedade, a disponibilidade de recursos naturais, proximidade a rodovias, a existência de animais domésticos e aves caipiras e o histórico de caça ou tráfico.

Porém, é difícil encontrar propriedades que consigam cumprir todos esses critérios. É comum que nestas propriedades existam criação de aves caipiras para subsistência, o que possibilita a transmissão de agentes patológicos para aves que estão em reabilitação dentro dos viveiros, levando, conseqüentemente, a sua disseminação na natureza. Diante disto, esse trabalho teve como objetivo investigar a presença de aves caipiras sororreagentes nos testes diagnósticos sorológicos de Micoplasmose.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Avicultura Industrial e Caipira

O crescimento da avicultura industrial no Brasil é uma realidade diária, que ocorre devido ao aumento da demanda nacional e internacional pelos produtos desse setor, como carne de frango, ovos e derivados (ALMEIDA, 2006). A partir da década de 60, o setor avícola brasileiro transformou-se em um verdadeiro complexo agroindustrial, se consolidando principalmente a partir da década de 70 (CARMO, 1999). Segundo a Embrapa, em 2071 o consumo médio *per capita*/ano de carne de frango no Brasil alcançou a média de 44,8 quilogramas por habitante/ano. Em consequência a esse crescimento ao longo das décadas, ouve a necessidade da construção e a instalação de granjas por todo território Brasileiro e com isso ouve o aparecimento e a disseminação de várias enfermidades dentro do setor.

Nascimento *et al.* (2001) citaram a Micoplasmose aviária como um dos principais problemas da avicultura mundial e após sua introdução na granja, o *Mycoplasma* é um agente de difícil eliminação e que se espalha rapidamente, sendo responsável por diversas perdas econômicas. Segundo o Plano Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) criado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), os estabelecimentos de controle permanente (avós, bisavós e linhas puras) devem ser livres para *Mycoplasma Gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae*, e os estabelecimentos de controle eventual (matrizes) devem ser livres para *Mycoplasma Gallisepticum* e sob vigilância para *Mycoplasma synoviae*. Além da avicultura industrial, alguns estudos relatam a prevalência desses agentes em aves de subsistência, mais conhecidas como aves de “fundo de quintal” ou caipiras.

2.2. AVES SILVESTRES

O Brasil possui 1834 espécies já identificadas de aves, sendo que 160 encontram-se na “Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção” (PINHO; NOGUEIRA, 2000). Os Psitacídeos fazem parte da família Psittacidae, a qual possui o maior número de espécies ameaçadas de extinção, dentre todas as famílias de aves, devido a sua beleza, variedade de plumagens e capacidade de imitar a voz humana (PINHO; NOGUEIRA, 2000). São aves de vida livre que se alimentam basicamente de sementes, castanhas e bagas, porém também podem se alimentar de pólen, líquens, fungos, insetos e duas larvas (MORTON, 1985). Dentre todas as espécies, as araras e os papagaios são as espécies de psitacídeos mais comercializadas (PINHO; NOGUEIRA, 2000).

A maioria dos Psitacíformes são monogâmicos e não possuem dimorfismo sexual (SNYDER *et al.*, 2000). A atividade reprodutiva é influenciada pelo fotoperíodo, variações térmicas e pluviométricas, por estarem intimamente relacionadas com a disponibilidade de alimento (MOLION, 1987; POLLOCK; OROSZ, 2002). Em cativeiro, essas aves reduzem drasticamente suas demandas energéticas e também recebem dietas com balanceamento de nutrientes incompleto. Além disso, essas aves realizam preferencialmente o consumo dos alimentos mais palatáveis, o que predispõe esses animais à obesidade, problemas reprodutivos e à deficiência nutricional (MENDES, 1999; CARCIOFI; SAAD, 2001; CARCIOFI *et al.*, 2003).

As principais causas que levam a extinção desses animais são a perda de *habitat* e o mercado ilegal. Esses fatores ainda são agravados pelas baixas taxas de reprodução e sobrevivências dos filhotes, elevadas exigências de escolha dos ninhos e número de adultos não reprodutores, e ainda por esses animais demorarem para atingir a maturidade sexual, dificultando então o repovoamento das espécies (COLLAR; JUNIPER, 1992; SNYDER *et al.*, 2000; WRIGHT *et al.*, 2001). O Brasil abriga a maior diversidade mundial de psitacídeos, contando com cerca de 80 espécies, das quais 16 estão ameaçadas, dentre elas estão as araras, maracanãs, periquitos e papagaios (DASZAK *et al.*, 2004).

Por isso, é de extrema importância a existência de programas de conservação e soltura de animais, assim como o controle do estado sanitário de animais em criatórios e vida livre (DEEM *et al.*, 2001; SAIDENBERG *et al.*, 2012). O estudo do estado clínico dessas aves é importante para a obtenção de dados sanitários afim de evitar a ocorrência de surtos de doenças, contaminação de ambientes naturais, declínio de populações ou ainda a extinção de espécies (DASZAK *et al.*, 2004).

Por isso, antes que as aves, que fazem parte do projeto ASAS, sejam reinseridas na natureza, elas devem passar por um processo de readaptação e pesquisa das doenças que mais acometem essas espécies, como a Micoplasmose, Influenza Aviária, Doença de NewCastle e Salmonelose. Os Programas de soltura de aves silvestres na natureza devem investigar a presença desses patógenos (BRASIL, 2008).

A Micoplasmose é uma doença que acomete com mais frequência pássaros e pombos, sendo relatada como agente de conjuntivite em mais de vinte espécies de passeriformes (FARMER *et al.*, 2005). Existem mais de cem espécies de *Mycoplasma* em todo o mundo causando doença em seres humanos e outros hospedeiros. Segunda a Organização Mundial da Saúde Animal, sendo que a Micoplasmose causada pelos agentes *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* são de notificação obrigatória, pois elas podem acometer aves silvestres, domésticas, de subsistência e de reprodução, afetando a saúde pública e a economia avícola e mundial (OIE, 2012a). Dentre as 25 espécies de *Mycoplasma* descritas em aves, 17 foram relatadas em aves silvestres (FISCHER, 2007).

Porém, as mais importantes são *M. synoviae*, *M. meleagridis* e principalmente o *M. gallisepticum* (BUIM, 2009; GIMENO, 2009; NASCIMENTO *et al.*, 2005). No estudo realizado por CARVALHO *et al.* (2017), das 41 espécies de psitacídeos, 14 espécies de aves apresentaram resultado positivo para *M. gallisepticum* e 3 apresentaram resultado positivo para *M. synoviae*. Segundo estudos feitos no Brasil, há uma grande quantidade de psitacídeos de cativeiro portadores dessas enfermidades (PACHECO; BIER, 1931; RASO, 2009; GOMES *et al.*, 2010). O *M. gallisepticum* foi investigado em papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*), Arara-canindé (*Ara ararauna*), papagaio do mangue (*Amazona amazônica*), arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*), jandaia (*Aratinga jandaya*) ararajuba (*Guarouba guarouba*) e pionus (*Pionus fuscus*) (GOMES *et al.*, 2010).

O portador inaparente é a principal fonte de infecção do *Mycoplasma* e por isso que é importante a observação e investigação de todas as aves recém-chegadas, visto que elas podem contribuir para a disseminação e manutenção do agente dentro de uma população animal. Nesse contexto, também é importante impedir a proximidade de aves de diferentes famílias dentro de um mesmo estabelecimento, adotando medidas de biossegurança, realizando exames para estabelecer diagnósticos e programas de quarentena. A redução da presença de agentes patogênicos é muito importante na prevenção da sua reinstalação (NASCIMENTO *et al.*, 2005).

2.3. MYCOPLASMOSE

A Micoplasmose é uma infecção causada por bactérias de distribuição mundial, da ordem Mollicutes, família Mycoplasmateceae e do gênero *Mycoplasma*, o qual possui cerca de 100 espécies. São bactérias gram negativas, sem parede celular (Mollicutes), de formato cocóide, cocobacilar ou pleomórficas e medem de 200 a 300 nanômetros (LEY, 2008). Possuem pequenas projeções nas suas membranas que auxiliam na motilidade, quimiotaxia e aderência aos receptores da célula hospedeira (LEY, 2008; NASCIMENTO, 2009). Formam pequenas colônias com cerca de 0,1 a 1 nanômetro, são pouco imunogênicas, muito sensíveis fora do hospedeiro e a maioria dos desinfetantes (KLEVEN, 2008). Porém, podem aumentar o tempo de sobrevivência fora do hospedeiro quando estão protegidas por matéria orgânica. Possuem tendência de colonizar a superfície das mucosas do epitélio respiratório e em caso de latência o agente fica localizado intracelularmente (não é reconhecido pelo sistema imune do hospedeiro) até que o hospedeiro sofra alguma imunodepressão (RANZIN, 1998).

Na imunidade celular ocorre uma superestimulação de linfócitos T e B, e na imunidade humoral há a produção de IgG e IgA, principalmente (NASCIMENTO *et al.*, 2005). Assim, a presença de cílios recobertos por material mucoso e a expulsão de partículas feita pelos movimentos ciliares constitui uma importante barreira natural do trato respiratório superior, auxiliando no combate a instalação de vários agentes. Possui alta morbidade em aves mais jovens, porém a mortalidade causada pelo agente não é significativa. Devido aos danos causados no epitélio respiratório, pode haver a invasão e instalação de agentes secundários, como a *E.coli*, aumentando as chances de ocorrência da doença respiratória ou septicemia, e neste caso pode aumentar a mortalidade e intensificar ainda mais a morbidade (ISLAM, 2011; SILVA *et al.*, 2008).

A severidade da doença depende da cepa do agente e há uma importante variação do período de sobrevivência segundo os possíveis meios orgânicos (DHONDT *et al.*, 2007). Christensen *et al.* (2007) mostraram que o agente pode sobreviver por quatro dias na alimentação dos animais, dois dias em água, três a cinco dias em penas, um a seis dias no algodão e na borracha e dois a três dias em cabelos. Além disso, eles mostraram que os procedimentos de higienização dos cabelos e pele que são realizados na granja reduzem o tempo de sobrevivência do agente nesses locais.

2.3.1 Transmissão

Sua disseminação ocorre por meio de transmissão horizontal, principalmente por meio de aerossóis, contágio indireto com outras aves ou ainda por meio de pessoas, outros animais, ração, água e fômites. A transmissão venérea ocorre por meio do acasalamento ou inseminação artificial (STIPKOVITS; KEMPFT, 1996; NASCIMENTO; PEREIRA, 2009). A transmissão vertical é o principal e mais importante meio de perpetuação da doença. A contaminação dos ovos ocorre através do contado saco aéreo abdominal com o ovário, com maior taxa de transmissão entre a quarta e sexta semana pós infecção. Porém, a transmissão horizontal também está presente e ocorre pelo contato direto entre as aves, pela presença de Micoplasmas em suspensão no ar (Via Aerógena), além também do contato indireto com aves caipiras, roedores, outros mamíferos, fômites penas, insetos, água e alimentos contaminados (DHONDT *et al.*, 2007). Por isso a introdução de aves portadoras na natureza pode agravar ainda mais o problema de extinção de algumas espécies.

2.3.2. Prevalência

A Micoplasmose já foi relatada em hospedeiros silvestres em diversas partes do mundo, inclusive no Brasil, onde já foi observada na avicultura industrial, avicultura de fundo de quintal e em aves silvestres como nos columbiformes, passeriformes, psitacídeos e tinamídeos (ANDRADE, 2012; DUARTE *et al.*, 2006; FERREIRA, 2012; GOMES *et al.*, 2010, 2012; MARQUES *et al.*, 2012; SOUZA, 2007).

Mendonça *et al.* (2003) encontraram uma prevalência de 41,65% de MG e 11,10% de MS em um plantel de galinhas poedeiras. Orsi *et al.* (2004) observaram um aumento no percentual de positividade para MS entre os anos de 1997 e 2003. Cardoso *et al.* (2006) encontraram uma prevalência de 1,58% de MG em 139.096 amostras testadas de frangos de corte. Rajkumar *et al.* (2017) analisaram as alterações *pós-mortem* de 13.394 aves e com base nas lesões macroscópicas e encontrou uma prevalência de 11,50% para doença respiratória crônica, mostrando similaridade com os estudos de prevalência de *Mycoplasma* realizados por Yunus *et al.*, (2008), Uddin *et al.*, (2010) e Razia *et al.*, (2012) que relataram a prevalência de DRC pelo exame *post-mortem* de 11,5, 9,87 e 12,84%, respectivamente.

Buchala *et al.* (2006) encontrou uma prevalência de 30,3% de MG e 40,6% de MS em 104 soros vindos de aves caipiras e de 3 granjas vizinhas de matrizes localizadas no estado de São Paulo, comprovando a existência de disseminação do agente entre as regiões estudadas. Mais recentemente, Silva *et al.* (2015) encontraram 18% de frangos de quintal positivos para MG e 26% para MS na região do Triângulo Mineiro. Messa Junior *et al.* (2017) estudou a presença de anticorpos para MG e MS em várias aldeias de Moçambique e encontraram uma prevalência média de 48,8% de Micoplasmose, sendo que algumas aldeias chegaram a ter uma prevalência de 72,4% para MG e 91,8% para MS.

Ainda há pouca informação sobre a prevalência de *Mycoplasma* em aves silvestres de cativeiro ou de vida livre no Brasil e no mundo (GERLACH, 1994; GOMES *et al.*, 2010). Duarte *et al.* (2006), Souza (2007) e Ferreira (2012) obtiveram animais positivos para MG e MS também no estado de São Paulo. Andrade *et al.* (2012) encontraram sororreação de MG e MS em psitacídeos de cativeiro no estado de Goiás, através de testes sorológicos. Gomes *et al.* (2010, 2012) identificaram psitacídeos de cativeiro e vida livre sororreagentes ao MG no estado de Minas Gerais e Marques *et al.* (2012) em tinamídeos de cativeiro, também por meio de testes sorológicos.

2.3.3. Patogenia

Segundo Phalen *et al.*, (2006), a patogenia da Micoplasmose ainda não está bem elucidada e por isso é importante a sua investigação. O *Mycoplasma* adere a célula do hospedeiro, ativando macrófagos e monócitos, que liberam citocinas em seguida, resultando no início da inflamação (QUINN *et al.*, 2005). A doença é caracterizada pela presença de animais assintomáticos ou com sintomatologia clínica. Após a infecção, o *M. gallisepticum* penetra na mucosa nasal ou conjuntival, causando destruição do epitélio respiratório e possibilitando o aparecimento de agentes secundários, levando a inflamação local, necrose e migração de células linfóides, as quais levam a destruição dos cílios e por isso prejudica a capacidade de expulsão de partículas estranhas, fato que aumenta ainda mais a possibilidade de infecções secundárias (LEY, 2008; MACHADO *et al.*, 2012). Ficam cerca de 6 a 21 dias em período de incubação e após esse período haverá o aparecimento dos sinais clínicos (LEY, 2008; NASCIMENTO, 2009). Algumas cepas possuem potencial mitogênico em células T e B, fazendo que haja estimulação da proliferação celular e, conseqüentemente, infiltração linfocitária. Possuem fatores reumatoides e secretam raramente toxinas neurotrópicas letais (BUIM, 2009; NASCIMENTO *et al.*, 2005).

2.3.4. Sinais clínicos e lesões

O *M. gallisepticum* (MG) é o agente da DRC (Doença respiratória crônica) em galinhas e o *M. synoviae* (MS) é o causador de sinovite em galinhas, porém também pode estar associado a doença subclínica de trato respiratório superior (Fischer, 2007). Dentre os principais sintomas causados por essas espécies estão a descarga nasal serosa ou mucosa, estertores traqueais, tosse, espirros e inchaço da região infraorbitária (COOKSON; SHIVAPRASAD, 1994; GANAPATHY; BRADBURY, 1998; GOMES *et al.*, 2012; HARTUP *et al.*, 2001; MURAKAMI *et al.*, 2002). Abbas *et al.* (2018) analisaram os sinais clínicos e os achados *pós-mortem* de 2341 aves positivas para *Mycoplasma spp.* e encontrou principalmente tosse, espirros, dispneia, abertura de bico, conjuntivite, secreção nasal e ocular, perda no ganho de peso, baixo consumo de ração, queda na produção de ovos, exsudatos e hemorragias epiteliais traqueais, pulmões de coloração avermelhada escura com hemorragias e bolsas de ar turvas.

Na forma crônica, possui aerossaculite severa por infecção secundária de *E. coli*, o que leva ao comprometimento de vários órgãos como pulmão, fígado e coração. Macroscopicamente é possível observar inflamação catarral dos seios nasais, traqueia e brônquios; sacos aéreos espessados, opacos e com depósito de fibrina; aerossaculite, pneumonia, pericardite, salpingite e perihepatite (ISLAM, 2011). Em relação a infecção pelo *M. synoviae*, sua patogenicidade depende da severidade da cepa. Algumas das mais patogênicas causam danos no sistema respiratório, e as outras causam sinovite. Pode levar a um quadro respiratório assintomático. Quando já existe dano prévio dos sacos aéreos, pode ocorrer exacerbação da patogenicidade. Há inchaço das articulações devido a tendinite e sinovite, crista pálida, dificuldade de locomoção e diminuição do consumo (ISLAM *et al.*, 2011; PEREIRA, 2009; SILVA *et al.*, 2008).

Uma vez infectados, os Psitacídeos podem desenvolver a Micoplasmose clínica, porém frequentemente se tornam portadores assintomáticos, onde desempenham importante papel na disseminação do agente (PHALEN *et al.* 2006). Os psitacídeos não são hospedeiros comuns, embora possam desenvolver sinusite e conjuntivite (PHALEN *et al.* 2006, BUIM *et al.* 2009). Sendo assim, a investigação da presença do *Mycoplasma* nessas aves é de extrema importância, já que elas se tornam portadoras e imunossuprimidas (BRADBURY *et al.* 1993), favorecendo ainda, o acometimento por outras enfermidades. Devido a imunossupressão que causam, podem reduzir a resposta humoral para as vacinas de NewCastle.

2.3.5. Diagnóstico

O diagnóstico da Micoplasmose pode ser feito através do histórico dos sinais, lesões, achados de necropsia, cultivo bacteriano, e testes sorológicos (TIMENETSKY, 2009). A Soroaglutinação rápida (SAR) é método qualitativo de eleição para a triagem de animais que apresentam anticorpos do hospedeiro anti-micoplasma, pois é considerado um teste de triagem extremamente rápido, sensível na detecção de imunoglobulinas do tipo IgM, e relativamente barato, quando comparado a outros métodos (CARDOSO, 2009; SANTOS, 2009). É amplamente utilizado como método diagnóstico no monitoramento da infecção na avicultura industrial. Reações cruzadas inespecíficas podem ser ocorrer no caso de grupos infectados por MS ou que foram vacinados recentemente, e por isso é necessária diluição prévia do soro para a redução dessas.

Caso o animal esteja doente, os anticorpos do soro reagem com o antígeno e há a formação de grumos azulados, indicando a positividade para a doença (LEY, 2008). O teste de inibição da hemaglutinação é utilizado para a confirmação do estado positivo e um lote, devido ele ser muito específico e sensível, porem pode apresentar resultados falso positivos como consequência. O método de Elisa é muito alto, porem pode acarretar em reações falso positivas devido a sua alta sensibilidade. A Organização Mundial de Saúde Animal preconiza que as amostras positivas no teste de SAR sejam encaminhadas para o teste de ELISA e os positivos desses teste para a Inibição da Hemaglutinação, com a finalidade de aumentar o controle e a biossegurança.

2.3.6 Tratamento e Controle

O Micoplasma não possui parede celular e por isso são resistentes ao uso de antibióticos que atuam na parede, assim, as infecções clínicas devem ser tratadas com clindomicina, combinada a estreptomicina, tilosina ou eritrocina. Em psitacídeos, preconiza-se o uso de tetraciclina no tratamento (GERLACH, 1994). Segundo o Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA), o controle da doença é realizado através de medidas de biossegurança, como programas de monitoria laboratorial vacinações, minimização de reações vacinais, controle da imunodepressão e dos fatores predisponentes, manter aves mais velhas separadas de aves jovens e isolar grupos afetados. A vacinação é proibida para estabelecimentos de controle permanente e autorizada para estabelecimentos de controle eventual.

Dessa forma, segundo o PNSA, as reprodutoras (bisavós, avós e matrizes) devem ser acompanhadas por monitoria sorológica; as Bisavós, avós, linhas puras e matrizes positivas para MG e MS devem ser sacrificadas com notificação obrigatória; e Matrizes positivas para MS devem ficar sob vigilância.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

Investigar a presença de aves caipiras reagentes no teste diagnóstico sorológico de Micoplasmose em áreas destinadas a soltura de aves silvestres.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

Para a realização dos testes, foram escolhidas quatro aves caipiras assintomáticas de fundo de quintal, pertencentes a duas propriedades rurais localizadas na cidade de Uberlândia – MG, sede para a construção de um viveiro destinado processo de reabilitação de aves de cativeiro para a vida-livre de aves do Projeto ASAS/ALIASAS. Cinco Psitacídeos em reabilitação de duas propriedades diferentes também foram escolhidos aleatoriamente para a pesquisa do agente, sendo que essas aves também eram assintomáticas. Para a realização dos testes, utilizaram-se amostras de soro sanguíneo. A contenção física dos animais e a coleta do sangue foi realizada por uma Médica Veterinária do IEF, respeitando-se um limite de 15 minutos entre contenção, coleta e liberação das aves.

Dedicou-se no máximo 5 minutos para coleta do sangue para cada ave, dentro dos viveiros onde as mesmas estavam alojadas. Foi coletado 1 ml de sangue, por punção da veia jugular com agulha hipodérmica e seringa estéril. Após a coleta, o sangue foi condicionado em microtubos de polipropileno de 1,5 mL/tubos plásticos de silício estéreis devidamente identificados e, após a formação de coágulo (em temperatura ambiente), foi mantido e encaminhado sob refrigeração a 5°C até o processamento. A triagem da Micoplasmose foi realizada por meio de teste de Aglutinação sérica de placa rápida para detecção de anticorpos contra MG e MS.

O teste foi realizado de acordo com as recomendações de Stanley e Yoder Jr. (1989) e do fabricante de antígenos (INATA Uberlândia Ltda.). Utilizando antígenos *Mycoplasma gallisepticum* (MG) e *Mycoplasma synoviae* (MS). As amostras de soro e antígenos estavam à temperatura ambiente no momento das análises. Duas alíquotas iguais de antígeno e soro (0,03 ml – uma gota) foram adicionadas à placa. A mistura soro-antígeno foi homogeneizada com auxílio de misturador disponível por dois minutos e posteriormente submetida a análise da presença de grumos. As amostras positivas no teste de RSA foram diluídas a 1: 8 em solução salina de NaCl a 0,85%.

A fim de aumentar a precisão da classificação das amostras de soro por RSA. Apenas os soros com aglutinação na diluição de 1: 8 foram considerados positivos para MG e MS. Nesta diluição, a mistura soro-antígeno apresentou coágulos corados com diferentes tamanhos, dependendo da intensidade da reação. Esses coágulos consistem dos antígenos (*Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae*) aglutinados pelos anticorpos presentes no soro. As amostras foram consideradas negativas quando não havia aglutinação antígeno-anticorpo, ou seja, a mistura antígeno-anticorpo permaneceu inalterada após dois minutos de agitação.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados do teste de Aglutinação sérica de placa rápida para detecção de anticorpos contra *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em aves caipiras estão presentes no Quadro 1. É possível afirmar que 100% das aves selecionadas apresentaram positividade para ambos os agentes.

Quadro 1. Resultados dos testes de Aglutinação sérica de placa rápida para detecção de anticorpos contra *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em aves caipiras.

	<i>Mycoplasma gallisepticum</i>	<i>Mycoplasma synoviae</i>
Animal 1	Positivo	Positivo
Animal 2	Positivo	Positivo
Animal 3	Positivo	Positivo
Animal 4	Positivo	Positivo

Os resultados do teste de Aglutinação sérica de placa rápida para detecção de anticorpos contra *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* nos Psitacídeos estão presentes no Quadro 2. Apenas um animal apresentou reatividade para o antígeno de *Mycoplasma Synoviae* apenas em um animal

Quadro 2. Resultados dos testes de Aglutinação sérica de placa rápida para detecção de anticorpos contra *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em aves Psitacídeos.

	<i>Mycoplasma gallisepticum</i>	<i>Mycoplasma synoviae</i>
Psitacídeo 1	Negativo	Negativo
Psitacídeo 2	Negativo	Negativo
Psitacídeo 3	Negativo	Negativo
Psitacídeo 4	Negativo	Negativo
Psitacídeo 5	Negativo	Positivo

Apesar das aves de fundo de quintal serem reagentes (Quadro 1), não foram observados sinal sugestivo de Micoplasmose durante a contenção e a coleta de sangue dos animais, fato que sugere que os animais eram portadores assintomáticos ou então que esses animais possuem certa resistência ao agente, o que ocorre provavelmente pelo contato frequente entre agente e hospedeiro (DHONDT *et al.*, 2007, LECIS *et al.*, 2010). Os animais assintomáticos ou portadores inaparente constituem a principal fonte de infecção do *Mycoplasma* (PHALEN *et al.* 2006). Sendo assim, as aves de fundo de quintal podem transmitir a doença para aves silvestres e vice-versa, como foi visto por Buchala *et al.* (2006).

A maioria das aves resgatadas chegam em péssimas condições, levando naturalmente a uma debilidade do sistema imune, fato que facilita a aquisição de doenças (CARCIOFI e SAAD, 2001; CARCIOFI *et al.*, 2003). Apesar de alguns trabalhos mostrarem a presença do *Mycoplasma* em aves silvestres, sabe-se que esse agente ainda é pouco disseminado nessas espécies, o que é possível observar pela análise dos resultados do Quadro 2, em que apenas um indivíduo foi sororreagente. Esses dados destacam ainda mais a importância da erradicação do agente nas espécies comerciais e de subsistência e ainda a necessidade de evitar o contato entre elas, seja pela debilidade das aves de cativeiro ou pela baixa prevalência do agente nessas espécies.

Não se sabe ao certo se o indivíduo positivo para *Mycoplasma synoviae* (Psitacídeo 5) adquiriu o agente na propriedade, porém, devido proximidade entre os indivíduos, é possível que ele tenha adquirido o agente através do contato direto com as aves caipiras, como mostra Messa Junior *et al.* (2017). Além disso, o SAR é capaz de detectar imunoglobulinas IgM, fato que mostra que o contato entre o agente e o hospedeiro foi recente, pois esse tipo de imunoglobulina se mantém em altas concentrações de 3 dias até 70 dias após início da infecção. Outro motivo que reforça essa possibilidade é a maior sensibilidade das aves silvestres ao Micoplasma, diferentemente das aves de fundo de quintal, as quais convivem a mais tempo com o agente e possivelmente desenvolveram certa resistência a doença. Contudo, também deve-se levar em conta a possibilidade de que o animal já era portador do agente ou ter adquirido durante o tempo de vida em cativeiro.

Nesse contexto, destaca-se a importância da ausência de aves caipiras nos locais de reabilitação de aves silvestres, pois o quadro assintomático é um importante fator que contribui para a debilitação dessas aves e para a disseminação do agente na natureza. Kleven e Fletcher (1983) mostram que a proximidade entre gaiolas ou viveiros de passeriformes com aves de vida livre ou viveiros de psitacídeos, pode favorecer na ocorrência de contaminação cruzada do Micoplasma entre essas espécies, implicando no aumento significativo de aves silvestres positivas.

6. CONCLUSÕES

Os dados do presente estudo mostram a existência de aves domésticas de fundo de quintal sororreagentes ao *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em locais de reabilitação de aves silvestres, o que constitui um risco para a preservação dessas espécies. Devido a existência do estado de portador inaparente, é de extrema importância a investigação da presença do *Mycoplasma spp.* em aves recém-chegadas, tanto nos criatórios de aves silvestres quanto nas aves de campo e planteis de aves industriais, de modo a evitar a transmissão do agente entre essas espécies, conseqüentemente, deve-se evitar a proximidade de aves de diferentes espécies através da escolha correta das propriedades e dos locais onde serão construídos os viveiros. Dessa forma, a redução da ocorrência de patógenos em aves de reabilitação pode ajudar, conseqüentemente, no processo de conservação das mesmas.

7. REFERÊNCIAS

- ABBAS, N. et al. Prevalence of *Mycoplasma gallisepticum* in Poultry and Wild Life Birds Suspected of Chronic Respiratory Disease in Northern Pakistan. Pakistan. **Journal Zoology.**, v. 50, n.3, p. 1071-1077, 2018.
- ALMEIDA, J. M. de. Momento de crise: ações antecipadas. **Revista Avicultura Industrial**, n.2/97, 2006.
- ANDRADE, M.A. Chlamydophila spp., *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em psitacídeos (filo: Chordata, ordem: Psittaciformes) de diferentes cativeiros do estado de Goiás. UFG: Goiânia, Dissertação (Mestrado do programa de Pós-graduação do Setor de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Goiás), 2012.
- BRADBURY, J.M. et al. *Mycoplasma imitans* sp. nov. in related to *Mycoplasma gallisepticum* and found in birds. **International Journal Systematic Bacteriology**, 1993.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Secretaria de Defesa Agropecuária, Departamento de Defesa Animal. Normas técnicas para o controle e a certificação de núcleos ou estabelecimento avícola livres de micoplasmoses aviárias. **Diário Oficial da União**, n.24, Seção I, Brasília, 1 de julho de 1999.
- BRASIL. Programa Nacional de Sanidade Avícola. Atos legais. Portaria Ministerial 193. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Poder Executivo, Brasília, DF, 19 de setembro de 1994.
- BRASIL. Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis – IBAMA. **Instrução Normativa nº 179** de 25 de junho de 2008.
- BUCHALA, F.G. et al. Detecção De Resposta Sorológica Contra *Mycoplasma* Em Aves De Criatórios De “Fundo De Quinta” Próximos A Explorações Comerciais Do Estado De São Paulo. **Arquivos do Instituto de Biologia.**, São Paulo, v. 73, n. 2, p. 143-148, abr./jun., 2006.
- BUIM, M.R. et al. Epidemiological survey on *Mycoplasma gallisepticum* and *M. synoviae* by multiplex PCR in commercial poultry. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.29, n.7, p. 552-556, 2009.
- CARCIOFI, A.C.; PRADA, C.S.; MORI, C.S. Evaluation of fruit-seed based diets for parrots (Amazona sp): Determination of food selection and nutritional composition. **Ars Veterinária**, v.19, p.13-20, 2003.
- CARCIOFI, A.C.; SAAD, C.E.P. Nutrition and nutritional problems in wild animal In: Fowler ME, Cubas ZS (Ed.). *Biology, medicine, and surgery of South American Wild Animals*. Ames, IA: **Iowa State University Press**, p.425-434, 2001.
- CARDOSO, B. Prevenção, diagnóstico e controle. Sorologia e interpretação. In REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A.J.P. **Patologia Aviária**, Brueri: Editora Manole, cap.41.1, p.428-437, 2009.
- CARMO, R. B. A. Perspectivas para a avicultura de corte na Bahia. **Revista Bahia Agrícola**, v.3, n. 3, set. 1999.

- CARVALHO, A.M. et al. Pesquisa De *Mycoplasma* Em Aves Da Família Psittacidae Mantidas Em Diferentes Cativeiros No Brasil Central. **Pesquisa Veterinária Brasil**. p.1159-1164, Outubro, 2017.
- CHRISTENSEN, N. H. et al. Investigations into the survival of *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae* and *Mycoplasma iowae* on materials found in the poultry house environment. **Avian Pathology**, p. 127-143, 2007.
- COLLAR, N.J.; JUNIPER, A.T. Dimensions and causes of the parrot conservation crisis: solutions from conservation biology. In: Beissinger SR, Snyder NFR (Ed.). **New world parrots in crisis**. Washington, DC: Smithsonian Institution Press. p.1-24, 1992.
- COOKSON, K.C.; SHIVAPRASAD, H.L. ***Mycoplasma gallisepticum* Infection in Chukar**, 1994.
- DASZAK, P. et al. Conservation Medicine and a new agenda for emerging disease. **Annals of New York Academy Sciences**. n. 1026, p.1-11, 2004.
- DEEM S.L.; KARESH W.B. & WEISMAN W. Putting theory into practice: wildlife health in conservation. **Conservation Biology**. n. 15(5), p.1224-1233, 2001.
- DHONDT, K.V. et al. Experimental evidence for transmission of *Mycoplasma gallisepticum* in house finches by fomites. **Avian Pathology**, v.36, n.3, p. 205-208, 2007.
- DHONDT, K.V.; DHONDT, A.; LEY, D.H. Effects of route of inoculation on *Mycoplasma gallisepticum* infection in captive house finches. **Avian Pathology**. n. 36(6), p.475-479, 2007.
- DUARTE, V.V. et al. Identificação de *Mycoplasma spp.* em passeriformes mantidos em cativeiro na cidade de Itanhaém - SP. In: IBAMA, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis. **Relatório de Atividades das ASM - Áreas de Soltura e Monitoramento de Animais Silvestres**. p. 58., 2006.
- FARMER K.L.; HILL G.E. & ROBERTS S.R. Susceptibility of wild songbirds to the house finch strain of *Mycoplasma gallisepticum*. **Journal of Wildlife Diseases**. n. 42(2), p.317-325, 2005.
- FERREIRA, V.L. **Avaliação sazonal do perfil sanitário de pombos-domésticos (*Columba livia*) em áreas de armazenamento de grãos e sementes no Estado de São Paulo**. Dissertação (Mestrado do Programa de Pós-graduação da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo), São Paulo, 2012.
- GANAPATHY, K.; BRADBURY, J.M. Pathogenicity of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma imitans* in red-legged partridges. **Avian Pathology**, v. 27, p. 455-463, 1998.
- GERLACH, H. *Mycoplasma* and Rickettsia. In: RITCHIE, B.W., HARRISON, G.J., HARRISON, L.R. **Avian Medicine: Principles and Application**. Lake Worth: Wingers Publishing Inc., p. 1384, 1994.
- GIMENO, E. Doenças Avoárias da América Latina. In: Revollo, L.; Ferreira, A.J.P. **Patologia Aviária**, São Paulo: Editora Manole, p. 2-5, 2009.
- GOMES, A.M. et al. Detection of *Mycoplasma gallisepticum* in Dead captive Psittacine in Belo Horizonte, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.12, n.2, p.75-78, 2010.

GOMES, A.M. et al. *Mycoplasma gallisepticum* e *M. synoviae* em papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*) com doença respiratória - relato de caso. **Revista Clínica Veterinária**, n. 98, 2012.

HARTUP, B.K. et al. Dynamics of conjunctivitis and *Mycoplasma gallisepticum* infections in house finches. **The Auk**, v. 118, n. 2, p. 327-333, 2001.

ISLAM, A. et al. Pathology of *Mycoplasma gallisepticum* in naturally infected Broilers and its Diagnosis through PCR. **International Journal of Agriculture & Biology**, n.13, p. 835-837, 2011.

KLEVEN, S.H. Control of Avian *Mycoplasma* Infections in Comercial Poultry. **Avian Diseases**, v.52. p.367-374, 2008.

LECIS, R. et al. Identification and characterization of novel *Micoplasmas* spp. belonging to the hominis group from griffon vultures. **Research in Veterinary Science**. 89:58-64, 2010.

LEY, D.H. *Mycoplasma gallisepticum* Infection. Diseases of poultry, Iowa: **Blackwell Publishing**, p. 807-834, 2008.

LIN, M.Y., KLEVEN, S.H. Cross-immunity and antigenic relationships among five strains of *Mycoplasma gallisepticum* in young leghorn chickens. **Avian Disease**. p. 496–507, 1982.

MACHADO, L.S. et al. *Mycoplasma galissepticum* como fator de risco no peso de lotes de frangos de corte com condenação por aerossaculite na Inspensão Sanitária Federal. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v.32, n.7, p.645-648, 2012.

MARQUES, M.V.; FERREIRA JUNIOR, F.C.; ANDERY, D.A.; FERNANDES, A.A.; ARAÚJO, A.V.; RESENDE, J.S.; DONATTI, R.V.; MARTINS, N.R. Health assessment of captive tinamids (Aves, Tinamiformes) in Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 43, n. 03, p. 539-348. 2012.

MENDES, D. **Seletividade e digestibilidade em Aratinga jandaya e Aratinga auricapilla sob condições de cativeiro**. Trabalho de Graduação – (Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Universidade Estadual Paulista – Jaboticabal), São Paulo, 1999.

MENDONÇA, G.A. et al. Resposta sorológica de galinhas poedeiras comerciais vacinadas com MG-F. **Brasileira de Ciência Avícola**, p.63, 1998. Suplemento. Trabalho apresentado na Conferência Apinco de Ciências e Tecnologia Avícolas. Campinas, 1998.

MESSA JÚNIOR, A. et al. Serological Screening Suggests Extensive Presence of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* in Backyard Chickens in Southern Mozambique Hindawi. **Journal of Veterinary Medicine**, 2017.

MOLION, L.C.B. Climatologia dinâmica da região Amazônica: mecanismos de precipitação. **Revista Brasileira Meteorologia**, v.2, p.107-117. 1987.

MORTON, S.R. Granivory in arid regions: comparison of Australia with North and South **American Ecology**, v.66, p.1859-1866, 1985.

MURAKAMI, S. et al. Occurrence of conjunctivitis, sinusitis and upper region tracheitis in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*), possibly caused by *Mycoplasma gallisepticum* accompanied by *Cryptosporidium sp.* infection. **Avian Pathology**, v. 31, p. 363-370, 2002.

NASCIMENTO, E.R. Micoplasmoses. In: BERCHIERI JÚNIOR, A. & MACARI, M. (Eds.). *Doenças das aves*. Campinas: **FACTA**, p.217-224, 2000.

NASCIMENTO, E.R. *Mycoplasma Synoviae* em avicultura – implicações econômicas: conviver ou erradicar? In: **Conferência aApinco de Ciências e Tecnologia Avícolas**, 2001, Campinas, SP. *Anais*. Campinas, v.1, p.31-44, 2001.

NASCIMENTO, E.R. et al. Aprimoramento da PCR para *Mycoplasma gallisepticum* pelo encurtamento do “amplicon” e ajustes no processamento da amostra. **ACTA Scientiae Veterinariae**, v.33, n.3, p.297-301, 2005.

NASCIMENTO E.R. & PEREIRA V.L.A. Micoplasmoses, p.485-495. In: BERCHIERI JR A., SILVA E.N., DI FÁBIO J., SESTI L. & ZUANAZE M.A.F. (Eds), **Doenças das Aves**. 2^a ed. Editora Facta, Fundação de APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, SP, 2009.

PACHECO, G.; BIER, O. Epizootia em papagaios no Brasil e suas relações com a pssitacose. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo**. V.4, p.89-121, 1931.

PEREIRA, M.S. **Prevalência de anticorpos contra *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae* e *Salmonella pullorum* e identificação bacteriológica de *Salmonella spp.* em galinhas “caipiras” no município de Uberlândia** (Trabalho de Monografia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia). Uberlândia (MG), 2005.

PHALEN, D.N.; LOGAN, K.S.; SNOWDEN, K.F. Encephalitozoon bellem infection as the cause of unilateral chronic keratoconjunctivitis in the umbrella cockatoo. **Veterinary Ophthalmology**, v.9, n.1, p.59-63, 2006.

PINHO J.B. & NOGUEIRA F.M.B. Mostra da retirada de psitacídeos em cativeiro na cidade de Cuiabá e Pantanal de Poconé, Mato Grosso, no período 1995-1997. **Ararajuba**. n.8(1), p.51-53, 2000.

POLLOCK, C.G.; OROSZ, S.E. Avian reproductive anatomy, physiology and endocrinology. **Veterinary Clinics Exotic Animal**, v.5. p.441-474, 2002.

QUINN, P.J. et al. **Microbiologia Veterinária e doenças infecciosas**. Ed. Artmed Porto Alegre, p. 193-200, 2005.

RAJKUMAR M.R.; REDDY AND R. SOMVANSI. Incidence and Risk Factors Of Chronic Respiratory Disease In Indian Poultry Flocks International Journal of Science, **Environment and Technology**, v. 6, p. 662 – 668, 2017.

RAZIA, S. et al. A study on the prevalence of respiratory diseases in broiler and layer flocks in and around Lahore district. **Punjab University Journal Zoology**. P. 13-17, 2012.

RAZIN, S.; YOGEV, D.; NAOT, Y. Molecular biology and pathogenicity of *Mycoplasmas*. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, n.62, p.1094-1157, 1998.

- RAZO, T.F.; BERCHIEL, A.; SILVA, E.N.; DI FÁBIO, J.; SESTI, L.; ZUANAZ, M.A.F. Doenças das aves. 2ed. Campinas, SP: **FACTA**, p.553-561, 2009.
- ROSALES, A.G. Monitoria sorológica em aves. In: **Conferência Apinco de Ciências e Tecnologia Avícolas. Campinas**, São Paulo. Campinas, v.1, p.46-52, 1999.
- SAIDENBERG A.B. et al. Molecular detection of enteropathogenic *Escherichia coli* in asymptomatic captive psittacines. **Pesquisa Veterinária Brasil**. n. 32(9), p. 922-962, 2012.
- SANTOS, J.A. A ocorrência da Doença de Newclatle no Brasil. **Revista de Produção Animal**, n.1, p.5-12, 1954.
- SANTOS, C.H.C. Diagnostico microbiológico e sorológico, In: BERCHIERJUNIOR, A.; SILVA, E.N.; DIFABIO, J.; SESTI, L.; ZUANAZE, M.A.F. **Doenças das Aves**, Campinas: FACTA 2º edição, p.79-102, 2009.
- SILVA, C.B.C. et al. Seroprevalence of Salmonella and *Mycoplasma* in commercial broilers, backyard chickens, and spent hens in the region of Triângulo Mineiro, State of Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola / Brazilian Journal of Poultry Science**, v. 17, p. 57-62, 2015.
- SILVA, R.C.F. et al. *Mycoplasma Synoviae* infection on Newcastle disease vaccination of chickens. **Brazilian Journaul of Microbiology**, n.39, p.384-389, 2008.
- SNYDER, N. et al. Parrots: Status survey and conservation action plan. **Cambridge, UK; IUCN**, 2000. 180 pp, 2000-2004.
- SOUZA, E. Pesquisa de agentes etiológicos patogênicos para galinhas de produção, em aves selvagens próximas as instalações agrícolas. Dissertação (Mestrado do Programa de Pós-graduação da Faculdade de Medicina Vterinária - Jaboticabal: UNESP), São Paulo, p. 78, 2007.
- STIPKOVITS, L. & KEMPFT I. *Mycoplasmosis* in poultry. **Revue scientifique et technique** (International Office of Epizootics), n. 15(4), p.1495-1525, 1996.
- UDDIN, M.B. et al. Prevalence of poultry diseases at Narsingdi, Bangladesh. **International Journal of Biological Research**, p. 9-13, 2010.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HELATH, 2012.
- WRIGHT, T.F. et al. **Nest poaching in parrots. Conservation Biology**, v.15, p.710-720, 2001.
- YUNUS, A.W.; NASIR, M. K.; TARIQ AZIZ AND BOHM, J. Prevalence of poultry diseases in district chakwal and their interaction with mycotoxicosis: Effects of season and feed. **Journal of animal and Feed Sciences**, n. 19, p.1-5, 2009.