



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA**

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO),
REALIZADO NA ASSOCIAÇÃO R3 ANIMAL (FLORIANÓPOLIS-SC, BRASIL)**

**OCORRÊNCIA DE *Plasmodium* sp. EM PINGUIM-DE-MAGALHÃES (*Spheniscus
magellanicus*) – RELATO DE CASO**

TACIANA CÁSSIA SANTOS BEZERRA

Recife-PE, 2020



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA**

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO),
REALIZADO NA ASSOCIAÇÃO R3 ANIMAL (FLORIANÓPOLIS-SC, BRASIL)**

**OCORRÊNCIA DE *Plasmodium* sp. EM PINGUIM-DE-MAGALHÃES (*Spheniscus
magellanicus*) – RELATO DE CASO**

**Trabalho realizado como exigência parcial para
obtenção do grau de Bacharela em Medicina
Veterinária, sob orientação do Prof. Dr. Jean
Carlos Ramos da Silva**

TACIANA CÁSSIA SANTOS BEZERRA

Recife-PE, 2020

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- B574r Bezerra, Taciana Cássia Santos
Relatório de estágio supervisionado obrigatório (ESO), realizado na associação R3 Animal (Florianópolis - SC, Brasil):
Ocorrência de Plasmodium sp em pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) – relato de caso / Taciana Cássia
Santos Bezerra. - 2020.
48 f. : il.
- Orientador: Jean Carlos Ramos da Silva.
Inclui referências.
- Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Bacharelado em
Medicina Veterinária, Recife, 2020.
1. Animais marinhos. 2. malária aviária. 3. pinguim. I. Silva, Jean Carlos Ramos da, orient. II. Título

CDD 636.089



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

OCORRÊNCIA DE *Plasmodium* sp. EM PINGUIM-DE-MAGALHÃES (*Spheniscus magellanicus*) – RELATO DE CASO

Relatório elaborado por:

TACIANA CÁSSIA SANTOS BEZERRA

Aprovado em: 30 / 10 /2020

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Jean Carlos Ramos da Silva (Orientador)
Departamento de Medicina Veterinária - UFRPE

Prof. Dr. Gileno Antônio Araújo Xavier
Professor do Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal – UFRPE

Adriana Vieira de Melo
Médica veterinária

Michelly Lira Gadelha da Silva
Médica veterinária

DEDICATÓRIA

A minha família, em especial mãe, pai e avós, Fernando Santana, eles que sempre acreditaram em mim ao longo dessa caminhada e aos meus animais (Natasha, Lilo, Menino, Boris, Luna, Bethoven, Giulie, Chocate e Timóteo) que me impulsionaram com o seu amor puro.

AGRADECIMENTOS

Gratidão a Deus por proporcionar a minha existência no universo, e mesmo diante dos meus medos acredita sempre em mim, me impulsiona até quando eu o esqueço. Obrigada pai por ter me guiado através de pessoas para a medicina veterinária e poder ajudar a salvar vidas.

Aos meus pais, que acreditaram e acreditam nos meus sonhos mesmo nossa comunicação não sendo tão intensa, eles me apoiaram ao longo de toda minha vida. Amo vocês meus pais, vocês proporcionam minha evolução na terra. A minha irmãzinha Thaís, que me realizou tia de Ana Clara. Amo vocês e sei que sempre posso contar com todos.

Avós queridos do meu coração, tanto aqueles que já não estão mais aqui (Seu Pereira e Dona Carminha) e a Dona Ana e Seu Francisco, amo cada um do seu jeitinho. Sem vocês, quem seria eu? Minhas inspirações de força, união e amor. Meu amor por vocês é algo indescritível.

Todos os meus familiares que sempre torceram pelas minhas realizações, o apoio de vocês, o incentivo foram essenciais na minha construção profissional. Amor define minha família.

Fernando e Ana Conceição (pessoas incríveis) que estiveram comigo durante toda a graduação, o incentivo deles foi fundamental na minha caminhada. Fernando que me deu os melhores conselhos e incentivo para que eu escolhesse a medicina veterinária e área de animais silvestres, sem os seus conselhos talvez não estivesse onde estou hoje, minha eterna gratidão. Lembro das noites e noites de estudos juntos, momentos estes inesquecíveis. Gratidão !!!

Minhas amigas irmãs da veterinária que estiveram em diversos momentos na graduação, os de desespero e os leves e bons momentos. Meninas vocês fizeram o difícil ser possível, aquelas noites intensas de estudos, sono, companheirismo, incentivo... palavras não são suficientes para expressar tudo o que passamos juntas: Joana, Juliana, Dayane e Hadassa, amo todas. Torço pelo melhor de cada uma.

Aos meus queridos professores (as) que passaram seus conhecimentos e me incentivaram a escolher meu caminho dentro da medicina veterinária, área tão ampla e importante para a saúde única.

Aos profissionais que tive a oportunidade de cruzar o caminho durante os estágios e que me ensinaram sem receios: Augusto Bôaviagem, Toninho, Karina, Nathalia Ligia, Dênisson, Márcio, Luciana, Fernanda Justino, Tatiana, Yuri, Sandro, Crislei, Franciele,

Marzia, Janaína, Guilherme, Rafael, Pedro, Edson, Michelly, Marcelo, Francisco, Souza, Vivian, Hugo, Luciana e Jesualdo. Além de todos os colegas de estágios que fiz amizade e podemos trocar experiências

Aos meus orientadores durante a graduação: Gileno Xavier, Flávia Lucena e Jean Carlos, por me incentivarem em busca do conhecimento e compartilhar este comigo com humildade e sabedoria.

A todos que me ajudaram de todas as formas para a realização do estágio obrigatório na Associação R3 Animal. Sonhar e viver um sonho é possível ao abraçar uma ideia.

A querida UFRPE por me formar médica veterinária e proporcionar um ambiente prazeroso e acolhedor para convívio durante esses 6 anos. Sempre será lembrada com muito carinho e amor por mim, meus sinceros agradecimentos.

EPÍGRAFE

“Cada pessoa que passa em nossa vida passa sozinha e não nos deixa só porque deixa um pouco de si e leva um pouquinho de nós. Essa é a mais bela responsabilidade da vida e a prova de que as pessoas não se encontram por acaso.”

Charles Chaplin

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Ilustração do mapa do Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) da Associação R3 Animal.....	16
Figura 2. Ambulatório de atendimento clínico dos animais contendo raio-x portátil, farmácia e mesa de atendimento.....	17
Figura 3. Bloco cirúrgico no CePRAM com mesa cirúrgica, foco de iluminação, monitor multiparamétrico, concentrador de oxigênio e instrumentais cirúrgicos.....	17
Figura 4. Laboratório de análises clínicas com equipamentos realização dos exames de hemograma, bioquímica, coproparasitológico e cultura microbiológica.....	18
Figura 5. Recintos de reabilitação para aves marinhas, pinípedes e cetáceos, contendo fonte de água e ponto de sombra.....	18
Figura 6. Gaivota (<i>Larus dominicanus</i>) sendo hidratada por sonda esofágica na sala de estabilização.....	20
Figura 7. Auscultação cardíaca em gaivota (<i>Larus dominicanus</i>) realizada durante o exame clínico inicial no ambulatório.....	21
Figura 8. Colheita de sangue pela veia jugular em Gaivota (<i>Larus dominicanus</i>).....	21
Figura 9. Radiografia do membro torácico esquerdo de um atobá-pardo (<i>Sula leucogaster</i>)...	22
Figura 10. Fotografia retirada antes de iniciar a necropsia de um pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>).....	23
Figura 11. Realização de testes químicos para análise da água: níveis amônia tóxica água salgada e doce, nitrito, oxigênio, cloro e pH.....	27
Figura 12. Capilar contendo sangue na mini centrífuga para posterior avaliação do hematócrito.....	28
Figura 13. Teste de impermeabilização em pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) um dia antes da soltura.....	29
Figura 14. Monitoramento a pé na praia do Matadeiro em Florianópolis –SC	30
Figura 15. Espécies de pinguins	32
Figura 16. Ciclo de vida de <i>Plasmodium</i> spp. que infectam aves.....	36
Figura 17. Diagrama conceitual da evolução da parasitemia na primoinfecção plasmódica de um animal suscetível.....	37
Figura 18. Colheita de sangue em veia jugular em pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) R3960.....	41
Figura 19. Hemácia de pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) (identificado na anilha R3960) parasitada por <i>Plasmodium</i> sp.....	41

Figura 20. Pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) (R3960) no isolamento em recinto adaptado.....	42
Figura 21. Pinguins-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) pós-soltura na Ilha do Xavier em Florianópolis- SC	43

LISTA DE TABELAS E GRÁFICOS

Tabela 1. Frequências absoluta e relativa das aves marinhas atendidas no período do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO)	24
Tabela 2. Sistemas orgânicos afetados por espécie e quantidade de espécimes acometidos	24
Tabela 3. Quantidade e porcentagem de necropsias realizadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO), conforme a espécie.....	25
Tabela 4. Controle do peso pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) (identificado pela anilha R3960	40
Tabela 5. Resultados dos hematócritos do Pinguim-de-magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) R3960	45
Gráfico 1. Número de animais acometidos por sistema orgânico no período do ESO.....	
Gráfico 2. Sexo dos animais necropsiados no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) da Associação R3 Animal.....	26
Gráfico 3. Diagnósticos presuntivos dos animais necropsiados durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO).....	27

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ESO – Estágio Supervisionado Obrigatório

CePRAM – Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos

PMP (BS) – Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos

S/Nº - Sem Número

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

SC – Santa Catarina

RJ – Rio de Janeiro

mL – Mililitro

EPI – Equipamento de Proteção Individual

pH - Potencial hidrogeniônico

SIMBA – Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática

UDESC – Universidade do Estado de Santa Catarina

FC – Frequência cardíaca

FR – Frequência respiratória

Bpm – Batimentos por minuto

Rpm – Respirações por minuto

VO – Via oral

Mg – Miligrama

Kg – Quilograma

SID – Uma vez ao dia

BID – Duas vezes ao dia

TID – Três vezes ao dia

QID – Quatro vezes ao dia

RESUMO

Este trabalho tem como objetivo relatar as atividades realizadas pela discente Taciana Cássia Santos Bezerra ao longo do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) pelo Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS) em Florianópolis na Associação R3 animal, na área de reabilitação de animais marinhos no período de 02 de março a 30 maio de 2020, com carga horária de 436 horas; sob a orientação do Prof. Dr. Jean Carlos Ramos da Silva e supervisão da médica veterinária Dra. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas. Este relatório é dividido em duas partes. Na primeira parte são apresentadas as atividades realizadas no estágio e as casuísticas encontradas. Na segunda parte está descrito um relato de caso da ocorrência of *Plasmodium* sp. Em um espécime de *Spheniscus magellanicus* (pinguim-de-magalhães), na qual foi vivenciado no período de estágio.

Palavras-chave: animais marinhos; malária aviária; pinguim.

ABSTRACT

This work aims to report the activities made by the student Taciana Cássia Santos Bezerra during her mandatory supervised internship (ESO) at Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) through Projeto de Monitoramento de Praias na Bacia de Santos (PMP-BS) in Florianópolis, at the Associação R3 Animal, on sea animals rehabilitation from March 2nd to March 30th, 2020, with a 436-hour workload, under the guidance of Prof. Jean Carlos Ramos da Silva and supervision by the veterinarian Dr. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas. This report is split in two parts. In the first part activities performed during the internship and details involved are presented. In the second part is described a case report of the occurrence of *Plasmodium* sp. in a specimen of *Spheniscus magellanicus* (magellanic penguin), in which it was experienced during the stage period.

Keywords: marine animals; avian malaria; penguin.

SUMÁRIO

	Pág.
1. CAPÍTULO I	15
1.1 Introdução.....	15
1.2 Descrição do Local de Estágio – Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) / R3 Animal	15
1.3 Descrição das Atividades do Estágio	19
1.4 Discussão e considerações das atividades desenvolvidas	31
2. CAPÍTULO II - MALÁRIA AVIÁRIA (<i>Plasmodium</i> sp.) EM PINGUIM-DE- MAGALHÃES (<i>Spheniscus magellanicus</i>) – RELATO DE CASO	32
2.1 Introdução	32
2.2 Revisão de literatura	34
2.2.1 Malária aviária	34
2.2.2 Etiologia	34
2.2.3 <i>Plasmodium</i> spp.	35
2.2.4 Patogenia	36
2.2.5 Sinais clínicos e diagnósticos	38
2.2.6 Tratamento	39
2.2.7 Prevenção e Controle	39
2.3 Relato de caso	39
2.4 Resultados e discussão	43
2.5 Conclusão	45
3. Referências bibliográficas	46

1. CAPÍTULO I

1.1 Introdução

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) é a última etapa da graduação para a posterior formação do discente e faz parte da malha curricular do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no qual é uma disciplina obrigatória no 11º período. O discente pode realizar o estágio em até duas instituições na área da Medicina Veterinária que deseja atuar e deverá cumprir o total de 420 horas de atividades práticas. O objetivo deste relatório será apresentar as atividades desempenhadas no período do ESO, sendo este uma exigência parcial para a obtenção do grau de Bacharela em Medicina Veterinária.

O ESO foi realizado no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) da Associação R3 Animal, em Florianópolis – Santa Catarina (SC), no período de 02 de março de 2020 a 30 de maio 2020, totalizando a carga horária de 436 horas, sob orientação do Professor Dr. Jean Carlos Ramos da Silva e supervisão da presidente médica veterinária Dra. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas. O estágio teve como objetivos integrar o conhecimento teórico adquirido no decorrer do curso com as atividades práticas desenvolvidas e permitir experiência na área de manejo e reabilitação de animais marinhos, sendo assim fundamental para a formação e futura atuação profissional na área.

1.2 Descrição do Local de Estágio – Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) / R3 Animal

A Associação R3 Animal, em Florianópolis, executa o trecho 3, do Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS). O PMP-BS é uma atividade desenvolvida para o atendimento de condicionante do licenciamento ambiental federal, conduzido pelo IBAMA, das atividades da Petrobras de produção e escoamento de petróleo e gás natural na Bacia de Santos, cujo objetivo é avaliar possíveis impactos das atividades de produção e escoamento de petróleo sobre as aves, tartarugas e mamíferos marinhos, por meio do monitoramento das praias, atendimento veterinário aos animais vivos e necropsia dos

encontrados mortos. Este é realizado desde Laguna/SC até Saquarema/RJ, sendo dividido em 15 trechos.

O CePRAM está situado dentro do Parque Estadual do Rio Vermelho na Rodovia João Gualberto Soares, sem número (s/nº), bairro São João do Rio Vermelho, Florianópolis, SC, Brasil. Possui área de 3 mil metros quadrados (Figura 1). O setor destinado especificamente aos animais possuía ambulatório com raio-x portátil (Figura 2), bloco cirúrgico (Figura 3), sala de necropsia, armazenamento de amostras, câmara fria, laboratório de análises clínicas (Figura 4), laboratório de biologia molecular I e II, salas de internamento que tem recinto para pinípedes, estabilização, isolamento e despetrolização, cozinha dos animais, 12 recintos externos (figura 5) com piscinas e área de sombra, alguns com umidificador para os pinguins, sendo para aves marinhas, cetáceos e pinípedes. Além do setor para equipe em geral que contava com vestiários, salas da coordenação, equipe técnica, reuniões e educação ambiental, almoxarifado, depósito de campo, depósito geral, lavanderia e cozinha.

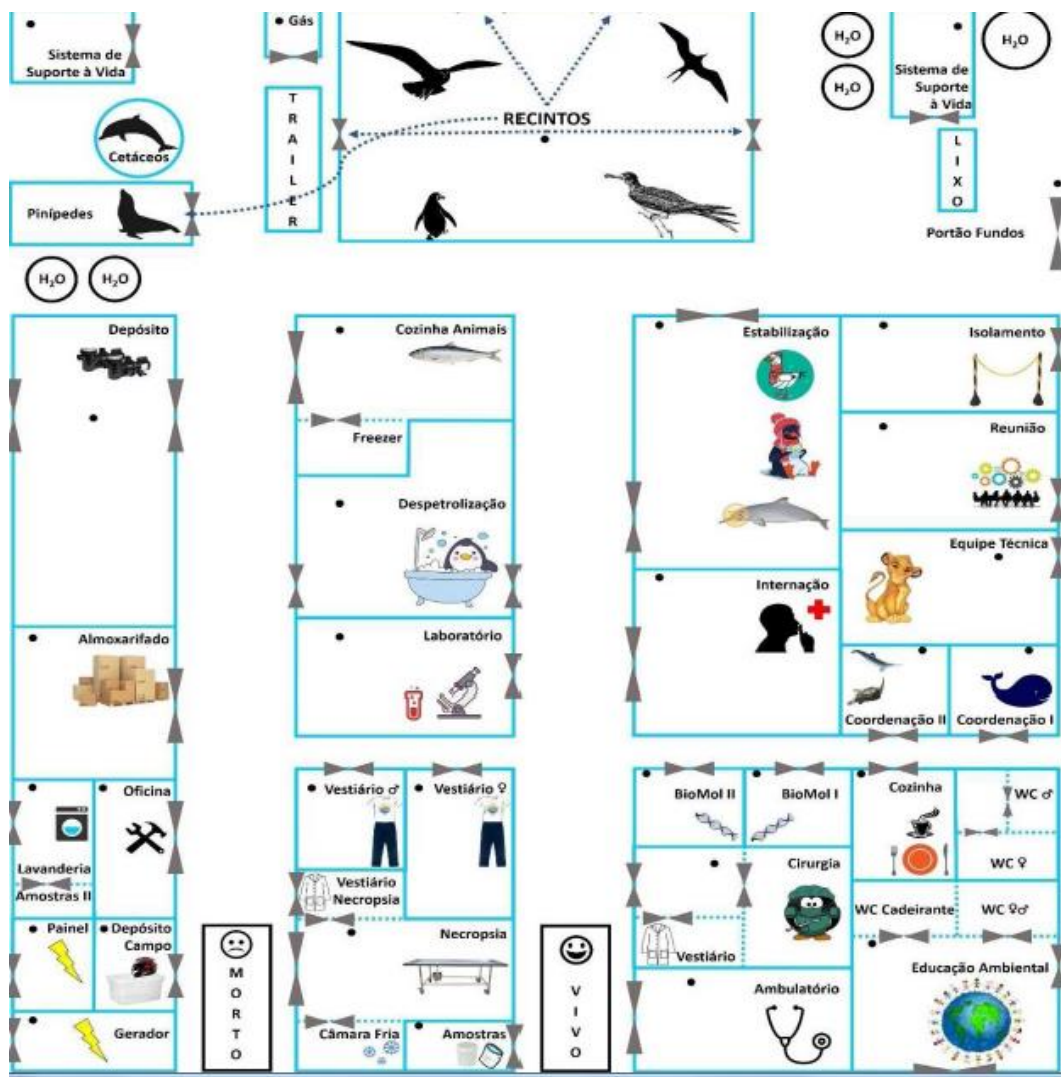


Figura 1. Ilustração do mapa do Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos da Associação R3 Animal. CePRAM. (Fonte: Associação R3 Animal).



Figura 2. Ambulatório de atendimento clínico dos animais contendo raio-x portátil, farmácia e mesa de atendimento. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).



Figura 3. Visão parcial do bloco cirúrgico no CePRAM com mesa cirúrgica, foco de iluminação, monitor multiparamétrico, concentrador de oxigênio e instrumentais cirúrgicos. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).



Figura 4. Laboratório de análises clínicas com equipamentos realização dos exames de hemograma, bioquímica, coproparasitológico e cultura microbiológica. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).



Figura 5. Aspectos dos recintos de reabilitação para aves marinhas, pinípedes e cetáceos, contendo fonte de água e ponto de sombra. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

Existem caminhonetes para o transporte de animais, sendo uma para os animais vivos que foi utilizada para o deslocamento dos animais para exames, resgate e solturas. Outras três foram destinadas ao transporte de animais mortos e transportaram o quadrículo para

realização do monitoramento de praias na região Leste, Norte e Sul. A entrada da caminhonete com os animais vivos foi distinta dos animais mortos, entrando os últimos ao lado da necropsia. Ainda há outra caminhonete de apoio e um trailer que funciona como ambulatório móvel.

Os setores do CePRAM são divididos em administração, reabilitação, monitoramentos de campo e Educação Ambiental. O setor de reabilitação possui quatro médicos veterinários, três tratadores, um assistente técnico, e dois técnicos do laboratório de análises clínicas; o monitoramento de campo tem sete técnicos (biólogos), seis monitores e uma coordenadora de campo; a administração é composta por seis funcionários (técnicos e coordenadores) e a Educação Ambiental contém duas biólogas. Na equipe existem cinco estagiários remunerados e voluntários.

1.3 Descrição das atividades de estágio

Foi possível realizar um total de 432 horas de Estágio Supervisionado Obrigatório, cumprindo 6 horas diárias entre 02 de março de 2020 e 30 de maio de 2020. Para melhor acompanhamento das atividades, semanalmente era elaborada uma escala na qual os estagiários eram direcionados para acompanhar os profissionais nos seguintes setores: veterinária, manejo, laboratório de análises clínicas e monitoramento de praia.

Como estagiária foi possível realizar proativamente as atividades relacionadas às rotinas veterinárias: atendimento dos animais e necropsias; preparo e realização de exames no laboratório de análises clínicas; manejo sanitário, alimentar e observação comportamental dos animais em reabilitação além do monitoramento de praias para o resgate de animais.

1.3.1 Setor veterinário

A rotina da médica veterinária começava com a ronda no início da manhã por todos os recintos para observação dos animais. No ambulatório os medicamentos e materiais para curativos eram separados para realização do tratamento dos animais, se necessário hidratados via oral por sonda com cerca de 60 mL de água (Figura 6) e realizado exame físico quando necessário para acompanhar o quadro dos animais.

Nos casos de acionamento de animal vivo debilitado o ambulatório já era organizando e com a chegada do animal realizava-se o atendimento (Figura 7) de modo breve, silencioso

de acordo como seguinte protocolo: pesagem, exame físico com preenchimento de ficha clínica por auxiliar e vermifugação junto à hidratação. Embora o protocolo de atendimento utilizado fosse o mesmo, cada situação era diferente, e o animal era atendido conforme as necessidades do momento. Animais estabilizados trazidos de outras bases de reabilitação passavam pelo mesmo protocolo.



Figura 6. Gaivota (*Larus dominicanus*) sendo hidratada por sonda esofágica na sala de estabilização.(Fonte: Arquivo pessoal, 2020)



Figura 7. Auscultação cardíaca em gaivota (*Larus dominicanus*) realizada durante o exame clínico inicial no ambulatório. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

Após o atendimento os animais eram levados para a sala de estabilização e em casos necessários utilizava-se aquecedor ou incubadora com oxigênio. Conforme apresentavam uma boa evolução clínica e já comendo sozinhos eram transferidos aos recintos externos de reabilitação para posterior soltura após avaliação clínica.

A colheita de sangue para hemograma (Figura 8), bioquímica sérica e pesquisa de hemoparasitas sempre ocorriam toda quarta-feira e segunda-feira e a colheita de fezes para o exame coproparasitológico, quinzenalmente. Os exames eram realizados rotineiramente com intuito de acompanhar a evolução clínica dos animais. Radiografias eram realizadas no ambulatório de acordo com a necessidade do caso, como em fraturas, suspeita de corpo estranho e avaliação da cavidade celomática, os laudos radiográficos eram elaborados. Também foi possível acompanhar exame de tomografia realizado em clínica particular em um pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*).



Figura 8. Colheita de sangue pela veia jugular em gaiivota (*Larus dominicanus*). (Fonte: Arquivo pessoal, 2020)

Foi possível acompanhar cirurgias de enucleação e amputação de membros nas aves e depois como auxiliar do cirurgião, assim também na anestesia, auxiliando na elaboração de protocolo anestésico, monitoramento e pós-cirúrgico.

Como estagiária, foi possível acompanhar e depois sob supervisão do (a) médico (a) veterinário (a) realizar contenção dos animais, tratamento terapêutico, discussões clínicas e elaboração de protocolos terapêuticos, colheita de sangue, radiografias (Figura 9) e laudos radiográficos, necropsias e laudos, microchipagem, alimentação com papa por sonda, auxílios

nos procedimentos cirúrgicos e anestésicos, assim como organização e higiene do ambulatório.



Figura 9. Radiografia do membro torácico esquerdo de um atobá-pardo (*Sula leucogaster*) com raio-x portátil no ambulatório do CePRAM. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

A sala de necropsia era preparada com materiais para a realização do exame necroscópico e coleta de amostras. A biometria e as fotografias (Figura 10) eram realizadas antes do início e também registro fotográfico dos órgãos utilizando sempre escala que continha o número de identificação do animal. As necropsias eram realizadas assim que os animais morriam no CePRAM ou aqueles trazidos dos monitoramentos de praias. As carcaças eram classificadas em 4 códigos: código 02 para carcaça fresca; código 03 pouco decomposto; código 04 para decomposição avançada e 05 carcaça seca. Identificação da espécie, escore corporal e alterações anatomopatológicas eram anotadas na ficha de necropsia. Amostras eram coletadas e armazenadas no formol para histopatológico (código 02 e 03), alguns órgãos eram congelados, outras amostras eram coletadas para análise de contaminantes (somente código 02), quando havia presença de parasitas eram armazenados em álcool 70%, sangue do coração também era coletado para hemocultura (código 02). Amostras das carcaças 04 e 05 somente eram coletadas de acordo com a viabilidade do órgão. Após necropsia a sala e

instrumentos eram totalmente higienizados. Ainda foi possível participar da organização e acondicionamento das amostras a serem enviadas ao laboratório.



Figura 10. Fotografia retirada antes de iniciar a necropsia de um pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*). (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

Durante todas as atividades utilizavam-se todos os equipamentos de proteção individual (EPI's) adequados as atividades a serem desempenhadas, como máscara, luvas específicas, óculos de proteção, jaleco, roupas impermeáveis.

Quanto à casuística, durante o período de estágio foram acompanhados os tratamentos de 129 animais, todas aves marinhas, com maior frequência de gaivota (*Larus dominicus*) (n=87); e na sequência pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) (n=14); atobá-pardo (*Sula leucogaster*) (n=12); fragata (*Fregata magnificens*) (n=7); biguá (*Phalacrocorax brasilianus*) (n=5); pardelão-prateado (*Fulmarus glacialis*) (n=1); pernilongo-de-costas-brancas (*Himantopus melanurus*) (n=1); albatroz-de-sobrancelha (*Thalassarche melanophris*); (n=1) e piru-piru (*Haematopus palliatus*) (n=1) (Tabela 1). Destes, 78 foram reabilitados e devolvidos à natureza, 20 vieram a óbito e 31 seguiram para reabilitação. A (Tabela 2) apresenta os sistemas orgânicos acometidos por espécie e a quantidade de espécimes afetados.

Tabela 1. Frequências absoluta e relativa das aves marinhas atendidas no período do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO). Fonte: Bezerra (2020)

ESPÉCIES	NOME COMUM	Nº DE ANIMAIS	PERCENTUAL (%)
<i>Larus dominicanus</i>	Gaivota	87	67%
<i>Spheniscus magellanicus</i>	Pinguim-de-magalhães	14	11%
<i>Sula leucogaster</i>	Atobá-pardo	12	9%
<i>Fregata magnificens</i>	Fragata	7	5%
<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	Biguá	5	4%
<i>Fulmarus glacialisoides</i>	Pardelão-prateado	1	1%
<i>Himantopus melanurus</i>	Pernilongo-de-costas-brancas	1	1%
<i>Thalassarche melanophris</i>	Albatroz-de-sobrancelha	1	1%
<i>Haematopus palliatus</i>	Piru-piru	1	1%
TOTAL		129	100%

Tabela 2. Sistemas orgânicos afetados por espécie e quantidade de espécimes acometidos. Fonte: Bezerra (2020)

ESPÉCIES	SISTEMAS ACOMETIDOS	Nº DE ESPÉCIES
<i>Larus dominicanus</i> (Gaivota)	Digestório toxicidade	31
	Sistema músculo esquelético/trauma	16
	Digestivo/infecioso, bacteriano	13
	Em reabilitação	10
	Sistema músculo esquelético/trauma; digestivo/toxicidade	8
	Respiratório/Infecioso, bacteriano	6
	Sensitivo/Parasitismo	3
	Respiratório/Afogamento, asfixia.	5
	Respiratório/Afogamento, asfixia; Cutâneo/Trauma.	4
	<i>Spheniscus magellanicus</i> (Pinguim-de-magalhães)	Digestivo/Infecioso, bacteriano.
Sistema nervoso central/Trauma		1
Digestivo/Nutricional		1
Em reabilitação		1
<i>Sula leucogaster</i> (Atobá-pardo)	Sistema músculo esquelético/Trauma.	5
	Em reabilitação	5
	Respiratório/Afogamento, asfixia.	2
<i>Fregata magnificens</i> (Fragata)	Sistema músculo esquelético/Trauma.	5
	Em reabilitação	2
<i>Phalacrocorax brasilianus</i> (Biguá)	Respiratório/Infecioso, bacteriano; Sistema músculo esquelético/trauma	3
	Em reabilitação	2
<i>Fulmarus glacialisoides</i> (Pardelão-prateado)	Respiratório/Infecioso, bacteriano; Digestivo/Nutricional	1
<i>Himantopus melanurus</i> (Pernilongo-de-costas-brancas)	Circulatório/Infecioso, bacteriano	1
<i>Thalassarche melanophris</i> (Albatroz-de-sobrancelha)	Digestivo/Nutricional	1
<i>Haematopus palliatus</i> (Piru-piru)	Digestivo/Nutricional; Respiratório/Infecioso.	1

Foi possível visualizar (Gráfico 1) que o sistema mais acometido foi o digestório, seguido do músculo-esquelético, respiratório e circulatório.

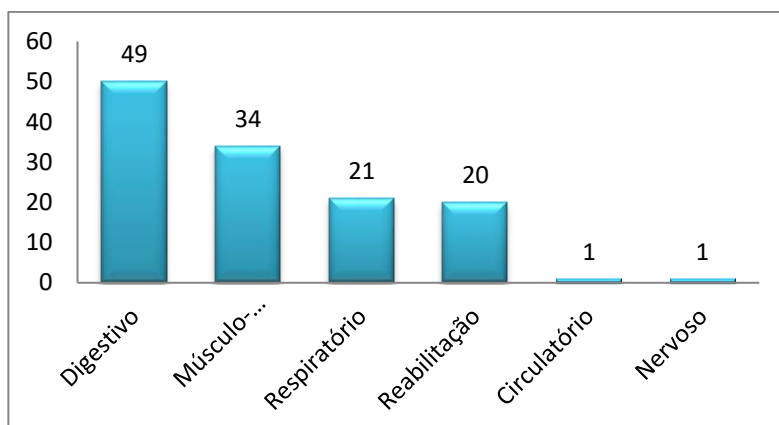


Gráfico 1. Número de animais por sistemas orgânicos acometidos. Fonte: Bezerra (2020)

Foram realizadas 35 necropsias (Tabela 3), dessas 33 foram aves marinhas, uma tartaruga marinha e um cetáceo. Nove animais (26%) possuíam indícios de interações antrópicas, como: interação com pesca, resíduo sólido e agressão/caça; vinte e seis animais (74%) não apresentaram marcas de interação antrópica. Foi possível avaliar a condição corporal dos animais em: ótimo (14%); bom (34%); magro (37%) e caquético (14%).

Tabela 3. Quantidade e porcentagem de necropsias realizadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO), conforme a espécie animal. Fonte: Bezerra (2020).

ESPÉCIES	Nº NECROPSIAS	%
<i>Larus dominicanus</i> (Gaivota)	24	69%
<i>Sula leucogaster</i> (Atobá-pardo)	3	9%
<i>Spheniscus magellanicus</i> (Pinguim-de-magalhães)	2	6%
<i>Fregata magnificens</i> (Fragata)	1	3%
<i>Fulmarus glacialis</i> (Pardelão-prateado)	1	3%
<i>Phalacrocorax brasilianus</i> (Biguá)	1	3%
<i>Himantopus melanurus</i> (Pernilongo-de-costas-brancas)	1	3%
<i>Tursiops truncatus</i> (Golfinho-nariz-de-garrafa)	1	3%
<i>Chelonia mydas</i> (Tartaruga-verde)	1	3%
Total	35	100%

Durante a necropsia também foi possível identificar o sexo (Gráfico 2) e a partir das lesões encontradas chegar ao diagnóstico presuntivo (Gráfico 3).

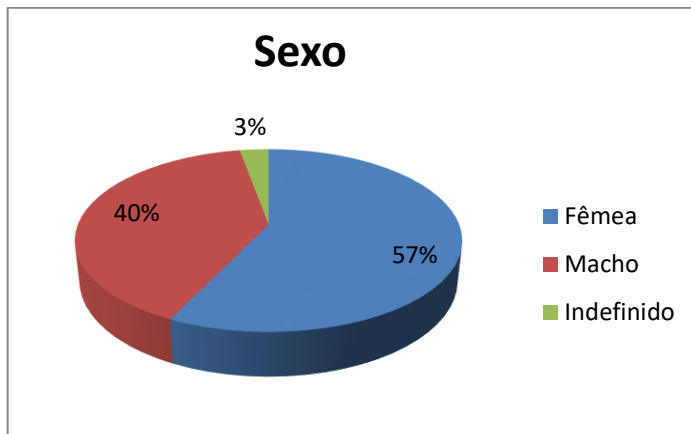


Gráfico 2. Sexo dos animais necropsiados no CePRAM da Associação R3 Animal. Fonte: Bezerra (2020)

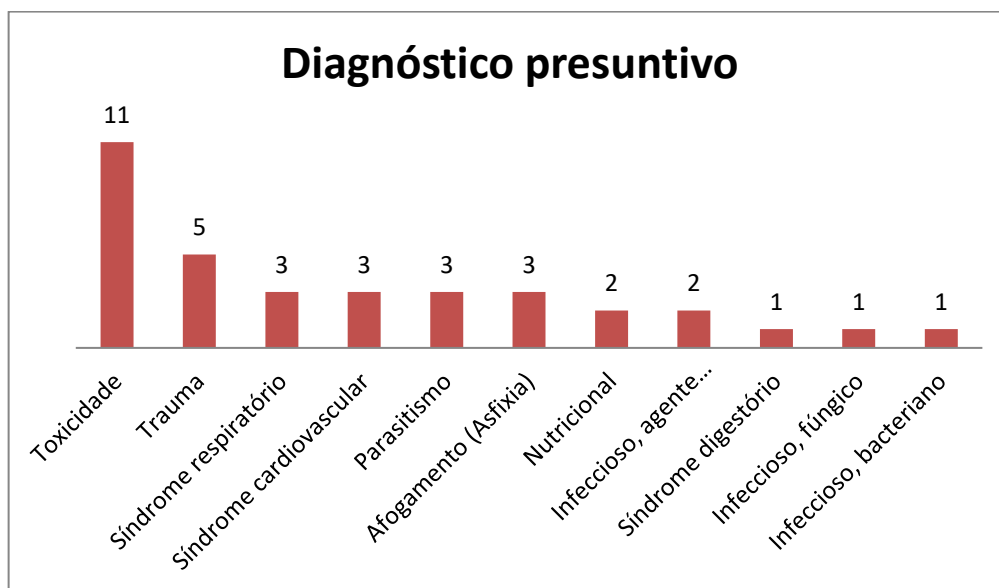


Gráfico 3. Diagnósticos presuntivos dos animais necropsiados. Fonte: Bezerra (2020)

1.3.2 Setor de manejo

No setor de manejo foi possível acompanhar e executar todas as atividades desempenhadas pelos os tratadores do plantão: limpeza dos recintos, alimentação dos animais,

monitoramento da qualidade da água (Figura 11), montagem de recintos, observação do comportamento dos animais e pesagem dos animais.



Figura 11. Realização de testes químicos para análise da água: níveis amônia tóxica água salgada e doce, nitrito, oxigênio, cloro e pH. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

No início da manhã todos os recintos externos eram higienizados com água, detergente e água sanitária, além das salas de internação, isolamento e estabilização, incluindo a higienização do chão, baias, caixas de transportes e recipientes de comidas eram recolhidos. Para a limpeza os animais acomodados nas baias eram transferidos para caixas de transporte e então colocados tapete de borracha e por cima jornal em cada baia e então os animais retornavam para esta já limpa.

Após manejo veterinário, era a oferta de peixes nos dois turnos manhã e tarde conforme a biologia e necessidade calórica da espécie com a menor interação possível. Animais debilitados e desidratados que não comiam sozinho era ofertado papa de peixe, feita na cozinha (diariamente), com sardinha e água morna passados no liquidificador e adicionado suplementos ômega 3 e AminomixPet® e após avaliação veterinária o peixe era forçado inteiro.

A qualidade físico-química da água era realizada diariamente, obtendo os parâmetros físicos de salinidade, temperatura e através do Labcon Test® eram testados os níveis amônia tóxica água salgada e doce, nitrito, oxigênio, cloro e pH. Todos os animais eram pesados semanalmente aos sábados e estes dados registrados em planilha para controle do peso.

Os recintos eram preparados de acordo com a espécie a ser reabilitada e colocados pedras, troncos, recipientes com água, areia, conforme a necessidade. O comportamento animal sempre era observado no decorrer do dia e qualquer alteração sendo comunicada aos médicos veterinários.

1.3.3 Laboratório de análises clínicas

Os exames de rotina realizados no laboratório do CePRAM no período de estágio foram: coproparasitológico, hemograma, bioquímica sérica, microbiológico com antibiograma. Como estagiária foi possível preparar o material de vidraria para realização dos exames e limpeza destes após o término; para o hemograma realizou-se o esfregaço sanguíneo, hematócrito (Figura 12), proteínas plasmáticas totais avaliadas no refratômetro e foi acompanhada a contagem total de eritrócitos, leucócitos e sua contagem diferencial anotando na planilha. Quanto à bioquímica sérica acompanharam-se todas as etapas desde a colocação dos reagentes nos tubos de ensaios até a realização da leitura no espectrofotômetro. O exame coproparasitológico foi possível realizar desde a coleta, preparação das técnicas de sedimentação, flutuação e método direto até a leitura da lâmina no microscópio.



Figura 12. Capilar contendo sangue na mini centrífuga para posterior avaliação do hematócrito. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

1.3.4 Soltura dos animais marinhos

Antes da soltura exames coproparasitológicos e hematológicos eram realizados para atestar a saúde dos animais, além da observação do comportamento como o voo, natação, alimentação e quando aptos realizavam-se a soltura. Nos pinguins era realizado teste de impermeabilização das penas (Figura. 13) e pouco antes da soltura os animais eram pesados, registrado o escore corporal, biometria e anilhados (aves voadoras) ou microchipados (pinguins). As solturas eram realizadas na praia ou em alto mar.



Figura 13. Teste de impermeabilização em pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) um dia antes da soltura. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

1.3.5 Monitoramento de praias

Diariamente as praias do Norte, Leste e Sul de Florianópolis eram monitoradas por três equipes. Como estagiária acompanhei o monitoramento das praias do Sul (Armação, Matadeiro, Pântano do Sul, Açores e Solidão). Alguns trechos eram monitorados a pé (Figura 14) e outros com quadrículo a procura de animais debilitados ou mortos e estes eram levados ao CePRAM para reabilitação ou necropsia.

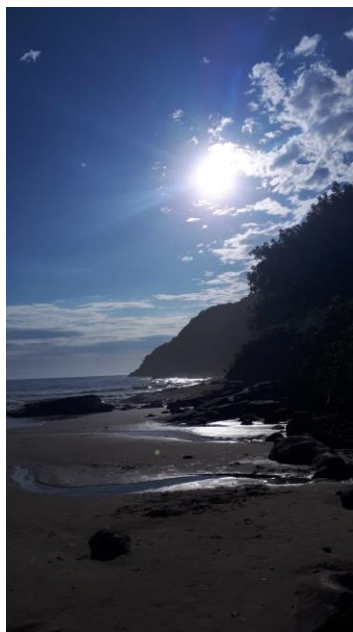


Figura 14. Monitoramento a pé na praia do Matadeiro em Florianópolis –SC. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

O biólogo responsável anotava através do tablet no Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA) informações sobre a hora inicial e final do monitoramento de cada trecho e as condições do céu, do mar, da maré e ventos e através do GPS a localização do encalhe.

Foi possível acompanhar o monitoramento de leões-marinhos-do-Sul (*Otaria flavesens*), um macho adulto na Lagoa da Conceição que estava descansando no costão rochoso e foi avaliado a distância através de termógrafo e inspeção apresentando bom escore corporal, apresentou-se ativo, porém foram verificadas lesões lacerativas na nadadeira peitoral já em processo de cicatrização. Foram avistados um grupo de leões-marinhos-do-Sul (*Otaria flavesens*) descansando em costões rochosos na trilha da Lagoinha do Leste em Florianópolis, estes estavam nadando e apresentando bom estado de saúde.

1.3.6 Apresentação de seminário

Foi realizada apresentação de seminário através do Skype para os funcionários da R3 Animal, cujo título: “Vivência de estágio no projeto Cetáceos da Costa Branca”. O intuito desta apresentação foi à troca de conhecimento entre a equipe e estagiária.

1.4 Discussões e considerações das atividades desenvolvidas

No setor veterinário, as atividades na área de clínica médica foram mais rotineiras: a contenção de diferentes espécies de aves marinhas de acordo com a sua anatomia e fisiologia, o estímulo dos veterinários para desenvolvimento do raciocínio clínico diante de diversos casos, o exame clínico, tratamento e o acompanhamento da evolução do animal, além da observação do seu comportamento para proporcionar bem estar animal, a qual interfere positivamente na reabilitação dos animais. Essas foram às vivências de maior interesse para a capacitação profissional na área. A experiência adquirida no ESO permitiu interligar e aprimorar os conhecimentos adquiridos durante a graduação na sala de aula e através dos outros estágios não obrigatórios, sendo de grande valia para a futura atuação profissional.

2. CAPÍTULO II - OCORRÊNCIA DE *Plasmodium* sp. EM PINGUIM-DE-MAGALHÃES (*Spheniscus magellanicus*) – RELATO DE CASO

2.1 Introdução

Pinguins são aves marinhas pertencentes à ordem Sphenisciformes, com 18 espécies distribuídas somente no hemisfério Sul (Figura 15), 11 dessas espécies estão listadas como vulneráveis ou ameaçadas, e as de *habitats* subtropicais e temperados encontram-se sob maior ameaça quando comparado com as espécies de *habitats* antárticas e subantárticas (RUOPPOLO, 2014; FILHO, 2014). A costa do Brasil tem ocorrência de quatro espécies de pinguins, sendo mais comum o pinguim-de-magalhães, já as outras espécies são mais esporádicas e incluem o pinguim-de-penacho-amarelo-do-sul (*Eudyptes chrysocome*); pinguim-rei (*Aptenodytes patagonicus*) e pinguim-macaroni (*Eudyptes chrysolophus*) (SICK, 2001; BARQUETE, et AL., 2006; CBRO, 2011).

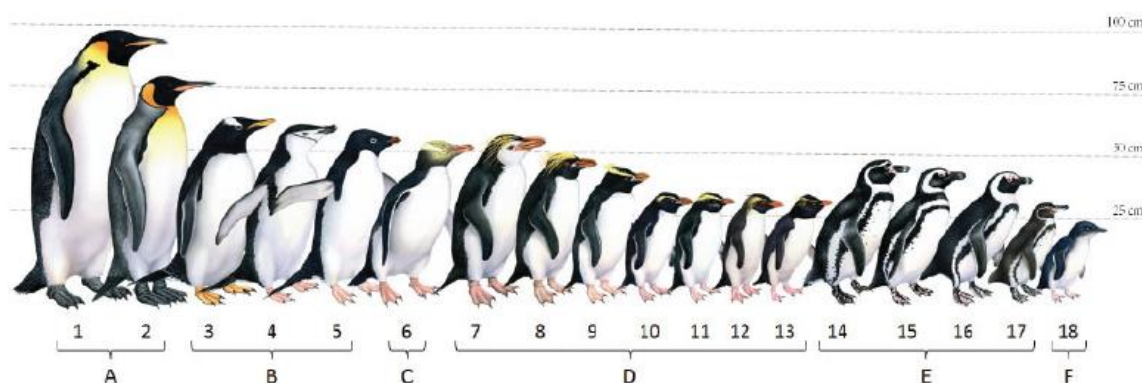


Figura 15. Espécies de pinguins. 1. Pinguim-imperador; 2. Pinguim-rei; 3. Pinguim-papua; 4. Pinguim-antártico; 5. Pinguim-de-Adélia; 6. Pinguim-de-olhos-amarelos; 7. Pinguim-Royal; 8. Pinguim-Macaroni; 9. Pinguim-de-crista-ereta; 10. Pinguim-de-Snares; 11. Pinguim-de-Fiordland; 12. Pinguim-de-penacho-amarelo-do-norte; 13. Pinguim-de-penacho-amarelo-do-sul; 14. Pinguim-de-Humboldt; 15. Pinguim-de-Magalhães; 16. Pinguim-africano; 17. Pinguim-de-Galápagos; 18. Pinguim-azul. (A) *Aptenodytes*, (B) *Pygoscelis*, (C) *Megadyptes*, (D) *Eudyptes*, (E) *Spheniscus*, (F) *Eudytula*. (Fonte: Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária; 2ª edição; 2014).

Aves muito bem adaptadas ao ambiente marinho, onde passam maior parte de suas vidas, podendo permanecer até meses em alto mar e voltam a terra para postura e incubação dos ovos, onde se formam as colônias reprodutivas (RUOPPOLO, 2014; FILHO, 2014).

Estes animais compõem 80% da biomassa de aves do Oceano Antártico, controlando a população de presas (peixes, moluscos, crustáceos e cnidários), servindo de alimento para predadores de topo (tubarões, orcas e pinípedes) e também para predadores oportunistas de ovos e filhotes, logo formam uma conexão fundamental na teia alimentar dos oceanos do hemisfério Sul (WOEHER, 1994; AINLEY, 1985). Dessa maneira, os pinguins desempenham a importantíssima função de transferência energética entre os ambientes marinho e terrestre, portanto estão intimamente conectados ao equilíbrio do ecossistema marinho e são bastante susceptíveis a modificações ambientais que nele ocorram, servindo como indicadores precoces de impactos ambientais e desequilíbrios ecológicos no ambiente marinho (BOERMAS, 2008).

Os pinguins-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) percorrem anualmente mais de 2.000 km de suas colônias reprodutivas até a costa brasileira em função de suas presas. Podem ser encontrados até milhares todos os anos no litoral brasileiro do sul e sudeste no inverno (CEMAVE, 2011). Dentre as principais ameaças que afetam os pinguins estão à competitividade das presas com a indústria pesqueira, perturbação ou destruição dos *habitats* reprodutivos, mudança climática global, contaminação por petróleo e seus derivados, captura acidental com redes de pesca, poluição marinha e colisão com embarcações (RUOPPOLO, 2014; FILHO, 2014).

Animais debilitados são resgatados e encaminhados aos centros de reabilitação especializados para receberem tratamento veterinário e quando totalmente recuperados são liberados à natureza (RUPOLLO et al., 2004;). A reabilitação dos animais marinhos tem papel importante na conservação do ecossistema marinho, não sendo apenas para mitigar a morte dos animais que podem estar direta ou indiretamente relacionada aos impactos antrópicos, mas também por ser essencial para que os animais enfermos recebam tratamento adequado e responsável eticamente, além disso, evita que leigos tentem resgatar os animais encalhados e sejam expostos a doenças zoonóticas e riscos de lesões (ESTES, 1998).

Durante o período nos centros de reabilitação, aves podem ser atingidas por enfermidades que podem prejudicar a sua sobrevivência e reabilitação, dentre elas a malária aviária, doença infecciosa preocupante por ser considerada uma das principais ameaças para a conservação dos pinguins, devido ao rápido desenvolvimento e mortalidade elevada. Surto de malária aviária têm sido recorrentes em pinguins mantidos em aquários, zoológicos e centros de reabilitação. (BUENO et al., 2010; LEVIN; PARKER, 2011).

Diante do exposto, o presente trabalho teve como objetivo apresentar um relato de caso sobre ocorrência de *Plasmodium* sp. em um pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) que esteve em reabilitação no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos da Associação R3 Animal em Florianópolis/SC.

2.2 Revisão de literatura

2.2.1 Malária Aviária

A malária aviária é uma doença infecciosa causada por protozoários do gênero *Plasmodium*, mas também agrupa outros hemosporídeos (*Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Fallisia*) devido à proximidade taxonômica e às semelhanças epidemiológicas e patológicas. Geralmente os hemosporídeos causam infecções subclínicas ou quadro clínico brando, porém, em casos particulares ou aves bastante susceptíveis podem causar alterações clínicas graves e até mesmo óbito (VALKIŪNAS, 2005; ATKINSON, 2008b). Os pinguins, dentre os grupos taxonômicos das aves, são bem sensíveis a infecção plasmódica, sendo assim é tida como uma doença de cunho relevante durante a reabilitação e aos animais cativos (SILVA-FILHO; RUOPPOLO, 2007).

2.2.2 Etiologia

Os hemosporídeos pertencem ao Filo Apicomplexa; Classe Aconoidasida; Ordem Hemosporida. O ciclo de vida engloba insetos hematófagos e vertebrados, logo são protozoários obrigatoriamente heteroxênicos. Possuem diversas espécies, sendo distribuídos em quatro gêneros: *Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Fallisia* e *Plasmodium*. Não possuem potencial zoonótico. O gênero *Plasmodium* possui cerca de 60 espécies que acometem aves, e são separadas em cinco subgêneros: *Haemmoeba*, *Novyella*, *Giovannolaia*, *Bennettinia*, *Hufia*. Os parasitas são veiculados por mosquitos da família Culicidae (*Culex*, *Mansonia*, *Culiseta*, *Aedeomyia*). Possuem elevada flexibilidade em alternar espécies de hospedeiros, comumente tem baixa prevalência e patogenicidade de grave a moderada. No hospedeiro vertebrado a morfologia das formas parasitárias se difere entre os subgêneros, já as distinções epidemiológicas e patológicas são discretas (RUOPPOLO, 2014; FILHO, 2014).

2.2.3 *Plasmodium* spp.

O hospedeiro definitivo é o invertebrado, onde vai ocorrer à reprodução sexuada, já a ave é o hospedeiro intermediário, a qual é fundamental para o desenvolvimento do parasita. A ave é infectada quando o invertebrado realiza a hematofagia e inocula os esporozoítos, mas também pode acontecer infecção iatrogênica pela inoculação de merontes eritrocitários de forma acidental nos manejos clínicos.

O ciclo de vida do protozoário (Figura 16) é composto por diferentes fases. O invertebrado hematófago inocula os esporozoítos na ave durante a alimentação. Estes invadem células endoteliais e mononucleares fagocíticas de diversos tecidos, como baço e pele, e geram criptozoítos e ao se desenvolverem (reprodução assexuada) rompem-se e são liberados merozoítos em vasta quantidade, chamado de ciclo de merogonia exoeritrocítica primária. Ao ganharem a circulação, os merozoítos, adentram em novas células endoteliais e mononucleares fagocíticas, como pulmão, baço, fígado e medula óssea, formando metacriptozoítos, conhecidos também como merontes teciduais ou esquizontes teciduais, e ao se desenvolverem (reprodução assexuada) se rompem, sendo então liberada enorme quantidade de merozoítos, denominado de ciclo merogonia exoeritrocítica secundária. Estes merozoítos podem seguir quatro caminhos diferentes a depender de fatores endógenos e das condições do hospedeiro (SCHIMDT et al., 2015; VALKIŪNAS, 2005; VANSTREELS; PARSONS, 2014). Os autores Vanstreels e Parsons (2014) descreveram:

Alguns podem retornar ao ciclo de merogonia exoeritrocítica secundária. Outros podem invadir células sanguíneas, tipicamente eritrócitos, desenvolvendo-se em trofozoítos, que por reprodução assexuada se transformam em merontes eritrocíticos que se rompem, liberando moderadas quantidades de merozoítos. Este ciclo é denominado merogonia eritrocítica. Outra opção que pode ser seguida pelos merozoítos é invadir células endoteliais e mononucleares fagocíticas (diversos tecidos) e desenvolver-se por reprodução assexuada em fanerozoítos e, assim, podem permanecer por períodos prolongados, até que finalmente se rompem e liberam grandes quantidades de merozoítos. Esse ciclo secundário de reprodução assexuada é denominado merogonia exoeritrocítica terciária. A última opção de destino dos merozoítos é invadir células sanguíneas e desenvolver-se em trofozoítos, que posteriormente se desenvolvem nas formas sexuadas do parasita: macrogametócitos e microgametócitos (gametogonia). Os gametócitos permanecem nos eritrócitos circulantes por períodos. Após a ingestão pelo inseto hematófago, os gametócitos serão liberados dos eritrócitos que os albergam e transformar-se-ão em macrogametas e microgametas. Por ação da baixa temperatura e de fatores químicos, ocorrerá a exflagelação dos microgametas, que

desenvolvem mobilidade própria e buscam os macrogametas, juntos originando um zigoto (reprodução sexuada). O zigoto desenvolve-se em um oocineto móvel, que se desloca ativamente pelo trato digestório do inseto e invade a lâmina própria da mucosa intestinal, instalando-se na forma de um oocisto, que então produz uma grande quantidade de esporozoítos por meio de reprodução assexuada (esporogonia). Após sua maturação, o oocisto rompe e libera os esporozoítos na cavidade celomática do invertebrado. Os esporozoítos penetram ativamente as glândulas salivares, nas quais permanecem por várias semanas até serem inoculados em um hospedeiro vertebrado, reiniciando o ciclo de vida.

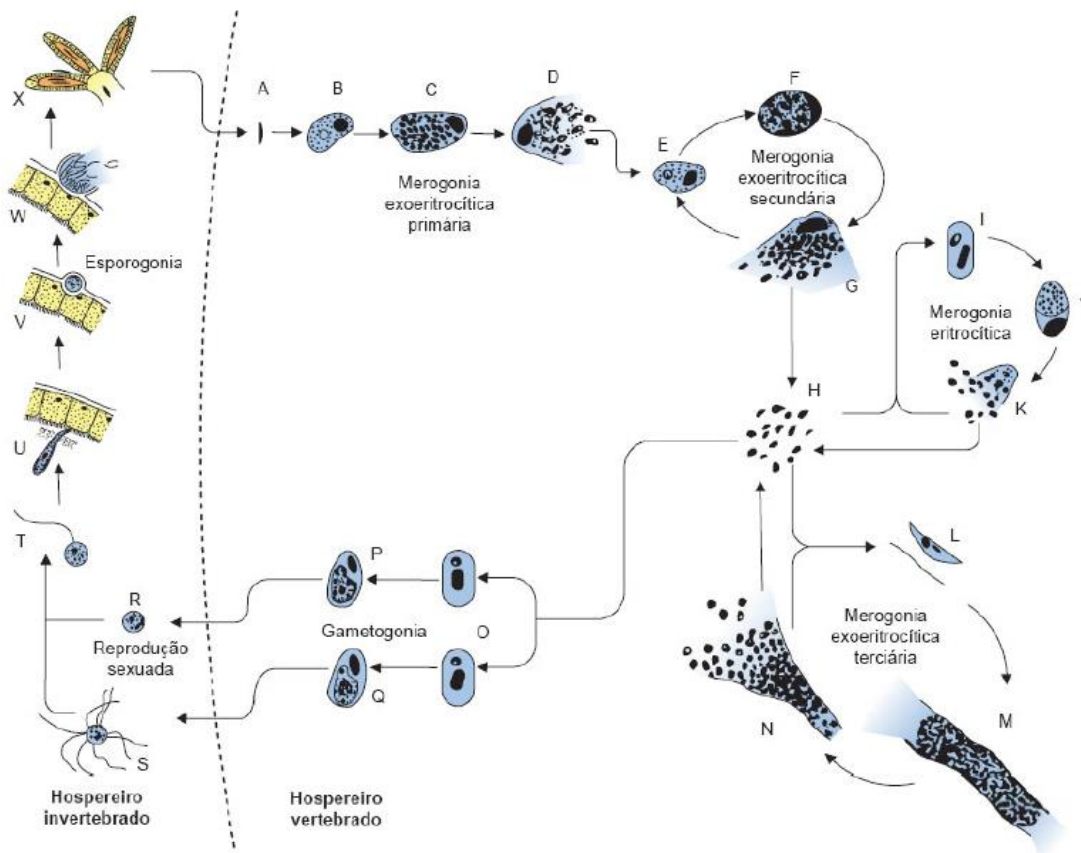


Figura 16. Ciclo de vida de *Plasmodium* spp. que infectam aves. Fonte: Valkiunas (2005), adaptação de Vanstreels (2014).

2.2.4 Patogenia

O período pré-patente é assintomático e pode ocorrer entre 5 a 10 dias, ocorre depois que o hospedeiro invertebrado introduz os esporozoítos, isto é antes do surgimento das primeiras formas parasitárias no sangue. Após o início da parasitemia (6 a 12 dias), quando já existem as formas parasitárias sanguíneas, ocorre uma crise, quando parasitemia desenvolve aceleradamente até atingir um pico, por volta do vigésimo primeiro dia após a infecção. Esta

fase perdura cerca de sete dias, a parasitemia então regride paulatinamente até alcançar a etapa crônica da infecção (Figura 17). Por volta do 35º dia posterior a infecção, pode acontecer uma crise secundária, assim como outras (ATKINSON et al., 2001; VALKIUNAS, 2005).

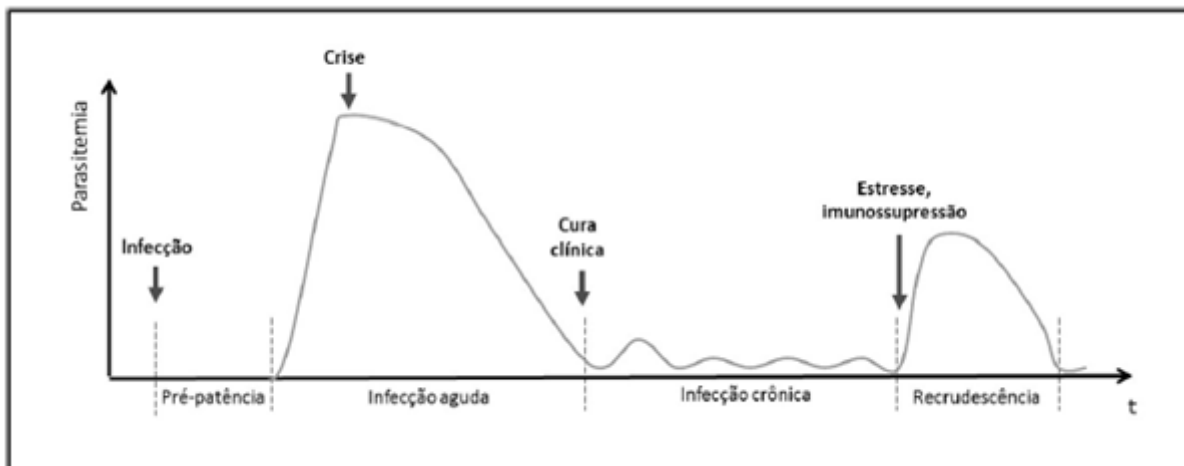


Figura 17. Diagrama conceitual da evolução da parasitemia na primoinfecção plasmódica de um animal suscetível. Fonte: Valkiunas, 2005; adaptação de Vanstreels, 2014.

A fase clínica da doença está relacionada à fase de crise. Ocorre hemólise tanto das hemácias parasitadas quanto das não parasitadas, acarretando na diminuição do hematócrito e hemoglobina com resposta regenerativa. Além disso, as fezes dos animais ficam esverdeadas devido à formação dos derivados de biliverdina. Há elevação dos linfócitos e gamaglobulinas, devido a resposta aguda a infecção. Tanto a hipertermia quanto a hipotermia podem ser observadas em algumas aves: a primeira ocorre em associação à síndrome febril e a outra prevalece devido a inabilidade de termorregulação (VALKIŪNAS, 2005; VANSTREELS & PARSONS, 2014).

Ocorre acúmulo de hemossiderina em macrófagos viscerais e em casos mais graves hemossiderose hepática em decorrência da hemólise intravascular e fagocitose de células parasitadas, tal como inflamação difusa em diferentes tecidos acometidos e vasculite em decorrência de merontes teciduais em células do endotélio e macrófagos teciduais. Espleno e hepatomegalia são lesões comumente encontradas por congestão, edema e hiperplasticidade resultante dos infiltrados mononucleares. A presença dos merontes teciduais podem ocasionar graus variáveis de inflamação aguda a crônica, levando à presença de infiltrado heterofílico, edema, congestão e hemorragia. Devido ao decréscimo de hemoglobina e hematócrito a circulação fica pobre em oxigênio e conjuntamente à aglutinação de eritrócitos e ao bloqueio mecânico dos vasos pelos merontes teciduais, ocorre isquemia e múltiplos focos de hipóxia

tecidual e hemorragia, associado a aumento de permeabilidade vascular e edema. Diversos tecidos, tais como musculatura esquelética, coração, pulmões, rins, baço, fígado, etc. podem ser afetados por estas alterações multifocais de degeneração e necrose (SCHIMDT *et al.*, 2015; VANSTREELS & PARSONS, 2014; WILLIAMS, 2005, FIX *et al.*, 1998).

Os pinguins são acometidos com intensa inflamação do parênquima pulmonar, intensa infiltração heterofílica, congestão e edema graves e ainda o quadro pode evoluir negativamente para insuficiência respiratória e óbito. Hepatite aguda, esplenite necrotizante podem estar relacionadas, além da função cardíaca comprometida e a perfusão sanguínea devido à vasculite originando a efusão pericárdica. Redução da pressão sanguínea, eritrócitos e hemoglobina circulantes, desequilíbrio eletrolítico, retardo da coagulação e insuficiência respiratória juntos poderão se associar e ocasionar hipoperfusão e choque. Sinais clínicos neurológicos como convulsão, paralisia e até morte podem ocorrer por hipóxia cerebral, isto é devido aos merontes teciduais ou trombos bloquearem os capilares cerebrais combinado a hipoperfusão generalizada e à anemia (RODHAIN, 1939; GRINER; SHERIDAN, 1967; BAK *et al.*, 1984; DINOHPL *et al.*, 2011)

2.2.5 Sinais clínicos e diagnóstico

Os pinguins como são aves altamente susceptíveis geralmente ocorre morte súbita e os sinais clínicos *ante mortem* estão ausentes. Na primavera e verão (os animais são mantidos nos ambientes externos, logo a probabilidade do contato com os mosquitos infectados é bem maior) e a mortalidade de uma população de pinguins (de 60 a 90%) pode acontecer em poucas semanas. Os sinais clínicos incluem: anemia, convulsão, letargia, anorexia e penas eriçadas, dispneia, mucosas pálidas, diarreia com fezes esverdeadas, regurgitação, hipotermia ou hipertermia. No pico da parasitemia é comum a anemia hemolítica regenerativa, leucocitose por linfocitose, aumento da proteína plasmática, do aspartato transaminase e redução de creatinina. O diagnóstico sugestivo pode ser através dos sinais clínicos e achados de necropsia (congestão generalizada da carcaça, acentuadas esplenomegalia e hepatomegalia, intensa congestão e edemas esplênico e pulmonar, congestão hepática e muscular, ingurgitação dos grandes vasos e hidropericárdio), mas o definitivo é realizado da observação do protozoário no esfregaço sanguíneo, histopatologia e técnicas biomoleculares (ATKINSON, 2001; VANSTREEL & PARSONS, 2014; WILLIAMS, 2005).

2.2.6 Tratamento

Quando houver relevância clínica o tratamento é preconizado, isto é, para espécies susceptíveis, aves debilitadas, sinais clínicos evidentes e alta parasitemia. É indicado a combinação de medicação contra as formas parasitárias teciduais (primaquina), e outro contra as formas parasitárias sanguíneas (cloroquina, derivados da quinina, trimetoprima-sulfa ou outros), sendo a combinação de primaquina e cloroquina a mais utilizada (REMPLE, 2004; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

2.2.7 Prevenção e controle

Estratégias para evitar o contato do inseto hematófago com os animais, consistem em: telas anti-mosquitos, ventiladores distribuídos no recinto, repelentes contendo dietiltoluamida (DEET), profilaxia medicamentosa com primaquina, sulfadiazina mais piremamina ou cloroquina, além de esfregaços delgados periódicos a fim de detectar precocemente a parasitemia e também obter o controle monitorando semanalmente. As técnicas quando utilizadas conjuntamente garante melhor controle. (ANDRADE; CABRINE, 2010; VANSTREELS; PARSONS, 2014).

2.3 Relato de caso

Um pinguim-de-magalhães (*Sheniscus magellanicus*) chegou ao CePRAM, em 27/02/2020, encaminhado pela UDESC (base de estabilização), localizada em Laguna –SC

No exame físico inicial realizado na chegada, observou-se que era um animal adulto, estava alerta, com todos os reflexos (pupilar, corneal, cloacal, palpebral e doloroso) presentes, mucosas hipocoradas, desidratado, com temperatura corporal superior a 42,5° C (hipertermia), frequência cardíaca (FC) 64 bpm (batimentos por minuto), frequência respiratória (FR) 50 rpm (respirações por minuto) indicando hiperventilação, com bom escore corporal, pesando 4,100 kg e sem lesões externas aparentes. Foi colocado anilha temporária na região proximal da aleta (R3960).

A conduta clínico-terapêutica inicial foi hidratação com 60 mL de água três vezes ao dia por 1 dia, via oral (VO), através da passagem de sonda; Pirantel (144 mg) + Praziquantel (50 mg) + Febantel (150 mg) meio comprimido VO, com 2° dose agendada (e efetuada, posteriormente) para 23/03/2019; além de Toltrazuril 7 mg/kg VO, dose única. O animal foi

colocado na sala de estabilização e no dia seguinte encaminhado ao recinto de reabilitação externo.

No dia seguinte o animal foi alimentado com 6 peixes inteiros no total, sendo 3 pela manhã e 3 à tarde, seguindo a dieta durante todo o tempo de reabilitação. O acompanhamento do peso foi semanal (Tabela 4), sempre era aos sábados:

Tabela 4. Controle do peso pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) (identificado pela anilha R3960). Fonte: Bezerra (2020)

DATA	PESO (Kg)
29/02/2020	4,020
07/03/2020	4,050
14/03/2020	4,095
21/03/2020	4,265
26/03/2020	4,315
04/04/2020	4,400
10/04/2020	4,410
18/04/2020	4,405
25/04/2020	4,380
02/05/2020	4,320
09/05/2020	4,280

Durante a reabilitação, foram realizadas coletas sangue para hemograma (Figura 18), bioquímica sérica e pesquisa de hemoparasitas. A primeira coleta aconteceu em 02/03/2020 pela manhã e o resultado mostrou presença de hemosporídeo sugestivo de *Plasmodium* sp. (Figura 19), além de hematócrito baixo 32,00% (Valor de referência 38-45%). O animal foi transferido para o isolamento (Figura 20) e no dia seguinte (03/03/2020) iniciou-se o seguinte protocolo terapêutico: cloroquina 10mg/kg (dose de ataque) VO, quatro vezes no dia (QID) e o tratamento continuou por mais 10 dias com cloroquina 5mg/kg VO (SID), primaquina 1mg/kg VO (SID), silimarina 25 mg/kg (04/03 a 14/03/2020) e na sequência foi administrado sulfadiazina + trimetoprima 40 mg/kg VO por 10 dias, um vez no dia (SID). Enquanto esteve no isolamento, recebeu hidratação VO por sonda esofágica BID (60 mL).



Figura 18. Colheita de sangue em veia jugular em pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

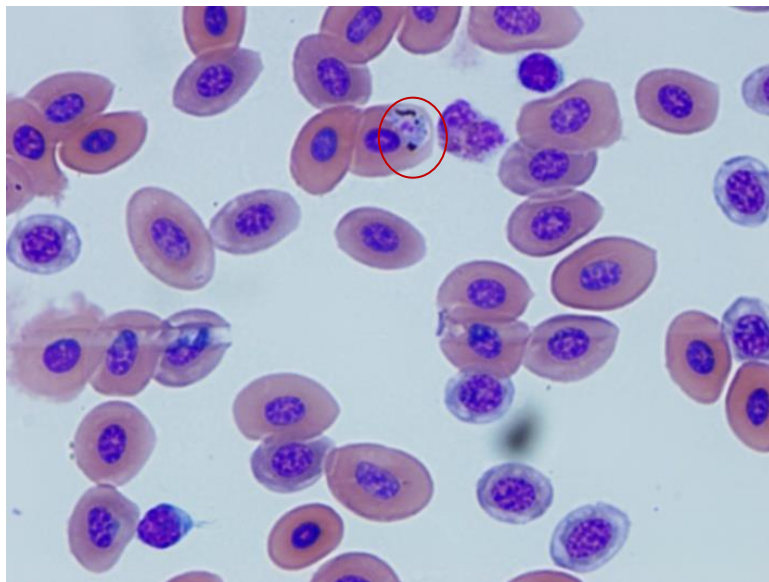


Figura 19 – Hemácia de pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) (identificado pela anilha R3960) parasitada por *Plasmodium* sp. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020)



Figura 20 – Pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) (R3960) no isolamento em recinto adaptado. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

Foi realizada radiografia da cavidade celomática no dia 06 de março e não foram observadas alterações na imagem. Nos dias 16/03 e 20/03 foram novamente coletados sangue para pesquisa de hemoparasita e ambos os resultados foram negativos, logo o animal foi recolado no recinto externo junto com os demais pinguins. Solicitado hemograma, bioquímica sérica e pesquisa de hemoparasita em 30/03/2020, no qual foi detectado hemosporídeo novamente e o animal foi transferido outra vez para o isolamento. Houve reinício do protocolo terapêutico durante 10 dias (02/04 a 12/04) com cloroquina, primaquina e silimarina na mesma posologia anterior, o tratamento foi estendido (13/04 a 11/05) por quase um mês com cloroquina e silimarina. Nos dias 13, 15, 20 de abril foram realizadas novas pesquisas de hemoparasitas e os resultados foram negativos no esfregaço sanguíneo.

Exames clínicos rotineiros foram realizados e registrados para acompanhar a saúde o animal, avaliando os seguintes parâmetros: nível de consciência, ausculta cardíaca e respiratória (qualitativa e quantitativa), temperatura corporal, reflexos, peso, escore corporal, coloração das mucosas, grau de desidratação e exame externo. Em 27/04 foi identificado no exame externo pododermatite discreta em ambos os membros e no dia seguinte foi feita

aplicação da pomada anti-inflamatória Calminex®, bandagem elástica para proteção e laserterapia local, este procedimento foi repetido com 7 dias. O animal se recuperou.

Coproparasitológicos foram realizados para detecção de endoparasitos em 27/04 e 04/05, ambos resultados foram negativos. Teste de impermeabilização das penas foi realizado no dia 30/04 e o animal apresentou-se totalmente impermeável. Após os resultados negativos dos 3 esfregaços sanguíneos para hemosporídeos, animal se apresentou apto para soltura alimentando-se bem e apresentando-se ativo. A biometria, pesagem e microchipagem foram realizadas um dia antes da soltura que realizada na Ilha do Xavier em Florianópolis no dia 12 de maio de 2020 pela manhã (Figura 20).



Figura 21 – Pinguins-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) pós-soltura na Ilha do Xavier em Florianópolis-SC. (Fonte: Arquivo pessoal, 2020).

2.4 Resultados e Discussão

Os pinguins (Sheniscidade) e os “honeycreepers” do Havaí (Fringiliidae: Drepanidinae) são aves especialmente mais sensíveis a infecção por *Plasmodium* sp., podendo apresentar quadro clínico mais severo e até mesmo morte súbita, já em outras aves a infecção pelo *Plasmodium* sp. é subclínica ou apresentam alterações clínicas brandas. Os sinais clínicos quando presentes incluem: convulsão, letargia, anorexia, penas eriçadas, dispnéia, mucosas pálidas, diarreia, regurgitação, hipertermia ou hipotermia e também fezes diarreicas esverdeadas (ATINKSON; VAN RIPER III, 1991; WILLIAMS, 2005, ATIKINSON, 2008b.)

O animal chegou no dia 27/02/2020 no CePRAM e no exame físico realizado apresentou bom escore corporal, pesando 4,020 kg, considerado dentro do valor para a espécie que é entre 3,5 a 5 kg (RUOPOLLO, 2014), além de mucosas hipocoradas o que demonstra o primeiro hemograma realizado o volume globular diminuído (32%), quando o valor de referência é de (38-42%) (CUBAS et al., 2014). Além disso, o animal mostrou-se com temperatura corporal elevada, taquipneia e desidratação provavelmente devido ao estresse do transporte, já que os parâmetros foram aferidos posteriormente e já se encontravam normalizados.

No primeiro esfregaço sanguíneo (03/03/2020) foi realizada pesquisa de hemoparasitas e encontrado *Plasmodium* sp. O diagnóstico definitivo de malária aviária só é possível a partir da visualização do parasita nos esfregaços sanguíneos, exame histopatológico, ou, provas biomoleculares; já os sinais clínicos e achados de necropsia são sugestivos (VALNSTREELS, 2014). O caso do relato: o pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) R3960 só foi possível obter o diagnóstico através da realização do esfregaço sanguíneo, ainda que a ave apresentasse boas condições de saúde como verificada no exame físico. Faz-se importante o monitoramento com esfregaços delgados semanalmente em pinguins sob reabilitação, afim do diagnóstico precoce, já que é constante a ausência dos sinais clínicos (VALNSTREELS, 2014).

Logo após o diagnóstico foi iniciado o tratamento com a dose de ataque de cloroquina (VO) 10 mg/kg a cada 6 horas e depois do 2º dia o protocolo passou a ser cloroquina (VO) 5mg/kg + primaquina (VO) 1 mg/kg durante 10 dias e no 11º dia sulfadiazina-trimetoprima (VO) 40 mg/kg, todos SID. É realizada a combinação de duas drogas com finalidades distintas, a cloroquina e a sulfadiazina-trimetoprima contra as formas parasitárias sanguíneas e a primaquina contra as formas parasitárias teciduais (CRANFIELD, 2003; REMPLE, 2004; AZA, 2005; SILVEIRA, et al., 2013).

Dois novos esfregaços sanguíneos foram realizados (20/03 e 30/03) com resultados negativos para hemoparasitas. Os resultados dos hemogramas realizados tiveram aumento do hematócrito (Tabela 5), mas outro esfregaço delgado realizado em 30/03 foi positivo para *Plasmodium* sp., logo então foi restabelecido o protocolo terapêutico com cloroquina e primaquina por 10 dias e depois foi realizada profilaxia medicamentosa com cloroquina por quase 1 mês até 11/05 após os resultados negativos dos esfregaços sanguíneos realizados nos dias 13 , 15, 20 de abril.

Tabela 5. Resultados dos hematócritos do Pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) R3960

DATA	Hematócrito (%)
16/03/2020	37%
30/03/2020	42%
20/04/2020	40%

A terapia profilática é uma estratégia que pode ser adotada, como nos casos dos zoológicos na América do Norte e Europa na qual oferecem diariamente primaquina VO 1-1.25mg/kg para todos os pinguins mantidos ao ar livre na primavera e verão. Esta medida não evita que a doença ocorra, mas diminui a severidade. Devido à dificuldade de adquirir primaquina no Brasil, os protocolos têm sido estabelecidos somente com a cloroquina. Foi utilizada silimarina 25 mg/kg (hepatoprotetor) durante todo o tratamento contra malária, já que o uso prolongado dos antimaláricos podem causar lesões hepáticas (STOSKOPF; BEIER, 1979; FIX, et al., 1988; CRANFIELD, 1994; MERINO et al., 2000; REMPLE, 2004). Quando detectado com o *Plasmodium* sp., o animal foi isolado, mantido com ventilador em sala telada e o ambiente era higienizado diariamente com frequência.

2.5 Conclusão

Os pinguins por serem aves altamente susceptíveis e não apresentarem sinais clínicos evidentes faz-se imprescindível o monitoramento da enfermidade através do esfregaço sanguíneo para obter o diagnóstico seguro e precoce, e assim ser iniciado o protocolo terapêutico imediatamente, como também para o acompanhamento da parasitemia e auxílio no prognóstico.

A malária aviária é dentre as parasitoses, a de maior impacto na conservação de pinguins, portanto requer atenção relevante. A adoção de medidas de prevenção são importantes na profilaxia da doença e quando combinadas aumentam a eficácia.

O *status* de conservação do pinguim-de-magalhães é quase ameaçado, segundo o Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (ICMBio, 2018) e devido a malária aviária possuir potencial de provocar surtos causando a morbidade e mortalidade de grande número de animais em reabilitação em larga escala, os centros de reabilitação devem estar prevenidos, afim de obterem sucesso da minimização dos impactos gerados pela doença.

3. Referências bibliográficas

- ANDRADE, C. F. S.; CABRINI, I. **Comparative studies on *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* adult females trespassing commercial nets.** Journal of the American Mosquito Control Association, v. 26, n. 1, p. 112-115, 2010.
- ATKINSON, C. T. Avian Malaria. In: ATKINSON, C. T.; THOMAS, N. J.; HUNTER, D. B. **Parasitic diseases of wild birds.** Ames: Wiley-Blackwell, 2008b. p. 35-53
- ATKINSON, C. T.; DUSEK, R. J.; LEASE, J. K. **Serological responses and immunity to super infection with avian malaria in experimentally-infected Hawaii Amakihi.** Journal of Wild life Diseases, v. 37, n. 1, p. 20-27, 2001.
- ATKINSON, C. T.; VAN RIPER III, C. **Pathogenicity and epizootiology of avian haematozoa: Plasmodium, Leucocytozoon, and Haemoproteus.** In: LOYE, J. E.; ZUK, M. Bird-parasite interactions: ecology, evolutionandbehaviour. New York: Oxford University Press, 1991. p. 19-48.
- AZA. AMERICAN ZOO AND AQUARIUM ASSOCIATION. **Penguin husbandry manual. 2005.** Disponível em<http://aviansag.org/Husbandry/Unlocked/Care_Manuals/Penguin_HB.pdf>. Acesso em: 30 mar. 2009.
- BAK, Ung-Bok; PARK, Jae-Chan; LIM, Young-Jae. **An out break of malaria in penguins at the Farm-land Zoo.** Korean Journal of Parasitology, v. 22, n. 2, p. 267-272, 1984.
- BARQUETE, V., L. BUGONI, R.P. SILVA-FILHO; A.C. Adornes 2006. **Review of recordsand notes on King Penguin (*Aptenodytes patagonicus*) and Rockhopper Penguin (*Eudyptes chrysocome*) in Brazil.** *Hornero*, 21:45-48
- BOERSMA, P. D. **Penguins as marine sentinels.** BioScience, v.58, n.7, p. 597-607, 2008.
- BUENO, M. G.; LOPEZ, R. P. G.; MENEZES, R. M. T.; COSTA-NASCIMENTO, M. J.; LIMA, G. F. M. C.; ARAÚJO, R. A. S.; GUIDA, F. J. V.; KIRCHGATTER, K. **Identification of Plasmodium relictum causing mortality in penguins (*Spheniscus magellanicus*) from São Paulo Zoo, Brazil.** Veterinary Parasitology, v. 173, n. 1-2, p. 123-127, 2010.
- CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens – medicina veterinária.** São Paulo: Roca, 2007. p. 309-323.
- CBRO, 2011. **Lista das aves do Brasil. 10. ed.** CBRO. <http://www.cbro.org.br> (último acesso em 15/08/2020).
- CEMAVE. CENTRO NACIONAL DE PESQUISA E CONSERVAÇÃO DE AVES SILVESTRES. **Projeto Nacional de Monitoramento do Pinguim-de-Magalhães *Spheniscusmagellanicus*.** Cabedelo: CEMAVE, 2011. 34 p.
- CRANFIELD, M. R. **Sphenisciformes (Penguins).** In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. *Fowler's zoo and wild animal medicine.* Philadelphia: W. B. Saunders, 2003. p. 103-110.

CRANFIELD, M. R.; GRACZYK, T. K.; BEALL, F. B.; IALEGGIO, D. M.; SHAW, M. L.; DINHOPL, N.; MOSTEGL, M. M.; RICHTER, B.; NEDOROST, N.; MADERNER, A.; FRAGNER, K.; WEISSENBOCK, H. **Application of in-situ hybridization for the detection and identification of avian malaria parasites in paraffin wax-embedded tissues from captive penguins.** Avian Pathology, v. 40, n. 3, p. 315-320, 2011.

ESTES, J. A. **Concerns about rehabilitation of oiled wild life.** Conservation Biology, v. 12, n. 5, p. 1156-1157, 1998.

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 Wild life Diseases, v. 24, n. 4, p. 610-619, 1988.

GRINER, L. A.; SHERIDAN, B. W. **Malaria (Plasmodium relictum) in penguins at the San Diego Zoo.** Veterinary Clinical Pathology, v. 1, p. 7-17, 1967.

LEVIN, I. I.; PARKER, P. G. **Hemosporidian parasites: impacts on avian hosts.** In: MILLER, E.; FOWLER, M. Fowler's zoo and wild animals medicine. Missouri: Elsevier Saunders, 2011. p.356-363.

MERINO, S.; MORENO, J.; VÁSQUEZ, R. A.; MARTÍNEZ, J.; SÁNCHEZ-MONSÁLVEZ, I.; ESTADES, C. F.; IPPI, S.; SABAT, P.; ROZZI, R.; McGEHEE, S. **Haematzoa in forest birds from southern Chile: Latitudinal gradients in prevalence and parasite linea gerichness.** Austral Ecology, v. 33, p. 329-340, 2008.

Parasitic diseases of wild birds. Ames: Wiley-Blackwell, 2008b. p. 35-53.

REMPLE, J. D. **Intracellular Hematozoa of raptors: a review and update.** Journal of Avian Medicine and Surgery, v. 18, p. 75-88, 2004.

RODHAIN, J. **L'infection a Plasmodium relictum chez les pingouins.** Annales de Parasitologie, v. 17, n. 2, p. 139-157, 1939.

SCHMIDT, R. E.; REAVILL, D. R.; PHALEN, D. N. **Pathology of pet and aviary birds.** Ames: Black well Publishing, 2003. 234 p.

SICK, H. (1997). **Ornitologia brasileira.** Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 2001. 912p.

SILVA-FILHO, R. P.; RUOPPOLO, V. Sphenisciformes (Pinguim). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J. C .R.; CATÃO-DIAS, J. L.: **Tratado de Animais Selvagens: medicina Veterinária.** 2.ed. São Paulo, SP: Roca, 2014. v.1 p.384-416.

SILVEIRA, P.; BELO, N. O.; LACORTE, G. A.; KOLESNIKOVAS, C. K. M.; VANSTREELS, R. E. T.; STEINDEL, M.; CATÃO-DIAS, J. L.; VALKIŪNAS, G.; BRAGA, E. M. **Parasitological and new molecular-phylogenetic characterization o the malaria parasite Plasmodium tejeraei in South American penguins.** Parasitology International, v. 62, p. 165-171, 2013.

SKJOLDAGER, M. L. **Subclinical avian malaria infections in African black-footed penguins (*Spheniscus demersus*) and induction of parasite recrudescence.** Journal of Wildlife Diseases, v. 30, n. 3, p. 372-376, 1994.

STOSKOPF, M. K.; BEIER, J. **Avian malaria in African black-footed penguins.** Journal of the American Veterinary Medical Association, v. 175, n. 9, p. 944-947, 1979.

VALKIŪNAS, G. **Avian malaria parasites and other haemosporidia.** Boca Ratón: CRC Press, 2005. 932 p.

VANSTREELS, R. E. T.; **Estudo da malária aviária e outros hemoparasitas em pinguins na costa atlântica da América do Sul.** Tese (Doutorado em Patologia experimental e comparada) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia de São Paulo, 2014.

VANSTREELS, R. E. T.; PARSONS, N. J.; **Malária aviária e outros hemosporídeos aviários** In: 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. p.1.557- 74.

WILLIAMS, R. B. **Avian malaria: clinical and chemical pathology of *Plasmodium gallinaceum* in the domestic at edfowl *Gallus gallus*.** Avian Pathology, v. 34, p. 29-47, 2005.