

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL

Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*, Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso.

Ana Julia Vidal Placa

Orientador: Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe

Relatório do Estágio Curricular em Prática Veterinária apresentado à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Campus de Jaboticabal, Unesp, para graduação em Medicina Veterinária

Jaboticabal – SP

2º semestre de 2024

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL**

RELATÓRIO FINAL DO ESTÁGIO CURRICULAR OBRIGATÓRIO DO CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA, REALIZADO JUNTO À CLÍNICA VETERINÁRIA PRONTVET – LENÇÓIS PAULISTA – SP E AO PARQUE ZOOLOGICO MUNICIPAL DE BAURU – BAURU – SP.

Caso de interesse: Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*, Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso.

Ana Julia Vidal Placa

Orientador: Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe
Supervisor(es): M.V. Thiago Ramos Netto
M.V. Lauro Leite Soares Neto

JABOTICABAL – S.P.
2º SEMESTRE DE 2024

P697m Placa, Ana Julia Vidal

Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*, Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso. / Ana Julia Vidal Placa. -- Jaboticabal, 2024

45 p.

Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado - Medicina Veterinária) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Estevam Guilherme Lux Hoppe

1. Pinguins. 2. Animais de zoologico Doenças. 3. Plasmodium. 4. Aspergillus. 5. Aves marinhas. I. Título.

Ana Julia Vidal Placa

Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*, Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso.

Relatório de Estágio Curricular em Prática Veterinária apresentada à Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientador: Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe

Coorientador (se houver):

Área de Concentração:

Data da defesa: 06/12/24

(X) Aprovado

() Reprovado

Banca Examinadora:

Documento assinado digitalmente
 ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE
Data: 10/12/2024 15:27:08-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe

UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal

Documento assinado digitalmente
 LÍVIA PERLES
Data: 10/12/2024 14:13:57-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dra. Lívia Perles

University of Bari Aldo Moro

Documento assinado digitalmente
 FERNANDA MARA ARAGAO MACEDO PEREIRA
Data: 10/12/2024 12:48:40-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dra. Fernanda Mara Aragão Macedo Pereira

Parque zoológico municipal de Bauru

Documento assinado digitalmente
 PAOLA CASTRO MORAES
Data: 10/12/2024 16:26:37-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof.^a Dr.^a Paola Castro Moraes
CEGRA

Agradecimentos

Agradeço à minha família, amigos, colegas e professores por todo apoio e incentivo que tive durante minha graduação.

Sumário

I. Relatório	8
1. Introdução	9
2. Descrição dos locais de estágio	9
2.1. ProntVet.....	9
2.2. Zoológico de Bauru	12
3. Descrição das atividades.....	14
3.1. ProntVet.....	14
3.2. Zoológico de Bauru	16
4. Discussão das atividades desenvolvidas	18
5. Considerações finais	19
II. Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i> , Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso.	20
1. Introdução	21
2. Revisão de literatura	22
2.1. Pinguins de Magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>)	22
2.2. Aspergilose (<i>Aspergillus</i> spp.)	23
2.3. Malária aviária (<i>Plasmodium</i> spp.)	26
2.4. Megabacteriose (<i>Macrorhabdus ornithogaster</i>).....	29
3. Relato de caso	32
4. Discussão.....	37
5. Conclusão	39
6. Referências	40

Lista de Figuras

Figura 1: Dependências Pront Vet. Fachada da clínica.	10
Figura 2: Dependências Pront Vet. A) Consultório 1. B) Consultório 2.	10
Figura 3: Dependências Pront Vet. A) Sala de internação de doenças infecciosas. B) Sala de internação comum.....	11
Figura 4: Dependências Pront Vet. A e B) Sala raio – x. C) Centro cirúrgico.....	11
Figura 5: Dependências Pront Vet. A) Laboratório. B) Microscópio óptico.....	12
Figura 6: Entrada do parque municipal zoológico de Bauru.	13
Figura 7: Dependências do setor veterinário do parque zoológico de Bauru. A) Laboratório. B) Sala de procedimentos/enfermaria.	13
Figura 8: Dependências do setor veterinário do parque zoológico de Bauru. A) Centro cirúrgico. B) Sala de preparo pré-cirúrgico. C) Sala da estufa de esterilização.	14
Figura 9: Acompanhamento de procedimento cirúrgico para remoção de tumor em região axilar direita de um cão. A) Coloração de linfonodo satélite com corante azul de metileno. B) Exérese tumoral. C) Realização de eletro quimioterapia pós-cirúrgica.	15
Figura 10: Rotina clínica. A) Animal com úlcera de córnea, positivo no teste de fluoresceína. B) Troca de curativos de paciente internado. C) Aplicação de soro subcutâneo em paciente geriátrico.....	16
Figura 11: Exames complementares A) Raio- X de neonato com trauma crânio encefálico. B) Endoscopia de paciente com suspeita de corpo estranho em estomago. C) Cápsulas ovígeras de <i>Dipylidium caninum</i> em lamina de cão SRD.	16
Figura 12: Rotina clínica. A) Alimentação de filhote de ouriço-cacheiro (<i>Coendou spinosus</i>) B) Alimentação de filhote de sagui-do-tufo-preto (<i>Callithrix penicillata</i>). ...	17
Figura 13: Realização de exames complementares A) Eletrocardiograma performedo em píton-bola (<i>Python regius</i>) B) Eletrocardiograma performedo em Jaritataca (<i>Conepatus semistriatus</i>) C) Exame de ultrassom realizado em Jaguatirica (<i>Leopardus pardalis</i>).....	17
Figura 14: Exame físico e coleta A) Animal apresentando escore corporal baixo notado pela quase ausência de musculatura peitoral. B) Coleta de sangue para realização de exames complementares.	34
Figura 15: Presença de estruturas com formato de “cigarro”, característica de <i>Macrohrabdu ornithogaster</i> , no esfregaço de fezes corado com coloração gram de um pinguim-de-magalhães.....	34
Figura 16: Esfregaço sanguíneo de um pinguim-de-Magalhães com hemácia contendo estrutura intracitoplasmática compatível com <i>Plasmodium</i> spp.	35
Figura 17: Lesões granulomatosas cavitárias em um pinguim-de-Magalhães A) Granuloma branco esverdeado em musculatura B) Nódulos brancos difusos em sacos aéreos.	36
Figura 18: Lesões granulomatosas cavitárias em um pinguim-de-Magalhães. A) Pulmão com infiltrado granulomatoso difuso. B) Nódulo castanho-claro em lobo pulmonar direito.....	36
Figura 19: Alterações cardíacas no exame post morte de um pinguim-de-Magalhães A) Hidro pericárdio B) Coração apresentando edema.....	37

I. Relatório

1. Introdução

O presente relatório refere-se às atividades desenvolvidas durante o estágio obrigatório em prática veterinária no período que correspondeu entre 05 de agosto a 20 de novembro, com carga horária total de 600 horas, pela graduanda Ana Julia Vidal Placa. As atividades foram realizadas em dois locais diferentes. A primeira parte foi realizada na clínica veterinária “ProntVet” de 05 de agosto a 27 de setembro sob supervisão do M.V. Thiago Ramos Netto, totalizando 328 horas. A segunda parte foi realizada no “Parque zoológico municipal de Bauru” no período de 01 de outubro a 01 de novembro, sob supervisão do M.V. Lauro Leite Soares Neto, totalizando 192 horas. A finalização do período de estágio foi feita novamente na clínica veterinária “ProntVet” sob supervisão do M.V. Thiago Ramos Netto, no período de 04 de novembro a 20 de novembro totalizando 96 horas.

2. Descrição dos locais de estágio

2.1. ProntVet

A clínica veterinária ProntVet localiza-se na rua Piedade, 689 - Centro, no município de Lençóis Paulista, São Paulo. Possui funcionamento 24 horas, com serviço de atendimento clínico, cirúrgico, internação, loja de rações, medicamentos e banho e tosa, atendendo majoritariamente cães e gatos.

Com relação à infraestrutura, o local conta com uma área de espera localizada após a entrada principal, com acesso à loja e ao balcão de recepção. Após a segunda porta, há um corredor que liga a recepção com as demais áreas da clínica (Figura 1).

Figura 1: Dependências Pront Vet. Fachada da clínica.



Fonte: <https://lh3.googleusercontent.com/p/AF1QipObeOZORIX0fs7ljdgPcTG2fEhJiX5Kp-n6HLLP=s680-w680-h510>

Nessa área há dois consultórios equipados com escrivaninha, cadeiras, computador, geladeira, mesa para exames, pia para higienização das mãos e equipamentos médicos veterinários como balança, Doppler, termômetro, entre outros (Figura 2).

Figura 2: Dependências Pront Vet. A) Consultório 1. B) Consultório 2.



Fonte: Arquivo pessoal.

Há duas salas de internação, sendo a primeira de uso exclusivo de animais com suspeita ou confirmação de doenças infecciosas, contando com 10 baias, mesa de atendimento e pia, e a outra para as internações no geral, contando com 6 baias, duas mesas de atendimento, bomba de infusão e demais equipamentos veterinários.

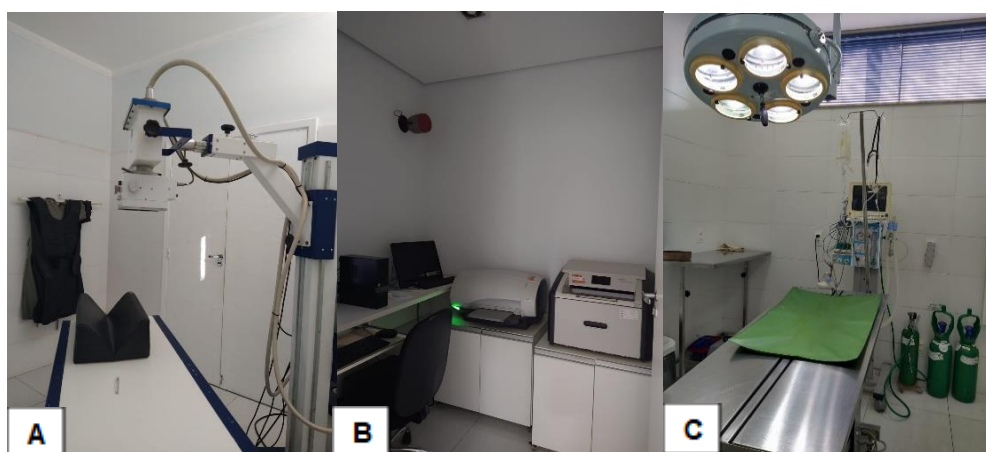
Figura 3: Dependências Pront Vet. A) Sala de internação de doenças infecciosas. B) Sala de internação comum.



Fonte: Arquivo pessoal

Seguindo o corredor há a sala onde são armazenados os medicamentos, vacinas e suprimentos de uso rotineiro como talas, luvas, sondas, gaze entre outros. Ao lado há a entrada da sala de raio-x, que conta com computadores e aparelho de raio-x digital. A sala comunica-se com o centro cirúrgico, que possui mesa cirúrgica pantográfica, aparelho de anestesia inalatória e demais suprimentos necessários, tendo uma segunda porta que o comunica com a sala da autoclave, a sala onde os animais são mantidos durante o preparo pré-anestésico e a sala de higienização e preparo pré-cirúrgico (Figura 4).

Figura 4: Dependências Pront Vet. A e B) Sala raio – x. C) Centro cirúrgico.



Fonte: Arquivo Pessoal

Subindo as escadas encontram-se o escritório, cozinha, banheiro, lavanderia e o laboratório de análises clínicas. O laboratório é equipado com microscópio óptico, analisador hematológico, analisador bioquímico automático e computador (Figura 5).

Figura 5: Dependências Pront Vet. A) Laboratório. B) Microscópio óptico.



Fonte: Arquivo pessoal.

A equipe é composta por 3 veterinários fixos, sendo 2 proprietários do local e 1 responsável pelo laboratório. Os demais profissionais atendem em dias específicos e alternados da semana. Além disso a clínica conta com o atendimento de veterinários especializados nas áreas de ortopedia, dermatologia, diagnóstico por imagem, cardiologia, oftalmologia, endocrinologia, pets não convencionais e gatos, de acordo com a demanda de consultas.

2.2. Zoológico de Bauru

O Parque Zoológico Municipal de Bauru está localizado na Rodovia Comandante João Ribeiro de Barros (SP-225) km 232, na cidade de Bauru, São Paulo. O Zoológico fica aberto às visitas de terça a sexta-feira das 8:00 às 16:00, e aos sábados, domingos e feriados das 8:00 às 17:00. O estágio foi realizado no setor veterinário do zoológico.

Figura 6: Entrada do parque municipal zoológico de Bauru.



Fonte: https://www2.bauru.sp.gov.br/semma/unidades_ambientais/zoologico.aspx

Com relação à infraestrutura, o local conta com um consultório onde são preparadas as medicações para administração nos animais, e feitos os exames físico e complementares. Ao lado há uma sala de raio-x e ultrassom onde o veterinário especializado realiza exames de rotina de acordo com a demanda.

Seguindo o corredor a direita encontra-se o laboratório equipado com um microscópio óptico, analisador hematológico, analisador bioquímico automático e computador, onde os exames hematológicos são realizados (Figura 7).

Figura 7: Dependências do setor veterinário do parque zoológico de Bauru. A) Laboratório. B) Sala de procedimentos/enfermaria.



Fonte: Arquivo pessoal.

Mais à frente fica a cozinha, os banheiros e o escritório onde os veterinários ficam e onde se mantém os documentos e fichas de todos os animais mantidos no zoológico. Seguindo o corredor a esquerda encontramos o centro cirúrgico equipado com aparelho de anestesia inalatória, monitoração anestésica e antessala com pia para preparo pré-cirúrgico. Logo após há uma sala com estufa esterilizadora, a sala

de expurgo que é utilizada como uma sala de internação, onde são preparadas as “papinhas” dos neonatos alojados no setor, a lavanderia e a enfermaria onde é mantido o estoque de medicamentos (Figura 8).

Figura 8: Dependências do setor veterinário do parque zoológico de Bauru. A) Centro cirúrgico. B) Sala de preparo pré-cirúrgio. C) Sala da estufa de esterilização.



Fonte: Arquivo pessoal.

Na área externa há uma sala que serve como depósito para os insumos e equipamentos extras. Como também, a sala de necropsia equipada com mesa de necropsia e freezer para o alojamento dos animais.

Os animais em tratamento, quarentena ou que não possuem recinto na aérea de visitação são mantidos em áreas separadas sendo elas: o prédio da internação, onde os animais em tratamento são alojados, a sala de quarentena, e os recintos extra 1 e 2, que alojam não só os animais em tratamento como animais que não podem ficar em seus recintos de origem por diversos motivos, como reformas ou incompatibilidade com os outros animais.

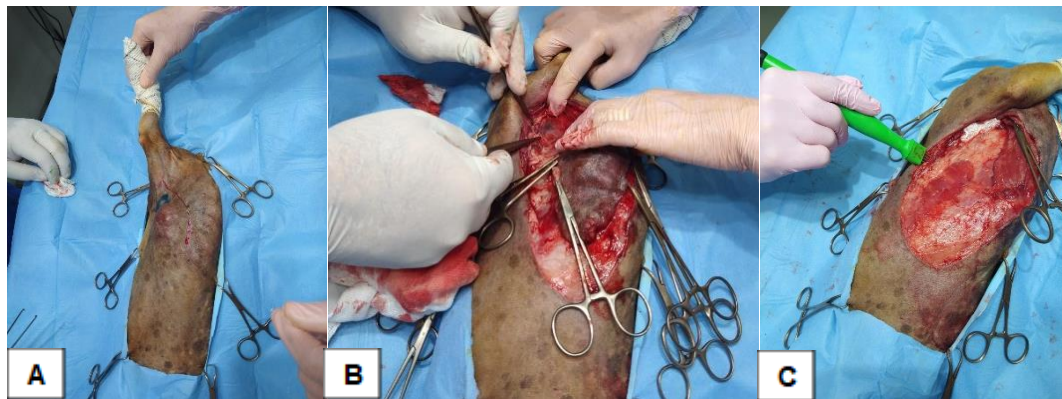
3. Descrição das atividades

3.1. ProntVet

No início do dia são administradas as medicações nos animais internados, seguindo as orientações dos veterinários responsáveis. Além disso é feita a troca de decúbito de animais impossibilitados de se mover, limpeza das baias e troca de tapetes higiênicos, higienização dos potes de água e ração, monitoramento de glicemia, temperatura, pressão, frequência cardíaca e respiratória de acordo com as necessidades de cada paciente. São coletados exames hematológicos e realizados exames de imagem nos pacientes conforme a demanda.

Os procedimentos cirúrgicos geralmente são agendados para o período da manhã. O paciente chega, é direcionado para uma sala adjunta ao centro cirúrgico onde é aplicada medicação pré-anestésica, é colocado acesso venoso e espera-se até o início do ato cirúrgico que se estende na sala ao lado. Durante as cirurgias o estagiário é responsável por monitorar os sinais vitais do paciente juntamente com o veterinário especializado durante a anestesia, como também auxiliar o cirurgião indiretamente durante o procedimento (Figura 9).

Figura 9: Acompanhamento de procedimento cirúrgico para remoção de tumor em região axilar direita de um cão. A) Coloração de linfonodo satélite com corante azul de metileno. B) Exérese tumoral. C) Realização de eletro quimioterapia pós-cirúrgica.



Fonte: Arquivo pessoal.

As consultas clínicas ocorrem durante todo o dia, com maior ocorrência de atendimentos durante o período da tarde. Foi possível acompanhar consultas clínicas desde a anamnese, exame físico e exames complementares de animais com diversos quadros clínicos diferentes (Figura 10).

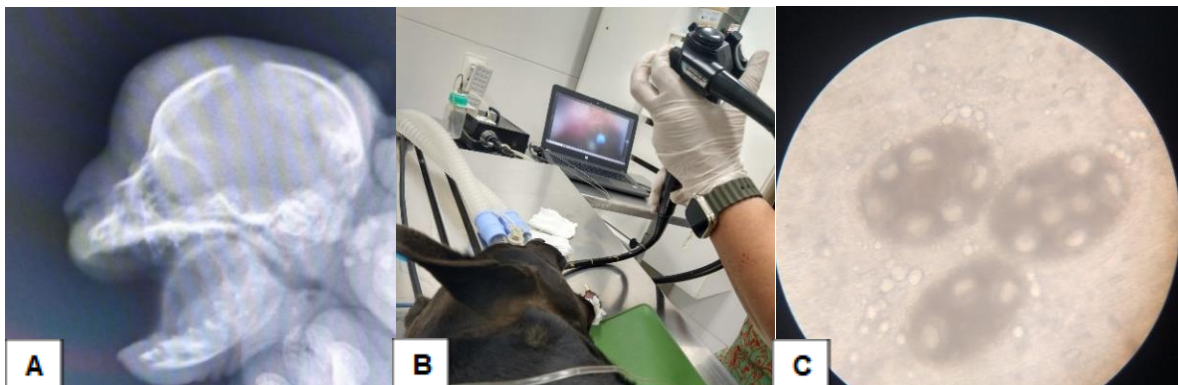
Figura 10: Rotina clínica. A) Animal com úlcera de córnea, positivo no teste de fluoresceína. B) Troca de curativos de paciente internado. C) Aplicação de soro subcutâneo em paciente geriátrico.



Fonte: Arquivo pessoal.

Os exames complementares como raio-x, ultrassom, hemograma, bioquímicos, copro-parasitológicos e urinálise são solicitados de acordo com os sinais clínicos e histórico do paciente (Figura 11).

Figura 11: Exames complementares A) Raio- X de neonato com trauma crânio encefálico. B) Endoscopia de paciente com suspeita de corpo estranho em estômago. C) Cápsulas ovíferas de *Dipylidium caninum* em lamina de cão SRD.



Fonte: Arquivo pessoal.

Quando necessários exames mais específicos, como PCR, sorologia ou exame histopatológico, o material do paciente em questão é coletado e enviado para laboratórios parceiros.

3.2. Zoológico de Bauru

No início da manhã são realizadas as medicações correspondentes indicadas nas fichas dos animais, além do que são realizadas trocas de curativos em animais com ferimentos, limpeza de gaiolas dos animais internados, e alimentação dos

neonatos que é feita a cada 2 horas ou de acordo com as necessidades da espécie (Figura 12).

Figura 12: Rotina clínica. A) Alimentação de filhote de ouriço-cacheiro (*Coendou spinosus*) B) Alimentação de filhote de sagui-do-tufo-preto (*Callithrix penicillata*).



Fonte: Arquivo pessoal.

Após o término das atividades rotineiras da manhã, são realizados exames complementares nos animais selecionados quando necessário, como radiografia, ultrassom, hemograma e bioquímicos. (Figura 13).

Figura 13: Realização de exames complementares A) Eletrocardiograma performed em píton-bola (*Python regius*) B) Eletrocardiograma performed em Jaritataka (*Conepatus semistriatus*) C) Exame de ultrassom realizado em Jaguatirica (*Leopardus pardalis*).



Fonte: Arquivo pessoal.

No período da tarde são realizadas novamente as medicações de frequência B.I.D. e coleta de exames de acordo com a demanda, assim como alimentação dos neonatos.

Todas as quartas feiras um animal do plantel é escolhido para que sejam realizados exames de rotina. Assim é coletado material para realização de exames de sangue, feita pesagem, ultrassom, radiografias, aferição de glicemia, pressão, limpeza de dentes, administração de medicações necessárias quando pertinente.

De duas a 3 vezes por semana é feita uma ronda por todo o zoológico, onde os veterinários observam os recintos em busca de eventuais problemas ou irregularidades.

4. Discussão das atividades desenvolvidas

Na clínica veterinária Prontvet foi possível acompanhar casos de rotina clínica de animais de companhia assim como administração de medicamentos e manejo de animais internados. Esse conhecimento prático nas bases de clínica e enfermagem foram muito importantes pois podem ser aplicados não só em cães e gatos como em outras espécies.

Além disso, a disponibilidade de profissionais de diversas áreas em um só local, além da alta rotatividade de animais, fez com que fosse muito mais fácil acompanhar os casos clínicos do início ao fim, permitindo a compreensão mais dinâmica e assertiva de todo o quadro dos pacientes.

No Parque zoológico municipal de Bauru foi possível aprender na prática sobre a rotina de manejo de animais silvestres mantidos em cativeiro, desde a observação de irregularidades nos recintos para que sejam providenciados reparos, até o manejo de animais em tratamento médico. Assim, foi possível acompanhar cirurgias, procedimentos como troca de curativos e colocação de talas, administração de medicamentos em diversas vias de administração e em animais de várias espécies diferentes, realização de alimentação em filhotes de aves e mamíferos, além de procedimentos mais específicos como raio-x, ultrassom, eco cardiograma e eletrocardiograma.

Além do trabalho específico de um zoológico, o local também desenvolve atividades características de um CETAS (Centro de triagem de animais silvestres). São recebidos animais apreendidos pela polícia ambiental e corpo de bombeiros provenientes de tráfico, denúncias de maus tratos, entrega voluntária e animais

acidentados encontrados em vias públicas ou em área periurbana. Esses animais então passam por uma avaliação médica para que seja providenciado o destino adequado. Em animais de vida livre adultos onde se enxerga a possibilidade de reintrodução, é feito o tratamento clínico quando necessário e a soltura é realizada após a constatação de sua recuperação.

Alguns animais chegam sem perspectiva de recuperação, ou com traumas que impossibilitariam sua sobrevivência ou independência, nesses casos é realizada a eutanásia. No caso de neonatos, os animais são cuidados e alimentados até atingirem maturidade e após é decidido se eles terão a capacidade de serem reintroduzidos ou se irão permanecer como parte do plantel do zoológico.

Animais que não fazem parte da fauna local, geralmente capturados a partir de apreensão de tráfico passam por reabilitação, tratamento e muitas vezes são inseridos nos recintos de exposição do zoo, podendo ser colocados para reprodução se houver interesse.

5. Considerações finais

O período de realização das atividades de estágio curricular em prática veterinária é essencial para a formação acadêmica e profissional do aluno, pois permite adquirir conhecimentos que são de suma importância para o seu desenvolvimento técnico. Participar ativamente da rotina clínica de pacientes com diferentes quadros clínicos e diversos níveis de gravidade de prognóstico, possibilita correlacionar as diversas áreas aprendidas durante a graduação em medicina veterinária e colocar em prática o que foi visto em aula. Além de que a inserção em diferentes locais com metodologias e rotinas variadas, permite explorar a interdisciplinaridade e senso crítico perante as situações encontradas no dia a dia.

- II. **Megabacteriose em pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*, Aves: Spheniscidae), com possível caso de malária aviária e aspergilose respiratória, um relato de caso.**

1. Introdução

O pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) é uma ave pertencente a ordem Sphenisciformes, família Spheniscidae. A espécie é listada como pouco preocupante de acordo com a lista vermelha de espécies ameaçadas. Com uma população estimada em 1.1 a 1.6 milhões de pares de indivíduos, esses pinguins se alimentam no oceano e utilizam as áreas costeiras da Argentina, Chile, Ilhas Malvinas, Uruguai e Brasil para se reproduzir (BirdLife International, 2020).

Os pinguins-de-Magalhães estão ligados diretamente ao ambiente marinho e são muito sensíveis às alterações ambientais. As principais ameaças à sua conservação são a competição por alimento com a indústria pesqueira, destruição de seus habitats, mudanças climáticas, contaminação por petróleo, captura accidental, caça predatória, colisões com embarcações, poluição e maré vermelha. Além disso animais jovens, debilitados e desidratados acabam encalhando nas praias brasileiras, e assim, muitas vezes são encaminhados a centros de reabilitação (CUBAS et al., 2014).

Os fungos do gênero *Aspergillus* podem ser isolados no solo, ar, água, alimentos, plantas, material em decomposição e superfícies. Disseminando-se pelo ar, penetram no organismo principalmente via inalatória. Geralmente ocorre em animais imunossuprimidos impedindo a eliminação dos propágulos fungos inalados. Assim a doença desenvolve-se com base na tríade fungo-hospedeiro-ambiente (CATEAU et al., 2022).

O *Plasmodium spp.* é geralmente transmitido por mosquitos dos gêneros *Aedes* e *Culex*, vetores comuns da mata atlântica, tendo as aves como hospedeiros intermediários. Pinguins da família Spheniscidae são altamente susceptíveis ao parasita, um dos causadores da malária aviária, considerada uma das principais causas de morte em pinguins de cativeiro (VALKIUNAS, 2004; VANSTREELS et al., 2014; VANSTREELS et al., 2017; BUENO et al., 2010). Apesar desse patógeno já ter sido detectado em zoos e centros de reabilitação de todo o mundo, não houve ainda relatos de sua ocorrência em pinguins de vida livre (VANSTREELS et al., 2016).

Macrorhabdus ornithogaster é uma levedura amorfa ascomiceta, que costuma causar doença proventricular em aves. Possui distribuição mundial. Foi primeiramente identificada em canários, também é comumente encontrada em psitacídeos. É comum

em aves e geralmente não gera sinais clínicos (HARRISON e LIGHTFOOT, 2006; BLAGOJEVIĆ *et al.*, 2024).

Com base no exposto, o presente relatório terá como objetivo descrever o de caso de um pinguim-de-Magalhães, que morreu no zoológico de Bauru em outubro de 2024 e as possíveis causas que levaram ao ocorrido.

2. Revisão de literatura

2.1. Pinguins-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*): Aspectos gerais e anatômicos

Essas aves têm comportamento gregário e são fiéis aos seus parceiros, podendo distingui-los por suas vocalizações. Sofrem uma muda por ano no final do período reprodutivo, que ocorre de fevereiro a abril. Os pinguins-de-Magalhães possuem os hábitos migratórios mais evidentes dentre todas as espécies. São os pinguins mais comuns na costa brasileira. Estima-se que sua longevidade seja de 25 a 30 anos, podendo chegar a até 40 anos em cativeiro, sendo os primeiros 2 anos os mais críticos à sua sobrevivência (CUBAS *et al.*, 2014; STIDWORTHY e DENK, 2018).

A alimentação dessas aves aquáticas é composta por peixes, moluscos e cefalópodes. A região de ocorrência dos pinguins-de-Magalhães é uma das principais áreas de pesca da costa brasileira, em sobreposição à área de maior abundância das anchoítas (*Engratus anchoita*), principal alimento do pinguim-de-Magalhães durante sua fase reprodutiva no Brasil (MARQUES, 2017).

Os pinguins, no geral, possuem uma densidade corpórea maior que outras aves, seus ossos não são pneumáticos, suas penas são curtas e densas com plumagem impermeável, possibilitando maior isolamento térmico. Suas patas funcionam como lemes e suas asas como nadadeiras, além de que sua musculatura peitoral é bem desenvolvida para suprir essas necessidades. Possuem traqueia bipartida após a laringe, dificultando a realização de suabes e lavados traqueais. Não possuem siringe, e os pulmões são compactos e aderidos a região dorsal do tórax. Não possuem inglúvio ou separação entre proventrículo e ventrículo. Possuem sistema porta-renal que pode afetar a farmacodinâmica de medicamentos administrados por via parenteral em membros posteriores. Possuem glândulas de sal, localizadas acima dos olhos, responsáveis pela excreção do excesso de sal obtido

pela eventual ingestão de água do mar e dieta (CUBAS *et al.*, 2014; STIDWORTHY e DENK, 2018).

2.2. Aspergilose (*Aspergillus* spp.)

O gênero *Aspergillus* compreende um dos fungos mais abundantes e distribuídos pelo mundo. Pertencem ao filo ascomiceta, classe Eurotiomycetes, ordem Eurotiales, família Aspergillaceae (KOCSUBÉ *et al.*, 2016). As espécies de *Aspergillus* são capazes de infectar uma alta gama de hospedeiros. Toleram temperaturas em volta de 37 °C e pH variando de 2,1 a 8,8. (SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015; LANGFELDT; GOLD; CHILLER, 2022; GONÇALVES *et al.*, 2024). Os *Aspergillus* causadores de aspergilose mais comuns são *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus* (ITO *et al.*, 2023). *Aspergillus nishimurae* já foi detectado em um recinto de pinguins *Spheniscus humboldti* em um zoológico na França (CATEAU *et al.*, 2022) e *Aspergillus flavi* já foi detectado em um pinguim-de-Magalhães de um centro de reabilitação no Brasil (DA SILVA FILHO *et al.*, 2015). *Aspergillus fumigatus* é um fungo saprófita encontrado no solo, ar e matéria orgânica, sendo o principal agente causador de aspergilose invasiva. Ocorre no mundo todo com exceção da Antártica. Os animais geralmente o adquirem através da inalação de esporos (conídeos) do ambiente. Fatores predisponentes como imunossupressão severa associada com outras infecções fatais contribuem para o desenvolvimento da doença. A aspergilose é uma enfermidade fúngica oportunista considerada a uma das principais causas de morte em pinguins de cativeiro (SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015; CUBAS *et al.*, 2014). Aspergilose também aparenta ter importância para pinguins de vida livre, sendo isolado *A. fumigatus* em um ninho de Pinguim-gentoo (*Pygoscelis papua*) na Antártica, que demonstrou ser taxonomicamente similar a *Aspergillus* spp. encontrados em aves e humanos imunocomprometidos (GONÇALVES *et al.*, 2024). É o fungo oportunista transmitido pelo ar mais comum (SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015).

Nas aves, os esporos de *A. fumigatus* conseguem ultrapassar as barreiras físicas iniciais penetrando em seu sistema respiratório. Características anatômicas como sacos aéreos que são pouco vascularizados e ricos em oxigênio, são o ambiente ideal para proliferação do fungo, além do epitélio ciliar limitado, ausência de diafragma e epiglote (CUBAS *et al.*, 2014; SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015). As manifestações clínicas dependem da dose infectante, distribuição dos esporos, enfermidades pré-

existentes e resposta imune do hospedeiro, e podem ser classificadas em agudas ou crônicas (SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015).

A forma aguda ocorre após a inalação de uma grande quantidade de esporos, ocorre geralmente em aves jovens, desencadeando sinais clínicos inespecíficos como anorexia, letargia, poliúria, penas eriçadas, sinais respiratórios, polidipsia, disquinesia e morte súbita. No exame *post mortem* pode se encontrar espessamento de sacos aéreos com presença de placas branco-amareladas, colônias fúngicas de coloração brancas e verde-azuladas além de necrose, pulmonar e hepatomegalia (CUBAS *et al.*, 2014; SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015).

A forma crônica é geralmente associada com imunossupressão, afetando aves mais velhas. Seus sinais clínicos são inespecíficos, porém pode ocorrer perda de peso, intolerância ao exercício associada a dispneia, e até sinais neurológicos. Na necropsia pode haver presença de granulomas branco amarelados, padrão miliar granulomatoso nos pulmões e granulomas de diversos tamanhos, podendo se disseminar para outros órgãos, além de um evidenciado espessamento dos sacos aéreos (CUBAS *et al.*, 2014; SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015).

O diagnóstico definitivo de aspergilose depende da identificação do fungo por cultura fúngica, PCR, ou morfologia típica e lesões histológicas (THOREL *et al.*, 2022). Tomografia *post mortem* já foi realizada um pinguim rei (*Aptenodytes patagonicus*), onde foram encontrados achados compatíveis com aspergilose como engrossamento de sacos aéreos, nódulos múltiplos em sacos aéreos craniais, infiltrado pulmonar e suspeita de abscesso. Posteriormente foi feita cultura fúngica e PCR encontrando o agente *A. fumigatus* (YAMADA *et al.*, 2019). Alterações como aumento da radiopacidade assimétrica no trato respiratório e aumento da definição da parede dos sacos aéreos com o espessamento destes, no raio-x, podem indicar aspergilose em caso de fase avançada da doença. Também pode ser confirmado por endoscopia, pela visualização de lesões caseosas branco amareladas em sacos aéreos. No hemograma pode se encontrar leucocitose, heterofilia em estágio inicial, monocitose com heterófilos tóxicos em estágios mais avançados da doença e linfopenia como também hiperproteinemia e hipergamaglobulinemia em infecções crônicas. (CUBAS *et al.*, 2014). No exame *post mortem* pode se observar espessamento de sacos aéreos, e placas branco-amareladas, além de colônias fúngicas brancas e azul-esverdeadas, hepatomegalia e focos de necrose pulmonar na fase aguda e na forma

crônica pode se observar padrão miliar granulomatoso nos pulmões, podendo ser observados nódulos caseosos em fígado e serosa de vísceras abdominais. Na histopatologia podem ser detectados nódulos ou placas caseosas e granulomas maciços com núcleos necróticos cercados por macrófagos, linfócitos, grandes células gigantes de corpo estranho e por uma cápsula fibrosa (CUBAS *et al.*, 2014; SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015). Também pode se utilizar de sorologia, através da combinação de marcadores sorológicos para o diagnóstico da aspergilose (ITOH *et al.*, 2023).

Geralmente o tratamento é ineficaz para essa micose pelo diagnóstico tardio da doença e agravamento do quadro por comorbidades. A terapia sistêmica pode ser realizada com antifúngicos como anfotericina B, terbinafina e fármacos azóis, porém há relatos da existência de linhagens de *A. fumigatus* resistentes a essas drogas (SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015).

Diversos estudos realizados em diferentes partes do mundo buscaram compreender a distribuição e o impacto da aspergilose em pinguins. No Brasil, no litoral paulistano, realizou-se um estudo com pinguins-de-Magalhães onde 61 animais passaram por exame *post mortem*. Desses, 3 apresentavam lesões compatíveis com doenças micóticas, como engrossamento de sacos aéreos, granulomas pulmonares além de baixo escore corporal. Dois animais foram positivos para *Aspergillus* spp. e um para *Candida palmioleophila* no diagnóstico molecular por PCR, sendo considerados os agentes fúngicos mais frequentemente isolados em aves (EWBANK *et al.*, 2021). Em um estudo realizado no Rio Grande do Sul, Brasil, com pinguins-de-Magalhães, foi testada a qualidade da água que os animais consumiam, das 40 amostras analisadas 32 foram positivas para *Aspergillus*, o que pode ser uma potencial fonte de infecção para os animais (POESTER *et al.*, 2015).

Em um zoológico francês, foi realizada uma pesquisa com pinguins-de-Humbolt (*Spheniscus humboldti*). Relatou-se que das 78 carcaças analisadas de pinguins mortos entre os anos de 2018, 2019 e 2020, 28% apresentaram sinais de aspergilose (CATEAU *et al.*, 2022). Em um estudo realizado com amostras congeladas de sistema respiratório de pinguins de zoológicos do reino unido, foi isolado *A. fumigatus* de 15/22 (63,6%) amostras de pinguins com lesões grosseiras no exame pós morte e de 1/36 (2,7 %) amostras de animais sem lesões características no *post mortem*. Dos isolados investigados, todos foram resistentes à Itraconazol (REED *et al.*, 2020).

Em uma pesquisa conduzida sobre a incidência de aspergilose em pinguins em aquários e zoológicos do Japão, foi constatado que a incidência era significativamente maior em recintos onde os animais eram alojados no exterior em contato com solo, ou animais que eram movidos para fora do recinto coberto. Concluindo-se que a enfermidade ocorria quando havia combinação de fatores de risco individuais e ambientes favoráveis a proliferação do fungo (ITOH *et al.*, 2023). *Aspergillus fumigatus* é abundante no solo e já foi detectado previamente em sistemas de ar condicionado. A partir dessa informação, em um estudo conduzido em um aquário em Hokaiko, Japão, foi possível a erradicação da doença em pinguins através da minimização do contato dos pinguins com o solo além de ser feita uma limpeza periódica do sistema de ventilação do recinto (TOYOTOME *et al.*, 2022). Na mesma região do Japão, 5 pinguins (3 pinguins rei e 2 pinguins-gentoo) foram radiografados e tomografados após apresentarem anticorpos contra *Aspergillus* spp. na sorologia. Nas radiografias foi possível observar engrossamento, dilatação e nódulos em sacos aéreos em um animal. Dois deles não apresentaram nenhuma alteração. Na tomografia foi possível observar engrossamento de sacos aéreos, calcificação, infiltração do parênquima pulmonar e em um deles nada foi encontrado. Apesar de 2 animais apresentarem achados similares tanto na radiografia quanto na tomografia somente 1 dos dois apresentou positividade na detecção molecular (ITOH *et al.*, 2020).

2.3. Malária aviária (*Plasmodium* spp.)

O *Plasmodium* é um protozoário do subgênero Haemamoeba da ordem Haemosporida, classe Aconoidasida, filo Apicomplexa, capaz de infectar eritrócitos de aves através de um hospedeiro invertebrado. Uma vez infectadas, as aves que sobrevivem a fase aguda da infecção, geralmente permanecem infectadas por toda a sua vida. A malária é a principal haemosporidiose em zoológicos devido sua distribuição mundial e alta gama de hospedeiros invertebrados (VALKIUNAS, 2004). É uma doença comum em pinguins de cativeiro ao redor do mundo, sendo relatada a primeira vez em 1927 (FIX *et al.*, 1988). Até o presente momento não foram documentados casos de malária aviária em pinguins de vida livre (VANSTREELS *et al.*, 2017). A infecção por hemospórídeos em aves geralmente é subclínica, porém em aves suscetíveis pode causar até a morte. Os hemospórídeos aviários são divididos

em 4 gêneros sendo eles: *Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Fallisia* e *Plasmodium*. Os pinguins da família Spheniscidae são particularmente sensíveis ao *Plasmodium*, principalmente o pinguim-de-Magalhães (VALKIUNAS, 2004). No Brasil já foram relatadas espécies de *Plasmodium elongatum*, *P. tejeraei*, *P. nucleophilum*, *P. cathemerium*, *P. gallinaceum*, *P. lutzi*, além de *Haemoproteus syrnii*, *H. parahaemoproteus* (SILVEIRA *et al.*, 2012; VANSTREELS *et al.*, 2014; VANSTREELS *et al.*, 2015; VANSTREELS *et al.*, 2019).

A infecção por *Plasmodium* ocorre através da inoculação de esporozoítos durante a hematofagia do hospedeiro invertebrado, geralmente mosquitos do gênero *Aedes* e *Culex*, ou por via iatrogênica pela inoculação de sangue contaminado (BUENO *et al.*, 2010; CUBAS *et al.*, 2014). O hospedeiro invertebrado inocula os esporozoítos na ave, esses invadem as células do endotélio principalmente do baço e da pele, originando criptozoítos que se rompem e liberam merozoítos, em um ciclo denominado merogonia eritrocitária primária. Com isso, os merozoítos entram na circulação sanguínea atingindo células endoteliais e mononucleadas fagocíticas em pulmões, baço, fígado, e medula óssea, formando merontes teciduais que se desenvolvem, rompem-se e liberam vários merozoítos no ciclo denominado merogonia exoeritrocitária secundária. Esses merozoítos podem seguir 4 destinos: retornar ao ciclo de merogonia exoeritrocitária secundária, realizar merogonia eritrocítica, merogonia exoeritrocítica terciária ou gametogamia (VALKIUNAS, 2004; CUBAS *et al.*, 2014).

Após o inseto hematófago ingerir os gametócitos, ocorrerá reprodução sexuada formando um zigoto que por reprodução assexuada produz esporozoítos que irão ser inoculados no hospedeiro vertebrado dando continuidade ao ciclo da doença. Os dípteros são os únicos insetos identificados como hospedeiros e transmissores de hemosporídeos em aves, porém estes têm dificuldade de reproduzir se e de sobreviver em baixas temperaturas e altas altitudes (VALKIUNAS, 2004; CUBAS *et al.*, 2014).

Após a inoculação de esporozoítos no hospedeiro vertebrado há um período assintomático que varia de 5 a 10 dias. Com isso há um crescimento na parasitemia e por volta do vigésimo dia há uma fase de crise que dura uma semana. Nessa fase há hemólise com decréscimo do hematócrito e hemoglobina, além da produção de biliverdina. Após essa fase há diminuição da parasitemia tornando se a nível crônico

de infecção. Como resposta pode haver aumento de linfócitos. É dificilmente diagnosticada devido à ausência de sinais clínicos, sendo que geralmente em pinguins a morte é súbita (VALKIUNAS, 2004; CUBAS *et al.*, 2014).

O diagnóstico pode ser feito através da técnica de esfregaço sanguíneo (técnica amplamente utilizada), histopatologia no *post mortem*, decalques teciduais em baço, fígado, pulmões e rins, diagnóstico molecular através de PCR de amostras de sangue e inoculação experimental em pintinhos. O tratamento é feito com base em cloroquina e primaquina por 10 dias em animais com relevância clínica. Porém não há eliminação total do patógeno, somente redução da morbidade e mortalidade (CUBAS *et al.*, 2014).

Na necropsia há um quadro de colapso circulatório, esplenomegalia, hepatomegalia, edema pulmonar e esplênico, congestão e ingurgitação de grandes vasos, além do hidropericárdio que é um achado comumente encontrado. Em pinguins, há intensa inflamação do parênquima pulmonar com infiltrado heterofílico, congestão e edema, provocando insuficiência respiratória e morte. Em alguns casos há efusão pericárdica, hepatite e esplenite necrosante (CUBAS *et al.*, 2014).

Foi relatada malária causada por *Plasmodium reticulum* pela primeira vez em pinguins de Magalhães do zoológico de São Paulo, Brasil através de esfregaços sanguíneos e PCR de sangue e de um mosquito *Culex* capturado nas proximidades da área do zoo. O ocorrido foi após os pinguins que viviam em um recinto protegido de mosquitos durante a noite, passarem a ficar em uma área desprotegida (BUENO *et al.*, 2010).

O primeiro caso de morte de pinguins-de-Magalhães por *Plasmodium tejerai* ocorreu em um centro de reabilitação em Florianópolis-SC, Brasil. Dois pinguins morreram de forma súbita. Os animais eram mantidos em locais abertos sem controle de mosquitos e não apresentavam sinais clínicos. Na necropsia foi notado esplenomegalia, edema pulmonar, hepatomegalia e hidropericardio. Foram observados merontes teciduais em diversos órgãos e no esfregaço sanguíneo foi encontrado *Plasmodium tejerai* (SILVEIRA *et al.*, 2013).

Foi reportada a morte de 28 pinguins no C.E.T.A.S. (Centro de Triagem de Animais Silvestres do Núcleo de Fauna) do IBAMA de Florianópolis, Brasil. Considerados clinicamente saudáveis, com achados na necropsia similares, sendo

eles hidropericardio, esplenomegalia, cardiomegalia, hepatomegalia e congestão pulmonar. Destes 64.3% (18/28) foram positivos ou pelo método de nested-PCR em amostras de sangue ou pelo esfregaço sanguíneo (VANSTREELS *et al.*, 2014).

Em um estudo epidemiológico realizado com material coletado de pinguins da costa Brasileira foram analisados esfregaços sanguíneos, histopatologia e PCR de amostras de sangue e órgãos em pinguins de várias espécies, houve positividade para *Plasmodium sp.* em 5,68% dos animais (44/774) considerando se os 3 métodos de detecção (VANSTREELS *et al.*, 2015). O parasita também foi identificado em esfregaços sanguíneos e impressão hepática de 2 pinguins-de-Magalhães de cativeiro que vieram a óbito de forma súbita na Argentina, apresentando hepato e esplenomegalia e hidropericárdio. Os parasitos foram identificados em 3 espécies de *Plasmodium*, *P. tejeraei*, *P. huffia* e *P. novyella* (VANSTREELS *et al.*, 2016). Outro estudo realizado pelo mesmo autor com pinguins de Magalhães provenientes de um centro de reabilitação de fauna marinha no Espírito Santo em 2015, identificou infecção por *Plasmodium* em 8/89 pinguins 9%, desses, 4 vieram a óbito (VANSTREELS *et al.*, 2019).

Em um estudo com pinguins de Magalhães provenientes do zoológico de Gramado – RS, Brasil, 3 animais apresentando sinais clínicos como inapetência, anorexia, mucosas pálidas e dispneia, vieram a óbito e foram submetidos a necropsia. Observou-se baço aumentado de coloração vermelho escura com áreas de pontos multifocais, fígado aumentado com bordas arredondadas, pulmões pálidos com deposição de material amarelo e sacos aéreos levemente espessados. Fragmentos de baço, fígado e pulmões foram testados através do método de nested-PCR e dessas 9/10 amostras foram positivas para *Plasmodium* e *Haemoproteus*. Além do que na histologia foram observados merontes exoeritrocitários delimitados por uma fina capsula eosinofílica (TAUDE *et al.*, 2018).

2.4. Megabacteriose (*Macrorhabdus ornithogaster*)

Megabacteriose é a denominação dada a doença causada pela levedura *Macrorhabdus ornithogaster*, também conhecida como síndrome “light going” já foi relatada em várias espécies de aves (CARVALHO; QUEIRÓS; PITA, 2011). Foi descrita pela primeira vez no Brasil por Werther *et al.* nos anos 2000, em canários *Serinus canaria*, *Agapornis spp.* e periquitos australianos, na região de Ribeirão Preto,

onde 56% (36/64) dos animais examinados no exame post mortem pelo esfregaço de muco do proventrículo, foram positivos para o agente. Estudos sugerem que o *Macrorhabdus* seja um microorganismo oportunista, ocasionando na morte de seu hospedeiro quando associado a imunossupressão (CARVALHO; QUEIRÓS; PITA, 2011).

É uma doença não zoonótica que já foi descrita em várias espécies de aves como: agapornis (*Agapornis spp.*), avestruz (*Struthio camelus*), canário (*Serinus canarius*), cacatuas (*Cacatua galerita*), ema (*Rhea americana*), frango doméstico (*Gallus gallus*), mandarin (*Taeniopygia guttata*), perdiz (*Alectoris rufa*), periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*), peru (*Alectura lathamī*), pombo (*Columba livia*), rolinha (*Columbina talpacoti* e *C. livia*), tucano (*Ramphastus toco*). De ocorrência comum em psitacídeos e canários. Aves assintomáticas são fontes de infecção para outras aves, podendo ser consideradas reservatórios naturais do agente (SILVA, LALLO e BENTUBO, 2022).

A levedura coloniza o istmo do proventrículo e ventrículo das aves (BORELLI *et al.*, 2015). Em periquitos australianos na forma aguda causa regurgitação e morte em 2 dias, na forma crônica os animais param de comer, podendo regurgitar, apresentam diarreia, perda de peso por um período prolongado e eventual morte. Assim como baixos níveis de sódio, cloro, fosfato, glicose e aspartato aminotransferase (HARRISON e LIGHTFOOT, 2006). Alimentos que foram regurgitados por aves afetadas pelo agente podem caracterizar se como vias de infecção para outros animais, visto que sua rota de infecção é fecal oral (SILVA, LALLO e BENTUBO, 2022).

Na necropsia os achados são inespecíficos, podendo haver ulcerações no ventrículo e proventrículo, com adelgaçamento de parede e dilatação, presença de cistos glandulares em animais em casos crônicos. Microscopicamente o microorganismo é encontrado na superfície das glândulas do istmo e na membrana de coilina, podendo haver descolamento da mesma com atrofia e necrose das glândulas secretoras de muco. As lesões *post mortem* mais referenciadas são alterações na mucosa do ventrículo. (CARVALHO; QUEIRÓS; PITA, 2011). Pode ser detectado por esfregaço de fezes a fresco no microscópio óptico no aumento de 100 a 400x (HARRISON e LIGHTFOOT, 2006).

O único antimicrobiano efetivo contra o agente é a Anfotericina B, porém estudos mais recentes afirmam que o agente não é tão eficiente como descrito para o tratamento de megabacteriose (HARRISON e LIGHTFOOT, 2006). O tratamento deve ser feito em animais com sinais clínicos compatíveis com a doença, porém em animais assintomáticos não é recomendado (SILVA, LALLO e BENTUBO, 2022). Em um estudo com periquitos australianos, em Leipzig na Alemanha, constatou-se que somente 53% animais positivos para megabacteriose e tratados com anfotericina B obtiveram sucesso no tratamento (PÜSTOW e KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2017). Uma pesquisa realizada com aves infectadas e tratadas com Anfotericina B, mostrou ineficiência do fármaco na eliminação do agente, causando apenas, diminuição da carga (BARON *et al.* 2018). Encontrou-se inconsistências na eficácia do tratamento com Anfotericina B na água em um aviário de periquitos australianos na Austrália, onde 36% das aves não foram curadas após tratamento (BARON *et al.*, 2020). Alternativamente, pode-se utilizar a nistatina como tratamento para megabacteriose (SAMANTA e BANDYOPADHYAY 2017).

Em um estudo realizado em Uberaba, Brasil, com calopsitas, periquitos australianos, agapornis e periquitos-catarina, foi encontrada uma prevalência para megabacteriose em 35,2% (25/71) em amostras de swab de proventrículo pelo método de observação direto, das calopsitas testadas nenhuma apresentou sinais clínicos para doença e todas as aves estavam alojados em ambientes com excesso de fezes em gaiolas, poleiros e gaiolas superlotadas (PAULA *et al.*, 2018).

No Iran, foi detectado *M. ornithogaster* em amostras de fezes de *Nymphicus hollandicus* (calopsita), periquito australiano e *Psittacus erithacus* (papagaio cinzento), pelo método de semi-nested PCR, em 7 de 50 animais, os animais positivos apresentavam sinais clínicos como letargia, perda de peso, anorexia, vômito, melena, diarreia e tentativa de comer, porém regurgitando (TALAZADE; GHORBANPOOR; BAHADORI, 2023).

Já na Polônia, em um estudo realizado com 252 aves de 18 espécies diferentes, foi relatado que 31% dos animais foram positivos para megabacteriose através de exame direto de fezes e citologia. Na necropsia, achados comuns incluíram atrofia da musculatura peitoral, espessamento de parede muscular peitoral, úlceras hemorrágicas no proventrículo e ventrículo, sendo a maior causa da morte

supercrescimento de mucosa do ístimo, gastrite severa e úlceras proventriculares e ventriculares (BLAGOJEVIĆ *et al.*, 2024).

3. Relato de caso

Em meados de janeiro de 2024, um pinguim-de-Magalhães, macho, com cerca de 6 anos de idade pertencente ao Parque Zoológico Municipal de Bauru - SP, Brasil, começou a apresentar sinais de anorexia que persistiram até fevereiro do mesmo ano. No exame físico estava pesando 3,3 kg, constatou-se score corporal 2 de 5, o animal se encontrava apático, hipotérmico, e apresentando excretas avermelhadas. Com base nos sinais clínicos o animal recebeu 120 ml de soro glicosado V.O. (via oral) B.I.D (bis in die) e alimentação líquida composta de Nutralife® 15g e papa para carnívoros Megazoo® 15g diluídos em 120 ml de água, até que o mesmo voltasse a se alimentar voluntariamente, que ocorreu após 3 dias seguido da suspensão do tratamento.

No início de maio o animal voltou a apresentar hiporexia, com isso foi realizada sedação para avaliação clínica radiografia celomática, coleta de sangue e administração de medicamento antiparasitário Vetmax® 0,5mg/kg, V.O., dose única. Na radiografia não foi encontrado nada digno de nota. No esfregaço sanguíneo, através do método direto, não foram encontrados hemoparasitas, porém foram observados agregados trombocitários. Após episódios de regurgitação do alimento foi iniciado tratamento sintomático com Plasil® 1 ml, V.O., Cerênia® 2mg/kg via S.C. (subcutânea) por 10 dias e 180 ml de ringer lactato via S.C. por 2 dias, além de ser oferecida papa para carnívoros Megazoo® 15g, Nutralife® 15g e Hepvet® 3g via sonda orogástrica por 15 dias, quando voltou a se alimentar voluntariamente, porém em menor quantidade (CARPENTER e MARION, 2018).

No final de junho, o animal foi sedado novamente para avaliação clínica. No exame físico o animal apresentava hiperemia de 3ª pálpebra bilateralmente, E.C.C. (escore de condição corporal) baixo e diarreia amarelo-esverdeada. Foram realizados raio-x, eletrocardiograma, colheita de sangue e swab de cloaca. Com o material do swab foi realizada lâmina com coloração panótico rápido e gram, nelas foram observadas estruturas leveduriformes e esporos. No exame de sangue foi notado presença de discreta anisocitose com eritrócitos policromatófilicos, presença de

monócitos ativados e vacuolizados e plasma de coloração alaranjada límpida. No eletrocardiograma foi notado grande amplitude da onda T, podendo ser relacionado a distúrbio de repolarização ventricular, e notado 6 batimentos ventriculares prematuros isolados e polimórficos.

No início de julho voltou a apresentar hiporexia e apatia, com isso iniciou se tratamento sintomático com 120 ml de ringer lactato e 2mg/kg de Cêrenia® via S.C. por 3 dias, além do início do tratamento com Itraconazol 50 mg via oral que durou cerca de 45 dias. Assim, após 1 semana o animal voltou a se alimentar normalmente (CARPENTER e MARION, 2018). Em meados do mês o animal foi sedado novamente para realização de ecocardiograma, foi notado que as paredes do musculo cardíaco apresentavam espessura aumentada em comparação aos outros pinguins. Também foi coletado sangue para realização de hemograma, onde foi notada a presença de eritrócitos policromatofílicos, monócitos com vacúolos e moderados linfócitos granulares.

No final de setembro o animal parou de comer, com isso passou por exame físico onde constatou se score corporal 1 de 5, anorexia, apatia, aumento de volume em sola do membro pélvico direito, iniciou-se tratamento suporte com suplemento alimentar Nutralife® 15g e Megazoo® carnívoros 15g. Foi realizado tratamento sintomático com Cerênia® 0,8 ml via I.M. (intramuscular) caso ocorressem episódios de êmese, e Meloxicam 0,2%, 0,75ml via I.M. e retornou-se tratamento com Itraconazol 65 mg, via oral (V.O.) por 15 dias (CARPENTER e MARION, 2018).

Em outubro, o animal continuava com score corporal baixo e apático, assim iniciou se tratamento suporte com Hepvet® 500 mg V.O., 120ml de ringer lactato via S.C., e 0,6 ml de Claritromicina 50 mg/ml, por 4 dias (CARPENTER e MARION, 2018). Foi realizada uma nova coleta de sangue e fezes para hemograma, bioquímico e PCR (Figura 14).

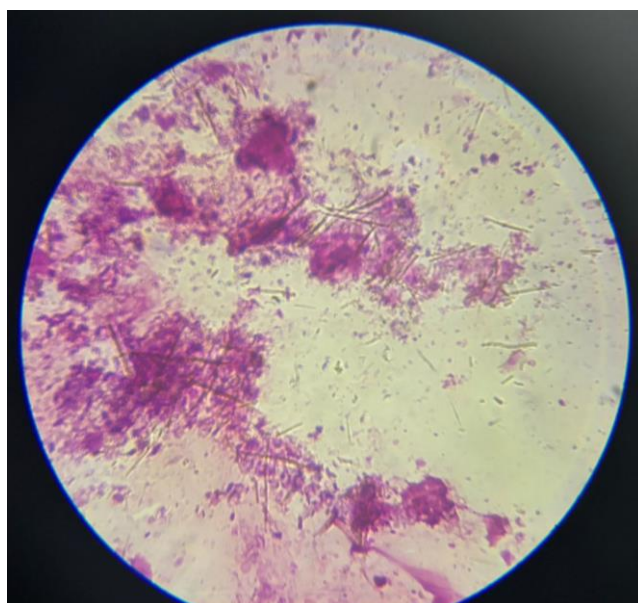
Figura 14: Exame físico e coleta A) Animal apresentando escore corporal baixo notado pela quase ausência de musculatura peitoral. B) Coleta de sangue para realização de exames complementares.



Fonte: arquivo pessoal

O animal foi testado para *Salmonella* sp., *Pasteurella multocida*, *Mycoplasma* sp., *Macrohrabdus ornithogaster*, *Aspergillus fumigatus*, Bornavírus aviário (P.D.D.), *Candida albicans*, *Chlamydia psittaci*, *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. através do método de PCR feita com amostras de fezes e sangue. Dos 9 agentes testados, o animal foi positivo para apenas *Macrohrabdus ornithogaster*. No esfregaço de fezes em coloração Gram foi possível observar estruturas filiformes com morfologia compatível com a levedura (Figura 15).

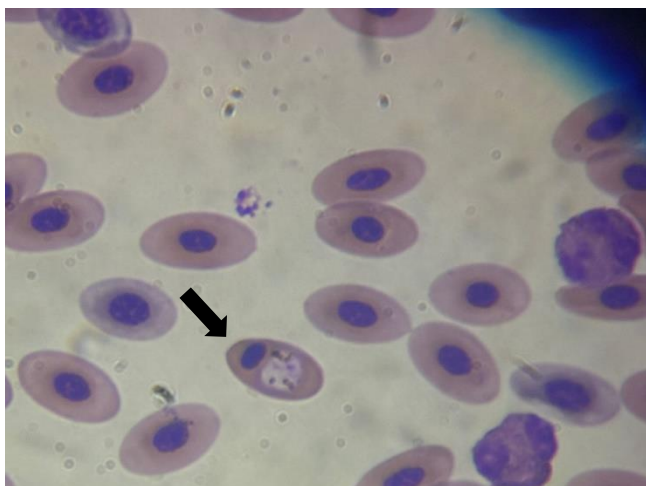
Figura 15: Presença de estruturas com formato de “cigarro”, característica de *Macrohrabdus ornithogaster*, no esfregaço de fezes corado com coloração gram de um pinguim-de-magalhães.



Fonte: Parque zoológico municipal de Bauru.

No exame de sangue constatou-se leucocitose por heterofilia, aumento de proteína plasmática, globulinas e ácido úrico, além da visualização de uma estrutura no citoplasma de uma hemácia morfologicamente compatível com *Plasmodium spp.* (Figura 16).

Figura 16: Esfregaço sanguíneo de um pinguim-de-Magalhães com hemácia contendo estrutura intracitoplasmática compatível com *Plasmodium spp.*

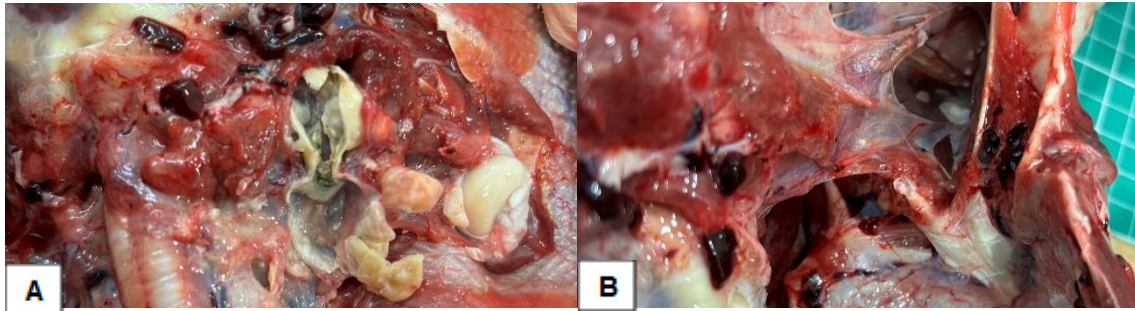


Fonte: Parque zoológico municipal de Bauru.

Com base nos achados houve suspensão do tratamento com Itraconazol e ringer lactato e foi adicionado ao tratamento Nistatina (100.000 UI/ml) 9 ml, Claritromicina (50mg/ml) 0,6 ml e Alopurinol 75mg V.O. e Cerênia® 0,6 ml, via S.C. (CARPENTER e MARION, 2018). Em 14 de outubro de 2024, três dias após o início do novo tratamento o animal veio a óbito.

Na necropsia o peso do animal era de 2,5 kg. Na inspeção externa apresentava score corporal 1/5 com a musculatura peitoral atrofiada. Adentrando as cavidades corporais visualizaram-se nódulos difusos de 2 mm de diâmetro, mais concentrados ao redor dos lobos craniais renais e também um granulo de halo maior branco de centro verde em sacos aéreo abdominais. Presença de grânulos esbranquiçados com halos esverdeados hirsutos mais concentrados na porção final, próximo ao coração, dos sacos aéreos torácicos. Presença de grânulos difusos no mesmo padrão descrito e halo branco com formações circulares em verde em sacos aéreos cervicais (Figura 17).

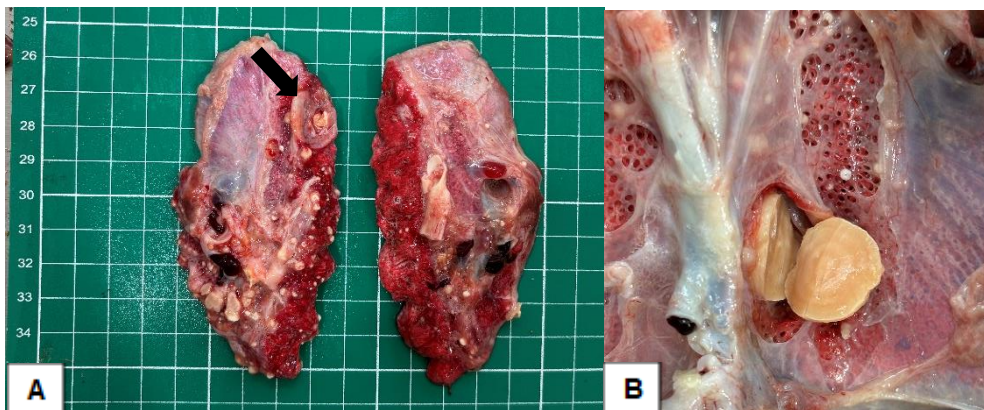
Figura 17: Lesões granulomatosas cavitárias em um pinguim-de-Magalhães A) Granuloma branco esverdeado em musculatura B) Nódulos brancos difusos em sacos aéreos.



Fonte: Parque zoológico municipal de Bauru.

Na inspeção do sistema respiratório foi notado pulmões com nódulos granulomatosos, esbranquiçados difusos, em maior quantidade no lobo direito. Presença de um nódulo castanho-claro no pulmão direito (Figura 18).

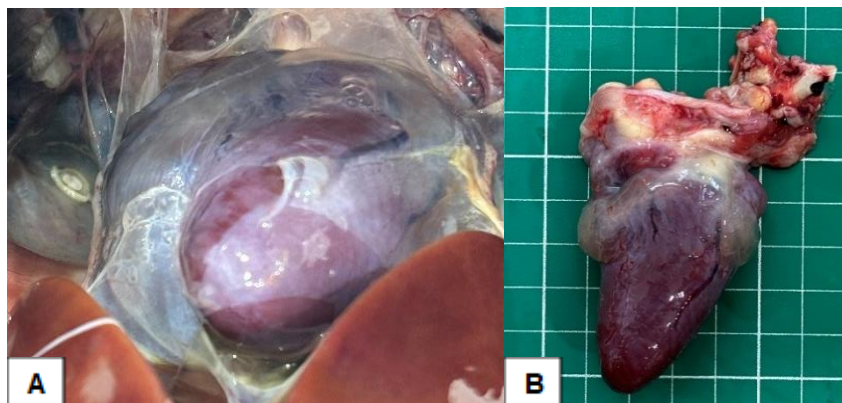
Figura 18: Lesões granulomatosas cavitárias em um pinguim-de-Magalhães. A) Pulmão com infiltrado granulomatoso difuso. B) Nódulo castanho-claro em lobo pulmonar direito.



Fonte: Parque zoológico municipal de Bauru.

Ao inspecionar o coração e vasos foi observado edema generalizado em região de transição de átrios e ventrículos, além de hidropericárdio. (Figura 19).

Figura 19: Alterações cardíacas no exame post mortem de um pinguim-de-Magalhães A) Hidro pericárdio B) Coração apresentando edema.



Fonte Parque zoológico municipal de Bauru.

O ventrículo e esôfago apresentavam conteúdo (uma sardinha digerida). Fígado com bordas arredondadas e textura friável. Baço pequeno e alongado. Rins esverdeados ao corte, e coloração padrão noz moscada na face dorsal. Testículos aumentados com aproximadamente 1,5 cm de extensão e coloração arroxeada.

4. Discussão

O pinguim em questão chegou ao Zoológico de Bauru em junho de 2019 proveniente de um centro de reabilitação de animais marinhos em Angra dos Reis – RJ, com cerca de 1 ano de idade. Sua introdução no zoo ocorreu após outro pinguim-de-Magalhães que habitava o mesmo recinto ter vindo a óbito em 11 de junho de 2019 apresentando lesões caseosas branco-amareladas em sacos aéreos torácicos. O presente relato trata de sua evolução clínica do período de janeiro a outubro de 2024 quando o animal apresentou um quadro de emagrecimento progressivo, além de sinais clínicos como: regurgitação, anorexia, diarreia, apatia, hiporexia e hipotermia. Durante esse período o animal foi tratado com Itraconazol após ser levantada a suspeita de aspergilose. Foram realizados exames hematológicos e PCR para vários agentes incluindo *Aspergillus fumigatus*, porém só foi detectada a presença de *Macrorhabdus ornithogaster* em amostras de sangue e fezes. Assim o tratamento com Itraconazol foi suspenso e iniciou-se o tratamento com Nistatina visando o quadro de megabacteriose, porém o animal veio a óbito após 3 dias do início do mesmo. Na necropsia foram encontradas lesões como nódulos difusos esbranquiçados em sacos aéreos e rins, grânulos difusos com padrão miliar em pulmões, fígado com bordas

arredondadas e textura friável, hidropericárdio e edema generalizado em região de transição de átrios e ventrículos.

Por mais que *Aspergillus* spp. não tenha sido detectado por diagnóstico molecular podendo inferir em um falso negativo, os achados da necropsia como nódulos difusos esbranquiçados em sacos aéreos e grânulos difusos com padrão miliar em pulmões são característicos da doença além das alterações no hemograma como leucocitose por heterofilia e aumento de proteína plasmática (CUBAS *et al.*, 2014; SEYEDMOUSAVI *et al.*, 2015). Alternativamente, o animal pode ter sido infectado com outro fungo de características semelhantes. Voriconazol é um triazol de segunda geração derivado do fluconazol, possui potente atividade contra *Aspergillus* spp. Já foi usado em várias espécies de aves para o tratamento de aspergilose. Em pinguins foi relatada toxicidade com sinais clínicos como anorexia, letargia, fraqueza, alteração mental, ataxia, paresia, alterações visuais, aparentes e convulsões generalizadas (HYATT *et al.*, 2015; STIDWORTHY e DENK, 2018). O uso indiscriminado de triazóis na agricultura é uma das possíveis causas da resistência do princípio em humanos (LANGFELDT; GOLD; CHILLER, 2022). O sucesso da terapia antifúngica depende do estágio e severidade da doença (TOYOTOME *et al.*, 2022). Tendo em vista que o tratamento muitas vezes é ineficaz a prevenção segue como uma medida de suma importância no controle da doença. Deve-se minimizar o contato entre pinguins de cativeiro e o *Aspergillus*. Com base nisso quando se pensa em recintos, deve se manter os locais muito bem ventilados, pois ambientes úmidos e mal ventilados, além da imunossupressão causada pelo estresse são fatores predisponentes para o desenvolvimento da enfermidade (CUBAS *et al.*, 2014; TOYOTOME *et al.*, 2022). A instalação de filtros de ar de alta performance, limpeza regular nos ninhos e redução do número de plantas, contribuem para a diminuição da carga de *Aspergillus* spp. no ambiente (RIVAS *et al.*, 2018).

Plasmodium é geralmente transmitido por mosquitos dos gêneros *Aedes* e *Culex*. Pinguins são altamente susceptíveis ao parasita, considerada uma das principais causas de morte em pinguins de cativeiro (VALKIUNAS, 2004; VANSTREELS *et al.*, 2014; VANSTREELS *et al.*, 2017; BUENO *et al.*, 2010). No presente relato houve detecção do parasita pela sua visualização no citoplasma de um eritrócito através da técnica de esfregaço sanguíneo. Além dos achados compatíveis com a infecção por *Plasmodium* spp. na necropsia como hidropericárdio, porém pode se pensar

alternativamente que a alteração cardíaca em questão ocorreu como decorrência de insuficiência renal, inferindo-se que talvez a presença do parasita não tenha sido a causa principal do óbito do animal. Tendo em vista que ainda faltam estudos sobre a circulação do patógeno na região, sugere-se que o animal em questão tenha adquirido o parasito durante sua permanência no centro de reabilitação ou durante o transporte até o zoológico. Sendo assim, o uso de telas anti-mosquitos e ventiladores nos recintos de Pinguins é sugerido até que se conheça melhor sobre os reais vetores do parasita na região (Cubas *et al.*, 2014 e VANSTREELS *et al.*, 2019).

Embora até o presente momento não tenham sido detectadas infecções por *Macrorhabdus ornithogaster* em pinguins, infecções causadas pelo agente são comuns em outras espécies (HARRISON e LIGHTFOOT, 2006). Tendo em vista que a transmissão ocorre de forma fecal oral por portadores assintomáticos (ROBINO *et al.*, 2018), a desinfecção periódica do ambiente, evitando que os animais tenham contato com fezes contaminadas, além da identificação laboratorial de reservatórios, quarentena de novos espécimes ou lotes introduzidos é importante para o controle da disseminação do patógeno (SILVA, LALLO e BENTUBO, 2022). Vale ressaltar que, em casos em que o animal não apresenta descolamento da membrana de coilina, muito dificilmente o animal virá a óbito devido ao agente (HARRISON E LIGHTFOOT, 2006). Com isso pode se inferir que apesar de apresentar positividade para a levedura através de diagnóstico molecular, a presença da mesma pode não ter sido importante na causa da morte do animal. Assim, pode se pensar em um possível caso de transmissão por contaminação cruzada, através do contato dos funcionários do local com fezes de outras aves do plantel possivelmente infectadas, e com os pinguins durante sua alimentação por exemplo. Ou até mesmo pelo contato dos pinguins com aves da fauna local que possam por ventura ter adentrado o recinto.

5. Conclusão

Fatores básicos como limpeza frequente e manejo correto de instalações são essenciais para que doenças oportunistas sejam evitadas na criação de pinguins em cativeiro. Além disso, até onde sabe o autor, esse foi o primeiro relato de *Macrorhabdus ornithogaster* em pinguins-de-Magalhães, o que infere que mais estudos devem ser conduzidos sobre a amplitude de espécies que o patógeno afeta e seu real impacto nos mesmos.

6. Referências

- BARON, H. R.; LEUNG, K. C. L.; STEVENSON, B. C.; GONZALEZ, M. S.; PHALEN, D. N. Evidence of amphotericin B resistance in *Macrorhabdus ornithogaster* in Australian cage-birds. **Medical Mycology**, [S.l.], v. 57, n. 4, p. 421-428, Ago. 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1093/mmy/myy062>.
- BARON, H. R.; STEVENSON, B. C.; PHALEN, D. N. Inconsistent efficacy of water-soluble amphotericin B for the treatment of *Macrorhabdus ornithogaster* in a budgerigar (*Melopsittacus undulatus*) aviary. **Australian Veterinary Journal**, [S.l.], v. 98, n. 7, p. 333-337, Mar. 2020. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1111/avj.12936>.
- BirdLife International. ***Spheniscus magellanicus***. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T22697822A157428850. Disponível em: <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2020-3.RLTS.T22697822A157428850.en>
- BLAGOJEVIĆ, B.; DAVIDOV, I.; VUKOMANOVIĆ, A. G.; TEKLIĆ, D.; MARINKOVIĆ, M. D.; VIDOVIĆ, V. Occurrence of *Macrorhabdus ornithogaster* in exotic birds. **Polish Journal of Veterinary Sciences**, Poland, v. 27 n. 1 p. 139-142, Mar. 2024. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.24425/pjvs.2024.149335>
- BORRELLI, L.; DIPINETO, L.; RINALDI, L.; ROMANO, V.; NOVIELLO, E.; MENNA, L. F.; CRINGOLI, G.; FIORETTI, A. New Diagnostic Insights for *Macrorhabdus ornithogaster* Infection. **Journal Of Clinical Microbiology**, [S.l.], v. 53, n. 11, p. 3448-3450, Nov. 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1128/jcm.01564-15>.
- BUENO, M. G.; LOPEZ, R. P. G.; DE MENEZES, R. M. T.; COSTA-NASCIMENTO, M. D. J.; LIMA, G. F. M. D. C.; ARAÚJO, R. A. D. S.; GUIDA, F. J. V.; KIRCHGATTER, K. Identification of *Plasmodium relictum* causing mortality in penguins (*Spheniscus magellanicus*) from São Paulo Zoo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, São Paulo, v. 173, n. 1-2, p. 123-127, Out. 2010. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.06.026>.
- CARVALHO, P. R. D.; QUEIRÓS, T. S. D.; PITA, M. C. G. Megabacteriose em aves. **Pesquisa & Tecnologia**, [S.l.], v. 8, n. 2, p. 1-8, Dez. 2011.
- CATEAU, E.; LECLERC, A.; CARTIER, N.; VALSECCHI, I.; BAILLY, É.; LE SENECHAL, R.; BECERRA, M.; LE GALLOU, B.; LAVERGNE, R.; CHESNAY, A. Aspergillosis in a colony of Humboldt penguins (*Spheniscus humboldti*) under managed care: a clinical and environmental investigation in a french zoological park. **Medical Mycology**, [S.l.], v. 60, n. 7, p. myac046, Jun. 2022. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1093/mmy/myac046>.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. 2. ed. São Paulo: Editora GEN/Roca, 2014.

DA SILVA FILHO, R. P.; XAVIER, M. O.; MARTINS, A. M.; RUOPPOLO, V.; MENDOZA-SASSI, R. A.; ADORNES, A. C.; CABANA, Â. L.; MEIRELES, M. C. A. Incidence density, proportionate mortality, and risk factors of aspergillosis in magellanic penguins in a rehabilitation center from brazil. **Journal Of Zoo And Wildlife Medicine**, Brasil, v. 46, n. 4, p. 667-674, Dez. 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1638/2013-0092.1>.

EWBANK, A. C.; BENVENUTO, A. D.; RAMBLAS, R. Z.; SUÁREZ, P. E. N.; GATTAMORTA, M. A.; COSTA, P. C. D. S; DIAS, J. L. C.; SACRISTÁN, C. Case report of respiratory aspergillosis and candidiasis in wild Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*), Brazil. **Brazilian Journal Of Microbiology**, [S.l.], v. 52, n. 2, p. 967-975, Fev. 2021. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s42770-021-00438-x>.

FIX, A. S., WATERHOUSE, C., GREINER, E. C., STOSKOPF, M. K. *Plasmodium relictum* as a cause of avian malaria in wild-caught magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*). **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.l.], v. 24 n. 4, p. 610–619. 1988. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/0090-3558-24.4.610>

GONÇALVES, V. N.; AMORIM, S. S.; DA COSTA, M. C.; SANTOS, D. D. A.; CONVEY, P.; ROSA, L. H. Pathogenic potential of an environmental *Aspergillus fumigatus* strain recovered from soil of *Pygoscelis papua* (Gentoo penguins) colony in Antarctica. **Brazilian Journal Of Microbiology**, [S.l.], v. 55, n. 2, p. 1521-1528, Abr. 2024. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s42770-024-01326-w>.

HARRISON, Greg J.; LIGHTFOOT, Teresa. **Clinical Avian Medicine, Volume 2**. Florida: Spix Publishing, 2006. 1004 p.

HYATT, M. W.; GEOROFF, T. A.; NOLLENS, H. H.; WELLS, R. L.; CLAUSS, T. M.; IALEGGIO, D. M.; HARMS, C. A.; WACK, A. N. Voriconazole toxicity in multiple penguin species. **Journal Of Zoo And Wildlife Medicine**, [S.l.], v. 46, n. 4, p. 880-888, Dez. 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1638/2015-0128.1>.

ITOH, M.; TOYOTOME, T.; MATSUMOTO, N.; OKAMOTO, M.; WATANABE, K.; YAMADA, K. Characteristic imaging findings of the respiratory system in penguins with suspected aspergillosis in an aquarium. **Journal Of Veterinary Medical Science**, Japan, v. 82, n. 9, p. 1260-1266, 2020. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1292/jvms.20-0129>.

ITOH, M; MATSUMOTO, N; HAGINO, K; SAWAYAMA, N; KUWAYAMA, M; YAMADA, K; TOYOTOME, T. Nationwide Survey about the Occurrence of Aspergillosis in Captive Penguins

in Zoos and Aquariums in Japan. **Animals**, Japan, v. 13, n. 12, p. 1913, Jun. 2023. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.3390/ani13121913>.

KOCSUBÉ, S.; PERRONE, G.; MAGISTÀ, D.; HOUBRAKEN, J.; VARGA, J.; SZIGETI, G.; HUBKA, V.; HONG, S.-B.; FRISVAD, J.C.; SAMSON, R. A. *Aspergillus* is monophyletic: evidence from multiple gene phylogenies and extrolites profiles. **Studies In Mycology**, [S.L.], v. 85, n. 1, p. 199-213, Set. 2016. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.simyco.2016.11.006>.

LANGFELDT, A.; GOLD, J. A. W.; CHILLER, T. Emerging Fungal Infections: from the fields to the clinic, resistant *aspergillus fumigatus* and dermatophyte species. **Current Clinical Microbiology Reports**, [S.I.], v. 9, n. 4, p. 46-51, Set. 2022. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s40588-022-00181-3>.

MARQUES, F. P. **Ecologia trófica do pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) no sul do Brasil**. 2017. 92 p. Tese (Mestrado em Oceanografia) - Universidade Federal do Rio Grande - Furg, Rio Grande, 2017.

PAULA, I. H. D.; LINHARES, F. P.; KANAYAMA, C. Y.; BITTAR, J. F. F.; DE CARVALHO, S. P. Megabacteria (*Macrorhabdus ornithogaster*) em psitacídeos mantidos em estabelecimentos comerciais do município de Uberaba – MG. **Pubvet**, Uberaba, v. 12, n. 02, p. 1-4, Jan. 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.22256/pubvet.v12n2a36.1-4>.

POESTER, V. R.; KLAFKE, G. B.; CABANA, Â. L.; ADORNES, A. C.; SILVA FILHO, R. P. D.; XAVIER, M. O. Isolamento e identificação de fungos do gênero *Aspergillus spp.* De água utilizada na reabilitação de pinguins-de-Magalhães. **Ciência Animal Brasileira**, [S.I.], v. 16, n. 4, p. 567-573, Dez. 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/1089-6891v16i428509>.

PÜSTOW, R.; KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. The Incidence and Treatment Outcomes of *Macrorhabdus ornithogaster* Infection in Budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in a Veterinary Clinic. **Journal Of Avian Medicine And Surgery**, [S.I.], v. 31, n. 4, p. 344-350, Dez. 2017. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1647/2016-181>.

REED, K.; MACGREGOR, S. K.; STIDWORTHY, M. F.; DENK, D.; GUTHRIE, A. The isolation and antimicrobial sensitivity of *Aspergillus fumigatus* from frozen respiratory tissues of penguins from zoological collections in the United Kingdom, 2007–2018. **Journal Of Zoo And Wildlife Medicine**, United Kingdom, v. 51, n. 3, p. 591-597, Nov. 2020. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1638/2019-0160>.

RIVAS, A. E.; DYKSTRA, M. J.; KRANZ, K.; BRONSON, E. Environmental fungal loads in an indoor–outdoor african penguin (*Spheniscus demersus*) exhibit. **Journal Of Zoo And Wildlife**

Medicine, [S.l.], v. 49, n. 3, p. 542-555, set. 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1638/2017-0119.1>.

ROBINO, P.; FERROCINO, I.; ROSSI, G.; DOGLIERO, A.; ALESSANDRIA, V.; GROSSO, L.; GALOSI, L.; TRAMUTA, C.; COCOLIN, L.; NEBBIA, P. Changes in gut bacterial communities in canaries infected by *Macrorhabdus ornithogaster*. **Avian Pathology**, [S.l.], v. 48, n. 2, p. 111-120, Dez. 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1080/03079457.2018.1553294>.

SAMANTA, I.; BANDYOPADHYAY, S. **Pet Bird Diseases And Care**. 1 ed. Springer Singapore, 2017.

SEYEDMOUSAVI, S.; GUILLOT, J.; ARNÉ, P.; HOOG, G. S. D.; MOUTON, J. W.; MELCHERS, W. J. G.; VERWEIJ, P. E. Aspergillus and aspergilloses in wild and domestic animals: a global health concern with parallels to human disease. **Medical Mycology**, [S.l.], v. 53, n. 8, p. 765-797, Ago. 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1093/mmy/myv067>.

SILVA, C. S.; LALLO, M. A.; BENTUBO, H. D. L. Avian megabacteriosis: brief review. **Research, Society and Development**, Brasil, v. 11, n. 1, p. e20211125146, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i1.25146>.

SILVEIRA, P.; BELO, N. O.; LACORTE, G. A.; KOLESNIKOVAS, C. K. M.; VANSTREELS, R. E.T.; STEINDEL, M.; CATÃO-DIAS, J. L.; VALKILINAS, G.; BRAGA, É. M. Parasitological and new molecular-phylogenetic characterization of the malaria parasite *Plasmodium tejerai* in South American penguins. **Parasitology International**, [S.l.], v. 62, n. 2, p. 165-171, Abr. 2013. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.parint.2012.12.004>.

STIDWORTHY M.F., DENK D. Sphenisciformes, Gaviiformes, Podicipediformes, Procellariiformes, and Pelecaniformes. **Pathology of Wildlife and Zoo Animals**. p. 653-686. Oct. 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-805306-5.00027-4>

TALAZADE, F.; GHORBANPOOR, M.; BAHADORI, Y. Avian gastric yeast (macrorhabdosis) in cockatiel, budgerigar, and grey parrot: a focus on the clinical signs, molecular detection, and phylogenetic evaluation. **Veterinary Research Forum**, [S.l.], v. 14, n. 5, p. 281-287, May. 2023. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.30466/vrf.2022.551140.3430>

TAUNDE, P. A.; BIANCHI, M. V.; PERLES, L.; DA SILVA, F. S.; GUIM, T. N.; STADLER, R. A.; ANDRÉ, M. R.; DRIEMEIER, D.; PAVARINI, S. P. Pathological and molecular characterization of avian malaria in captive Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*) in South America. **Parasitology Research**, Brasil, v. 118, n. 2, p. 599-606, Nov. 2018. LLC. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-018-6155-5>.

THOREL, M.; MATEOS-HERNANDEZ, L.; MULOT, B.; AZZOUNI, M. N.; HODŽIĆ, A.; GAILLOT, H.; RUEL, Y.; DESOUBEUX, G.; DELAYE, J. B.; OBREGON, D. Assessment of the Safety and Efficacy of an Oral Probiotic-Based Vaccine Against *Aspergillus* Infection in Captive-Bred Humboldt Penguins (*Spheniscus humboldti*). **Frontiers In Immunology**, [S.l.], v. 13, p. 1-18, May 2022. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.3389/fimmu.2022.897223>.

TOYOTOME, T.; MATSUMOTO, N.; ITOH, M.; YAMADA, K. Countermeasures Against Aspergillosis in Captive Penguins. **Medical Mycology Journal**, Japan, v. 63, n. 2, p. 49-52, 2022. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.3314/mmj.22.002>.

VALKIUNAS, Gediminas. **AVIAN MALARIA PARASITES AND OTHER HAEMOSPORIDIA**. Lithuania: Crc Press, 2004. 946 p. Disponível em: <https://doi.org/10.1201/9780203643792>

VANSTREELS, R. E. T.; CAPELLINO, F.; SILVEIRA, P.; BRAGA, É. M.; RODRÍGUEZ-HEREDIA, S. A.; LOUREIRO, J.; CATÃO-DIAS, J. L. Avian Malaria (*Plasmodium spp.*) in Captive Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*) from Northern Argentina, 2010. **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.l.], v. 52, n. 3, p. 734-737, jul. 2016. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.7589/2015-08-219>.

VANSTREELS, R. E. T.; DUTRA, D. D. A.; FERREIRA-JUNIOR, F. C.; HURTADO, R.; EGERT, L.; MAYORGA, L. F. S. P.; BHERING, R. C. C.; BRAGA, É. M.; CATÃO-DIAS, J. Luiz. Epidemiology, hematology, and unusual morphological characteristics of *Plasmodium* during an avian malaria outbreak in penguins in Brazil. **Parasitology Research**, [S.l.], v. 118, n. 12, p. 3497-3508, Nov 2019. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-019-06459-8>.

VANSTREELS, R. E. T.; UHART, M.; RAGO, V.; HURTADO, R.; EPIPHANIO, S.; CATÃO-DIAS, J. L. Do blood parasites infect Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*) in the wild? Prospective investigation and climatogeographic considerations. **Parasitology**, [S.l.], v. 144, n. 5, p. 698-705, Jan. 2017. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1017/s0031182016002407>.

VANSTREELS, R. E., KOLESNIKOVAS, C. K., SANDRI, S., SILVEIRA, P., BELO, N. O., FERREIRA JUNIOR, F. C., EPIPHANIO, S., STEINDEL, M., BRAGA, É. M., & CATÃO-DIAS, J. L. Outbreak of avian malaria associated to multiple species of *Plasmodium* in magellanic penguins undergoing rehabilitation in southern Brazil. **PloS one**, Brasil, v. 9, n. 4, p. e94994, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0094994>

VANSTREELS, R.; SILVA-FILHO, R. D.; KOLESNIKOVAS, C.; BHERING, R.; RUOPPOLO, V.; EPIPHANIO, S.; AMAKU, M.; FRANCISCO JUNIOR; BRAGA, É.; CATÃO-DIAS, J. Epidemiology and pathology of avian malaria in penguins undergoing rehabilitation in

Brazil. **Veterinary Research**, [S./l.], v. 46, n. 1, p. 30, 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1186/s13567-015-0160-9>.

WERTHER, K.; SCHOCKEN-ITURRINO, R. P.; VERONA, C.; BARROS, L. Megabacteriosis Occurrence in Budgerigars, Canaries and Lovebirds in Ribeirao Preto region - Sao Paulo State - Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Brasil, v. 2, n. 2, p. 183-187, Ago. 2000. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/s1516-635x2000000200008>.

YAMADA, K.; TOYOTOME, T.; MATSUMOTO, N.; ITOH, M. Autopsy imaging for aspergillosis in King Penguin, an economically valuable zoo animal. **Journal Of Veterinary Medical Science**, Japan, v. 82, n. 3, p. 373-375, 2020. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1292/jvms.19-0431>.