

**Débora Barbosa Bruno**

# **Trabalho de Conclusão de Curso**

**Araçatuba  
2016**

# Trabalho de Conclusão de Curso

Trabalho de Conclusão de Curso de Graduação em Medicina Veterinária apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária, da Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", câmpus de Araçatuba, para obtenção do grau de Médico Veterinário.

**Aluno: Débora Barbosa Bruno**  
**Supervisor: Prof. Adjunto Marcelo Vasconcelos Meireles**

**Araçatuba**  
**2016**

## **ENCAMINHAMENTO**

“Encaminhamos o presente Trabalho de Conclusão de Curso, para que a Comissão de Estágios tome as providências cabíveis”.

---

**Estagiária**

---

**Supervisor**

**ARAÇATUBA**  
**Novembro de 2016**

*Dedico ao meu pai  
José Donizete Bruno*

## AGRADECIMENTOS

*Agradeço, primeiramente, a Deus, pela oportunidade de realizar esse sonho de me tornar médica veterinária, por todas as alegrias que esse tempo de graduação trouxe à minha vida, pelo sustento nos momentos difíceis e força para superar as dificuldades.*

*Agradeço à minha família, ao meu pai Donizete e à minha mãe Roseli, por não terem medido esforços para que eu conseguisse chegar até aqui, pela dedicação, paciência, conselhos e amor. Aos meus irmãos Douglas e Danilo, pela amizade, pela compreensão, pelas conversas, aos meus avôs, tios e tias, primos, enfim, a todos familiares que estiveram torcendo e vibrando comigo a cada vitória alcançada.*

*Agradeço a todos os amigos que estiveram junto comigo nessa caminhada, aos amigos da faculdade, às amigas de apartamento (vulgo Ap das Meninas) Mayara, Lara e Laura, pelo companheirismo, respeito, amizade, risadas, pela irmandade, e por terem se tornado minha família durante tantos anos. Aos amigos de Biriçuí-SP que sempre se fizeram presentes, mesmo quando eu estava ausente, pelas orações, torcida e amizade.*

*Agradeço ao Adriano, meu namorado, por todos esses anos de companheirismo, por toda ajuda, por todas as palavras de incentivo, por torcer pelo meu desenvolvimento, por todo amor.*

*Agradeço à FMVZ-UNESP, e a todos profissionais e amigos que fizeram diferença em minha vida acadêmica e pessoal, ao GEASE, pelos anos de aprendizado e crescimento, à Prof<sup>a</sup> Suely Bomfim e ao Prof<sup>o</sup> Sérgio Garcia, pela amizade, orientações e parcerias durante a minha graduação. Ao meu orientador de TCC, Prof<sup>o</sup> Marcelo Meireles, por toda ajuda e paciência no decorrer deste trabalho.*

*Agradeço a todos os animais: independentemente de classe, ordem, família, gênero e espécie, domésticos, silvestres ou exóticos, vivos ou cadáveres, os quais estudei durante a graduação, pois sem eles não seria possível obter o conhecimento necessário para a formação em Medicina Veterinária.*

*Agradeço à Lua e à Estrela (In Memoriam), minha cachorra e gata, pelos quase 16 anos juntas, por me incentivarem na profissão que escolhi seguir, por compreenderem minha ausência, por me receberem com tanto entusiasmo a cada chegada, por todas as lambidas e mordidinhas, pelo amor e amizade, pela lealdade.*

*"Peça a Deus que abençoe seus planos e eles darão certo"*

*Provérbio.16:3*

# SUMÁRIO

## TRABALHO CIENTIFICO

RESUMO.....	02
1 INTRODUÇÃO.....	03
2 MATERIAIS E METODOS.....	04
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	05
4 CONCLUSÃO.....	10
5 REFERENCIA.....	11

## RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS.....	14
1 INTRODUÇÃO.....	15
2 DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	22
2.1 TABELAS DOS CASOS CLÍNICOS ACOMPANHADOS NA FPZSP.....	23
2.2 TABELAS DOS CASOS CLÍNICOS ACOMPANHADOS NO LAPAS.....	26
2.3 TABELAS DOS CASOS CLÍNICOS ACOMPANHADOS NA CLÍNICA VETERINÁRIA GAIAVET.....	30
3 RELATOS DE CASOS CLÍNICOS.....	36
3.1 CASO CLÍNICO: Pato Ferrugíneo ( <i>Tadorna ferruginea</i> ) com botulismo.....	36
3.2 CASO CLÍNICO: Constipação em Coelho ( <i>Oryctolagus cuniculus</i> ).....	38
3.3 CASO CLÍNICO: Calopsita ( <i>Nymphicus hollandicus</i> ) com hepatopatia.....	43
3.4 CASO CLÍNICO: Prolapso peniano em jabuti piranga ( <i>Chelonoidis carbonaria</i> ).....	47
3.5 CASO CLÍNICO: Retenção de ovo em calopsita ( <i>Nymphicus hollandicus</i> ).....	52
4 RECOMENDAÇÕES E CONCLUSÕES.....	55
5 REFERÊNCIAS.....	56



**Débora Barbosa Bruno**

**Métodos de Diagnóstico e  
Tratamento para Megabacteriose em  
Aves Selvagens: Revisão  
Sistemática**

**Araçatuba  
2016**

# Métodos de Diagnóstico e Tratamento para Megabacteriose em Aves Selvagens: Revisão Sistemática

DÉBORA BARBOSA BRUNO

## Resumo

A megabacteriose é uma doença que acomete diversos tipos de aves selvagens, em cativeiro e em vida livre, e está associada com mais frequência a animais jovens e/ou imunossuprimidos. Até recentemente, acreditava-se que era causada por uma bactéria, mas já é esclarecido que o agente causador da doença é um fungo denominado *Macrorhabdus ornithogaster*. A megabacteriose já foi relatada em diversos continentes e acomete várias espécies de aves, sendo comum em Passeriformes, Struthioniformes e Psitaciformes. A transmissão da megabacteriose é por contato oral-fecal. Os sinais clínicos dessa enfermidade são perda de peso, apatia, polifagia, regurgitação, melena, podendo evoluir para quadros graves e levar o animal a óbito. O objetivo deste trabalho é realizar uma pesquisa sobre os métodos de diagnóstico e as alternativas de tratamento para a megabacteriose. Foram analisados dezessete trabalhos e as informações foram complementadas com o uso de livros. As técnicas de diagnóstico mais utilizadas foram o exame microscópico de amostras de fezes frescas e raspados da mucosa do proventrículo e do ventrículo das aves. As alternativas de tratamento que se mostraram mais eficazes são a anfotericina B, fluconazol, nistatina e benzoato de sódio, associadas à acidificação da água de bebida das aves e ao fornecimento de uma dieta de alta digestibilidade.

**PALAVRAS-CHAVE:** megabactéria, *Macrorhabdus ornithogaster*, profilaxia, terapêutica.

## 1. INTRODUÇÃO

A infecção por *Macrorhabdus ornithogaster*, conhecida popularmente como “megabacteriose” ou “síndrome going light”, é causada por um fungo ascomiceto anarmórfico, com tamanho médio de 20 a 80 mm de comprimento e 1 a 5 mm de largura e que coloniza o proventrículo e o ventrículo das aves. É comum em aves domésticas, ratitas, psitacídeos e passeriformes, sendo mais frequente em aves jovens e/ou imunossuprimidas. A megabacteriose pode apresentar curso clínico agudo, no entanto, na maioria das vezes as aves apresentam infecção crônica, que pode ser sintomática ou assintomática (CUBAS et al., 2006; MOORE et al., 2001).

É uma enfermidade que apresenta prognóstico reservado, alta morbidade e baixa mortalidade, e apresenta distribuição mundial, com relatos em aves de cativeiro e em aves de vida livre, em diversos países (OZMEN et al., 2013; PHALEN, 2014).

O agente etiológico da megabacteriose foi descrito pela primeira vez em 1980 e reconhecido como uma levedura, pelo fato de que era possível corar o agente com corantes de prata e com ácido periódico de Schiff (PHALEN, 2005). Porém, devido à sua forma fina e alongada e por não ter sido possível detectar um núcleo, Van Herck (1984) concluiu que o agente etiológico era uma bactéria.

A denominação “megabactéria” foi sugerida por Scanlan e Grahan, em 1990, após isolarem o agente e caracterizarem como bacilo Gram-positivo, anaeróbico facultativo, com dimensões de 1,5µm a 3,0µm de largura e 20µm a 50µm de comprimento. Após isolamento do microrganismo em aves saudáveis, foi sugerido que o agente seria um componente natural da microbiota gastrintestinal de periquitos (QUEIRÓS et al., 2011).

No ano de 2000, surgiram evidências de que o microrganismo antes tido como uma bactéria era na verdade uma levedura. Pesquisadores alemães, por meio de microscopia eletrônica, identificaram um núcleo e presença de DNA eucariótico

ribossomal (PHALEN, 2005). Em seguida, no ano 2003, foi provado que a megabactéria não era uma bactéria, mas um fungo ascomoceto anamórfico. Tomaszewski et al. (2003) purificaram o microrganismo, amplificaram e sequenciaram o DNA, codificaram o RNA ribossomal, comprovaram a etiologia fúngica da megabacteriose e sugeriram a denominação *Macrorhabdus ornithogaster*.

As aves acometidas com megabacteriose apresentam perda de peso progressiva, mesmo estando se alimentando continuamente. Os sinais clínicos mais comuns são apatia, retardo no crescimento, polifagia, regurgitação (eventualmente com presença de sangue), fezes com alimentos não digeridos, melena e mucosas pálidas. Em decorrência da fraqueza, em casos mais severos posicionam-se em decúbito; eventualmente a enfermidade evolui para o óbito da ave (CUBAS et al., 2006; CUBAS et al., 2014).

O modo de transmissão de *M.ornithogaster* ainda não é bem esclarecido, mas acredita-se que a via oral-fecal seja a mais provável, podendo ainda ser transmitido, entre contactantes, por regurgitação de alimentação (CUBAS et al., 2006; MUNHOZ et al., 2008). A transmissão entre espécies diferentes de aves pode ocorrer, devido à deficiência no manejo higiênico-sanitário nos diversos tipos de criação de aves (MARTINS et al., 2006).

## **2. MATERIAIS E MÉTODOS**

Este trabalho se constitui em uma revisão sistemática com o objetivo de avaliar os melhores métodos de diagnóstico e as alternativas de tratamento mais eficazes para a infecção por *M.ornithogaster* (megabacteriose). Foi realizado levantamento bibliográfico de abril a maio de 2016, utilizando as bases de dados PubMed e Google Acadêmico.

A pergunta baseou-se em: “Quais são os métodos de diagnóstico e as alternativas de tratamento comprovadamente mais eficientes para a megabacteriose?”, o que gerou as seguintes estratégias de busca nas bases de dados: Megabacteriosis AND Birds AND proventriculus e Megabacteriosis AND

treatment AND birds AND effectivee diagnostic AND Macrorhabdus ornithogaster AND birds.

Por meio das buscas realizadas, foram encontrados 203 artigos na primeira estratégia, 64 artigos na segunda estratégia e 153 na terceira estratégia, em inglês e português. Após leitura dos resumos, 17 artigos foram selecionados. Alguns artigos não foram acessados integralmente na forma online, por não haver vínculo com a base de dados da Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba.

Foi realizado o uso adicional de livros, com intuito de acrescentar dados e novos conhecimentos à revisão sistemática.

### 3. Resultados e Discussão

A relação dos artigos relacionados aos principais métodos de diagnóstico e tratamento da megabacteriose podem ser visualizados nas Tabelas 1 e 2.

**Tabela 1.** Relação das referências bibliográficas relacionadas aos principais métodos de diagnóstico para megabacteriose

<b>Métodos de Diagnóstico</b>	<b>Referências Bibliográficas</b>
<b>Microscopia das fezes</b>	Jepson (2010);Phalen (2014); Borrelli et al. (2015)
<b>Microscopia da mucosa proventricular</b>	Werther et al. (2000); Marlier et al. (2006); Queirós et al. (2011); Cubas et al. (2014)
<b>Radiografia contrastada</b>	Werther et al. (2000)
<b>Lavagem do proventrículo e mensuração do pH</b>	Werther et al. (2000); Marlier et al. (2006)

**Tabela 2.** Relação das referências bibliográficas e dos principais métodos de tratamento para megabacteriose

<b>Métodos de Tratamento</b>	<b>Referências Bibliográficas</b>
<b>Nistatina (3.500.000 UI/l na água de beber, por 2 dias, 2.000.000 UI/l, nos 28 dias seguintes)</b>	Cubas et al. (2006); Munhoz et al. (2008); Kheirandish e Salehi (2009); Babazadeh et al. (2015)
<b>Anfotericina B (200mg/kg, VO, 14 dias; 100mg/L na água de beber 21 dias; 25-100 mg/kg, VO, 14 dias; 0,9 mg/mL de Anfotericina B em pó, na água de beber, 14 dias; 0,15 a 0,30 mL, VO, 30 dias)</b>	Christensen et al. (1997) Gerlach (2011); Ozmen et al. (2013); Phalen (2014)
<b>Fluconazol (5 mg/kg, 5 dias, para Psitaciformes; 100mg/kg, 15 a 20 dias, para Galliformes e Tinamiformes)</b>	Cubas et al. (2014); Phalen (2014)
<b>Benzoato de Sódio (500mg/l a 1g/l, na água de beber, 4 a 8 semanas)</b>	Madani et al. (2014)

### **Diagnóstico da megabacteriose**

O diagnóstico da megabacteriose baseia-se na análise do histórico, anamnese e sinais clínicos, juntamente com os exames complementares (QUEIRÓS et al., 2011). De acordo com Werther et al. (2000), é possível a realização do diagnóstico para infecção por *M.ornithogaster* com exames in vivo e *post mortem*.

Dentre os métodos de diagnóstico realizados em aves vivas, o exame microscópico das fezes é o mais comumente utilizado e pode ser feito de maneira direta, utilizando uma amostra de fezes frescas diluída com água ou solução salina, com exame em objetiva de 40x (JEPSON, 2010; PHALEN, 2014; BORRELLI et al.,

2015). Como alternativa, esses esfregaços podem ser corados com métodos de coloração, incluindo as técnicas de Gram e Giemsa. Para melhor precisão do resultado, *M.ornithogaster* deve ser concentrado por meio de diluição da amostra de fezes em 20 volumes de solução salina fisiológica, incubação por 10 minutos em temperatura ambiente e pesquisa do fungo no sobrenadante, em objetiva de 40x (PHALEN, 2014).

A análise microscópica também pode ser utilizada para analisar esfregaços da mucosa do proventrículo e do ventrículo coletados por meio de suabes e posteriormente corados com Giemsa ou Gram (WERTHER et al., 2000; MARLIER et al., 2006; CUBAS et al.,2014). As hifas de *M.ornithogaster* são Gram-positivas e apresentam forma longa e fina, com as bordas arredondadas (QUEIRÓS et al., 2011; CUBAS et al.,2014).

A mensuração do pH da mucosa proventricular, após lavagem gástrica, auxilia no diagnóstico da megabacteriose. A infecção pelo fungo causa um aumento do pH da mucosa proventricular de 2,3 para a 7,0-7,3 (WERTHER et al., 2000; MARLIER et al., 2006).

A radiografia contrastada não é um meio diagnóstico muito comum para a megabacteriose, mas é indicada como técnica auxiliar para o diagnóstico. Em casos positivos para a infecção por *M.ornithogaster*, é possível observar um estreitamento na região do istmo, região entre o proventrículo e o ventrículo (WERTHER et al., 2000).

A realização de cultura de *M.ornithogaster* é de difícil execução. O uso de antibióticos é recomendável para prevenção do crescimento excessivo de bactérias. Os materiais utilizados para realização da cultura podem ser amostras de fezes ou muco obtido do proventrículo e ventrículo (PHALEN, 2014). O meio de cultura mais utilizado é o meio para *Lactobacillus* (MRS), com incubação em câmara úmida (WERTHER et al., 2000).

O diagnóstico *post mortem* é baseado nos achados de necropsia e em raspados das mucosas do proventrículo e ventrículo. O raspado é realizado na região do istmo, para confecção de um esfregaço da mucosa, que é corado com a coloração de Gram e observado em microscópio (PHALEN, 2005). No exame necroscópico, é possível observar, no ventrículo e no proventrículo, a presença de dilatação, muco de coloração branca, lesões ulcerativas na mucosa de ambos os órgãos e hemorragia na região de transição entre o proventrículo e o ventrículo (MARLIER et al., 2006; QUEIRÓS et al., 2011). Werther et al. (2000) relatam a presença de material mucoide em proventrículo, acompanhado de aumento proventricular em 75% dos casos de megabacteriose.

### **Tratamento para megabacteriose**

O tratamento para megabacteriose se baseia no uso de antifúngicos como nistatina, itraconazol, fluconazol e anfotericina B, e deve ser associado a estimulantes gástricos e fluidos com alta taxa energética (CUBAS et al., 2006).

Alguns autores indicam a nistatina (CUBAS et al., 2006; MUNHOZ et al., 2008; KHEIRANDISH & SALEHI 2009; BABAZADEH et al., 2015), como uma boa opção para o tratamento de megabacteriose. De acordo com Kheirandish e Salehi (2009), a nistatina deve ser utilizada na água de beber durante 30 dias. Nos dois primeiros dias, a dose recomendada é de 3.500.000 UI por litro, posteriormente, nos 28 dias seguintes, a dose recomendada é de 2.000.000 UI por litro. Cubas et al. (2014), alertam que a nistatina, por ser um antifúngico comumente utilizado, pode não ser eficiente devido ao desenvolvimento de resistência.

O fluconazol tem sido indicado como uma opção eficaz para o tratamento de infecção por *M.ornithogaster*. Em Psitaciformes, a dose recomendada é de 5mg/kg, duas vezes ao dia, durante cinco dias. Em Galliformes e Tinamiformes, a dosagem indicada é de 100 mg/kg, durante 15 a 20 dias (CUBAS et al., 2014; PHALEN, 2014).

O tratamento com anfotericina B é eficiente e é recomendado na dosagem de 200 mg/kg, duas vezes ao dia, por administração via oral, durante 14 dias, ou ainda na dosagem de 100 mg/L em água de beber, durante 21 dias (CHRISTENSEN et al., 1997). Em contrapartida, Phalen (2014) indica o uso de anfotericina B na dose de 25-100 mg/kg, duas vezes por dia, por via oral, durante 14 dias.

Gerlach (2001) indica, para periquitos, o uso de anfotericina B administrada por via oral, com o auxílio de uma sonda, duas vezes ao dia, na dose de 0,15 a 0,3 mL de uma solução contendo 100 mg/mL. A mesma dosagem é recomendada por Ozmen et al. (2013), por um período de 30 dias.

Há também a opção do uso de anfotericina B em pó, dissolvida na água de beber na dose de 0,9 mg/mL. Esse tratamento pode não ser satisfatório em casos em que as aves estão muito debilitadas e não ingerem água em quantidade suficiente, o que resulta em subdosagem. Nesse caso, a alternativa é a administração diretamente na cavidade oral, de solução de lactulose e anfotericina B (PHALEN, 2014).

Madani et al. (2014) indicaram uma terapia que vem a ser uma alternativa ao uso da anfotericina B, já que essa droga é de alto custo e de difícil acesso. Há resultados satisfatórios, a partir de 20 dias de tratamento, com administração de benzoato de sódio, na dosagem de 500 mg/l a 1 g/l na água de beber por 4-8 semanas.

Segundo Cubas et al. (2006), a acidificação da água de beber pode ser utilizada como forma de tratamento e de prevenção, por meio de adição de ácidos orgânicos, como o vinagre de maçã, à água de bebida. A acidificação deve ser associada a adequado suporte nutricional e ao fornecimento de dieta com alta digestibilidade.

#### 4. CONCLUSÃO

Tendo em vista o objetivo proposto para esta revisão sistemática, observa-se que a megabacteriose pode ser diagnosticada de diversas formas. A análise dos sinais clínicos que as aves apresentam auxilia na definição da suspeita clínica e na definição de quais exames devem utilizados para determinação do diagnóstico. Os esfregaços de fezes frescas e o raspado de mucosa da região proventricular são os métodos de diagnóstico mais indicados, pois apresentam baixo custo, rápido resultado e de fácil execução.

Os métodos de tratamento preconizados para megabacteriose apresentam bons resultados. O tratamento de eleição é o uso de anfotericina B, pois foi o que apresentou mais indicações com resultados satisfatórios, porém, tem alto custo e o acesso ao fármaco é restrito. Por esse motivo, o uso de benzoato de sódio pode ser uma opção viável, por ser de baixo custo e de fácil acesso. O tratamento da megabacteriose com antifúngicos deve ser realizado com cautela, pois sua utilização indiscriminada pode resultar em desenvolvimento de resistência aos medicamentos por parte do *M.ornithogaster*.

Após análise dos trabalhos publicados sobre a megabacteriose, observa-se que os métodos de diagnóstico já estão bem estabelecidos e são eficazes. Em relação aos métodos de tratamento, apesar de vários trabalhos relacionados à utilização de diversos fármacos, ainda não há definição de um protocolo de tratamento padrão eficaz e de fácil acesso aos clínicos.

## 5. REFERÊNCIAS

- BABAZADEH, D. et al. Acute megabacteriosis and Staphylococosis of canary in Iran. **Journal World's Poultry Research**. Iran, v. 5, p.19-20, 2015.
- BORRELLI, L.; DIPINETO, L.; RINALDI, L. New diagnostic insights for *Macrorhabdus ornithogaster* infection. **Journal of Clinical Microbiology**. Naples, v.53, p. 3448-3450, nov. 2015.
- CHRISTENSEN, N.H.; HUNTER, J.E.B.; ALLEY, M.R. Megabacteriosis in a flock of budgerigars. **New Zealand Veterinary Journal**. New Zealand, v.45, 196-198, may. 1997.
- CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens –Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2006.
- CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens –Medicina Veterinária**. 2º Ed. São Paulo: Roca, 2014.
- GERLACH, H. Megabacteriosis. **Seminars In Avian And Exotic Pet Medicine**, Germany, v. 10, n. 5, p.12-19, jan. 2001.
- JEPSON, L. **Clínica de animais exóticos: referência rápida**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.
- KHEIRANDISH, R.; SALEHI, M. Megabacteriosis in budgerigars: diagnosis and treatment. **Faculty of Veterinary Medicine, University Shahid - Bahonar Kerman**. Kerman, ago. 2009.
- MADANI, S. A.; ARABKHAZAEI, F.; GHORBANI, A. Successful treatment of macrorhabdosis in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) using sodium benzoate. **Journal of Mycology Research**. Tehran, v.1, n.1, p. 21-27, jul. 2014.
- MARLIER, D.; LEROY, C.; STURBOIS, M. Increasing incidence of megabacteriosis in canaries (*Serinus canarius domesticus*). **The Veterinary Journal**. Belgium, v.172, p. 549-552, nov. 2006.
- MARTINS, N.R.S. et al. *Macrorhabdus ornithogaster* in ostrich, rhea, canary, zebra finch, free range chicken, turkey, guinea-fowl, columbina pigeon, toucan, chuckar partridge and experimental infection in chicken, japanese quail and mice. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterináriae Zootecnia**. Belo Horizonte, v. 58, n. 3, p.291-298, 2006.
- MOORE, R. P.; SNOWDEN, K. F.; PHALEN, D. N. A method of preventing transmission of so-called “Megabacteria” in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). **Journal of Avian Medicine and Surgery**. v.15, n.4, p. 283-287, out. 2001.
- MUNHOZ, L. S. et al. Presença de *Macrorhabdus ornithogaster* em canários belga (*Serinus canarius*) oriundos da cidade de Pelotas - Rio Grande do Sul. **Congresso Brasileiro de Medicina Veterinária**, Pelotas, v. 35, p. 491-492, 2008.

OZMEN, O. et al. The pathology of *Macrorhabdus ornithogaster* and *Eimeria dunsingi* (Farr, 1960) Infections in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). **Israel Journal of Veterinary Medicine**. Burdur, v.68, n.4, p. 218-224,dez. 2013.

PHALEN, D. N. Diagnosis and management of *Macrorhabdus ornithogaster* (formerly megabacteria).**The Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice**, Australia, v. 8, p. 183-392, 2005.

PHALEN, D. N. Update on the diagnosis and management of *Macrorhabdus Ornithogaster* (formerly Megabacteria) in avian patients. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, Australia, v. 17, p.203-210, 2014.

QUEIRÓS, T. S.; CARVALHO, P. R.; PITA, M. C. G. Megabacteriose: *Macrorhabdus ornithogaster* em aves – Revisão.**PUBVET**, Londrina, v. 5, n. 13, Ed. 160, Art. 1080, 2011.

TOMASZEWSKYI, E. K. et al. Phylogenetic analysis identifies the 'megabacterium' of birds as a novel anamorphic ascomycetous yeast, *Macrorhabdus ornithogaster* gen. nov. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, USA, v. 53, p. 1201-1205, 2003.

VAN, H. H. et al. A bacterial proventriculitis of canaries (*Serinus canaria*).**Avian Pathology**, v.13 n.561-72, 1984.

SCANLAN, C. M.; GRAHAM, D. L. Characterization of a gram-positive bacterium from the proventriculus of budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). **Avian Diseases**, Texas, v. 34 n. 4 p.779–86, 1990.

WERTHER, K. et al. Megabacteriosis occurrence in budgerigars, canaries and lovebirds in Ribeirão Preto region - São Paulo State - Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas, v. 2, n. 2, p. 183-187, 2000.

**Débora Barbosa Bruno**

# **RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO**

**ARAÇATUBA**

**Novembro de 2016**

**LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS**

BID: A cada doze horas

g: Grama

IM: Via intramuscular

IV: Via intravenosa

Kg : Quilograma

LA: Longa ação

mg: Miligrama

mL: Mililitro

SC: Via subcutânea

SID: A cada vinte e quatro horas

UI: Unidades Internacionais

VO: Via oral

## 1. INTRODUÇÃO

Nas áreas de clínica e cirurgia de animais selvagens o profissional aplica seus conhecimentos teóricos e práticos obtidos ao longo da graduação e se atualiza constantemente, por se tratar de inúmeras espécies diferentes, com anatomia e fisiologia diferenciadas, o que exige dedicação e estudos diários. O período do estágio curricular me proporcionou imenso aprendizado em relação à medicina de animais selvagens, pois foi possível acompanhar diferentes realidades na atuação do médico veterinário de animais selvagens, em um Centro de Recuperação de Animais Selvagens (CRAS) e Centro de Triagem de Animais Selvagens (CETAS), em um zoológico e em uma clínica de pets exóticos. Também foi possível colocar em prática os conhecimentos adquiridos na graduação, acompanhando a rotina clínica cirúrgica e vivenciando as condutas terapêuticas e os procedimentos de manejo adotados. Houve estímulo para utilização de raciocínio clínico e senso crítico visando sempre o bem-estar animal e o tratamento mais adequado para o paciente.

### **Clínica veterinária GAIAVET – São José do Rio Preto, SP.**

A clínica veterinária Gaiavet é de responsabilidade do médico veterinário Fábio Franco, sendo de atendimento exclusivo de animais selvagens (silvestres e pets exóticos), que abrange as aves, répteis e mamíferos. É a única clínica com atividade exclusiva para os animais selvagens na região, conta com profissionais capacitados e com recursos para um bom atendimento. Esses fatores foram essenciais para minha decisão de realizar parte do meu estágio curricular nesse estabelecimento.

A Gaiavet conta com atendimento de dois médicos veterinários. O médico veterinário Fábio Franco atende durante a semana, e a médica veterinária Michelly Barssalho atende durante plantões e emergências nos finais de semana. Quando é necessário atendimento especializado em oftalmologia, cardiologia, ortopedia e outras especialidades, são requisitados médicos veterinários parceiros especialistas em cada área. O atendimento oferecido é clínico médico e cirúrgico e inicia às 09:00h e encerra às 18:00h, podendo se estender em emergências.

A clínica conta com recepção e sala de espera, sala de atendimento, centro cirúrgico e um ambulatório que também é utilizado para internações. Adjacente à clínica, funciona o laboratório VetPat, que é para onde são enviados os exames de sangue, bacterioscopia, histologia, citologia e coproparasitológicos. Outros exames como sexagem e exames mais específicos são enviados para um laboratório situado em Maringá- PR.

A sala de atendimento é equipada com uma mesa de inox, negatoscópio, armário com os fármacos necessários para o atendimento (antibióticos, anti-inflamatórios, analgésicos, anestésicos, suplementos, materiais para curativo), e outro armário maior onde ficam as seringas, agulhas, cateter, scalp, material de fluidoterapia, sondas nasogástricas e uretrais, suabes, além de produtos para venda direta ao proprietário, medicamentos que são prescritos para domicílio, rações de qualidade super Premium específicas para as diferentes espécies e suplementos vitamínicos e minerais. Também fica na sala de atendimento, um microscópio para exames diretos, um carrinho com produtos como gaze, clorexidine, álcool, água oxigenada, balança, termômetro, estetoscópio e materiais para contenção dos animais.

O ambulatório possui mesa de inox, aparelho de RX odontológico, armário com material cirúrgico, lâmpadas de aquecimento de cerâmica, luz para evitar pânico noturno, pia para higienização das mãos e materiais, aparelho de anestesia, cilindro de oxigênio, aparelho concentrador de oxigênio, estante com diversos itens para o atendimento como doopler, tricótomo, balança, sondas, aparelho de nebulização, picetas de álcool, água oxigenada e solução fisiológica, suporte para atendimento odontológico e laser. Também possui gaiolas e caixas para internação dos animais, com diferentes tipos para atender as necessidades das espécies.

O centro cirúrgico é compartilhado com outros médicos veterinários que possuem salas no mesmo prédio e conta com foco de luz, aparelho de anestesia, mesa cirúrgica, negatoscópio e pia para higienização e paramentação.

Também pertence à Gaiavet, uma sala para guardar as demais gaiolas e caixas que não estão sendo utilizadas no momento, armário com as fichas dos pacientes já cadastrados e uma pequena biblioteca com acervos de medicina veterinária em geral e da área de animais selvagens.

O estágio na Gaiavet foi realizado nos meses de julho e outubro de 2016 e me proporcionou conhecimentos teóricos e práticos, acompanhamento de como é a rotina de um médico veterinário clínico de pets exóticos e a relação com os proprietários, além de ter sido uma ótima experiência para confirmar meu interesse na área.

### **LAPAS (Laboratório de Pesquisa em Animais Selvagens) – Uberlândia, MG.**

O LAPAS se localiza na cidade de Uberlândia, MG. É vinculado à Universidade Federal de Uberlândia e tem como coordenador responsável o Profº André Luiz Quagliatto Santos. É o local onde são realizados projetos de mestrado e doutorado na área de animais selvagens, onde o professor coordenador também é o orientador. Porém, na sua grande maioria, funciona como um CETAS/CRAS, atendendo os animais selvagens resgatados pela polícia ambiental, apreensões de tráfico de animais, entregas voluntárias e atendimento de pets exóticos ao público.

Possui como estrutura uma sala de recepção com secretária, sala dos residentes e estagiários, dois ambulatórios de atendimento, centro cirúrgico, almoxarifado, sala para palestras e seminários, sala do coordenador, recintos, tanques, biotério, cozinha e sala de necropsia.

Os ambulatórios eram equipados com mesa de inox, armários com os fármacos necessários para os atendimentos, materiais de contenção e pia para higienização das mãos e materiais. Em um dos ambulatórios, havia duas balanças, uma para animais de pequeno porte e outra para animais de grande porte.

O centro cirúrgico era composto por aparelho de anestesia, mesa cirúrgica, mesa de inox para materiais e apoio, pias para paramentação, um armário com seringas, agulhas, catéter, máscara, touca, propé, alguns fármacos para os atendimentos e os fármacos de emergência. A caixa de instrumental cirúrgico tinha que ser solicitada ao hospital veterinário da UFU quando fosse preciso e o tipo de caixa (material oftálmico, material padrão, material ortopédico).

Os recintos eram do lado de fora do prédio. Havia aproximadamente 20 recintos e quatro tanques, a maioria deles com cambiamento visando à segurança dos animais e dos médicos veterinários. Neste local, são mantidos os animais resgatados pela polícia ambiental e oriundos de apreensão, para tratamento ou mesmo quando já recuperados, mas aguardando destinação para soltura ou enviados a centros de conservação ou zoológicos.

Durante o período de estágio, acompanhei o trabalho dos médicos veterinários residentes, em um total quatro profissionais, dois no primeiro ano da residência e dois no segundo ano da residência. A rotina e os afazeres eram divididos entre os estagiários, em horários intercalados, um dia no manejo e no outro dia na clínica.

O manejo era realizado com os animais que ficavam nos recintos, gaiolas e tanques. Todos os dias, na parte da manhã, era realizada limpeza dos potes de água e alimentação. Posteriormente, a dieta diária dos animais era servida. Em alguns casos, os animais eram alimentados duas vezes ao dia. O manejo incluía a parte da cozinha, onde alguns estagiários ficavam preparando as dietas específicas para cada espécie e lavavam os potes enquanto os recintos eram limpos por outros estagiários. Os alimentos eram doações recebidas de terceiros e incluíam frutas, legumes, verduras, ovo e carne. Na parte da tarde todos os estagiários ficavam na clínica.

Quando o dia era de “clínica”, o estagiário acompanhava os animais que estavam em tratamento intensivo, as emergências, as cirurgias e os atendimentos aos pets exóticos. Também era destinado ao estagiário cuidar dos filhotes que

ficavam internados, com alimentação e frequência específica para cada espécie. Todos os dias, na parte da manhã, as salas de internação eram limpas e as gaiolas eram retiradas para fora para os animais receberem um pouco de sol. Enquanto isso, os potes de alimentação eram lavados e a dieta de cada animal era preparada. Por volta das 10h, os animais eram recolocados na sala de internação e a dieta diária era oferecida para os animais que estavam se alimentando sem auxílio.

Os exames complementares eram feitos com frequência no LAPAS. Exames como hemograma e testes bioquímicos eram coletados no LAPAS e enviados ao Laboratório Clínico do Hospital Veterinário da UFU. Para realização de radiografia e ultrassonografia, os animais eram levados até o Hospital Veterinário da UFU onde existia uma sala de RX e outra de ultrassom. Para o atendimento de pets exóticos, esses exames eram cobrados do proprietário, assim como a consulta, porém, muitas vezes eles oferecem descontos e isenções no atendimento de pessoas carentes.

Alguns animais do LAPAS permaneciam no local para participação em projetos de mestrado e doutorado, mas durante o mês de agosto de 2016, pude ter a felicidade de acompanhar um tamanduá bandeira e um lobo guará sendo soltos em seu habitat natural. Com análise em conjunto com a polícia ambiental, foi encontrada uma área de preservação que possuía os quesitos necessários para soltura dos animais.

O estágio no LAPAS foi uma experiência muito valiosa para minha formação profissional, pude conhecer a realidade de um CETAS/CRAS vinculado a uma universidade federal. Nessas instituições, apesar de existirem dificuldades, há condições para o atendimento dos animais. O trabalho em equipe também foi algo muito praticado durante esse período e novos conhecimentos teóricos e práticos foram agregados.

### **FPZSP- Fundação Parque Zoológico de São Paulo – São Paulo, SP.**

A Fundação Parque Zoológico de São Paulo (FPZSP) teve sua fundação no ano de 1958. Desde então, a FPZSP vem realizando um crescente trabalho e

proporcionando à população, não somente entretenimento, mas também o desenvolvimento de pesquisas e medidas de conservação de espécies mantidas em cativeiro, além de ser uma difusora de informações sobre educação ambiental e consciência sobre a fauna. A FPZSP é dividida em três unidades: Zoológico, Zoo Safári e Divisão de Produção Rural.

A divisão de veterinária é o setor responsável pelo atendimento clínico e cirúrgico dos animais do plantel e foi o local onde realizei o estágio durante o mês de setembro de 2016, com acompanhamento dos médicos veterinários contratados e dos médicos veterinários aprimorandos. Minha orientadora nesse período foi a médica veterinária Suzana Hirata.

Nesse setor, são realizados atendimentos clínicos, como exames físicos, exames complementares, vacinações, cirurgias e atendimento odontológicos.

Também é realizado um programa de medicina preventiva, em que os animais são periodicamente atendidos e examinados para avaliação geral e prevenção de possíveis afecções. O trabalho é realizado em conjunto com todos os funcionários, veterinários, enfermeiros e tratadores, cada um em sua função. Porém os atendimentos sempre são feitos em equipe, para melhor segurança do animal e dos envolvidos.

A estrutura da Divisão de Veterinária é composta por ambulatório, sala de preparação de medicamentos, farmácia, centro cirúrgico, centro de microcirurgia, sala de diagnóstico por imagem, UTI, sala de necropsia, além de recintos e baias para os animais que se encontram internados sob os cuidados dos veterinários. Existe também a parte administrativa da Divisão de Veterinária, onde se encontram as salas dos veterinários, a secretaria, a sala dos aprimorandos e a sala de reunião.

O ambulatório possui armários onde são guardados os equipamentos para os atendimentos, antibióticos, anti-inflamatórios, suplementos, corticóides e de anestésicos. Possui uma mesa de inox para atendimento, uma pia e uma geladeira

com os medicamentos que precisavam de refrigeração e eventualmente para guardar amostras.

O centro cirúrgico era composto por mesa cirúrgica hidráulica, aparelho de anestesia, armário com os instrumentais cirúrgicos e equipamentos de anestesia, duas mesas de inox para apoio, armário com itens básicos necessários como seringas, agulhas, cateter, álcool, clorexidine, tubos para coleta de sangue, gaze e álcool.

O centro de microcirurgia é composto basicamente pelos mesmos itens do centro cirúrgico, porém em menor tamanho, não possui as mesas de apoio, somente uma mesa de inox para atendimento.

A sala de diagnóstico por imagem era composta por um aparelho de RX digital, um aparelho de RX móvel e um aparelho de ultrassom.

A UTI era uma sala onde os animais em estado crítico e de menor porte ficavam internados. Possuía duas incubadoras de uso humano, para os animais ficarem em temperatura e umidade controlada e, em muitos casos, neste local os animais também recebiam tratamento por meio de bombas de infusão contínua.

Diariamente, no começo da manhã, a minha função era auxiliar os enfermeiros na preparação dos medicamentos que eram destinados aos animais do Zoo Sáfari, dos animais em exposição no Zoológico e dos animais que estavam nos setores de aves, reptéis e mamíferos, além dos animais que no momento permaneciam internados na divisão de veterinária. Esses medicamentos eram organizados individualmente para cada animal, seguindo prescrições dos médicos veterinários, e poderiam ser preparados em bolinhos de banana, com ração de primatas, em pedaços de carne, neonatos de camundongo, ratos, banana e em envelopes que posteriormente o responsável colocava na própria dieta do animal.

Posteriormente, durante todo o dia, eu acompanhava os médicos veterinários em seus atendimentos que já estavam na programação semanal e também

naqueles que eventualmente eram solicitados pelos outros setores do Zoológico. Também ocorreram atendimentos de animais de vida livre que foram encontrados pelo parque.

Em uma preventiva, que é um atendimento de check up geral, realizada no CECFAU, com cinco tamanduás bandeira, tive oportunidade conhecer o local que se situa na cidade de Sorocaba – SP. Foram coletadas amostras biológicas para diversos exames preventivos, além de ultrassonografia em todos os animais.

O estágio na FPZSP foi muito proveitoso. Foi minha primeira experiência em um zoológico de grande porte, quando pude entender melhor sobre a medicina de animais selvagens de zoológicos e quanto tive contato com animais da nossa fauna e outros que não pertencem à nossa fauna, sendo oportunidades únicas porque muitos desses animais são ameaçados de extinção. O local possui recursos para os atendimentos, além de contar com parceira de muitos profissionais da USP, o que agrega possibilidade de melhores diagnósticos e tratamentos.

## **2. DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS**

**2.1** Os casos clínicos e atendimentos acompanhados na Fundação Parque Zoológico de São Paulo estão descritos nas tabelas a seguir.

**Tabela 01** – Casos clínicos de mamíferos acompanhados na Fundação Parque Zoológico de São Paulo em setembro de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa / Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Aoudad</b>	<i>Ammotragus lervia</i>	Casqueamento	Alta	2
<b>Cachorro Vinagre</b>	<i>Speothos venaticus</i>	Fratura em fêmur	Em atendimento	1
<b>Cairara</b>	<i>Cebus olivaceus</i>	Quarentena	–	1
<b>Cervo Dama</b>	<i>Dama dama</i>	Fratura de olecrano	Em atendimento	1
<b>Chimpanzé</b>	<i>Pan troglodytes</i>	Limpeza dentária	Alta	1
<b>Dromedário</b>	<i>Camelus dromedarius</i>	Curativo em região perianal	Em atendimento	1
<b>Gato do mato pequeno</b>	<i>Leopardus guttulus</i>	Claudicação/ Discoespondilite	Em atendimento	1
<b>Gato Maracajá</b>	<i>Leopardus wiedii</i>	Hidrometra / Castração	Alta	1
<b>Gato mourisco</b>	<i>Puma yagouaroundi</i>	Exodontia do 4º pré- molar superior	Alta	1
<b>Leoa</b>	<i>Panthera leo</i>	Ultrassom para controle de nefroblastoma	Em atendimento	1
<b>Mico Leão Dourado</b>	<i>Leontopithecus rosalia</i>	“Check up”	–	2
<b>Mico Leão Dourado</b>	<i>Leontopithecus rosalia</i>	Coleta de semên	–	1

<b>Mico Leão Preto</b>	<i>Leontopithecus chrysopygus</i>	“Check up”	–	2
<b>Órix</b>	<i>Oryx gazella</i>	Ataxia a esclarecer	Eutanásia	1
<b>Ouriço Cacheiro</b>	<i>Sphiggurus villosus</i>	“Check up”	–	2
<b>Ouriço Cacheiro</b>	<i>Sphiggurus villosus</i>	Encontrado <i>Trypanossoma sp</i> em esfregaço sanguíneo	Em atendimento	1
<b>Queixada</b>	<i>Tayassu pecari</i>	Casqueamento	Alta	1
<b>Tamanduá Bandeira</b>	<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	“Check up”	–	5
<b>Tatu Peba</b>	<i>Euphractus sexcinctus</i>	Animal de vida livre / Inanição	Óbito	1
<b>Tigre de Bengala</b>	<i>Panthera tigris tigris</i>	Cirurgia para remoção de neoplasia	Aguardando laudo histológico	1
<b>Urso Pardo</b>	<i>Ursus arctos</i>	Artroscopia	Em atendimento	1
<b>Total de Animais</b>				29

**Tabela 2** - Casos clínicos de aves acompanhados na Fundação Parque Zoológico de São Paulo em setembro de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa / Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Arara Canindé</b>	<i>Ara ararauna</i>	Correção de bico	—	1
<b>Avestruz</b>	<i>Struthio camelus</i>	Reavaliação clínica	—	2
<b>Caneleira</b>	<i>Dendrocygna bicolor</i>	Quarentena	—	1
<b>Cisne Negro</b>	<i>Cygnus atratus</i>	Amputação de 3º metacarpiano	Alta	3
<b>Coruja Orelhuda</b>	<i>Asio clamator</i>	Animal de vida livre	Óbito	1
<b>Coscoroba</b>	<i>Coscoroba coscoroba</i>	Avaliação clínica	—	3
<b>Pato Ferrugineo</b>	<i>Tadorna ferruginea</i>	Botulismo	Em atendimento	1
<b>Pavão</b>	<i>Pavo cristatus</i>	Gota Úrica	Eutanásia	1
<b>Pelicano Branco</b>	<i>Pelecanus onocrotalus</i>	Enucleação	Alta	1
<b>Total de animais</b>				14

**Tabela 3-** Casos clínicos de répteis acompanhados na Fundação Parque Zoológico de São Paulo em setembro de 2016.

Nome comum	Nome científico	Queixa / Diagnóstico	Evolução	Total
<b>Cágado de Barbicha</b>	<i>Phrynops geoffroanus</i>	Preventiva	–	1
<b>Jararaca Ilhoa</b>	<i>Bothrops insularis</i>	Gestação	–	1
<b>Jiboia</b>	<i>Boa Constrictor</i>	Criptosporidiose	Em atendimento	2
<b>Lagarto Rabo de Macaco</b>	<i>Corucia zebrata</i>	Autotomia caudal	Em atendimento	1
<b>Pítion Reticulada</b>	<i>Python reticulatus</i>	Pneumonia	Em atendimento	1
<b>Sapinho de Chifre</b>	<i>Ceratophrys Ornata</i>	Lesão cutânea	Em atendimento	1
<b>Total de Animais</b>				7

**2.2** Os casos clínicos e atendimentos acompanhados no Laboratório de Pesquisa em Animais Selvagens estão descritos nas tabelas a seguir.

**Tabela 4** - Casos clínicos de mamíferos acompanhados no Laboratório de Pesquisa em Animais Selvagens em agosto de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa / Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Bugio Preto</b>	<i>Alouatta caraya</i>	Animal encontrado em área urbana	Soltura	1
<b>Cachorro do Mato</b>	<i>Cerdocyon thous</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Gambá de Orelha Branca</b>	<i>Didelphis albiventris</i>	Lacerações múltiplas por ataque de cão	Soltura	1
<b>Jagatirica</b>	<i>Leopardus pardalis</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Onça Parda</b>	<i>Puma concolor</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Ouriço Cacheiro</b>	<i>Coendou prehensilis</i>	Subluxação em vértebra caudal	Em atendimento	1
<b>Sagui de Tufo Preto</b>	<i>Callithrix penicillata</i>	Lesões por brigas com outros indivíduos	Em atendimento	2
<b>Tamanduá Bandeira</b>	<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Tamanduá Mirim</b>	<i>Tamandua tetradactyla</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Total de animais</b>				10

**Tabela 5-** Casos clínicos de répteis acompanhados no Laboratório de Pesquisa em Animais Selvagens em agosto de 2016.

Nome comum	Nome científico	Queixa / Diagnóstico	Evolução	Total
<b>Tartaruga de Orelha Vermelha</b>	<i>Trachemys scripta</i>	Pneumonia a esclarecer	Alta	1
<b>Teiú</b>	<i>Tupinambis merianae</i>	Retirada de massa em região celomática	Em atendimento	1
<b>Total de Animais</b>				<b>2</b>

**Tabela 6-** Casos clínicos de aves acompanhados no Laboratório de Pesquisa em Animais Selvagens em agosto de 2016.

Nome comum	Nome científico	Queixa / Diagnóstico	Evolução	Total
<b>Azulão</b>	<i>Cyanocompsa brissonii</i>	Apreensão	–	2
<b>Bacurau</b>	<i>Hydropsalis albicollis</i>	Fratura em fêmur e Trauma crânio encefálico	Eutanásia	1
<b>Bem te vi</b>	<i>Pitangus sulphuratus</i>	Animal imaturo	Em atendimento	2
<b>Canário da Terra</b>	<i>Sicalis flaveola</i>	Apreensão	–	5
<b>Carcará</b>	<i>Caracara plancus</i>	Rompimento de patágio	Em atendimento	1
<b>Carcará</b>	<i>Caracara plancus</i>	Fissura em crânio	Em atendimento	1
<b>Coruja Buraqueira</b>	<i>Athene cunicularia</i>	Múltiplas fraturas	Eutanásia	1
<b>Coruja Caboré</b>	<i>Glaucidium brasilianum</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Coruja Mocho do Diabo</b>	<i>Asio stygius</i>	Prostração severa	Óbito	1
<b>Coruja Suindara</b>	<i>Tyto furcata</i>	Animal imaturo	Em atendimento	
<b>Garça Vaqueira</b>	<i>Bubulcus ibis</i>	Fratura exposta de úmero	Eutanásia	1
<b>Jandaia Coquinho</b>	<i>Eupsittula aurea</i>	Apreensão	–	2
<b>Maracanã Nobre</b>	<i>Diopsittaca nobilis</i>	Tiro de Chumbinho	Soltura	1

<b>Maracanã Nobre</b>	<i>Diopsittaca nobilis</i>	Fratura em Metacarpo	Em atendimento	1
<b>Maritaca</b>	<i>Psittacara leucophthalmus</i>	Fratura de ulna	Em atendimento	1
<b>Papagaio do Mangue</b>	<i>Amazona amazonica</i>	Apreensão	—	1
<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Apreensão	—	2
<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Desnutrição	Em atendimento	1
<b>Pássaro Preto</b>	<i>Gnorimopsar chopi</i>	Apreensão	—	1
<b>Periquito do Encontro Amarelo</b>	<i>Brotogeris chiriri</i>	Fratura de Ulna	Em atendimento	1
<b>Periquito do Encontro Amarelo</b>	<i>Brotogeris chiriri</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Periquito do Encontro Amarelo</b>	<i>Brotogeris chiriri</i>	Diarreia a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Pomba Asa Branca</b>	<i>Patagioenas picazuro</i>	Animal imaturo	Em atendimento	1
<b>Quiriquiri</b>	<i>Falco sparverius</i>	Trauma crânio encefálico	Em atendimento	1
<b>Urubu</b>	<i>Coragyps atratus</i>	Animal imaturo	Em atendimento	2
<b>Total de animais</b>				<b>34</b>

**2.3** Os casos clínicos e atendimentos acompanhados na Clínica Veterinária Gaiavet estão descritos nas tabelas a seguir.

**Tabela 7-** Casos clínicos de aves acompanhados na clínica veterinária GAIAVET de julho a outubro de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa/ Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Arara Canindé</b>	<i>Ara ararauna</i>	Suspeita de doença da dilatação do proventrículo	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Gastroenterite	Em atendimento	6
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Hipocalcemia a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Megabacteriose	Em atendimento	5
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Trauma lacerativo	Alta	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Consulta preventiva	—	2
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Corte de asa	—	7
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Trauma lacerativo	Alta	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Corte de bico	—	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Sexagem	—	5
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Blefarite	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Nódulo neoplásico em região da cloaca	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Escoriações pelo corpo	Alta	1

---

<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Alterações congênitas	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Infecção fúngica	Alta	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Ascite a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Distocia	Alta	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Dificuldade respiratória a esclarecer	Óbito	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Lesão dorsal com prurido	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Lesão lacerativa em asa	Em atendimento	1
<b>Calopsita</b>	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Cisto de pena	Alta	1
<b>Coruja Suindara</b>	<i>Tyto furcata</i>	Lesão na conjuntiva a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Maritaca</b>	<i>Psittacara leucophthalmus</i>	Trauma por ataque de cão	Óbito	1
<b>Maritaca</b>	<i>Psittacara leucophthalmus</i>	Hepatopatia	Óbito	1
<b>Papagaio do Mangue</b>	<i>Amazona amazonica</i>	Sexagem	–	2
<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Catarata em ambos os olhos	Em atendimento	1
<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Alterações respiratórias a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Trauma com perda da rinoteca	Óbito	1

---

---

<b>Papagaio Verdadeiro</b>	<i>Amazona aestiva</i>	Lesão em dígito	Alta	1
<b>Periquito Australiano</b>	<i>Melopsittacus undulatus</i>	Neoplasia em região tibiotarsica	Em atendimento	1
<b>Periquito do Encontro Amarelo</b>	<i>Brotogeris chiriri</i>	Fratura da cabeça do fêmur	Em atendimento	1
<b>Periquito do Encontro Amarelo</b>	<i>Brotogeris chiriri</i>	Epilepsia a esclarecer	Óbito	1

---

<b>Total de animais</b>				51
-------------------------	--	--	--	----

---

**Tabela 8** - Casos clínicos de mamíferos acompanhados na clínica veterinária GAIAVET de julho a outubro de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa / Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Camundongo</b>	<i>Mus musculus</i>	Dispneia severa	Óbito	1
<b>Chinchila</b>	<i>Chincila chincila</i>	Consulta preventiva	—	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Constipação	Alta	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Prostação a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Colite Hemorrágica	Óbito	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Castração eletiva	Alta	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Corte de dente	—	4
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Consulta preventiva	—	2
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Míases na orelha direita	Em atendimento	1
<b>Coelho</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Eimeriose	Em atendimento	1
<b>Hamster Anão Russo</b>	<i>Phodopus campbelli</i>	Ascite a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Hamster Chinês</b>	<i>Cricetulus griseus</i>	Hiporexia a esclarecer	Alta	1
<b>Hamster Sírio</b>	<i>Mesocricetus auratus</i>	Dermatite a esclarecer	Em atendimento	1
<b>Hamster Sírio</b>	<i>Mesocricetus auratus</i>	Dispneia a esclarecer	Alta	1
<b>Lebre Tapiti</b>	<i>Sylvilagus brasiliensis</i>	Animal imaturo	Óbito	1
<b>Porquinho da Índia</b>	<i>Cavia porcellus</i>	Consulta preventiva	—	1
<b>Porquinho da Índia</b>	<i>Cavia porcellus</i>	Efusão pleural	Em atendimento	1
<b>Porquinho da Índia</b>	<i>Cavia porcellus</i>	Dermatite a esclarecer	Em atendimento	1

<b>Rato Twister</b>	<i>Rattus norvegicus</i>	Paresia dos membros	Óbito	1
<b>Rato Twister</b>	<i>Rattus norvegicus</i>	Ectoparasitas (piolho sugador)	Alta	1
<b>Total de Animais</b>				24

**Tabela 9** - Casos clínicos de répteis acompanhados na clínica veterinária GAIAVET de julho a outubro de 2016.

<b>Nome comum</b>	<b>Nome científico</b>	<b>Queixa / Diagnóstico</b>	<b>Evolução</b>	<b>Total</b>
<b>Corn Snake</b>	<i>Pantherophis guttatus</i>	Prolapso de hemipênis	Alta	1
<b>Iguana</b>	<i>Iguana iguana</i>	Distocia	Em atendimento	1
<b>Jabuti</b>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Queimaduras pelo corpo	Em atendimento	1
<b>Jabuti</b>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Corpo estranho	Em atendimento	1
<b>Jabuti</b>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Prolapso peniano	Alta	1
<b>Jabuti</b>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Pneumonia a esclarecer	Alta	1
<b>Jabuti</b>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Prolapso de oviduto	Alta	1
<b>Tigre d' Água Orelha Vermelha</b>	<i>Trachemys scripta</i>	Lesão por mordedura	Em atendimento	1
<b>Total de Animais</b>				8

### 3. Relatos de casos clínicos

#### 3.1 Caso Clínico: Pato Ferrugíneo (*Tadorna ferruginea*) com botulismo.

O animal em questão é um pato ferrugíneo (*Tadorna ferruginea*), pertencente ao plantel do FPZSP, macho, de aproximadamente 1,6kg.

O animal quando chegou à divisão de veterinária, no dia 24 de setembro, apresentando apatia severa, dispneia, paralisia de membros pélvicos e dificuldade de sustentação do pescoço. No exame físico, foram observadas mucosas hipocoradas e desidratação severa. Na palpação celomática e na ausculta cardiopulmonar não houve alterações dignas de nota.

O protocolo de tratamento imediato foi realizado com fluidoterapia IV de Ringer com lactato e complexo vitamínico-mineral (Bionew®), antibioticoterapia com antibiótico de amplo espectro (enrofloxacina 2,5%, 15 mg/kg BID por 7 dias) e manutenção na incubadora. Nos dias 25 e 26 de setembro, foram acrescentados ao tratamento: 80 mL de Ringer com Lactato IV SID e 40 mL de 80 mL de Ringer com Lactato SC SID, além de 20 mL de papa comercial diluída em Ringer com Lactato VO BID. No dia 27 de setembro, foi administrado ao animal Benzometronidazol 50 mg/kg VO, SID por 5 dias (o animal apresentou quadro de diarreia, por isso optou-se por incluir um antibiótico com cobertura para bactérias anaeróbicas) e tramadol 5mg/kg IM, BID por 5 dias para analgesia. No dia seguinte, o animal estava em estação e ativo, com normorexia, suspendeu-se então a papa comercial e a fluidoterapia IV. No dia 29 de setembro, o animal foi retirado da incubadora e transferido para o recinto de internação, quanto estava ativo, andando e nadando.

#### Discussão

O botulismo é causado pela ingestão de toxina de *Clostridium botulinum*, que é uma bactéria gram-positiva e anaeróbia. Existem sete tipos de toxinas de *C. botulinum*, classificadas de A a G. O tipo C é o principal causador de botulismo em aves, e o tipo E acomete comumente aves aquáticas que se alimentam de peixes (ALVES et al, 2013).

O principal sinal clínico é paresia flácida dos membros e pescoço. O pato ferrugíneo descrito no caso clínico está em exposição na FPZSP e tem como habitat uma lagoa, onde outras aves aquáticas também são mantidas. Dessa maneira, a ingestão da toxina de *C. botulinum* pode ter ocorrido pela contaminação do lago pela toxina produzida em algum animal que veio a óbito. Em razão da grande quantidade de animais, a ausência de alguns animais não é notada e possivelmente algum cadáver submerso foi foco para desenvolvimento de *C. botulinum* e produção da toxina.

Nas lagoas, cadáveres que possam estar submersos são potenciais focos de produção dessa toxina. Invertebrados associados à carcaça em decomposição, em especial larvas de moscas necrófagas, podem concentrar doses suficientes de toxina para ocorrer intoxicação após sua ingestão pelas aves (CUBAS et al., 2014).

O botulismo é uma doença com altas taxas de letalidade e mortalidade e tem como ação o sistema nervoso periférico. A toxina é potente e age se ligando nas placas neuromusculares e impedindo que o neurotransmissor se ligue. De acordo com LOBATO et al. (2008) e ALVES et al. (2013), a toxina produzida é a mais potente toxina de origem microbiológica conhecida. Resistente à ação proteolítica, ela atua após absorção pela mucosa intestinal e age nas placas neuromusculares, impedindo a liberação de neurotransmissor acetilcolina e resultando em quadros de paralisia flácida.

Quando a quantidade de toxina atuante no animal for muito alta, pode ocorrer insuficiência respiratória, uma vez que a toxina bloqueia a ação muscular (Cubas et al., 2014). Os sinais clínicos mais comuns que as aves irão apresentar são paralisia flácida das asas e membros pélvicos, o pescoço fica flácido e incapaz de sustentar a cabeça. O pato ferrugíneo, quando levado à Divisão de Veterinária, estava apresentando esses sintomas. Devido ao tratamento de suporte o quadro clínico não evoluiu para óbito.

O diagnóstico de botulismo é baseado nos sinais clínicos e pela detecção da toxina botulínica, que é realizada por meio de soroneutralização, após coleta de sangue da ave possivelmente acometida e inoculação em camundongos (LOBATO

et al., 2008). No caso em questão não houve a detecção da toxina botulínica. A médica veterinária responsável pelo caso realizou diagnóstico presuntivo, com base nos sinais clínicos que o animal apresentava e no histórico.

Não existe tratamento específico para o botulismo, porém, se a intoxicação for branda, as aves podem se recuperar dentro de alguns dias. Nesse caso, se faz necessária terapia de suporte, que consiste em hidratação, alimentação forçada e antibioticoterapia (CUBAS et al., 2006; CUBAS et al., 2014).

### **Conclusão**

Com a terapia de suporte a ave conseguiu se restabelecer e com poucos dias de tratamento voltou as suas atividades normais. São necessários estudos para desenvolvimento de terapias mais específicas para botulismo em aves, como é o caso do uso do Botulin C-D® em animais de grande porte.

### **3.2 Caso Clínico: Constipação em coelho (*Oryctolagus cuniculus*)**

O animal em questão é um coelho (*Oryctolagus cuniculus*), que foi trazido à clínica Gaiavet pelo seu proprietário. O coelho era uma fêmea, com 2 anos de idade e 1,895 kg.

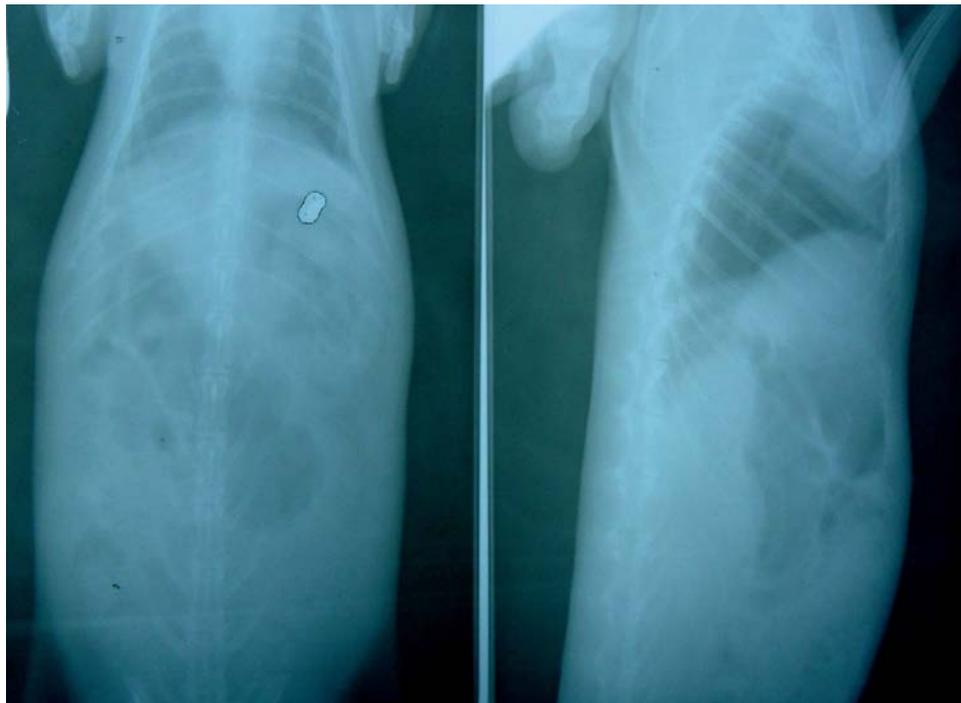
Na anamnese, o seu proprietário relatou que há dez dias estava em hiporexia, com fezes de menor tamanho e menor frequência entre as defecações. Também relatou que há cinco dias o animal ficou mais prostrado. O manejo alimentar era feito com ração para coelhos e frutas. O animal vivia solto, sem contato com a rua ou com outros animais.

Em um primeiro momento, o animal foi levado a outra clínica veterinária que prestava serviço para pequenos animais (cães e gatos), onde o médico veterinário que realizou o atendimento receitou amoxicilina por 8 dias. O proprietário não soube

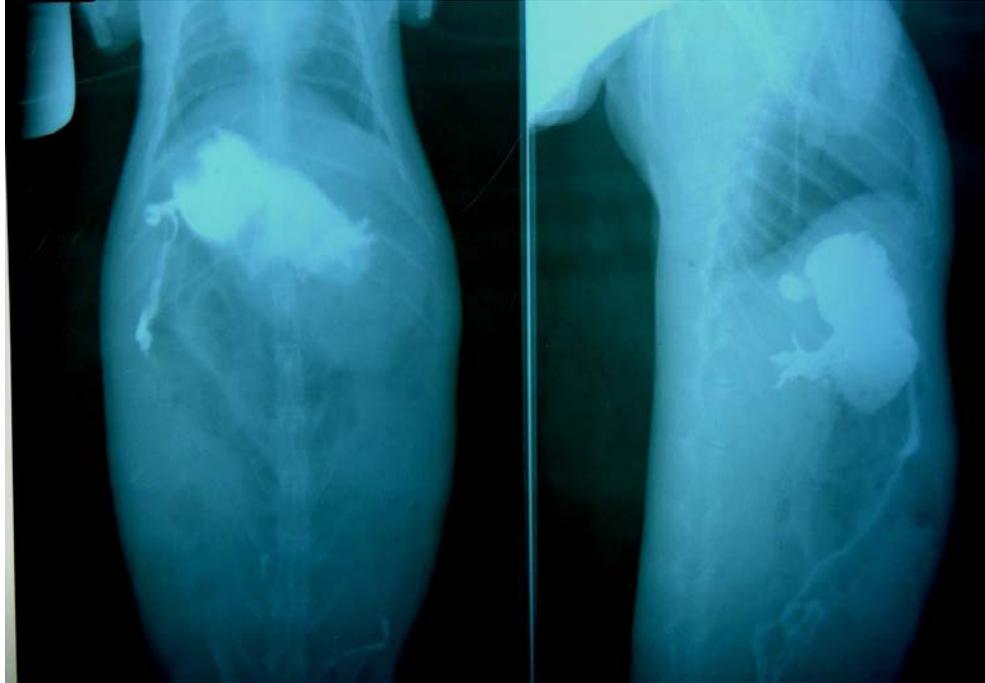
informar a dose utilizada, mas disse que esse tratamento foi prescrito por suspeita de infecção respiratória. Não havendo melhora no quadro clínico do animal após conclusão do tratamento, o proprietário resolveu procurar atendimento especializado.

No exame físico do animal, foi observada presença de gases na região intestinal, discreta desidratação, o animal se encontrava prostrado, sem demais alterações. Na avaliação odontológica nenhuma alteração foi encontrada.

Nos exames complementares, foi realizada coleta de sangue para hemograma e bioquímico (AST e Creatinina), quando não foi constatada nenhuma alteração. Foram também realizados exames de radiografia simples (**figura 1**) e com contraste de bário (**figura 2**).



**Figura 1.** Coelho, fêmea, 2 anos de idade. Imagens radiográficas do abdômen. Projeção ventrodorsal e laterolateral. Presença de gases em alças intestinais.



**Figura 2.** Coelho, fêmea, 2 anos. Imagens radiográficas contrastadas (contraste de bário) do abdômen. Projeção ventrodorsal e laterolateral. Contraste evidenciando aumento de volume da silhueta gástrica e possível obstrução parcial da região do piloro.

O tratamento prescrito para o animal foi baseado em mudanças de manejo alimentar, suspendendo a ração momentaneamente e incluindo na dieta maiores fontes de fibras e alimentos suculentos como suco de abacaxi, verduras verdes escuras, frutas (mamão, melancia e melão), água de coco, Yakult e papinha de neném comercial. Também foi prescrito para o animal simeticona 1 mL / BID / 7 dias, para ajudar na eliminação dos gases, metoclopramida 5 gotas / BID / 5 dias, para estimular a motilidade gastrointestinal, cetoprofeno 2 gotas / SID / 3 dias, para ação antiinflamatória e analgésica, Malt Past® 1mL/ BID / 10 dias e após, Malt Past® 0,5 mL/BID até nova avaliação do animal.

O animal passou um dia na clínica recebendo o tratamento anterior e fluidoterapia. O proprietário optou por não deixar o animal mais dias internado, por questões financeiras. Foi prescrito ao proprietário o tratamento e recomendado que caso houvesse recidiva dos sintomas, que ele retornasse à clínica com o animal para receber os devidos cuidados.

## Discussão

O coelho doméstico é um animal herbívoro, monogástrico, com dois pares de dentes incisivos superiores, um par inferior, pré-molares e molares. O aparelho gastrointestinal é mais desenvolvido na região do seu ceco, sendo a cavidade abdominal ocupada em um terço pelo ceco, que é o responsável pela fermentação e parte da digestão. A dieta dos lagomorfos em geral é basicamente constituída de volumoso, sendo em sua maioria gramíneas e brotos. Com a domesticação dos coelhos, há dificuldade por parte dos proprietários em adaptar um correto manejo alimentar dessas espécies, que com relativa frequência precisam de atendimento médico-veterinário especializado. Os problemas mais frequentes são odontológicos, por falta de desgaste dentário, até constipações, estases e compactações gastrintestinais decorrentes de dieta inapropriada.

No atendimento de coelhos, questões relacionadas a problemas de sistema digestório são frequentes motivos para consultas, em sua maioria relacionada a um desequilíbrio alimentar, embora também possa ser consequência indireta de má oclusão dentária. Nessa espécie, o estado em anorético que o animal pode chegar resulta rapidamente em lipidose hepática (QUINTON, 2005, QUESENBERRY et al., 2011), sendo então de grande importância a rapidez no diagnóstico e tratamento de suporte adequado.

No mercado atual, já existem rações comerciais para alimentação desses animais, porém, não são todas que possuem a quantidade adequada de fibras em sua composição. Mesmo as melhores rações não devem ser fornecidas de forma exclusiva e sim, como parte da dieta.

De acordo com Aguilar et al. (2007), em casos de animais com baixa ingestão de fibras na dieta, pode ocorrer hipomotilidade gástrica, que facilita o surgimento de aglutinações dos pelos que acabam sendo ingeridos no momento da auto-higienização dos animais. Em seguida, há formação de uma massa compacta grande (tricobezoar) com o surgimento de uma obstrução gástrica ou intestinal, que pode ser confirmada por meio de exame radiográfico. O autor ainda sugere a

administração de produtos para gatos para evitar formação de bolas de pelos, como forma profilática, ratificando o protocolo que foi adotado no caso, com a administração de Malt Past® para essa finalidade.

Nos casos de constipação em coelhos, pode se adotar um extenso protocolo para melhora do quadro clínico, sendo ele composto por suco de abacaxi, maçã, mamão, papinha de neném comercial, restrição de grãos, produtos anti-gases, analgésico, antibióticos, fluidoterapia, sondagem gástrica, enemas e estimulantes gastrintestinais, em especial o uso de metoclopramida, lactose e cisaprida, sendo o médico veterinário responsável por avaliar a situação e real necessidade de cada tratamento proposto.

O fornecimento de feno aos coelhos é de grande importância para melhor funcionamento do seu sistema digestório. Como dito anteriormente, os coelhos são animais herbívoros e estão aptos a consumir matéria vegetal. A fibra do feno é indicada, pois irá auxiliar desde o desgaste dentário, o peristaltismo, até a regularização da microbiota intestinal para melhor digestão (SILVA, 2012). No caso em questão, não era fornecido feno ao animal, mas poderia ter sido indicado como dieta base após melhora do quadro clínico, sendo uma medida profilática para prevenção de novas constipações.

A administração do suco de abacaxi natural foi adotada no tratamento desse caso e é indicada por possuir enzimas proteolíticas em sua composição, que ajudam na digestão, pois podem desfazer a matriz dos pelos ingeridos (QUINTON, 2005, AGUILAR et al., 2007), além de contribuir pelo fato de ser fonte de energia e melhorar a hidratação do animal. A quantidade fornecida normalmente é empírica, sendo necessária atenção, pois grandes quantidades em uma única administração forçada pode trazer maior desconforto para o animal pela distensão gástrica causada.

Em casos em que o quadro não tenha resolução médica e já tiver ocorrido uma compactação, a opção é intervenção cirúrgica para remoção da massa que está obstruindo. Aguilar et al. (2007) e Quesenberry et al. (2011) ainda afirmam que

mesmo nos casos em que a retirada cirúrgica é o tratamento mais indicado para restabelecimento do paciente, a porcentagem de êxito é muito baixa com essa manobra.

O tratamento prescrito pelo médico veterinário que atendeu o animal anteriormente pode ter contribuído para uma piora do quadro clínico do animal, pois alguns fármacos são reportados como tóxicos para os coelhos, dentre eles está a Amoxicilina, que segundo Carpenter (2010) é responsável por causar enterites e enterotoxemias em coelhos. Esse fato nos mostra que o atendimento médico veterinário precisa ser de muita responsabilidade e o conhecimento sobre anatomia, fisiologia e particularidades da espécie que está atendendo e a constante atualização sobre novas terapias e condutas frente às afecções são de suma importância para atuação da profissão.

### **Conclusão**

Sempre que o proprietário for adquirir um novo animal de estimação é de suma importância uma primeira consulta com o médico veterinário, para adquirir informações sobre aquela determinada espécie, a fim de evitar problemas futuros devido a erros de manejo. Problemas gastrintestinais em coelhos são relativamente comuns na rotina clínica desses animais. O prognóstico favorável é intimamente ligado com a rapidez que o proprietário procura atendimento e a capacitação do médico veterinário em diagnosticar corretamente e promover tratamento adequado.

### **3.3 Caso Clínico: Calopsita (*Nymphicus hollandicus*) com Hepatopatia.**

O animal em questão é uma Calopsita (*Nymphicus hollandicus*) de aproximadamente 2 anos, atendida no LAPAS.

O proprietário relatou na anamnese que o animal teve um conflito com o gato que também vive na mesma casa e que após essa briga a ave apresentou

dificuldade respiratória. Por indicação de um balconista de uma casa de ração, a proprietária vinha há um mês administrando, via oral, suplemento a base de ferro, mas não soube informar à dose que estava fornecendo ao animal, não havendo relação com a queixa principal.

A calopsita se alimentava de mistura de sementes, pão, girassol e eventualmente banana. Vivia em gaiola, que ficava no quintal da casa, com acesso ao sol.

No exame físico do animal não foi observado nenhuma alteração digna de nota, os membros e asas se encontravam íntegros, sem nenhuma lesão lacerativa pelo corpo.

Optou-se pela realização de uma radiografia, para avaliação geral da ave e confirmação que o conflito com o gato não resultou em nenhuma lesão ao animal. Na radiografia com posição ventrodorsal, não foi evidenciado nenhuma alteração musculoesquelética, porém foi observada hepatomegalia acentuada (**figura 3**).



**Figura 3.** Calopsita, 2 anos, com dificuldade respiratória. Fígado com aumento de volume acentuado, sem definição de ampulheta hepática.

O tratamento adotado pela residente médica veterinária responsável pelo caso foi a prescrição de silimarina 150 mg/kg/BID, que é um fitoterápico que tem como função restaurar e proteger o fígado, com administração até novas recomendações. Foi agendado retorno para após 6 meses de tratamento.

### **Discussão**

A queixa principal do proprietário nesse caso não condiz com o achado clínico da ave. No primeiro momento, foram investigados possíveis traumas provenientes da briga com o outro animal, porém não foi observada nenhuma lesão que pudesse ser resultante da briga.

Optou-se pelo exame de RX para avaliação geral do animal e como achado clínico foi observado hepatomegalia severa, já que não foi possível ver a silhueta

hepática, que é algo esperado em radiografias de cavidade celomática das aves, além de ser evidente a diminuição do espaço dos sacos aéreos torácicos.

A dispneia relatada pelo proprietário pode ter sido ocasionada pela briga com o gato. No momento de estresse, os batimentos cardíacos ficam mais elevados e os movimentos respiratórios mais curtos e rápidos, e essa situação pode ter sido interpretada pelo tutor como uma dificuldade respiratória. Também pode ter ocorrido um desequilíbrio da homeostasia respiratória, que apesar de ter comprometimento dos sacos aéreos torácicos, estava se sustentando até o animal ter passado por esse estresse agudo que resultou em instabilidade respiratória.

As causas de hepatomegalia em aves são diversas, podem ocorrer por hepatites bacterianas, hepatites virais, tumores hepáticos, lipidose hepática, hepatopatia iatrogênicas (JEPSON, 2010). No caso clínico em questão, a hepatomegalia pode ser resultado devido à um com acúmulo de lipídios no fígado.

Outra causa, a ser considerada como iatrogênica que deve ser relacionada é o uso de suplementação de ferro, que foi realizado pelo proprietário, sem orientação médica veterinária, e como o mesmo não soube informar as doses utilizadas, pode ter ocorrido uma superdosagem, além do tempo de administração ter sido longo. O excesso de ferro pode causar hemocromatose, apesar dessa enfermidade ser rara em psitacíformes. A hemocromatose ocorre pelo depósito de hemossiderina no fígado e em diversos órgãos, resultando em disfunção das atividades do fígado e podendo causar hepatomegalia (CUBAS et al., 2014). Ainda existem doenças importantes relacionadas a quadros de hepatomegalia, em especial a clamidiose, causada por *Chlamydia psittaci*, que é a principal zoonose transmitida por aves (CUBAS et al., 2006; JEPSON, 2010).

A melhor avaliação do animal com exames de hemograma e bioquímico para avaliação geral da ave e constatação de infecções ou enzimas hepáticas elevadas e posteriormente a discussão com o proprietário sobre a importância da realização da reação em cadeia pela polimerase detecção de *C. psittaci* poderiam ter sido abortados nesse caso.

O tratamento escolhido foi de acordo com o que indica Carpenter (2010), com o uso de silimarina nas doses de 100-150mg/kg VO, para atuar como antioxidante hepático. Entretanto, outros fármacos poderiam ter sido associados para melhor complementar e intensificar o tratamento como Hepvet® (Indicado para auxiliar no metabolismo de gorduras e proteínas) ou SAME (antioxidante hepático) (*informação verbal*)<sup>1</sup>.

<sup>1</sup> Informação fornecida por Médico Veterinário Fábio Franco, durante estágio realizado na GAIAVET

## **Conclusão**

Na rotina clínica de atendimento médico veterinário não é incomum o proprietário relatar uma queixa e, durante o atendimento, o clínico ter outro achado diagnóstico. No caso em questão o diagnóstico não foi conclusivo e poderia ter sido melhor explorado. É importante observar a indicação indiscriminada de medicamentos por parte de comerciantes de lojas agropecuárias, que pode ter sido um agravante no caso clínico da ave, sendo essa prática ilegal, porém, infelizmente rotineira.

### **3.4 Caso Clínico: Prolapso peniano em jabuti piranga (*Chelonoidis carbonaria*)**

O animal em questão é um jabuti piranga (*Chelonoidis carbonaria*), que foi trazido à clínica Gaiavet pelo seu proprietário. Animal macho, com aproximadamente 10 anos de idade, com 3,150 kg.

A proprietária notou, no dia anterior ao atendimento, que o animal estava apático e com alguma estrutura prolapsada na região da cloaca. Pelo ambiente que o animal vive, foram observadas manchas de sangue em pequenas quantidades e

em vários locais. A proprietária relatou que já havia ocorrido situação semelhante, mas o prolapso era de forma parcial e o animal teria recolhido sem dificuldade.

O jabuti era alimentado basicamente com ração de cachorro e alface e eventualmente eram fornecidas frutas e vegetais. O ambiente que o animal vive é um recinto com piso e areia. Tem acesso ao sol.

No momento da consulta, pode se constatar que realmente se tratava de um prolapso e era de origem peniana (**figura 4**).



**Figura 4.** Jabuti, Macho, 10 anos. Prolapso peniano.

Em um primeiro momento, a opção de tratamento foi tentar a terapia conservativa, que seria reintroduzir o pênis e suturar com “bolsa de tabaco” a cloaca, para evitar a reexposição do pênis. Antes dessa manobra, como o pênis estava um pouco edemaciado, foram aplicadas compressas de água gelada e açúcar cristal, para tentar diminuir o edema, porém, após algumas tentativas, não houve sucesso e então optou-se por realização da penectomia.

Na penectomia, a anestesia foi realizada com o uso de isoflurano na indução e na manutenção anestésica, e anestesia epidural com o uso de lidocaína.

A cirurgia se baseou em ligadura dos corpos cavernosos, individualmente. Em seguida o pênis foi pinçado com pinças hemostáticas (**figura 5**) e foi realizada incisão e amputação logo abaixo das pinças (**figura 6**). O coto restante foi suturado com pontos simples, isolado e recolocado novamente no interior da cloaca.

No pós-operatório o animal recebeu cuidados de enfermagem e foi colocado em lugar confortável e aquecido. Os medicamentos utilizados foram: meloxicam 0,2 mg/kg, como antiinflamatório e analgésico, com duração em répteis de 24h e enrofloxacina LA 5mg/kg, como antibiótico de amplo espectro.

O animal ficou internado na clínica por um dia. Após esse período, recebeu alta em bom estado geral e foi solicitado a proprietária que informasse quando ocorresse a primeira alimentação e defecação após a cirurgia.



**Figura 5.** Jabuti, macho, 10 anos. Prolapso peniano. Após ligadura dos corpos cavernosos, o pênis foi pinçado com pinças hemostáticas.



**Figura 6.** Jabuti, macho, 10 anos. Prolapso peniano. Após amputação do pênis, o coto restante foi suturado com pontos simples isolado.

## Discussão

O prolapso peniano em répteis é uma afecção relativamente comum na clínica de animais selvagens, em especial nos jabutis. As causas que podem ter levado à ocorrência de prolapso peniano são variadas, podendo ser trauma peniano, deficiências nutricionais ou corpos estranhos que estimularam o peristaltismo e resultaram no prolapso de pênis.

Ainda há outras causas de prolapso peniano, como constipação intestinal, hiperparatireoidismo secundário nutricional, urólitos cloacais ou parasitas (CUBAS et al., 2014).

Jepson (2010) indica, como exame complementar e, casos de prolapso peniano, de oviduto ou intestinal, a realização de radiografia da cavidade celomática. Não foi realizado nenhum exame complementar antes da penectomia. A radiografia

nesse caso teria sido importante, pois poderia elucidar a causa do prolapso peniano, evidenciando, por exemplo, presença de corpos estranhos.

O tratamento conservativo é sempre a primeira escolha para o atendimento inicial do paciente, salvo os casos em que o animal chega com o pênis necrótico, não sendo mais viável sua recolocação. Baseia-se na limpeza, lubrificação e reposição do pênis para dentro da cloaca, porém, quando o pênis estiver edemaciado, podem ser aplicadas compressas de água fria e agentes higroscópicos e hipertônicos, como geleia de açúcar, antes de tentar recolocar o pênis, a fim de reduzir ao máximo o edema (CUBAS et al., 2006). Esse tratamento conservativo confirma o protocolo utilizado inicialmente no caso clínico em questão, porém, mesmo utilizando as técnicas que são indicadas em literatura, não houve sucesso devido ao pênis estar muito edemaciado e não ocorrer regressão.

Após a reposição do pênis ou após amputação e recolocação do coto para dentro da cloaca, é recomendado que se faça uma sutura em forma de bolsa de tabaco ou sutura transversa perpendicular a cada borda da abertura cloacal. Apesar da médica veterinária responsável por esse caso ter optado por não realizar essas suturas, elas são necessárias para que o animal não faça prolapso de pênis ou de coto peniano logo em seguida à manobra. Essa sutura é normalmente deixada por duas semanas e deve ser segura, porém frouxa o suficiente para eliminação de fezes e urato.

### **Conclusão**

Existem técnicas conservativas e cirúrgicas para o atendimento de prolapsos penianos em jabutis. O médico veterinário precisa avaliar a situação, a viabilidade do pênis e escolher o melhor tratamento. Nesse caso, a causa do prolapso não foi esclarecida, porém, a intervenção cirúrgica foi realizada com sucesso e o animal recebeu alta com bom estado geral.

### 3.5 Caso Clínico: Retenção de ovo em calopsita (*Nymphicus hollandicus*).

O animal em questão é uma calopsita (*Nymphicus hollandicus*), que foi trazido à clínica Gaiavet pelo seu proprietário. Fêmea, com aproximadamente 1 ano e 87g.

O proprietário relatou que a ave estava prostrada, com comportamento alterado (agressiva), procurando cantos escuros pela casa e não se alimentando de forma regular.

O manejo alimentar era baseado por alpiste e girassol, vive em gaiola e tem acesso livre pela casa, em alguns períodos do dia. Como contactante, tem outra calopsita, vivem juntas na mesma gaiola, que possui poleiros, comedouros, bebedouro e brinquedos. Não possuía nenhuma espécie de ninho ou “casinha”.

No exame físico do animal pode ser constatado aumento de volume em cavidade celomática, com consistência firme e pouco móvel. Foi realizado RX da ave, para investigar a causa desse aumento de volume. Na radiografia, foi observada presença de um ovo já formado (**Figura 7**).



**Figura 7.** Calopsita, Fêmea, 1 ano. Presença de um ovo formado.

Após a constatação da presença do ovo formado, optou-se por tratamento conservativo, que se baseou em aplicações de cálcio 10% 7mg/kg, IM, dose única e ocitocina 10UI/kg IM, uma dose aplicada após uma hora da aplicação do cálcio e uma segunda dose aplicada duas horas após a primeira aplicação de ocitocina.

A ave foi mantida em local escuro e aquecido. No dia seguinte pela manhã, foi constatado que a postura havia acontecido, sem a necessidade de intervenção cirúrgica e sem maiores problemas. No final desse dia, o animal já estava se alimentando e recebeu alta.

### **Discussão**

Quando a calopsita foi trazida para atendimento médico veterinário, os proprietários não sabiam que o animal era fêmea, pois até então a ave não havia botado em nenhuma outra ocasião.

O comportamento apresentado pela ave, com agressividade e procura por lugares mais escuros da casa, além de diminuir a frequência de alimentação, levou

ao médico veterinário a suspeitar que o animal pudesse estar com retenção de ovo, visto que na gaiola não havia nenhum local apropriado para postura e os sintomas são indícios dessa afecção.

Quando se suspeita que a ave possa estar retendo ovo, além do histórico e anamnese, o exame físico com a palpação da cavidade celomática é indicado para verificar se existe aumento de volume e o exame radiográfico é necessário para confirmar a suspeita (CUBAS et al., 2014; PEREIRA et al., 2015).

As causas para retenção de ovos são diversas, desde erros de manejo, como pode ter ocorrido no caso em questão, pela falta de ninho na gaiola, até por produção excessiva de ovos, estresse e deficiências nutricionais, em especial hipocalcemia. A deficiência de cálcio pode ser um fator importante a ser analisado, pois o cálcio está intimamente ligado com a formação completa do ovo. A análise do cálcio sérico pode ser um dado importante para descobrir a causa da retenção (JEPSON, 2010) e a suplementação na dose de 5-10 mg/kg é indicada (CARPENTER, 2010; MITCHELL & TULLY, 2009).

O tratamento é baseado em aplicações de cálcio e ocitocina para estimular a postura, como foi feito no caso em questão. Primeiramente é indicada a aplicação de cálcio IM e em seguida, a aplicação de ocitocina IM, que pode ser repetida a cada 60 minutos. Fica a critério do médico veterinário quantas repetições serão feitas até a opção por intervenção cirúrgica. Mitchell & Tully (2009) indicam ainda o uso de gel de prostaglandina E<sub>2</sub> na região dorsal da cloaca, para relaxamento do esfíncter uterovaginal e aumento das contrações uterinas.

### **Conclusão**

Os casos de retenção de ovos podem ser resolvidos com tranquilidade com o protocolo de associação de cálcio e ocitocina, porém, existem situações em que a intervenção cirúrgica é necessária, sendo o médico veterinário responsável por analisar o estado de saúde geral do animal e as condições de formação do ovo. No caso em questão, o protocolo adotado foi satisfatório.

#### **4. RECOMENDAÇÕES E CONCLUSÕES**

O estágio curricular foi realizado na área de interesse da graduanda sendo que cada local foi escolhido de acordo com as diferentes áreas de atuação em medicina de animais selvagens, com as experiências vividas por outros universitários e orientações do professor responsável. Outro fator que influenciou na escolha dos locais foram as oportunidades futuras de trabalho e a realização de residência.

Todos os lugares que em que foram realizados os estágios curriculares foram satisfatórios, com rotinas interessantes, com recursos e abordagem clínicas diferenciadas entre si e com a possibilidade da graduanda praticar conhecimentos teóricos e práticos.

Durante todo o período de estágio, notou-se grande evolução teórica e prática dos conhecimentos previamente adquiridos na graduação. Além disso, a convivência com profissionais de outros locais trouxe novas experiências e condutas inovadoras.

## Referências

- AGUILAR. R. et al. **Atlas de Medicina, Terapêutica e Patologia de Animais Exóticos**. São Caetano do Sul, SP: Interbook, 2007. 375 p.
- ALVES, G. G. et al. **Surto de botulismo tipo C em frangos na cidade de Pancas, Espírito Santo, Brasil**. Ciências Agrárias, Londrina, v. 34, n. 1, p. 355-358, jan./fev. 2013
- CARPENTER, J. W. **Formulário de Animais Exóticos**. São Paulo: MedVet, 2010. 578 p.
- CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens –Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2006.
- CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens –Medicina Veterinária**. 2º Ed. São Paulo: Roca, 2014.
- JEPSON, L. **Clínica de Animais Exóticos: Referência Rápida**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.
- LOBATO et al. **Botulismo tipo C em perus em Minas Gerais, Brasil**. Ciência Rural Online. Santa Maria, 2008.
- MITCHELL, M. A; TULLY, T. N. **Manual of Exotic Pet Practice**. Missouri: Saunders, 2009. 288 p.
- PEREIRA, F.M.A.M. **Histerotomia para tratamento de distocia em um pavão-azul**. In: Congresso da Sociedade de Zoológicos e Aquários do Brasil, 2015, Foz do Iguaçu, PR. < <http://szb.org.br/resumos2015.html>> Acesso em: 02 de Novembro de 2016.
- QUESENBERRY. K, E. et al. **Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clínica Medicine and Surgery**. 2ed. Missouri: Saunders, 2011. 461 p.
- QUINTON. J, F. **Novos Animais de Estimação: Pequenos Mamíferos**. São Paulo: Roca, 2005. 263 p.

SILVA. V, L, G. **Estase Gastrointestinal no Coelho**. 115f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa. 2012.