MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

TRABALHO DE CONCLUSÃO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

MARIANA TIBÚRCIO SANTOS

MALÁRIA AVIÁRIA EM GAIVOTA (*LARUS DOMINICANUS*, LICHTENSTEIN, 1823)

SÃO CRISTÓVÃO

2019

Mariana Tibúrcio Santos

Trabalho de Conclusão do Estágio Supervisionado Obrigatório na área de animais selvagens

Malária aviária em gaivota (*Larus dominicanus*, Lichtenstein, 1823)

Trabalho apresentado à Coordenação do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Sergipe como requisito parcial para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientadora Pedagógica: Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos

São Cristóvão

2019

MARIANA TIBÚRCIO SANTOS

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO NA ÁREA DE ANIMAIS SELVAGENS

Aprovado em _____/_____/_____

Banca Examinadora:

_____

Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos (Orientadora)

DMV – UFS

_____

Prof. Dr. Victor Fernando Santana Lima

NMVS/UFS – Campus Sertão

_____

M.V. Jonathas dos Santos

Médico Veterinário

São Cristóvão/SE,

Agosto/2019

IDENTIFICAÇÃO

ALUNA: Mariana Tibúrcio Santos

MATRÍCULA N°: 201210020775

ANO/SEMESTRE: 2019.1

PERÍODO: 10° Período

CURSO: Medicina Veterinária

INSTITUIÇÃO: Universidade Federal de Sergipe

LOCAL DO ESTÁGIO:

Centro de triagem de animais silvestres (CETAS) e no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) de Florianópolis pela Associação R3 animal.

Endereço: Rodovia João Gualberto Soares – Entrada do Parque Estadual do Rio Vermelho. Barra da Lagoa – Florianópolis, SC Brasil. CEP 880600-000

Supervisora de estágio: Dra. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas

Carga horária total: 488 horas

ORIENTADORA: Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos

COORDENADORA DE ESTÁGIO DO CURSO: Prof.ª Dra. Ana Carolina Trompieri

Dedico este trabalho ao Lucky e a todas as mulheres STEM da minha vida, em especial a ela, minha Diva, Dana Scully, por causa dela, eu decidi ser o que sou. In memory of Lucky 12.03.2001 – 24.09.2013

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, pois se estou aqui hoje é por causa Dele.

Agradeço aos meus pais, principalmente a minha mãe Marlene. Obrigada por sempre fazer o melhor por mim e meus irmãos. Ao meu irmão Carl por me ensinar tudo o que sei, por guiar e me proteger quando eu era criança, obrigada por ser meu herói de infância, e por sempre ter acreditado que eu poderia tocar as estrelas, mesmo sendo destrambelhada. A minha irmã Carol, pois apesar de não sermos melhores amigas, nós sabemos que sempre podemos contar uma com a outra.

Agradeço de todo meu coração a minha avó Maria a Grande, essa mulher é gigante e embora analfabeta, me ensinou independência. A minha tia, Glicia por ter realizado meu sonho de conhecer Londres, mesmo eu não merecendo. A minha tia Ivanildes e ao meu primo Gil. Ao meu primo/BFF Van, obrigada por me aturar durante todos esses anos, por sempre aparecer quando eu precisava, que mesmo quando estava com raiva de mim, nunca me deixou na mão. Valeu Mulder. You’re my person.

A armada Dumbledore, o que dizer de vocês. Rafa (Ronny) e Gleice (Mione), gostaria que soubessem que Harry finalmente conseguiu liberar o seu patrono, sei que ainda tenho muitos dementadores para vencer, mas agora eu sei como vencê-los. A jornada pela joia da mente será árdua, porém, sei que sempre poderei contar com vocês. Eu morreria por vocês. Amo vocês.

Ao meu professor de inglês da 5º série Oswaldo, um dos poucos a acreditar em mim. Aos professores da UFS que me deram chances de provar que embora diferente, eu poderia ser excepcional. A todos que acreditaram em mim, em especial Patrícia Meira, Leandro Rocha, Ana Paula, Victor Fernando (Monitor, colega de projeto, orientador, AMIGO) obrigada por não me deixarem desistir. A todos os professores que me influenciaram e acreditaram em mim, o meu Sincero agradecimento.

Agradeço a Lela e a veterinária Gleice Machado. A galera da UFS: Neto, Thales, Rafa Leite, Melissa, Larissa, Gustavo, Alberto, Monique. Especial agradecimento a Agnes que aturou minhas mudanças de humor e me deu a maior força nesse TCC; a Sara que acredita em

mim, mesmo quando falho, obrigada pelas correções e dicas; ao Jonathas, primeira pessoa a me conceder estágio em marinhos e ao William, my friend across the ocean.

O meu eterno obrigada a Associação R3 animal, principalmente a Dra. Cristiane e a Letícia. Obrigada por terem me aceitado para realizar o ESO com vocês, foi uma tremenda experiência de vida. Eu sei que eu poderia ter sido melhor, porém, obrigada por me darem a chance de evoluir, por não me julgarem. Vocês mudaram minha perspectiva de vida. Um especial agradecimento a Ingridy (Hulk Smash), por parar e me ensinar sobre a biologia dos animais; a Jéssica, por sanar minhas dúvidas de análises clínicas; a Paulinha, Marília, Amandas, Suellen, Rodrigo, Zoletti, Thaís e Re, por todos os conselhos. Ao veterinário Sandro por todo ensinamento e João porque me deu a maior força com os dados aqui expostos e pela paciência e dedicação a me ensinar como me virar sozinha. Obrigada por me guiar até a luz no momento em que tudo escureceu para mim. E a elas, as veterinárias Nicole, pela paciência que teve, por sempre discutir os casos clínicos comigo; Daphne (Rainha das tartarugas) que é a humildade em pessoa; Janaína por me ensinar que não importa o quanto possa ser doloroso, evoluir é necessário; Marina pela sua paciência comigo, por me escutar e me acalmar durante a tempestade e por ter me ajudado com o relato de caso. Obrigada por não me deixar desistir, serei eternamente grata a ti. E a minha musa inspiradora, Marzia Antonelli, obrigada por ter me ouvido e por ter acreditado em mim, mesmo sem me conhecer, valeu pela ajuda com artigos e livros. Um especial agradecimento ao Anderson, irmão de outra mãe; e a Gabi, eu nunca imaginei que iria ter uma amiga como você; você me faz muito bem, e descobri que é possível ter mais de uma person, Love you.

E a eles, aqueles que me fizeram sorrir, aqueles que me ajudaram a não desistir, isso mesmo, meu sincero agradecimento aos animais, em especial os pinguins, cachorros, gatos, pinípedes, rapinantes, gaivotas. Obrigada por tudo, em especial ao pinguim R3A 906, valeu buddy você foi um guerreiro e sempre estará no meu coração.

E por último e não menos importante, ao Lucky Mitchell O'Hara. Embora não esteja aqui hoje para ver o final da minha jornada, sou imensamente grata a ti, pois todas as vezes que pensei em desistir, eu lembrei o porquê eu estava fazendo isso. Os 12 anos contigo foram os melhores da minha vida. Eu nunca estarei só, pois você sempre estará comigo. E cada animal que tratarei, darei o meu melhor por você e por eles.

“What can be imagined can be achieved. That you must dare to dream, but that there’s no substitute for perseverance and hard work. And teamwork. Because NO ONE gets there ALONE”. Dana Scully

SUMÁRIO

1.INTRODUÇÃO.....**14**

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....**15**

2.1. ESTRUTURAS..... 15

2.2. ROTINA DA ESTAGIÁRIA.....17

2.2.1. Auxílios na veterinária.....17

2.2.2. Auxílio no manejo.....19

2.2.3. Monitoramento de praias.....20

2.2.4. Soltura dos animais.....20

2.2.5. Apresentação de seminários.....21

2.3. CASUÍSTICA.....21

2.3.1. Casuística do CETAS.....22

2.3.2. Casuística do CePRAM.....23

3. RELATO DE CASO: MALÁRIA AVIÁRIA EM *Larus dominicanus*.....26

3.1.INTRODUÇÃO.....26

3.2. REVISÃO DE LITERATURA.....27

3.2.1. *Larus dominicanus*.....27

3.2.2. Malária aviária.....28

3.2.3. *Plasmodium* spp.....29

3.2.4. Patogenia.....31

3.2.5. Diagnóstico e sinais clínicos.....32

3.2.6. Tratamento.....33

3.3. DESCRIÇÃO DO CASO.....33

3.4. DISCUSSÃO.....40

3.5. CONCLUSÃO.....44

4. **CONSIDERAÇÕES FINAIS**.....**45**

5. REFERÊNCIAS.....**46**

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Frequência absoluta e relativa das espécies de aves atendidas durante o ESO.....21

Tabela 2 – Frequência absoluta e relativa das espécies de mamíferos atendidas.....22

Tabela 3 – Frequência absoluta e relativa das espécies de reptéis atendidas durante o ESO.....22

Tabela 4 – Destino dos animais que estavam em tratamento pelo CETAS.....23

Tabela 5 - Sistemas afetados por espécie.....24

Tabela 6 – Quantidade e porcentagem de necropsias realizadas durante o ESO, conforme a espécie animal.....25

Tabela 7 – Parâmetros sanguíneas da ave, e data em que foi analisado o sangue.....36

Tabela 8 – Cronograma de procedimentos terapêuticos executados.....37

Tabela 9 – Cronograma de tratamento executado na ave.....37

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Vista da entrada do parque Rio Vermelho.....15

Figura 2 - Ilustração do mapa do CePRAM.....17

Figura 3 - Animais em gaiolas com condições deploráveis.....22

Figura 4 - Número de animais acometidos por sistema.....25

Figura 5 - Sexo dos animais necropsiados.....26

Figura 6 – Faixa etária dos animais necropsiados.....26

Figura 7- Demonstrando o ciclo de vida do *Plasmodium*.....30

Figura 8 - Diagrama conceitual da evolução da parasitemia na prima infecção plasmódica de um animal suscetível.....31

Figura 9 - *L. dominicanus* no 1º dia de atendimento na UDESC. A: vista caudal; B: vista frontal; C: vista lateral.....33

Figura 10 - Paciente no 2º dia de atendimento na UDESC. A: Visão lateral esquerda; B: Visão lateral direita.....34

Figura 11 - A – Eritoblasto (círculo). B- Formas intraeritrocitárias de *Plasmodium* sp. em esfregaço sanguíneo.....35

Figura 12 - A: palidez da ranfoteca. B: fezes esverdeadas na região cloacal.....38

Figura 13 - Achados macroscópicos da necropsia. A: Coração; B: Coração dentro da cavidade com líquido em saco pericárdico; C: Destaque do líquido no pericárdio.....39

Figura 14 - Achados macroscópicos da necropsia. A: pulmões enegrecidos; B: hepatomegalia e coloração amarronzada; C: esplenomegalia; D: estômago glandular com coloração esverdeada.....4

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

%: porcentagem

BID: duas vezes

Dra.: doutora

ESO: estágio supervisionado obrigatório

g: grama

h: hora

IM: intramuscular

kg: quilo

mg: miligrama

Ppt: proteína

Prof.: professor

SC: subcutâneo

SID: uma vez

TID: três vezes

VO: via oral

RESUMO

O presente trabalho tem como objetivo relatar as atividades realizadas pela discente Mariana Tibúrcio Santos no decorrer do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) realizado no Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) e 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 pela Associação R3 animal, na área de animais silvestres no período de 22 de abril a 12 de julho de 2019, com carga horária de 488 horas; sob a orientação da Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos e supervisão da médica veterinária Dra. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas. Este relatório também tem a finalidade de descrever as instalações das instituições onde foi realizado o estágio bem como sua casuística e mostrar como é a rotina de reabilitação e reintrodução à natureza dos animais silvestres, além de explanar um caso de malária aviária em um indivíduo de *Larus dominicanus.*

.

1. INTRODUÇÃO

O estágio supervisionado obrigatório (ESO) é a última etapa da jornada do discente pelo diploma e, através dele, há a possibilidade de desenvolver na prática os conhecimentos obtidos durante a graduação.

Sob a orientação da Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos, o estágio supervisionado obrigatório foi realizado dentro do Parque Estadual do Rio Vermelho em Florianópolis, Santa Catarina. Onde a discente acompanhou por 30 dias as atividades realizadas no Núcleo de tratamento e recuperação de animais silvestres (CETAS) de Florianópolis, e por mais 30 dias as atividades realizadas no Centro de Pesquisa, Reabilitação e Despetrolização de Animais Marinhos (CePRAM) pelo Projeto Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS), pela Associação R3 animal sob a supervisão da coordenadora da mesma a médica veterinária Dra. Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas. O estágio na área de animais silvestres teve início no dia 22 de abril e seu término no dia 12 de julho de 2019, totalizando uma carga horária de 488 horas.

O Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS) tem como objetivo avaliar os possíveis impactos das atividades de produção e escoamento de petróleo na Bacia de Santos sobre a fauna marinha, através do monitoramento das praias e do atendimento veterinário aos animais vivos e necropsia dos animais encontrados mortos. Sendo executada pelas seguintes instituições: Fundação Universidade do Vale do Itajaí (UNIVALI) Associação R3 Animal, Instituto Argonauta, Instituto Gremar, Instituto de Pesquisas Cananéia (IPeC), Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE), Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC), Instituto Oceanográfico/Universidade de São Paulo (USP), Centro de Estudos do Mar/Universidade Federal do Paraná (UFPR), Instituto Australis/Projeto Baleia Franca, Projeto Biopesca e Projeto Tamar de Santa Catarina e de São Paulo.

O relatório aqui exposto tem como objetivo descrever a estrutura do local; mostrar a importância da reabilitação para reintegração dos animais ao seu ecossistema, assim como de parcerias com zoológicos, criadores devidamente licenciados e laboratórios de pesquisa; relatar as atividades realizadas durante o período do estágio; elaborar um levantamento da casuística; e explanar o caso elegido para o relato.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

2.1 ESTRUTURAS

Tanto o CETAS quanto o CePRAM de Florianópolis estão localizados dentro do Parque estadual Rio Vermelho (Fig. 1) na Rodovia João Gualberto Soares – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. CEP 88060-000.

Figura 1: Vista da entrada do parque Rio Vermelho. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2019.

Na área dos animais terrestres existe a trilha e o CETAS. A trilha é uma área de visitação ambiental, onde fica o recinto dos animais que não podem mais voltar à natureza, seja por algum tipo de deficiência, por não terem mais receio do ser humano, ou esperam por uma vaga em algum zoológico ou instituição de preservação de espécies. Ela possui 16 recintos para a "estadia" de mamíferos, aves e répteis que também serve para adaptação de alguns animais antes de voltarem à natureza. Fica sob responsabilidade de duas tratadoras. Um grupo de escoteiros protetores ambientais são responsáveis por acompanhar o público pela trilha, explanar sobre a biologia de cada animal e conscientizar sobre o tráfico e maus-tratos aos animais. Já o CETAS possui cinco tratadoras que são responsáveis pela limpeza dos recintos, colocação de alimentação e água, e monitoramento dos animais em casos de briga. Havendo necessidade de atendimento veterinário, os animais são encaminhados para o ambulatório do CETAS.

O CETAS é composto por 20 recintos, além de possuir escritório, cozinha, cozinha da trilha, ambulatório e quarentena. O ambulatório é equipado com aparelho de anestesia, aparelho de nebulização, microscópio, balança, mesa, estufa para esterilizar os instrumentos cirúrgicos utilizados e uma incubadora. É integrada por 7 sete setores (C1, isolamento, C2, C3, quarentena, trilha e veterinária). A divisão de setores é feita para facilitar na quantidade de recintos que os tratadores responsáveis limpam. O tratador responsável pelo C1 também toma conta do isolamento, pois no C1 há poucos recintos. No C1 ficam os recintos dos primatas, todos telados contra mosquitos; em C2 e o C3 ficam os das aves, e cada um dos recintos tem capacidade para uma grande quantidade de exemplares; no Isolamento ficam os mamíferos, pois os recintos são mais espaçosos dando oportunidade de melhor deslocamento do animal; na Quarentena ficam todos os animais que chegam e precisam de tratamento; no Ambulatório são atendidos os animais machucados e examinados os animais que chegam de apreensão pela polícia ambiental no parque.

O corpo técnico responsável pelos animais terrestres é composto por um administrativo, dois médicos veterinários, sete tratadores, três estagiários temporários, um auxiliar de cozinha e um auxiliar de limpeza.

O CePRAM (Fig. 2) possui uma área de 3 mil metros quadrados, com sala para coordenação, sala para equipe técnica, sala de educação ambiental, sala de reuniões, cozinha, almoxarifado, lavanderia, depósito, depósito de campo, sala de internamento, sala de estabilização, isolamento, ambulatório, sala de cirurgia, sala de despetrolização, sala de necropsia e amostras, laboratório de análises clínicas, laboratório de biologia molecular I e II, vestiários, cozinha dos animais e 12 recintos com piscinas, sendo recintos para aves marinhas, cetáceos e pinípedes. Possui também três caminhonetes para animais mortos, com um quadriciclo cada, que são usadas para o monitoramento de praia na região Leste, Sul e Norte. A caminhonete para animais vivos é utilizada para o transporte de animais para exame, busca de animais vivos e soltura. Adicionalmente, o setor possui uma caminhonete para apoio, além de um ambulatório móvel em forma de trailer.

Os setores de administração, reabilitação e monitoramento de campo integram o CePRAM. No setor administrativo trabalham seis pessoas; no setor de reabilitação são quatro médicos veterinários, três tratadores, um assistente técnico, dois técnicos no laboratório; no monitoramento de campo tem sete técnicos, seis monitores e uma coordenadora de campo. Há, ainda, cinco estagiárias remuneradas.

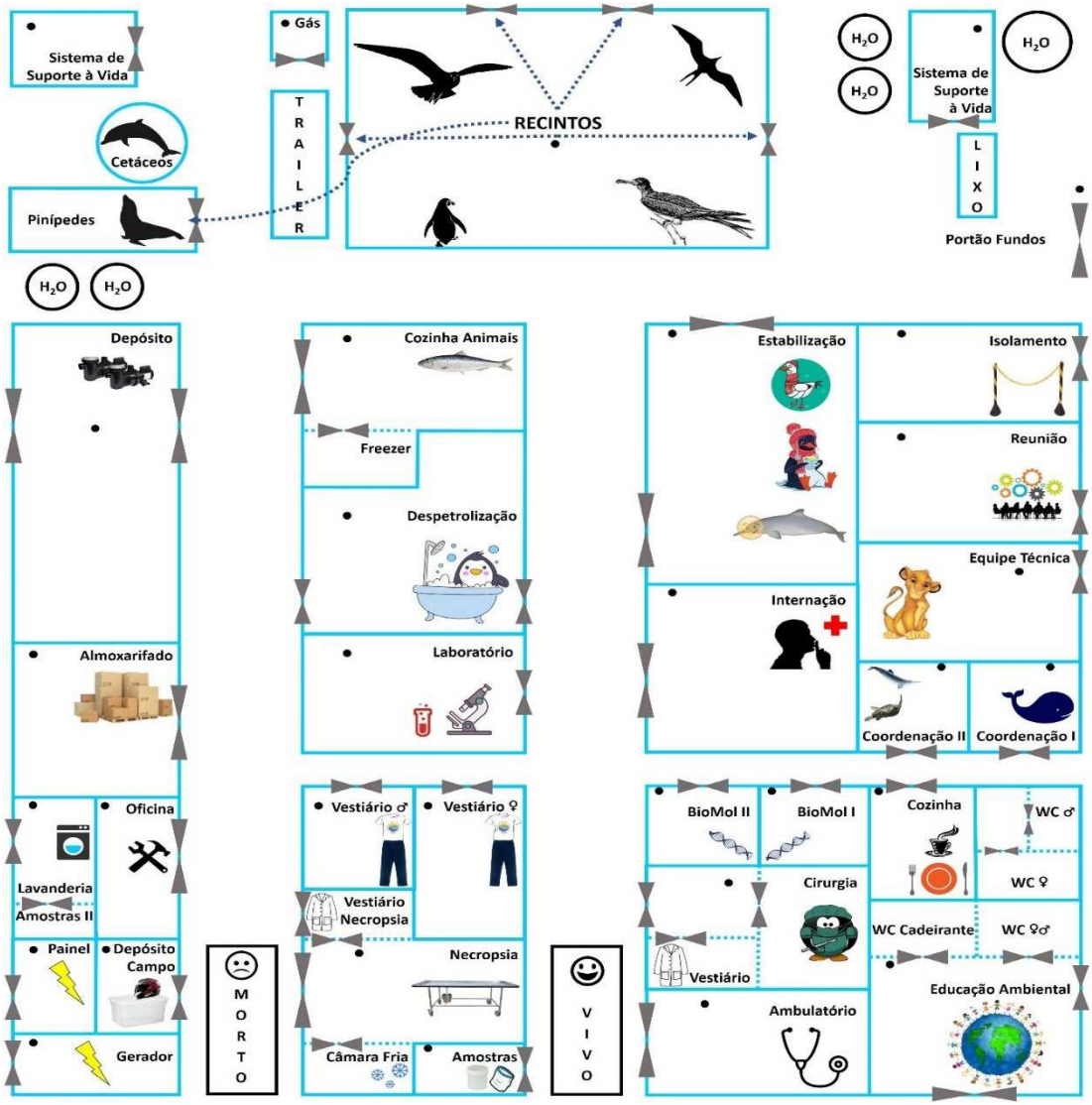

Figura 2: Ilustração do mapa do CePRAM**. Fonte:** Associação R3 animal

2.2 ROTINAS DA ESTAGIÁRIA

2.2.1 Auxílios na Medicina Veterinária.

Durante o ESO, a discente acompanhou seis médicos veterinários: i) João Vitor Roeder e Nicole Degasperi pelo CETAS, no período de 22 de abril a 31 de maio de 2019; ii) Janaina Rocha Lorenço, Marina Molinas Alcala, Marzia Antonelli e Sandro Sandri pelo CePRAM, no período de 03 de junho a 12 de julho de 2019.

Por ser um estágio com animais silvestres, a estagiária acabou acompanhando todos os setores, para poder se habituar com o comportamento, biologia e ecologia dos animais.

A estagiária participava das atividades envolvendo a medicina veterinária, como: tratamento terapêutico, exames físicos, coleta de sangue, contenção e procedimentos invasivos, cirúrgicos ou não, tais como castração, osteossíntese, caudectomia, cerclagem de

carapaça ou bico, punção de abscesso e retirada de parasita ocular (*Philophitaumus lacrimossus*). Acompanhava a anestesia dos animais operados; radiografia e ultrassonografia, com elaboração dos laudos dos mesmos; troca de gaiolas e caixas de transporte; alimentação e hidratação dos animais em tratamento; tabulação de dados e discussão dos casos com os médicos veterinários, organização do consultório, além de aprender como eram passadas as informações dos animais para o Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

Todas as manhãs os animais em tratamento eram medicados e, se necessário, hidratados via oral com 60 mL de água. A temperatura das aves marinhas em tratamento era aferida e, se indispensável, continuava na estabilização com ou sem aquecedor. Depois de estabilizada a homeostasia da termorregulação, os animais eram transferidos para os recintos.

Toda segunda-feira e quarta-feira pela manhã, no CePRAM, havia colheita de sangue dos animais que estavam em tratamento ou nos recintos. Hemograma e bioquímica sanguínea eram realizados semanalmente para acompanhar a evolução clínica do animal, e a coleta de fezes era realizada pelo menos uma vez por semana. A estagiária ajudava na contenção e na colheita de sangue dos animais, além de medicá-los e realizar exame físico dos mesmos, sempre acompanhada por um médico veterinário.

Em caso de acionamento e chegada de animal debilitado na base de reabilitação, este era atendido no ambulatório e o protocolo de atendimento utilizado era o mesmo: pesagem, exame físico, hidratação e vermifugação. Entretanto, se o animal chegasse muito debilitado, ou com uma fratura, as médicas veterinárias estabilizavam o paciente primeiro para posteriormente efetuar a colheita de sangue. Embora, o protocolo de atendimento utilizado fosse o mesmo, cada situação era diferente, e o animal era atendido conforme suas necessidades no momento.

Outras atividades realizadas durante o ESO foi organização de amostras no formol e no catálogo das mesmas em uma planilha Excel, e dos kits de coletas para necropsia. Durante as necropsias, foi possível realizar a biometria dos animais, todo procedimento de avaliação macroscópica e coleta de amostras, sempre sob a supervisão de um responsável. Em toninhas, especificamente, os dentes eram coletados para a pesquisa de idade.

Durante o período do estágio, foi possível acompanhar necropsias de várias espécies diferentes de mamíferos terrestres, aves aquáticas e répteis. Os animais necropsiados eram classificados em três códigos: o código 2 era utilizado para os animais que tinham acabado de morrer e ainda se encontravam em rigor mortis; o código 3 para aqueles que não estavam

mais em rigor mortis, porém a autólise era inicial ou moderada, sendo possível coletar amostras; o código 4, por sua vez, indicava que os animais já estavam em estado de autólise evidente e avançada. Os animais que estavam em autólise avançada ou muito predados eram fotografados nos locais onde foram encontrados pelos monitores de campo. Tanto as necropsias código 2 quanto as código 3 eram catalogadas e os animais fotografados com o seu respectivo número de identificação antes de serem abertos, e depois de abertos eram fotografados com os órgãos em suas respectivas posições anatômicas e individualmente fora da cavidade para registro, para em seguida realizar a coleta de amostras em formol (dois frascos, um era enviado a laboratórios parceiros para análises e o outro era mantido no estoque do CePRAM por segurança) e, por fim, congelamento. Depois de realizada a necropsia, a sala e os instrumentais utilizados eram lavados e guardados pelos participantes do procedimento.

Em virtude de parcerias estabelecidas com outros programas de conservação animal, como o Projeto Albatroz, em algumas necropsias, havia a necessidade de coleta de amostras biológicas de modo diferenciado (seguindo o protocolo estabelecido pela instituição parceira) ou órgãos específicos para pesquisas científicas em andamento. Outra coleta diferenciada, realizada com materiais estéreis e luvas nitrílicas, era a de contaminantes dos animais trazidos do monitoramento de campo, e que ainda não tinha passado por nenhum tipo de tratamento, para análise de metais pesados.

2.2.2 Auxílio no manejo

Os recintos dos animais eram limpos todas as manhãs. Chão, teto e os recipientes de água e comida eram higienizados com detergente, água sanitária e Herbal Vet.®. Em seguida, o alimento preparado era oferecido ao animal. Todas as baias, caixas de transportes e gaiolas dos animais que estavam em tratamento, na estabilização ou quarentena, eram limpas, de modo similar ao supracitado, depois que os animais fossem medicados, e a comida era ofertada.

No CETAS, era acrescido, à caixa de transporte, jornais, gramas sintéticas ou poleiros para os rapinantes. Já nas gaiolas dos saguis e macacos, colocava-se uma rede, na qual eles poderiam se esconder. Os macacos que ficavam em recintos eram presos pelos tratadores e só assim, a estagiária poderia entrar para efetuar a limpeza.

No CePRAM, após a limpeza das baias dos animais marinhos em tratamento, eram colocados emborrachado e jornais por cima. Se uma ave estivesse muito debilitada e não conseguisse ficar em estação, acrescentava-se uma toalha dentro da baia como apoio para que a quilha delas não entrasse em contato com superfícies sólidas causando lesões. A estagiária também ajudou os tratadores nas montagens dos recintos para os pinguins que já controlavam a temperatura corporal sozinhos e tinham condições de ficarem nos recintos de fora. Como esses animais não poderiam permanecer o tempo todo na água, o recinto era separado com caixas e emborrachados para que eles ficassem altos, e ligava-se um ventilador para evitar os mosquitos.

2.2.3 Monitoramento de praias

A estagiária também participou do monitoramento de praia no Sul (Armação, Matadeiro, Pântano do Sul, Açores e Solidão) e no Leste (Galheta, Mole, Joaquina, Campeche, Morro das Pedras) da ilha, onde procurava animais debilitados ou mortos que eram levados para a base. Alguns trechos de praias só eram possíveis ser realizados a pé, e em outros, era necessário o quadriciclo.

Cada monitor possuía um GPS e um tablet para fazer anotações sobre cada trecho das praias. A cada trecho era anotado no SIMBA a hora inicial ou final do monitoramento, as condições do céu, do mar, a maré e o vento. No fim de cada trecho eram anotadas as condições climáticas novamente. O trajeto da base do CePRAM até o fim do monitoramento também era armazenado no SIMBA.

2.2.4 Soltura dos animais

Depois que os animais eram reabilitados, exames para avaliar a higidez eram realizados: hematológico e coproparasitológico eram os exames padrões para soltura. Caso o animal estivesse com os parâmetros hematológicos normais, parasitológico de fezes negativo para algumas doenças zoonóticas ou com alta letalidade, voando bem (no caso das aves), e com receio do ser humano, eles eram anilhados ou introduzia-se um chip (no caso dos pinguins), e era feita a soltura dos mesmos.

2.2.5 Apresentação de seminários

A estagiária ainda apresentou dois seminários durante o ESO: Um com o título "Aspectos gerais da preguiça-comum (*Bradypus variegatus)* " e "Reabilitação em pinípedes". O público alvo foram os funcionários da R3, como uma forma de troca de conhecimento entre a equipe.

2.3 CASUÍSTICA

No decorrer do ESO foram acompanhados o tratamento de 88 aves, 13 mamíferos e 7 répteis, totalizando 108 casos (Tabelas 1, 2 e 3). Do total, 51 casos foram de animais terrestres, e 57 de animais marinhos.

Tabela 1: Frequência absoluta e frequência relativa das espécies de aves atendidas durante o ESO.

ESPÉCIES	NOME COMUM	Nº DE ANIMAIS	PERCENTUAL (%)
Larus dominicanus	Gaivota	22	25,4%
Spheniscus magellanicus	Pinguim de magalhães	22	25,4%
Sula leucogaster	Atobá-pardo	5	5,6%
Athene cunicularia	Coruja-buraqueira	3	3,4%
Columbina talpacoti	Rolinha-roxa	3	3,4%
Egretta thula	Garça branca pequena	3	3,4%
Rupornis magnirostris	Gavião carijó	3	3,4%
Fregata magnificens	Fragata	2	2,3%
Patagioenas picazuro	Pomba-asa-branca	2	2,3%
Sterna hirundinacea	Trinta-réis-de-bico-vermelho	2	2,3%
Amazona aestiva	Papagaios verdadeiro	1	1,1%
Amazona vinacea	Papagaio-de-peito-roxo	1	1,1%
Asio stygus	Coruja-diabo	1	1,1%
Buteo brachyurus	Gavião de cauda curta	1	1,1%
Coragyps atratus	Urubu-de-cabeça-preta	1	1,1%
Furnarius rufus	Jõao-de-barro	1	1,1%
Heterospizias meridionalis	Gavião-caboclo	1	1,1%
Leptdodon cayanensis	Gavião-de-cabeça-cinza	1	1,1%
Macronectes giganteus	Petrel-gigante	1	1,1%
Megascops choliba	Coruja-do-mato	1	1,1%
Nycticorax nycticorax	Savacu	1	1,1%
Ortalis guttata	Aracuã	1	1,1%
Piaya cayana	Alma-de-gato	1	1,1%
Pionus maximiliani	Maitaca-verde	1	1,1%
Rhamphastos vitellinus	Tucano-de-bico-preto	1	1,1%
Sterna trudeaui	Tinta-réis-de-coroa-branca	1	1,1%
Tangara sayaca	Sanhaço-cinzento	1	1,1%
Thalasseus acuflavidus	Trinta-réis-de-bando	1	1,1%
Turdus leucomelas	Sabiá-barranco	1	1,1%
Vanellus chilensis	Quero quero	1	1,1%
Zonotrichia capensis	Tico-tico	1	1,1%
TOTAL		**88**	**100%**

Tabela 2: Frequência absoluta e frequência relativa das espécies de mamíferos atendidas durante o ESO.

ESPÉCIES	NOME COMUM	Nº DE ANIMAIS	PERCENTUAL (%)
Callithrix penicillata	Sagui-de-tufo-preto	7	53,8%
Sapajus nigritus	Macaco-prego	1	7,7%
Callithrix jacchus	Sagui-de-tufo-branco	1	7,7%
Bradypus variegatus	Preguiça-comum	1	7,7%
Tamandua tetradactyla	Tamanduá-mirim	1	7,7%
Didelphis sp.	Gambá	1	7,7%
Arctocephalus australis	Lobo-marinho-do-sul	1	7,7%
TOTAL		**13**	**100%**

Tabela 3: Frequência absoluta e frequência relativa das espécies de répteis atendidas durante o ESO

ESPÉCIES	NOME COMUM	Nº DE ANIMAIS	PERCENTUAL (%)
Trachemys scrypta	Tartaruga-de-orelha-vermelha	3	43%
Tupinambis merianae	Teiú	3	43%
Sibynomorphus mikanii	Jararaquinha-dormideira	1	14%
TOTAL		**7**	**100%**

2.3.1 Casuística do CETAS

No CETAS, durante o ESO, havia 621 animais nos recintos, entretanto nem todos estavam em tratamento: muitos aguardavam aptidão plena para soltura ou encaminhamento para zoológicos e instituições de conservação. Alguns desses animais foram soltos ou transferidos para zoológicos durante esse período.

Um total de 274 animais chegou ao CETAS através de apreensão pela polícia ou de entrega voluntária: 251 aves, 13 répteis e dez mamíferos. A maioria das aves que chegava era passeriformes ou psitacídeos de apreensão, que chegavam em gaiolas em condições deploráveis, com fezes misturada com a ração, frutas podres, lixo (Figura A, B, C). Aves como gaviões, corujas e urubus, geralmente eram levadas para lá por terem sido encontradas machucadas na rodovia. A causa mais comum dos animais machucados era por atropelamento, choque elétrico ou pássaros presos em cola de armadilha para rato.

Figura 3: Animais em gaiolas com condições deploráveis. Fonte: Arquivo pessoal, 2019.

Os veterinários do CETAS realizavam a triagem de todos os animais que chegavam à instituição, entretanto, apenas 51 destes animais necessitaram ser tratados. Destes, 16 continuaram nos recintos, 27 morreram e oito foram soltos (Tabela 4). Durante o ESO, o sistema mais acometido foi o Neurológico com 26 dos casos, a maioria decorrente de trauma; o ortopédico ficou em segundo lugar com 12 casos, majoritariamente de fraturas, tegumentar com seis, oftalmológico com dois e um problema reprodutor.

Tabela 4: Destino dos animais que estavam em tratamento no CETAS.

ANIMAIS	SOLTOS	ÓBITOS	CATIVEIRO	TOTAL
Aves	6	17	9	32
Mamíferos	1	7	4	12
Répteis	1	3	3	7
TOTAL	**8**	**27**	**16**	**51**

2.3.2 Casuística do CePRAM

Dos 57 animais submetidos a tratamento, 19 foram reabilitados e voltaram para a natureza, 19 morreram e 19 continuam em reabilitação. Todas eram aves, exceto por um pinípede; sendo 22 *Larus dominicanus*; 22 *Spheniscus magellanicus*; cinco *Sula leucogaster*; três *Sterna* sp.; dois *Fregata magnificens*; um *Macronectes giganteus,* um *Thalasseus acuflavidus* e um *Arctocephalus australis.* Na tabela 5 é possível visualizar o(s) sistema(s) acometido(s), por animal, assim como os quadros de óbito.

Tabela 5: Sistemas afetados por espécie e quantidade de espécimes acometidas.

Espécies	Sistemas acometidos	Quantidade de espécimes
Spheniscus magellanicus (Pinguim-de-magalhães)	Respiratório/Afogamento, asfixia.	15
	Respiratório/Afogamento, asfixia; Cutâneo/Trauma.	3
	Respiratório/Infeccioso, bacteriano.	1
	Cutâneo/Trauma; Digestivo/Infeccioso, bacteriano.	1
	Circulatório/Síndrome.	1
	Em reabilitação.	1
Larus dominicanus (Gaivota)	Em reabilitação.	13
	Respiratório/Infeccioso, bacteriano.	3
	Digestivo/Toxicidade.	3
	Digestivo/Toxicidade; Sistema músculo esquelético/Trauma.	1
	Sistema músculo esquelético/Trauma.	1
	Sensitivo/Parasitismo.	1
Sula leucogaster (Atobá-pardo)	Em reabilitação.	4
	Sistema músculo esquelético/Trauma.	1
Fregata magnificens (Fragata)	Em reabilitação.	2
Sterna hirundinacea (Trinta-réis-de-bico-vermelho)	Digestivo/Síndrome.	1
Sterna trudeaui (Trinta-réis-de-coroa-branca)	Digestivo/Infeccioso, bacteriano.	1
Macronectes giganteus (Petrel-gigante)	Respiratório/Infeccioso; Digestivo/Nutricional.	1
Thalasseus acuflavidus (Trinta-réis-de-bando)	Cutâneo/Trauma.	1
Arctocephalus australis (Lobo-marinho-do-sul)	Oftalmológico; Cutâneo.	1

O sistema mais afetado (Figura 4) foi o respiratório com 27 (afogamento/asfixia), seis digestório, três músculo esquelético (trauma), e um circulatório.

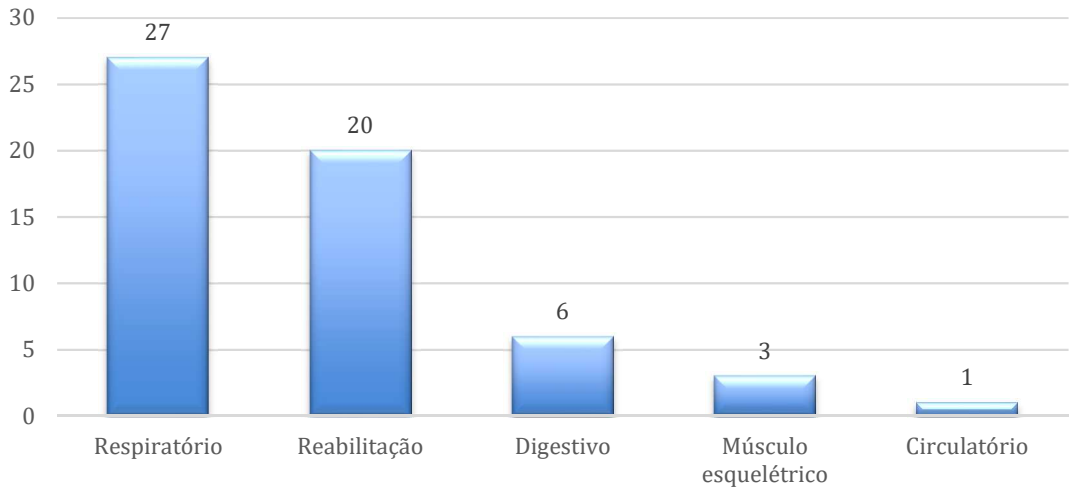

Figura 4: Número de animais acometidos por sistema.

Foram realizadas 57 necropsias (tabela 6): 26 eram código 2 (45,7%); 21 eram código 4 (36,8%) e dez eram código 3 (17, 5%). Trinta e nove animais (69%) possuíam resíduo sólido dentro do seu aparelho digestivo, e 18 animais (31%) não tinham marcas de interação antrópica.

Tabela 6: Quantidade e porcentagem de necropsias realizadas durante o ESO, conforme a espécie animal.

ESPÉCIES	Nº NECROPSIAS	%
Spheniscus magellanicus *(Pinguim-de-magalhães)*	24	42,0%
***Calonectris* spp.** (Bobo)	9	15,8%
Thalassarche melanophis (Albatroz-de-sobrancelha)	3	5,3%
Caretta caretta *(Tartaruga cabeçuda)*	3	5,3%
Calonectris diomedea borealis (Bobo-grande)	3	5,3%
Procellaria aequinoctialis (Pardela-preta)	3	5,3%
Sterna trudeaui *(Trinta-réis-de-coroa-branca)*	2	3,5%
Larus dominicanus *(Gaivota)*	2	3,5%
Pontoporia blainvillei (Toninha)	2	3,5%
Macronectes giganteus (Petrel-gigante)	1	1,75%
Sterna hirundinacea (Trinta-réis-de-bico-vermelho)	1	1,75%
Thalassarche chlororhynchos (Albatroz-de-nariz-amarelo)	1	1,75%
Sula leucogaster *(Atobá-pardo)*	1	1,75%
Chelonia mydas *(Tartaruga verde)*	1	1,75%
Puffinus puffinus (Bobo-pequeno)	1	1,75%
TOTAL	**57**	**100%**

Durante a necropsia foram possíveis identificar o sexo (Figura 6) e o estágio (Figura 5) de alguns animais. Ao todo foram 50 aves, cinco tartarugas e dois cetáceos.

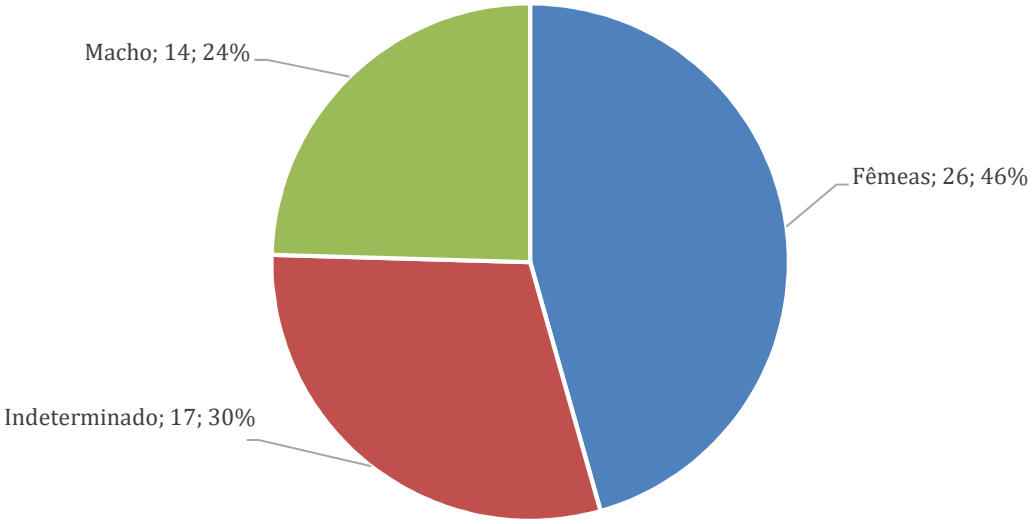

Figura 5: Sexo dos animais necropsiados.

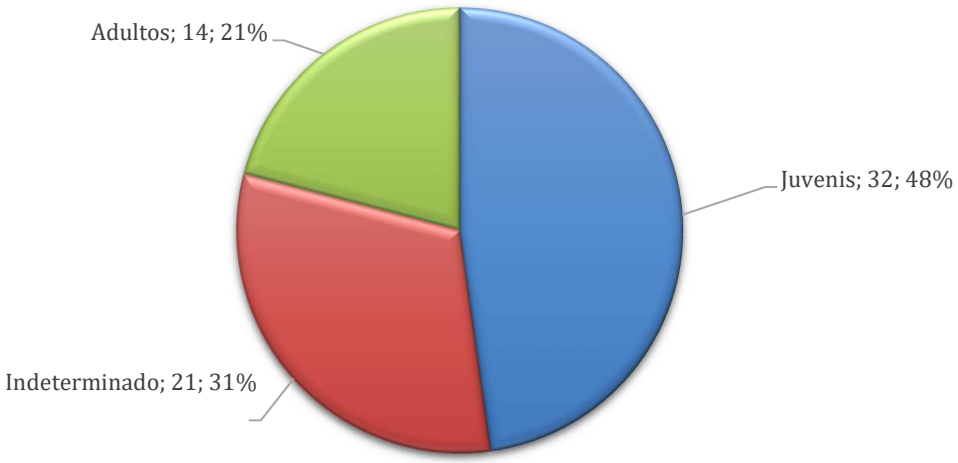

Figura 6: Faixa etária dos animais necropsiados.

3. RELATO DE CASO: MALÁRIA AVIÁRIA EM *Larus dominicanus*

3.1 INTRODUÇÃO

As aves marinhas possuem importantes adaptações fisiológicas e morfológicas, que auxiliam durante o período de migrações: o sistema sensorial ajuda na orientação durante o período migratório, e o acúmulo de gordura e proteínas servem como combustível para as longas jornadas (AKESSON & HEDENSTROM, 2004; BRAUN, 2015). Essas aves possuem

glândulas nasais bem desenvolvidas (glândula de sal) com função osmorreguladora, produzindo secreções contendo altas concentrações de cloreto de sódio (NaCl), importantes para eliminação de excesso de sal no organismo (REECE, 2017). Essas adaptações permitem que a terra, o ar e a água sejam sua casa, fazendo com que migrem de um extremo ao outro. Muitos organismos vivos passam a maior parte da sua vida em um tipo de ambiente, enquanto outros vãos da terra para água (alguns répteis, anfíbios e insetos). Enquanto isso, as aves marinhas trocam de um para o outro diariamente. Graças as suas adaptações, são capazes de sobreviver ao inverno da antártica e passar dias encubando seus ovos no verão tropical (AKESSON & HEDENSTROM, 2004; SCHREIBER & BURGER, 2001).

Essa incrível capacidade de deslocamento, além da sua ampla distribuição geográfica, tornam as aves marinhas sentinelas ambientais, sendo reservatórios naturais de patógenos de grande relevância. Muitas delas usam ambientes costeiros e oceânicos, e mesmo as aves marinhas sem hábitos migratórios costumam se deslocar distâncias de 50 a 100 km diários, o que é suficiente para transportar patógenos para outros locais (LUGARINI & SERAFINI, 2014; HUBÁLEK, 2004).

Entre os patógenos mais comuns estão os parasitos intracelulares incluindo hemosporídeos dos gêneros *Plasmodium*, *Haemoproteus* e *Leucocytozzon*. Uma vez infectada por esses hemoparasitos, a ave permanece infectada durante muitos anos ou por toda sua vida (LUGARINI & SERAFINI, 2014). Quando o agente infeccioso pertence ao gênero *Plasmodium,* a infecção é denominada malária aviária (VALKIŪNAS, 2005). O presente trabalho tem como objetivo relatar a infecção por *Plasmodium* em uma ave marinha da espécie *Larus dominicanus.*

3.2 REVISÃO DE LITERATURA

3.2.1 *Larus dominicanus*

A espécie *Larus dominicanus* pertence à família Laridae, ordem Charadriiformes, sendo, conhecida popularmente como gaivota ou gaivotão, possuem cauda arredondada e bico recurvado, asas longas, pernas curtas e dedos unidos por membrana interdigital, sem dimorfismo sexual. No Brasil, existem três espécies residentes (*Larus dominicanus; L. maculipennis e L. cirrocephalus*), três visitantes setentrionais (*L. delawarensis, L. pipixcan* e *L. atricilla*) e uma meridional (*L. belcheri*) (SICK, 1997; VOOREN & BRUSQUE, 1999). As gaivotas são onívoras, se alimentando de peixes mortos encontrados na praia, em depósitos de

lixos e de animais encontrados mortos na estrada, além de saquearem os ninhos de outras gaivotas, canibalizando ovos e filhotes destas, sendo os inimigos mais perigosos das gaivotas vizinhas. Essa é uma das razões ao qual elas permanecem muito tempo em seus ninhos, para evitar predação intraespecífica. (SICK, 1997).

As gaivotas se reproduzem em algumas regiões do hemisfério Sul como em regiões de altas latitudes do hemisfério Norte, e muitas delas se deslocam para regiões costeiras, onde se encontram muitos dos seus grupos. Estudos relatam que aves estritamente oceânicas estão sujeitas a um número inferior de doenças causadas por fungos, bactérias e protozoários. Temperaturas baixas provavelmente não são ideais para os vetores do *Plasmodium*, e as aves marinhas que migram provavelmente se infectam com este parasito durante a época reprodutiva, momento que chegam em terra firme e não estão em ambientes extremamente frios. (QUILLFELDT *et al.,* 2010).

Existem aves que são mais sensíveis à infecção por *Plasmodium*. Os pinguins (Spheniscidae), por exemplo, possuem uma taxa de mortalidade alta se comparado com sua taxa de morbidade. Isso foi mostrado em uma pesquisa realizada no Brasil, onde de 28 pinguins 18 estavam infectados por hemosporídeos, e desses 9 morreram em um período de 16 dias (VANSTREEL, 2014).

3.2.2 Malária aviária.

Parasitos estão presentes nas aves, mesmo em pequena quantidade, a presença deles é regra, e várias espécies já foram identificadas em aves selvagens na natureza. Contudo, o fato do animal ter um parasito não significa necessariamente doença, visto que nem todos os parasitos identificados nas aves selvagens causam sinais clínicos. Por outro lado, alguns parasitos provocam níveis variados da doença e, em casos graves, podem levar à morte da ave. A habilidade em causar doença, ou seja, sua patogenicidade, está relacionada à espécie do hospedeiro, o número de parasitos ou a carga parasitária e a fatores internos que determinam a resposta de defesa orgânica. (LUGARINI & SERAFINI, 2014; WOBESER, 2001).

Os hemoparasitos geralmente possuem baixa patogenicidade em aves selvagens, porém podem acabar prejudicando as comunidades de aves e sua conservação. Vários hemoparasitos intracelulares afetam as aves marinhas, incluindo os pertencentes à ordem Haemosporidia, gêneros *Plasmodium*, *Haemoproteus* e *Leucocytozzon*. Os três gêneros

parasitários são capazes de infectar as aves e permanecer parasitando-as por muitos anos ou por toda a vida deste animal, sem causar transtornos significativos (LUGARINI & SERAFINI, 2014).

A malária aviária é uma doença transmitida por mosquitos Culicidae (*Culex*, *Mansonia*, *Culiseta* e *Aedeomyia)* que carreiam os protozoários do gênero *Plasmodium*, causador da enfermidade (VALKIŪNAS, 2005). Existe um complexo de mais de 40 espécies capaz de parasitar as aves, que diferem entre si na patogenicidade, no vetor, na distribuição geográfica e na gama de hospedeiros. O *Plasmodium* compartilha algumas características morfológicas e desenvolvimento parecido com os hemosporídeos dos gêneros *Leucocytozzon* e *Haemoproteus*, contudo se diferencia pela presença de merogonia nos seus eritrócitos circulantes. (ATKINSON, 2001; BRAGA *et al*., 2011; VALKIŪNAS, 2005).

3.2.3 *Plasmodium* spp.

O *Plasmodium* é um protozoário heteroxênico, e seu ciclo de vida envolve vertebrados e mosquitos hematófagos da família Culicidae, gênero *Culex*. Os plasmódios responsáveis pela infecção das aves são separados em 5 subgêneros (*Haemmoeba, Novyella, Giovannolaia, Bennettinia, Hufia*). No hospedeiro vertebrado, a morfologia das formas parasitárias é peculiar entre os subgêneros, todavia, as diferenças patológicas ou epidemiológicas são tênues. Os parasitos do gênero *Plasmodium* apresentam moderada diversidade de espécies e são bastante flexíveis em alternar espécies de hospedeiros, sua patogenicidade é de moderada a grave, e comumente possui baixa prevalência. (BRAGA *et al*., 2011; VALKIŪNAS, 2005; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

O ciclo de vida do *Plasmodium* (Figura 7) é dividido em várias etapas. No ciclo de merogonia exoeritrocitária primária, o invertebrado hematófago inocula esporozoítos na ave durante o repasto sanguíneo, os quais invadem células endoteliais e mononucleares fagocíticas de inúmeros tecidos (especialmente baço e pele) e geram os criptozoítos, que se desenvolve por merogonia (reprodução assexuada). Estes rompem e liberam vasta quantidade de merozoítos, ocasionando o ciclo de merogonia exoeritrocítica secundária. Neste ciclo, os merozoítos atingem novas células endoteliais e mononucleares fagocíticas (principalmente pulmão, fígado, baço e medula óssea), através da circulação sanguínea, produzindo metacriptozoítos (também designados merontes teciduais ou esquizontes teciduais) por

merogonia, com consequente liberação de abundante quantidade de merozoítos. Estes poderão seguir quatro destinos distintos, dependendo de fatores endógenos e das condições do hospedeiro (SCHIMDT *et al*., 2015; VALKIŪNAS, 2005; VANSTREEL & PARSONS, 2014). O Vanstreel e Parsons (2014) descrevem:

> 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 (também denominados esquizontes eritrocitários) e finalmente 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 (desta vez, em uma variedade de tecidos) e desenvolver-se por reprodução assexuada em fanerozoítos (também denominados merontes teciduais ou esquizontes teciduais) e, assim, podem permanecer por períodos prolongados, até que finalmente se rompem e liberam quantidades muito grandes de merozoítos. Esse ciclo secundário de reprodução assexuada é denominado merogonia exoeritrocítica terciária. Finalmente, uma última opção de destino dos merozoítos é invadir células sanguíneas (tipicamente eritrócitos) e desenvolver-se em trofozoítos, que posteriormente se desenvolvem nas formas sexuadas do parasita: macrogametócitos e microgametócitos. Essa fase de desenvolvimento é denominada gametogonia. Os gametócitos permanecem nos eritrócitos circulantes por períodos prolongados, mas não se desenvolvem adicionalmente até serem ingeridos por um invertebrado hematófago que venha a se alimentar do sangue do vertebrado. 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 ebuscam os macrogametas, juntos originando um zigoto. Essa é a única fase do ciclo em que ocorre a 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. Essa etapa do ciclo é denominada 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.

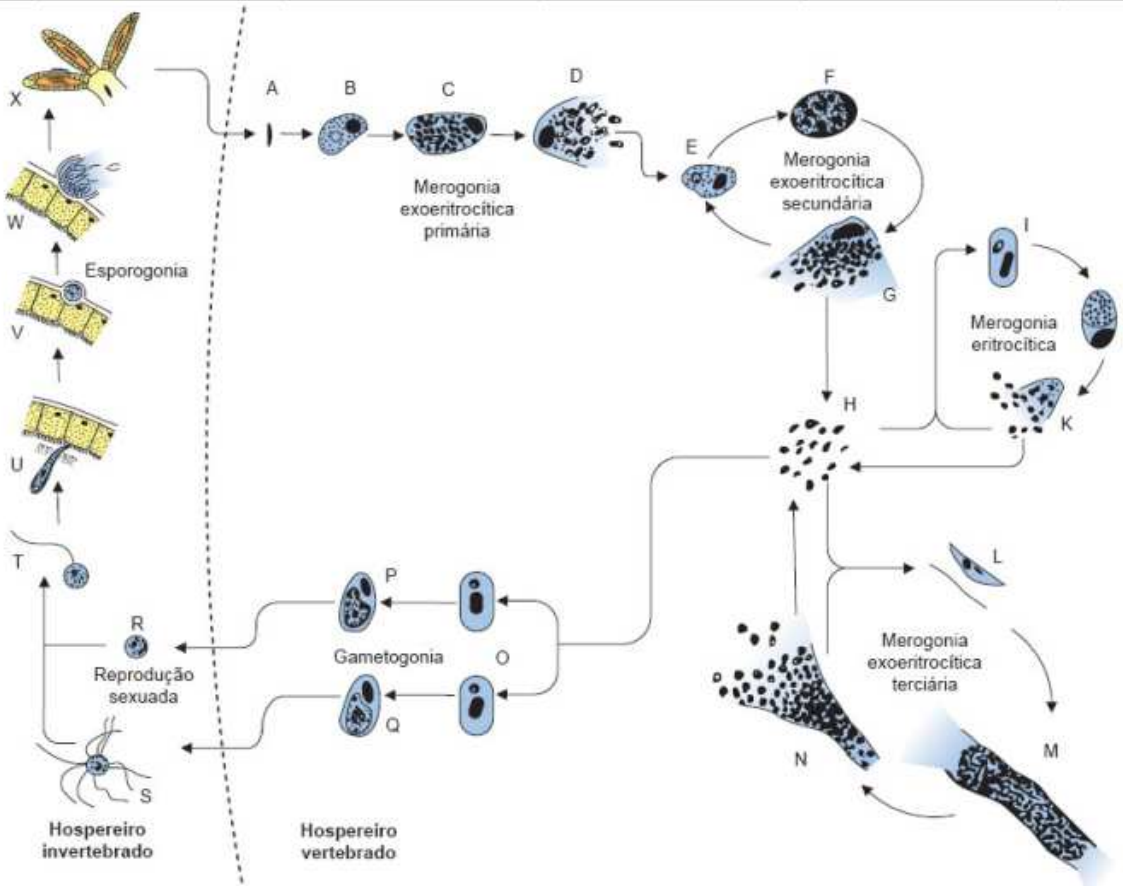

Figura 7: Ciclo de vida do *Plasmodium*. **Fonte:** Vanstreel & Parsons, 2014.

3.2.4 Patogenia

Através de infecções experimentais em aves domésticas, foi possível notar uma cronologia da patogenia do *Plasmodium*, a qual pode ter um desenvolvimento variável em aves silvestres em condições naturais. Existe um período pré-patente que varia de 5 a 10 dias depois que os esporozoítos são inoculados no hospedeiro vertebrado, antes do aparecimento das primeiras formas parasitárias no sangue. A parasitemia (Figura 8) cresce precipitadamente após o surgimento das primeiras formas sanguíneas, alcançando a fase de crise (pico) aproximadamente no 21º dia pós-infecção (6-12 dias após o início da parasitemia). A crise perdura em torno de 7 dias, seguida da redução gradativa da parasitemia até chegar aos níveis crônicos de infecção. Depois do 35º dia pós-infecção, pode ocorrer uma crise secundária, e outras podem acontecer futuramente de forma esporádica (VALKIŪNAS, 2005; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

Existe uma forma de hematina ácida nos eritrócitos circulantes e nos macrófagos esplênicos acarretando em pigmentação escura. Esses acúmulos são denominados hemozoína

ou pigmento malárico, que são formadas pela degradação incompleta da hemoglobina pelo protozoário (FIGHERA & GRAÇA, 2016; SCHIMDT *et al*., 2015).

É na fase de crise que existe a correlação entre a apresentação clínica da doença e a parasitemia periférica. A hemólise de eritrócitos é outra consequência da parasitemia: tanto os eritrócitos parasitados como os não parasitados lisam, acarretando declínio do hematócrito e dos níveis sanguíneos de hemoglobina, seguido da resposta regenerativa (aumento de eritrócitos jovens) e formação de derivados da biliverdina, o que torna as fezes com aspecto esverdeado. Nesse ínterim, há o aumento de gamaglobulinas e linfócitos, aumentando a resposta aguda a infecção. Tanto a hipertemia quanto a hiportemia podem ser observadas em algumas aves: a primeira ocorre em associação a síndrome febril, e a outra prevalece devido a inabilidade de termorregulação (VALKIŪNAS, 2005; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

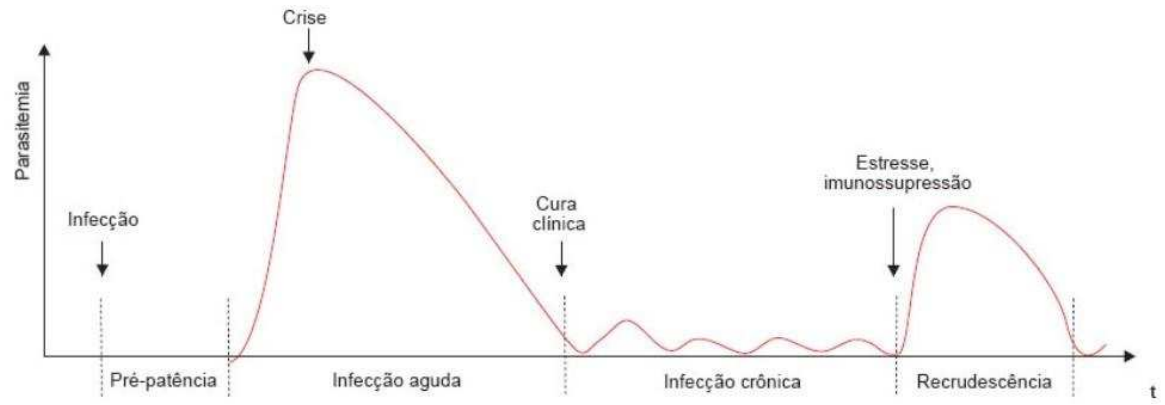

Figura 8: Diagrama conceitual da evolução da parasitemia na primoinfecção plasmódica de um animal suscetível. **Fonte:** Vanstreel & Parsons, 2014.

Em função da hemólise intravascular e da fagocitose das células parasitadas, há um acúmulo de hemossiderina em macrófagos viscerais, podendo ocorrer hemossiderose em casos extremos, principalmente hepática. Simultaneamente, os merontes teciduais em células endoteliais e macrófagos teciduais resultam em inflamação difusa do parênquima nos vários tecidos acometidos e vasculite (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

Na necropsia, as lesões visualizadas são um reflexo da parasitemia causada pelo *Plasmodium*. Os infiltrados mononucleares causam hipercelularidade, edema e congestão, sobrecarregando baço e fígado, ocasionando esplenomegalia e hepatomegalia. A presença dos merontes teciduais podem provocar graus variáveis de inflamação aguda a crônica, levando à presença de infiltrado heterofílico, edema, congestão e hemorragia. Como houve decréscimo

na hemoglobina e hematócrito, associado à aglutinação de eritrócitos e ao bloqueio mecânico dos vasos pelos merontes teciduais, ocorre isquemia e múltiplos focos de hipóxia tecidual e hemorragia, levando ao aumento de permeabilidade vascular e edema. Vários tecidos (musculatura esquelética, coração, pulmões, rins, baço, fígado, etc.) podem ser afetados por estas alterações multifocais de degeneração e necrose (SCHIMDT *et al*., 2015; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

Esplenite necrosante, hepatite aguda e efusões pericárdicas podem ocorrer. Quando o animal está com efusão pericárdica conseguinte à vasculite, a função cardíaca fica prejudicada afetando a perfusão sanguínea. Todos esses sintomas podem causar hipoperfusão e quadro de choque. A hipóxia tecidual cerebral ocorre por causa do bloqueio de capilares cerebrais pelos merontes ou por trombos e tromboembolismos, provavelmente por conta da hipoperfusão generelizada e pela anemia (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

3.2.5 Diagnóstico e sinais clínicos:

Os sinais clínicos, na maioria das vezes, estão ausentes nas espécies pouco susceptíveis, dificultando o diagnóstico, mas os achados das necropsias podem sugerir a infecção. A técnica clássica de diagnóstico de hemosporídeos é do esfregaço sanguíneo delgado, feita usando uma gota de sangue fresco com microcapilar ou seringa sobre uma lâmina e, após completa secagem, a gota é fixada com metanol absoluto por 15 a 30 segundos e depois corados conforme as técnicas de Wright, Giemsa, entre outras. Detectado o *Plasmodium*, um exame de PCR pode ser feito para identificar a espécie (QUILLFELDT *et al.,* 2010; VANSTREEL & PARSONS, 2014). Quando presentes, os sinais clínicos incluem: anemia, convulsão, letargia, anorexia e penas eriçadas, dispneia, mucosas pálidas, diarreia com fezes esverdeadas, regurgitação, hipotermia ou hipertermia. Entretanto, esses sinais aparecem de acordo com o grau da parasitemia (ATKINSON, 2001; VANSTREEL & PARSONS, 2014).

3.2.6 Tratamento

O tratamento da malária aviária deve ser realizado se houver relevância clínica, em aves muito debilitadas, com sinais clínicos evidentes e alta parasitemia. A literatura aponta a combinação de medicação contra as formas parasitárias teciduais (primaquina), e outro contra as formas parasitárias sanguíneas (cloroquina, derivados da quinina, trimetoprima-sulfa),

sendo a combinação de primaquina e cloroquina a mais utilizada (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

3.2.7 Controle e Profilaxia

O controle pode ser realizado através do monitoramento das aves com esfregaços delgados a cada colheita de sangue; telas anti-mosquitos, ventiladores, repelentes contendo dietil toluamida (DEET) (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

3.3 DESCRIÇÃO DO CASO

Uma gaivota (*Larus dominicanus*), adulta, foi encontrada na praia da Garopaba em Santa Catarina no dia 19/05/2019 e encaminhada para UDESC. Às 12:30h do mesmo dia foi realizado o exame físico do animal. A ave ficou na referida instituição até o dia 25/05 para ser estabilizada e enviada para o CePRAM. Durante esse período ela foi examinada, medicada e alimentada duas vezes ao dia (BID) com 1 unidade de sardinha de aproximadamente 100g. Foi feita uma coleta de sangue para análise de hematócrito (29%), glicose (311,0 mg/dL) e proteínas totais (7,8 g/dl).

Figura 9: *L. dominicanus* no 1º dia de atendimento na UDESC. A: vista caudal; B: vista frontal; C: vista lateral. **Fonte:** SIMBA, UDESC, 2019.

Exame físico

O animal estava alerta, em estação e responsivo. Foi identificada infestação severa de ácaros plumicolas. A ave apresentava 634 gramas, penas quebradiças e falhadas em todo

corpo, mucosas hipocoradas, desidratação, e todos os reflexos presentes (pupilar, corneal, palpebral, cloacal e doloroso). Tanto na ausculta cardíaca, como na respiratória, não foi observada nenhuma alteração. A frequência cardíaca (FC) era de 280 batimentos por minuto (bpm), e a frequência respiratória (FR) de 36 movimentos respiratórios por minuto (rpm). Sua temperatura central (Tº) estava 41,6ºC e a periférica 21,8ºC. O tempo de preenchimento capilar (TPC) não foi aferido. A conduta terapêutica realizada foi: fluidoterapia com NaCl 0,9% associado com Bionew®, 20 mL/kg, via subcutânea (SC), dose única; talco com permetrina + triclosan, uso tópico único; Mercepton® 0,2 mL/kg via intramuscular (IM), dose única. Foi oferecida à ave, para alimentação espontânea, uma sardinha de aproximadamente 100g, uma unidade BID. A suspeita clínica naquele momento estava relacionada à distúrbio músculo esquelético e problema metabólico.

No dia 25/05/2019, às 08:30h, foi realizado um exame clínico pré-transporte/encaminhamento para a base de reabilitação do CePRAM. O animal apresentava penas quebradiças e falhas de penas no corpo todo; em estação e ativo; taquicárdico, FC 260 bpm e FR 20 rpm, Tº interna 39,7°C, caquético (700g), com todos os reflexos presentes, normohidratado e com mucosas normocoradas, TPC de 1 segundo. A ave ficou aguardando transporte para a base de reabilitação.

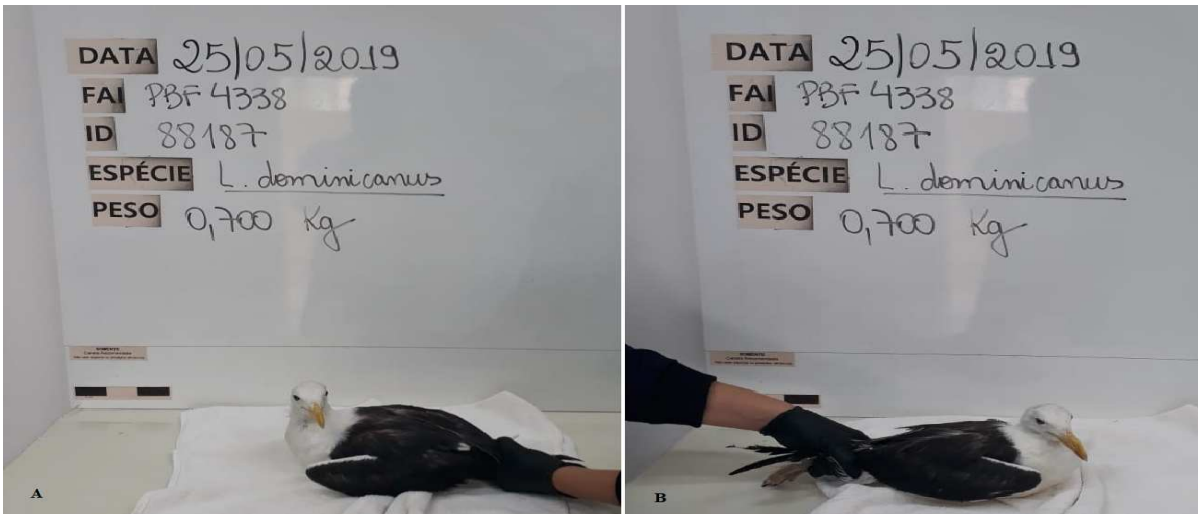

Figura 10: Paciente no 2º dia de atendimento na UDESC. A: Visão lateral esquerda; B: Visão lateral direita. **Fonte:** SIMBA, UDESC, 2019.

Ás 12:00h a gaivota chegou ao ambulatório do CePRAM. Ao exame físico, realizado pelas médicas veterinárias, foi verificado que o animal com plumagem opaca e quebradiça, pododermatite discreta bilateral, lesão discreta em base de rinoteca, todos reflexos presentes e mucosas hipocoradas. A ave estava alerta, caquética (650g), FC 336 bpm, FR 30 rpm, Tº

42,4°C. A suspeita clínica relatada na ficha, enviada pela outra instituição, foi distúrbio músculo esquelético e problema metabólico.

A conduta clínico-terapêutica foi hidratação com 40 mL de água, VO, através da passagem de sonda; Pirantel (144 mg) + Praziquantel (50 mg) + Febantel (150 mg) ¼ de comprimido VO, com 2º dose agendada (e efetuada, posteriomente) para 09/06/2019; além de Toltrazuril 7 mg/kg VO, 0,1 mL.

Durante o período em que ficou em reabilitação na presente instituição, foram realizadas três coletas de sangue do animal para hemograma, esfregaço sanguíneo e bioquímica sérica (Tabela 7). A primeira coleta de sangue para hemograma, esfregaço e bioquímica sanguínea; foi realizada dia 27/05 às 9h. O resultado do exame mostrou presença de hemosporídeo sugestivo de *Plasmodium* sp. (Figura 11), e foi solicitada a manipulação da medicação.

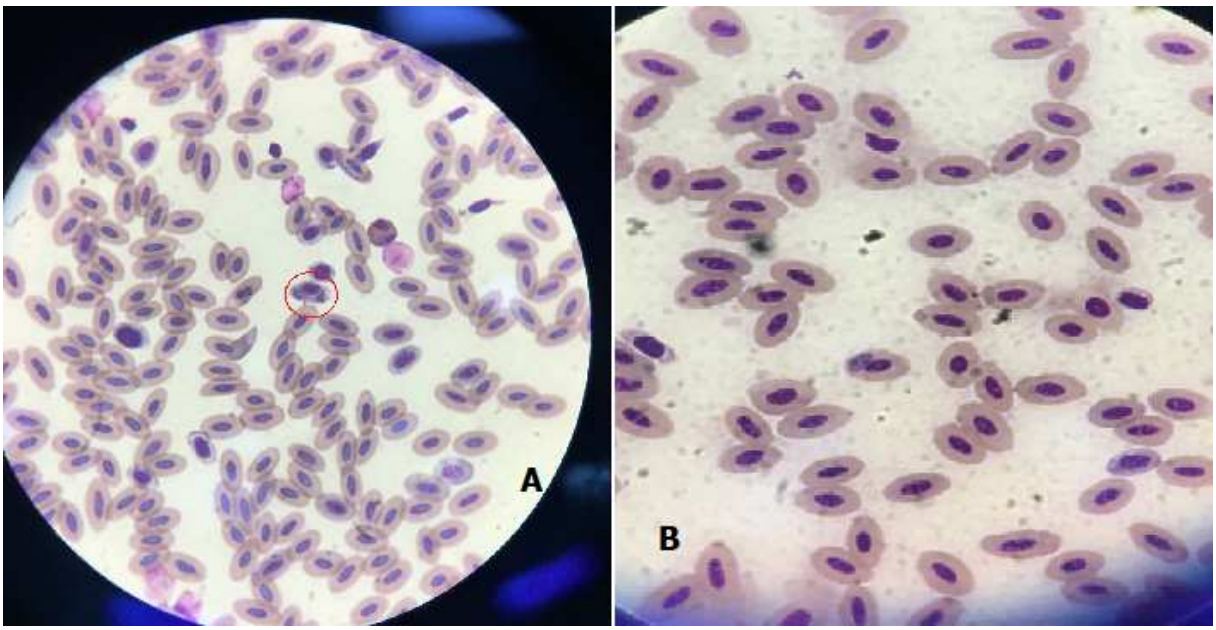

Figura 11: Esfregaço sanguíneo: A – Eritoblasto (círculo). B- Formas intraeritrocitárias de *Plasmodium* sp. **Fonte**: R3 animal

Tabela 7: Evolução temporal dos parâmetros hematológicos e bioquímicos da ave.

Parâmetros	Resultados				Valores de referências*
	22/05/2019	**27/05/2019**	**05/06/2019**	**12/06/2019**	
HEMOGRAMA					
Volume Globular (%)	29	26	24	28	38-58
Papa de leucócitos (%)	-----	> 1	< 1	> 1	-----
Hemoglobina (g/dL)	-----	15,9	10,4	8,8	74,3 – 211,9
Eritrócitos ($x10^6$/µL)	-----	1,8	1,2	1,9	-----
Leucócitos (µL)	-----	8.000	26.500	2.500	4,7 – 18,6
Trombócitos (µL)	-----	2,405	2,728	2,340	-----
VCM (fL)	-----	140,5	193,5	143,5	-----
HCM (pg)	-----	86,1	83,9	45,5	-----
CHCM	-----	61,3	43,3	31,7	-----
Heterófilos ($x10^9$/µL)	-----	4,640	20,405	1,875	0,9 – 16,0
Eosinófilos ($x10^9$/µL)	-----	0	0	0	0,0 – 1,3
Linfócitos ($x10^9$/µL)	-----	2,960	5,585	550	0,3 – 0,5
Monócitos ($x10^9$/µL)	-----	400	530	750	0,0 – 1,1
Basófilos ($x10^9$/µL)	-----	0	1	0	0,0 – 0,6
BIOQUÍMICO					
Proteínas totais (g/dL)	7,8	4,8	-----	5,7	46.7 – 54.7
Glicose (mg/dL)	311,0	234,9	-----	260,6	201 – 387**
Ácido úrico (mg/dL)	-----	4,8	-----	7,4	142,8 – 1.189,7
Albumina (g/dL)	-----	0,9	-----	0,6	1,4 – 1,8**
Cálcio (mg/dL)	-----	9,8	-----	9,8	0,5 – 3,5
Creatinina (mg/dL)	-----	0,08	-----	------	7,0 – 45,5
Fosfatase alcalina (U/L)	-----	2,9	-----	10,3	-----
Fósforo (mg/dL)	-----	2,8	-----	-------	0,2 – 1,9
Triglicerídeos (mg/dL)	-----	57,6	-----	66,9	-----
PESQUISA PARA HEMOPARASITOS	-----	Sugestivo *Plasmodium* sp.	Sugestivo *Plasmodium* sp.	Sugestivo *Plasmodium* sp.	

*Valores de referências para *Larus dominicanus* (Doussang *et al.*, 2015). **Valores de referências para Charadriiformes (Work, 1996).

Três dias após o diagnóstico parasitológico, foi iniciado o protocolo terapêutico pela administração de 2 cápsulas (VO, SID, por 30 dias) contendo Cloroquina (10mg/kg) e Silimarina (35 mg/kg). Durante todo o tempo de tratamento, a ave ficou no recinto de isolamento (quarentena).

Toda semana era feito um exame clínico de acompanhamento, do status sanitário da ave, para avaliar a evolução clínica (Tabela 9). As coletas de sangues realizadas subsequentemente serviam para avaliar a eficácia terapêutica (Tabela 8). Embora, continuasse

infectado, havia uma baixa da carga parasitária avaliado nos esfregaços sanguíneos. Durante o período de reabilitação no CePRAM, a ave era alimentada todas as manhãs com uma unidade de sardinha suplementada com Tiamina e Ômega 3 e 6.

Tabela 8: Cronograma de procedimentos terapêuticos executados.

DATA	HORA	TRATAMENTO
19/05/19	12:30h	➢ Fluidoterapia com NaCl 0,9% associado com Bionew® (20 mL/kg, SC, dose única); ➢ Talco com permetrina + Triclosan, uso tópico único; Mercepton® (0,2 mL/kg, IM)
23/05/19	9:00h	➢ Cobalzan (10 mg/kg, SC/SID/repetir em 7 dias)
	11:00h	➢ Dontral ® [(Febendazol (150 mg) + Pamoato de Pirantel (144 mg) + Praziquantel (50 mg)] ¼ de comprimido, VO/SID
25/05/19	12:00h	➢ Hidratação com 40 mL de água, VO através da passagem de sonda; Pirantel (144 mg) + Praziquantel (50 mg) + Febantel (150 mg) ¼ de comprimido VO, com 2º dose agendada (e efetuada, posteriomente) para 09/06/2019; ➢ Toltrazuril 7 mg/kg VO, 0,1 mL
30/05/19 – 16/06/19	9:00h	➢ Cloroquina (10mg/kg) e Silimarina (35 mg/kg).

* (pupilar, corneal, palpebral, cloacal e doloroso).

Tabela 9: Evolução temporal dos achados clínicos e laboratoriais

DATA	HORA	ACHADOS CLÍNICOS/EXAMES	
19/05/19	12:30h	**FC** 280 bpm; **FR** 36 rpm; **Tº** 41,6 ºC **Peso:** 634 g Caquética	Mucosas: hipocoradas; Reflexos presentes* Alerta; Estação; Responsivo; Caquético; Desidratado; Infestação de ectoparasitos. Penas quebradiças e falhadas em todo corpo.
22/05/19		Coleta de sangue	
25/05/19	8:30h	**FC** 260 bpm; **FR** 20 rpm; **Tº** 39,7 ºC **Peso:** 700 g Magro	Penas quebradiças e com falhas pelo corpo; Estação e ativo; taquicárdico, Reflexos presentes, Normohidratado Mucosas normocoradas, TPC de 1 s
	12:00h	**FC:** 336 bpm; **FR:** 30 rpm; **Tº:** 42,4 ºC **Peso:** 650 g Caquética	Alerta; Reflexos presentes; Mucosas hipocoradas Plumagem opaca e quebradiça; Pododermatite discreta bilateral, Lesão discreta em base de rinoteca, reflexos presentes.
27/05/19	9:00h	Coleta de sangue	
01/06/19	9:00h	Reflexos presentes, normohidratado, normocorado, magro, alerta.	
05/06/19	8:45h	Coleta de sangue	
08/06/19	9:00h	Alerta e o estado da plumagem continuava idêntico.	
12/06/19	9:00h	Coleta de sangue	
15/06/19	8:45h	Alerta, magro; Reflexos presentes, Normocorado e hidratado. Plumagem da mesma forma. Baixa carga parasitária, evidenciada através de esfregaços sanguíneos.	
16/06/19	11:30h	Dispneia e hipotermia	

Na manhã do dia 16/06, a ave foi alimentada e medicada como nos dias anteriores, por volta das 11:30 ele começou a apresentar dispneia e hipotermia, animal foi atendido pela médica veterinária que o colocou na estabilização em uma incubadora sobre o tratamento de termoterapia e oxigenoterapia por 2h; durante esse tempo a ave ficou sendo monitorada e sua temperatura era aferida. Por volta das 14h, a ave foi retirada da incubadora, pois não estava mais hipotérmica e sim, com hipertermia. Animal continuou em observação, e morreu por volta de 14:45h, sendo realizada a necropsia 50 minutos após o óbito. A gaivota foi pesada antes da necropsia (680g), era uma fêmea, adulto, código 2; a morte foi descrita como natural. Foi feita a coleta de fragmento dos órgãos para formol e congelado de baço, coração e glândulas, vasos sanguíneos, esôfago, fígado, músculo esquelético, cérebro/cerebelo. Apenas em formol: adrenal, cloaca, estomago, gônadas, Intestino Grosso, língua, olho, oro/nasofaringe, pâncreas, glândula de sal, glândula uropígea, glândula de Harden. E feita a coleta de líquido pericárdico apenas para congelado para hemocultura. Não foi feita a coleta do conteúdo gastrointestinal e nem triagem detalhada do mesmo porque o animal estava em reabilitação.

Na inspeção externa da ave, foi visualizada plumagem opaca e quebradiça, palidez generalizada em estrato córneo da ranfoteca e membros pélvicos, além de fezes esverdeadas aderidas à região cloacal.

Figura 12: A: palidez da ranfoteca. B: fezes esverdeadas na região cloacal. **Fonte:** R3 animal.

Achados macroscópicos:

- Cavidade celomática com alteração - palidez generalizada dos órgãos.
- Sistema Respiratório - Pulmões: parênquima pulmonar enegrecido em bordas laterais, bilateral moderado e difuso (Figura 14). Sacos aéreos: opacidade em parede do órgão, moderado e difuso.
- Sistema Cardiovascular - Pericárdio: presença de líquido pericárdico (1,25 mL) de coloração amarelada, severo e difuso; espessamento e opacidade de pericárdio, moderado e difuso (Figura 13).
- Sistema Digestório - Fígado com hepatomegalia, generalizada e severa; superfície e parênquima hepáticos de coloração amarronzada, severo e difuso (Figura 14).

  Estômago glandular: coloração esverdeada e espessamento da mucosa gástrica, moderado e difuso (Figura 14).

  Língua: estomatite aftosa em base do órgão, focal e discreto.
- Sistema Linfo-hematopoiético - Baço: esplenomegalia, generalizada e severa (Figura 14).
- Sistema Endócrino - Tireóides: diminuição do órgão, bilateral, moderado e difuso.
- Sem alterações: Tecido subcutâneo, órgãos do sentido e sistemas músculo esquelético, urinário, nervoso central e reprodutivo.

Diagnóstico presuntivo colocado no laudo foi: circulatório/síndrome.

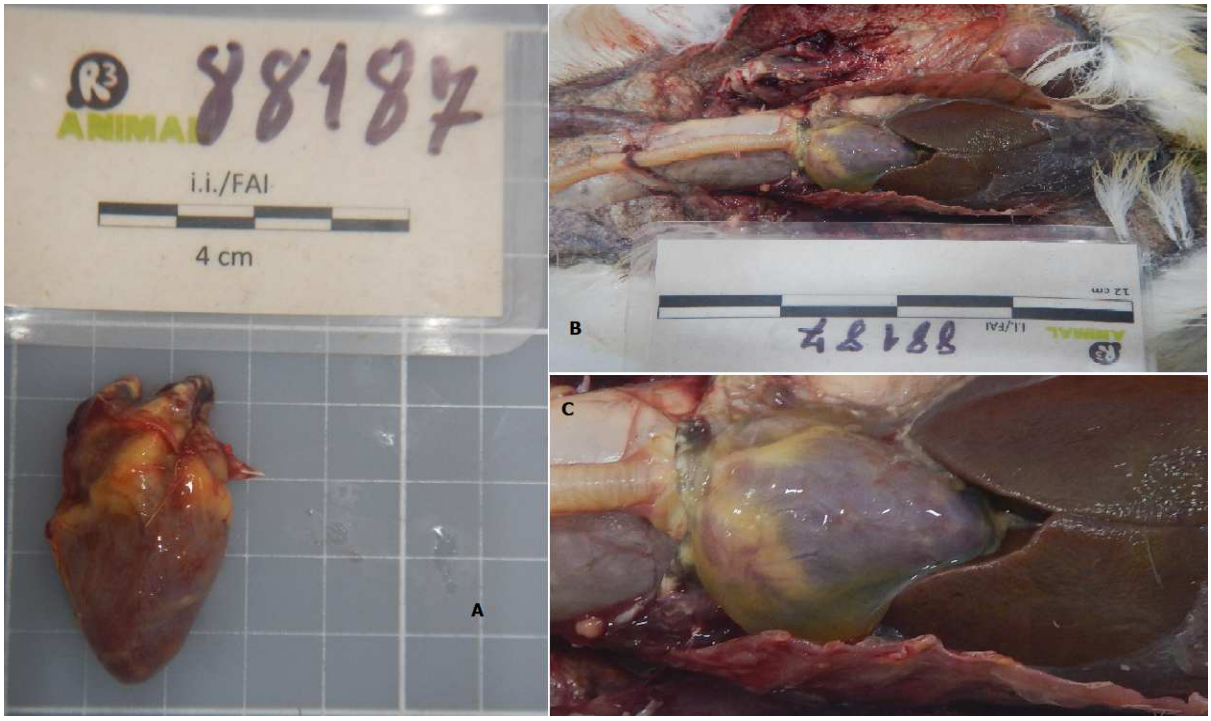

Figura 13: Achados macroscópicos da necropsia. A: Coração; B: Coração dentro da cavidade com líquido em saco pericárdico; C: Destaque do líquido no pericárdio. **Fonte:** R3 animal

Figura 14: Achados macroscópicos da necropsia. A: pulmões enegrecidos; B: hepatomegalia e coloração amarronzada; C: esplenomegalia; D: estômago glandular com coloração esverdeada. **Fonte:** R3 animal

3.4 DISCUSSÃO

A *Larus dominicanus,* embora suscetível à malária aviária, difere-se dos pinguins que possui uma taxa de mortalidade maior; essa é uma das razões que justificam a ausência de sinais clínicos. Porém, dependendo da patogenicidade, da carga parasitária ou fatores individuais da resposta de defesa orgânica, a doença clínica pode se manifestar (LUGARINI & SERAFIN, 2014). O paciente chegou dia 19/05 pesando apenas 634 g, o qual foi classificado como caquético. Segundo Latham e Poulin (2002), a média da massa corporal das fêmeas é de 858g (780 a 940g), e dos machos, 1107g (1000 a 1150g) (LATHAM & POULIN, 2002).

O animal apresentava mucosas pálidas, anorexia, penas eriçadas durante todo o tempo que passou na reabilitação, fezes muitas vezes esverdeadas e demonstrava oscilações na temperatura, sinais descritos na literatura em aves parasitadas com *Plasmodium* (ATKINSON, 2008; VANSTREEL & PARSONS, 2014). Embora estivesse alerta e se alimentando sozinho, sua aparência externa e seu peso condizia com uma ave que provavelmente estava debilitada e sem se alimentar. Na tentativa de reverter o quadro de caquexia e melhorar o sistema imunológico, foi instituída a fluidoterapia com NaCl 0,9% associada com Bionew®, um complexo de vitamina B, nicotinamida, frutose, aminoácidos, macro e microminerais.

Por estar com infestação severa de ectoparasitas (prováveis piolhos) optou-se pelo uso tópico do talco (permetrina e triclosan), para eliminação dos mesmos. Apesar da presença de piolhos ser um fato comum em aves (LUGARINI & SERAFIN, 2014), os mesmos provavelmente não eram hematófagos e alimentavam-se apenas das penas ou de pele morta, o que poderia está causando a falha na plumagem e seu aspecto opaco. Porém, para ter certeza foram enviados alguns ectoparasitos para análise da espécie. Contudo, está infestação severa poderia estar comprometendo o sistema imune da gaivota, pois, em vez de gastar seu tempo e suas energias limpando e ajeitando suas penas, esses eram gastos com a ectoparasitose (ATKINSON, 2008).

A coleta de sangue foi realizada 3 dias após a chegada da gaivota, porém não foi feito esfregaço sanguíneo. Lugarini & Serafin (2014) afirmam que esfregaços sanguíneos devem ser realizados após a colheita de sangue, o que facilita na ajuda do diagnóstico. Como o valor do hematócrito ficou abaixo dos valores de referência para a espécie, a gaivota foi medicada com Cobalzan 10 mg/kg, produto antianêmico e suplemento alimentar, contendo ferro, cobalto, cobre e vit. B12.

Ao chegar na outra base, a ave foi estabilizada, e dois dias depois teve seu sangue coletado para análise de hemograma, bioquímica e esfregaço sanguíneo; e através desse o *Plasmodium* foi detectado. Contudo, a medicação foi feita três dias após o resultado, o que pode ter influenciado no tratamento, ou não, já que uma vez infectada por um hemosporídeo, acredita-se que a ave continuará infectada pelo resto da sua vida (QUILLFELDT *et al*., 2010). A ave continuava com a plumagem opaca e quebradiça, e embora não estivesse mais com infestação severa de ectoparasitas, seu sistema imune podia está sendo comprometido pela produção elevada de glicocorticoides por causa do estresse ao ser manejada tanto para alimentação como para as medicações supracitadas anteriormente; fora o deslocamento de uma base para outra, que contribuía com o estresse (KOZLOWSKI, 2019).

Por não ter a medicação em questão na base, foi mandando formular. Ao chegar, o tratamento foi instalado imediatamente pela equipe veterinária. A literatura indicada a combinação de uma medicação para as formas parasitárias teciduais, e outro para as formas parasitárias sanguíneas, por 10 dias, o que pode ser estendido por mais tempo a depender da parasitemia (VANSTREEL & PARSONS, 2014). O tratamento estabelecido foi apenas com a cloroquina (medicação para formas parasitárias sanguíneas) e com silimarina, um protetor hepático. No Brasil, existe um controle rigoroso na aquisição e uso da primaquina (VANSTREEL & PARSONS, 2014), o que faz com que as instituições apliquem apenas o protocolo com a cloroquina.

A ave foi medicada todos os dias, e a medicação era feita na hora do manejo alimentar para evitar o desencadeamento de uma resposta adrenal, elevando a produção de glicocorticoides (KOZLOWSKI, 2019). Um exame clínico semanal do status sanitário era realizado para acompanhamento da evolução clínica. Durante esse tempo, foi visto que a carga parasitária estava diminuindo, o que corroborava com uma possível melhora do quadro clínico visto que as mucosas já estavam normocoradas e a ave estava ganhando peso, mas a plumagem continuava quebradiça e opaca.

A necropsia foi realizada no mesmo dia, e logo no exame externo foi notado fezes esverdeadas na cloaca, que pode ocorrer devido ao excesso de biliverdina associado a hemólise (VANSTREEL & PARSONS, 2014). Ao abrir a cavidade, observou-se que era uma fêmea adulta em fase reprodutiva e os achados macroscópicos condizentes com os causados pela parasitemia do *Plasmodium*. A gaivota apresentava esplenomegalia e hepatomegalia, que pode acontecer devido aos infiltrados mononucleares que causam hipercelularidade, edema e congestão sobrecarregando esses órgãos (SCHIMDT *et al*., 2015; VANSTREEL &

PARSONS, 2014). Na maioria das espécies, a coloração enegrecida do fígado é devido à hemozoína (pigmentação malárica), entretanto, algumas espécies têm mínima pigmentação; o que pode ser observado no fígado da gaivota (FIGHERA & GRAÇA, 2016; SCHIMDT *et al*., 2015). Existia uma palidez generalizada dos órgãos, o que pode ser explicado pelo bloqueio mecânico causado pelos merontes teciduais, deixando a circulação pobre em oxigênio (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

Os pulmões estavam com o parênquima pulmonar enegrecido em bordas laterais, bilateral, moderado e difuso; e os sacos aéreos estavam com opacidade em parede do órgão, moderado e difuso. Foi encontrada presença de líquido com coloração amarelada no pericárdio, o qual foi coletado para análise. Efusões pericárdicas podem ocorrer conseguinte a vasculite, o que compromete a função cardíaca, prejudicando a perfusão sanguínea que pode levar o animal à morte (VANSTREEL & PARSONS, 2014).

Embora os hemoparasitos sejam considerados de baixa patogenicidade em populações selvagens, e estudos realizados mostram a escassez ou ausência dos mesmos na maioria das espécies estudadas, incluindo a *Larus dominicanus*, uma vez infectada por um hemosporídeo, acredita-se que a ave continuará infectada pelo resto da sua vida (QUILLFELDT *et al*., 2010).

A gaivota provavelmente poderia já estar infectada há muito tempo e não ter demonstrado sinais clínicos, afinal ela consegue conviver com o parasito (VANSTREELS, 2014). Todavia, ela estava caquética, indício de que não estava se alimentando, o que pode desencadear uma queda da imunidade e favorecer a elevação da parasitemia por *Plasmodium*. Pelos achados na necropsia, percebe-se que o sistema linfático estava bastante comprometido, e o baço sobrecarregado, devido à hemólise intravascular.

3.5 CONCLUSÃO

Os estudos que relacionam a presença do *Plasmodium* em *Larus dominicanus* são escassos. A maioria dos trabalhos foram feitos com outras espécies e, na natureza, o *Plasmodium* raramente foi relatado na referida espécie.

Os resultados encontrados no presente trabalho demonstram a forma natural da patogenia da infecção e que, embora a sua morbidade seja maior que a sua mortalidade, o comprometimento do sistema imunológico da *Larus dominicanus* pode favorecer a

manifestação de sinais clínicos da malária aviária e que, sem tratamento, a ave pode não sobreviver.

O presente relato demonstra a importância da realização de esfregaços sanguíneos após cada coleta de sangue em Centros de Reabilitações pois, diagnosticando a doença, o animal precisará ser isolado dos outros. Uma vez diagnosticada a hemoparasitose, os esfregaços sanguíneos também terão importância para o acompanhamento da carga parasitária na ave, auxiliando no prognóstico.

Vale ressaltar a importância da *Larus dominicanus* no meio ambiente em relação as cadeias tróficas; como bioindicadoras tanto da poluição dos oceanos, como da atividade pesqueira. Por serem sentinelas ecológicas da saúde ambiental, e o fato de se reproduzir em colônias, podendo nidificar perto de várias espécies diferentes, acabam carreando o patógeno com elas, e provocando a alta taxas de transmissão da doença.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O ESO é uma etapa em que cada aluno coloca em prova o que aprendeu durante o curso. É a oportunidade de vivenciar cada detalhe da medicina veterinária, novas experiências para poder ter ideia de que área realmente quer seguir. Através do ESO, a aluna teve oportunidade de exercer a prática de acordo com seus conhecimentos obtidos. A teoria é de suma importância, contudo, conhecimento sem prática, de nada adiantar. A teoria e a prática precisam andar de mãos dadas, para que o profissional possa usar sua experiência e sua intuição baseados no conhecimento. O ESO ajudou na compreensão da importância das pesquisas na área de animais marinhos, já que esse mar possui uma vastidão enorme.

4. REFERÊNCIAS

AKESSON, S.; HEDENSTROM, A.; Migration. In **Bird Ecology and Conservation - A handbook of Techiques,** 2004

ATKINSON, C. T.;THOMAS, N. J.; HUNTER, D. B. **Parasitic diseases of wild birds. Ames: Wiley-Blackwell, 2008. 35-49p.**

BRAGA, E. M. *et al*. Recent advances in the study of avian malaria: an overview with an emphasis on the distribution of ***Plasmodium* spp in Brazil.** Mem. Inst. Oswaldo Cruz ***106(1)*: 3-11.**

BRAUN, E. J.; Physiological challenges of migration. In: Sturkies Avian Physiology 6th ed 2015.

DISARÓ S. T.; MEIJER, A. A. R.; Aves estuarinas do Paraná = Estuarine birds of Paraná. / Curitiba : Museu de Ciências Naturais (UFPR), 2018. 28 p.

DOUSSANG, D. *et al.* "Hematologic and Biochemical parameters of kelp gulls (Larus dominicanus) captured in the city of Talcahuano, Chile., "Journal of Zoo and Wildlife Medicine 46 (3), 447-455, 2015

FIGHERA, R. A.; GRAÇA, D. L.; Sistema hematopoético. Em: SANTOS, R. de L.; ALESSI, A. C. (Org.). Patologia veterinária. 2 ed São Paulo, SP: Roca, 2016. p. 541

HUBÁLEK, Z. An annotated checklist of pathogenic microorganisms associated with migratory birds. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 40, n.4, p. 639-59, 2004

KOZLOWSKI, C. P. Stress and Animal Welfare: Endocrinological Evaluation. In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. **Zoo and wild animal medicine** – current therapy. 9. ed. St. Louis: Saunders Elsevier, 2019. p. 73 - 75.

LATHAM , A. D. M.; POULIN, R.; New records of gastrointestinal helminths from the southern black-backed gull (*Larus dominicanus*) in New Zealand, New Zealand Journal of Zoology, 29:3, 253-257 ,2002.

LUGARINI, C.; SERAFINI, P. P.; Procellariiformes e outras Aves de Ambientes Marinhos (Albatroz, Petrel, Fragata, Atobá, Biguá e Givota) 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.470- 94.

QUILLFELDT, P.; MARTÍNEZ J.; HENNICKE J. et al. Hemosporidian blood parasites in seabirds–a comparative genetic study of species from Antarctic to tropical habitats. Naturwissenschaften, v. 97, p. 80917, 2010.

SCHREIBER, E. A.; BURGER, J. Biology of marine birds. CRC Press, Boca Raton, FL. 2001. 1-2p.

SICK, H. Ornitologia Brasileira. Rio de Janeiro: Nova Fronteira. 1997. 331p.

SCHMIDT, R.E., REAVILL, D.R., PHALEN, D.N.; Liver. In: Pathology of Pet and Aviary Birds, 2. ed. Iowa State Press, Ames, 2015. P 109.

SCHMIDT, R.E., REAVILL, D.R., PHALEN, D.N.; Lymphatic and Hematopoietic System. In: Pathology of Pet and Aviary Birds, 2. ed. Iowa State Press, Ames, 2015. p. 188.

REECE, W. O.; Função renal nas Aves. Em: Dukes Fisiologia dos Animais Domésticos, 2015

VALKIŪNAS, G. **Avian malaria parasites and other Haemosporidia.** Boca Raton: CRC Press, 2005. 947p.

VANSTREELS, R. E. T.; Estudo da malária aviária e outros hemoparasitas em pinguins na costa atlântica da América do Sul. Tese (Pós-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.

VOOREN, C. M.; BRUSQUE, L. F**.** ***Aves de ambientes costeiros do Brasil:*** **biodiversidade e conservação. 1999. Disponível em:** <http://rodadas.anp.gov.br/arquivos/Round7/arquivos_r7/PERFURACAO_R7/refere/Aves.pdf>**. Acesso em: 23 julh. 2019.**

WORK, T. M. Weights, hematology, and serum chemistry of seven species of freeranging tropical pelagic seabirds. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 32, n. 4, p. 643-657, 1996.

WOBESER, G. A.; Introduction parasitic. **In Parasitic diseases of wild birds. Ames: Wiley-Blackwell, 2008. 35-49p.**