



Universidade Federal de Minas Gerais

Instituto de Ciências Biológicas

Departamento de Microbiologia

Programa de Pós-graduação em Microbiologia

Especialização em Microbiologia

KARINE LIMA LOURENÇO

**DOENÇAS MICROBIANAS EM AVES DA ORDEM PSITTACIFORMES**

Belo Horizonte

2014



Universidade Federal de Minas Gerais  
Instituto de Ciências Biológicas  
Departamento de Microbiologia  
Programa de Pós-graduação em Microbiologia  
Especialização em Microbiologia

KARINE LIMA LOURENÇO

## **DOENÇAS MICROBIANAS EM AVES DA ORDEM PSITTACIFORMES**

Monografia apresentada ao Programa de Pós-graduação em Microbiologia do Departamento de Microbiologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para obtenção de título de Especialista em Microbiologia.

Orientador: Prof. Doutor Flávio Guimarães da Fonseca

Belo Horizonte

2014

## **AGRADECIMENTOS**

Principalmente a Deus por ter conseguido chegar até aqui.

Aos meus pais Marisa e Pedro pelo incentivo, apoio e compreensão.

A minha filha Letícia pelo carinho e força.

Ao professor Dr. Flávio Guimarães da Fonseca, pela dedicação, apoio, atenção e total disponibilidade em me orientar.

A minha amiga Junnia Alvarenga pelo carinho e por estar todo tempo ao meu lado ao longo da Especialização.

## RESUMO

A ordem Psittaciformes inclui aves encontradas em todo planeta. Esse grupo de aves vem sofrendo com a perda de habitat e comércio ilegal e por isso há um grande interesse na reprodução dessas aves em criatórios legalizados visando a reprodução para futura reintrodução e venda no sentido de competir com o comércio ilegal. Entretanto, em cativeiro as aves entram em contato com animais de espécies diferentes, favorecendo o contato com agentes infecciosos muitas vezes oriundos de portadores assintomáticos. O estresse causado pelo cativeiro deprecia o sistema imunológico dessas aves, deixando-as susceptíveis a infecções por vários microrganismos. O objetivo desse trabalho foi realizar um levantamento teórico/bibliográfico das doenças microbianas que afetam de forma relevante as aves da ordem Psittaciformes, com enfoque especial nas infecções virais. Foram pesquisados artigos, livros, teses, dissertações, anais de conferência nacionais e internacionais para responder questões relacionadas à biologia, ecologia e manejo de *Psittaciformes* e quais são as principais infecções causadas por fungos, bactérias e vírus que acometem essas aves. As infecções causadas por agentes fúngicos frequentemente relatadas são: megabacteriose, aspergilose e candidíase. Clamidiose, micoplasmoses e salmonelose são as doenças bacterianas mais relatadas. As infecções virais foram o foco dessa revisão, e são constantemente relatadas em *Psittaciformes*, incluindo a Doença da Dilatação do Proventrículo (PDD), Doença de "Newcastle", Doença do bico e das penas dos psitacídeos (BFDV), Doença de Pacheco (PsHV) e Infecção causada por *Polyomavírus*. As doenças microbianas relatadas com frequência em Psittaciformes muitas vezes tem relação com o estresse causado pelo cativeiro, e mesmo aquelas que não são apresentam relação com estresse podem ser prevenidas com medidas de higienização adequadas e boas práticas de manejo das aves.

## LISTA DE SIGLAS

<b>ABV</b>	<i>Avian Bornavírus</i> (Bornavírus aviário)
<b>APMV-1</b>	<i>Avian Paramyxovirus type 1</i> (Paramyxovírus aviário do sorotipo 1)
<b>APV</b>	Polyomavirus aviário
<b>BFDV</b>	Doença do bico e das penas dos psitacídeos
<b>CE</b>	Corpos elementares
<b>CETAS</b>	Centro de Triagem de Animais Silvestres
<b>CI</b>	Corpos intermediários
<b>CITES</b>	Convenção sobre o comércio internacional de espécies da flora e fauna selvagens em perigo de extinção
<b>CR</b>	Corpo reticulado
<b>IBAMA</b>	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
<b>ICTV</b>	International Committee on Taxonomy of Viruses
<b>MOMP</b>	Proteína principal de membrana externa
<b>ORF</b>	Fases abertas de leitura
<b>PCR</b>	Reação em Cadeia pela Polimerase
<b>PDD</b>	Doença de Dilatação do Proventrículo
<b>PSHV</b>	Herpesvírus psitacídeo
<b>UICN</b>	União Internacional para a Conservação da Natureza
<b>VDB</b>	Vírus da doença de Borna

## LISTA DE FIGURAS

FIGURA	DESCRIÇÃO	PAG.
<b>FIGURA 1</b>	<i>Macrorhabdus ornithogaster</i> corado pelo método Gram (seta azul) em comparação com bactérias Gram positivas de microbiota gastrointestinal (seta branca).	18
<b>FIGURA 2</b>	Pulmão: Hifas septadas características de <i>Aspergillus ssp</i> , em área de necrose	22
<b>FIGURA 3</b>	Peritônio: Candidíase granulomatosa peritoneal. Células gigantes contendo pseudohifas em forma de arco estão indicadas pelas setas pretas.	25
<b>FIGURA 4</b>	Microscopia de <i>Chlamydophila psittaci</i> , na célula hospedeira.	28
<b>FIGURA 5</b>	Representação de Bornavírus. Vírus de RNA sentido negativo, não segmentado, formato esférico e envelopado.	37
<b>FIGURA 6</b>	Coração de <i>Cacatua moluccensis</i> . Intenso infiltrado de células mononucleadas, em gânglio nervoso no epicárdico.	39
<b>FIGURA 7</b>	Representação de <i>Paramyxvirus aviário I</i> - Vírus envelopados grandes e pleomórficos, de RNA sentido negativo, fita simples, e nucleocapsídeo com simetria helicoidal.	42
<b>FIGURA 8</b>	Representação de <i>Circovírus</i> - vírus DNA fita simples, capsídeo de simetria icosaédrica não envelopados.	46
<b>FIGURA 9</b>	Representação de Herpesvírus psitacídeo - vírus contendo DNA de fita dupla, envelope e capsídeo de simetria icosaédrica.	50
<b>FIGURA 10</b>	Representação de <i>Polyomavirus</i> – Vírus DNA de fita dupla circular, associado a histonas provenientes da célula hospedeira.	54

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	1
2 JUSTIFICATIVA .....	4
3 OBJETIVOS .....	6
3.1 Objetivo Geral.....	6
3.2 Objetivos Específicos .....	6
4 METODOLOGIA .....	7
5 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	8
5.1 Psittaciformes .....	8
5.2 Doenças Microbianas Fúngicas e Bacterianas .....	17
5.3 Doenças Virais .....	36
6 CONCLUSÃO .....	57
7 REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA.....	58

## 1 INTRODUÇÃO

A ordem Psittaciformes é composta por aves que são encontradas nas zonas tropicais do globo, áreas subtropicais e até frias como a patagônia (SICK, 1997). Atualmente a ordem dos Psittaciformes é dividida em duas famílias, Cacatuidae e Psittacidae (FORSHAW, 1989, COLLAR, 1997; ROWLEY, 1997 apud TAVARES, 2005). O Brasil é considerado o país mais rico em psitacídeo, onde são encontradas aves com uma grande diversidade de cores e tamanhos, e um grande número dessas espécies de psitacídeos estão na “Lista de Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção” do Instituto Brasileiro de Meio Ambiente IBAMA (BRASIL, 2003).

Psittaciformes são aves ornamentais, por isso há um grande interesse na reprodução dessas aves em criatórios legalizados e preservação das espécies que vivem no seu habitat natural, uma vez que essas aves sofrem com o tráfico e a destruição do seu habitat. O estudo de doenças microbianas em Psittaciformes é muito importante para garantir o sucesso reprodutivo dessas aves assim como a sua preservação.

Infecções fúngicas frequentemente relatadas em Psittaciformes incluem, Megabacteriose, doença causada pelo fungo *Macrorhabdus ornithogaster* o qual durante muitos anos foi descrito como bactéria por ter forma bacilar Gram positiva. Estudos filogenéticos recentes feitos por Tamaszewski e colaboradores (2003) classificaram o agente causador da megabacteriose como fungo. A transmissão ocorre principalmente por aves portadoras assintomáticas (BAKER, 1997). A aspergilose, causada por espécies do gênero *Aspergillus*, constitui uma das principais causas de mortalidade em espécies em cativeiro, e menos frequente em espécies de vida livre (BEERNAERT, 2010); a infecção acomete principalmente o trato respiratório de aves jovens. Já na Candidíase, infecção causada por espécies do gênero *Candida*, a *Candida albicans* é frequentemente relatada como agente infeccioso do trato digestivo de Psittaciformes, entretanto outras espécies do gênero *Candida* já foram



descritas como responsáveis por infecções em psitacídeos (VIEIRA et al; 2009). Em psitacídeos assim como nos seres humanos e em outros animais a candidíase está associada à imunossupressão, o que pode ser induzido, por exemplo, pelo estresse do cativo.

As infecções bacterianas comuns em Psittaciformes incluem a, Clamidiose causada pela *Chlamydophila psittaci*, considerada doença comum em psitacídeos podendo causar também psitacose em seres humanos (EVERETT et al., 1999). A transmissão ocorre principalmente por aerossóis e secreções contaminadas de aves doentes ou portadores assintomáticos. Micoplasmoses são infecções causadas por *Mycoplasma* ssp, e frequentemente causam sinusite e conjuntivite em psitacídeos. Embora haja extensa literatura sobre micoplasmas em aves comerciais, a informação relativa a fauna aviária brasileira é escassa (LEY et al; 2003). No caso da salmonelose causada por bactérias do gênero *Salmonella*, a contaminação ocorre através da água e alimentos contaminados e contato com portadores da bactéria. Vários sorotipos salmonelas são responsáveis por infecções em aves silvestres. (CUBAS, 1993 apud ALLGAYER, 2003).

Dentre as principais infecções virais em Psittaciformes está, Doença de Dilatação do Proventrículo (PDD) a qual tem sido classificada como a maior ameaça à avicultura de psitacídeos (KISTLER et al., 2008). Segundo Ramada (2009) numerosas etiologias já foram propostas para PDD, entretanto até hoje não foi estabelecida uma etiologia definitiva. A PDD tem como agente o Bornavírus, vírus de RNA sentido negativo, não segmentado, formato esférico e envelopado (HONKAVOURI, et al., 2008). A doença compromete basicamente a inervação autônoma do trato digestivo superior e médio, incluindo o esôfago, o inglúvio, o proventrículo, o ventrículo e o duodeno, e também o sistema nervoso central. A doença de Newcastle, causada pelo *Paramyxovirus* aviário sorotipo 1, vírus de RNA não segmentado grandes e pleomórficos, de RNA sentido negativo, fita simples e nucleocapsídeo com simetria helicoidal (QUINN et al; 2005). Está incluída entre as doenças notificáveis de animais terrestres aquáticos pela Organização Mundial de Saúde Animal - OIE, e acomete várias espécies de aves, nas quais são observados sinais de depressão, diarreia, prostração, edema de cabeça, sinais nervosos e respiratórios (ALEXANDER, 2000). A Doença do bico e das penas

dos psitacídeos (BFDV) é causada por um *Circovirus*, vírus DNA fita simples, circular, envelopados, simetria icosaédrica e com multiplicação no núcleo da célula em divisão (QUINN et al; 2005). A BFDV é apontada como a doença mais comum em psitacídeos da Austrália (RAIDAL et al., 1993). O desenvolvimento inadequado e hiperplasia do folículo das penas e bico determinam as anormalidades vistas em BFVD (PHALEN, 2006). A doença de Pacheco é causada pelo herpesvírus psitacídeo (PsHV) vírus DNA de fita dupla, envelopado e de simetria icosaédrica (QUINN et al; 2005). A Doença de Pacheco (DP) pode acometer diversos psitacídeos, entretanto algumas aves parecem ser mais susceptíveis (KATOH et al; 2010). As lesões relatadas em aves acometidas por DP são hepatomegalia, esplenomegalia e necrose hepática (Young, 1995). Na infecção causada por *Polyomavírus*, o agente apresenta genoma DNA circular de fita dupla associado a histonas provenientes da célula hospedeira, simetria helicoidal e não possuem envelope (LEHN e MULLER,1986; STOLL et al.,1993). A doença atualmente é conhecida como Polyomavirus aviário (APV) e a infecção induz sintomatologia de acordo com a idade e espécie afetada (BERNIER et al., 1981). A infecção por APV foi descrita pela primeira vez em 1981 em periquitos nos Estados Unidos, hoje em dia é relatada em todo mundo. Em filhotes de periquitos australianos a doença é geralmente fatal (MORAILLON et al; 2013).

Este trabalho tem por objetivo avaliar e discutir as principais doenças microbianas que afetam os Psittaciformes, especialmente aqueles criados em cativeiro. Estes tópicos serão apresentados de forma mais ampla nas seções seguintes.

## 2 JUSTIFICATIVA

Existe uma grande preocupação com o futuro das aves da ordem dos Psittaciformes, que vem sofrendo principalmente com a destruição do seu habitat e comércio ilegal. De acordo com Collar *et al.*, (1994) apud WRIGHT *et al.*, (2001) na família Psittacidae, estão inseridos pássaros mais ameaçados de extinção no mundo.

Segundo o “Bird Life International” (2014), o comércio ilegal de psittaciformes contribui para a ameaça de extinção dessas aves; espécies como *Cacatua sulphurea abbotti* estão perto da extinção e outras já estão extintas na natureza, como é o caso da Ararinha azul (*Cyanopsitta spixii*). Também dentro da ordem dos psittaciformes, a Arara-azul-pequena (*Anodorhynchus glaucus*) é considerada completamente extinta, já que não são encontrados exemplares da natureza e cativeiro. O desaparecimento de espécies como esta representa uma perda irreparável de um patrimônio genético universal, e a responsabilidade do homem em circunstâncias como esta é absolutamente imperdoável e lastimável.

De fato, os psittaciformes despertam um grande interesse de nossa parte devido à sua habilidade de imitar a voz humana, sua beleza e docilidade, o que acaba por promover a procura destes como animais de estimação, contribuindo ainda mais para que uma grande proporção dentre estas aves esteja em condições críticas ou ameaçada de extinção. Na ordem Psittaciformes 36% de um total aproximado de 365 espécies estão nessa situação.

A destruição do habitat é outro fator preponderante a colaborar com estes números. Biomas como o Cerrado, a Caatinga e a Mata Atlântica sofreram muito com o desmatamento para construção ocupações humanas, atividade agropecuária, mineração, etc, e várias espécies de aves são endêmicas desses biomas a Ararinha-azul-de-spix (*Cyanopsitta spixii*) é um exemplo de psittacídeo que sofreu com a fragmentação do seu habitat.

Psitacídeos são parte essencial de um ecossistema autossustentável, a diminuição do número de indivíduos pelo comércio ilegal e destruição do habitat afeta diretamente o equilíbrio de um bioma, uma vez que esses animais se alimentam de sementes e, portanto, têm inquestionável função ecológica.

Diante das condições de risco de muitas espécies de psitacídeos, há um grande interesse em reproduzir essas aves em cativeiro, tanto para competir com o comércio ilegal de aves como para introduzi-las novamente na natureza.

Contudo no cativeiro as aves entram em contato com outros animais de diferentes espécies, o que facilita o contato com agentes infecciosos muitas vezes oriundos de portadores assintomáticos. Algumas infecções que acometem psitacídeos estão relacionadas também com o estresse causado pelo cativeiro, o que diminui a imunidade destes animais e levam à infecção por microrganismos oportunistas que podem levar estes indivíduos à morte. Conhecer esses agentes infecciosos permite o tratamento adequado das doenças e consequentemente o aumento de sucesso nas taxas de sobrevivência, reprodução e conservação das espécies desse grupo admirável e tão frágil de aves.

### **3 OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo Geral**

- Realizar um levantamento teórico/bibliográfico das doenças microbianas que afetam de forma relevante as aves da ordem Psittaciforme.

#### **3.2 Objetivos Específicos**

- Descrever e discutir as doenças microbianas que afetam particularmente animais em cativeiro;
- Descrever e discutir particularmente as infecções virais em Psittaciformes

#### 4 METODOLOGIA

Para esse trabalho foi realizada uma revisão bibliográfica, sobre doenças microbianas em Psittaciformes, com enfoque nas infecções virais. Para produzir essa revisão foi feita uma investigação que buscava responder as seguintes questões: Como é a biologia, ecologia, conservação e manejo de Psittaciformes? Quais são as principais doenças bacterianas, fúngicas e virais que acometem Psittaciformes? Quais são os agentes, epidemiologia, patologia, tratamento e profilaxia das doenças virais que acometem Psittaciformes?

O levantamento de dados que foram utilizados para construção da revisão bibliográfica foi feito através de pesquisa nas seguintes fontes: PubMed, "Medical Citation", "Web of Science", Scielo, Medline e Portal de Periódicos do Ministério da Educação (CAPES). Foram pesquisados artigos, livros, teses, dissertações, anais de conferência nacionais e internacionais.

Foram utilizadas as seguintes terminologias de busca para pesquisa do tema: "Psittacid diseases"; "Viral disease of psittacids"; "Bacterial disease of psittacids"; "psittacid mycose"; "Psittaciformes captive breeding";

Artigos científicos foram selecionados de acordo com ano de publicação, com preferência para aqueles publicados entre os anos de 1980 e a presente data.

## 5 REVISÃO BILIOGRAFICA

### 5.1 Psittaciformes

Os Psittaciformes fazem parte de uma ordem de aves que está amplamente distribuída pelo globo, e dentre os quais os representantes mais célebres são as araras, papagaios, cacatuas, periquitos e calopsitas. Suas características lhes permite uma rápida identificação, mesmo apresentando diferenças em relação ao tamanho, peso e coloração de suas penas. Essas aves possuem bico alto e recurvado com cera em sua base, característica marcante dessa ordem, que possibilita a quebra de sementes duras, já que muitas vezes preferem as sementes e não a polpa das frutas. O bico de algumas das aves dessa família impressiona pelo tamanho e peso, a cabeça de uma Arara corresponde a 18% do seu peso corporal devido ao tamanho do seu bico. Possuem língua grossa, rica em papilas gustativas, que facilita a quebra de sementes mais duras quando em conjunto com o bico e maxila que é móvel e articulada ao crânio. Apresenta tarso curto, com o quarto dedo voltado para trás junto ao primeiro, asas ricas em pó e glândula uropigiana atrofiada inclinando-se a desaparecer, visto que essas aves não estão em contato direto com a água (SICK, 1997).

Essas aves podem possuir ou não dimorfismo sexual, é comum encontrar como características no macho, o tamanho maior e mais robusto que as fêmeas, entretanto ainda assim é difícil verificar em algumas espécies diferenças morfológicas. Exames de laparoscopia são utilizados para visualizar o testículo ou ovário, pode ser feita também análise de DNA através do sangue. Quando há dimorfismo sexual, as diferenças podem estar relacionadas com a coloração das penas, que podem apresentar cores totalmente diferentes ou apenas mais claras ou escuras, ou na coloração da íris como ocorre em *Amazona aestiva*.

A vocalização é bastante desenvolvida nessas aves, dessa maneira é possível muitas vezes reconhecer gêneros através da semelhança da vocalização produzida por elas. Em indivíduos selvagens é possível encontrar exemplos de imitação de sons, como já foi observado em uma Maritaca (*Pionus menstruus*) que imitava o som feito por tucanos. Em algumas espécies de psitacídeos que tem contato direto com o homem como *Amazona aestiva* é possível observar pronúncia de palavras, músicas, latidos e risos, tudo isso feito com perfeição. Contudo essa característica de vocalização que permite aos Psittaciformes imitar a vocalização de outros animais ou até de seres humanos não parece ser frequente em indivíduos selvagens (SICK, 1997).

Psittaciformes apresentam uma característica muito comum relacionada a reprodução, que é o hábito de viverem em casais por toda a vida, o que é um obstáculo para reprodução dessas aves em cativeiro, posto que quando um indivíduo do par morre, não é possível o acasalamento do sobrevivente com outra ave. Na natureza alguns casais têm o hábito de permanecerem juntos em seus ninhos durante todo o dia, o que impede o estudo do comportamento de reprodutivo.

São conhecidas hoje aproximadamente 355 espécies de Psittaciformes, que são distribuídas em 86 gêneros (COLLAR, 1997 apud GABAN-LIMA, 2007), que podem ser encontradas desde regiões tropicais á subtropicais, que foram classificados principalmente de acordo com a distribuição, tamanhos e coloração da plumagem.

De acordo com Forshaw, 1977 apud Donatti, 2012, os Psittaciformes foram divididos em três grandes famílias: Cacatuidae, que compreende os indivíduos que são encontrados na Oceania, representados pelas Cacatuas e calopsitas, as quais são distribuídas em duas subfamílias (*Cacatuinae* e *Nymphicinae*). A família Loriidae correspondia ao grupo representado pelos lóries, e assim como a família Cacatuidae são encontrados na Oceania. Os Lóries são aves coloridas que apresentam uma característica muito peculiar, sua língua possui uma ponta comprida e áspera, empregada para lamber o néctar e pólen das flores, alimento muito apreciado por esses indivíduos, contudo eles também se alimentam de insetos e frutas. E por fim a família Psittacidae, que era constituída pelas subfamílias *Nestorinae*, *Micropsittinae*, *Strigopinae* e *Psittacinae*, sendo esta última a subfamília com maior número de



representantes, contemplando espécies brasileiras como os papagaios (*Amazona spp.*), araras (*Ara spp.*, *Anodorhynchus spp.*), periquitos, jandaias e maritacas (*Brotogeris spp.*, *Aratinga spp.*, *Pionus spp.*).

Segundo Forshaw, 1989, Collar, 1997; Rowley, 1997 apud Tavares, 2005, hoje os Psittaciformes são reconhecidos em duas famílias: Cacatuidae, que inclui as subfamílias *Calyptohynchinae* (cacatuas pretas), *Cacatuinae* (cacatuas brancas e cinzas) e *Nymphicinae* (calopsitas) e a família Psittacidae que está dividida em duas subfamílias: a *Loriinae* (lórias) e Psittacinae, onde estão agrupados os demais psitaciformes.

Gaban-Lima, 2007, sugere ainda que os Psittaciformes sejam classificados em duas famílias: Nestoridae (*Strigops* e *Nestor*) e a família Psittacidae que inclui os demais Psittaciformes, com base em caracteres osteológicos (relacionados aos crânios) e anatômicos (siringe).

Alguns autores propõem análises moleculares para a classificação, visto que existe uma falta de dados para classificação morfológica, pois é necessária a análise de dados ancestrais para esse tipo de classificação. Diante disso a classificação por características morfológicas da família Psittacidae fica ainda mais difícil, já que as altas temperaturas e as altas taxas de umidade do ar das zonas tropicais nas quais os indivíduos dessa família são encontrados facilitam a decomposição, o que dificulta a fossilização (DEL-VALLE, 2008).

Os Psittaciformes encontrados na América podem ocupar áreas completamente distintas como, desertos costeiros e florestas úmidas. Alguns possuem hábitos generalistas, assim podem se adaptar as diferentes condições e ambientes. O gênero *Amazona* possui essas características, determinadas aves são inclusive consideradas pragas por conseguirem nidificar em lugares adversos como postes de luz e telefone. Por outro lado outras espécies como o Papagaio de orelha amarela (*Ognorhynchus icterotis*), que só é possível de ser encontrado na Cordilheira dos Andes no norte da América do Sul são extremamente especialistas. Essa ave utiliza exclusivamente a palmeira *Ceroxylon quindiuense* como abrigo e é dela também que retira seu alimento. Espécies especialistas sofrem mais com as mudanças no seu habitat, conseqüentemente são susceptíveis a extinção (DEL-VALLE, 2008).

A fragmentação de habitat e comércio ilegal são fatores que mais conduzem ao risco de extinção dos Psittaciformes, de acordo com CORDEIRO, (2003). Diversas aves da família Psittacidae fazem parte da fauna de um dos biomas mais ricos em biodiversidade e endemismo no Brasil, a Mata Atlântica.

Nos anos de 1999 a 2001, estudos feitos no sul da Bahia onde encontramos fragmentos de Mata Atlântica, mencionaram 14 espécies dos 19 psitacídeos que já foram descritas como nativas da Mata Atlântica. Seis espécies são endêmicas do Brasil. Cinco espécies são exclusivas do bioma de Mata Atlântica. Quatro são mencionadas na Convenção sobre o comércio internacional de espécies da flora e fauna selvagens em perigo de extinção (CITES), que consiste em um acordo internacional entre os governos que garante que o comércio internacional de espécies de animais e plantas selvagens não ameace a sua sobrevivência. Sete espécies são protegidas por lei no Brasil. Nove espécies são consideradas sob risco de extinção pela União Internacional para a Conservação da Natureza – UICN. Contudo, quatro espécies em risco de extinção relatadas para esse bioma, não foram encontradas durante esta pesquisa.

A espécie *Guaruba guarouba*, conhecida pelo nome vulgar de Ararajuba, pertencente à família Psittacidae e ave endêmica da região Amazônica, considerada uma das aves mais belas da família ( possui plumagem amarelo-dourada e as penas de vôo verdes) vem perdendo sua área de ocorrência em função do crescimento do desmatamento em razão da pecuária. A venda dessa ave por comercio ilegal configura também um grande problema para a espécie, que é muito cobiçada por traficantes de aves silvestres (SILVEIRA e STRAUBE, 2008). A Arara-azul-grande (*Anodorhynchus hyacinthinus*) é relatada na lista nacional de espécies ameaçadas de extinção do Ministério do Meio Ambiente, pelo Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção do instituto Chico Mendes e no anexo I do CITES. A Arara-azul-grande é encontrada no Cerrado, bioma no qual somente 2,2% de sua área é legalmente protegida por lei. Essa espécie também é relata como nativa nos biomas Pantanal onde existe uma grande população dessas aves cerca de 5.000 exemplares (SILVEIRA e STRAUBE, 2008), e Amazônia onde a menor população é encontrada (SILVEIRA e STRAUBE, 2008). A Ararinha azul (*Cyanopsitta spixii*) endêmica da Caatinga entrou em extinção na natureza em

2000 e nos dias de hoje existem aproximadamente 60 indivíduos em cativeiro. O seu habitat é limitado às matas de galeria dos riachos estacionais da Caatinga, as quais foram devastadas pela superexploração do rio São Francisco (SILVEIRA e STRAUBE, 2008). O Papagaio-da-cara-roxa (*Amazona brasiliensis*) é um psitacídeo nativo da Mata Atlântica, bioma no qual hoje restam somente 22% da sua cobertura original (MMA, 2014) e é considerado o psitacídeo com maior risco de extinção do mundo. O Pampa brasileiro, bioma limitado ao estado do Rio Grande do Sul (MMA, 2014) abrigou uma espécie de psitacídeo considerada extinta na natureza, (*Anodorhynchus glaucus*) Arara-azul –pequena. Estima-se que no ano de 1912, o ultimo exemplar da espécie teria morrido no zoológico de Londres, portanto os dados sobre a espécie são escassos. Existem informações que a Arara-azul-pequena, nidificava nos barrancos do rio Paraná e Uruguai, utilizava também paredões rochosos ou ocos de árvores, e que não mais que dois ovos eram gerados (SILVEIRA e STRAUBE, 2008).

As medidas de conservação dos Psittaciformes estão direcionadas para o controle e mapeamento das áreas de ocorrência desses animais, preservação total do seu habitat e utilização dos recursos naturais de forma consciente, em conjunto com estabelecimentos de Unidades de Conservação dessas áreas de ocorrência. É importante a averiguação sobre o contexto natural desses animais para conhecer os hábitos e assim melhorar as condições para criação em cativeiro dessas aves. Hoje muitos Psittaciformes respondem bem a criação de cativeiro, com sucesso nas taxas de reprodução, como é o exemplo do projeto Ararajuba, da Fundação Rio Zoo. A criação em cativeiro e posterior venda desses filhotes são importantes para posterior reintrodução dessas aves na natureza e também para competir com o comercio ilegal e diminuir a ameaça às aves que estão na natureza (SILVEIRA e STRAUBE, 2008).

Projetos de educação ambiental, também são medidas importantes para a conservação, conscientizando a comunidade local sobre o risco de extinção dessas aves, que muitas vezes são criados em suas casas como animais de estimação. Existe hoje vários projetos de educação ambiental para a conservação do Papagaio-da-cara-roxa (*Amazona brasilienses*), como a criação de um curso para professores de rede municipal das cidades de

Paranaguá e Guaraqueçaba no estado do Paraná, onde profissionais são orientados a realizar atividades que conscientizem os alunos sobre a atual situação ambiental da Mata Atlântica, bioma no qual essa espécie é encontrada. Foi criado também um grupo de educação ambiental denominado “Chaúa” e é realizado por adolescentes que levam conhecimento sobre o papagaio-de-cara-roxa até as comunidades da Ilha Rasa no Paraná, e ainda palestras informativas para turistas, já que o período reprodutivo dessa ave é compatível com a época com maior número de visitantes, e que é agravado quando esses filhotes são retirados dos ninhos para serem vendidos aos turistas (CARRILO et al., 2002).

A maior população da Arara-azul existente hoje está concentrada no Pantanal brasileiro. O IBAMA, em 1996, formou um Comitê para a conservação dessas aves, alicerçado na população presente no Pantanal, e um plano nacional para a conservação da Arara-azul.

Como dito anteriormente, a Ararinha-azul (*Cyanopsitta spixii*), é considerada hoje extinta na natureza, diante disso, os programas de conservação da espécie pesquisam aves com especialidades análogas às da ararinha-azul, para buscar reproduzir suas características e possibilitar um projeto de reintrodução que seria amparado pela expansão da criação em cativeiro (SILVEIRA e STRAUBE, 2008).

Outas medidas incluem a proteção dos sítios de reprodução, como é o caso da contratação de guardas de ninho, uma medida que é aplicada para proteção do Papagaio-charão (*Amazona pretrei*), onde o responsável como guarda de ninho faz a proteção integral do ninho. Os ninhos que estavam sobre proteção dos guardas obtiveram sucesso na reprodução dos filhotes (MARTINEZ e PRESTES, 2002).

Todas essas medidas de conservação, mesmo especificadas para determinada espécie, podem ser empregadas para outros Psittaciformes.

A criação de Psittaciformes em cativeiro é atualmente uma medida importante é eficaz para a reintrodução de espécies em seus habitats. Trata-se de uma ferramenta efetiva na reprodução de aves, para comercialização por criatórios legalizados pelo IBAMA, que irão competir com o tráfico de aves, amparados pela conscientização das pessoas, enfatizado que quando se adquire uma ave proveniente do tráfico, nós participamos efetivamente da

morte de outras aves que não sobrevivem às condições depois que captura, para que aquela que foi adquirida oriunda do tráfico chegue as nossas mãos.

Além do risco de extinção, o tráfico de animais, também pode trazer consequências como: o contato com parasitas provenientes do animal, que podem causar doenças, posto que os traficantes não possuem nenhum controle sanitário dessas aves, e a introdução de espécies exóticas, uma vez que essas aves podem ser desprezadas por seus donos na natureza (DESTRO et al., 2012).

Dados do IBAMA e instituições parceiras listam as 30 espécies de animais mais apreendidos, compreendendo as classes, Reptilia, Mammalia e Aves. Segundo este documento, as aves são os animais mais apreendidos correspondendo 80% das apreensões, sendo que *Amazona aestiva* é 14º ave mais frequentemente listada entre os anos de 2005 e 2009, demonstrando mais uma vez como os Psittaciformes constituem um dos maiores alvos no tráfico de animais (DESTRO et al., 2012).

Em 1997 o IBAMA normatizou através de portarias a implantação de criatórios no Brasil, esses podem ser para fins científicos (Portaria 16/94), econômicos e industriais (Portaria 118/97), conservacionistas (Portaria 139/93) e zoológicos (Lei 7.173/83) (IBAMA, 1997).

Para a criação em cativeiros, várias medidas devem seguidas garantindo o bem estar animal, dado que o estresse causado pelo cativeiro pode levar ao comportamento estereotipado, que consiste em movimento repetitivo e não funcional e ainda favorecer o aparecimento de doenças oportunistas que podem inclusive levar a morte das aves. Tais medidas são estabelecidas para: estrutura física dos recintos, quarentena e nutrição das aves obedecendo a suas singularidades.

A quarentena é um retiro temporário, que busca avaliar o estado do animal como critério de prevenção de doenças, evitando assim sua transmissão. As aves recém-chegadas de outros criatórios, centros de triagem, apreensão, dentre outros locais, estão sujeitas a quarentena. A ave deve permanecer na quarentena o tempo necessário para avaliação do seu estado de saúde; são realizados exames clínicos e biológicos para avaliação dessas aves, além da diária verificação comportamental e aprovação da nutrição

usada pelo criatório. Após o período de quarentena as aves podem ser encaminhadas para os recintos definitivos.

Os recintos devem corresponder às necessidades de cada espécie, e é indispensável o enriquecimento, utilizando materiais como corda para recreação, poleiros, galhos de arvores, ninhos, comedouros, bebedouros e áreas de fuga. A dimensão do viveiro irá levar em consideração o tamanho da ave, e podem ser utilizados viveiros suspensos ou convencionais que ficam no chão. Na sua montagem é indispensável possibilitar uma área de sombreamento para as aves (ALLGAYER e CZIULIK, 2007).

Grande parte dos Psittaciformes quem vivem na natureza tem dietas à base de sementes, frutos, folhas, flores e insetos, ou ate mesmo néctar e pólen das flores, servindo de alimento para indivíduos como os Lóries. Há variação de acordo disponibilidade sazonal de tais alimentos. Em cativeiro a necessidade alimentar é bastante reduzida, quando comprada às necessidades de vida livre, em consequência da ausência de procura de alimentos para filhotes e reposição energética gasta pelo voo. Segundo Allgayer e Cziulik (2007) em cativeiro uma alimentação que atende as necessidades nutricionais possibilita ótimos resultados reprodutivos, a carência de alimentação balanceada pode acarretar modificações nas penas, alterações no crescimento e distúrbios hepáticos. De acordo com Machado e Saad (2000) o excesso de carboidratos e lipídeos é armazenado no tecido adiposo, na região pericloacal, abdômen, fígado e região torácica em volta do pericárdio, trazendo riscos a saúde do animal alterando as taxas de reprodução. Outro problema apresentado por Carciofi e Saad (2001) em relação à alimentação em cativeiro, ocorre em função da seleção de sementes mais palatáveis, quando essas são ofertadas em porções, as aves tendem escolher as sementes que são mais apetitosas, como por exemplo a semente de girassol, que quando consumida em excesso pode ocasionar a obesidade da ave. Hoje a dieta de Psittaciformes pode ser feita por rações comerciais ou caseiras, contendo verduras, legumes, frutas, e grãos como milho e feijão. O uso de rações comerciais favorece a criação de Psittaciformes em cativeiro, aumentando o sucesso reprodutivo (ALLGAYER e CZIULIK, 2007).

Conforme Allgayer e Cziulik (2007), a reprodução de Psittaciformes em cativeiro requer a integração de casais compatíveis, que quando dispostos em

um mesmo recinto, demonstram comportamento de aceitação, estando perto um do outro, tocando os bicos e compartilhando o alimento. Sick, (2001) descreve outros comportamentos de corte como o ato de arrumar as penas de seu parceiro, o regurgitar do macho para a fêmea e ainda o movimento do macho á frente da fêmea com a cauda aberta. Lembrando que muitos Psittaciformes são monogâmicos, o que é um fator limitante para a reprodução devido a impossibilidade de reunir um individuo que perdeu seu parceiro a outro. Assim a reprodução somente irá acontecer quando as aves aceitam seus parceiros. A presença de indivíduos de outras espécies e outros tipos de ruídos podem dificultar a cópula ou a postura, portanto o isolamento dos ninhos é favorável à reprodução. Psittaciformes aceitam ninhos artificiais que são implantados dentro de seus recintos, os quais podem ser feitos a partir de vários materiais como: caixas, latas e barris e etc (ALLGAYER e CZIULIK, 2007).

O período de reprodução dos Psittaciformes começa na primavera, em função do regime pluviométrico, que propicia a disposição de frutos, flores e sementes, facilitando a disponibilidade de alimentos para os futuros filhotes (FRANCISCO e MOREIRA, 2007). O tamanho da postura recebe interferência direta da reserva de energia da fêmea; quando ocorre disfunção nutricional os ovos podem sofrer deformidades no tamanho. Os ovos de Psittaciformes em geral são brancos e pequenos e a quantidade de ovos por postura muda de espécie pra espécie, como por exemplo: *Amazona pretrei* tem uma postura média de 3 a 4 ovos, *Amazona aestiva* e *Amazona vinacea* de 4 ovos e *Pyrrhura frontalis* de 5 a 8.

O período de incubação pode variar de 19 a 28 dias, os filhotes nascem dependentes de seus pais, com os olhos fechados e sem penas. Filhotes de tiriba (*Pyrrhura frontalis*) deixam o ninho depois de um mês e meio do nascimento, Tuim (*Forpus xanthopterygius*) depois de apenas cinco semanas abandonam seu ninho, os indivíduos *Amazona* somente deixam seu ninho depois de dois meses e Arara canindé, treze semanas (SICK, 2001).

A incubação dos ovos pode ser feita pelo casal, entretanto a retirada do ovo para incubação artificial favorece a reposição pela fêmea, aumentando a produção do criatório. A incubação artificial proporciona o aumento da produtividade e taxas de sucesso no nascimento dos filhotes, e é uma

alternativa eficaz caso o casal não tenha cuidado parental com sua prole. Por outro lado, essa estratégia requer profissionais treinados para o manuseio dos ovos e filhotes, compra de equipamentos e local adequado para a instalação da maternidade. As salas de incubação devem ter um controle de higiene rigoroso, os profissionais devem usar roupas adequadas e o trânsito de pessoas na sala deve ser restrito, a temperatura deverá ser controlada (aconselha-se 28°C), as incubadoras precisam manter a temperatura de 37,5°C com umidade de 50%, a viragem dos ovos pode ser feita manualmente, e deverá ser executada 4 vezes ao dia. Hoje já existem incubadoras no mercado com sistema automático de viragem de ovos. A ovoscopia, procedimento que verifica se o ovo está ou não fertilizado e se embrião está vivo, deve ser feita antes da incubação. Nas 48 horas que antecedem a eclosão, os ovos devem ser transferidos para chocadeiras mantendo a mesma temperatura de 37,5°C, mas a umidade ajustada para 70% (ALLGAYER e CZIULIK, 2007).

Os filhotes provenientes do processo de incubação artificial não devem ter contatos com aqueles filhotes que foram chocados pelos pais, porque esses tiveram contato com microrganismos aos quais os filhotes de incubação artificial não foram submetidos (FRANCISCO e MOREIRA, 2007).

## **5.2 Doenças Microbianas Fúngicas e Bacterianas**

### **Doenças Fúngicas**

#### **Megabacteriose**

A Megabacteriose é uma doença que tem como agente o *Macrorhabdus ornithogaster*, fungo leveduriforme que pertence ao Filo Ascomycota, encontrado no proventrículo de aves em condições normais. E possui a forma bacilar, de haste longa e estreita, arredondada nas extremidades, com medidas de 2 - 4 µm de largura e 20 – 80 µm de comprimento (PHALEN, D, 2005) e que pelo método Gram de coloração apresenta-se roxo (figura 1). *Macrorhabdus ornithogaster*, já foi descrita como uma bactéria de forma bacilar, grande, Gram positiva, entretanto Tomaszewsk et al. (2003) classificaram o agente como um fungo ascomiceto, anamórfico. A análise foi feita através de filogenia,



amplificando o DNA de células purificadas por meio de Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR), utilizando conjunto de oligonucleotídeos específicos para o DNA fúngico.

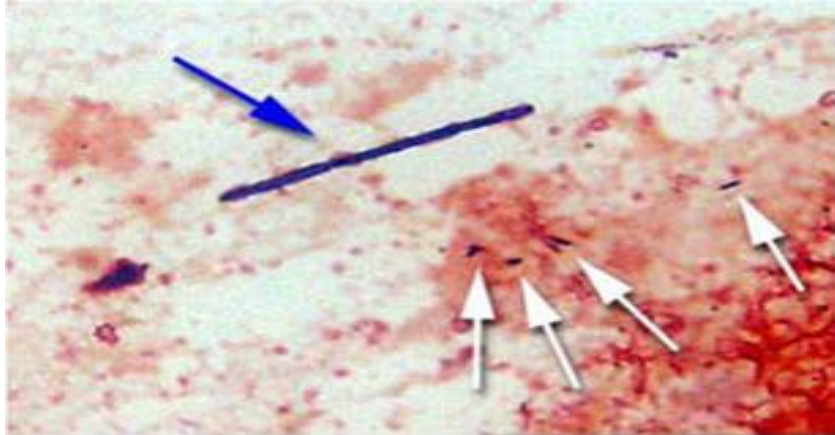


Figura 1: *Macrorhabdus ornithogaster* corado pelo método Gram (seta azul) em comparação com bactérias Gram positivas de microbiota gastrointestinal (seta branca).

Fonte: SON et al; (2004)

*M. ornithogaster* é descrito como um microrganismo oportunista (BAKER, 1997; KHEIRANDISH e SALEHI, 2010; CARVALHO et al., 2011) que causa mortalidade quando associado a condições de imunossupressão. A colonização pelo fungo ocorre no proventrículo, estômago glandular, onde os alimentos sofrem ação de sucos digestivos e o ventrículo, estômago muscular das aves, responsável por triturar os alimentos. Uma vez na superfície do ventrículo, o *M. ornithogaster* adentra a membrana coilina, infiltrando-se nela, acometendo as glândulas secretoras de muco, causando necrose e atrofia. Herck et al; (1984) apud Baker, (1997) relata a falha da secreção de ácido clorídrico e enzimas digestivas como sintomas da infecção. A doença pode ser apresentada de forma crônica assintomática ou sintomática (CARVALHO et al., 2011).

A megabacteriose acomete outras aves como canários, avestruzes, galinhas, tentilhões e perus. Em Psittaciformes é frequentemente relatada em Periquitos (*Melopsittacus undulatus*) (KHEIRANDISH e SALEHI, 2010; CARVALHO et al., 2011). Estudos realizados entre 1994 a 1997, no Hospital

Veterinário da Universidade de São Paulo, com necropsia de 64 aves silvestres, mostraram que em 56% das aves necropsiadas foi encontrado o agente *Macrorhabdus ornithogaster* (WERTHER et al., 2000).

A transmissão do agente ocorre por aves assintomáticas, através da regurgitação para os filhotes, ou consumo de alimento e água contaminados com fezes do portador. Isso mostra como a doença pode ser de fácil dispersão em criatórios que não fazem controle de quarentena (CARVALHO et al., 2011). Baker, (1997) apresentou um trabalho que demonstra que 33% dos dos periquitos avaliados eram portadores assintomáticos da megabactéria, o que seria um índice alto.

A megabacteriose inclui sintomas como diarreia, vômito, fezes com sangue, podendo levar à perda de peso, desnutrição grave, atrofia dos músculos peitorais, acúmulo de fezes ao redor da cloaca e queda na produção de ovos. A doença é descrita como apresentando alta morbidade e mortalidade, e está relacionado principalmente a indivíduos jovens (KHEIRANDISH e SALEHI, 2010; CARVALHO et al., 2011).

Através de exame histopatológico do proventrículo de Periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*), que foram encaminhados para o serviço de Ornitopatologia do Hospital Veterinário da FMVZ/UNESP – Botucatu, observou-se a presença de *Macrorhabdus ornithogaster* infiltrado na mucosa e tecido do proventrículo dos animais. O processo inflamatório crônico foi caracterizado por uma grande quantidade de heterofilos e plasmócitos nas células epiteliais do lúmen do órgão, demonstrando processo inflamatório crônico ativo (SILVA et al; 2014).

O diagnóstico é feito por cultura da mucosa proventricular e ventricular, microscopia direta de impressão fresca da mucosa dos mesmos órgãos, exames histopatológicos, necropsia e existência de *Macrorhabdus ornithogaster* nas fezes. Outra forma de diagnosticar é o aumento do pH do muco proventricular, que em indivíduos sadios é de 2,7 e em indivíduos infectados sobe para valores que variam de 7,0 a 7,3 (CARVALHO et al., 2011). Lesões macroscópicas como, atrofia do músculo peitoral, aumento da estrutura do ventrículo e proventrículo e a presença de muco esbranquiçado sobre a mucosa do proventrículo são frequentemente presentes (TOMASZEWSK et al; 2003).

Carvalho, (2011) cita o tratamento com anfoterecina B dissolvida na água de beber, e ainda cetaconazol e nistadina, KHEIRANDISH e SALEHI, (2003) descreveram que após o uso da nistadina a mortalidade das aves chegou a índice zero. Aumentar a acidez do proventrículo também é uma alternativa de tratamento, uma vez que *Macrorhabdus ornithogaster* não sobrevive em ambientes ácidos, através do uso de *Lactobacillus spp.*, vinagre de maçã ou suco de Toranja.

### **Aspergilose**

O gênero *Aspergillus* inclui mais de 250 espécies, e pertence ao filo Ascomycota. Os fungos do grupo possuem hifas septadas hialinas, crescem em condições de aerobiose, são ubíquos e utilizam diferentes substratos para crescer. *Aspergillus fumigatus* é uma espécie que pode crescer a temperaturas de 20 a 50°C (QUINN et al; 2005), fator que facilita a colonização de aves, uma vez que a temperatura corporal oscila de entre 41 e 42°C.

A aspergilose em aves é causada especialmente pelo fungo *Aspergillus fumigatus*, porém *Aspergillus flavus*, *Aspergillus terreus*, *Aspergillus deflectus*, *Aspergillus flavipes*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus glaucus*, *Aspergillus nidulans* também podem causar infecções (QUINN et al; 2005; BEERNAERT et al; 2010). *Aspergillus fumigatus* é frequentemente descrito como responsável pelas infecções, isso provavelmente está relacionado com o tamanho dos esporos dessa espécie, que são muito menores quando comparado com os de outras espécies de *Aspergillus* (RICHARD e THURSTON, 1983 apud BEERNAERT et al; 2010). Ambientes quentes, úmidos, pouco ventilados e sujos podem facilitar o aumento de esporos no ar, o que pode propiciar a infecção por *Aspergillus*. A condição imunológica da ave está relacionada com a infecção por esse agente; o uso de medicamentos como de tetraciclinas, esteroides, dietas pobres e estresse podem ser fatores que causam imunossupressão (BEERNAERT et al; 2010).

A principal via de transmissão é a inalação dos esporos. *Aspergillus fumigatus* possui esporos pequenos, que conseguem chegar aos sacos aéreos,

os principais sítios de infecções primárias, e aos pulmões (RICHARD e THURSTON, 1983 apud BEERNAERT et al; 2010).

A forma aguda da aspergilose é comum em aves jovens e ocasiona grande mortalidade, caracterizada por alterações no trato respiratório pela inalação dos esporos, que induzem a formação de placas caseosas nos sacos aéreos e pulmão. Em aves adultas a forma crônica é frequentemente comum (FRAGA et al; 2011).

Fraga et al; (2011) avaliou a presença de *Aspergillus* ssp. na mucosa bucal e orofaringe de psitacídeos, no período de quarentena das aves apreendidas pelo CETAS-IBAMA. Foram avaliadas aves que incluem o Chauá (*Amazona rhodocorytha*), Tuim (*Forpus xanthopterygiu*), Maritaca (*Pionus menstruus*), Arara Canindé (*Ara ararauna*), Maritaca Suia (*Pionus maximiliani*), Papagaio do Mangue (*Amazona amazonica*), Papagaio Verdadeiro (*Amazona aestiva*), Periquito Estrela (*Aratinga aurea*), e Periquito Verde (*Forpus passerinus*). Espécies de *Aspergillus flavus* foram as mais isoladas dos animais, seguidas de *Aspergillus niger*, *Aspergillus fumigatus*, e *Aspergillus ochraceus*. As lesões de orofaringe são frequentes em aves apreendidas, dado que o estresse causado pelo retirada do seu habitat, transporte e quarentena são fatores que facilitam o surgimento da doença. Portanto as espécies isoladas descritas acima poderiam causar essas lesões. O autor ainda sugere que a investigação de portadores assintomáticos é importante para evitar a transmissão da doença, além de medidas de higiene nas instalações.

Em um relato de caso Vasconcelos e colaboradores (2011), descreveu a presença de nódulo indicativo de colônia fúngica do gênero *Aspergillus*, de coloração acinzentada, em uma calopsita, *Nymphicus hollandicus*, macho, adulto, que estava exposta a uma dieta desequilibrada. Verificou-se a presença de múltiplos granulomas, com hifas septadas, típicos de *Aspergillus* ssp no centro das lesões, através de exame histopatológico do nódulo pulmonar (figura 2).

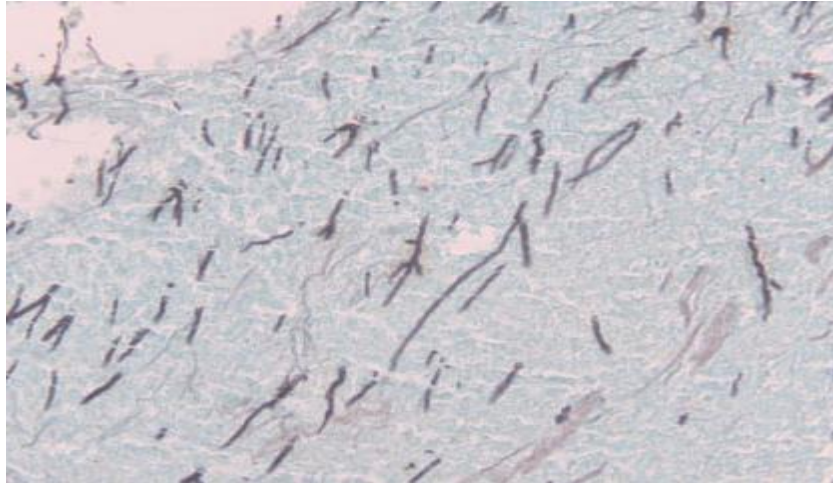


Figura 2: Pulmão: Hifas septadas características de *Aspergillus* spp, em área de necrose.

Fonte: VASCONCELOS et al; (2011).

TSAI et al; (2007) descreveu a aspergilose respiratória em 31 Psitacídeos, que morreram em 2 semanas de quarentena, depois de importados do Japão. Os psitacídeos investigados foram: Periquito-de-colar (*Psittacula krameri manillensis*), Cabeça de Ameixa (*Psittacula cyanocephala*), Calopsita (*Nymphicus hollandicus*), Papagaio Verdadeiro (*Amazona aestiva*), Papagaio-cinzento (*Psittacus erithacus*), Lóries arco-íris (*Trichoglossus haematodus*), Agaporni (*Agapomis roseicottis*) e Roselha-do-leste (*Platycercus eximius*).

*Aspergillus* spp. provocou lesões na cavidade nasal de 17 dos animais, no pulmão de 14, e em sacos aéreos de 13. Na cavidade nasal, *Aspergillus* spp. causa rinite exsudativa, e nos pulmões, assim como no relato feito por VASCONCELOS e colaboradores (2011) foram encontradas lesões granulomatosas. TSAI e colaboradores (2007) cita ainda lesões granulomatosas nos sacos aéreos, mas não com a mesma predominância de lesões encontradas no pulmão. Tsai et al; (2007) não relata em seu trabalho quais as espécies do gênero *Aspergillus* causaram as infecções.

O crescimento de *Aspergillus flavus* foi relato por SILVA et al, (2014) em cultivo realizados à de partir de pulmões de Periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*), que foram encaminhados para o serviço de Ornitopatologia do Hospital Veterinário da FMVZ/UNESP – Botucatu. As colônias se apresentavam de forma filamentosa, de cor verde amarelada com

bordas esbranquiçadas. Foi utilizado ágar dextrose Sabouraud, e para o isalomanto as amostras foram incubadas a 37°C por 48 horas.

O diagnóstico pode ser feito por isolamento de *Aspergillus*, à partir de material de biópsia, e tecidos retirados *post-mortem*. As amostras devem ser estriadas em ágar dextrose Sabouraud e incubados a 37°C em condições de aerobiose. A morfologia dos esterigmas e dos conídios são critérios para identificação. Procedimentos como PCR também são aplicados para o diagnóstico da aspergilose, assim como exames histopatológicos (QUINN et al; 2005).

O tratamento da Aspergilose pode ser feito através da remoção cirúrgica do aspergiloma, conjuntamente ou não com antifúngicos. Os antifúngicos podem administrados por via oral, intratraqueal, endovenosa e ainda através de nebulização com Anfotericina B e enilconazol. A nebulização deve ser feita de três a quatro vezes por dia, de 10 a 15 minutos por sessão, o tratamento deve continuar por no mínimo três dias após o desaparecimento dos sintomas clínicos (BAUCK, 1994 apud XAVIER; 2007).

### **Candidíase**

O gênero *Candida* está dividido em mais de 150 espécies. MANCIANTI et al, (2002) isolaram a levedura das fezes frescas de 325 Psittaciformes, entre eles, *Pionites melanocephalus*, *Psittacula eupatria*, *Psittacula krameri*, *Melopsittacus undulatus*, *Cacatua alba*, *Cacatua tenuirostris*, *Nestor notabilis*, *Agapornis personatus*, *Agapornis nigrigenis*, *Agapornis pullarius*, *Aratinga solstitialis*, *Eupsittula aurea*, *Eupsittula pertinax*, *Psittacara mitrata*, *Melopsittacus undulatus*, *Amazona aestiva*, *Amazona amazonica*, *Amazona autumnalis*, *Amazona xanthops*, *Ara ambigua*, *Ara macao*, *Ara militaris*, *Cacatua alba*, *Cacatua galerita*, *Calyptorhynchus lathami*, *Nestor notabilis*, *Brotogeris pyrrhopterus* e *Pionites leucogaster*. Foram isoladas as seguintes espécies de *Candida*, *C. albicans*, *C. guilliermondii*, *C. membranaefaciens*, *C. lusitaniae*, *C. famata*, *C. glabrata*, *C. parapsilosis* e *C. krusei*, sendo algumas dessas espécies de importância médica.

*C. albicans* é um microrganismos tipicamente oportunista, e condições como o uso prolongado de antibióticos, estresse, desnutrição e outras doenças,

podem favorecer o acometimento (VIEIRA et al; 2009). Candidíase aviária está associada ao trato digestivo superior, sendo o ingluvío constantemente afetado. Aves jovens são as mais acometidas (TSAI et al, 1992; SOUBHIA et al, 2008; VASCONCELOS et al, 2011). Sintomas comuns da candidíase incluem regurgitação, dificuldade de esvaziar e dilatação do ingluvío, depressão, anorexia, perda de peso e deficiência de crescimento (VIEIRA et al; 2009).

Vieira et al, (2009) em um estudo, selecionou 40 papagaios do gênero *Amazona*, que foram capturados do comércio ilegal. Fungos do gênero *Candida* spp foram isolados em 57% das aves. Essas aves estariam submetidas ao estresse causado pelo cativeiro, transporte, perda de habitat, captura e alimentação precária, o que facilita a infecção por agentes oportunistas. Contradizendo a maioria dos artigos veterinários que relatam *C. albicans* como causador de Candidíase em Psitacídeos, Vieira e Coutinho (2009) isolaram *C. albicans* em apenas 8% dos animais. Neste estudo, foram também isoladas outras quatro espécies: *C. guilliermondii*, *C. parapsilosis*, *C. famata*, e *C. humicola*, que ainda não tinham sido relatadas como responsáveis por infecções em Psitacídeos. O estudo demonstra, ainda, a importância da verificação de fatores de virulência em espécies do gênero *Candida*. A capacidade de filamentação foi observada em 44% das amostras isoladas, o que é um indicador de patogenicidade. Todas as amostras verificadas na pesquisa são produtoras de proteinases e 68% produziam fosfolipases. Essas enzimas tem capacidade de induzir a formação de poros na membrana celular, prejudicando as funções celulares normais e colaborando para invasão dos tecidos.

Foi observado no ingluvío de uma calopsita (*Nymphicus hollandicus*), um leve processo inflamatório, e verificado por microscopia a presença de *Candida* spp. formando hifas e pseudohifas. A ave foi atendida no Hospital Veterinário da Universidade Federal Fluminense, foi verificado a presença de sementes inteiras nas fezes e emagrecimento. Sabe-se que a ave estava sobre dieta pobre, o que pode levar ao imunocomprometimento (VASCONCELOS et al; 2011).

Candidíase sistêmica foi descrita por CARRASCO et al, (1997), em dois papagaios (*Amazona aestiva*) com idade entre 2 meses a 1 ano, que morreram e foram encaminhados para o Departamento de Anatomia e Patologia

Comparada em Córdoba. Lesões necróticas foram observadas no pulmão e trato gastrointestinal. Granulomas contendo pseudohifas em forma de arco foram observadas no fígado, coração, baço e peritônio (figura 3). Os autores relatam que, provavelmente coração, baço e pulmão apresentaram lesões como consequência de disseminação hematogênica.

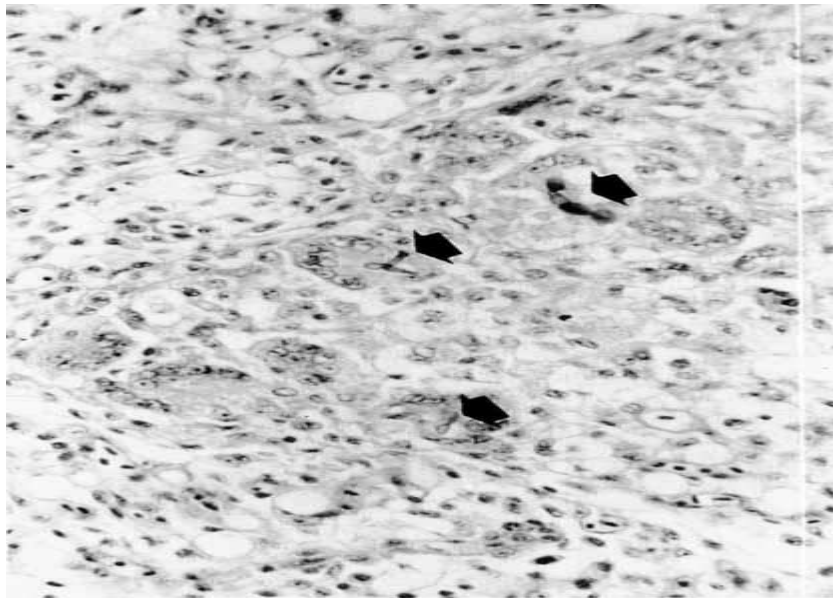


Figura 3: Peritônio: Candidíase granulomatosa peritoneal. Células gigantes contendo pseudohifas em forma de arco estão indicadas pelas setas pretas.

Fonte: CARRASCO et al, (1997).

Candidíase também foi observada em 35 psitacídeos que morreram em de 2 semanas de quarentena, depois de importados do Japão. A infecção por *Candida spp* acometeu os seguintes animais, nas porcentagens de: Roselha-do-leste (*Platycercus eximius*) 50%, Papagaio (*Amazona aestiva*) 31,6%, Periquito-de-Colar (*Psittacula krameri manillensis*) 22,4%, Cabeça de ameixa (*Psittacula cyanocephala*) 12,8%, Lóries arco-íris (*Trichoglossus haematodus*) 11,1%. A doença acometeu vários sistemas nas seguintes porcentagens, sistema respiratório 64,9%, sistema digestivo 54,1% e pele 5,4%. Nos órgãos do sistema respiratório, infecções na cavidade nasal foram vistas em 91,7% dos casos, pulmão e laringe 8,3% e traqueia apenas 4,2%. Como relatado por outros autores *Candida spp* também causou lesões no trato digestivo superior,



envolvendo os seguintes órgãos: inglúvio 85%, esôfago 60,0%, ventrículo e proventrículo 30%, intestino delgado 10% (TSAI et al; 2007).

SILVA et al, (2014) relatou crescimento de *Candida spp*, em fragmentos que foram retirados do inglúvio e pulmão de Periquitos australianos, *Melopsittacus undulatus*, que foram encaminhados para o serviço de Ornitopatologia do Hospital Veterinário da FMVZ/UNESP – Botucatu. Utilizando ágar dextrose Sabouraud, as amostras foram incubadas a 37°C por 48 horas. Foram observadas colônias leveduriformes de coloração esbranquiçadas, com superfície irregular. Microscopicamente aforam observadas pseudohifas que correspondem a *Candida spp*. A prova do tubo germinativo também foi realizada evidenciando a espécie como *Candida albicans*.

O diagnóstico pode ser feito através dos sintomas clínicos apresentados pelas aves e pela visualização das leveduras em ágar dextrose Sabouraud. No ágar, as leveduras apresentam colônias cremosas, branco-amareladas, lisas ou rugosas, verificando-se ao microscópio células globosas, ovaladas ou ovaladas alongadas. O microcultivo possibilita a verificação de pseudomicélios, micélios verdadeiros e clamidósporos. A formação de tubo germinativo em soro de animais a 37°C pode ser também utilizada para diagnóstico (SOUBHIA et al, 2008).

O tratamento pode ser feito através da utilização de cetoconazol e clorexidiina em água de beber para aves em tratamento com antibióticos. Outros antifúngicos como nistatina, quetoconazol, fluconazol e itraconazol também podem ser usados. A higienização dos recintos é importante para combater a doença e pode ser feita por sanitização com formaldeído, fenol e iodo (SOUBHIA et al, 2008; SILVA et al, 2014).

## **Doenças Bacterianas**

### **Clamidiose**

*Chlamydophila psittaci* é o agente de uma das doenças mais comuns em Psittaciformes: a clamidiose. (EVERETT et al., 1999). *C. psittaci* é uma bactéria Gram negativa, intracelular obrigatória (TORTORA et al; 2012), devido à sua

inabilidade em produzir ATP, portanto estão sujeitos ao metabolismo da célula hospedeira (QUINN et al; 2005).

Anteriormente a família *Chlamydiaceae* era constituída por quatro espécies: *Chlamydia psittaci*, *C. pneumoniae*, *C. trachomatis* e *C. pecorum*. Hoje através de métodos moleculares do sequenciamento do DNA de regiões do operon ribossomal, a família *Chlamydiaceae* foi dividida em dois gêneros: *Chlamydia* e *Chlamydophila*. O gênero *Chlamydophila* compreende as espécies: *Chlamydophila psittaci*, *C. felis*, *C. caviae*, *C. abortus*, *C. pecorum*, e *C. pneumoniae*. Já o gênero *Chlamydia* se divide em *Chlamydia trachomatis*, que ainda recebeu duas espécies novas, *C. suis* e *C. muridarum* (EVERETT et al., 1999).

Além das aves, *C. psittaci* pode acometer o homem, recebendo o nome de psitacose. O primeiro caso relatado em seres humanos ocorreu em 1879, quando pneumonia grave foi relatada como epidemia e associada ao contato com Psittaciformes que estavam em cativeiro (DONATTI; 2012). Em 1892, em Paris, 49 casos foram relatados, ocorrendo 16 mortes, sendo o maior surto da doença. O surto foi associado à importação de psitacídeos vindos da América do Sul, os quais morreram devido a uma diarreia grave (HUTCHISON et al; 1930 apud DONATTI; 2012).

Piasecki e colaboradores (2012) avaliaram amostras de *swabs* de 156 traqueias advindas de 34 espécies diferentes de Psittaciformes. O resultado indicou 10,3% de amostras positivas, detectadas através de ensaios de Reação em Cadeia da Polimerase – PCR.

Duzentas e dezesseis amostras de *swabs* cloacais e de fenda palatina foram retiradas de 145 *Amazona aestiva*, 21 *A. vinacea*, 10 *A. rhococorytha* e 40 (*Ara ararauna*). Todos os psitacídeos eram provenientes de cativeiro em Minas Gerais. Foram positivas para *C. psittaci* onze amostras. Das amostras positivas 8 eram de *Amazona aestiva*, 1 de *A. rhococorytha*, 1 de *A. vinacea* e 1 de *Ara ararauna* (DONATTI; 2012).

Foram coletadas amostras de 300 psitacídeos mantidos em cativeiro em Goiás por CARVALHO (2012), onde 11 aves apresentaram resultado positivo para *Chlamydophila spp.*.

A *Chlamydophila psittaci* se apresenta na forma de cocobacilo, não apresentam peptidoglicano em sua parede celular, e se cora por Gimenez,

Giemsa e Macchiavello apesar de ser uma bactéria Gram negativa. Sua dimensão pode ser de 200 até 1.500nm ou mais (BIBERSTEIN e HIRSH; 2003).

*C. psittaci* possui em sua uma membrana externa, uma proteína imunodominante denominada MOMP (proteína principal de membrana externa; do inglês *major outer protein*) que corresponde a 60% do peso do envoltório. A MOMP em conjunto com o LPS (lipopolissacarídeo) clamidial representam importantes antígenos de superfície, e são utilizados para diagnóstico (ANDERSEN e VANROMPAY; 2003).

Oito sorotipos são descritos para *C. psittaci*, são eles: A, B, C, D, E, F, M56 e WC. A e F são apontados como sorotipos zoonóticos e são isolados em aves, sendo que o sorotipo A é endêmico de psitacídeos e pode causar doenças em outros animais e no homem (EVERETT et al., 1999).

No ciclo de *Chlamydomphila psittaci*, encontra-se três formas morfológicas e metabólicas diferentes. Os corpos elementares (CE) constituem a forma extracelular e infecciosa. Os corpos reticulados (CR) representam a forma metabolicamente ativa, intracelular e não infecciosa. E os corpos intermediários (CI) que representam uma fase entre os dois anteriores (figura 4) (ANDERSEN e VANROMPAY; 2003).

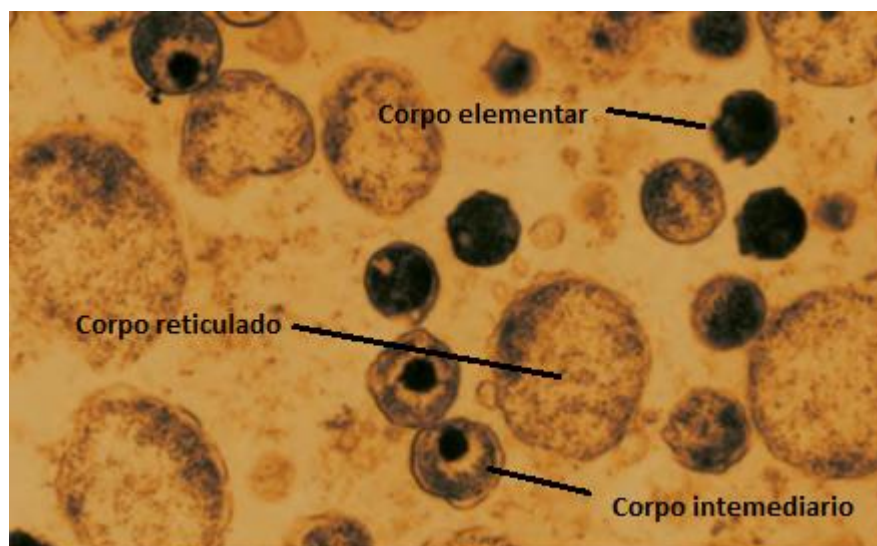


Figura 4: Microscopia de *Chlamydomphila psittaci*, na célula hospedeira.

Fonte: TORTORA; (2012).

O ciclo infeccioso das clamídias dura em torno de 48 horas, e se inicia com a endocitose dos corpos elementares (CE) pela célula do hospedeiro. Os CE se transformam, então, na forma ativa: os corpos reticulados (CR). Os CR dividem-se sucessivamente, produzindo vários corpos reticulados, então os CR novamente se transformam em CE, por um processo de maturação. Então os C são liberados da célula hospedeira rompendo-a por enzimas lisossômicas. Corpos elementares não apresentam grande resistência a desinfetantes comuns, como compostos de amônia quaternária (QUATS) , etanol a 70%, calor e luz solar. Porém permanecem viáveis em água a temperatura ambiente e excretas de animais (ANDERSEN e VANROMPAY; 2003).

A transmissão de *C. psittaci* pode ocorrer através da inalação ou por excretas secas, secreções oculares e nasais de aves doentes. Ingestão de fezes contaminadas e regurgitação dos pais aos seus filhotes também podem ser vias de transmissão. Entre os psitacídeos as Calopsitas são frequentemente relatadas como portadoras de *C. psittaci*, e por mais de um ano após a infecção podem transmitir a bactéria (GERLACH, 1994).

Os sinais de clamidiose são diversos e inespecíficos. Na forma subclínica os sintomas não são frequentes. Na forma aguda os sistemas respiratório, digestório, urinário e nervoso podem ser comprometidos. Emagrecimento, conjuntivite, e descargas nasais são sintomas comuns na forma crônica. Outros sintomas como hipertermia, excreções oculares e diminuição na quantidade de ovos também são vistos (RASO et al; 2009). Os sintomas irão variar de acordo com a idade, espécie, concentração da amostra e virulência (ANDERSEN e VANROMPAY; 2003). O estresse causado pelas condições de manejo inadequadas, dietas pobres e superlotação de recintos favorecem a infecção, nas aves que apresentam a forma subclínica (GERLACH, 1994).

O diagnóstico é difícil de ser feito através dos sintomas, uma vez que esses são muitos inespecíficos. Para o isolamento são necessárias culturas de tecido ou em ovos embrionados, dado que *C. psittaci* é um parasita celular obrigatório. Depois de dois a três dias após a inoculação é possível verificar as inclusões clamidiais (OIE MANUAL, 2008).

Testes como ELISA também podem ser empregados para diagnóstico de *C. psittaci*, os quais possuem vantagem por serem rápidos e não exigirem

organismos viáveis. As desvantagens são: falso positivos que podem ocorrer por contaminação cruzada e falsos negativos causada pela quantidade de antígeno insuficiente (BEECKMAN et al; 2009).

A Reação em Cadeia da Polimerase é um método vantajoso para detecção de *C. psittaci*, por ser muito específico e sensível, e podendo ser automatizado. Podem ser usadas amostra de fezes, “swabes” de orofaringe e cloaca. Entretanto a eliminação intermitente da bactéria pode inviabilizar o uso da técnica. Uma solução a ser empregada é a coleta durante dois ou três dias consecutivos (RASO et al; 2009; BEECKMAN et al; 2009).

O tratamento é feito com uso de tetracilinas; a doxiciclina é a mais usada no tratamento. O fármaco tem efeito bacteriostático, ele atua inibindo a síntese de enzimas, multiplicação dos corpos reticulares e maturação dos corpos elementares (QUINN et al; 2005). O uso de azitromicina e enrofloxacin são vias alternativas para o tratamento SACHSE et al; (2010) verificou a eficácia da azitromicina em calopsitas, o tratamento durou 21 dias e as doses foram de 40 mg/kg a cada 48 horas.

### **Micoplasmoses**

Infeções causadas por *Mycoplasma spp.* são denominadas Micoplasmoses. Estes organismos estruturas celulares pequenas, o volume celular é de aproximadamente 5% quando comparado ao volume de um bacilo característico; suas dimensões variam entre 0,1 a 1,25 µm. Podem apresentar formatos diferentes, visto que não apresentam parede celular, em consequência da falta de material genético para sua síntese. Mesmo não possuindo parede celular são classificados como Gram negativos. O nome *Mycoplasma* deriva da capacidade de produzir filamentos que parecem fungos, *mykes* = fungo. São considerados os menores organismos de vida livre, capazes de autorreplicação (TORTORA et al; 2012).

As espécies de *Mycoplasma spp.* de importância clínica para aves selvagens são: *Mycoplasma gallisepticum* (MG), *M. meleagridis* (MM), e *M. synoviae* (MS). Apenas a MG tem reconhecida importância para as aves selvagens (FRIEND e FRASON; 1999).

A infecção ocorre quando os micoplasmas se ligam as células do hospedeiro, tais como neutrófilos e macrófagos. Ocorre a liberação de citocinas pela ativação dos macrófagos e monócitos e, em consequência disso, ocorre o começo da inflamação. Micoplasmas conseguem evadir o sistema imunológico do hospedeiro através da habilidade de mimetismo molecular, acarretando em infecções permanentes (QUINN et al; 2005).

Os sintomas de micoplasmose por *Mycoplasma gallisepticum* incluem descargas nasais e oculares, espirros, conjuntivite, baixa produção de ovos e eclodibilidade e diminuição na ingestão alimentar. Micoplasmose por *M. synoviae*, causa sinais semelhantes aos de *Mycoplasma gallisepticum* em galinhas, perus e outras aves, entretanto os sintomas são amenos, não ocasionando, muitas vezes, sinais respiratórios. As infecções crônicas ocasionalmente levam á ocorrência de fezes esverdeadas. A micoplasmose também pode ocorrer quando o hospedeiro apresenta imunocomprometimento causado por outras doenças (FRIEND e FRASON, 1999; DONATTI, 2012).

A transmissão pode ocorrer por aerossóis, alimento contaminado, água e por contato direto com animais doentes. A transmissão vertical acontece pela contaminação do ovo no oviduto (LEY et al; 2003).

Neves (2013) analisou amostras retiradas de 23 espécies de psitacídeos no Distrito Federal, as aves analisadas eram: *Ara glaucogularis*, *Anodorhynchus hyacinthinus*, *Ara macao*, *Amazona amazonica*, *Ara severus*, *Diopsittaca nobilis*, *Amazona xanthops*, *A. aestiva*, *Ara ararauna*, *Primolius maracana*, *Aratinga acuticaudata*, *Orthopsittaca manilata*, *Primolius auricolis*, *Deroptyus accipitrinus*, *Amazona kawalli*, *Amazona farinosa*, *Amazona festiva*, *Amazona ochrocephala*, *Pionus maximiliani*, *Amazona autumnalis*, *Amazona brasiliensis*, *Amazona rhodocorytha*, e *Ara chloropterus*. Foram analisadas 135 amostras de material biológico e o resultado foi positivo para 5 delas. O resultado não permitiu distinguir as espécies de *Mycoplasma spp.*, considerando então a possibilidade de constituírem outras espécies capazes de infectar psitacídeos.

Deteção de *Mycoplasma gallisepticum* ocorreu após análise de 140 amostras de swabs de traqueia, fenda palatina e cloaca, através de diferentes técnicas de PCR. As aves selecionadas foram: *Ara ararauna*, *Pionus fuscus*, *Amazona aestiva*, *Amazona amazônica*, *Aratinga jandaya*, *Guarouba guarouba*,

*Anodorhynchus hyacinthinus* originarias de diferentes criatórios e centros de triagem da região metropolitana de Belo Horizonte. Nas amostras retiradas de esfregaço cloacal os resultados foram positivos em 53,5%, 67,4% para as amostras de traqueia e 85,4% para as de fenda palatina. Essa alta incidência de *Mycoplasma gallisepticum* é possivelmente correlacionas às condições higiênicas dos recintos e o contato de várias aves durante o período de quarentena. *M. gallisepticum* prejudica a reprodução, pois está ligada a baixas taxas de fertilidade, eclosão e aumento no numero de morte em embriões, inviabilizando assim medidas de conservação dessas espécies (GOMES et al; 2009).

Para o diagnostico podem ser empregadas técnicas como: detecção por anticorpos fluorescentes, peroxidase- antiperoxidase, PCR, ELISA, testes de hemaglutinação rápida e inibição da hemaglutinação (QUINN et al; 2005). *Mycoplasma spp.* tem características especiais em relação ao cultivo microbiológico, são espécies de crescimento lento e necessitam de meios enriquecidos para crescimento. Os meios têm de ser suplementados com proteínas animal, um componente esterol e uma fonte de DNA, antibióticos para evitar o crescimento de outras bactérias Gram positivas e antifúngicos. As colônias se tornam visíveis entre três a sete dias de incubação (FRIEND e FRASON, 1999; QUINN et al; 2005).

O tratamento da micoplasmose pode ser feito utilizando eritromicina, espiramicina, tilosina, tiamulina e enrofloxacina, esses são antibióticos que acumulam no trato respiratório e nas mucosas. Antibióticos como as penicilinas, sulfonamidas, bacitracina e cefalosporinas não podem ser empregados devido à ausência de parede celular em *Mycoplasma spp.*, o que também dificulta o uso de desinfetantes que agem na parede celular como: amônia quaternária, compostos iodados, fenólicos e álcool. Os micoplasmas sobrevivem fora do hospedeiro por apenas algumas horas e de dois a quatro dias em água (GERLACH; 1994), ou então em condições ótimas de cultivo, como mencionado acima. Para o controle são utilizadas medidas como: desinfecção com água sanitária em solução de 10% dos bebedouros e alimentadores. Limpeza e desinfecção para os recintos utilizados na quarentena (FRIEND e FRASON, 1999) também faz-se necessário.

Os estudos de verificação de *Mycoplasma spp* em Psittaciformes ainda são escassos principalmente pelo fato de que as infecções por *Mycoplasma* são mais comuns em perus e galinhas, em razão do interesse econômico gerado pela criação, produção de ovos e venda dessas aves.

### **Salmonelose**

A salmonelose é causada por bactérias do gênero *Salmonella spp*. São bactérias Gram negativas, geralmente não encapsulados, aeróbios ou anaeróbios facultativos em forma de bastonete pertencentes a família *Enterobacteriaceae*. São descritos atualmente 2.500 sorotipos para o gênero *Salmonella spp*. que podem infectar aves, reptéis e mamíferos. A identificação dos sorotipos ocorre através do esquema de classificação de Kaufmann-White, onde são verificados os antígenos somáticos (O) e flagelares (H). O gênero *Salmonella spp*. é dividido em duas espécies *Salmonella bongori* e *Salmonella enterica*. Seis subespécies estão dentro da espécie *S. enterica*, são elas: *S. enterica indica*, *S. enterica houtenae*, *S. enterica diarizonae*, *S. enterica arizonae*, *S. enterica salamae* e *S. enterica enterica*. Pode-se usar somente o nome do gênero e sorotipo, o nome de espécies e subespécies não precisam ser citados. Por exemplo, *Salmonella enterica enterica* Typhimurium, pode ser referenciada apenas como *Salmonella* Typhimurium (POPOFF et al; 2001; QUINN et al; 2005).

*Salmonella* Typhimurium é um sorotipo frequentemente isolado em Psittaciformes (MENÃO et al., 2000; WARD et al., 2003; PICIRILLO et al., 2010), e pode levar a uma infecção subclínica em psitacídeos jovens e debilitados. A falta de alimento, o que leva à disputa pelo alimento disponível por muitas aves, e a capacidade de propagação do agente de uma ave para outra facilitam o surgimento de surtos (FRIEND, 1999).

Normalmente as bactérias Gram positivas são os principais componentes da microbiota dos Psittaciformes; bactérias Gram negativas são minoria. Entre as Gram positivas são encontradas, *Corynebacterium*, *Streptomyces*, *Pasteurella gallinarum*, *Lactobacillus*, *Bacillus*, *Streptococcus* não hemolítico, *Micrococcus* e *Staphylococcus*. A presença de bactérias Gram negativas, para muitos autores, significa sinal de doenças (GRAHAN E



GRAHAN, 1978; FLAMMER E DREWES, 1988; MATTES et al., 2005; XENOULIS et al., 2010). Bactérias Gram negativas podem, em condições de imunossupressão, se tornarem patógenos primários ou oportunistas.

Em um estudo realizado por Marietto-Gonçalves et al, (2010) verificou-se pela primeira vez a presença de *Salmonella* enteritidis, em Papagaio verdadeiro, (*Amazona aestiva*) procedente de cativeiros que buscam a reintrodução na natureza de aves que foram apreendidas do tráfico. Foram analisadas outras aves além de *Amazona aestiva*, entre elas periquito branco (*Aratinga leucophthalmus*), papagaio-de-asa laranja (*Amazona amazonica*), Arara Vermelha (*Ara macao*), papagaio-de-escamas (*Pionus maximiliani*) e outras aves da ordem Piciformes. Analisou-se também amostras de Tucano Toco (*Ramphastos toco*), entretanto, essas não foram positivas para *Salmonella*. Para a detecção foram usadas técnicas sorológicas e análises microbiológicas. Ainda segundo Marietto-Gonçalves et al, (2010) a detecção de *Salmonella* em psitacídeos é comum no caso de aves de cativeiro, sendo poucos os relatos de Salmonelose em aves selvagens.

Bactérias do gênero *Salmonella* foram identificadas em psitacídeos que não apresentavam sinais clínicos de doença. Em um estudo, foram coletados swabs de 280 psitacídeos de cativeiros no Estado do Rio Grande do Sul. O resultado foi positivo para 37 amostras. O resultado mostrou que 13,2% dos psitacídeos eram portadores assintomáticos ou eram frequentemente infectados por *Salmonella* (ALLGAYER; 2003).

*Samonella* Typhimurium foi isolada em 45 Lóries dos gêneros *Trichoglossus*, *Lorius*, e *Eos spp.*, no zoológico de Indianapolis nos Estados Unidos. A via de contaminação dos lóries parece ser proveniente de uma serpente que foi encontrada no recinto das aves, já que *Samonella* Typhimurium foi isolada da serpente em questão. Existe uma hipótese de contaminação a partir de água e alimento contaminados por animais portadores do agente (WARD et al., 2003).

Vigo et al, (2009) relataram que duas Araras Canindé (*Ara ararauna*) foram a óbito em consequência de salmonelose, em Buenos Aires, Argentina. *Salmonella* Typhimurium foi o sorotipo isolado do fígado, baço, coração, rim, pulmão e intestino das aves. Acredita-se que a contaminação ocorreu através da contaminação por ovos de galinha cozidos que eram oferecidos como

alimento para as Araras. Segundo PICCIRILLO et al. (2010) salmonelose por *Salmonella* Typhimurium também foi a causa de morte de duas cacatuas-das-molucas (*Cacatua moluccensis*) em um zoológico na Itália. Uma das cacatuas foi a óbito sem sinais clínicos, a segunda cacatua, vinte dias após a morte da primeira, morreu com sinais clínicos de salmonelose.

Com base nos diversos estudos de casos, pode-se dizer que a transmissão ocorre por ingestão de água e alimento contaminados; a permanência de aves sadias em recinto de aves ou outros animais infectados também é uma forma comum de infecção. Tratadores, insetos e parasitas também são carreadores da bactéria (WARD et al., 2003).

A salmonelose pode ser assintomática ou levar a morte súbita. Não existem sinais notórios relacionados a aves selvagens. Sintomas diferentes podem ser causados pelo mesmo sorotipo. Aves jovens tendem a apresentar sintomas mais característicos da doença, o agente pode causar uma infecção aguda, septicemia, infecção localizada ou morte súbita da ave (FRIEND, 1999).

Os sinais clínicos comuns em psitacídeos são: Diarreia, anorexia, retardo do esvaziamento do ingluvío, respiração forçada, depressão e letargia (WARD et al., 2003; VIGO et al, 2009; PICCIRILLO et al. 2010). Lesões macroscópicas também são encontradas, sendo que as mais comuns em psitacídeos são: esplenomegalia, hepatomegalia, nefromegalia, congestão da superfície serosa dos intestinos, petéquias cardíacas, dilatação atrial, aderência fibrosa a superfície hepática e petéquias na superfície serosa do proventrículo e ventrículo (MENÃO et al., 2000; WARD et al., 2003; VIGO et al., 2009). WARD et al; (2003) relataram ainda que mudanças histopatológicas foram observadas, tais como hepatite, êmbolos bacterianos no fígado, rins, baço, pulmões e proventrículo, congestão e hemorragia pulmonar.

Para o diagnóstico é importante verificar os sinais clínicos da doença e seu curso (RUPLEY, 1999). O diagnóstico microbiológico para *Salmonella* pode ser feito através do pré-enriquecimento por meio não seletivo, enriquecimento seletivo, plaqueamento em meio seletivo sólido, análise bioquímica e tipificação sorológica (ADAM e MOSS, 2008). PCR é o método de diagnóstico rápido, sensível e específico. ALLGAYER et al. (2008), utilizando o teste de PCR verificou 37 amostras positivas para *Salmonella*, entretanto

nenhuma amostra foi positiva quando outro método diagnóstico convencional foi utilizado.

Para o tratamento é necessário que se faça antes o antibiograma da amostra diagnosticada (RUPLEY, 1999). Tetracilina foi a droga utilizada por MARIETTO-GONÇALVES et al, (2010) para tratamento de *Salmonella* e *Escherichia coli* em Psitácideos, depois do tratamento foi feita nova análise microbiológica e não houve detecção de *Salmonella*.

O Programa Nacional de Sanidade Avícola estipula que os estabelecimentos de reprodução e comércio nacional ou internacional de qualquer tipo de ave deverão estar certificadamente livres de *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* e livres ou em situação controlada no caso de *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. As amostras positivas para *Salmonella* deverão ser encaminhadas ao laboratório oficial de referencia de Salmonelas para serem avaliadas (BRASIL, 2002).

### **5.3 Doenças Virais**

#### **Síndrome da Dilatação do Proventrículo**

- **Agente**

A Síndrome da Dilatação do Proventrículo (PDD) tem como agente um Bornavírus, vírus de RNA sentido negativo, não segmentado, formato esférico e envelopado. Os Bornavírus pertencem à ordem *Mononegavirales* e família *Bornaviridae*, que tem como característica multiplicação nuclear e ocorrência de processamento (*splicing*) alternativo na geração de seus transcritos (HONKAVOURI, et al., 2008). Há pouco tempo à família *Bornaviridae* tinha como representante apenas o vírus da doença de Borna (VDB), que causa encefalite em cavalos e ovelhas. Evidências significativas foram verificadas no trabalho de Kistler et al; (2008) onde novas amostras de ABV foram detectadas através de PCR em 71% dos casos de PDD.

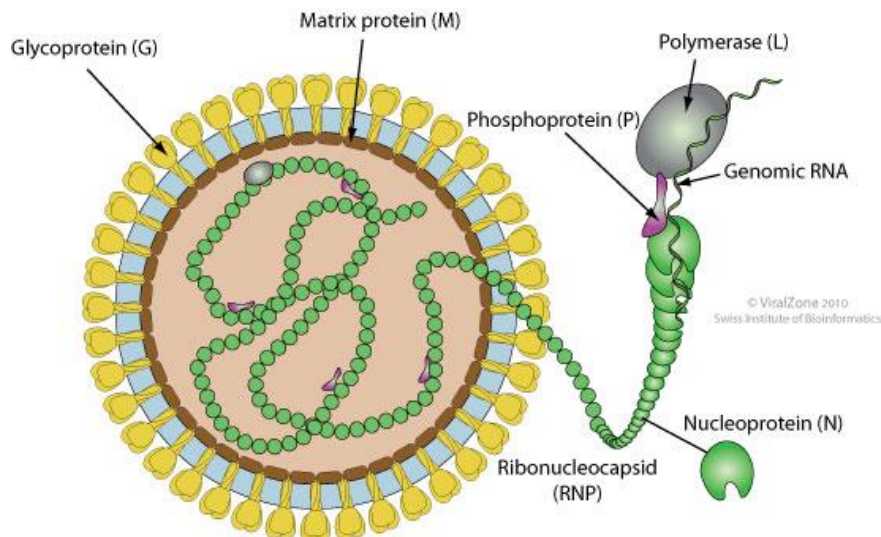


Figura 5: Representação de Bornavírus. Vírus de RNA sentido negativo, não segmentado, formato esférico e envelopado.

Fonte: [Viralzone.expasy.org](http://Viralzone.expasy.org); Swiss Institute of Bioinformatics.

- **Epidemiologia**

A PDD tem sido descrita em Psitacídeos e é geralmente fatal, apontada como grande ameaça para a avicultura de Psitacídeos. O primeiro relato de PDD ocorreu nos Estados Unidos em 1970, em Araras, e hoje ocorre em todo mundo acometendo mais de 50 espécies diferentes de Psitacídeos. Grande parte, se não todas as coleções de Psitacídeos já tiveram casos de PDD (BERHANE et al., 2001; KISTLER, et al., 2008).

Em uma coleção particular na Alemanha, uma cacatua-crista-de-salmão (*Cacatua moluccensi*) foi submetida à eutanásia e uma segunda morreu com enterite ulcerativa. A cacatua submetida à eutanásia, antes de ser sacrificada demonstrou sintomas de PDD. A cacatua que veio a óbito não tinha quadro compatível com PDD. Amostras de tecidos e *swabs* cloacais das duas aves foram analisadas através RT-PCR. A ave eutanasiada apresentou sintomas clássicos, lesões graves e alterações histopatológicas compatíveis com a PDD, e o ABV foi verificado em todos os órgãos afetados da ave. Entretanto a ave que veio a óbito, mas sem quadro compatível de PDD, apresentou ABV em tecidos nervosos, o que se assemelha à infecções por *Bornavírus* em mamíferos (LIERZ et al; 2014).

Heffels-Redmann et al; (2011) verificaram a presença de ABV em 1503 *Psittaciformes* provenientes de várias coleções na Europa. Das aves avaliadas 22,5% apresentaram resultado positivo para ABV. A associação de RT-PCR, imunohistoquímica, isolamento viral e imunofluorescência revelaram que a eliminação do vírus e a produção de anticorpos aconteceram simultaneamente em 1/5 dos *Psittaciformes* positivos. Foi confirmado a PDD tanto em aves mortas em que o resultado foi positivo para ABV, quanto em aves vivas. Contudo infecções por ABV também foram verificadas em *Psittaciformes* sem lesões ou sinais de PDD.

Uma arara vermelha (*Ara macao*) apresentou sinais tais como perda de apetite, emagrecimento e depressão. Testes diagnósticos para Doença de Pacheco e infecção por *Chlamydophila psittaci* foram realizados através de PCR: e apresentaram resultado negativo. Posteriormente a ave apresentou sinais de acometimento neurológico como: movimentos sem controle da cabeça, incapacidade de empoleirar e pupilas com tamanhos diferentes. A ave então foi submetida à eutanásia e através da PCR foi possível identificar o *Bornavírus* como agente da encefalite (KELLER et al; 2010).

Kistler et al; (2010) também verificaram um surto em um criatório onde foi introduzido um papagaio do congo (*Psittacus erithacus*). Sementes não digeridas nas fezes e auto-mutilação dos pés foram sintomas observados no papagaio. O tratamento do papagaio foi realizado em uma sala onde outros filhotes de Psitacídeos eram alimentados. O papagaio veio a óbito no dia 15 de julho de 2009, e posteriormente todos os filhotes que foram mantidos na mesma sala vieram a óbito. Na necropsia do papagaio do congo e dos filhotes que vieram a óbito foram vistas lesões características de PDD. No criatório havia 46 aves, e todas foram submetidas a coleta de amostras de *swabs* cloacais, e o resultado indicou 12 aves positivas para ABV.

Raghav et al., (2010) estudaram 16 Psitacídeos no Canadá. Sinais neurológicos haviam sido verificados em 5 aves e infiltrados inflamatórios foram verificados em 8 aves. Através da técnica de PCR, detectou-se que nove Psitacídeos eram positivos para ABV.

- **Patologia**

A Síndrome da Dilatação do Proventrículo está associada em muitos casos à perda progressiva de peso, depressão, regurgitação intermitente e alimentos não digeridos nas fezes. Sinais neurológicos como incoordenação dos movimentos musculares e convulsões também ocorrem. As aves apresentam em conjunto ou separadamente sinais clínicos no sistema nervoso e gastrointestinal (BERHANE, et al.,2001).

Entre Maio de 1999 e Janeiro de 2000 14 Psitacídeos - sendo 12 vivos e dois mortos - recebidos no “Veterinary Teaching Hospital, Ontario Veterinary College” apresentaram sintomas envolvendo os nervos isquiáticos, braquial, vago e gânglios da raiz dorsal. Em 90% dos casos em que as aves apresentaram lesões nos nervos periféricos, observou-se comprometimento do Sistema Nervoso Central. Fraqueza e falta de coordenação foram sintomas clínicos observados nessas aves. Lesões nos nervos do trato gastrointestinal também foram observadas em 94% dos casos. Dilatação do ventrículo direito do coração foi observado em cinco das aves estudadas que apresentavam sinais neurológicos. Lesões no lado direito do coração revelaram aumento na densidade dos tecidos nervosos nesse local. Duas aves não apresentaram lesões macroscópicas típicas de PDD, entretanto, tinham lesões histológicas consistentes, tais como infiltrado de células inflamatórias em tecidos nervosos, lesões como essas foram observadas em todas as aves (BERHANE et al; 2001) (figura 4).

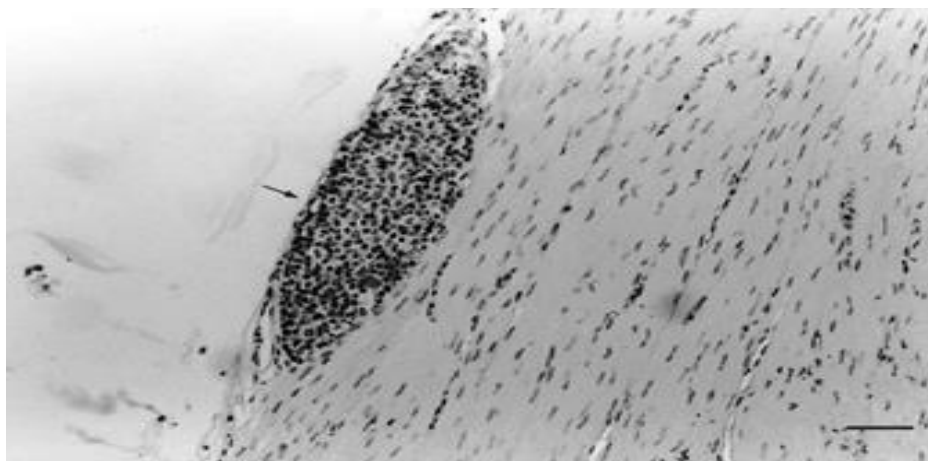


Figura 6: Coração de *Cacatua moluccensis*. Intenso infiltrado de células mononucleadas, em gânglio nervoso no epicárdico.

Fonte: BERHANE et al; (2001).

Ramada (2009) analisou 12 Psitacídeos com suspeita de PDD. A PDD foi diagnosticada em cinco aves, através de necropsia e análises histopatológicas. Não foi possível a confirmação de PDD nas demais aves, por falta desses exames. A dilatação do proventrículo foi observada em 10 aves, além de outros sintomas como perda de peso. A perda de peso foi predominante em 88,3% das aves, provavelmente pelo distúrbio gastrointestinal causado pela PDD, como regurgitação, vômito e comida não digerida nas fezes. Anorexia, ataques epiléticos, agressividade e tremores também foram relatados. Análises hematológicas demonstraram anemia e linfocitopenia, possivelmente pela deficiência na absorção de nutrientes causada pelos distúrbios gastrointestinais e fisiopatologia da doença.

Proventrículo dilatado e ainda com alimento foi verificado em uma cacatua determinada como Z178 / 08 por Lierz et al (2014), além de infiltrado de linfócitos no gânglio do epicárdico, fibras de Purkinje, ventrículo, proventrículo, inglúvio, nervo isquiático e com menos frequência no cérebro. Outra cacatua (Z1 / 09) foi analisada, e a dilatação do proventrículo foi observada mais uma vez, além de peritonite, encefalite e adrenalite.

- **Tratamento/ Profilaxia**

Dahlhausen et al (2002) descreveram o uso de Celecoxib, com dosagem de 10 mg/kg, por até doze semanas, até que os sintomas tenham desaparecido. Com aproximadamente sete dias de tratamento as aves apresentaram sinais clínicos de melhora. Terapia de suporte através de alimentação monitorada, alimentação de grande absorção rica em componentes energéticos e vitaminas e elementos que promovam trânsito intestinal adequado também são alternativas efetivas no tratamento.

Medidas de biossegurança e boas práticas de manejo são essenciais para a prevenção dessa doença. A limpeza adequada dos recintos deve ser feita para evitar a transmissão via fecal-oral (HOPPES et al. 2010). As aves devem permanecer em quarentena por pelo menos 60 dias e amostras biológicas coletadas periodicamente. Tais medidas reduzem as chances da introdução de aves doentes (DAHLHAUSEN et al; 2002; RASO, 2014). O

cuidado deve ser prolongado em maternidades em razão da transmissão vertical, As incubadora devem ser especialmente monitoradas, a fim de impedir a contágio entre os filhotes. A desinfecção deve ser feita com desinfetantes que tenham ação sobre vírus envelopados (HOPPES et al. 2010).

### **Doença de Newcastle**

- **Agente**

O *Paramyxovirus* aviário I (APMV-1) é o agente da Doença de Newcastle. APMV pertence à ordem *Mononegavirales*, família *Paramyxoviridae*, subfamília *Paramyxovirinae* e gênero *Avulavirus*. As principais características da família *Paramyxoviridae* são: vírus envelopados grandes e pleomórficos, de RNA sentido negativo, fita simples, e nucleocapsídeo com simetria helicoidal. Os vírus dessa família se replicam no citoplasma da célula infectada e a liberação dos vírions ocorre através de brotamento pela membrana celular. O envelope possui dois tipos de espículas compostas por glicoproteínas: uma proteína de fusão (F) e uma de ligação. A proteína de fusão possibilita fusão do vírus membrana da célula. A proteína de ligação pode ser uma proteína com atividade neuramidase (G) ou hemaglutinina-neuramidase. O calor, solventes lipídicos, desinfetantes e detergentes não-iônicos são capazes de destruir os vírus.

O vírus da Doença de Newcastle possui cinco tipos diferentes que foram agrupadas de acordo com sua patogenicidade. São eles os i) velogenicos viscerotróficos, esse causam infecções agudas letais, causando geralmente hemorragia no intestino das aves; ii) Velogenicos neurotrópicos, também com elevada mortalidade, causando doença neurológica e respiratória; iii) Mesôgenico, que apresenta baixa mortalidade e causa sinais respiratórios e neurológicos; iv) Lentogênicos, que causam infecções respiratórias leves; e v) Entéricos assintomáticos, vírus que causam infecções no intestino (ALEXANDER, 2000; QUINN et al; 2005).



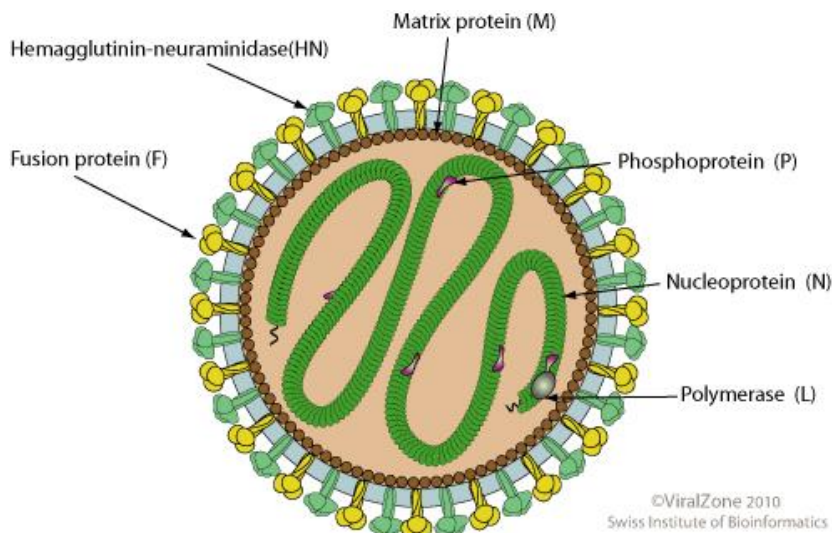


Figura 7: Representação de *Paramyxovirus* aviário I - Vírus envelopados grandes e pleomórficos, de RNA sentido negativo, fita simples, e nucleocapsídeo com simetria helicoidal.

Fonte: [http://viralzone.expasy.org/all\\_by\\_species/556.html](http://viralzone.expasy.org/all_by_species/556.html)

- **Epidemiologia**

A Doença de Newcastle é frequentemente relatada em várias espécies de aves e possivelmente todas as aves são susceptíveis a infecção por APMV-1. As aves selvagens aquáticas e aves migratórias aquáticas são constantemente acometidas pelo APMV-1, entretanto, os isolados a partir dessas aves são os de baixa virulência como o tipo entérico assintomático. Amostras virulentas da Doença de Newcastle têm sido isoladas de aves em cativeiro, tais como Passeriformes e Psittaciformes, sendo os Passeriformes possíveis portadores assintomáticos do vírus. As infecções por APMV-1 podem ocorrer pelo contato entre Passeriformes e Psitacídeos em um mesmo recinto (ALEXANDER, 2000). A distribuição da Doença de Newcastle é mundial, e epidemias acontecem constantemente na África, Ásia, América Central e do Sul (OIE, 2004).

O comércio para exportação de Psitacídeos proporcionou a distribuição mundial da doença. Vários casos de Doença de Newcastle ocorreram no oriente Médio na década de 1960, e o comércio de Psitacídeos parece ser a causa desses surtos, que culminaram com a distribuição mundial da doença

(ALEXANDER, 2000). O Plano Nacional de Sanidade Avícola prescreve normas de vacinação, biossegurança e sacrifício de aves com APMV-1.

A transmissão pode ocorrer por via fecal-oral ou inalação de aerossóis. O sitio de replicação do vírus no trato respiratório favorece a liberação dos mesmos através de descargas nasais. Já a replicação do vírus no intestino permite a dispersão do mesmo pelas fezes. Entretanto, a disseminação do vírus dependerá das condições do hospedeiro, da carga viral contida nos aerossóis e no ambiente, sendo que a umidade e temperatura podem favorecer ou não a transmissão. Outras formas de transmissão podem estar relacionadas com o transporte de ovos, uma vez que esses, quando contaminados no momento da postura, podem estar infectados. As vacinas em que a inativação do vírus não ocorreu de forma correta também podem ser uma fonte de infecção. A importação de aves doentes contribui para a disseminação do agente.

- **Patologia**

Os sinais clínicos da Doença de Newcastle estão relacionados com o vírus e também com o hospedeiro, incluindo condições como a sua idade, estado imunológico, estresse e infecções por outros agentes. Algumas infecções levam à morte rápida, e estão associadas a altas taxas de mortalidade, enquanto outros causam sinais clínicos brandos. Portanto na Doença de Newcastle nenhum sinal clínico pode ser classificado como específico da doença. O agrupamento dos vírus em cinco tipos patogênicos classificou os sintomas através de experimentos com frangos infectados. Essas infecções podem não reproduzir os mesmos sintomas em aves de espécies diferentes (ALEXANDER, 2000).

Os sinais clínicos relatados com frequência são: sinais respiratórios agudos e episódios de dispneia, diarreia aguda, anorexia, depressão, prostração e torcicolos (ZANETTI et al; 2005). A queda na postura ou completa suspensão na produção de ovos pode anteceder os sinais mais característicos da doença. Aves vacinadas podem ser infectadas por tipos virulentos, no entanto os sinais clínicos não se apresentam de forma grave (ALLAN et al; 1978 apud ALEXANDER, 2000). As lesões mais comuns aparecem no trato

respiratório, e se apresentam como lesões hemorrágicas e aerossaculite (ALEXANDER, 2000).

A replicação geralmente inicia-se nos trato respiratório quando a infecção acontece por via respiratória. Ou ainda no trato gastrointestinal, quando as aves são infectadas por via fecal-oral. Após a replicação pode ocorrer viremia. A propagação pelo hospedeiro está relacionada a linhagens virulentas. A clivagem da proteína (F) tem função essencial na virulência do vírus, e pode causar a formação de sincícios, que leva a necrose do tecido.

A proteína de fusão (F) é sintetizada na forma F0, e para ser ativa precisa ser clivada por proteases da célula hospedeira em subunidades F1 e F2. Quando a clivagem não acontece, às partículas produzidas não são infecciosas. Linhagens de vírus com múltiplos resíduos básicos nessa proteína são mais virulentas, uma vez que esses resíduos favorecem a clivagem da proteína F. Estes vírus são capazes de se replicar ativamente em vários tecidos do hospedeiro, ao contrário das linhagens que apresentam menos resíduos básicos, as quais não são virulentas por ficarem restritas aos tecidos onde a protease celular é encontrada. O estímulo natural do sistema imunológico pode não conferir resposta necessária para proteger o hospedeiro de tipos mais virulentas (QUINN et al, 2005; HINES e MILLER, 2012).

- **Tratamento/ Profilaxia**

Impedir a introdução dos vírus através da entrada de aves que possam ser hospedeiras do APMV-1 é uma medida de controle feita nos países livres da doença de Newcastle. Os alimentos oferecidos às aves em alguns países como a Irlanda são submetidos a altas temperaturas para diminuir a probabilidade da infecção dos vírus por alimento, o que funciona bem uma vez que os *Paramyxovirus* são sensíveis ao calor. Práticas de biossegurança devem ser empregadas para evitar a propagação da doença. O contato de pessoas com as aves é uma fonte importante de introdução dos vírus, de forma que médicos veterinários e equipes de vacinação devem passar por processos de desinfecção antes de ter contato com as aves.

A vacinação é uma medida complementar às apresentadas acima. Mesmo vacinadas, as aves podem ser infectadas com tipos virulentos e

propagar os vírus. Em alguns países, como a Holanda, a vacinação é obrigatória. Em outros, como a Suécia, por exemplo, ela é proibida. Em alguns casos a vacinação e abate das aves infectadas fazem parte da política de prevenção. As vacinas utilizadas são vivas, sendo compostas pelos vírus de linhagens lentogênicas ou mesogênicas, produzidos em cultura de tecidos ou ovos embrionados. Estas vacinas podem ser administradas na água de beber, através de aspersão (spray), instilação intranasal e intraconjuntival. Vacinas inativadas podem ser usadas, entretanto, essas precisam ser administradas através de injeções individuais, o que não apresenta a mesma facilidade de aplicação (ALEXANDER, 2000; QUINN et al, 2005).

### **Doença do bico e das penas dos psitacídeos**

- **Agente**

A Doença do bico e das penas dos psitacídeos (BFD) é causada por um *Circovírus*. Esse vírus pertence à família *Circoviridae* e ao gênero *Circovirus*. O gênero *Circovirus* compreende também o *Circovirus* suíno e *Circovirus* Aviário. Outro gênero pertencente à família *Circoviridae*, o gênero *Gyrovirus*, está associado à anemia dos frangos (PIÇARRA, 2009).

Essa família tem como características: vírus DNA fita simples, capsídeo de simetria icosaédrica e com multiplicação no núcleo da célula em divisão. São vírus não envelopados, suportam uma faixa de ph que vai de 3 a 9, e resistem a temperaturas de 60°C por até 30 minutos (QUINN et al; 2005).

O genoma do BFD apresenta 7 fases abertas de leitura (ORF), que codificam 7 proteínas diferentes. Na cadeia do sentido paralelo (ou positivo) da fita foram reconhecidas ORF V1, V2 e V3. Na cadeia do sentido anti-paralelo (ou negativa) são descritas C1, C2, C3 e C4. As duas ORF de maior tamanho são designadas ORF V1 e ORF C1. É conhecido que a ORF V1, codifica uma proteína vinculada à replicação viral, e ela é similar à proteína replicase encontrada no *Circovírus* suíno. A ORF C1, codifica proteína do capsídeo, e também é similar a encontrada no *Circovírus* suíno (KLOET e KLOET, 2004; RAUE et al. 2004).

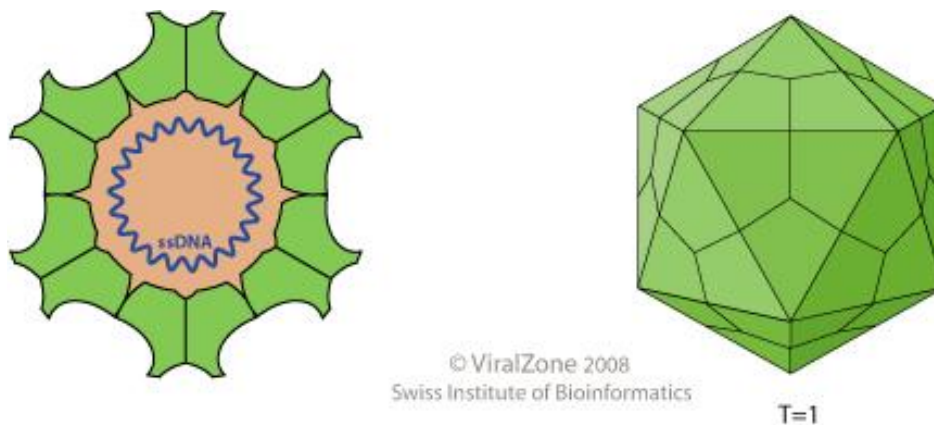


Figura 8: Representação de *Circovírus* - vírus DNA fita simples, capsídeo de simetria icosaédrica não envelopados.

Fonte: [http://viralzone.expasy.org/all\\_by\\_species/237.html](http://viralzone.expasy.org/all_by_species/237.html)

- **Epidemiologia**

A BFD é apontada como a doença mais comum em psitacídeos da Austrália (RAIDAL et al., 1993). Os psitacídeos da Oceania, África e Ásia parecem ser mais vulneráveis a doença do que os psitacídeos encontrados nas Américas, e esses parecem ser mais resistentes à infecção por *Circovírus* (BASSAMI et al., 2001).

As aves podem apresentar infecções latentes ou subclínicas, quando nem sempre os sinais característicos da doença podem ser vistos. A falta de sintomas em aves assintomáticas pode favorecer a transmissão da doença, como é o caso da espécie *Agapornis spp* (PHALEN, 2006; KALETA, 2007; KHALESI, 2007). A comercialização de psitacídeos favoreceu a disseminação da doença no mundo. A Austrália, país com maior índice da doença, proibiu a importação de aves selvagens pra garantir a preservação das aves e evitar a disseminação do *Circovírus*. (MACWHIRTER, 1998; KHALESI, 2007).

Uma grande quantidade de psitacídeos já foi diagnosticada com BFDV, no entanto as aves do gênero *Cacatua*, e as espécies *Ecletus roratus*, *Melopsittacus undulatus*, *Psittacus erithacus* e *Agapornis spp*. são comumente acometidas (PIÇARRA, 2009). Uma *Cacatua (Cacatua alba)* foi diagnosticada em 1997 no Brasil com BFV, foi o primeiro caso relatado no país (Werther et al., 1998).

- **Patologia**

A transmissão do vírus é feita pelo pó das plumas (rico em aves dessa ordem) penas, secreções do papo e fezes (GERLACH, 1999). As partículas virais podem ser inaladas ou ingeridas (PHALEN, 2006). O pó proveniente das plumas é uma importante fonte de contaminação, por conter uma grande quantidade de vírions. Até mesmo por se tratar de um vírus não envelopado o BFD pode permanecer viável por um longo período em fômites.

Rahaus et al, (2008) verificaram a transmissão vertical do vírus em Papagaios-de-cabeça-castanha (*Poicephalus cryptoxanthus cryptoxanthus*) e periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*); os ovos dessas aves apresentaram-se positivos para BFD. Filhotes de *Cacatua sanguínea* criados sem a mãe apresentaram-se positivos para BFD, a mãe também era positiva para o vírus.

De acordo com Gerlach (1994) a doença em indivíduos jovens geralmente se apresenta hiperaguda, e causa pneumonia, enterite, perda de peso e morte. Aves adultas, acima de 20 anos, podem apresentar lesões na plumagem que são características de BFD. Nesses casos, existe a possibilidade de essas aves terem sido infectadas pelo vírus ainda jovens e permanecido com a doença de forma assintomática por muitos anos.

O quadro clínico da doença está relacionado com a idade, espécie, via de infecção, genótipo do vírus, estado imunológico e título de anticorpos e antígenos. O período de incubação pode variar entre semanas a anos. Em aves infectadas, quando jovens, o período de incubação pode permanecer por semanas. Em indivíduos adultos, meses e até mesmo anos (RAUE et al., 2004; PHALEN, 2006). A presença do vírus é verificada em órgãos e tecidos como esôfago, inglúvio, baço, intestino, fígado, penas, bolsa de Fabrícus, pele, leucócitos circulantes e cérebro (GERLACH, 1994; PHALEN, 2006; KLOET e KLOET, 2004).

O desenvolvimento inadequado e hiperplasia do folículo das penas e bico determinam as anormalidades vistas em BFD. Os órgãos linfoides podem sofrer necrose, o que promove a imunossupressão da ave, e assim uma vulnerabilidade a doenças bacterianas secundárias que podem levar a morte do animal (PHALEN, 2006). Em casos duradouros da doença pode ser

visualizada a necrose do bico e unhas, em conjunto geralmente com anormalidades nas penas. Também já foi observado nas aves com os sintomas mencionados anteriormente, necrose e inflamação no epitélio da língua, cavidade do bico e cloaca (KALETA, 2007).

As aves criadas pelos pais tem menor probabilidade de desenvolver a doença, uma vez que seu sistema imunológico é estimulado pelo contato com secreções e excreções das aves adultas (PHALEN, 2006; CROSTA, 2008). Segundo Stanford (2004) em Papagaios do Congo (*Psittacus erithacus*) a BFD a infecção aguda é geralmente fatal.

Conforme Schoemaker et al. (2000) pode ocorrer leucopenia como resultado da infecção da medula óssea e leucócitos, favorecendo a ocorrências de infecções secundárias. Aves como Papagaio do Congo são susceptíveis a esse quadro. Os sintomas da infecção aguda são inespecíficos e incluem: depressão, regurgitação, anorexia e letargia (PHALEN, 2006). GERLACH, (1994) descreve lesões na plumagem de Cacatuas jovens infectadas semelhantes às lesões verificadas na infecção crônica.

Como mencionado anteriormente, a infecção crônica apresenta os sintomas que deram o nome à doença, entretanto, os primeiros sinais podem ser brandos, tais como retardamento na troca da plumagem (PHALEN, 2006). As penas de revestimento são afetadas na fase inicial da doença e as penas primárias só serão acometidas posteriormente (GREENACRE, 2005). De uma muda para outra as deformidades podem aumentar e resultar na completa falta de penas. As alterações mais comuns são: desenvolvimento anormal das penas, retenção da bainha das penas, fratura no eixo das penas e plumas anormais (KONDIAH, 2004). Aves silvestres ainda podem apresentar coloração escura na pele, resultado da exposição ao sol (GERLACH, 1999).

O bico também é afetado pela infecção por BFVD, sendo o crescimento anormal um resultado da alteração na epiderme, o que leva ao aumento do tamanho do bico por hiperqueratose (GERLACH, 1994).

As aves afetadas estão geralmente imunossuprimidas, em função do acometimento do baço, medula óssea, timo e bolsa de Fabricius (PHALEN, 2006).

- **Tratamento/ Profilaxia**

Não existe tratamento específico para BFD. Como descrito em outras doenças, neste trabalho, o controle na quarentena é essencial, e a eutanásia de aves positivas, limpeza e desinfecção dos recintos são medidas de profilaxia. Essas medidas favorecem os resultados positivos na redução da doença.

Pesquisas que empregam interferon omega felino tipo 1, concomitante com nebulizações com um desinfetante a base de amônia quaternária, como tratamento para BFD demonstram alguma eficácia, no entanto, estes agentes são caros e a taxa de sucesso não é satisfatória (PIÇARRA, 2009).

Um recente trabalho utilizando beta-1,3/1,6-D- glucano tem demonstrado a exclusão da infecção por BFD em periquitos do gênero *Eunymphicus sp.* e *Cacatua leadbeteri*. Esse princípio ativo parece estimular imunidade contra a infecção. As infecções bacterianas secundárias devem ser tratadas com antibióticos de amplo-espectro (PIÇARRA, 2009).

Os *Circovirus* são vírus não envelopados muito estáveis e resistentes a tratamentos físicos e químicos em geral. GREENACRE (2005) relatou a eficácia na inativação do vírus com a desinfecção por lodo a 1%, hipoclorito de sódio, B-propionolactona a 0,4%, glutaraldeído a 1% e com calor (80oC durante 1 hora).

Uma vacina recombinante feita com de uma proteína do capsídeo de BFVD obteve resultados efetivos, mas uma vacina comercial ainda não se encontra disponível (BONNE, et al. 2009).

## **Doença de Pacheco**

- **Agente**

A Doença de Pacheco é causada pelo herpesvírus psitacídeo (PsHV) (cuja nomenclatura oficial, de acordo com o International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV) é *Psittacid herpesvirus 1*). O PsHV pertence à ordem *Herpesvirales*, família *Hesperviridae*, subfamília *Alphaherpesvirinae*, e gênero *Iltovirus*. A família *Hesperviridae* compreende vírus contendo DNA de



fita dupla, envelope e capsídeo de simetria icosaédrica. Os herpesvírus entram na célula do hospedeiro através da fusão da membrana celular e a replicação ocorre no núcleo da célula. Os vírions são sensíveis a detergentes, solventes lipídicos e são instáveis no meio ambiente. São susceptíveis a infecção por herpesvírus os mamíferos, aves, répteis, anfíbios e os humanos. A latência é frequente em infecções por herpesvírus. A subfamília *Alphaherpesvirinae* tem como característica a replicação e disseminação rápida e podem permanecer latentes em gânglios sensoriais com frequência (QUINN et al, 2005; LUPPI et al, 2011).

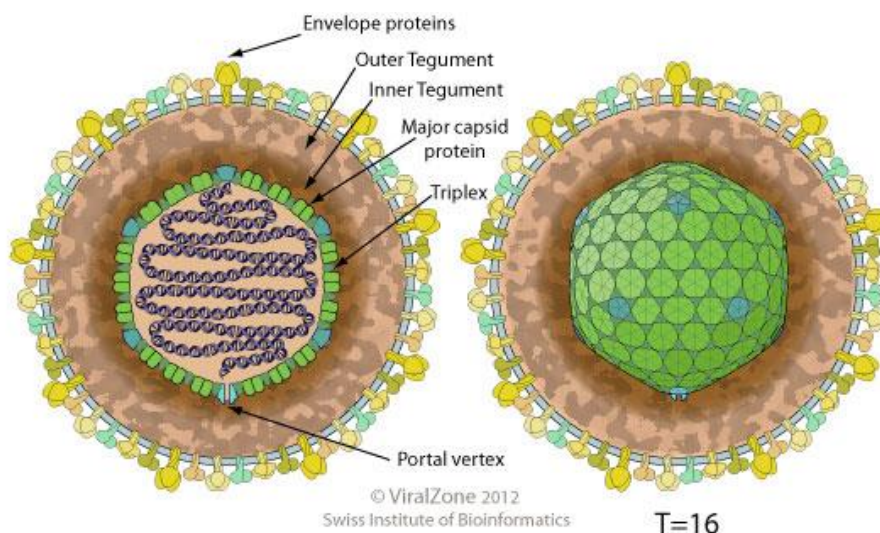


Figura 9: Representação de Herpesvírus psitacício - vírus contendo DNA de fita dupla, envelope e capsídeo de simetria icosaédrica.

Fonte: [http://viralzone.expasy.org/all\\_by\\_species/15.html](http://viralzone.expasy.org/all_by_species/15.html)

- **Epidemiologia**

A Doença de Pacheco (DP) pode acometer diversos psitacídeos, entretanto algumas aves parecem ser mais susceptíveis. A doença já foi confirmada na América do Norte, Europa, Austrália, Nova Zelândia, Ásia, Oriente Médio e África. Um veterinário brasileiro de sobrenome Pacheco, em 1929, descreveu um surto de hepatite fatal em papagaios no Brasil. Então a doença ficou conhecida como doença de Pacheco, mas somente em 1975 o PsHV foi confirmado como agente da doença (KATOH et al; 2010).

Psitacídeos podem ser portadores assintomáticos do PsHV, característica comum das infecções por herpesvírus. Aves sob estresse são susceptíveis a infecções graves por PsHV (STYLES et al., 2004). As aves do Velho Mundo são supostamente mais resistentes quando comparadas às do Novo Mundo (GERLACH, 1994). Existe uma prevalência da doença em aves com papilomas de mucosa - um estudo feito por PHALEN et al., (1997) demonstrou que papagaios com papilomas de mucosa tinham anticorpos circulantes anti-PsHV, e que os papagaios que não apresentavam papilomas de mucosa não apresentavam esses anticorpos. Os psitacídeos acometidos frequentemente pela doença são, *Amazona spp.*, *Psittacus erithacus*, *Ara spp.*, *Cacatua spp.*, *Aratinga spp.* e *Pyrrhura spp.* respectivamente (TOMASZEWSKI et al., 2002).

PsHV é indicado como agente responsável pelo desenvolvimento de papilomas de mucosa, uma vez que sequências do seu genoma tem sido detectada nesses tumores. Um estudo recente demonstrou a existência de outro tipo de herpesvirus psitacídeo (PsHV-2) em Papagaios do Congo, entretanto as informações sobre a prevalência e patogenicidade pouco confusas (KATOH et al; 2010).

Um surto de DP foi relato por O'Toole et al; (1992), em um aviário que recebeu aves durante quatro anos, nos Estados Unidos. Seis psitacídeos morreram de uma doença aguda, incluindo duas Roselha-do-leste, (*Platycercus eximius cecilia*), um Periquito-de-fachada-vermelha (*Cyanoramphus novaezelandiae*), um Papagaio do Senegal (*Piocephalus senegalus senegalus*) e dois Papagaios-da-Amazônia-de-Cabeça-Amarela (*Amazona ochrocephala oratrix*). As aves apresentaram diarreia verde brilhante aguda e depressão; a morte ocorreu em 24 horas.

A morte súbita de cinco cacatuas crista-de enxofre (*Cacatua galerita*) na Espanha teve como agente o PsHV. As aves não apresentaram sinais clínicos, mas após necropsia foi observado aumento e coloração amarelada do fígado e rins congestionados. Foi o primeiro caso de DP na Espanha (GÓMEZ-VILLAMANDOS et al; 1991).

PsHV foi isolado em 41 psitacídeos de diferentes cativos em Belo Horizonte. Os psitacídeos estudados eram das seguintes espécies, *Anordohynchus hyacintinus*, *Amazona aestiva*, *Pionus sp.*, *Forpus*

*xanthopterygius*, *Aratinga leucophthalmus*, *Aratinga aurea*, *Amazona vinacea*, *Amazona amazonica*, *Psittacula krameri*, *Pionites leucogaster*, *Amazona xanthops*, *Trichoglossus haematodus* e *Pyrrhura cruentata*. Algumas das aves relatadas no estudo não apresentavam sintomas quando analisadas, o que demonstra a possibilidade de aves positivas para PsHV serem portadoras assintomáticas e disseminadoras do vírus (LUPPI et al, 2011). O estudo exemplifica a intensa circulação do vírus em psitacídeos mantidos em cativeiro.

Portadores do vírus latente podem elimina-los através das fezes em períodos de estresse, como acontece em condições de transporte e superlotação de recintos, situações essas comuns em muitos criatórios e centros de triagem. Outras aves então podem entrar em contato com o vírus por água e alimento contaminado (YOUNG, 1995).

- **Patologia**

As lesões relatadas em aves acometidas por DP incluem hepatomegalia, esplenomegalia e necrose hepática. Em virtude da falta de sinais clínicos e se tratando de uma doença grave, é necessário exame histopatológico para confirmar diagnóstico presuntivo da doença. Nestes exames são frequentemente encontrados corpúsculos de inclusão em hepatócitos, altamente sugestivos para DP e com menor frequência em epitélio tubular renal e epitélio do intestino. Pode ocorrer também necrose difusa com hemorragia no fígado (YOUNG, 1995).

Na maioria das vezes as aves são encontradas mortas sem sinais de doença, eventualmente as aves podem apresentar depressão, anorexia, diarreia, fezes esverdeadas e sinais neurológicos. A taxa de mortalidade é de 18% a 80%. (GREENACRE, 2005).

- **Tratamento/ Profilaxia**

O aciclovir tem apresentado bons resultados na redução das taxas de mortalidade, por administração intravenosa ou intramuscular. O medicamento tem sido também muito utilizado por via oral, na concentração de 80 mg / kg, a

cada 8 horas durante 10 dias (SMITH, 1987; GREENACRE, 2005). O aciclovir não pode ser usado em água de beber, uma vez que sedimenta rapidamente.

O controle da doença é feito pelo isolamento de aves com sinais clínicos de DP, o que não é sempre possível. A desinfecção dos recintos e superfícies contaminadas com fezes é uma ação essencial. A remoção de aves com infecção latente traria excelentes resultados no controle da doença, no entanto, esta é uma avaliação muito difícil de ser feita (YOUNG, 1995)

### **Infecção por Polyomavírus**

- **Agente**

A infecção tem como agente um *Polyomavirus*, que pertence à família *Polyomaviridae*. O nome específico deste patógeno, de acordo com o ICTV, é *Budgerigar fledgling disease vírus*, porém, este é também frequentemente designado de poliomavírus aviário. A família *Polyomaviridae* possui apenas o gênero *Polyomavírus*. Os vírus dessa família tem genoma composto por DNA de fita dupla circular, associado a histonas provenientes da célula hospedeira. Os vírus tem capsídeo de simetria helicoidal e não possuem envelope. A replicação do vírus acontece no núcleo e os vírions são liberados por lise celular (LEHN e MULLER, 1986; STOLL et al., 1993).

O agente foi descrito inicialmente por causar infecções em periquitos e por essa razão a doença era chamada de “Doença incipiente de periquito”, *Melopsittacus undulatus* ou “Muda Francesa”. Entretanto podem causar doenças em várias outras espécies da ordem dos *Psittaciformes* e *Passeriformes* (BERNIER et al., 1981; MORAILLON et al; 2013).

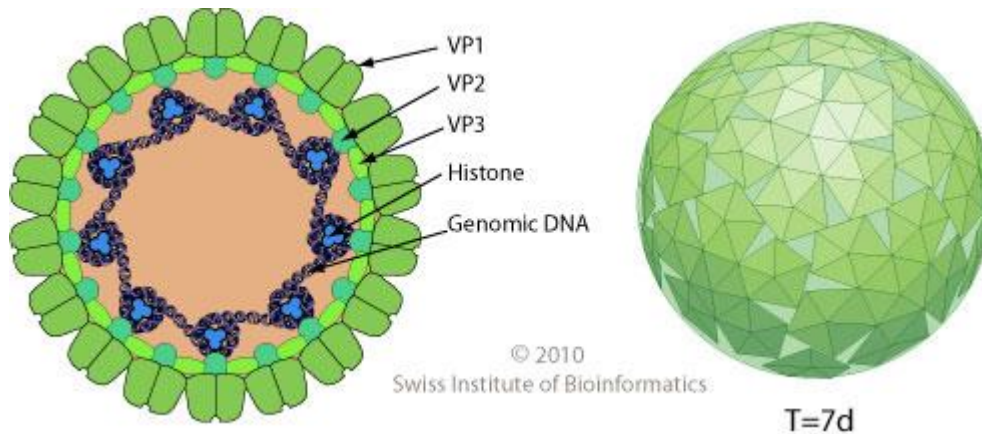


Figura 10: Representação de *Polyomavirus* – Vírus DNA de fita dupla circular, associado a histonas provenientes da célula hospedeira.

Fonte: [http://viralzone.expasy.org/all\\_by\\_species/237.html](http://viralzone.expasy.org/all_by_species/237.html)

- **Epidemiologia**

A infecção pelo poliomavírus aviário (APV) foi descrita pela primeira vez em 1981 em periquitos nos Estados Unidos, hoje em dia é relatada em todo mundo. A infecção tem sintomatologia de acordo com a idade e espécie afetada, e pode levar a morte periquitos entre 10 e 20 dias de idade sem nenhum sintoma clínico aparente; a mortalidade pode chegar a 100% dos animais acometidos. Periquitos acometidos podem eliminar o vírus por até seis meses depois do fim da doença clínica, pelas penas e fezes. (BERNIER et al., 1981; LEHN e MULLER, 1986; PHALEN et al., 1997, 2000). De acordo com Moraillon et al (2013) a transmissão basicamente ocorre pelo pó das penas, excretas e aerossóis contaminados.

Grande parte das infecções por APV em incipientes e aves adultas resultam em formas subclínicas, e apenas uma porcentagem muito baixa de aves infectadas desenvolvem a doença evidente (PHALEN et al., 1997, 2000). Segundo Phalen et al., (1997) *Calopsitas* (*Nymphicus hollandicus*) tem uma clara resistência clínica. Filhotes criados por seus pais tem manifestação clínica assintomática.

O estresse causado pelas mudanças no clima, alimentação e doença concomitante pode levar a infecção constante em periquitos, ocasionando em surtos da doença através da eliminação dos vírus pelas excretas. A APV

também pode está relacionada à entrada de novas aves sem sintomas em criatórios (BERNIER et al; 1981,1984).

- **Patologia**

Em filhotes de periquitos australianos a doença é geralmente fatal. Sinais neurológicos caracterizados por ataxia e tremores na cabeça e pescoço são observados dias antes da morte, e as aves que sobrevivem à infecção podem apresentam anomalias na plumagem. Psitacídeos adultos podem apresentar a infecção crônica ou aguda, com presença de sintomas como dispneia, poliúria, depressão e hemorragia subcutânea. Também é verificado em psitacídeos a morte súbita das aves sensíveis a infecção, especialmente em filhotes criados sem os pais. Entretanto aves adultas infectadas geralmente são portadoras assintomáticas, sendo assim resistentes ao desenvolvimento da doença. Os sinais clínicos de alterações nas penas podem aparecem quando a ave também está infectada pelo vírus da Doença do bico e das penas dos psitacídeos (BFDV), já relatado nesse trabalho (MORAILLON et al; 2013).

De acordo com Stoll et al.(1993); Rahaus e Wolff (2005) infecções persistentes acometem principalmente os periquitos, que podem levar ao desenvolvimento de sinais clínicos incluindo distensão abdominal, hemorragia subcutânea e formação reduzida das penas.

Corpúsculos de inclusão podem ser observados em biopsias de rim, baço, fígado em células que formam o folículo piloso (MORAILLON et al; 2013).

- **Tratamento/ Profilaxia**

Conforme Moraillon et al (2013) a triagem de aves infectadas é uma forma de reduzir a disseminação do vírus, embora a dificuldade de diagnostico clinico com base nos sintomas e lesões seja grande. Uma vacina inativada produzida através do vírus provenientes de periquitos australianos é indicada a psitacídeos. No entanto, ela é contra indicada no caso dos próprios periquitos australianos.

A desinfecção dos recintos é essencial para controle da doença, uma vez que essas aves podem eliminar o vírus por excretas, pó de penas e aerossóis. Por ser um vírus não envelopado, o APV pode permanecer viável por muito tempo em superfícies (GOUGH, 1989).

## 6 CONCLUSÃO

As aves da ordem *Psittaciformes* vêm sofrendo com a perda de habitat e comércio ilegal. Por esse motivo a reprodução em cativeiro dessas aves é uma forma de tentar recuperar as espécies que estão extintas em seu habitat natural como Ararinha azul (*Cyanopsitta spixii*) e as várias outras que permanecem sobre risco de extinção.

Muitas doenças microbianas tem relação com o estresse, portadores assintomáticos, condições de higiene precárias e falta de controle durante o período de quarentena nos cativeiros.

O período de quarentena pode contribuir para o estresse das aves e facilitar a dispersão de doenças como megabacteriose, aspergilose, candidíase e micoplasmose. Por isso é necessário rigoroso controle durante esse período além de medidas de biossegurança nessas áreas.

Alguns agentes infecciosos relatados aqui são oriundos de portadores assintomáticos, portanto, a investigação dessas aves é importante para impedir a disseminação do agente. Portadores assintomáticos são comuns em salmonelose, megabacteriose, aspergilose, doença de Newcastle, doença do bico e das penas, doença de Pacheco e infecção por *Polyomavírus*.

O estresse leva a imunossupressão das aves e pode deixá-las susceptíveis a doenças como a aspergilose, infecção por cândida, clamidiose, doença de Newcastle, doença de Pacheco e infecção por *Polyomavírus*.

Evitar a superlotação dos recintos, contato íntimo entre espécies diferentes, manter a higiene e fazer o manejo adequado diminuem as chances de ocorrência das doenças descritas nesse trabalho, resultando em aumento das taxas de sobrevivência e reprodução.

É importante ressaltar que as doenças descritas aqui são frequentes em *Psittaciformes*, contudo, infecções por Poxvírus e por Adenovírus são comuns em muitas outras aves, embora sua descrição em psitacídeos ainda seja inexistente ou pouco explorada cientificamente.



## 7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADAM, M.R.; MOSS, M.O. **Food Microbiology**. Guildford: RSC Publishing. p.472. 2008.

ALEXANDER, D. J. Newcastle disease and other avian paramyxoviruses. **Rev. sci. tech.**, p. 443-462, 2000.

ALLGAYER, C.; CZIULIK, M. Reprodução de psitacídeos em cativeiro. **Rev. Brasileira Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 31, p. 344-350, 2007.

ALLGAYER, M. D. C. **Detecção de salmonella sp. em psitacídeos de cativeiro através da reação em cadeia da polimerase (PCR)**. 2003. 54 f. Dissertação - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre. 2003.

ANDERSEN, A. A. AND VANROMPAY, D. SAIF, Y. M.. *Avian chlamydiosis*. **Diseases of Poultry**, 11th ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa, p.863-879. 2003

BAKER, J. R. Megabacteria in diseased and healthy budgerigars. **The Veterinary Record**, v. 140, p. 627-627, Junho 1997.

BAKER, J. R. Megabacteria in diseased and healthy budgerigars. **Veterinary Record**, v. 140, p. 627-627, 1997.

BASSAMI, M. R.; YPELAAR, I; BERRYMAN, D; WILCOX, G. E. ; RAIDAL, S. R. . Genetic Diversity of Beak and Feather Disease Virus Detected in Psittacine Species in Australia. **Virology**, p. 392-400, 2001.

BEECKMAN, D. S. A; G., VANROMPAY. D. C. Zoonotic Chlamydophila psittaci infections from a clinical perspective. **European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases**, n. 15, p. 11-17, 2009.

BEERNAERT, L. A.; PASMANS, F. ; VAN WAEYENBERGHE, L.; HAESEBROUCK, F.; MARTEL, A. Aspergillus infections in birds: a review. **Avian Pathology**, Merelbeke, v. 39, p. 325-331, outubro 2010.

BERHANE, Y., SMITH, D. A., NEWMAN, S., TAYLOR, M., NAGY, E., BINNINGTON, B., HUNTER, B. Peripheral neuritis in psittacine birds with proventricular dilatation disease, **Avian Pathology**, 30, 563– 570. 2001.

BERNIER G, M MORIN, MARSOLAIS G. A doença do corpo de inclusão generalizada no periquito (*Melopsittacus undulatus*), causada por um agente papovavirus-like. **Avian Disease**; 25: p.1083-1092. 1981.

BIBERSTEIN, E. L.; HIRSH, D. C. ZEE, Y. C As Clamídias. **Microbiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. P. 163-166. 2003.

BIRDLIFE INTERNATIONAL. BirdLife species Champion. <http://www.birdlife.org/>. Disponível em: <<http://www.birdlife.org/datazone/speciesfactsheet.php?id=1398>>. Acesso em: 24 Junho 2014.

BONNE, N., P. SHEARER, M. SHARP, P. CLARK E S. RAIDAL. Assessment of recombinant beak and feather disease virus capsid protein as a vaccine for psittacine beak and feather disease. **Journal of General Virology**, p. 640-647. 2009.

BRASIL. Ministerio do Meio Ambiente - Mata Atlântica, 2014. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/mata-atlantica>>. Acesso em: 30 Junho 2014.

BRASIL. Ministério da Arricultura Pecuária e Amastecimento. Instrução Normativa nº03, de 09 de janeiro de 2002. Anexo normas técnicas para controle e certificação de núcleos e estabelecimentos avícolas como livres de *Salmonella Gallinarum* e *Salmonella Pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. *Diário Oficial da União*. Brasília/DF, 16 de janeiro de 2002. Seção 1, 9p.

BRASIL. Portaria nº 118/97, de 15 de outubro de 1997. Dispõe sobre o funcionamento de criadouros de animais da fauna silvestre brasileira com fins econômicos e industriais., *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, 17 nov. 1997. Disponível em: <[http://www.ibama.gov.br/fauna/legislacao/port\\_118\\_97.pdf](http://www.ibama.gov.br/fauna/legislacao/port_118_97.pdf)>. Acesso em: 28 de Junho, 2014.

CARCIOFI, A. C.; SAAD, C. E. P. FOWLER, M. E.; CUBAS, Z. Nutrition and nutritional problems in wild Animal. **S. Biology, medicine, and surgery of South American wild animals**. Ames: Iowa State Universit. p. 425-434. 2001.

CARRASCO, L; GÓMEZ -VILLAMANDOS, J C; JENSEN, H E. Systemic candidosis and concomitant aspergillosis and zygomycosis in two Amazon parakeets (*Amazona aestiva*). **MYCOSES**, p. 297-301, Dezembro 1997.

CARRILLO, ANDREA CARO ; SIPINSKI , ELENISE ANGELOTTI; CAVALHEIRO, MARIA DE LOURDES; OLIVEIRA, KARINA LUIZA. **Ecologia da Conservação de psitacídeos no Brasil - Conservação do Papagaio-de-cara-roxa (*Amazonas brasiliensis*) no estado de Paraná**. Belo Horizonte: Melopsittacus Publicações Científicas, 2002.

CARVALHO, A. D. M. *Chlamydophila spp.*, *Mycoplasma gallisepticum* E *Mycoplasma synoviae* Em Psitacídeos (Filo: Cordata, Ordem: Psittaciformes) de diferentes cativeiros no estado de Goiás. 2012. 71f.. **Dissertação - Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás**, Goiânia , 2012.

CARVALHO, P. ; QUEIRÓS, ; GONÇALVES , M. C. P. MEGABACTERIOSE EM AVES. **Pesquisa & Tecnologia**, v. 8, p. 8-8, Dezembro 2011.

CITES. Convention on International Trade in Endangered, 2014. Disponível em: <<http://www.cites.org>>. Acesso em: 29 Junho 2014.

CORDEIRO, P. H. C. A fragmentação da Mata Atlântica no sul da Bahia e suas implicações na conservação dos psitacídeos. **Instituto de Estudos Sócio-Ambientais do Sul da Bahia e Conservation International do Brasil**, Rio de Janeiro, 2003. 13.

CROSTA, L. Neonatologia em Psitacídeos. Pós-Graduação em Medicina e Cirurgia de Animais Exóticos, Silvestres e de Zoológico. Lisboa. 5 de Abril de 2008

DAHLHAUSEN, B., ALDRED, S., COLAIZZI, E. Resolution of clinical proventricular Dilatation disease by Cyclooxygenase 2 inhibition. **Proceedings of Annual Conference of Association of Avian Veterinarians**, p.9-12. 2002.

DESTRO, G. F. G.; PIMENTEL, T. L., SABAINI, R. M., BORGES, R. C. E BARRETO, R.. Esforços para o combate ao tráfico de animais silvestres no Brasil Disponível em:<http://www.ibama.gov.br/sophia/cnia/periodico/esforcosparaocombateaotraficodeanimais.pdf> Acesso em: 30 de Junho, 2014

DONATTI R,V. **Avaliação Sanitária de Psittaciformes em cativeiro no estado de Minas Gerais, no período de 2010-2012.** 104 f. 2012. Dissertação - Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte. 2012.

EVERETT, ; ROBIN M. BUSH, ; ANDERSEN, A. Emended description of the order Chlamydiales proposal of Parachlamydiaceae fam. nov. and Simkaniaceae fam. nov., each containing one monotypic genus, revised taxonomy of the family *Chlamydiaceae*, including a new genus and five new species, and standards. **International Journal of Systematic Bacteriology**, Athens, v. 49, p. 415-440, 1999.

FLAMMER, K.; DREWES, L.A. Species-related differences in the incidence of Gram-negative bacteria isolated from the cloaca of clinically normal psittacine birds. **Avian Diseases**, v.32, n.2, p.79-83, 1988.

FORSYTH, M.; KNIGHT, F. **Parrots of the world: an identification guide.** 37. ed. New Jersey: Princeton University Press: [s.n.], 2006.

FRAGA, M. E.; MEDEIROS, M. S.; NEVES, M. ESTUDO DE *Aspergilli* DURANTE O PERÍODO DE QUARENTENA DE PSITACÍDEOS DO CENTRO DE TRIAGEM DE ANIMAIS SILVESTRES (CETAS) IBAMA, SEROPÉDICA, RJ\*. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, p. 68-72, Junho 2011.

FRANCISCO, L. R.; MOREIRA, N. Manejo, reprodução e conservação de psitacídeos brasileiros. **Revista Brasileira Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 36, p. 215-219, 2012.

FRIEND, M.; FRASON, J.C. Field Manual of Wildlife Diseases, General Field Procedures and Diseases of Birds U.S. Geological Society, Madison, WI. 427p. 1999.

GERLACH, H. RITCHIE, B. HARRISON G. J.. HARRISON L. R, Viruses. Avian Medicine: Principles and Application, p. 862-948. 1994.

GERLACH H. RITCHIE B. HARRISON G.J. HARRISON L. R. Viruses Avian Medicine: Principles and Application Florida: **HBD International**, p.894-903. 1999.

GOMES, A.M.; COSTA, L.L.; VILELA, D.A.R. et al. Detection of *Mycoplasma gallisepticum* in dead captive psittacines in Belo Horizonte, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**. v.12, n.2, 75-78, 2010.

GÓMEZ-VILLAMANDOS, J; MOZOS, E; SIERRA, M; FERNÁNDEZ, A; DÍAZ, F. Mortality in psittacine birds resembling Pacheco's disease in Spain. **Avian Pathology**, p. 541-547, 1991.

GOUGH JF. Surtos de doenças periquito incipiente em três aviários em Ontário. **Veterinary Journal** . p. 672-674. 1989

GRAHAN, C.L.; GRAHAN, D.L. Occurrence of *Escherichia coli* in feces of psittacine birds. **Avian Diseases**, v.22, n.4, p.717-720, 1978.

GREENACRE, C. B. Viral diseases of companion birds. **Veterinary Clinics – Exotic Animal Practice**, 8, p.85-105. 2005

HEFFELS-REDMANN, U; ENDERLEIN, D; HERZOG, S; HERDEN, C; PIEPENBRING, A; NEUMANN, D; MUULLER, H; CAPELLI, S; MUULLER, H; OBERHAUSER, K; GERLACH, H; KALETA, E; LIERZ, M. Occurrence of avian bornavirus infection in captive psittacines in various European countries and its association with proventricular dilatation disease. **Avian Pathology**, p. 419-426, Agosto 2011.

HINES, N.; MILLER, C. Avian Paramyxovirus Serotype-1: A Review of Disease Distribution, Clinical Symptoms, and Laboratory Diagnostics. **Veterinary Medicine International**, p. 1-17, Janeiro 2012.

HONKAVUORI, K.S., SHIVAPRASAD, H.L., WILLIAMS, B.L., QUAN, P.L., HORNIG, M., STREET, C., PALACIOS, G., HUTCHISON, S.K., FRANCA, M., EGHOLM, M., BRIESE, T., LIPKIN, W.I., Novel Borna Virus in Psittacine Birds with Proventricular Dilatation Disease. **Emerging Infectious Diseases**. p.1883-1886. 2008.

HOPPES, S.M.; I. TIZARD & H.L. Shivaprasad.. Avian bornavirus and proventricular dilatation disease: diagnostic, pathology, prevalence and control. **Veterinary Clinics Exotic Animal**. p.339-355. 2013

IBAMA. **Lista Nacional das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção**. Brasília, 2003. Disponível em <http://www.mma.gov.br>. Acessado em 18 de julho de 2014.

INTERNATIONAL UNION FOR CONSERVATION OF NATURE. The species trade: CITES in a new millennium. 2002. Disponível em: [http://msdata.iucn.org/downloads/species\\_trade\\_en.pdf](http://msdata.iucn.org/downloads/species_trade_en.pdf). Acesso em: 29 Junho 2014.

KALETA E. F. ITHOMAS, N. J., HUNTER, B. D., ATKINSON C. T. Viral diseases, avian herpesviruses. **Infectious diseases of wild birds**, 3rd Ed. Ames, Iowa: Editora,. Section 1. p. 63-86. 2007.

KATOH, H; OGAWA, H; OHYA, K; FUKUSHI, H. A Review of DNA Viral Infections in Psittacine Birds. **Journal of Veterinary Medical Science**, p. 1099–1106, 2010.

KELLER, D.L.; HONKAVUORI, K.S.; BRIESE, T.; LIPKIN, W.I.; MUTHUSWAMY, A.; STEINBERG, H.; SLADKY, K. Proventricular dilatation disease associated with Avian bornavirus in a scarlet macaw (*Ara macao*). **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**. n.1, p.961–965, 2010.

KHALESI, B. Studies of beak and feather disease virus infection.124f. 2007. Tese - Murdoch University, Austrália. 2007.

KHEIRANDISH, R.; SALEHI,. Megabacteriosis in budgerigars: diagnosis and treatment. **Springer-Verlag London** , p. 4-4, 2010.

KISTLER, A.L., GANCZ, A., CLUBB, S., SKEWES-COX, P., FISCHER, K., SORBER, K., CHIU, C. Y., LUBLIN, A., MECHANI, S., FARNOUSHI, Y., GRENINGER, A., WEN, C.C., KARLENE, S. B., GANEM, D., DERISI, J.L. Recovery of divergent avian bornaviruses from cases of proventricular dilatation disease: Identification of a candidate etiologic agent. **Virologia Jornal**. (2008).

KISTLER, A.L.; SMITH, J.M.; GRENINGER, A.L; DERISI, J.L.; GANEM, D. Analysis of naturally occurring avian bornavirus infection and transmission during an outbreak of proventricular dilatation disease among captive psittacine birds. **Virologia Jornal** n.4, v.28, p.2176-2179, 2010.

KLOET, E; KLOET S. R. Analysis of the beak and feather disease viral genome indicates the existence of several genotypes which have a complex psittacine host specific. **Archives of Virology**, p.2393-2412. 2004

KONDIAH K. Establishment of serological and molecular techniques to investigate diversity of psittacine beak and feather disease virus in different psittacine birds in south Africa. 2004. 119f. Dissertação - Faculty of Natural and Agricultural Sciences, University of the Free State, Africa do Sul. 2004.

LEHN, H; MULLER, H. Cloning and Characterization of Budgerigar Fledgling and Characterization of Budgerigar Fledgling. **Virology**, p. 362-360, 1986.

LEY , D. H. Mycoplasma gallisepticum infection. **Diseases of Poultry**, Ames, n. 11, p. 122–144, 2003.

LIERZ, M; HAFEZ, HAFEZ ; HONKAVUORI, K; GRUBER, A; OLIAS, P; ABDELWHAB, E; KOHLS, A; LIPKIN, W; BRIESE, T; HAUCK, R. Anatomical distribution of avian bornavirus in parrots, its occurrence in clinically healthy birds and ABV-antibody detection. **Avian Pathology**, p. 491–496, 2009.

LIMA, R. G. Análise filogenética de Psittaciformes (Aves) com base em caracteres morfológicos siringeais e osteológicos. p. 211. 2007. Tese - Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, São Paulo. 2007.

LUPPI, M; LUIZ, A; COELHO, F; MALTA, M; PREIS, I; ECCO, R; FONSECA , F; RESENDE, M. Identification and isolation of psittacid herpesvirus from psittacids in Brazil. **ELSEVIER - Veterinary Microbiology**, p.69–77. 2011.

MACWHIRTER, P. Australian export ban. **Exotic Veterinary magazine**. p.13-14.1998.

MANCIANTI, F; NARDONI, S ; CECCHERELLI, R. Occurrence of yeasts in psittacines droppings from captive birds in Italy. **Mycopathologia**, p. 121-124, Outubro 2001.

MARIETTO-GONÇALVES, G.A; ALMEIDA DE S.M.; LIMA DE E.T.; OKAMOTO, A.S.; PEDRO, P.; FILHO R.L.A.; Isolation of *Salmonella* enterica Serovar Enteritidis in Blue-Fronted Amazon Parrot (*Amazona aestiva*). **Avian Diseases**, v.54, n.1, p.151–155, 2010.

MARTINEZ , J.; PRESTES , P. **Ecologia da Conservação de psitacídeos no Brasil - Ecologia e conservação do papagaio-charão Amazona pretrei**. Belo Horizonte: Melopsittacus Publicações Científicas, 2002.

MATTES, B.R.; CONSIGLIO, S.A.S.; ALMEIDA, B.Z.; GUIDO, M.C.; ORSI, R.B.; SILVA, R.M.; COSTA, A.; FERREIRA, A.J.P.; KNÖBL, T. Influência da biossegurança na colonização intestinal por *Escherichia coli* em psitacídeos. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.72, n.2, p.13-16, 2005.

MENÃO, M.C.; BOTTINO, J.A.; BIASIA, I.; FERREIRA, C.S.A.; CALDERARO, F. F.; TAVECHIO, A.L.; FERNANDES, S.; FERREIRA, A.J.P. Infecção por *Salmonella* Typhimurium em Arara Azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.67, n.1, p.43-47, 2000.

MORAILLON, R; LEGEAY, Y; BOUSSARIE, D; SENECA, O; JOSSIER, R; ROYER, D. **Manual Elsevier de Medicina Veterinária**. 7°. ed. [S.l.]: ELSEVIER, 2013.

NEVES, J. P. ESTUDO DA PREVALÊNCIA DE MYCOPLASMA SPP. EM PSITACÍDEOS DE DOIS CRIADOUROS DO DISTRITO FEDERAL. 2013. p. 86. **Dissertação - Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília**, Brasília, 2013.

O'TOOLE, D; HAVEN, T; DRISCOLL, M; NUNAMAKER, C. An outbreak of Pacheco's disease in an aviary of psittacines. **J Vet Diagn Invest**, 1992. 203-205.

OIE – Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2008 – Avian Chlamydiosis. Disponível em: [http://web.oie.int/eng/normes/MANUAL/2008/pdf/2.03.05\\_%20AVIAN\\_MYCO.pdf](http://web.oie.int/eng/normes/MANUAL/2008/pdf/2.03.05_%20AVIAN_MYCO.pdf) Acesso em: 24 de Setembro 2014.

PHALEN, D. N. HARRISON G. J. LIGHTFOOT T. L Implications of viruses in clinical disorders. **Clinical Avian Medicine**. p. 721-46. 2006.

PHALEN D.N., RADABAUGH C.S., DAHLHAUSEN R.D., STYLES D.K. Viremia, virus shedding, and antibody response during natural avian polyomavirus infection in parrots. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, 217, p.32–36. 2000.

PHALEN, D.N., WILSON, V.G. GRAHAM, D.L. Prevalence of neutralizing antibody and virus shedding in avian polyomavirus infected psittacine birds. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, p.98-104. 1997.

PIASECKI, T.; CHRZĄSTEK, K.; WIELICZKO, A. Detection and identification of *Chlamydophila psittaci* in asymptomatic parrots in Poland. **BMC Veterinary Research**, p. 2-6, 2012.

PIÇARRA, J. P. S. C. Estudo sobre a detecção do circovírus aviário em psitacídeos domésticos na região de Barcelona – Espanha. 2009.42f. **Dissertação - Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa**. 2009



PICCIRILLO, A.; MAZZARIOL, S.; CALIARI, D.; MENANDRO M.L. *Salmonella Typhimurium* Phage Type DT160 Infection in Two Moluccan Cockatoos (*Cacatua moluccensis*): Clinical Presentation and Pathology. **Avian Diseases**, v.54, n.1, p.131–135, 2010.

POPOFF, M.Y., BOCKEMUHL, J.; HEESLING, L.L. Supplement to the Kaufmann-White scheme. **Research in Microbiology**, v.154, n.3, p.173-174. 2001.

QUEIRÓS, T. S.; CARVALHO, P. R.; GONÇALVES, M. C. P. Megabacteriose: *Macrorhabdus ornithogaster* em aves - Revisão. **PUBVET**, Londrina, v. 5, n. 160, p. 9-9, 2011.

QUINN, P J; MARKEY, M E; DONNELLY, W J; LEONARD, F C. **Microbiologia Veterinária e Doenças Infecciosas**. Porto Alegre: Artmed, 2007.

RAGHAV, R.; TAYLOR, M.; DELAY, J.; OJKIC, D.; PEARL, D.L.; KISTLER, A.L.; DERISI, J.L.; GANEM, D.; SMITH, D.A. Avian bornavirus is present in many tissues of psittacine birds with histopathologic evidence of proventricular dilatation disease. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation** v. 22, n.1, p.495–508, 2010.

RAHAUS, M., N. DESLOGES, S. PROBST, B. LOEBBERT, W. LANTERMANN E M. H. WOLFF Detection of beak and feather disease virus DNA in embryonated eggs of psittacine birds. **Veterinarni Medicina**, p.53-58. 2008.

RAHAUS, M.; WOLFF, M. A survey to detect subclinical polyomavirus infections of captive psittacine birds in Germany. **Elsevier - Veterinary Microbiology**, 73–76 2005.

RAIDAL S. R., MCELNEA C. L.; CROSS E G. M. Seroprevalence of psittacine beak andfeather disease in wild psittacine birds in New South Wales. **Australian Veterinary Journal**. p.121-122. 1993

RAMADA, M.R.F.L. Doença da dilatação de proventriculo: uma bornavirose. 2009. 62 f. Dissertação - Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa. 2009.

RASO, T.F. *Clamidiose aviária* in: **Patologia aviária** Barueri: Manole, p.367-374. 2009.

RASO, T. F. Síndrome da Dilatação do Proventrículo: uma doença emergente com potencial impacto à conservação in situ e ex situ de psitacídeos. **Ornithologia** , p. 148-152, Setembro 2014.

RAUE, R., R. JOHNE, L. CROSTA, M. BURKLE, H. GERLACH E H. MULLER  
Nucleotidesequence analysis of a C1 gene fragment of psittacine beak and  
feather disease virus amplified by real-time polymerase chain reaction indicates  
a possible existence of genotypes. **Avian Pathology**, p.41-50. 2004.

RIBEIRO, B.; SILVA, G. O comércio ilegal põe em risco a diversidade das aves  
no Brasil. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 59, p. 4-5, 2007.

RITCHIE BW. Avian viruses, function and control. Lake Worth (FL): **Wingers  
Publishing**; 1995.

RUPLEY, A.E. Manual de clínica aviária. São Paulo, Rocca. p.283-332. 1999

SAAD, C. E. P.; MACHADO, P. A. R. Utilização de óleos e gorduras em rações  
para aves ornamentais e silvestres. Aves - **Revista Sul Americana de  
Ornitofilia**, BeloHorizonte, v. 4, p. 23-26, 2000.

SACHSE K., VRETOU E., LIVINGSTONE M., BOREL N., POSPISCHIL A. &  
LONGBOTTOM D. Recent developments in the laboratory diagnosis of  
chlamydial infections (review). **Veterinary Microbiology**. v.135, 2–21. 2009.

SCHOEMAKER, N. J., G. M. DORRESTEIN, K. S. LATIMER, J. T. LUMEIJ, M.  
L. K. KIK, M. H. VAN DER HAGE E R. P. CAMPAGNOLI . Severe leukopenia  
and liver necrosis in young african grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus*)  
infected with psittacine circovirus. **Avian diseases**, p.470-478. 2000

SILVA, T. M; OKAMOTO, A. S; SMANIOTTO, B. D; PAVAN, L. F; FILHO, R. LI  
. Associação de megabacteriose, aspergilose e candidíase em periquitos  
australianos (*Melopsittacus undulatus*) em cativeiro, Marília, SP: relato de caso.  
**Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 21, p. 101-104, 2014.

SILVEIRA, L. F.; STRAUBE, F. C. (Eds.). **Livro vermelho da fauna brasileira  
ameaçada de extinção - Aves Ameaçadas de Extinção no Brasil**. Brasília:  
Fundação Biodiversitas, v. I, 2008.

SMITH CG: Use of acyclovir in an outbreak of Pacheco's parrot disease. **Assoc  
Avian Vet Today**: p. 55-56, 1987.

SON, T. T. . W. G. H. . K. S. L. Clinical and Pathological Features of  
Megabacteriosis (*Macrorhabdus ornithogaster*) in Birds. **Veterinary Clinical  
Pathology Clerkship Program**, 2004.

SOUBHIA, C B; SAITO, A S; NAKASATO, F H; GARCIA, M M; PEREIRA, R P. Candidíase: Revisão de Literatura. **Revista científica eletrônica de medicina veterinária**, v. 11, p. 1-5, Julho 2008.

STANFORD, M. Interferon treatment of circovirus infection in grey parrots (*Psittacus erithacus*).” **Veterinary record** 154: p.435-436. 2004.

STOLL, R; HOBOM, G; MIILLERL, H. Host restriction in the productive cycle of avian polyomavirus budgerigar Host restriction in the productive cycle of avian polyomavirus budgerigar common region of structural proteins VP2[VP3. **Journal of General Virology**, p. 2261-2269, 1994.

STYLES, D; TOMASZEWSKI, E; JAEGER, L; PHALEN, D. Psittacid herpesviruses associated with mucosal papillomas in neotropical parrots. **ELSEVIER - Virology**, p.24–35. 2004.

TAVARES, E. S. **Relações filogenéticas, biogeografia histórica e evolução da organização de genes mitocondriais dos psitacídeos neotropicais (tribo Arini: Psittacidae: Psittaciformes)**. Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo. São Paulo, p. 86. 2005.

TOMASZEWSKI, E; LOGAN, K ; SNOWDEN, K; KURTZMAN, C; PHALEN, D. Phylogenetic analysis identifies the ‘megabacterium’ of birds as a novel anamorphic ascomycetous yeast, *Macrorhabdus ornithogaster* gen. nov., sp. nov. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 53, p. 1201–1205, Janeiro 2003.

TOMASZEWSKI, E., WILSON, V.G., WIGLE, W.L., PHALEN, D.N.,. Detection and heterogeneity of herpesviruses causing Pacheco’s disease in parrots. **J. Clin. Microbiol.** 39, 533–538. 2001

TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiologia**. 10°. ed. Porto Alegre: Artmed, 2012.

TSAI, S S; PARK, J H; HIRAI, K; ITAKURA, C. Aspergillosis and candidiasis in psittacine and passeriforme birds with particular reference to nasal lesions. **Avian Pathology**, Gifu, p. 699-709, NOVEMBRO 2007.

VALLE, C. D. Introducción a la Biología y Ecología de las Psitácidas Neotropicales. **Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre**, p. 4-6, 2008.

VASCONCELOS, T; LONGA, C; ALBUQUERQUE, D; COSTA, C; BRUNO, S F. Aspectos clínicos e anatomopatológicos de aspergilose e candidíase em

calopsita (*Nymphicus hollandicus*): relato de caso. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, p. 109-112, 2011.

VIEIRA, R. G.; COUTINHO, S. A. Phenotypical characterization of *Candida* spp. isolated from crop of parrots (*Amazona* spp.). **Pesquisa Veterinaria Brasileira**, São Paulo, v. 29, p. 452-456, Junho 2009.

VIGO, G.B.; ORIGLIA, J.; GORNATTI, D.; PISCOPO, M.; SALVE, A.; CAFFER, M.I.; PICHEL, M.; BINSZTEIN, N.; LEOTTA, G.A. Isolation of *Salmonella* Typhimurium from dead blue and gold macaws (*Ara ararauna*). **Avian Diseases**, v.53, n.1, p.135–138, 2009.

WARD, M.P.; RAMER, J.C.; PROUDFOOT, J.; GARNER, M.M.; JUAN-SALLÉS, C.; WU, C.C. Outbreak of salmonellosis in a zoologic collection of lorikeets and lories (*Trichoglossus*, *Lorius*, and *Eos* spp). **Avian Diseases**, v.47, n.2, p. 493-498, 2003.

WERTHER, K., RASO, T. F.; DURIGON, E .L.; LATIMER, K. S.; CAMPAGNOLI, R. P. Description of the first case of psittacine beak and feather disease in Brazil. In: International Virtual Conferences in Veterinary Medicine: Dis. of Psittacine Birds, 1998.

WERTHER, K.; SCHOCKEN-ITURRINO, R.P.; VERONA, C.E.S.; BARROS, L.S.S. Megabacteriosis occurrence in budgerigars, canaries and lovebirds in Ribeirão Preto region -São Paulo State - Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas, v. 2, p. 183-187, 2000.

XAVIER, M. O. Aspergilose em Pingüins em Cativeiro: Diagnóstico, Prevenção e Controle em Centro de Recuperação de Animais Marinhos. 2007. 94 p. **Dissertação - Universidade Federal de Pelotas.**, Pelotas, 2007.

XENOULIS, P.G.; GRAY P.L.; BRIGHTSMITH, D.; PALCULICT, B.; HOPPES, S.; STEINER, J.M.; TIZARD, I.; SUCHODOLSKI, J.S. Molecular characterization of the cloacal microbiota of wild and captive Parrots. **Veterinary Microbiology**, v.146, n.3-4, p. 320–325, 2010.

YOUNG, P. Selected Herpesviral Diseases of Birds. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 2, p. 62-71, Abril 1995.

ZANETTI, F; BERINSTEIN, A; PAREDA, A; TOBOGA, O; CARRILO, E. Molecular Characterization and phylogenetic analysis of Newcastle disease vírus isolates from healthy wild birds. **Avian Disease** , p. 546-550, 2005.



