

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA

**PESQUISA DE PARASITÓSES GASTROINTESTINAIS EM AVES MARINHAS E
MIGRATÓRIAS DO LITORAL DO RIO GRANDE DO SUL**

BÁRBARA SCHILLER WARTCHOW

PORTO ALEGRE

2017/2

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA

**PESQUISA DE PARASITÓSES GASTROINTESTINAIS EM AVES MARINHAS E
MIGRATÓRIAS DO LITORAL DO RIO GRANDE DO SUL**

Autor: Bárbara Schiller Wartchow

Trabalho apresentado à Faculdade de Veterinária como requisito parcial para a obtenção da graduação em Medicina Veterinária

Orientador: João Fábio Soares

Co-orientador: Mary Jane Tweedie de Mattos-Gomes

PORTO ALEGRE

2017/2

AGRADECIMENTOS

Agradeço a todos que, de alguma forma, contribuíram para que esta etapa se tornasse possível. Especialmente, aos tantos animais, domésticos, silvestres e exóticos que cruzaram meu caminho, amenizando essa loucura. Seria injusto agradecer por nomes, já que muitos nem sequer tiveram um. Este é, sobretudo, um pedido de perdão por todas as vezes que lhes causei dor ou sofrimento enquanto aprendiz dessa profissão, e por todo o mal que minha espécie lhes causa todos os dias, estupidamente, sem enxergar que está a fazer mal a si mesma.

*“Se você está atravessando o inferno
não pare de atravessar.”*

Winston Churchill

RESUMO

O protozoário *Cryptosporidium* é um parasita entérico, transmitido principalmente via fecal-oral, por água e alimentos contaminados. Apesar da criptosporidiose ocorrer mundialmente, muitos aspectos de sua epidemiologia permanecem incompreendidos. Seres humanos, animais domésticos e fauna selvagem potencialmente contribuem para a disseminação do parasito pelas águas. É uma das principais protozooses em aves, se manifestando tanto no trato digestivo como no respiratório, afetando um grande número de espécies. Entre as espécies e genótipos de *Cryptosporidium* identificados em aves, alguns são potencialmente zoonóticos. A epidemiologia de espécies zoonóticas do parasito em animais selvagens vem cada vez mais ganhando relevância. As aves migratórias, por sua ampla distribuição e capacidade de deslocamento, além da característica de formar grandes colônias, se tornam importantes disseminadoras de patógenos. O objetivo deste trabalho foi investigar a presença de oocistos de *Cryptosporidium* spp. nas amostras fecais e de outros parasitos gastrointestinais em 35 aves marinhas e migratórias no litoral do Rio Grande do Sul, pertencentes a seis espécies: pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*), pardela-preta (*Procellaria aequinoctialis*), petrel-gigante (*Macronectes giganteus*), bobo-pequeno (*Puffinus puffinus*), mandrião-antártico (*Catharacta antarctica*) e tesourão (*Fregata magnificens*). Os tratos gastrointestinais foram analisados macroscopicamente e as fezes foram coletadas diretamente do intestino das aves. As amostras foram processadas, usando a coloração de Ziehl-Neelsen para pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* spp. Este trabalho não detectou a presença de infecção por este protozoário. Entretanto, a presença dos parasitos não pode ser descartada devido ao pequeno número de amostras e a alta probabilidade de falso-negativos da metodologia de diagnóstico. À avaliação do trato gastrointestinal foi possível constatar que 100% dos pinguins-de-Magalhães estavam infectados por pelo menos uma espécie de helminto. Também foi constatada parasitose gastrointestinal em três espécimes de pardela-preta, dois de petrel-gigante e no único espécime de bobo-pequeno. Seis aves (17,14%) haviam ingerido materiais sintéticos, tais como artefatos de pesca e os polímeros polietileno de alta densidade (PEAD), polietileno de baixa densidade (PEBD) e polipropileno (PP). O consumo de materiais de origem antrópica sinaliza a interferência humana nos oceanos e traz preocupação a respeito da conservação destas espécies migratórias e seu habitat.

Palavras chave: *Cryptosporidium* spp.; fauna selvagem; aves marinhas; saúde pública;

ABSTRACT

Cryptosporidium is an enteric parasite that is transmitted via the fecal-oral route, water and food. Cryptosporidiosis is a worldwide disease and there are still many research gaps in epidemiologic understanding. Humans, wildlife and domestic livestock all potentially contribute with *Cryptosporidium* to surface waters. It is one of the main protozoan infections in birds. It manifests as either a respiratory or a digestive illness, and it affects a very large number of avian species. Among the species and various genotypes of *Cryptosporidium* identified in birds, some are potentially zoonotic. The epidemiology of zoonotic species of *Cryptosporidium* in wildlife is of increasing importance. The mobility of migratory birds, together with their distribution and ability to form large colonies, makes them potentially suitable to spread pathogens. The aim of this study was to investigate the presence of *Cryptosporidium* spp. oocysts in faeces samples and helminths on gastrointestinal tracts of 35 marine and migratory birds in coast of Rio Grande do Sul, on six species: Magellanic Penguin (*Spheniscus magellanicus*), White-chinned Petrel (*Procellaria aequinoctialis*), Southern Giant-Petrel (*Macronectes giganteus*), Manx Shearwater (*Puffinus puffinus*), Brown Skua (*Catharacta antarctica*) and Magnificent Frigatebird (*Fregata magnificens*). The faeces were collected directly from bird's intestines, and the complete gastrointestinal tracts were macroscopically examined. The faeces samples were processed using the Ziehl-Neelsen method for detection of *Cryptosporidium* spp. oocysts. This study does not detect the presence of these organisms in the species studied. However, their presence cannot be completely excluded due the small number of samples and the high probability of false negatives in this diagnosis method. Additionally, 100% of Magellanic Penguins were infected by at least one helminth specie. Also three White-chinned Petrel, two Southern Giant-Petrel and the only one Manx Shearwater were infected. Six birds (17,14%) showed signs of ingestion of synthetic materials, such as fishing supplies and the plastics high density polyethylene (HDPE), low density polyethylene (LDPE) and polypropylene (PP). The consumption of manufactured materials highlights the degradation of the oceans and is an important concern for migratory and endangered species conservation.

Keywords: *Cryptosporidium* spp.; wildlife; seabirds; public health;

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – <i>Spheniscus magellanicus</i> (Aves: Spheniscidae) em diferentes idades. Em “A” indivíduo adulto, em “B” indivíduo juvenil.....	17
Figura 2 – Espécime de <i>Procellaria aequinoctialis</i> (Aves: Procellariiformes).....	18
Figura 3 – Exemplar jovem de <i>Macronectes giganteus</i> (Aves: Procellariiformes)..	19
Figura 4 – Espécime de <i>Catharacta antarctica</i> (Aves: Procellariiformes).....	20
Figura 5 – Indivíduo da espécie <i>Puffinus puffinus</i> (Aves: Procellariiformes).....	21
Figura 6 – Espécime jovem de <i>Fregata magnificens</i> (Aves: Suliformes).....	23
Figura 7 – Materiais de origem antrópica encontrados no trato digestivo de aves marinhas: Em “A”, conteúdo pró-ventricular de uma pardela-preta (<i>Procellaria aequinoctialis</i>), composto por resquícios alimentares de cefalópodes e peixes, misturados ao lixo. Em “B”, anzol e linha de pesca removidos via endoscopia do esôfago de um pinguim-de-Magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>) em reabilitação na UFRGS.....	41

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Espécies de <i>Cryptosporidium</i> consideradas válidas através de análises moleculares.....	25
Tabela 2 – Resultados obtidos através das amostras recebidas entre junho e agosto de 2017, para a espécie pinguim-de-Magalhães (<i>Spheniscus magellanicus</i>).....	34
Tabela 3 – Resultados obtidos através das amostras recebidas entre junho e agosto de 2017, para a espécie pardela-preta (<i>Procellaria aequinoctialis</i>).....	35
Tabela 4 – Resultados obtidos através das amostras de petrel-gigante (<i>Macronectes giganteus</i>) recebidas entre junho e agosto de 2017.....	35
Tabela 5 – Resultados obtidos através das amostras de tesourão (<i>Fregata magnificens</i>), mandrião-antártico (<i>Catharacta antarctica</i>) e bobo-pequeno (<i>Puffinus puffinus</i>) recebidas entre junho e agosto de 2017.....	35

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

° – Grau

°C – Grau *Celsius*

> – Maior que

' – Minuto

% – Por cento

x – Vezes

I – Um (algarismo romano)

II – Dois (algarismo romano)

III – Três (algarismo romano)

V – Cinco (algarismo romano)

µm – Micrômetro

cm – Centímetro

g – Grama

kDa – Quilodalton

kg – Quilograma

ml – Mililitro

S – Svedberg (unidade ribossomal)

S – Sul (latitude)

W – Oeste (longitude)

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AIDS – Síndrome da Imunodeficiência Adquirida

CETAS – Centro de Triagem de Animais Silvestres

ELISA – Ensaio imunoenzimático

gp – Glicoproteína

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

IUCN – União Mundial para Conservação da Natureza

PCR – Reação em cadeia da polimerase

PEAD – Polietileno de alta densidade

PEBD – Polietileno de baixa densidade

PP – Polipropileno

Preservas – Núcleo de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres

rRNA – RNA ribossomal

RNA – Ácido ribonucleico

RS – Rio Grande do Sul

sp. – Espécie indeterminada do gênero

spp. – Todas as espécies do gênero

subsp. – Subespécie

UFRGS – Universidade Federal do Rio Grande do Sul

LISTA DE ESPÉCIES

Nome científico	Nome popular	Nome língua inglesa
<i>Spheniscus magellanicus</i>	Pinguim-de-Magalhães	Magellanic Penguin
<i>Procellaria aequinoctialis</i>	Pardela-preta	White-chinned Petrel
<i>Macronectes giganteus</i>	Petrel-gigante	Southern Giant-Petrel
<i>Catharacta antarctica</i>	Mandrião-antártico	Brown Skua
<i>Puffinus puffinus</i>	Bobo-pequeno	Manx Shearwater
<i>Fregata magnificens</i>	Tesourão	Magnificent Frigatebird
<i>Macronectes halli</i>	Petrel-gigante-do-norte	Northern Giant-Petrel
<i>Stercorarius antarcticus</i>	Atualmente <i>Catharacta antarctica</i> , acima.	
<i>Catharacta maccormicki</i>	Mandrião-do-sul	South Polar Skua
<i>Fregata magnificens magnificens</i>	Tesourão, subsp. <i>Magnificens</i>	Magnificent Frigatebird
<i>Fregata magnificens rothschildi</i>	Tesourão, subsp. <i>Rothschildi</i>	Magnificent Frigatebird
<i>Fregata magnificens lowei</i>	Tesourão, subsp. <i>Loweii</i>	Magnificent Frigatebird
<i>Sula</i> sp.	Atobá	Booby
<i>Spermophilus beecheyi</i>	Esquilo-terrestre-da-Califórnia	California Ground Squirrel
<i>Scophthalmus maximus</i>	Pregado	Turbot
<i>Poecilia reticulata</i>	Barrigudinho	Guppy
<i>Paracheirodon innesi</i>	Neon	Neon Tetra
<i>Puntius tetrazona</i>	Bárbus-sumatranos	Tiger Barb
<i>Erinaceus europaeus</i>	Ouriço-terrestre	European Hedgehog
<i>Sus scrofa</i>	Javali	Wild Boar
<i>Homo sapiens</i>	Humano	Human
<i>Mus musculus</i>	Camundongo	House Mouse
<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Coelho-europeu	European Rabbit
<i>Bos taurus</i>	Gado taurino	Domestic Cattle
<i>Ovis aries</i>	Ovelha	Sheep
<i>Macropus giganteus</i>	Canguru-cinza-oriental	Eastern Grey Kangaroo
<i>Duttaphrynus melanostictus</i>	Sapo-comum-asiático	Asian Common Toad
<i>Gallus gallus</i>	Galo-banquiva	Red Junglefowl
<i>Tetrao urogallus</i>	Tetraz-grande	Western Capercaillie
<i>Pinicola enucleator</i>	Pintaroxo-de-bico-grosso	Pine Grosbeak
<i>Sparus aurata</i>	Dourada	Gilt-Head Bream
<i>Dicentrarchus labrax</i>	Robalo	European Bass
<i>Canis familiaris</i>	Cão-doméstico	Domestic Dog
<i>Varanus prasinus</i>	Lagarto-esmeralda	Emerald Tree Monitor
<i>Meleagris gallopavo</i>	Peru-selvagem	Wild Turkey

Nome científico	Nome popular	Nome língua inglesa
<i>Pantherophis guttata</i>	Cobra-do-milho	Corn Snake
<i>Elaphe subocularis</i>	Cobra-rateira-de-transpecos	Trans-Pecos Rat Snake
<i>Sanzinia madagascarensis</i>	Boa-da-árvore-de-Madagascar	Madagascar Tree Boa
<i>Felis catus</i>	Gato-doméstico	Domestic Cat
<i>Cavia porcellus</i>	Porquinho-da-Índia	Guinea Pig
<i>Aptenodytes patagonicus</i>	Pinguim-rei	King Penguin
<i>Aptenodytes forsteri</i>	Pinguim-imperador	Emperor Penguin
<i>Pygoscelis papua</i>	Pinguim-papua	Gentoo Penguin
<i>Pygoscelis adeliae</i>	Pinguim-de-Adélia	Adélie Penguin
<i>Pygoscelis antarcticus</i>	Pinguim-antártico	Chinstrap Penguin
<i>Eudyptes chrysocome</i>	Pinguim-de-penacho-amarelo-do-sul	Southern Rockhopper Penguin
<i>Eudyptes chrysolophus</i>	Pinguim-Macaroni	Macaroni Penguin
<i>Eudyptes schlegeli</i>	Pinguim-real	Royal Penguin
<i>Perna perna</i>	Mexilhão	Brown Mussel

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO GERAL	13
2	AS AVES MARINHAS	15
2.1	Sphenisciformes	16
2.1.1	Pinguim-de-Magalhães.....	16
2.2	Procellariiformes	17
2.2.1	Pardela-preta.....	18
2.2.2	Petrel-gigante.....	19
2.2.3	Mandrião-antártico.....	20
2.2.4	Bobo-pequeno.....	21
2.3	Suliformes	22
2.3.1	Tesourão.....	22
3	O GÊNERO <i>CRYPTOSPORIDIUM</i>	24
3.1	Histórico	24
3.2	Taxonomia	24
3.3	Ciclo de vida	26
3.4	Transmissão	27
3.5	Diagnóstico	28
3.6	<i>Cryptosporidium</i> em aves	29
4	HELMINTOS E AVES MARINHAS	31
5	MATERIAIS E MÉTODOS	32
6	RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
6.1	<i>Cryptosporidium</i> spp.	35
6.2	Helmintos	39
6.3	Interações antrópicas	40
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS	43
	REFERÊNCIAS	44

1 INTRODUÇÃO GERAL

O acesso à água potável é um direito humano fundamental reconhecido, entretanto, estima-se que este recurso não é disponibilizado a mais de um bilhão de pessoas ao redor do mundo, de modo que diversos patógenos transmitidos pela água causam surtos de doenças em países de diferentes níveis econômicos (HUNTER *et al.*, 2010). Protozoários transmissíveis pela água, por exemplo, possuem distribuição mundial e são responsáveis por surtos de diarreia em diversos países. De acordo com a Organização Mundial da Saúde, diarreia está entre as principais causas de morte em humanos, especialmente em crianças abaixo de cinco anos de idade (PARASHAR *et al.*, 2003).

Um estudo investigando surtos de protozooses diarreicas transmitidas para humanos através da água entre os anos de 2004 e 2010, aponta *Cryptosporidium* spp. como agente etiológico de 60,3% deles (BALDURSSON; KARANIS, 2011). Protozoários do gênero *Cryptosporidium* são potencialmente zoonóticos e podem infectar uma ampla gama de hospedeiros, incluindo humanos, animais domésticos e selvagens – mamíferos, aves, peixes, répteis e anfíbios – em todo o mundo. Os hospedeiros infectados podem se apresentar assintomáticos ou desenvolver doença gastrointestinal de intensidade variada, excretando oocistos esporulados nas fezes e contaminando a água direta ou indiretamente (FAYER, 2004; ZAHEDI *et al.*, 2016). Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. podem permanecer viáveis na água por mais de 140 dias, e são resistentes aos desinfetantes comuns, sendo que um único oocisto é suficiente para produzir infecção e doença em hospedeiros suscetíveis (RAMIREZ *et al.*, 2004).

Estes protozoários são extremamente importantes do ponto de vista de saúde pública, devido ao alto risco que representam para pessoas imunocomprometidas, além de servirem como indicadores de contaminação ambiental e qualidade da água (FREDES *et al.*, 2007a). A maioria dos estudos presentes na literatura tem foco em seres humanos e no potencial papel dos animais domésticos na epidemiologia da criptosporidiose zoonótica. São relativamente poucos os estudos sobre a distribuição de espécies zoonóticas e não zoonóticas de *Cryptosporidium* na fauna silvestre (ZAHEDI *et al.*, 2016).

Acredita-se que as aves estritamente oceânicas estejam sujeitas a um menor número de doenças, especialmente as causadas por bactérias, fungos e protozoários. Por outro lado, elas apresentam uma fauna helmíntica comensal ou parasitária muito particular (MELO, 2012; MARIANI, 2016). Agentes infecciosos e parasitários exercem pressões ecológicas e

evolutivas importantes sobre seus hospedeiros, de modo que o conhecimento sobre a fauna parasitária de animais silvestres é fundamental para a medicina da conservação, na prevenção de impactos sobre a biodiversidade, saúde pública e saúde ambiental (CATÃO-DIAS, 2003).

As aves marinhas migratórias podem fornecer informações importantes a respeito da qualidade de diferentes regiões ao longo de sua migração. A enorme capacidade de deslocamento desses animais, associada à ampla distribuição geográfica de algumas espécies e a capacidade de utilizar ambientes costeiros e oceânicos são fatores relevantes em pesquisas epidemiológicas, podendo fornecer informações importantes a respeito do meio ambiente (BOERSMA, 2008; MARIANI, 2016).

No contexto de vigilância epidemiológica, os países que estão na rota destas aves, reservatórios naturais de agentes infecciosos importantes, preocupam-se com a entrada de patógenos e a conseqüente ocorrência de novas doenças, sobretudo pelo contato com animais domésticos (MARIANI, 2016). A proximidade do Brasil com as áreas de reprodução de aves marinhas no hemisfério sul e a alta produtividade biológica da plataforma continental do Rio Grande do Sul, sobretudo no inverno, faz com que nesta região seja encontrado o maior número de espécies de aves marinhas oriundas do sul do continente, bem como daquelas do hemisfério norte que realizam migração transequatorial no verão (NEVES *et al.*, 2006).

O propósito deste trabalho é investigar parasitoses gastrointestinais em aves marinhas e migratórias encontradas mortas no litoral médio-leste do Rio Grande do Sul. Especificamente, tem por finalidade pesquisar a presença de helmintos no trato gastrointestinal e de oocistos de *Cryptosporidium* spp. nas fezes da população de pinguins-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*), dos espécimes da Ordem Procellariiforme (*Procellaria aequinoctialis*, *Macronectes giganteus*, *Catharacta antarctica* e *Puffinus puffinus*) e de um espécime de tesourão (*Fregata magnificens*) coletados durante o monitoramento das aves encalhadas nas praias da região.

2 AS AVES MARINHAS

A biodiversidade pode ser definida como a variedade de ecossistemas, espécies, populações dentro de espécies e a diversidade genética existente dentro dessas populações (FRANKHAM *et al.*, 2008). O Brasil é o país que detém a maior biodiversidade em todo o mundo, ficando evidente a importância do país para a conservação das espécies a nível mundial. Dentre a avifauna brasileira, existem as aves residentes, que se reproduzem em território brasileiro, e as migratórias, que, apesar de não se reproduzirem no Brasil, frequentam a costa brasileira para se alimentar (NEVES *et al.*, 2006; CEMAVE, 2010).

Devido a variações sazonais e de produtividade biológica na superfície do oceano, aves residentes do sul do hemisfério sul e do hemisfério norte realizam extensivas migrações anuais, em busca de locais mais produtivos e climas favoráveis ao longo de suas rotas migratórias, em diferentes partes do oceano. O litoral do Rio Grande do Sul, no Atlântico Sul Ocidental, é um importante local de alimentação de diversas dessas espécies, tendo a maior abundância de aves marinhas do país. Um dos fatores responsáveis por essa considerável concentração de aves é a alta produtividade biológica, especialmente no inverno, quando ocorre a penetração de um ramo costeiro da Corrente das Malvinas, trazendo águas frias vindas do sul, ricas em nutrientes (VOOREN; FERNANDES, 1989).

Segundo Branco (2008), as espécies possuem relações intra e interespecíficas com o meio, muitas vezes desconhecidas, que contribuem para a complexidade e equilíbrio dinâmico dos ecossistemas. A enorme capacidade de deslocamentos da maioria das aves marinhas, associada à ampla distribuição geográfica de algumas espécies e a capacidade de utilizar ambientes costeiros e oceânicos são fatores relevantes em pesquisas epidemiológicas, podendo fornecer informações importantes a respeito do meio ambiente. Assim, estas aves são consideradas espécies-chave para a conservação (BOERSMA, 2008; MARIANI, 2016).

Cinco Ordens de aves marinhas ocorrem no Brasil: Sphenisciformes, Procellariiformes, Suliformes, Pelicaniformes e famílias de Charadriiformes. São predadoras, alimentando-se de crustáceos plânctônicos, cefalópodes e peixes. Tratam-se, geralmente, de animais de vida longa, maturidade sexual tardia, hábitos coloniais, com poucos filhotes a cada ciclo reprodutivo e períodos extensos de cuidados com os mesmos. Sejam oriundas do hemisfério norte ou do hemisfério sul, todas as espécies dependem de uma rede de lugares intermediários entre os locais de reprodução e de invernada, necessários à sobrevivência durante a migração. Assim, esses locais têm importância fundamental para a conservação dessas aves, uma

vez que são áreas chaves para realizarem a muda, se alimentar e adquirirem reservas energéticas necessárias para continuação das longas viagens (MARIANI, 2016).

Encalhes em massa de aves marinhas e costeiras são relatados em praias de todo o mundo, comumente envolvendo pinguins, petréis e pardelas, dentre outras espécies. Apesar da frequência com que essas aves são encontradas mortas ou enfermas na costa brasileira, ainda há relativamente poucos dados sobre as doenças e as causas de mortalidade dessas aves em nosso litoral (FARIA *et al.*, 2014; VANSTREELS, 2014). Pesquisas sobre a comunidade parasitária de uma espécie podem revelar informações importantes a respeito de sua biologia e ecologia. A presença de parasitos em um hospedeiro pode afetar, mesmo que de maneira sutil, seu comportamento, crescimento, fecundidade, mortalidade, além de atuar como regulador de tamanhos populacionais, influenciando o ecossistema como um todo (MARCOGLIESE, 2004). A seguir, serão descritas brevemente as três Ordens de aves marinhas presentes neste trabalho, bem como as espécies estudadas.

2.1 Sphenisciformes

Os pinguins representam as aves marinhas que mais obtiveram sucesso ao colonizar o ambiente aquático, devido a uma série de adaptações anatômicas – eles mantêm a cabeça e o corpo na mesma linha horizontal e possuem nadadeiras no lugar das asas – permitindo com que passem boa parte de suas vidas no mar. Pertencem à Ordem Sphenisciformes, constituída por uma única família, Spheniscidae, composta por seis gêneros e 17 espécies distribuídas pelo hemisfério sul. O gênero *Spheniscus* é constituído por quatro espécies, sendo *S. magellanicus* a mais frequente em águas brasileiras (PAULA, 2015).

2.1.1 Pinguim-de-Magalhães

O pinguim-de-Magalhães, *S. magellanicus* (Figura 1), mede cerca de 65cm de comprimento e pesa em torno de 4,5kg. Os adultos se distinguem dos juvenis pela coloração preta e branca bem marcadas, enquanto que os últimos possuem plumagem acinzentada e sem listras brancas (SICK, 1997). Estima-se uma população entre 1,1 e 1,6 milhões de pares reprodutivos, com tendência a diminuição. Reproduzem-se na Argentina, Chile e Ilhas Malvinas. Quanto ao risco de extinção, está considerada como “Quase Ameaçada” pela União Mundial para Conservação da Natureza (IUCN) (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017a).

Figura 1 – *Spheniscus magellanicus* (Aves: Spheniscidae) em diferentes idades.
Em “A” indivíduo adulto, em “B” indivíduo juvenil.



Fonte: Bruna Zafalon (Imbé/RS).

Machos e fêmeas possuem cuidados parentais. Em geral, começam a retornar para as colônias entre agosto e setembro, reproduzem em outubro, com filhotes nascendo a partir de novembro e sendo alimentados até fevereiro. Após esse período, filhotes e adultos sofrem muda das penas e iniciam processo de migração para o norte entre março e abril (PAULA, 2015). Durante a migração, permanecem na plataforma continental, onde as águas são menos profundas e há maior disponibilidade de peixes. No Brasil, predominam jovens no primeiro ano de vida, que, sob influência do inverno nos meses de maio a agosto, atingem a costa brasileira. A maioria chega entre julho e agosto, mas há relatos de ocorrência até outubro. Possuem hábito alimentar oportunista, reagindo com flexibilidade aos itens alimentares do ambiente, sobretudo alimentando-se de peixes, cefalópodes e crustáceos (SICK, 1997; VANSTREELS, 2014).

2.2 Procellariiformes

Ao menos 37 espécies de Procellariiformes utilizam a costa brasileira como área de alimentação, com destaque para a costa do Rio Grande do Sul. Estão entre as aves marinhas mais oceânicas, raramente se aproximando da terra, exceto para reprodução. Realizam amplos movimentos migratórios e longas viagens para alimentação, especialmente os albatrozes, pardelas e petréis gigantes (NEVES, *et al.*, 2006; PEREZ, 2016).

2.2.1 Pardela-preta

A pardela-preta, *Procellaria aequinoctialis* (Figura 2), mede de 51 a 58cm, tem envergadura entre 134 e 147cm, e pesa entre 1020 e 1420g. O bico é claro e relativamente curto, com um desenho preto, e as pernas e patas são pretas (SICK, 1997). Esta pardela possui distribuição circumpolar ao longo de todo o oceano austral, nidificando em ilhas de Geórgia do Sul, África do Sul, Nova Zelândia, ilhas francesas e, em menor número, nas ilhas Malvinas. Nas colônias reprodutivas, possui hábitos noturnos e fazem seus ninhos em longos buracos, escavados sob moitas, a partir de setembro. Durante o período reprodutivo, alimentam-se de *krill*, peixes-lanterna e lulas oceânicas. Estudos recentes estimam a população mundial em três milhões de indivíduos (NEVES, *et al.*, 2006; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017b).

Figura 2 – Espécime de *Procellaria aequinoctialis* (Aves: Procellariiformes).



Fonte: Paulo Fenalti (Torres/RS).

Realiza migração para menores latitudes do hemisfério sul durante o inverno, porém ocorre na área da plataforma continental do Rio Grande do Sul durante todo o ano, sendo uma das espécies mais abundantes de junho a setembro. Mesmo durante o período reprodutivo, as aves se deslocam por até oito mil quilômetros durante alguns dias. Após o nascimento dos filhotes, as distâncias reduzem para até cinco mil quilômetros. As migrações pós-reprodutivas não são tão bem compreendidas, mas o Brasil está entre as prováveis rotas. Sabe-se que, fora do período reprodutivo, alimentam-se majoritariamente de peixes, crustáceos e lulas que

capturam, mas também de peixes descartados por barcos de pesca (VOOREN; FERNANDES, 1989; NEVES, *et al.*, 2006; PEREZ, 2016). De acordo com a IUCN, a espécie *P. aequinoctialis* está classificada com o grau de ameaça “Vulnerável” devido a um rápido declínio populacional, em virtude de altas taxas de mortalidade acidental na pesca com espinhel e da degradação de seu *habitat* natural. É a ave mais capturada por espinhelheiros ilegais no Brasil (NEVES, *et al.*, 2006; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017b).

2.2.2 Petrel-gigante

O petrel-gigante, *Macronectes giganteus* (Figura 3), tem notável polimorfismo na coloração da plumagem, apresentando distintas colorações conforme envelhece. A maioria dos indivíduos observados no Brasil é jovem, com coloração de fuligem, mas também há registros de exemplares brancos. Os machos são bem maiores que as fêmeas, com envergaduras variando de 207 a 244cm, em comparação com os 180cm das fêmeas. Elas pesam em torno de 3,8kg, e eles atingem os 5kg. A característica que difere *M. giganteus* de *Macronectes halli* é a ponta do bico sutilmente esverdeada (NEVES, *et al.*, 2006).

Figura 3 – Exemplar jovem de *Macronectes giganteus* (Aves: Procellariiformes).



Fonte: Amarildo Cardoso (Torres/RS).

Nidificam nas ilhas Malvinas, Geórgia do Sul, África do Sul e várias outras, iniciando em outubro, com colônias de até 300 casais. A população total é estimada em 150 mil indivíduos, incluindo jovens imaturos, e a espécie está classificada como de “Menor Preocupação” pela IUCN. É o único petrel com preferência por hábitos predadores e

necrófagos, com agilidade inclusive em terra. Durante a fase reprodutiva, pinguins são sua principal fonte dietética, além de outros petréis menores, lobos-marinhos, lulas e peixes. Os machos das Geórgias do Sul costumam permanecer na região do arquipélago, enquanto fêmeas podem se deslocar até a plataforma continental da Patagônia, alimentando-se no mar. Adultos pós-reprodução não costumam fazer grandes deslocamentos, mas jovens realizam migrações circumpolares, seguindo os ventos dominantes, podendo chegar ao Brasil (NEVES, *et al.*, 2006; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017c).

2.2.3 Mandrião-antártico

O mandrião-antártico (Figura 4) foi recentemente reclassificado e renomeado, deixando de ser *Stercorarius antarcticus* e passando a ser chamado de *Catharacta antarctica* (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017d). Mede em torno de 64cm e tem envergadura média de 147cm, pesando cerca de 1730g. As fêmeas são maiores e mais pesadas que os machos (JANICKE *et al.*, 2007).

Figura 4 – Espécime de *Catharacta antarctica* (Aves: Procellariiformes).



Fonte: Paulo Fenalti (Tramandaí/RS).

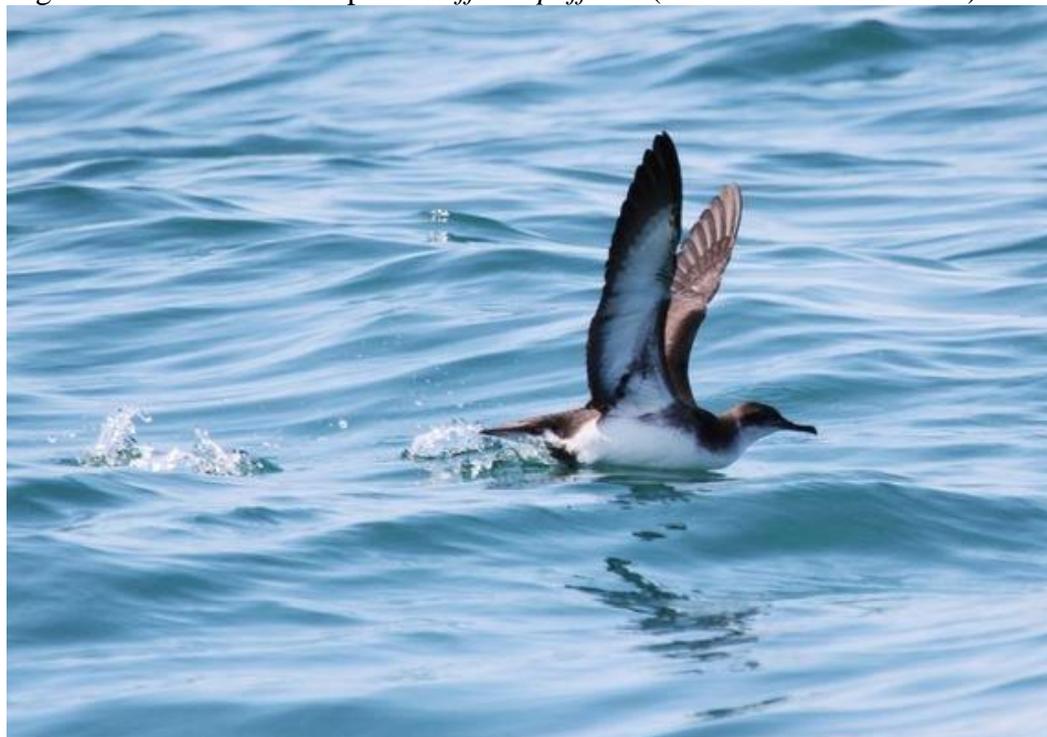
A espécie é encontrada em ilhas da península antártica e subantártica, nos oceanos Atlântico, Índico e Pacífico, e seu período reprodutivo inicia em novembro. Divide algumas ilhas com *Catharacta maccormicki*, inclusive formando casais híbridos entre as duas espécies. A população total estimada é de 14 mil pares reprodutivos e está estável, sendo considerada

de “Menor Preocupação” pela IUCN. Como outros Procellariiformes, realiza migração no inverno, porém não necessariamente de longas distâncias. Os registros da espécie no Brasil são considerados provenientes de rotas migratórias incompreendidas. São predadoras, alimentando-se de ovos e filhotes de pinguins e petréis, carcaças e placentas de animais marinhos (YOUNG, 1998; RITZ *et al.*, 2006; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017d).

2.2.4 Bobo-pequeno

O bobo-pequeno, *Puffinus puffinus* (Figura 5), mede de 30 a 38cm, tem envergadura entre 76 e 89cm, e pesa em torno de 350 a 570g. Seu bico é fino e preto, e suas pernas e patas são claras (SICK, 1997). Esta espécie apresenta ampla distribuição no Oceano Atlântico, com uma população estimada de 300 mil pares reprodutivos. Mais de 90% dos indivíduos nidifica na Grã-Bretanha e na Irlanda. Também ocorrem colônias reprodutivas na Islândia, França, Inglaterra, Ilhas Faroé, Escócia, Ilhas dos Açores, Ilha da Madeira e Ilhas Canárias (VOOREN; FERNANDES, 1989; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2016).

Figura 5 – Indivíduo da espécie *Puffinus puffinus* (Aves: Procellariiformes).



Fonte: Marcelo Alievi (Torres/RS).

O bobo-pequeno se reproduz de maio a setembro e realiza migração transequatorial. Ao migrar para o sul, passa pela plataforma continental do Rio Grande do Sul de setembro a novembro, sendo a espécie mais frequente do gênero *Puffinus* no sul do Brasil (VOOREN; FERNANDES, 1989). Dentre as ameaças à sua conservação, estão a perda de *habitat*, caça

legalizada, espécies exóticas invasoras, interação com pesca e poluição ambiental. Entretanto, a espécie é considerada como de “Menor Preocupação” pela IUCN devido a sua ampla distribuição e tamanho da população (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2016).

2.3 Suliformes

A Ordem Suliformes é composta por quatro famílias de aves aquáticas, sendo a maioria marinhas. É a Ordem dos biguás, biguatingas, atobás e tesourões. Estes últimos compõem a família Fregatidae, com um único gênero: *Fregata*. Também conhecidas como fragatas, as cinco espécies do gênero possuem distribuição reprodutiva pantropical e morfologia externa muito similar (BRUNO, 2008).

2.3.1 Tesourão

O tesourão, *Fregata magnificens* (Figura 6), possui grande porte, com envergadura de quase dois metros e cauda profundamente bifurcada, em formato de tesoura. É extremamente adaptado ao voo, de modo que todos os seus ossos somados representam apenas 5% do seu peso corporal, que é cerca de 1,5kg. Medem 98cm de comprimento e possuem envergadura acima de dois metros, tendo a maior superfície de asa por unidade de peso dentre as aves. Devido aos membros posteriores reduzidos, são incapazes de andar, mergulhar e pousar na água. Também possuem glândula uropigial reduzida, fazendo com que suas penas encharquem facilmente. Somando essas características, uma queda acidental no mar pode ser fatal para estas aves (Del HOYO *et al.*, 2005).

São quase completamente pretos, sendo que as fêmeas possuem peito e/ou ventre branco e os jovens possuem cabeça branca. Os machos, menores que as fêmeas, apresentam uma bolsa gular vermelha na região do pescoço, que inflam para atrair parceiras na estação reprodutiva. Os ciclos reprodutivos são longos e geralmente com picos indefinidos, contendo filhotes de diferentes estágios de desenvolvimento nas colônias reprodutivas ao longo das estações. As fêmeas podem permanecer com os filhotes por até um ano, período mais longo dentre as aves marinhas, enquanto que o macho parte algumas semanas após o nascimento dos mesmos. Os juvenis, logo que deixam o ninho, frequentemente dispersam-se por longas distâncias (>1.000 km), fazendo uso dos principais sistemas de ventos oceânicos e/ou sendo transportados por tempestades (Del HOYO *et al.*, 2005).

Figura 6 – Espécime jovem de *Fregata magnificens* (Aves: Suliformes).



Fonte: Paulo Fenalti (Tramandaí/RS).

Haveria 13 subespécies, porém só três são reconhecidas, e têm distribuição reprodutiva distinta. *F. magnificens magnificens* se reproduz nas Ilhas Galápagos, Oceano Pacífico. Já *F. magnificens rothschildi* se reproduz em ilhas das costas Atlântica e Pacífica do continente americano, incluindo Brasil (Bahia, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina). Por fim, *F. magnificens lowei*, que se reproduz no Arquipélago de Cabo Verde, Oceano Atlântico Norte (NUSS, 2014). O *status* da espécie é tido como de “Menor Preocupação” pela IUCN, mas o tamanho da população não está estimado (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017e). Os tesourões alimentam-se, principalmente, de peixes voadores e lulas capturados na superfície do mar, de tartarugas jovens, ovos e filhotes de aves, peixes e caranguejos descartados por barcos pesqueiros. A exata composição da dieta varia em função da disponibilidade de alimento e da técnica de captura utilizada. Também possui o hábito de cleptoparasitismo em outras aves marinhas, principalmente com o atobá (*Sula* sp.), roubando suas presas em voo (NUSS, 2014).

3 O GÊNERO *CRYPTOSPORIDIUM*

3.1 Histórico

O gênero *Cryptosporidium* foi descrito por Ernest Edward Tyzzer pela primeira vez em 1907, como parasita do trato gastrointestinal em ratos de laboratório (TYZZER, 1907). Nos anos de 1910 e 1912, respectivamente, ele propôs o novo gênero e as espécies *Cryptosporidium muris* e *Cryptosporidium parvum*, sendo a primeira isolada de glândulas gástricas e a última do intestino dos ratos (TYZZER, 1910; 1912). Entretanto, a importância tanto médica quanto veterinária do gênero permaneceu pouco compreendida durante algumas décadas, até *Cryptosporidium meleagridis* ser descrito como potencial causador de diarreia em perus em 1955 (SLAVIN, 1955), e a criptosporidiose ser posteriormente reconhecida em bezerros nos anos 1970 (PANCIERA *et al.*, 1971). Os primeiros casos em humanos, em 1976, foram relatados em pacientes com imunodeficiência adquirida (NIME *et al.*, 1976; MEISEL *et al.*, 1976), e a partir dos novos relatos nos anos seguintes (CURRENT *et al.*, 1983; UPTON; CURRENT, 1985) a infecção por *Cryptosporidium* spp. finalmente ganhou importância na pesquisa científica como uma zoonose.

Posteriormente, relatos descrevendo criptosporidiose em uma ampla gama de mamíferos, aves e répteis começaram a surgir. A identificação das espécies era baseada principalmente no tamanho e no formato dos oocistos, e na susceptibilidade do hospedeiro. Na década de 1990, a aplicação de técnicas moleculares para a identificação das espécies isoladas trouxe, ao mesmo tempo, esclarecimento e complexidade na compreensão do gênero e da especificidade de hospedeiros (FAYER, 2004). Atualmente, a criptosporidiose é considerada uma doença emergente e um importante problema de saúde pública, podendo ser transmitida por animais, entre humanos, e através de água e alimentos contaminados (TZIPORI; WARD, 2002; FAYER, 2004; RAMIREZ *et al.*, 2004; VANATHY *et al.*, 2017).

3.2 Taxonomia

Cryptosporidium pertence ao Subfilo Apicomplexa, à Classe Sporozoasida, Subclasse Coccidiasina, Ordem Eucoccidiida, Subordem Eimeriina, e é o único gênero da Família Cryptosporiidae (TZIPORI; WARD, 2002; TAYLOR *et al.*, 2010). As espécies de *Cryptosporidium* são parasitas entéricos e se desenvolvem no epitélio da mucosa intestinal ou gástrica de diversos vertebrados, diferindo morfológicamente de todos os outros gêneros da Subordem Eimeriina, pois são esféricos ou ovóides, medindo de 4 a 6µm de diâmetro e

possuem internamente quatro esporozoítos, porém sem esporocisto (XIAO *et al.*, 1998; TZIPORI; WARD, 2002; TAYLOR *et al.*, 2010).

Atualmente, 29 espécies de *Cryptosporidium* são reconhecidas, das quais mais de 17 foram identificadas em humanos (ZAHEDI *et al.*, 2016). Destas, as mais importantes são *Cryptosporidium parvum* e *Cryptosporidium hominis*, estando entre as principais responsáveis pelos surtos transmitidos através da água (XIAO, 2010; RYAN *et al.*, 2014). A tabela abaixo (Tabela 1) foi adaptada de Zahedi *et al.* (2016), Ryan *et al.* (2014), e traz uma lista das espécies válidas do gênero. Segundo estes últimos autores, muitas dessas espécies foram originalmente descritas com base na morfologia dos oocistos, e posteriormente validadas utilizando estudos moleculares. Os marcadores moleculares mais amplamente utilizados são o gene 18S do RNA ribossomal (18SrRNA) e o gene da glicoproteína 60-kDa (gp60).

Tabela 1 – Espécies de *Cryptosporidium* consideradas válidas através de análises moleculares (continua):

Espécie	Autores	Espécie-tipo	Principais hospedeiros
<i>C. rubeyi</i>	Li <i>et al.</i> (2015)	<i>Spermophilus beecheyi</i>	Esquilos
<i>C. scophthalmi</i>	Alvarez-Pellitero <i>et al.</i> (2004)	<i>Scophthalmus maximus</i>	Peixes
<i>C. huwi</i>	Ryan <i>et al.</i> (2015)	<i>Poecilia reticulata</i> , <i>Paracheirodon innesi</i> e <i>Puntius tetrazona</i>	Peixes
<i>C. erinacei</i>	(*) Kváč <i>et al.</i> (2014)	<i>Erinaceus europaeus</i>	Hedgehogs e equinos
<i>C. scrofarum</i>	(*) Kváč <i>et al.</i> (2013)	<i>Sus scrofa</i>	Suínos
<i>C. viatorum</i>	(*) Elwin <i>et al.</i> (2012)	<i>Homo sapiens</i>	Homem
<i>C. tyzzeri</i>	(*) Ren <i>et al.</i> (2012); Tyzzer (1912) (<i>C. parvum</i>)	<i>Mus musculus</i>	Roedores
<i>C. cuniculus</i>	(*) Robinson <i>et al.</i> (2010) Inman e Takeuchi (1979)	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Coelhos
<i>C. ubiquitum</i>	(*) Fayer <i>et al.</i> (2010)	<i>Bos taurus</i>	Ruminantes, roedores e primatas
<i>C. xiaoi</i>	(*) Fayer <i>et al.</i> (2010)	<i>Ovis aries</i>	Ovelhas e cabras
<i>C. ryanae</i>	Fayer <i>et al.</i> (2008)	<i>Bos taurus</i>	Bovinos
<i>C. macropodum</i>	Power e Ryan (2008)	<i>Macropus giganteus</i>	Marsupiais
<i>C. fragile</i>	Jirku <i>et al.</i> (2008)	<i>Duttaphrynus melanostictus</i>	Sapos
<i>C. fayeri</i>	(*) Ryan <i>et al.</i> (2008)	<i>Macropus giganteus</i>	Marsupiais
<i>C. bovis</i>	(*) Fayer <i>et al.</i> (2005)	<i>Bos taurus</i>	Bovinos
<i>C. suis</i>	(*) Ryan <i>et al.</i> (2004)	<i>Sus scrofa</i>	Suínos
<i>C. galli</i>	Ryan <i>et al.</i> (2003) Pavlásek (1999)	<i>Spermestidae</i> , <i>Frangillidae</i> , <i>Gallus gallus</i> , <i>Tetrao urogallus</i> , <i>Pinicola enucleator</i>	Aves

(continuação) Tabela 1 – Espécies de *Cryptosporidium* consideradas válidas através de análises moleculares:

Espécie		Autores	Espécie-tipo	Principais hospedeiros
<i>C. hominis</i>	(*)	Morgan-Ryan <i>et al.</i> (2002)	<i>Homo sapiens</i>	Homem
<i>C. molnari</i>		Alvarez-Pellitero e Sitja-Bobadilla (2002)	<i>Sparus aurata</i> e <i>Dicentrarchus labrax</i>	Peixes
<i>C. canis</i>	(*)	Fayer <i>et al.</i> (2001)	<i>Canis familiaris</i>	Cães
<i>C. andersoni</i>	(*)	Lindsay <i>et al.</i> (2000)	<i>Bos taurus</i>	Bovinos
<i>C. varanii</i>		Pavlásek <i>et al.</i> (1995)	<i>Varanus prasinus</i>	Lagartos
<i>C. baileyi</i>		Current <i>et al.</i> (1986)	<i>Gallus gallus</i>	Aves
<i>C. parvum</i>	(*)	Current <i>et al.</i> (1983); Tyzzer (1912)	<i>Bos taurus</i>	Ruminantes
<i>C. meleagridis</i>	(*)	Slavin (1955)	<i>Meleagris gallopavo</i>	Aves e humanos
<i>C. serpentis</i>		Levine (1980)	<i>Pantherophis guttata</i> , <i>Elaphe subocularis</i> , <i>Sanzinia madagascarensis</i>	Serpentes e lagartos
<i>C. felis</i>	(*)	Iseki (1979)	<i>Felis catus</i>	Gatos
<i>C. wrairi</i>	(*)	Vetterling <i>et al.</i> (1971)	<i>Cavia porcellus</i>	Porquinho-da-Índia
<i>C. muris</i>	(*)	Tyzzer (1907, 1910)	<i>Mus musculus</i>	Roedores

Legenda: (*) Relatado em seres humanos.

Fonte: Adaptado de Zahedi *et al.* (2016) e Ryan *et al.* (2014).

3.3 Ciclo de vida

Cryptosporidium spp. completa seu ciclo de vida em um único hospedeiro, o qual se inicia após a ingestão do oocisto. A adesão do oocisto ao epitélio é facilitada pelas glicoproteínas gp900, gp60 e a proteína ligante circunsporozoíta (VANATHY *et al.*, 2017). Ocorre, então, a excisão do mesmo, liberando quatro esporozoítos livres no intestino, que irão penetrar nas células epiteliais, onde iniciarão seu desenvolvimento assexuado. Eles infectam as células formando uma espécie de vacúolo intracelular e extracitoplasmático, e estas alterações estruturais acarretam na diminuição das microvilosidades do intestino e no encurtamento das criptas (TZIPORI; WARD, 2002; VANATHY *et al.*, 2017). Além disso, há a liberação de mediadores inflamatórios, como interferon-gama, interleucina-8 e fator de necrose tumoral, que aumentam a secreção de cloreto e água e diminuem a absorção de sódio, resultando em diarreia osmótica (VANATHY *et al.*, 2017). Durante o ciclo assexuado, ocorrem duas gerações de merogonia, formando oito e quatro merozoítos, respectivamente. A merogonia do segundo estágio é seguida pelo desenvolvimento sexual dos micro e macrogametócitos. A fusão dos mesmos dá origem ao zigoto, que após duas divisões, se desenvolve em oocisto com quatro esporozoítos “nus” em seu interior (TZIPORI; WARD, 2002; VANATHY *et al.*, 2017). Existem dois tipos de oocistos, os de parede fina e os de

parede espessa. Os primeiros são responsáveis pelos casos de autoinfecção, pois se rompem no próprio hospedeiro, liberando os esporozoítos que invadem células epiteliais não infectadas. Os oocistos de parede espessa são eliminados na forma infectante nas fezes, permanecendo no meio ambiente por longos períodos e sendo transmitidos a outros animais (BORGES *et al.*, 2007).

3.4 Transmissão

Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. podem ser transmitidos via fecal-oral de forma zoonótica e não zoonótica. Por resistirem no ambiente e serem muito pequenos (4 a 6µm de diâmetro), podem ser transportados por longas distâncias através do ar e da água (VANATHY *et al.*, 2017). Dependendo da espécie, do hospedeiro e do seu estado imunológico, o período entre a infecção e o início da excreção de oocistos pode variar de uma a três semanas. Da mesma forma, o hospedeiro pode permanecer excretando oocistos num período que varia de alguns dias até meses ou anos (RAMIREZ *et al.*, 2004).

Casos de transmissão direta entre humanos foram relatados em membros de uma mesma família, parceiros sexuais, crianças em idade escolar, e em funcionários e pacientes de hospitais. A transmissão zoonótica já foi descrita envolvendo animais de estimação e de produção, e por infecção acidental em veterinários. A transmissão a partir de alimentos que tiveram contato com pessoas infectadas ou água contaminada também é descrita, ou ainda por aqueles cultivados em solos adubados com esterco. Para os seres humanos, a água contaminada ainda é a principal via de infecção, tanto por centros de abastecimento público, piscinas, águas superficiais ou de poço (FAYER, 2004; RAMIREZ *et al.*, 2004; ZAHEDI *et al.*, 2016). É importante considerar os animais silvestres como representantes em potencial para contaminação ambiental, devido a sua ampla população e distribuição, além de possíveis reservatórios do parasito, podendo transmiti-lo tanto para animais domésticos quanto para seres humanos (RAMIREZ *et al.*, 2004).

Também existem evidências de que, além da rota fecal-oral, a transmissão possa ocorrer através da inalação de oocistos. A criptosporidiose pulmonar já foi descrita em indivíduos com AIDS e em crianças com laringotraqueíte. Sugere-se ainda que uma infecção transitória no trato respiratório possa ser comum em crianças saudáveis, contribuindo para a transmissão do parasito entre seres humanos (TZIPORI; WARD, 2002). Entre os animais, há evidências de que as aves adquirem infecção respiratória com maior frequência do que os mamíferos (FAYER *et al.*, 2000), sobretudo porque a espécie de *Cryptosporidium* mais

comumente relatada nelas possui tropismo pelo trato respiratório (NAKAMURA; MEIRELES, 2015).

Animais jovens aparentam ser mais suscetíveis tanto à infecção quanto ao desenvolvimento da doença, da mesma forma que a infecção em animais adultos é frequentemente assintomática ou inclusive não se estabelece. Assim como na criptosporidiose humana, o sinal clínico mais comum em animais é a diarreia aquosa amarelada, que leva à desidratação, perda de peso, inapetência e febre. A maioria dos imunocompetentes se recupera em uma a duas semanas pós-infecção apenas com terapia de suporte (RAMIREZ et al., 2004).

3.5 Diagnóstico

Vanathy *et al.* (2017) citam que uma triagem macroscópica da consistência das fezes pode ser feita, a qual estaria relacionada ao número de oocistos presentes. Segundo eles, fezes positivas costumam se apresentar aquosas e com estrias de muco, devido a um número maior de oocistos presentes. Entretanto, fezes sólidas e com poucos oocistos são observadas em indivíduos assintomáticos. Em laboratório, várias técnicas são empregadas para diagnóstico: observação direta em microscópio, técnicas colorimétricas (Giemsa, Ziehl-Neelsen, Heine, safranina-azul de metileno), reação em cadeia da polimerase (PCR), imunofluorescência indireta, ensaio imuno-enzimático (ELISA), western blotting, entre outras (ALMEIDA, 2006). A técnica mais sensível para detecção dos oocistos nas fezes é a de PCR, além de ser uma ferramenta para especificar e genotipar o protozoário (VANATHY *et al.*, 2017; MORGAN *et al.*, 1998).

No Brasil, a grande maioria das pesquisas para o diagnóstico de oocistos faz-se através da técnica de Ziehl-Neelsen modificada, em decorrência do seu baixo custo e boa sensibilidade (QUADROS; ARAÚJO, 2003), além de permitir o emprego para um grande número de amostras e ser uma coloração permanente (VANATHY *et al.*, 2017). De acordo com Fredes *et al.* (2008), este método permite a identificação dos oocistos graças à propriedade de resistência álcool-ácido, o que os torna praticamente inconfundíveis, por existirem poucos parasitos com tal característica. Os oocistos apresentam-se ovoides, corados de rosa e com 4 a 6µm de diâmetro, com dois a quatro esporozoítos em seu interior. O fundo da lâmina aparece azulado (TZIPORI; WARD, 2002; VANATHY *et al.*, 2017). As limitações do método incluem não diferenciar espécies e genótipos de *Cryptosporidium*, o tempo despendido por amostra e treinamento e experiência necessários para interpretação dos

resultados. Além disso, os limites de detecção são de 50.000 a 500.000 oocistos por grama de fezes, tendo sensibilidade de 83,7% e especificidade de 98,9% (MORGAN *et al.*, 1998).

3.6 *Cryptosporidium* em aves

As aves migratórias são potenciais disseminadoras de patógenos, considerando sua mobilidade, distribuição e habilidade de formar grandes colônias. E devido ao seu fácil acesso às bacias hídricas, são consideradas como fator de risco para a segurança da água potável. Assim, a epidemiologia da criptosporidiose aviária, especialmente de espécies zoonóticas, tem importância fundamental para a saúde pública. Atualmente, apenas três espécies de *Cryptosporidium* são reconhecidas em aves: *C. meleagridis*, *C. baileyi* e *C. galli*. Vários genótipos também foram descritos, baseados em estudos moleculares, porém a falta de informações a respeito da biologia, morfometria e especificidade de hospedeiros impede o reconhecimento como novas espécies (XIAO; FAYER, 2008; NAKAMURA; MEIRELES, 2015; ZAHEDI *et al.*, 2016). São eles: *avian genotypes I a V*, *black duck genotype*, *Eurasian woodcock genotype* e *goose genotypes I a V* (NAKAMURA; MEIRELES, 2015; ZAHEDI *et al.*, 2016).

A ingestão ou a inalação dos oocistos pela poeira, areia, água, fezes ou qualquer outro material contaminado com que as aves tenham contato conduz à infecção. *C. meleagridis* infecta o intestino, podendo causar moderada a severa diarreia, desidratação, perda de peso e fraqueza. *C. baileyi* pode afetar vários órgãos, mas geralmente infecta o trato respiratório, potencialmente resultando em doença severa, com tosse, espirros convulsivos, descarga nasal mucoide e dispneia (RAMIREZ *et al.*, 2004; SEVÁ *et al.*, 2011). Em contrapartida, *C. galli* se desenvolve apenas nas células epiteliais glandulares do pró-ventrículo, associado com alta mortalidade (SEVÁ *et al.*, 2011; ZAHEDI *et al.*, 2016).

Assim como em mamíferos, aves jovens aparentam ser mais suscetíveis a infecção e doença que adultos (RAMIREZ *et al.*, 2004). Segundo Nakamura e Meireles (2015), *C. baileyi* é a espécie mais frequentemente diagnosticada em aves, com casos clínicos e subclínicos reportados em pelo menos 12 Ordens aviárias, sendo mais comum entre os Galliformes. Já *C. galli* foi descrito em várias espécies de cinco Ordens de aves, principalmente Passeriformes e Psittaciformes. *C. meleagridis* já foi detectado em quatro Ordens aviárias distintas e também é mais frequente em Galliformes.

C. baileyi e *C. galli* ainda não foram relatados em seres humanos, bem como os outros 12 genótipos citados anteriormente (ZAHEDI *et al.*, 2016). Apenas *C. meleagridis* possui um

espectro de hospedeiros mais amplo e é capaz de infectar mamíferos com seus subtipos e afetar o homem, sendo inclusive a terceira causa mais comum de criptosporidiose humana (XIAO, 2010; ELWIN *et al.*, 2012), atrás de *C. hominis* e *C. parvum* (NAKAMURA; MEIRELES, 2015). Alguns autores defendem que, devido à proximidade filogenética que possui com estas últimas, *C. meleagridis* teria originalmente se hospedado em mamíferos e posteriormente se adaptado às aves (RYAN *et al.*, 2014). Outras espécies zoonóticas de *Cryptosporidium* já reportadas em aves incluem as próprias *C. hominis* e *C. parvum* citadas acima, além de *C. muris* e *C. andersoni* (ZAHEDI *et al.*, 2016).

No Brasil, Nakamura *et al.* (2009) descrevem que oocistos de *C. parvum* estão esporadicamente presentes em amostras fecais de aves mantidas em cativeiro, as quais, assintomáticas, apresentam-se apenas como transportadoras mecânicas destes oocistos (NAKAMURA *et al.*, 2009). A infecção por *C. parvum* e *C. hominis* em peixes já foi comprovada e, embora sua dinâmica de transmissão ainda não esteja muito clara, estes fazem parte da cadeia alimentar de muitas aves aquáticas (ZAHEDI *et al.*, 2016). Por sua vez, as aves aquáticas também são relatadas transportando mecanicamente oocistos zoonóticos de *C. parvum* e *C. hominis*, podendo participar da epidemiologia da criptosporidiose humana através da contaminação ambiental (GRACZYK *et al.*, 2008; PLUTZER; TOMOR, 2009).

4 HELMINTOS E AVES MARINHAS

As endoparasitoses são problemas higiênico-sanitários frequentes em aves, especialmente naquelas submetidas a populações de alta densidade, sendo marcante em animais de cativeiro. Nas aves de vida livre e migratórias, o longo percurso associado a diversas condições ambientais acabam por favorecer o desenvolvimento dessas infecções (OBENDORF; MCCOLL, 1980). Helmintos são macroparasitos caracterizados por serem multicelulares e apresentarem ciclo de vida complexo, envolvendo um ou mais hospedeiros intermediários, no seu ciclo de vida completo. A ocorrência de um helminto em um hospedeiro reflete uma interação prévia entre o hospedeiro (predador) e sua presa, que é obrigatoriamente um hospedeiro intermediário. A diversidade de parasitos em um hospedeiro reflete a presença de muitos hospedeiros intermediários em um ambiente ou, a passagem do hospedeiro definitivo por diferentes regiões com distintos hospedeiros intermediários (MARCOGLIESE, 2004).

Por conta disso, estudos parasitológicos em aves marinhas, assim como em outros animais migratórios, podem indicar mudanças sazonais na dieta e relações tróficas temporárias durante a migração, tornando-se uma ferramenta útil na aquisição de informações dificilmente obtidas por outros meios (MARCOGLIESE, 2004). As aves marinhas tendem a ter uma grande fauna parasitária devido a sua extensa distribuição geográfica, característica migratória e “ampla dieta”, sendo que as aves com característica predadora oportunista, como é o caso de *S. magellanicus*, tem essa tendência aumentada (SKORPING, 1996).

Assim, fica clara a importância do estudo parasitológico em tais espécies e de como o acúmulo gradual de informações e amostras dos animais que chegam até as instituições de ensino e pesquisa poderão permitir, futuramente, que se obtenham conhecimentos mais amplos sobre estas aves, a fim de auxiliá-las na sobrevivência nos ambientes cada vez mais impactados pelo homem (VANSTREELS *et al.*, 2011). Visando uma rotina permanente de colheita de informações e amostras biológicas, os helmintos encontrados nos espécimes estudados não foram excluídos do trabalho. Entretanto, não serão o enfoque deste, sendo apenas uma breve descrição da prevalência de helmintos em cada uma das câmaras digestivas das aves. Com exceção de *S. magellanicus*, que não possui pró-ventrículo, o trato digestório das espécies deste trabalho é composto por quatro câmaras distintas: esôfago, pró-ventrículo, ventrículo e intestino (WARHAM, 1990; SENOS *et al.*, 2009; CANOVAS *et al.*, 2016).

5 MATERIAIS E MÉTODOS

Entre junho e agosto de 2017, foram encaminhados à Faculdade de Veterinária da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS) os tratos gastrointestinais de 34 aves marinhas encontradas mortas durante o Projeto de Monitoramento de Praias do Centro de Triagem de Animais Silvestres do Rio Grande do Sul (CETAS-RS) – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). Estes monitoramentos, realizados pela equipe de analistas ambientais do CETAS-RS, ocorrem entre as localidades de Pinhal (30°15'S 50°15'W) e o Farol de Mostardas (31°14'S 50°54'W). Os órgãos utilizados no estudo tiveram origem em aves recolhidas de seis campanhas de monitoramentos de praias do trecho descrito acima.

No total, foram coletados 24 espécimes de *Spheniscus magellanicus*, quatro espécimes de *Procellaria aequinoctialis*, três espécimes de *Macronectes giganteus*, um exemplar de *Catharacta antarctica*, um de *Puffinus puffinus* e um espécime de *Fregata magnificens*. Adicionalmente, fezes de um *S. magellanicus* em reabilitação no Núcleo de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres (Preservas) da UFRGS foram incluídas no trabalho.

Ao final de cada expedição de monitoramento das praias, os tratos gastrointestinais eram coletados, amarrados e seccionados na porção mais cranial do esôfago e mais caudal do intestino, posteriormente encaminhados à UFRGS dentro de caixas de isopor com gelo, em sacos plásticos individuais identificados com um laque numerado próprio. Na universidade, o processamento das amostras se dava o mais rápido possível, sendo estas mantidas sob refrigeração a 4°C até serem utilizadas. Cada uma das câmaras do trato digestório foi analisada separadamente, sendo abertas com tesoura em toda sua extensão. Do intestino, foram coletadas amostras fecais com o auxílio de uma lâmina de bisturi, as quais foram depositadas em micro tubos de 1,5ml e mantidas sob refrigeração a 4°C. De todas as câmaras, foram coletados, sempre que presentes, os helmintos e os materiais de origem antrópica, os quais foram armazenados em álcool 70% e a seco, respectivamente. Os parasitos foram somente identificados até o nível de Classe, e permanecem guardados para estudos futuros. Para o *S. magellanicus* vivo, a pesquisa de helmintos foi realizada apenas em seu esôfago, através de endoscopia digestiva alta.

A partir das amostras fecais, eram então realizados esfregaços em lâminas de vidro, cobrindo 80% da superfície da mesma. Após estarem secas, estas lâminas eram fixadas em álcool absoluto (95%) durante cinco minutos. O álcool, então, era queimado diretamente

sobre a lâmina para secá-la, tornando-a apta a ser corada. A técnica de coloração utilizada em todas as lâminas foi a Ziehl-Neelsen modificada. A pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* spp. foi realizada em microscopia óptica, com lente objetiva em aumento de 400x, com varredura de toda a extensão das lâminas. Os possíveis oocistos eram medidos com lente ocular micrométrica, e a confirmação ou não dos mesmos era feita através de lente objetiva em aumento de 1000x.

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados obtidos a partir dos esfregaços de fezes corados com Ziehl-Neelsen e os demais achados do trato gastrointestinal das aves deste estudo encontram-se nas Tabelas 2, 3, 4 e 5 abaixo. Não foi detectada a presença de nenhum oocisto de *Cryptosporidium* spp. em nenhuma lâmina analisada. Por outro lado, helmintos estavam presentes no trato digestório da maioria das espécies.

Tabela 2 – Resultados obtidos através das amostras recebidas entre junho e agosto de 2017, para a espécie pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*):

N	Data recebimento TGI	Registro IBAMA	Presença de oocistos de <i>Cryptosporidium</i> nas fezes*	Presença de helmintos			Materiais de origem antrópica
				Esôfago	Estômago	Intestino	
1	19/06/2017	V01501	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Ausente
2	19/06/2017	V01525	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Ausente
3	19/06/2017	A00004	Negativo	Ausente	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
4	19/06/2017	A00047	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Ausente
5	19/06/2017	A00289	Negativo	Ausente	Nematoda	Trematoda Cestoda	Ausente
6	26/06/2017	N00001	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente
7	26/06/2017	N00002	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente
8	26/06/2017	N00003	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
9	26/06/2017	N00004	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
10	26/06/2017	N00005	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente
11	26/06/2017	N00006	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente
12	03/07/2017	A21504	Negativo	Ausente	Nematoda	Trematoda	Ausente
13	03/07/2017	A21529	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
14	03/07/2017	A21530	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
15	03/07/2017	A21533	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Presente
16	03/07/2017	A21541	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Presente
17	03/07/2017	A21561	Negativo	Nematoda	Nematoda	Ausente	Ausente
18	03/07/2017	A21564	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
19	03/07/2017	A21576	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Ausente
20	24/07/2017	L01272	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Cestoda	Ausente
21	24/07/2017	L01316	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Cestoda	Ausente
22	24/07/2017	L01347	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Nematoda	Presente
23	24/07/2017	L01448	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda Cestoda	Presente
24	24/07/2017	L01458	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente
25	28/07/2017	108862	Negativo	Nematoda**	NA	NA	Presente

Legenda: TGI – Trato gastrointestinal; *Coloração de Ziehl-Neelsen modificada; **Registro através de exame de endoscopia; NA – Não se aplica.

Tabela 3 – Resultados obtidos através das amostras recebidas entre junho e agosto de 2017, para a espécie pardela-preta (*Procellaria aequinoctialis*):

N	Data recebimento TGI	Registro IBAMA	Presença de oocistos de <i>Cryptosporidium</i> nas fezes*	Presença de helmintos			Materiais de origem antrópica
				Esôfago	Pró-ventrículo e ventrículo	Intestino	
1	26/06/2017	P00001	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Ausente
2	03/07/2017	A21587	Negativo	Nematoda	Ausente	Ausente	Ausente
3	10/07/2017	A21547	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Presente
4	07/08/2017	L01401	Negativo	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente

Legenda: TGI – Trato gastrointestinal; *Coloração de Ziehl-Neelsen modificada.

Tabela 4 – Resultados obtidos através das amostras de petrel-gigante (*Macronectes giganteus*) recebidas entre junho e agosto de 2017:

N	Data recebimento TGI	Registro IBAMA	Presença de oocistos de <i>Cryptosporidium</i> nas fezes*	Presença de helmintos			Materiais de origem antrópica
				Esôfago	Pró-ventrículo e ventrículo	Intestino	
1	19/06/2017	A00067	Negativo	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente
2	10/07/2017	A21594	Negativo	Ausente	Nematoda	Ausente	Ausente
3	07/08/2017	L01452	Negativo	Nematoda	Nematoda	Trematoda	Ausente

Legenda: TGI – Trato gastrointestinal; *Coloração de Ziehl-Neelsen modificada.

Tabela 5 – Resultados obtidos através das amostras de tesourão (*Fregata magnificens*), mandrião-antártico (*Catharacta antarctica*) e bobo-pequeno (*Puffinus puffinus*) recebidas entre junho e agosto de 2017:

	Data recebimento TGI	Registro IBAMA	Presença de oocistos de <i>Cryptosporidium</i> nas fezes	Presença de helmintos			Materiais de origem antrópica
				Esôfago	Pró-ventrículo e ventrículo	Intestino	
A	19/06/2017	A00021	Negativo	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente
B	19/06/2017	A00294	Negativo	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente
C	07/08/2017	L01425	Negativo	Ausente	Nematoda	Trematoda	Ausente

Legenda: TGI – Trato gastrointestinal; *Coloração de Ziehl-Neelsen modificada; A – *F. magnificens*; B – *C. antarctica*; C – *P. puffinus*.

6.1 *Cryptosporidium* spp.

A eliminação dos oocistos de *Cryptosporidium* spp. pelo hospedeiro varia de acordo com a intensidade da infecção, virulência da espécie/genótipo do protozoário, e *status* imunológico do hospedeiro – animais doentes excretam maior quantidade em relação aos assintomáticos –, bem como ocorrem flutuações na excreção de oocistos nas fezes de um mesmo animal em um dado período (ORTOLANI; SOARES, 2003; RAMIREZ *et al.*, 2004; VANATHY *et al.*, 2017). Como forma de aumentar a acurácia do teste diagnóstico, Vanathy *et al.* (2017) sugerem uma amostragem mínima de três coletas por indivíduo. Neste trabalho, só foi possível coletar uma alíquota de fezes de cada ave, diretamente do intestino nas coletas *post mortem* e após defecação, no chão da gaiola, do único animal vivo do estudo. O fato das aves do presente estudo não possuírem um histórico clínico também dificulta a análise das

variáveis de flutuação na excreção dos oocistos. Assim, apesar da infecção por *Cryptosporidium* spp. não ter sido detectada nos animais, a possibilidade de resultados falso-negativos não pode ser descartada.

Quanto à escolha da coloração de Ziehl-Neelsen para o diagnóstico, apesar de não ser o teste mais adequado, por teoricamente não detectar abaixo de 50.000 a 500.000 oocistos por grama de fezes e, portanto, ser menos eficiente que os métodos moleculares (MORGAN *et al.*, 1998; PALACIOS *et al.*, 2010), este era, assim como no trabalho de Fredes *et al.* (2007b), o único exame disponível para uso no momento, simples e de baixo custo, sendo aplicável graças à característica única do parasito, de álcool-ácido resistência e média de 5µm de diâmetro. A maior desvantagem, então, permanece sendo a impossibilidade de identificar a espécie de *Cryptosporidium* envolvida na infecção (FREDES *et al.*, 2007a).

Para diminuir o limite de detecção da técnica, é possível ainda fazer uso de um método prévio de concentração, para que, mesmo em concentrações baixas de oocistos, estes possam ser detectados. Seja através de flutuação (solução açucarada de Sheather) ou sedimentação (formol-éter e formol-acetato de etila), a técnica de concentração deve ser realizada antes da confecção das lâminas, para aumentar a acurácia do teste diagnóstico (MUNIZ *et al.*, 2010; VANATHY *et al.*, 2017). Entretanto, resultados negativos em amostras com etapas prévias de centrifugo-sedimentação (ALMEIDA, 2006; FREDES *et al.*, 2007a; FREDES *et al.*, 2007b; FREDES *et al.*, 2008; MUNIZ *et al.*, 2010) e centrifugo-flutuação (CARDOZO *et al.*, 2005; MUNIZ *et al.*, 2010) ainda são possíveis.

Por fim, outra forma de aumentar a acurácia do diagnóstico através de Ziehl-Neelsen é a confecção de mais de um esfregaço, aumentando assim o volume de fezes analisado por amostra. No trabalho publicado por Muniz *et al.* (2010), em que três lâminas foram confeccionadas para cada amostra fecal, mostrou-se que 41 (26,3%) amostras não teriam sido diagnosticadas com *Cryptosporidium* sp. se apenas a primeira lâmina fosse examinada. Da mesma forma, haveria 8,3% de resultados falso-negativos com exame de apenas duas lâminas. Vanathy *et al.* (2017) são ainda mais rigorosos, e sugerem uma análise de no mínimo cinco a seis lâminas antes de afirmar que se trata de uma amostra negativa.

Ao se pesquisar a respeito da literatura existente sobre infecção por *Cryptosporidium* spp. nas espécies de aves marinhas abordadas neste trabalho, os resultados são escassos. Um estudo de Reboredo-Fernandez *et al.* (2015) analisou a ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em fezes de diversas aves, incluindo dois espécimes de *Puffinus puffinus*,

através de microscopia de epifluorescência e PCR. As duas amostras dessa espécie obtiveram resultados negativos.

Já Barbosa e Palacios (2009), ao compilar diversos dados sobre a sanidade de aves na Antártica – incluindo *Macronectes giganteus*, *Procellaria aequinoctialis*, *Catharacta* sp. e oito espécies de pinguim (*Aptenodytes patagonicus*, *Aptenodytes forsteri*, *Pygoscelis papua*, *Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarcticus*, *Eudyptes chrysocome*, *Eudyptes chrysolophus* e *Eudyptes schlegeli*), só encontraram registro da presença de *Cryptosporidium* spp. nas espécies pinguim-papua, *P. papua* (FREDES *et al.*, 2008) e pinguim-de-Adélia, *P. adeliae* (FREDES *et al.*, 2007a). Ambos os trabalhos diagnosticaram o parasito através de centrifugo-sedimentação e coloração Ziehl-Neelsen das fezes, encontrando infecção em 21 (32,81%) e 11 (6,59%) pinguins, respectivamente. Os mesmos autores já haviam realizado estudo similar com 52 espécimes de *P. papua*, porém sem obter nenhum resultado positivo (FREDES *et al.*, 2007b).

Um estudo posterior, também na Antártica, pesquisou através de PCR a presença de *Cryptosporidium* spp. nas fezes de 249 pinguins-antárticos, *P. antarcticus*, 100 *P. papua* e 43 *P. adeliae*, não obtendo nenhum resultado positivo (PALACIOS *et al.*, 2010). Porém, os autores ressaltam que não é seguro afirmar a ausência do parasitismo nas colônias estudadas, considerando o intervalo de confiança de 95% do teste, e a prevalência do protozoário podendo ser de até 1,5% (*P. antarcticus*), 3,6% (*P. papua*) e 8,2% (*P. adeliae*).

Um trabalho pesquisando a presença do parasito através de ELISA em amostras fecais de 50 pinguins-imperadores (*A. forsteri*) também não obteve nenhum resultado positivo (KLEINERTZ *et al.*, 2014). Quanto a trabalhos envolvendo *Spheniscus magellanicus*, os únicos dados encontrados são de Braga *et al.* (2012), em que citam ter identificado através de Ziehl-Neelsen oocistos de *Cryptosporidium* sp. em 19% dos 26 animais coletados, todos assintomáticos.

Para as demais espécies de aves abordadas neste trabalho (*Fregata magnificens* e *Catharacta antarctica*), não foram encontrados na literatura registros da pesquisa de infecção por *Cryptosporidium* spp.. No Brasil, são poucos os estudos de criptosporidiose em aves marinhas, principalmente estudos moleculares. Em outras espécies de aves, já foram identificados *C. meleagridis*, *C. baileyi*, *C. galli*, *C. parvum* e os genótipos *avian genotype* I, II e III (NAKAMURA; MEIRELES, 2015). Sabe-se que o gênero possui uma ampla diversidade de aves hospedeiras, e pouca especificidade quanto às espécies. Mesmo

considerando estudos em aves de forma geral, marinhas ou não, estes continuam sendo bem menos frequentes quando comparados a estudos em mamíferos, de modo que muitos aspectos a respeito de sua epidemiologia ainda não são claros (NAKAMURA *et al.*, 2009).

A aparente baixa prevalência de criptosporidiose em aves marinhas pode, portanto, ser decorrente desse pequeno número de pesquisas realizadas, já que a poluição ambiental com fezes humanas e de animais domésticos é uma forma reconhecida de exposição e infecção da vida selvagem com parasitos zoonóticos (FAYER *et al.*, 2004). No Rio de Janeiro, por exemplo, um estudo com moluscos marinhos (*Perna perna*), os quais são capazes de reter oocistos de *Cryptosporidium* spp. como filtros, identificou, através de PCR, a presença de *C. parvum*, *C. meleagridis* e *C. andersoni*. Estes moluscos servem como bioindicadores, e revelam a contaminação fecal do ambiente aquático (OLIVEIRA *et al.*, 2016). Todas as três espécies encontradas, além de serem zoonóticas, já foram relatadas em aves (ZAHEDI *et al.*, 2016).

O maior risco perante a doença se encontra justamente nos países que apresentam problemas no monitoramento e na prevenção da enfermidade. Desse modo, o real impacto da doença em países em desenvolvimento, como o Brasil, é incerto. Ainda, a maior parte das detecções do agente é realizada através de técnicas pouco sensíveis, tais como microscopia. Além disso, essas técnicas também não permitem a diferenciação entre as espécies de *Cryptosporidium*, consequentemente impossibilitando avaliar as rotas de transmissão e formas de prevenção. No Brasil, esta não é uma doença de notificação obrigatória, gerando poucos relatos de casos e insuficiente investigação (MADRID *et al.*, 2015).

É importante ainda ressaltar que a maioria das recentes emergências de doenças infecciosas se deu por alterações nas interações ecológicas entre patógenos e hospedeiros, as quais permitem o aumento do contato entre espécies de patógenos e as novas populações de hospedeiros. Devido à pressão seletiva, haverá dominância de patógenos mais bem adaptados às novas condições ambientais (DASZAK *et al.*, 2001), e *Cryptosporidium*, com oocistos de natureza extremamente resistente, alta infectividade, ampla distribuição e diversas espécies hospedeiras, certamente parece bem adaptado (MADRID *et al.*, 2015).

6.2 Helmintos

Dentre os 25 exemplares de *S. magellanicus* estudados, todos estavam infectados por pelo menos uma espécie de helminto (prevalência total: 100%). Analisando-se apenas o esôfago, 19 (76%) destes apresentavam parasitos, sendo todos nematódeos. O estômago e o intestino somente foram analisados nos 24 espécimes mortos. Todos os estômagos (prevalência total: 100%) estavam parasitados, sendo o Filo Nematoda o único presente. Em intestino, quatro animais não apresentavam infecção (16,7%). No intestino dos 20 animais restantes, a Classe Trematoda estava presente em todos, fosse de forma isolada (40%) ou em co-infecção com Nematoda (40%) ou com Cestoda (20%). Somando-se todas as câmaras digestivas, houve co-infecção com as três classes em quatro animais (16,7%).

No Brasil, já foram relatados em pinguim-de-Magalhães os trematódeos *Mesostephanus odhneri* (BRANDÃO *et al.* 2013), *Cardiocephaloides physalis* (REZENDE; BALDASSIN; SILVA, 2009; MEDEIROS, AMATO, 2010; PRADO *et al.* 2011; BRANDÃO *et al.* 2013; REZENDE *et al.*, 2013), *Posthodiplostomum macrocotyle* (BRANDÃO *et al.* 2013), *Stephanoprora uruguayense* (BRANDÃO *et al.* 2013), *Ascocotyle (Phagicola)* sp. e *Ascocotyle (Phagicola) longa* (BRANDÃO *et al.* 2013). Dentre os cestodas que acometem a espécie, há relatos brasileiros de infecção por *Tetrabothrius lutzi* (BRANDÃO *et al.* 2013; REZENDE *et al.*, 2013). No Filo Nematoda, *Contracaecum pelagicum* já foi descrito infectando *S. magellanicus* (REZENDE; BALDASSIN; SILVA, 2009; BRANDÃO *et al.* 2013; REZENDE *et al.*, 2013), além de uma espécie não identificada relatada por Brandão *et al.* (2013).

Assim, com o que já é descrito em literatura, pode-se levantar a hipótese de que os nematoides encontrados neste estudo sejam *Contracaecum* sp. (*C. pelagicum*), os cestodas sejam *Tetrabothrius* sp. (*T. lutzi*) e os trematodas sejam *Cardiocephaloides* sp. (*C. physalis*). Neste estudo não foram encontrados helmintos do Filo Acanthocephala, embora *Corynosoma* sp. (PAULA, 2015) e *Corynosoma australe* (BRANDÃO *et al.* 2013) já tenham sido relatados na literatura.

Para os quatro espécimes de *P. aequinoctialis* estudados, um total de três estavam parasitados (75%). A parasitose em esôfago foi constatada em um animal, sendo o único achado de tal indivíduo. Por sua vez, os dois espécimes parasitados em pró-ventrículo e ventrículo não apresentavam helmintos nas demais câmaras. Todos os helmintos encontrados eram nematoides. Dos três indivíduos *M. giganteus* do estudo, dois estavam parasitados

(66,7%). Um deles possuía apenas nematoides em pró-ventrículo e ventrículo, enquanto o outro apresentava parasitose gastrointestinal, por nematoides em esôfago, pró-ventrículo e ventrículo e trematódeos em intestino. O espécime de *P. puffinus* também apresentou trematódeos no intestino, além de nematoides em pró-ventrículo e ventrículo. Os indivíduos *F. magnificens* e *C. antarctica* não estavam infectados por helmintos.

Em seu trabalho, Melo (2012) relata que a prevalência de helmintos em *Puffinus* spp. foi 31,25%, identificando o nematódeo *Seuratia shipleyi* (Acuárioidea, Acuariidae) e *Contracaecum* sp., além do cestódeo *Tetrabothrius* sp.. Estudos específicos da helmintofauna de *Puffinus puffinus* são escassos. Para *M. giganteus*, os nematoides *Stegophorus macronectes* e *Stegophorus arctowskii* (Nematoda, Spirurida) já foram relatados (BARBOSA; PALACIOS, 2009). Ainda, Barbosa e Palacios (2009) não relatam presença de helmintos gastrointestinais em *P. aequinoctialis* e *C. antarctica*. Os dados do presente trabalho poderão ser úteis, após avaliações taxonômicas futuras, para compor a literatura existente sobre infecção por helmintos em pardela-preta, petrel-gigante e bobo-pequeno.

6.3 Interações antrópicas

Apesar de ser um fenômeno comum em diversos locais do mundo, as grandes variações interanuais no número de aves marinhas mortas ou debilitadas encontradas nas praias ainda são pouco compreendidas. As aves marinhas são um dos grupos mais ameaçados pelas intensas atividades humanas e degradação da natureza. Dentre tais atividades antrópicas, a poluição marinha e a pesca são reconhecidas por interferirem na alimentação e na sobrevivência das espécies (COLABUONO *et al.* 2009; MARIANI, 2016).

Neste trabalho, um total de seis aves (17,14%) havia ingerido materiais de origem antrópica, sendo cinco *Spheniscus magellanicus* e um *Procellaria aequinoctialis*. A Figura 7 mostra o conteúdo pró-ventricular de uma pardela-preta (registro “A21547”), composto por resquícios alimentares de cefalópodes e peixes misturados ao lixo (A), e um anzol removido via endoscopia do esôfago de um pinguim-de-Magalhães (registro “108862”) em reabilitação na UFRGS (B).

Figura 7 – Materiais de origem antrópica encontrados no trato digestivo de aves marinhas: Em “A”, conteúdo pró-ventricular de uma pardela-preta (*Procellaria aequinoctialis*), composto por resquícios alimentares de cefalópodes e peixes, misturados ao lixo. Em “B”, anzol e linha de pesca removidos via endoscopia do esôfago de um pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) em reabilitação na UFRGS.



Fonte: próprio autor (Porto Alegre/RS, 2017).

Com exceção do anzol e da linha de pesca de *nylon*, o conteúdo encontrado nas aves era composto por resíduos poliméricos, os quais foram triados através da imersão em uma sequência de soluções alcoólicas e salinas (MANRICH *et al.*, 1997). Os resultados apontaram se tratar de polietileno de alta densidade (PEAD), polietileno de baixa densidade (PEBD) e polipropileno (PP). Estes três são, justamente, os termoplásticos mais produzidos no mundo e, por terem baixa densidade, são capazes de flutuar na água, podendo ser confundidos com presas pelas aves e ingeridos de forma direta (PEREZ, 2016), ou então de forma indireta através de peixes que os tenham ingerido (SILVA, 2013).

Os dados de ingestão de lixo aqui encontrados corroboram demais registros existentes para *P. aequinoctialis* (RYAN, 1987; PETRY; FONSECA, 2002; COLABUONO *et al.* 2009; TAVARES *et al.*, 2017) e *S. magellanicus* (AZEVEDO; SCHILLER, 1991; PETRY; FONSECA, 2002; MÄDER *et al.*, 2007; PINTO *et al.*, 2007; MÄDER *et al.*, 2010; TOURINHO *et al.*, 2010; BRANDÃO *et al.*, 2011; SILVA, 2013; MARIANI, 2016; TAVARES *et al.*, 2017). Apesar de não terem sido encontrados resíduos antrópicos no trato digestivo das demais espécies deste estudo, também há, infelizmente, diversos registros destes na literatura para *M. giganteus* (RYAN, 1987; PETRY; FONSECA, 2002; COPELLO; QUINTANA, 2003; COPELLO *et al.*, 2008; PETRY *et al.*, 2010), *P. puffinus* (PETRY;

FONSECA, 2002; PETRY *et al.*, 2008; COLABUONO *et al.* 2009; PEREZ, 2016; TAVARES *et al.*, 2017) e *C. antarctica* (RYAN, 1987). Vários destes registros são, inclusive, brasileiros, e alguns do litoral do Rio Grande do Sul. São poucos os estudos envolvendo ingestão de debris em *F. magnificens*, não tendo sido encontrado registro da ingestão de lixo por esta espécie (TAVARES *et al.*, 2017). Porém, estima-se que até 2050, 99% das aves marinhas do planeta terão consumido algum tipo de material polimérico (WILCOX *et al.*, 2015).

Aproximadamente 6,4 milhões de toneladas de lixo são descartadas nos oceanos anualmente, e mais de 13000 pedaços de lixo plástico estão, atualmente, flutuando em cada quilômetro quadrado de oceano. A maior parte desses resíduos é lançada ao mar por vias continentais e, ao chegar aos oceanos, é carregada por ventos e correntes marinhas (MARIANI, 2016). Plásticos podem perdurar por até 30 anos no ambiente marinho e, uma vez ingeridos pela ave, podem permanecer no seu trato digestivo por até um ano (PEREZ, 2016). A grande quantidade de plástico ingerida por esses animais pode contribuir na *causa mortis*, uma vez que podem obstruir porções do sistema digestório, tais como esôfago e intestinos, reduzir o volume funcional do aparelho digestório, do estímulo alimentar e da eficiência digestiva, além de exporem os indivíduos a substâncias químicas nocivas (RYAN, 1987; PETRY; FONSECA, 2002; PETRY *et al.*, 2010).

Além da ingestão de resíduos, os impactos antrópicos em aves marinhas podem ocorrer através do emalhe em redes de pesca, ou por pesca acidental com anzóis e espinhéis, causando afogamento. Essa captura incidental de organismos marinhos em pescarias é conhecida como *bycatch* e é uma grave ameaça à conservação de aves marinhas, tartarugas e mamíferos aquáticos. Em geral, as taxas atuais de captura são de 0,03 a 5,03 aves/1000 anzóis lançados ao mar (NEVES *et al.*, 2006). No presente trabalho, um exemplar de *S. magellanicus* foi encaminhado para reabilitação na UFRGS após ser encontrado com um anzol na cavidade oral. Esta é uma das espécies mais impactadas no litoral do Rio Grande do Sul (PETRY *et al.*, 2012), juntamente com os Procellariiformes (NEVES *et al.*, 2006). Estas mortes são particularmente importantes quando afetam indivíduos de populações em declínio ou aqueles com alto valor intrínseco para sua espécie, como adultos e subadultos. Atividades de monitoramento de praias e encalhes são importantes ferramentas para mitigação destes impactos (FARIA *et al.*, 2014).

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho apontou uma elevada prevalência de infecção por helmintos em pinguim-de-Magalhães, totalizando 100% de infecção por pelo menos uma espécie de parasito. Também foi possível detectar parasitose gastrointestinal em pardela-preta, petrel-gigante e bobo-pequeno. É necessário dar continuidade à identificação taxonômica dos helmintos encontrados, a fim de contribuir com a escassa literatura existente para estas últimas espécies, além de realizar novas pesquisas com um maior número amostral.

Ademais, este estudo não detectou a presença de nenhum oocisto de *Cryptosporidium* spp. em nenhuma lâmina fecal analisada. Entretanto, a presença dos parasitos não pode ser descartada devido ao pequeno número de amostras e a alta probabilidade de falso-negativos da metodologia de diagnóstico. Mais estudos são necessários para o futuro controle desta enfermidade, principalmente para o desenvolvimento de técnicas de diagnóstico eficazes, simples e mais baratas, que possibilitem a identificação das espécies de *Cryptosporidium* envolvidas, aumentando o conhecimento epidemiológico da doença. Também é necessária conscientização pública, pois *Cryptosporidium* é um protozoário emergente que, através da poluição ambiental com fezes humanas e de animais domésticos e selvagens, facilmente se dissemina pelo meio ambiente,. A crescente invasão humana nos ecossistemas naturais tem levado ao aumento da interação entre homem, animal doméstico e animal selvagem, com conseqüentes alterações nas interações ecológicas entre patógenos e hospedeiros, gerando distúrbios que favorecem a emergência da zoonose.

Atividades antrópicas como a poluição marinha e a pesca também interferem na alimentação e na sobrevivência das aves marinhas. O consumo de materiais de origem antrópica relatado neste e em outros trabalhos sinaliza a degradação dos oceanos e traz preocupação a respeito da conservação destas espécies migratórias e seu habitat.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, A. J. **Diagnóstico e fatores de risco da criptosporidiose bovina na microrregião de Campos dos Goytacazes – RJ, e identificação de *Cryptosporidium parvum* pela reação em cadeia da polimerase (PCR)**. 2006. 80 f. Tese (Doutorado em Produção Animal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campo dos Goytacazes, 2006.
- ALVAREZ-PELLITERO, P. *et al.*. *Cryptosporidium scophthalmi* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from cultured turbot *Scophthalmus maximus*. Light and electron microscope description and histopathological study. **Diseases of Aquatic Organisms**. v. 62, p. 133–145, 2004.
- ALVAREZ-PELLITERO, P.; SITJA-BOBADILLA, A. *Cryptosporidium molnari* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) infecting two marine fish species, *Sparus aurata* L. and *Dicentrarchus labrax* L. **International Journal of Parasitology**. v. 32, p. 1007–1021, 2002.
- AZEVEDO, T. R.; SCHILLER, A. Notes on the diet and the ingestion of plastic material by the Magellanic penguin *Spheniscus magellanicus* on Santa Catarina Island and mainland (Brazil). **Research Report, University of Liège, Institution of Zoologie, Belgium**. n. 457, p. 1–8, 1991.
- BALDURSSON, S.; KARANIS, P. Waterborne transmission of protozoan parasites: review of worldwide outbreaks – an update 2004–2010. **Water Research**. v. 45, p. 6603–6614, 2011.
- BARBOSA, A.; PALACIOS, M. J. Health of Antarctic birds: a review of their parasites, pathogens and diseases. **Polar Biology**. v. 32, p. 1095–1115, 2009.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2016. *Puffinus puffinus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e.T22698226A86238815. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22698226A86238815.en>>, acesso em dezembro de 2017.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017a. *Spheniscus magellanicus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T22697822A119167908. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/details/22697822/0>>, acesso em dezembro de 2017.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017b. *Procellaria aequinoctialis*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T22698140A112245853. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-1.RLTS.T22698140A112245853.en>>, acesso em dezembro de 2017.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017c. *Macroneustes giganteus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T22697852A112137015. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-1.RLTS.T22697852A112137015.en>>, acesso em dezembro de 2017.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017d. *Catharacta antarctica*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T62289571A111158661. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-1.RLTS.T62289571A111158661.en>>, acesso em dezembro de 2017.

BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2017e. *Fregata magnificens*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T22697724A110666414. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-1.RLTS.T22697724A110666414.en>>, acesso em dezembro de 2017.

BOERSMA, P. D. Penguins as marines sentinels. **BioScience**. v. 58, n. 7, p. 597–607, 2008.

BORGES, J. C. G.; ALVES, L. C.; FAUSTINO, M. A. G. Criptosporidiose: uma revisão sobre a sua implicação na conservação dos mamíferos aquáticos. **Biota Neotropica**. v.7, n. 3, p. 91–96, 2007.

BRAGA *et al.* 2012. Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em pinguins-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*). In: Congresso Latino-Americano de Reabilitação de Fauna Marinha, 2º. 2012. Rio Grande. **Livro de Resumos**. 2012. p. 87.

BRANCO, A. M. **Políticas públicas e serviços públicos de gestão e manejo da fauna silvestre nativa resgatada**. Estudo de caso: Prefeitura da cidade de São Paulo. 2008. 160 f. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) – Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

BRANDÃO, M. L.; BRAGA, K. M.; LUQUE, J. L. Marine debris ingestion by Magellanic penguins, *Spheniscus magellanicus* (Aves: Sphenisciformes), from the Brazilian coastal zone. **Marine Pollution Bulletin**. v. 62, p. 2246–2249, 2011.

BRANDÃO, M. *et al.* New records and descriptions of digeneans from the Magellanic penguin *Spheniscus magellanicus* (Forster 1781) (Aves: Sphenisciformes) on the coast of Brazil. **Systematic Parasitology**. v. 85, p. 79–98, 2013.

BRUNO, S. F. **100 animais ameaçados de extinção no Brasil** e o que você pode fazer para evitar. Ediouro, 2008.

CANOVAS, A. R. *et al.*. Estudo morfológico do estômago do pinguim de Magalhães (*Spheniscus magellanicus*). **Revista Científica de Medicina Veterinária**, v. 14, n. 27, 2016.

CARDOZO, S. V.; TEIXEIRA, filho W. L.; LOPES, C. W. G. Transmissão experimental de *Cryptosporidium baileyi* (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) isolado de frango de corte à codorna japonesa (*Conturnix japonica*). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v. 14, p. 119–124, 2005.

CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e Cultura**. v. 55, n. 3, p. 32–34, 2003.

CEMAVE. Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres. **Projeto Nacional de Monitoramento do Pinguim-de-Magalhães *Spheniscus magellanicus***. Brasília, 2010. 36 p.

COLABUONO, F. I.; BARQUETE, V.; DOMINGUES, B. S.; MONTONE, R. C. Plastic ingestion by Procellariiformes in Southern Brazil. **Marine Pollution Bulletin**. v. 58, p. 93–96, 2009.

COPELLO, S.; QUINTANA, F. Marine debris ingestion by Southern Giant Petrel and its potential relationship with fisheries in the Southern Atlantic Ocean. **Marine Pollution Bulletin**. v. 46, p. 1504–1515, 2003.

COPELLO, S.; QUINTANA, F.; PEREZ, F. Diet of the Southern Giant Petrel in Patagonia: fishery-related items and natural prey. **Endangered Species Research**. v. 6, p. 15–23, 2008.

CURRENT, W. L. *et al.*. Human cryptosporidiosis in immunocompetent and immunodeficient persons. Studies of an outbreak and experimental transmission. **The New England Journal of Medicine**. v. 308, p. 1252–1257, 1983.

CURRENT, W. L.; UPTON, S.; HAYNES, T. B. The life cycle of *Cryptosporidium baileyi* n. sp. (Apicomplexa, Cryptosporidiidae) infecting chickens. **The Journal of Protozoology**. v. 33, p. 289–296, 1986.

Del HOYO, J.; ELLIOT, A.; SARGATAL, J. **Handbook of the birds of the World**, 10^a ed., Barcelona: Lynx Edicions, 2005.

DASZAK, P.; CUNNINGHAM, A. A.; HYATT, A. D. Anthropogenic environmental change and the emergence of infectious diseases in wildlife. **Acta Tropica**. v. 78, n. 2, p. 103–116, 2001.

ELWIN, K. *et al.*. The epidemiology of sporadic human infections with unusual cryptosporidia detected during routine typing in England and Wales, 2000–2008. **Epidemiology and Infection**. v. 140, p. 673–683, 2012.

FARIA, F. A. *et al.*. Unusual mass stranding of Atlantic Yellow-Nosed Albatross (*Thalassarche chlororhynchos*), Petrels and Shearwaters in southern Brazil. **BioOne**. v. 37, n. 4, p. 446–450, 2014.

FAYER R.; MORGAN, U.; UPTON, S. J. Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. **International Journal for Parasitology**. v. 30, p. 1305–1322, 2000.

FAYER, R. *et al.*. *Cryptosporidium canis* n. sp. from domestic dogs. **The Journal of Protozoology**. v. 87, p. 1415–1422, 2001.

FAYER, R. *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite (Review). **Veterinary Parasitology**. v. 126, p. 37–56, 2004.

FAYER, R.; SANTÍN, M.; XIAO, L. *Cryptosporidium bovis* n. sp (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*). **Journal of Parasitology**. v. 91, p. 624–629, 2005.

FAYER, R.; SANTÍN, M.; TROUT, J. M. *Cryptosporidium ryanae* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*). **Veterinary Parasitology**. v. 156, p.191–198, 2008.

FAYER, R.; SANTÍN, M.; MACARISIN, D. *Cryptosporidium ubiquitum* n. sp. in animals and humans. **Veterinary Parasitology**. v. 172, p. 23–32, 2010.

FRANKHAM, R.; BALLOU, J. D.; BRISCOE, D. A. **Fundamentos de Genética da Conservação**. Ribeirão Preto: Soc. Bras. de Genética, 2008. 260 p.

FREDES, F.; RAFFO, F.; MUÑOZ, P. Short note: First report of *Cryptosporidium* spp. oocysts in stool of Adélie penguin from the Antarctic using acid-fast stain. **Antarctic Science**. v. 19, n. 4, p. 437–438, 2007a.

FREDES, F.; MADARIAGA, C.; RAFFO, E.; VALENCIA, J.; HERRERA, M.; GODOY, C.; ALCAÍNO, H. Short Note: Gastrointestinal parasite fauna of gentoo penguins (*Pygoscelis papua*) from the Península Munita, Bahía Paraíso, Antarctica. **Antarctic Science**, v. 19, p. 93–94, 2007b.

FREDES, F.; DÍAZ, A.; RAFFO, E.; MUÑOZ, P. Short Note: *Cryptosporidium* spp. oocysts detected using acid-fast stain in faeces of gentoo penguins (*Pygoscelis papua*) in Antarctica. **Antarctic Science**. v. 20, n. 5, p. 495–496, 2008.

GRACZYK, T. K.; MAJEWSKA, A. C.; SCHWAB, K. J. The role of birds in dissemination of human waterborne enteropathogens. **Trends in Parasitology**. v. 24, n. 2, p. 55–59, 2008.

HUNTER, P. R.; MacDONALD, A. M.; CARTER, R. C. Water supply and health. **PLoS Medicine**. v. 7, n. 11, e1000361, 2010.

INMAN, L. R.; TAKEUCHI, A. Spontaneous cryptosporidiosis in an adult female rabbit. **Veterinary Pathology**. v. 16, p. 89–95, 1979.

ISEKI, M. *Cryptosporidium felis* sp. n. (Protozoa, Eimeriorina) from the domestic cat. **Journal of Parasitology**. v. 28, p. 285–307, 1979.

JANICKE, T.; RITZ, M. S.; HAHN, S.; PETER, H. U. Sex recognition in Brown Skuas: Do acoustic signals matter? **Journal of Ornithology**. v. 148, p. 565–569, 2007.

JIRKU, M. *et al.*. New species of *Cryptosporidium* Tyzzer, 1907 (Apicomplexa) from amphibian host: morphology, biology and phylogeny. **Folia Parasitologica (Praha)**. v. 55, p.81–94, 2008.

KLEINERTZ *et al.*. Gastrointestinal parasite fauna of Emperor Penguins (*Aptenodytes forsteri*) at the Atka Bay, Antarctica. **Parasitology Research**. v. 113, n. 11, p. 4133–4139, 2014.

KVÁČ, M. *et al.*. *Cryptosporidium scrofarum* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in domestic pigs (*Sus scrofa*). **Veterinary Parasitology**. v. 19, p. 218–227, 2013.

KVÁČ, M. *et al.*. *Cryptosporidium erinacei* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in hedgehogs. **Veterinary Parasitology**. v. 210, p. 9–17, 2014.

LEVINE, N. D. Some corrections of coccidian (Apicomplexa: Protozoa) nomenclature. **Journal of Parasitology**. v. 66, p. 830–834, 1980.

- LI, X. *et al.*. *Cryptosporidium rubeyi* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in multiple Spermophilus ground squirrel species. **International Journal of Parasitology**. v. 4, n. 3, p. 343–350, 2015.
- LINDSAY, D. S. *et al.*. *Cryptosporidium andersoni* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from cattle, *Bos taurus*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**. v. 47, p. 91–95, 2000.
- MÄDER, A.; SANDER, M.; CASA, jr. G. Anthropogenic impact on Magellanic penguin (*Spheniscus magellanicus*) found dead on the north coast of Rio Grande do Sul. In: Congresso Brasileiro de Ornitologia, 15°. 2007. Porto Alegre. **Livro de resumos**. 2007.
- MÄDER, A.; SANDER, M.; CASA, jr. G. Ciclo sazonal de mortalidade do pinguim-de-Magalhães, *Spheniscus magellanicus* influenciado por fatores antrópicos e climáticos na costa do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Ornitologia**. v. 18, p. 228–233, 2010.
- MADRID, D. M. C.; BASTOS, T. S. A.; JAYME, V. S.. Emergência da criptosporidiose e impactos na saúde humana e animal. **Enciclopédia Biosfera**. v. 11, n. 22, p. 1150–1171, 2015.
- MANRICH, S.; FRATTINI, G.; ROSALINI, A. C.. Identificação de plásticos: uma ferramenta para reciclagem. São Carlos: **Ufscar**. 1997, 60 p.
- MARCOGLIESE, D. J. Parasites: small players with crucial roles in the ecological theater. **EcoHealth Journal**. v. 1, n. 2, p.151–164, 2004.
- MARIANI, D. B. **Causas de encalhes de aves marinhas no nordeste do Brasil**. 2016. 85 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Veterinária) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2016.
- MEDEIROS, L.; AMATO, S. B. Ocorrência de *Cardiocephaloides* sp. (Digenea: Strigeidae) em Pinguim-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) no Litoral Norte do Rio Grande do Sul, Brasil. In: Simpósio de biologia marinha, 13°. 2010. n. 18, Santos. **Anais**. Santos. 2010.
- MEISEL, J. L.; PERERA, D. R.; MELIGRO, C.; RUBIN, C. E. Overwhelming watery diarrhea associated with a *Cryptosporidium* in an immunosuppressed patient. **Gastroenterology Journal**. v.70, p. 1156–1160, 1976.
- MELO, C. M. F. **Parasitos de aves selvagens exóticas apreendidas no estado da Paraíba**. 2012. 100 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal de Campina Grande, Patos, 2012.
- MORGAN, U. M. *et al.*. Comparison of PCR and microscopy for detection of *Cryptosporidium parvum* in human fecal specimens: Clinical trial. **Journal of Clinical Microbiology**. v. 36, p. 995–998, 1998.
- MORGAN-RYAN, U. M. *et al.*. *Cryptosporidium hominis* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from *Homo sapiens*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**. v. 49, p. 433–440, 2002.

MUNIZ, neta E. S.; SAMPAIO, D. C.; GALVÃO, G. S.; MUNHOZ, A. D. Comparação das técnicas de Ziehl-Neelsen modificada e contraste de fase na detecção de oocistos do gênero *Cryptosporidium* Tyzzer, 1907 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) em bovinos assintomáticos. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**. v. 32, n. 4, p. 201–204, 2010.

NAKAMURA, A. A. *et al.*. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. from fecal samples of birds kept in captivity in Brazil. **Veterinary Parasitology**. v. 166, n. 1–2, p. 47–51, 2009.

NAKAMURA, A. A.; MEIRELES, M. V. *Cryptosporidium* infections in birds – a review. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**. v. 24, n. 3, p. 253–267, 2015.

NEVES, T. *et al.*. **Plano de Ação Nacional para a Conservação de Albatrozes e Petréis: Série espécies ameaçadas número 2**. Brasília, 2006. 58 p.

NIME, F. A. *et al.*. Acute enterocolitis in a human being infected with the protozoan *Cryptosporidium*. **Gastroenterology Journal**. v.70, p. 592–598, 1976.

NUSS, A. Estrutura populacional de *Fregata magnificens*. 2014. 70 f. Dissertação (Mestrado em Genética e Biologia Molecular) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2014.

OBENDORF, D. L.; MCCOLL, K. Mortality in little penguins (*Eudyptula minor*) along the Coast of Victoria, Australia. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 16, n.2, p. 251–160, 1980.

OLIVEIRA, G. F. M.; COUTO, M. C. M.; LIMA, M. F.; BOMFIM, T. C. B.. Mussels (*Perna perna*) as bioindicator of environmental contamination by *Cryptosporidium* species with zoonotic potential. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**. v. 5, p. 28–33, 2016.

ORTOLANI, E. L.; SOARES, P. C. Aspectos epidemiológicos de la criptosporidiosis em becerros de rebaño lecheros. **Parasitología Latinoamericana**. v. 58, p. 122–127, 2003.

PALACIOS *et al.*. Apparent absence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Toxoplasma gondii* in three species of penguins along the Antarctic Peninsula. **Antarctic Science**. v. 22, n. 3, p. 265–270, 2010.

PANCIERA, R. J.; THOMASSEN, R.W.; GARNER, F.M. Cryptosporidiosis in a calf. **Veterinary Pathology**. v. 8, p. 479–484, 1971.

PARASHAR, U. D.; BRESEE, J. S.; GLASS, R. I. The global burden of diarrhoeal disease in children. **Bulletin of World Health Organization**. v. 81, n. 4, p. 236, 2003.

PAULA, A. A. **Helmintofauna de *Spheniscus magellanicus* (Forster, 1781) (Aves, Sphenisciformes) no litoral sul do Brasil**. 2015. 83 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2015.

PAVLÁSEK, I. *et al.* *Cryptosporidium varanii* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in Emerald monitor (*Varanus prasinus*) Schlegel, 1893 in captivity in Prague zoo. **Gazella**. v. 22, p. 99–108, 1995.

PAVLÁSEK, I. Cryptosporidia: biology, diagnosis, host spectrum specificity and the environment. **Klinicka Mikrobiologie a Infekcni Lekarstvi**. v. 3, p. 290–301, 1999.

PEREZ, M. S. **Conteúdo gastrointestinal de petréis (Aves: Procelariiformes) no Litoral do Rio Grande do Sul, Brasil: análise dos itens alimentares e resíduos poliméricos**. 2016. 47f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2016.

PETRY, M. V.; FONSECA, V. S. S. Effects of human activities in the marine environment on seabirds along the coast of Rio Grande do Sul, Brazil. **Ornitologia Neotropical**. v. 13, p. 137–142, 2002.

PETRY, M. V. *et al.*. Shearwater diet during migration along the coast of Rio Grande do Sul, Brazil. **Marine Biology**. v. 154, p. 613–621, 2008.

PETRY, M. V. *et al.* Notas sobre a ocorrência e dieta de *Macronectes giganteus* (Procellariiformes: Procellariidae) no Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Ornitologia**. v. 18, n. 3, p. 237–239, 2010.

PINTO, M. B. L. C.; SICILIANO, S.; DI BENEDITTO, A. P. M. Stomach contents of the Magellanic penguin *Spheniscus magellanicus* from the northern distribution limit on the Atlantic coast of Brazil. **Marine Ornithology**. v. 35, p. 77–78, 2007.

PLUTZER, J.; TOMOR, B. The role of aquatic birds in the environmental dissemination of human pathogenic *Giardia duodenalis* cysts and *Cryptosporidium* oocysts in Hungary. **Parasitology International**. v. 58, n. 3, p. 227–231, 2009.

POWER, M. L.; RYAN, U. *Cryptosporidium macropodum* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from eastern grey kangaroos *Macropus giganteus*. **Journal of Parasitology**. v. 94, p. 1114–1117, 2008.

PRADO, M. I. B.; SANTOS-LOPES, A. R.; SILVA, R. J. Helminthofauna of Magellanic Penguin (*Spheniscus magellanicus* Foster, 1781) proceeding from Ilha Comprida, South Coast, State of São Paulo, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 5, p. 50–55, 2011.

QUADROS, R. M.; ARAUJO, F. A. P. Ocorrência de *Cryptosporidium* sp. (Tyzzer, 1907) detectada pelo método de imunofluorescência através da técnica de coloração da auramina em bovinos em propriedades rurais do município de Lages (SC), do Brasil. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 2, n. 1, p. 68–73, 2003.

RAMIREZ, N.; WARD, L. A.; SREEVATSAN, S. A review of the biology and epidemiology of cryptosporidiosis in human and animals. **Microbes and Infection**. v. 6, p. 773–785, 2004.

REBOREDO-FERNANDEZ, A.; ARES-MAZÁS, E.; CACCIÒ, S. M.; GÓMEZ-COUSO, H. Occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* in wild birds in Galicia (Northwest Spain). **Parasitology**. v. 142, n. 7, p. 917–925, 2015.

REN *et al.*. *Cryptosporidium tyzzeri* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in domestic mice (*Mus musculus*). **Experimental Parasitology**. v. 130, p. 274–281, 2012.

REZENDE, G. C.; BALDASSIN, P.; SILVA, R. J. Aspectos ecológicos de duas espécies de helmintos parasitas de Pinguins-de-Magalhães, *Spheniscus magellanicus* (Aves: Spheniscidae), procedentes de Ubatuba, São Paulo, Brasil. In: Congresso de Ecologia do Brasil, 9°. 2009. São Lourenço/MG. **Anais**. 2009.

REZENDE, G. C. *et al.* Ecological aspects of helminth fauna of Magellanic penguins, *Spheniscus magellanicus* (Aves: Spheniscidae), from the Northern Coast of the State of São Paulo, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**. v. 73, n. 1, p. 61–66, 2013.

RITZ, M. S.; HAHN, S.; JANICKE, T.; PETER, H. U. Hybridisation between South polar skua (*Catharacta maccormicki*) and Brown skua (*C. antarctica lonnbergi*) in the Antarctic Peninsula region. **Polar Biology**. v. 29, p. 153–159, 2006.

ROBINSON *et al.*. Re description of *Cryptosporidium cuniculus* Inman and Takeuchi, 1979 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae): morphology, biology and phylogeny. **International Journal of Parasitology**. v. 40, p. 1539–1548, 2010.

RYAN, P. G. The incidence and characteristics of plastic particles ingested by seabirds. **Marine Environmental Research**. v. 23, p. 175–206, 1987.

RYAN *et al.*. Identification of novel *cryptosporidium* genotypes from the Czech Republic. **Applied and Environmental Microbiology**. v. 69, p. 4302–4307, 2003.

RYAN *et al.*. *Cryptosporidium suis* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in pigs (*Sus scrofa*). **Journal of Parasitology**. v. 90, p. 769–773, 2004.

RYAN, U. M.; POWER, M.; XIAO, L. *Cryptosporidium fayeri* n. sp (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from the Red Kangaroo (*Macropus rufus*). **Journal of Eukaryotic Microbiology**. v. 55, p. 22–26, 2008.

RYAN, U.; FAYER, R.; XIAO, L. *Cryptosporidium* species in humans and animals: current understanding and research needs. **Parasitology**. v. 141, p. 1667–1685, 2014.

RYAN *et al.*. *Cryptosporidium huwi* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the guppy (*Poecilia reticulata*). **Experimental Parasitology**. v. 150, p. 31–35, 2015.

SENOS, R. *et al.*. Morfometria macroscópica do sistema digestivo da fragata: *Fregata magnificens*. In: Congresso e Encontro ABRAVAS, 12° e 18°. 2009. Águas de Lindóia. **Anais**. 2009. p. 163–166.

SEVÁ, A. P. *et al.* Genotyping of *Cryptosporidium* spp. from free-living wild birds from Brazil. **Veterinary Parasitology**. v. 175, p. 27–32, 2011.

SICK, H. **Ornitologia brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 1997.

- SILVA, P. M.. **Conteúdo gastrointestinal do pinguim-de-Magalhães (*Sphesniscus magellanicus*) no litoral do Rio Grande do Sul, Brasil: Análise dos itens alimentares e dos resíduos poliméricos.** 2013. 64 f. Monografia – Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Imbé, 2013.
- SKORPING, A. Why should marine and coastal bird ecologists bother about parasites? **Bulletin of the Scandinavian Society for Parasitology**, v. 6, n. 2, p. 98–102, 1996.
- SLAVIN, D. *Cryptosporidium meleagridis* (sp. nov.), **The Journal of Pathology**. v. 65, p. 262–266, 1955.
- TAVARES, D. C.; MOURA, J. F.; MERICO, A.; SICILIANO, S. Incidence of marine debris in seabirds feeding at diferente water dephts. **Marine Pollution Bulletin**. v. 119, p. 68–73, 2017.
- TAYLOR, M. A.; COOP, R.L. WALL, R. L. **Parasitologia veterinária.** 3ª ed., Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 2010. 1052 p.
- TOURINHO, P. S.; IVAR DO SUL, J. A.; FILLMANN, G. Is marine debris ingestion still a problem for the coastal marine biota of southern Brazil? **Marine Pollution Bulletin**. v. 60, p. 396–401, 2010.
- TYZZER, E. E. A sporozoon found in the peptic glands of the common mouse. **Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine**. v. 5, p. 12–13, 1907.
- TYZZER, E. E. An extracellular coccidium, *Cryptosporidium muris* (gen. et sp. nov.), of the gastric glands of the common mouse. **The Journal of Medical Research**. v. 23, p. 487–511, 1910.
- TYZZER, E. E. *Cryptosporidium parvum* (sp. nov.), a coccidium found in the small intestine of the common mouse. **Archiv für Protistenkunde**. v. 26, p. 394–412, 1912.
- TZIPORI, S.; WARD, H. Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis and disease. **Microbes and Infection**. v. 4, p. 1047–1058, 2002.
- UPTON, S. J.; CURRENT, W. L.. The species of *Cryptosporidium* (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) infecting mammals. **Journal of Parasitology**. v. 74, p. 625–629, 1985.
- VANATHY *et al.*. Cryptosporidiosis: a mini review. **Tropical Parasitology**. v. 7, n. 2, p. 72–80, 2017.
- VANSTREELS, R. E. T. D. V. O. **Estudo da malária aviária e outros hemoparasitas em pinguins na costa atlântica da América do Sul.** 2014. 250 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, São Paulo, 2014.
- VETTERLING, J. M.; JERVIS, H. R.; MERRILL, T. G.; SPRINZ, H. *Cryptosporidium wrairi* sp. n. from the guinea pig *Cavia porcellus*, with an emendation of the genus. **The Journal of Protozoology**. v. 18, p. 243–247, 1971.

VOOREN, C. M.; FERNANDES, A. C. **Guia de albatrozes e petréis do sul do Brasil**. Porto Alegre: Sagra, 1989.

WARHAM, J. **The Petrels: their ecology and breeding systems**. London, USA: Academic Press, 1990.

WILCOX, C.; SEBILLE, E. V.; HARDESTY, B. D. Threat of plastic pollution to seabirds is global, pervasive and increasing. **Proceedings of the National Academy of Sciences**. v. 112, p. 11899–11904.

XIAO, L.; SULAIMAN, I.; FAYER, R.; LAL, A. A. Species and strainspecific typing of *Cryptosporidium* parasites in clinical and environmental samples. **Memorial do Instituto Oswaldo Cruz**. v. 93, n; 5, p. 687–692, 1998.

XIAO, L.; FAYER, R. Molecular characterization of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. **International Journal for Parasitology**. v. 38, n. 11, p. 1239–1255, 2008.

XIAO, L. Molecular epidemiology of criptosporidiosis: an update. **Experimental Parasitology**. v. 124, p. 80–89, 2010.

YOUNG, E. C. Dispersal from natal territories and the origin of cooperatively polyandrous breeding groups in the Brown Skua. **Condor**. v. 100, p. 335–342, 1998.

ZAHEDI, A. *et al.*. Public health significance of zoonotic *Cryptosporidium* species in wildlife: critical insights into better drinking water management. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**. v. 5, p. 88–109, 2016.