



Identificação e Classificação de Patógenos com Risco Potencial de Impactar as Populações de Cetáceos Marinhos, como Critério para Efetivação de Ações de Conservação: Revisão de Literatura

Fernanda Löffler Niemeyer Attademo^{1,2*}, Andrei Manoel Brum Febrônio³, Adriana Castaldo Colosio⁴, Camila Domit³, Crisitiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas⁵, Fábila de Oliveira Luna¹, José Luíz Catão-Dias⁶, Katia Regina Groch⁷, Lara Borges Keid⁸, Leandro Aranha⁹, Milton César Calzavara Marcondes⁴, Radan Elvis Matias de Oliveira¹⁰, Samira Costa-Silva¹¹ e Salvatore Siciliano¹²

Recebido em 31/05/2022 – Aceito em 25/04/2023

- ¹ Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade/ICMBio, Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Mamíferos Aquáticos/CMA, Santos/SP, Brasil. CEP: 11.050-031. <niemeyerattademo@yahoo.com.br, fabia.luna@icmbio.gov.br>.
* Contato principal.
- ² Laboratório de Ecologia, Comportamento e Conservação/LECC, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal/PPBA, Departamento de Zoologia, Universidade Federal de Pernambuco/UFPE, Recife/PE, Brasil. CEP: 50.740-600. <niemeyerattademo@yahoo.com.br>.
- ³ Laboratório de Ecologia e Conservação, Centro de Estudos do Mar, Universidade Federal do Paraná/UFPR, Paraná/PR, Brasil. CEP: 83.255-000. <a.brumvet@gmail.com, cadomit@gmail.com>.
- ⁴ Instituto Baleia Jubarte/IBJ, Caravelas/BA, Brasil. CEP: 45.900-000. <adriana.colosio@baleiajubarte.org.br, milton.marcondes@baleiajubarte.org.br>.
- ⁵ Associação R3 Animal. Florianópolis/SC, Brasil. CEP: 88.060-000. <criskolesnikovas@gmail.com>.
- ⁶ Departamento de Patologia, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia/FMVZ, Universidade de São Paulo/USP, São Paulo/SP, Brasil. CEP: 05.508-270. <zecatao@usp.br>.
- ⁷ Texas A&M University, Department of Veterinary Pathobiology, College of Veterinary Medicine & Biomedical Science, Raymond Stotzer Pkwy, College Station, Texas, USA. ZIP: 77843. <katia.groch@gmail.com>.
- ⁸ Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos/FZEA, Departamento de Medicina Veterinária/DMV, Universidade de São Paulo/USP, Pirassununga/SP, Brasil. CEP: 13.635-900. <larakeid@usp.br>.
- ⁹ Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis/IBAMA, Superintendência do IBAMA em Santa Catarina. Florianópolis/SC, Brasil. CEP: 88.010-102. <leandro.aranha@ibama.gov.br>.
- ¹⁰ Centro de Estudos e Monitoramento Ambiental/CEMAM, Natal/RN, Brasil. CEP: 59.082-260. <radan.elvis@gmail.com>.
- ¹¹ Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal/DMVPSA, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia/FMVZ, Universidade de São Paulo/USP, São Paulo/SP, Brasil. <costasilva.samira@gmail.com>.
- ¹² Departamento de Ciências Biológicas, Escola Nacional de Saúde Pública/ENSP, Rio de Janeiro/RJ, Brasil. CEP: 21.041-210. <gemmlagos@gmail.com>.

RESUMO – Os planos de ação nacional de espécies ameaçadas de extinção no Brasil vêm sendo uma importante ferramenta de gestão para a conservação. O planejamento de ações voltadas para os cetáceos iniciou-se em 1997, porém, apesar das questões relacionadas à saúde dos cetáceos já sinalizarem uma preocupação desde o início, somente no atual ciclo (2019-2024) ações específicas para a identificação de patógenos foram incluídas. Este estudo teve como objetivo realizar um levantamento dos patógenos com potencial de impacto aos cetáceos marinhos no Brasil, incluindo aqueles já relatados no país e os que podem vir a ser identificados. O levantamento de trabalhos foi realizado em múltiplas plataformas e sem restrição de período, no entanto não foi uma busca com base em abordagem sistemática. Foram identificados vírus, bactérias, fungos e parasitas com potencial de impacto, podendo afetar a longevidade, reprodução ou causar a mortalidade das espécies, além de alguns possuírem potencial zoonótico. O levantamento elucida a diversidade de patógenos que podem acometer os cetáceos, assim como serve de base para monitoramentos de parâmetros de saúde da fauna marinha frente à preocupação dos cenários futuros relacionados às doenças emergentes. Com isso, conclui-se que para a conservação dos cetáceos no Brasil é importante a realização do estudo de revisão, como uma *baseline* para a identificação de patógenos que possam afetar as populações de



cetáceos no país. Além disso, incentivar à implementação de diagnósticos de doenças nos espécimes acessados pelas instituições de pesquisa, sempre reportando a informação para orientar o manejo e a conservação desses mamíferos.

Palavras-chave: Agente infeccioso; causa mortis; diagnóstico; epidemia; mortalidade.

Identification and Classification of Pathogens with Potential Risk of Impacting Marine Cetacean Populations, as a Criterion for Implementing Conservation Actions: Review

ABSTRACT – The National Action Plans for Endangered Species in Brazil have been an important management tool for conservation. The planning of actions aimed at cetaceans began in 1997, however, despite issues related to the health of cetaceans already signaling a concern from the beginning, only in the current cycle (2019-2024) specific actions for the identification of pathogens were included. This study aimed to carry out a survey of pathogens with potential impact on marine cetaceans in Brazil, including those already reported in the country and those that may be identified. The work survey was carried out on multiple platforms and without period restriction, however it was not a search based on a systematic approach. Viruses, bacteria, fungi and parasites with potential impact were identified, which could affect the longevity, reproduction or cause mortality of the species, in addition to some having zoonotic potential. The survey elucidates the diversity of pathogens that can affect cetaceans, as well as serving as a basis for monitoring the health parameters of marine fauna in the face of concerns about future scenarios related to emerging diseases. With this, it is concluded that for the conservation of cetaceans in Brazil it is important to carry out the review study, as a baseline for the identification of pathogens that may affect cetacean populations in the country. In addition, encourage the implementation of disease diagnoses in specimens accessed by research institutions, always reporting information to guide the management and conservation of these mammals.

Keywords: Infectious agent; cause of death; diagnosis; epidemic; mortality.

Identificación y Clasificación de Patógenos con Riesgo Potencial de Impacto para Poblaciones de Cetáceos Marinos, como Criterio para la Implementación de Acciones de Conservación: Revisión de Literatura

RESUMEN – Los planes nacionales de acción para especies amenazadas de Brasil han sido una importante herramienta de gestión para la conservación. La planificación de acciones dirigidas a los cetáceos comenzó en 1997, sin embargo, a pesar de que los temas relacionados con la salud de los cetáceos ya señalaban una preocupación desde un inicio, recién en el ciclo actual (2019-2024) se incluyeron acciones específicas para la identificación de patógenos. Este estudio tuvo como objetivo realizar un estudio de patógenos con impacto potencial en los cetáceos marinos en Brasil, incluidos los ya reportados en el país y aquellos que pueden ser identificados. La encuesta laboral se realizó en múltiples plataformas y sin restricción de periodos, sin embargo no fue una búsqueda basada en un enfoque sistemático. Se identificaron virus, bacterias, hongos y parásitos con impacto potencial, que podrían afectar la longevidad, la reproducción o provocar la mortalidad de la especie, además de algunos con potencial zoonótico. El estudio esclarece la diversidad de patógenos que pueden afectar a los cetáceos, además de servir de base para monitorear los parámetros de salud de la fauna marina ante las preocupaciones sobre escenarios futuros relacionados con enfermedades emergentes. Con esto, se concluye que para la conservación de los cetáceos en Brasil es importante realizar el estudio de revisión, como línea base para la identificación de patógenos que puedan afectar las poblaciones de cetáceos en el país. Además, fomentar la implementación de diagnósticos de enfermedades en especímenes accedidos por instituciones de investigación, reportando siempre información que oriente el manejo y conservación de estos mamíferos.

Palabras clave: Agente infeccioso; causa de la muerte; diagnóstico; epidemia; mortalidade.

Introdução

A avaliação de parâmetros populacionais e de saúde das espécies da fauna e flora ameaçadas de extinção é uma das ferramentas utilizadas mundialmente para a conservação. A avaliação de saúde inclui o levantamento de patógenos e as características de doenças associadas, como por exemplo os potenciais de virulência, patogenicidade e zoonótico. A avaliação da condição de saúde da fauna de mamíferos marinhos é identificada como prioritária por grupos de especialistas do comitê científico da Comissão Internacional Baleeira (CIB) e contribui com as discussões e demandas identificadas pelo Plano de Ação da Década do Oceano, sendo a saúde oceânica um dos resultados esperados.

Nesse sentido, cada espécie pode ser avaliada em nível global, pela União Internacional para Conservação da Natureza (IUCN). No Brasil, a avaliação é realizada pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), e em alguns locais, em nível regional pelos estados ou municípios (IUCN, 2017; ICMBio, 2018; Souza et al., 2018). Em todas essas esferas, a metodologia base adotada para avaliação é a da IUCN, a qual determina por meio de critérios relacionados à dinâmica da população e exposição a riscos, em qual categoria de ameaça a espécie se encontra (Souza et al., 2018). Dentre estes, pode-se destacar o critério “A” (Redução da população – passada, presente e/ou projetada), o qual, entre outros fatores, pode se basear nos efeitos dos patógenos para a redução da população da espécie avaliada (IUCN, 2017).

Os cetáceos são considerados sentinelas ambientais e sua saúde pode refletir distúrbios espaço-temporais de origem antropogênica ou naturais (Bossart, 2011a). A ocorrência de patógenos ou doenças infecciosas é um dos fatores que pode impactar as populações de cetáceos e interferir com a abundância das populações, causando altas mortalidades, reduzindo o sucesso reprodutivo e aumentando a suscetibilidade dos animais a outras doenças (Van Bresse et al., 2009). Ao longo dos anos, diversos patógenos foram identificados globalmente como causadores de episódios de encalhe e mortalidade e, de fato,

representam um risco potencial para a vida e conservação das espécies (Groch et al., 2020a). Apesar do crescente aumento do conhecimento sobre as doenças que podem afetar os cetáceos, o acesso à informação, seja pela dificuldade de coleta de amostras dos animais em vida livre, pela escassez de capacidade diagnóstica de patógenos específicos ou pelos altos custos para a realização de exames laboratoriais, é um grande desafio. Além disso, o entendimento quanto aos potenciais efeitos dos patógenos nas populações e consequências ecológicas demandam avanços científicos e abordagens metodológicas multidisciplinares. Dessa forma, caracterizar o respectivo patógeno dentre as ameaças para as espécies de cetáceos e incorporar as medidas de controle dos agentes nas ações de manejo e de conservação desses mamíferos.

Nesse contexto, a avaliação de risco de extinção de cetáceos marinhos, realizada no ciclo de 2009 até 2014 analisou 43 espécies de cetáceos, sendo seis considerados em algum grau de ameaça e uma como quase ameaçada (NT) (MMA, 2014; ICMBio, 2019). Para a determinação do risco de extinção dessas espécies foi utilizado, de maneira geral, apenas o critério “A”, sendo que para ao menos três espécies, o efeito de possíveis patógenos poderia interferir diretamente na ameaça de declínio da população (MMA, 2014; ICMBio, 2018). Dessa forma, na missão de construir ferramentas para a conservação de cetáceos marinhos ameaçados de extinção no Brasil, por meio do Plano de Ação Nacional para Conservação de Cetáceos Marinhos (PAN Cetáceos Marinhos), foi proposta a ação 3.3 (listar os patógenos com potencial de impactar as populações de cetáceos marinhos), a ser implementada entre 2019 e 2024 (ICMBio, 2019).

PANs Cetáceos Marinhos

Os planos nacionais de conservação (PANs) dos mamíferos aquáticos ameaçados de extinção são ferramentas de políticas públicas coordenadas pelo ICMBio, direcionados às espécies ameaçadas conforme classificação do Ministério do Meio Ambiente. Esses documentos são elaborados pelo ICMBio de forma conjunta e participativa com

pesquisadores especializados nas espécies alvo, bem como representantes da sociedade civil que realizam atividades com interação com as espécies, tais como pescadores, pessoas ligadas ao turismo e outras. Atualmente, os PANs são confeccionados para ciclos de cinco anos, onde são propostas as ações de conservação prioritárias para as espécies ameaçadas dos taxa de cada documento.

Os cetáceos marinhos vêm sendo objeto de ações conservacionistas promovidas pelo Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Mamíferos Aquáticos (CMA) do ICMBio, possuindo atualmente sob responsabilidade do Centro, i) Plano de Ação Nacional para Conservação de Mamíferos Aquáticos Amazônicos Ameaçados de Extinção (PAN Mamíferos Aquáticos Amazônicos) (ICMBio, 2019a); e ii) Plano de Ação Nacional para Conservação de Cetáceos Marinhos Ameaçados de Extinção (PAN Cetáceos Marinhos) (ICMBio, 2019b) e o PAN Peixe-boi-marinho (ICMBio, 2018b)

O primeiro PAN de mamíferos aquáticos no Brasil foi elaborado em 1997 pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) e pelo Grupo de Trabalho Especial de Mamíferos Aquáticos (GTEMA), criado por meio da Portaria IBAMA nº 2.097 de 20 de dezembro de 1994, formado pelo governo federal, pesquisadores de universidades e de organizações não-governamentais. O GTEMA foi criado tendo como objetivos identificar e definir os problemas mais urgentes que afetavam os mamíferos aquáticos no Brasil e direcionar ações prioritárias para a pesquisa e conservação dessas espécies. O grupo foi também responsável por monitorar as ações e contribuir com a realização delas em seu aperfeiçoamento e execução. A primeira versão do documento, elaborada em 1997, teve validade até o ano 2000. Posteriormente, o documento foi revisado, sendo elaborada a segunda versão do plano de ação em 2001 (IBAMA, 2001), sendo novamente revisado e validado em 2005.

No que se refere aos cetáceos marinhos, o ciclo de 2010 até 2015 contou com três PANs: i) Plano de Ação para a Conservação do Pequeno

Cetáceo e Toninha (ICMBio, 2010); ii) Plano de Ação para a Conservação de Mamíferos Aquáticos – Pequenos Cetáceos (ICMBio, 2011a); e iii) Plano de Ação para a Conservação de Mamíferos Aquáticos Grandes Cetáceos e Pinípedes (ICMBio, 2011b). Atualmente, os cetáceos possuem três PANs em vigor: i) PAN Mamíferos Aquáticos Amazônicos; ii) PAN Cetáceos Marinhos; e iii) PAN Toninha – Ciclo 2.

Nos primeiros planos de ação, a preocupação com a saúde dos animais já era verificada de forma indireta, por meio de ações relacionadas à identificação de contaminantes ou das causas morte dos espécimes analisados. Entretanto, somente nos atuais ciclos relacionados à cetáceos passaram a existir ações específicas para a identificação de patógenos com potencial impacto para populações brasileiras, bem como a proposição de ações de monitoramento da saúde dos animais e do ambiente relacionada aos patógenos identificados. Com isso, surgiu a necessidade de elaboração de uma lista de possíveis patógenos que poderiam afetar as populações brasileiras, sejam por registros já realizados ou com potencial de afetar estas mesmas populações, se propondo pelo grupo de pesquisadores o presente estudo de revisão de literatura.

Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo realizar uma revisão dirigida da literatura disponível sobre os patógenos descritos em cetáceos marinhos do Brasil e patógenos selecionados, não ainda relatados na costa brasileira, porém com potencial de impactar as populações de cetáceos no país, conforme ação prioritária no PAN cetáceos marinhos.

Material e Método

No período janeiro a abril de 2022, foi realizada uma revisão histórica e metodológica do PAN Cetáceos Marinhos, com foco em aspectos de saúde dos animais. Esse trabalho foi desenvolvido por um grupo de trabalho (GT) formado por pesquisadores colaboradores das ações 3.3 e 3.9 do PAN cetáceos marinhos, composto por 14



pesquisadores representantes de 14 instituições, tais como universidades, organizações não-governamentais e instituições governamentais, entre elas o próprio ICMBio, todas atuantes em pesquisas relacionadas à cetáceos marinhos. Dessa forma, o estudo não foi realizado por meio revisão bibliográfica sistemática e como base deste trabalho o GT realizou um levantamento dos agentes patogênicos com potencial impacto aos cetáceos, utilizando para isso a experiência coletiva do grupo de especialistas na área científica, incluindo as pesquisas realizadas pelos integrantes e literatura disponível e reunida previamente por esses especialistas. Esse levantamento teve por base abordagem de avaliação rápida (Van der Sluijs et al., 2008) para a apresentação de estudos sobre as ações de conservação relacionadas à saúde dos cetáceos no Brasil.

Revisão bibliográfica

O grupo foi coordenado pelo Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Mamíferos Aquáticos (CMA) e composto por especialistas de diversas áreas e instituições ambientais. A revisão foi construída e é apresentada para subsidiar a gestão, de acordo com as ações propostas durante a elaboração do PAN cetáceos relacionadas ao tema de saúde dos cetáceos.

Para realizar a escolha dos materiais bibliográficos analisados, foram utilizados dois tipos de classificações: i) patógenos com histórico internacional de acometimento em cetáceos (potencialmente podem ocorrer no Brasil); e ii) patógenos detectados em cetáceos no Brasil. Posteriormente, todos os patógenos foram categorizados quanto ao potencial de causar riscos para os cetáceos; para isso, os critérios utilizados foram agrupados em quatro tipos: i) índices altos de mortalidade; ii) causadores de doenças reprodutivas; iii) capacidade de afetar a

longevidade dos animais (em termos individuais ou populacional); e iv) potencial zoonótico, considerando que alguns patógenos identificados podem estar em mais de um categoria de risco. Foram também verificados, no Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), relatos de patógenos em cetáceos no acesso público (<https://simba.petrobras.com.br/simba/web/sistema/>).

Para a melhor compreensão do texto, uma vez que um mesmo patógeno pode ser descrito em mais de uma classificação, a discussão foi dividida de acordo com a classificação biológica dos patógenos, ou seja, foram divididos em: i) vírus; ii) bactérias; iii) fungos; e iv) parasitas (protozoários, helmintos e trematódeos). Em cada um desses, sendo especificadas as localidades que foram registrados e seus respectivos riscos aos cetáceos.

Resultados

Patógenos detectados em cetáceos marinhos no Brasil

Para a elaboração do mapa, foram selecionados os patógenos de maiores abrangências nas pesquisas realizadas, sendo eles: Vírus: Morbilivírus, Herpesvírus, Poxvírus; Bactéria: *Brucella* spp., *Streptococcus* spp., *E. coli*, *Klebsiella pneumoniae* e *Enterobacter kobei*; Fungos: *Aspergillus* spp., *Paracoccidioides* (*Paracoccidiomycose ceti*); Parasitos: *Toxoplasma gondii* e *Sarcocystis* spp., *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* sp.; *Nasitrema* spp., *Halocercus* spp. e *Crassicauda* spp. (Figura 2). Por se tratar de uma revisão de literatura, esses patógenos não foram identificados durante a pesquisa, porém, a referência e demais informações de cada um dos patógenos foi identificada no item ao que se refere o agente.

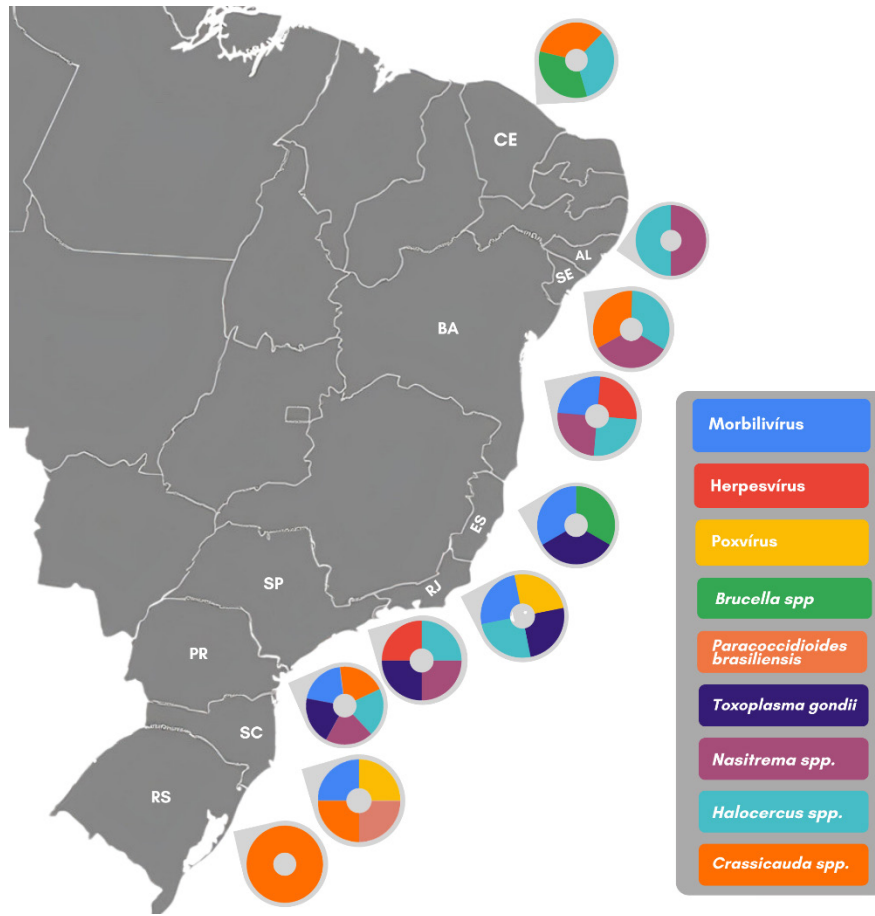


Figura 2 – Mapa dos patógenos identificados no Brasil de acordo com cada estado. Elaboração Giuliani Manfredini.

Potencial dos patógenos em causar impactos populacionais

A Figura 3 resume os achados da listagem de patógenos identificadas e evidencia as informações relatadas na literatura quanto ao

potencial desses patógenos em causar impacto nas populações de cetáceos em relação a: i) mortalidade; ii) fecundidade; iii) longevidade; e iv) potencial zoonótico, assim como se já foram ou não registradas no país.

		Potencial impacto do patógeno				Registrado no Brasil
		↑ Mortalidade	↓ Reprodução	↓ Longevidade	Zoonose	
Vírus	Morbillivírus	SIM	SIM	SIM	NÃO	SIM
	Herpesvírus	SIM	SIM	SIM	NÃO	SIM
	Poxvírus	SIM	SIM	SIM	NÃO	SIM
	Papilomavírus	SIM	SIM	SIM	NÃO	NÃO
Bactérias	<i>Brucella</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Leptospira</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	NÃO
	<i>E. coli</i>	SIM	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>E. rhusiopathiae</i>	SIM	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>Nocardia</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	NÃO
	<i>Streptococcus</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Staphylococcus</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Vibrio</i> spp.	SIM	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>Aeromonas</i> spp.	SIM	NÃO	SIM	NÃO	SIM
Fungos	<i>Aspergillus</i> sp.	SIM	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>Zygomycetes</i> spp.	SIM	NÃO	SIM	SIM	NÃO
	<i>P. brasiliensis</i>	SIM	Não	SIM	SIM	SIM
Parasitas	<i>T. gondii</i>	SIM	Sim	SIM	SIM	SIM
	<i>Sarcocystis</i> spp.	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	NÃO	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>Giardia</i> sp.	NÃO	NÃO	SIM	SIM	SIM
	<i>Halocercus</i> spp	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Crassicauda</i> spp	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
	<i>Nasitrema</i> spp	SIM	SIM	SIM	NÃO	SIM

Figura 3 – Listagem dos patógenos com potencial impacto aos cetáceos, destacando os tipos de risco que podem causar e se já foram registradas ou não no Brasil. Elaboração: autores.

Vírus

Morbilivírus

O Morbilivirus dos cetáceos (CeMV) pertence à família *Paramyxoviridae*, sendo subclassificado em sete variantes que potencialmente consistem em três distintas linhagens de CeMV. As variantes de CeMV recebem o nome conforme a espécie em que foi detectada pela primeira vez, porém, em geral, podem infectar múltiplas espécies de cetáceos. As variantes atualmente conhecidas são: morbilivírus da toninha-do-porto (*Phocoena phocoena*) (PMV) (Barrett et al., 1993), morbilivírus de golfinho (DMV) descrito pela primeira vez em golfinhos-lustrado (*Stenella coeruleoalba*) no Mediterrâneo (Domingo et al., 1992), morbilivírus das baleia-piloto-de-peitorais-curtas (*Globicephala melas*) (PWMV) em Nova Jersey (Taubenberger et al., 2000), morbilivírus da baleia-bicuda-de-Longman (*Indopacetus pacificus*) (BWMV), no Havaí (West et al., 2013), morbilivírus do boto-cinza (*Sotalia guianensis*) (GDMV), Brasil (Groch et al., 2014) e uma variante detectada na Austrália em um golfinho-nariz-de-garrafa-do-Indo-pacífico (*Tursiops aduncus*) (Stephens et al., 2014) e recentemente o morbilivírus do golfinho-de-Fraser (*Lagenodelphis hosei*) (FDMV) (West et al., 2021).

O morbilivírus é extremamente contagioso, causa doença multissistêmica grave e imunossupressão nos animais infectados, com altos índices de morbidade e mortalidade. Geralmente, o morbilivírus é transmitido por aerossóis, infecta o epitélio do trato respiratório superior, se replica em células linfoides (macrófagos e linfócitos) e se dissemina pela circulação sanguínea, causando linfopenia, pneumonia, meningoencefalite e gastroenterite. Há possibilidade também de transmissão por contato direto cutâneo, excreção urinária, transmissão sexual e transmissão vertical (Schulman et al., 1997; Fernandez et al., 2008; Di Guardo et al., 2011; West et al., 2015; Groch et al., 2018; Kemper et al., 2018; Groch et al., 2020). Pode ter efeitos a longo prazo na dinâmica das populações de cetáceos, como infecção enzoótica ou epizootias recorrentes (Van Bressemer et al., 1999)

Diversos aspectos da patogênese e epidemiologia da morbilivirose ainda precisam ser estudados. Os cetáceos podem apresentar diferenças na suscetibilidade à morbilivirose conforme a espécie, idade, variante de CeMV,

e estágio da infecção, havendo variações na apresentação clínica, na severidade e na extensão das lesões. Os sinais clínicos incluem condição corporal ruim, desorientação, apatia, tremores musculares, dispneia, úlceras na boca, aumento da carga parasitária na pele e convulsões (Rijks et al., 2012). Em botos-cinza foram documentados emaciação, lesões de pele, algumas ulceradas, respiração laboriosa e ruidosa, e sinais de ataxia, incluindo dificuldade de natação, manutenção do curso, equilíbrio e flutuabilidade (Flach et al., 2019). Há também a possibilidade de ocorrência de infecções subclínicas (Bossart et al., 2011b). O tipo de lesão produzida e o curso da infecção podem ser influenciados por numerosos fatores incluindo a idade, a imunocompetência do hospedeiro no momento da exposição, propriedades da variante viral, e do momento em que as lesões são examinadas. Os golfinhos-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*), os golfinhos-lustrados (*Stenella coeruleoalba*) e os botos-cinza estão entre os mais suscetíveis, com surtos epizooticos fatais (Domingo et al. 1992; Lipscomb et al., 1994; Groch et al. 2018a). Com frequência, os animais apresentam imunossupressão profunda e podem sucumbir devido a infecções oportunistas ou exacerbação de infecções parasitárias pré-existentes. Em consequência, a pneumonia, depleção linfóide e meningoencefalite são sobrepostas ou mascaradas pela resposta inflamatória aos patógenos oportunistas (Domingo et al., 1992; Stephens et al., 2014; Díaz-Delgado et al., 2019; Groch et al., 2020a).

No Brasil, uma variante distinta de CeMV, chamada de GDMV (*Guiana dolphin morbillivirus*), foi descrita pela primeira vez em um boto-cinza que encalhou no estado do Espírito Santo, Brasil, em 2010 (Groch et al., 2014). A infecção por GDMV causou um evento de mortandade em massa no final de 2017 e início de 2018, na Baía da Ilha Grande e Baía de Sepetiba, no Rio de Janeiro, causando a morte de pelo menos 277 botos-cinza num período de cinco meses (Groch et al., 2018; Groch et al., 2020a; Cunha et al., 2021). Estudos retrospectivos indicam que o GDMV é endêmico e amplamente disseminado, afetando múltiplas espécies de cetáceos na costa brasileira (Groch et al., 2019; Groch et al., 2020b; Groch, 2021), enquanto a variante DMV (*Dolphin morbillivirus*) que é mais comum no hemisfério norte, também ocorre no Brasil, porém com menor prevalência (Groch, comunicação pessoal).

Herpesvírus

Os herpesvírus pertencem à família Herpesviridae e são compostos de três subfamílias: *Alfaherpesvirinae*, *Betaherpesvirinae* e *Gammaherpesvirinae* (ICTV, 2019). Os herpesvírus em mamíferos marinhos podem causar infecções subclínicas, localizadas ou sistêmicas e fatais (Saliki et al., 2006). A infecção por herpesvírus em cetáceos foi descrita pela primeira vez em Belugas (*Delphinapterus leucas*) no Canadá há mais de 30 anos (Martineau et al., 1988). Atualmente diversas espécies de cetáceos já foram descritas com infecções por herpesvírus, tanto em cetáceos marinhos quanto em fluviais em todo o mundo (Arbelo et al., 2012; Melero et al., 2015; Sacristán et al., 2019; Sacristán et al., 2021).

Até o presente momento só foram identificadas em cetáceos infecções causadas por *Alfaherpesvírus* e *Gamaherpesvírus*. As infecções por *Gammaherpesvirus* frequentemente estão associadas a lesões mucosas e cutâneas (Saliki et al., 2006), enquanto os *Alfaherpesvírus* estão mais associados a infecções sistêmicas (Blanchard et al., 2001), encefalites não supurativas (Sierra et al., 2014), nefrites intersticiais (Arbelo et al., 2012) e dermatites supurativas (Manire et al., 2006).

No Norte do Brasil, estado do Pará, um caso de lesões genitais associadas ao herpesvírus foi positivo para a subfamília *Gammaherpesvirinae* em um espécime adulto de boto-cinza recém-morto e encontrado preso em uma rede de pesca (Seade et al., 2017). Além disso, *Alfaherpesvírus* foi relatado em pele, rim, fígado e sangue de um boto-cinza encontrado encalhado em Linhares, Espírito Santo, assim como em uma cachalote-anã (*Kogia sima*) e em um golfinho-pintado-do-Atlântico (*Stenella frontalis*) (Sacristan et al., 2019). Em boto-rosa-da-Amazônia (*Inia geoffrensis*) foi reportado *Gammaherpesvírus* associado a lesão de pele em nadadeira caudal (Sacristán et al., 2019). Corpos de inclusão intranucleares consistentes com herpesvírus foram observados no linfonodo de uma toninha em exames histopatológicos. Exames de PCR detectaram um novo *Gammaherpesvirus* na Amazônia. (Novoselecki et al., 2021).

Poxvírus

O poxvírus é o responsável pela “Doença da tatuagem” em cetáceos, por produzirem uma hiperpigmentação da pele dos indivíduos afetados, com características semelhantes a uma “tatuagem” (Domiciano et al., 2012). São vírus da família Poxviridae e informações genéticas obtidas até o momento de poxvírus identificados em cetáceos indicam que sejam similares a outros vírus pertencentes à subfamília Chordopoxvirinae, mas não classificados nos gêneros existentes (Rodrigues et al., 2020). O poxvírus dos cetáceos tem distribuição global, com infecções relatadas em animais de cativeiro e vida livre (Flom e Houk, 1979; Geraci et al., 1979; Fury et al., 2012; Hart et al., 2012; Barnett et al., 2015; Fiorito et al., 2016; Cocumelli et al., 2018; Powell et al., 2018; Sacristán et al., 2019). Em geral, ocorre resolução das lesões na medida em que há desenvolvimento de imunidade. A imunidade, porém, parece não ser duradoura e a persistência ou recrudescência das lesões são comuns (Smith et al., 1983; Van Bresseem et al., 2003; Croft et al., 2020), o que pode indicar persistência do vírus por evasão da resposta imune, exposição a condições imunossupressoras ou mesmo novas infecções. Acredita-se que a incidência da doença da tatuagem esteja associada à degradação ambiental e imunidade comprometida (Van Bresseem et al., 2007).

Em populações de cetáceos onde o vírus já esteja circulante, a tendência é que não ocorram grandes mortalidades, entretanto em locais onde a população não possua imunidade ao vírus, este pode causar infecções severas, principalmente em indivíduos imunodeprimidos (Domiciano et al., 2012). A doença parece ser mais frequente em animais juvenis, o que pode estar relacionado à perda da imunidade materna nesta fase (Van Bresseem et al., 1999).

A infecção tem distribuição global, com relatos em cetáceos de cativeiro e vida livre, das seguintes espécies: *Truncatus aduncus*, *Truncatus truncatus*, *Stenella coeruleoalba*, *Steno bredanensis*, *Delphinus delphis*, *Delphinus capensis*, *Phocoena phocoena*, *Phocoena spinipinnis*, *Lagenorhynchus acutus*, *Lagenorhynchus obscurus*, (Flom e Houk, 1979; Geraci et al., 1979; Britt e Howard, 1983; Van

Bressemer et al., 1993; Maldini et al., 2010; Fury et al., 2012; Van Bressemer et al. 2006). O poxvírus associado à dermatite proliferativa e inclusões intracitoplasmáticas anofílicas, foram registradas em vários botos-cinza no Brasil (Sacristan et al., 2018).

Papilomavírus

O papilomavírus pertence à família Papovaviridae, é bastante específico e virulento para as espécies de cetáceos infectadas e aparentemente não causa danos à saúde humana (Kennedy-Stoskopf, 2001). É possível observar nos animais doentes lesões verrucosas ou papilomas na superfície da pele e nas mucosas oral, genital e do sistema gástrico, sendo que em alguns casos podem evoluir para hiperplasia benigna ou maligna associadas a complicações devido infecções bacterianas secundárias (Van Bressemer et al., 1999; Kennedy-Stoskopf, 2001; Bossart, 2007).

Quando transmitidos de forma venérea, as lesões na mucosa genital, podem dificultar a cópula e impedir a reprodução, alterando a dinâmica populacional (Van Bressemer et al., 1999). Em alguns casos, foram encontrados em papilomas linguais e genitais, associados a carcinomas tanto em *Tursiops truncatus* de cativeiro quanto de vida livre (Bossart, 2007). Os animais que desenvolvem os papilomas linguais ou no sistema digestório podem apresentar emagrecimento severo e morte, devido ao comprometimento de ingerir os alimentos, como no caso das 24 belugas (*Delphinapterus leucas*) que foram necropsiadas em St. Lawrence River, Canadá, que apresentaram papilomas no estômago principal (De Guise et al., 1994). O fato do patógeno comprometer severamente a saúde dos animais e a população das espécies atingidas, faz-se necessária uma investigação minuciosa nos animais necropsiados na costa brasileira.

Bactérias

Brucella spp.

O gênero *Brucella* contempla 12 espécies, sendo nos mamíferos aquáticos a infecção natural associada a duas espécies descritas por Foster et al. (2007): *Brucella ceti*, que tem os cetáceos como hospedeiros principais, e *Brucella*

pinnipedialis, que vem sendo identificada principalmente em pinípedes e com raros relatos de infecção em cetáceos (Whatmore et al., 2017; Davison et al., 2021a,b). Desde as primeiras descrições, realizadas em 1994, infecções por *B. ceti* vêm sendo reportadas em diversas espécies de cetáceos mundialmente (Hernández-Mora et al., 2013; Whatmore et al., 2017). Não há descrições de infecções naturais em cetáceos causadas por espécies de *Brucella* sp. provenientes de animais domésticos, como *Brucella melitensis*, *Brucella abortus* e *Brucella suis*.

A infecção por *B. ceti* causa infecções crônicas e persistentes, com lesões e sinais clínicos de severidade variável e que podem ser associados ao encalhe e mortalidade de animais (Sanchez-Sarmiento et al., 2018a; Foster et al., 2002). Infecções assintomáticas, nas quais lesões e sinais clínicos característicos da infecção não foram verificados, a despeito da comprovação da presença da bactéria em tecidos animais, também foram descritas (Foster et al., 2002; Sánchez-Sarmiento et al., 2018a). Presume-se que estas infecções sejam causadas por *B. ceti*, que tem os cetáceos como principais hospedeiros, mas a confirmação laboratorial das espécies e variantes genéticas de *Brucella* circulantes em cetáceos no Brasil não foi realizada até o momento.

A transmissão da infecção entre os animais possivelmente ocorre pelo contato oronasal com fetos, placenta, secreções genitais, respiratórias, urina, fezes, por lesões cutâneas e pela ingestão de leite, colostro ou ainda de peixes e nematoides infectados por *B. ceti*. Há ainda a possibilidade de transmissão durante a cópula, assim como das fêmeas gestantes para os fetos pela via intrauterina (Foster et al., 2002; Guzmán-Verri et al., 2012).

No Brasil, as primeiras infecções por *Brucella* spp. em mamíferos marinhos foram reportadas por Attademo et al. (2018) e Sánchez-Sarmiento et al. (2018b) em dois exemplares de *Stenella clymene* encalhados, respectivamente, nos estados de Alagoas e Ceará. Desde então, casos de infecção assintomática, aguda e crônica foram evidenciadas em oito diferentes espécies de cetáceos no país (*Feresa attenuata*, *Globicephala macrorhynchus*, *Peponocephala electra*, *Pontoporia blainvillei*, *Sotalia guianensis*, *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus*) por meio de métodos de diagnóstico baseados em ensaios de imunohistoquímica, na detecção de anticorpos anti-*Brucella* circulantes e/ou por meio da detecção do material genético

bacteriano em tecidos dos animais investigados (Sanchez-Sarmiento et al., 2018a; 2019; Groch et al., 2020a; Sousa et al., 2021).

Nos cetáceos, a infecção por *B. ceti* foi associada a casos de abortamento e natimortalidade decorrentes de placentite, além de orquite e epididimite (Guzmán-Verri et al., 2012) e um estudo recente relata que algumas variantes genéticas de *B. ceti* possam estar mais associadas a lesões no trato reprodutivo (Curtiss et al., 2022). Apesar dos casos relatados, o impacto populacional dos problemas reprodutivos nas diversas espécies de cetáceos necessita ser determinado. Estudos foram conduzidos em populações de *T. truncatus* nos Estados Unidos com avaliações temporais de parâmetros biológicos em animais encalhados, juntamente com a investigação de infecção por *Brucella*. Os resultados indicaram um aumento da mortalidade fetal e/ou neonatal coincidindo com o período do ano em que há concentração de nascimentos da espécie nas regiões avaliadas. Foi relatado ainda uma maior positividade para *Brucella* neste período, quando comparado a dados obtidos de anos anteriores (Colegrove et al., 2016; McFee et al., 2020). Nos estudos citados, não foi possível determinar, inequivocamente, que a infecção por *B. ceti* seja a causa primária de mortalidade fetal e/ou neonatal, pois outras condições potencialmente capazes de afetar o desempenho reprodutivo dos animais não foram analisadas. Ainda assim, estes resultados indicam a importância da realização de estudos epidemiológicos para melhor determinar o impacto reprodutivo em populações de cetáceos.

Além das manifestações reprodutivas, associadas a mortalidade de fetos e neonatos, a infecção por *B. ceti* pode causar lesões nos sistemas mononuclear-fagocítico, osteoarticular, respiratório, cardiovascular e nervoso central, comprometendo também a sobrevivência de cetáceos adultos. Há relatos de comprometimentos hepático, esplênico e renal, além de osteomielite, osteoartrite, endocardite, miocardite, pneumonia, broncopneumonia, meningite e meningoencefalite (Foster et al., 2002; Guzmán-Verri et al., 2012; Sanchez-Sarmiento et al., 2018b, 2019). As manifestações neurológicas são consideradas as de maior severidade e vêm sendo relatadas frequentemente em exemplares de *S. coeruleoalba* (Di Francesco et al., 2020).

B. ceti, que circula primariamente em cetáceos incluindo várias espécies de ocorrência na

costa brasileira, tem potencial de causar infecções humanas, sendo que foram reportados quatro casos clínicos em humanos, sendo três causados pelo genótipo ST27, atualmente considerado como um genótipo zoonótico, e um quarto por genótipo diverso. Em três desses casos não foi evidenciado contato direto com cetáceos, mas contato com a água do mar e consumo de frutos-do-mar crus, indicando a possibilidade de infecção por contaminação ambiental ou pela ingestão de outros organismos marinhos infectados pela bactéria (Sohn et al., 2003; McDonald et al., 2006; Whatmore et al., 2008). Não há informações sobre a circulação desse genótipo no Brasil.

***Leptospira* spp.**

A leptospirose é uma enfermidade causada por bactérias espiroquetas do gênero *Leptospira*, considerada endêmica em regiões tropicais e subtropicais. É um agente infeccioso emergente de importância global com potencial zoonótico e que pode causar infecção com mortalidade significativa em humanos, especialmente em países em desenvolvimento (Bharti et al., 2003). Há uma diversidade de espécies e variantes sorológicas de *Leptospira*, incluindo espécies patogênicas e saprófitas. Cada variante sorológica possui uma espécie de animal doméstico ou selvagem que atua como seu hospedeiro de manutenção e no qual a infecção apresenta caráter crônico, com eliminação bacteriana pela urina e em alguns casos por secreções genitais, durante períodos prolongados. Outras espécies animais podem ser infectadas acidentalmente e, quando não bem adaptadas ao patógeno, a infecção pode resultar em manifestações clínicas de maior severidade. Nos animais terrestres a transmissão ocorre pelo contato direto da pele e mucosas com a urina de animais infectados, pela via sexual ou indiretamente, pelo contato com água contaminada com a bactéria (Cilia et al., 2021).

Dentre os mamíferos aquáticos, os pinípedes são suscetíveis a infecções por *Leptospira* e esta vem sendo relatada com maior frequência em *Zalophus californianus*, no qual parece ocorrer de maneira endêmica (Zuerner e Alt, 2009). Nos cetáceos, a infecção foi confirmada pela primeira vez na Argentina, com o isolamento de uma nova espécie de *Leptospira* possivelmente patogênica de tecidos renais de Baleia-franca *Eubalaena australis* encalhada em 2010 (Loffler et al.,

2015). Obusan e colaboradores (2019) relataram a detecção de leptospiros potencialmente patogênicas em 18 de 28 cetáceos analisadas, por meio de ensaios moleculares e do isolamento bacteriano, compreendendo indivíduos das espécies *Globicephala macrorhynchus*, *Grampus griseus*, *Kogia breviceps*, *Lagenodelphis hosei*, *Peponocephala electra*, *Stenella attenuata*, *Stenella longirostri*, sendo que os isolados bacterianos obtidos de *L. hosei* e *P. electra* foram similares geneticamente à espécie *L. interrogans* sorovariante Copenhageni, que é considerada patogênica, e nefrite túbulo-intersticial foi verificada em *P. electra*. Evidências sorológicas da infecção também foram verificadas em outras espécies (Obusan et al., 2019). Piredda et al. (2020) relataram ainda o isolamento de *L. interrogans* classificada como sorovariante Pomona num exemplar de *Tursiops truncatus* encalhado no Mar Mediterrâneo, Itália, no ano de 2016 e, ainda que não tenham sido verificadas lesões teciduais, a espécie isolada é considerada patogênica. Suínos são considerados hospedeiros reservatórios da sorovariante Pomona no ambiente terrestre e o leão-marinho-da-Califórnia é um possível reservatório da mesma no ecossistema marinho (Prager et al., 2020).

Nos animais domésticos, algumas variantes sorológicas de *Leptospira* apresentam tropismo pelo aparelho reprodutor, sendo consideradas patógenos de importância reprodutiva. Nestes hospedeiros, a bactéria causa infecções crônicas podendo resultar em abortamento, morte embrionária e infertilidade (Loureiro e Lilenbaum, 2020). Nos cetáceos, o potencial clínico-patológico da infecção por *Leptospira* spp. Ainda necessita ser determinado, devido ao pequeno número de infecções relatadas nestes animais até o momento (Obusan et al., 2019).

As estirpes de *Leptospira* isoladas de cetáceos são consideradas patogênicas e potencialmente zoonóticas (Löffler et al., 2015; Piredda et al., 2020), portanto com risco de transmissão ao homem pelo contato direto com animais infectados, relacionado a atividades ocupacionais, ou mesmo em atividades recreacionais, quando há contato com ambiente aquático contaminado pela bactéria (Monahan et al., 2009).

Considerando que a infecção por *Leptospira* spp. Tem sido detectada em cetáceos de várias espécies e habitat diversos, a avaliação de animais encalhados ou em reabilitação quanto à presença

da infecção é fundamental para buscar entender e guiar futuras ações preventivas, minimizando o potencial zoonótico na interface entre humanos e animais (Obusan et al., 2019, Sánchez-Sarmiento et al., 2018).

Escherichia coli

E. coli compreende bacilos pertencentes à família Enterobacteriaceae, comumente encontradas no trato intestinal de diversas espécies de animais homeotérmicos, têm distribuição ubíqua e são comumente presentes no ambiente aquático. Fatores associados à virulência são bem caracterizados e cepas de *E. coli* que os carregam podem ser associadas a manifestações clínicas intestinais e a infecções extra intestinais, no caso daquelas capazes de colonizar diversos sítios anatômicos. Estudos realizados para avaliar a microbiota cultivável em populações de *T. truncatus* nos EUA demonstraram que *E. coli* foi uma das bactérias mais frequentemente isoladas, com maior positividade em animais mais jovens (Morris et al., 2011; Schaeffer et al., 2011). A presença de fatores de virulência e resistência a antimicrobianos não foi determinada nesses estudos.

Van Elk et al. (2007) descreveram um caso de septicemia em neonato de *T. truncatus* de cativeiro associada a *E. coli*. Especula-se que tenha sido consequência de asfixia durante o nascimento com aspiração de mecônio, associada à não ingestão de colostro e à ocorrência de onfalite.

O isolamento de cepas de *E. coli* resistentes a antimicrobianos não associados a quadros patológicos foi relatado em populações de *T. truncatus* na Flórida, EUA (Schaefer et al., 2009). Num exemplar de *T. truncatus* de cativeiro foi isolada de exsudato respiratório uma cepa de *E. coli* produtora CTM-X-15 (enzima betalactamase) e pertencente ao tipo genético ST131 (Manageiro et al., 2015). Trata-se de uma cepa de *E. coli* resistente a antibióticos betalactâmicos e de alta virulência, que atualmente apresenta disseminação global, sendo considerada de grande importância clínico-hospitalar.

No Brasil, *E. coli* foi isolada de swab do orifício respiratório e exsudato brônquico em um filhote de baleia-jubarte encontrado encalhado no Espírito Santo (Groch et al., 2018c), exsudato

brônquico em boto-cinza durante o evento de mortalidade não usual (UME) associado à morbilivirose dos cetáceos no Rio de Janeiro (Groch et al., 2020), e Sellera et al. (2022) relataram a presença de *E. coli* halotolerante e Nova Deli metalo-beta-lactamase virulenta em amostra isolada de exemplar de *Kogia breviceps* resgatada também com vida na costa de Santa Catarina.

Erysipelothrix rhusiopathiae

O gênero *Erysipelothrix* compreende cinco espécies, sendo *E. rhusiopathiae* considerada a de maior relevância sanitária pelo seu envolvimento numa diversidade de condições clínicas e patológicas nos animais domésticos, selvagens e no homem. É uma bactéria de distribuição ubíqua, capaz de sobreviver por longos períodos no ambiente, sendo presente no ambiente marinho (Grazziotin et al., 2021).

E. rhusiopathiae é um patógeno zoonótico e de importância nos cetáceos, já tendo sido associado a infecções em *P. phocoena*, *T. truncatus*, *Delphinus delphis*, *S. frontalis*, *L. obliquidens*, *G. melas*, *E. australis* e *S. bredanensis* (Eiseman et al., 1965; Geraci et al., 1966; Kinsel et al., 1997; Melero et al., 2011; Venn-Watson et al., 2012; Díaz-Delgado et al., 2015; Fiorito et al., 2016; Ceccolini et al., 2021). A transmissão da infecção para os cetáceos pode ocorrer pela ingestão de peixes infectados (Higgins, 2000) e há a possibilidade de transmissão por contaminação de lesões cutâneas (Fiorito et al., 2016).

Infecções por *E. rhusiopathiae* podem resultar em quadros severos em cetáceos, os quais podem apresentar a forma cutânea e a forma septicêmica, sendo a última associada a quadro agudo e mortalidade. Infecções sistêmicas foram descritas em *T. truncatus*, *Phocoena phocoena*, *Delphinus delphis*, *S. frontalis* (Melero et al., 2011; Venn-Watson et al., 2012; Díaz-Delgado et al., 2015; Ceccolini et al., 2021). No Brasil, foi descrito em *Tursiops truncatus* na Paraíba, encalhado em 2020 (Sacrostán et al., submetido).

***Nocardia* spp.**

Dentre as bactérias pertencentes ao Filo Actinobacteria, Ordem Mycobacteriales, o gênero *Nocardia*, pertencente à família Nocardiaceae, pode ser considerado de relevância sanitária para os cetáceos. Este gênero contempla bactérias

saprófitas, com distribuição ubíqua, havendo 119 espécies descritas, das quais 54 parecem apresentar alguma relevância clínica (<https://lpsn.dsmz.de/genus/nocardia>). A transmissão pode ocorrer pela via respiratória, por ingestão ou por contaminação de lesões cutâneas.

Já foram descritas infecções sistêmicas fatais em animais de cativeiro e de vida livre, causadas por *Nocardia cyriacigeorgica*, *Nocardia asteroides*, *Nocardia farcinica*, *Nocardia levis*, *Nocardia brasiliensis* e *Nocardia* sp. acometendo as seguintes espécies de cetáceos: *D. leucas*, *S. coeruleoalba*, *T. truncatus*, *O. orca* (St Leger et al., 2009; Ito et al., 2021; Díaz-Santana et al., 2022).

Apesar de ocorrer aparentemente em baixa frequência nos cetáceos, a nocardiose é potencialmente causadora de infecções severas e mortalidade em indivíduos debilitados e imunossuprimidos, com presença de piogranulomas em brônquios, pulmões, linfonodos torácicos, pleura, fígado, baço, adrenal, mucosa da traqueia, rins e pâncreas, dermatite, celulite além de abscesso cerebral (Leger et al., 2009; Ito et al., 2021; Díaz-Santana et al., 2022). Lesões compatíveis com nocardiose foram reportadas em exemplares de *S. coeruleoalba* e *T. truncatus*, nos quais foi verificada pobre condição corporal e depleção linfóide. Coinfecção por *Morbillivirus* foi verificada em um animal, assim como herpesvirose cutânea num segundo exemplar (Díaz-Santana et al., 2022).

***Streptococcus* spp.**

Streptococcus iniae foi inicialmente reconhecido como patógeno quando a bactéria foi cultivada pela primeira vez em abscessos cutâneos em um boto-rosa-da-Amazônia (*Inia geoffrensis*) mantido em aquário nos Estados Unidos (Pier e Madin, 1976). Relatos subsequentes se seguiram em outros exemplares de *I. geoffrensis* mantidos em aquários (Bonar et al., 2003), bem como em *T. truncatus* e *Delphinus delphis* associada a abscessos subcutâneo, septicemia e morte (Song et al., 2017; Souter et al., 2021). Sua distribuição é ainda pouco conhecida, mas atualmente é considerado um patógeno emergente em peixes, com importância global e importante impacto na aquicultura marinha e continental (Agnew e Barnes, 2007). No Brasil, a infecção por *S. iniae* foi associada a mortalidades massivas em trutas-arco-íris e tilápias criadas em cativeiro (Figueiredo et al., 2012). *S. iniae* foi associado a dermatite e celulite

e abscessos cutâneos em *I. geoffrensis* e *D. delphis* (Pier e Madin, 1976; Pier et al., 1978; Bonar e Wagner, 2003; Souter et al., 2021). Em cetáceos marinhos, Song et al. (2017) descreveram infecção sistêmica em *T. truncatus* mantido em cativeiro no Japão, com envolvimento de infecção fúngica no trato intestinal. Foram descritos broncopneumonia e encefalite supurativas, meningite hemorrágica, pancreatite, gastrite e enterite.

Infecções causadas por outras espécies de *Streptococcus* também foram relatadas em cetáceos, como *S. phocae* em *Phocoena phocoena* no Canadá, associada a broncopneumonia e celulite (Taurisano et al., 2018), e em *D. delphis* nas Ilhas Canárias (Díaz-Delgado et al., 2017). No Brasil, infecção por *S. dysgalactiae* foi considerada a provável causa de morte por septicemia de um exemplar de *E. australis* de seis meses, encalhado no Rio Grande do Sul (Bianchi et al., 2018), sendo a via umbilical considerada a possível porta de entrada da infecção. Em exemplar de *T. truncatus* de cativeiro, que veio a óbito após manifestações clínicas gastrointestinais e lesões cutâneas, com fascite, celulite e miosite, foi isolado *S. agalactiae* das lesões e de vários órgãos. A infecção sistêmica foi provavelmente subsequente à lesão cutânea traumática e a mortalidade associada à síndrome do choque tóxico (Zappulli et al., 2005).

Streptococcus podem ser isolados dos tecidos de indivíduos clinicamente saudáveis, sugerindo que sejam patógenos oportunistas. Porém estas bactérias já foram relacionadas a lesões severas e infecções sistêmicas com mortalidade em cetáceos, possivelmente associadas a condições predisponentes, como a presença de traumas e lesões cutâneas que podem constituir portas de entrada da infecção, além de condições debilitantes e imunossupressoras, como estresse de cativeiro e infecções simultâneas por patógenos virais e parasitismo (Zappulli et al., 2005; Díaz-Delgado et al., 2017; Taurisano et al., 2018). Existe ainda a possibilidade de que fatores climáticos possam contribuir para a ocorrência de infecções, no caso de *S. iniae* (Liao et al., 2020; Souter et al., 2021).

***Staphylococcus* spp.**

As bactérias do gênero *Staphylococcus* são bactérias comensais naturalmente presentes na microbiota da pele e mucosas do homem e animais e também se encontram amplamente distribuídas

no ambiente. Podem atuar como patógenos oportunistas, sendo as infecções associadas a lesões cutâneas que constituem porta de entrada para a infecção, condições imunossupressoras ou mesmo a alterações na microbiota (Von Eiff et al., 2001). Há 45 espécies e 24 subespécies descritas, sendo *Staphylococcus aureus* coagulase positivos os mais relevantes clinicamente. Uma série de fatores de virulência bacterianos podem ser associados à infecção e lesões teciduais, especialmente em hospedeiros debilitados (Bien et al., 2011). Especial preocupação existe quanto à existência de cepas de *S. aureus* resistentes à metilina, globalmente disseminadas e que vêm sendo associadas a uma diversidade de condições patológicas no homem e nos animais domésticos, constituindo infecções de difícil tratamento. Cepas resistentes também vêm sendo identificadas em animais silvestres (Monecke et al., 2016). Cepas de *S. aureus* resistentes à metilina foram isoladas de exemplares de *T. truncatus* que não apresentavam quadros patológicos (Faires et al., 2009; Schaefer et al., 2009; Morris et al., 2011) e também de *Grampus griseus* e *T. truncatus* de cativeiro, associados à mortalidade em decorrência de possíveis condições debilitantes, na Itália (Mazzariol et al., 2018).

Hower et al. (2013) relataram o isolamento de cepas de *S. aureus* resistentes a metilina de exemplares de *Globicephala macrorhynchus* mantidos em reabilitação após um evento de encalhe em massa de animais nos Estados Unidos. O estudo estabelece uma possível relação entre a infecção nos cetáceos e a colonização bacteriana em funcionários do centro de reabilitação, uma vez que os mesmos tipos genéticos de *S. aureus* resistentes foram encontrados nos hospedeiros humanos e animais. O estudo sugere que os animais tenham sido expostos e colonizados pela bactéria após o contato com o homem, durante a reabilitação, mas deve-se considerar que a transmissão dos animais para o homem também pode ocorrer.

Estima-se que 30% da população humana seja carreadora de cepas resistentes de *S. aureus* na microbiota, de maneira transiente ou persistente e a transmissão comunitária e hospitalar desse patógeno é alvo de preocupação devido ao seu potencial de causar infecções de difícil tratamento. Ressalta-se a importância do uso de equipamentos de proteção individual (EPIs) no manejo dos animais vivos ou mortos, para reduzir os riscos

de transmissão de *S. aureus* e outras bactérias resistentes dos animais para o homem e vice-versa.

Outras bactérias

Outras bactérias registradas em cetáceos incluem *Klebsiella pneumoniae*, isolada de exsudato mediastinal e exsudato brônquico em dois botos-cinza no evento de mortalidade inusual. Considerando bactérias resistentes a antimicrobianos, além da identificação de infecções por *Staphylococcus* e *E. coli*, também já foram relatadas infecções por cepas resistentes de *Morganella morgani* em *T. truncatus* de cativeiro na Coreia do Sul (Park et al., 2020) e por diversas outras bactérias, como *Vibrio alginolyticus*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Vibrio fluvialis*, *Shewanella algae*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas pseudoalcaligenes*, *Pseudomonas stutzeri*, dentre outras, em populações de vida livre dessa mesma espécie. No Brasil, foi isolado *Enterobacter kobei* multirresistente a colistina em toninha (*Pontoporia blainvillei*) encalhada e resgatada com vida no Rio de Janeiro (Fuentes-Castilho et al., 2020).

Bactérias multirresistentes isoladas a partir de amostras de animais selvagens são cada vez mais comuns e representam um risco tanto para a saúde humana quanto animal sendo um dos principais problemas de saúde pública do século XXI e um grande desafio sanitário para as próximas gerações (Baquero et al., 2019).

No caso de bactérias resistentes a antimicrobianos e simultaneamente portadoras de fatores de virulência, as infecções resultantes podem ser clinicamente graves e de difícil tratamento, reduzindo as chances de recuperação e reabilitação de animais. Os relatos de identificação de bactérias resistentes em animais em reabilitação (Sellera et al., 2022) demonstram a importância da realização de cultura e antibiograma para a escolha do protocolo de tratamento a ser utilizado, bem como a necessidade de uso de EPIs adequados durante o manejo desses animais para proteção da saúde humana.

Os cetáceos podem ser mais expostos a infecções por bactérias resistentes quando habitam ou frequentam ambientes costeiros contaminados com efluentes provenientes dos ambientes clínico-hospitalar, industrial e agropecuário, nos quais a emergência de cepas bacterianas resistentes ocorre com frequência devido à manipulação e

uso indiscriminado de antibióticos e espécies que fazem amplas migrações podem contribuir para a disseminação de bactérias resistentes para outras espécies em diversos ecossistemas.

Fungos

Aspergillus

Aspergillus spp. é o fungo mais comumente associado com infecções micóticas oportunistas respiratórias em cetáceos. A espécie mais frequentemente identificada é *Aspergillus fumigatus*, porém. *A. niger* e *A. terreus* também já foram reportados em cetáceos (Reidarson et al., 1998). O fungo é encontrado no ambiente, entra no hospedeiro por inalação e infecta o pulmão, onde prolifera esporos, e invade brônquios e o parênquima subjacente causando necrose. A apresentação clínica é geralmente não específica e inclui tosse e dispneia. O curso da doença pode variar de crônico a fulminante (Reidarson et al., 1998). Macroscopicamente podem ser observados nódulos acinzentados, bem delineados no parênquima com margem hemorrágica, ou cavitações com restos celulares, células inflamatórias e hifas fúngicas. A disseminação para outros tecidos, como cérebro, rim e olho, ocorre secundariamente à invasão vascular (Leger et al., 2018). Em golfinhos-nariz-de-garrafa foi reportado traqueíte piogranulomatosa segmentar ou circunferencial fibrosante com diminuição do diâmetro luminal causada pela infecção por *A. fumigatus* (Delaney et al., 2013). Otite média micótica severa com osteólise do osso periótico e estribo devido a infecção por *A. terreus* foi descrita em toninha-do-porto (Leger et al., 2018). O diagnóstico requer a identificação do organismo por cultura de lavado broncoalveolar ou biópsia, análise morfológica e molecular. Infecção pulmonar fatal por *Aspergillus* spp. tem sido diagnosticada em várias espécies de cetáceos, em muitos casos secundários à infecção por morbilivírus. Casos de aspergilose concomitante com infecção por herpesvírus foi reportada em uma orca (Abdo et al., 2012a). No Brasil, a infecção por *Aspergillus* spp. foi reportada em *Stenella frontalis* com broncopneumonia piogranulomatosa necrotizante que encalhou em Santa Catarina (Groch et al., 2018b). Infecção pulmonar fatal também foi reportada em uma Franciscana (*Pontoporia blainvillei*) na Argentina (Romano et al., 2020).

Zygomycetes spp.

O primeiro registro de *Zygomycetes* spp. ocorreu em 1979 numa *Eubalaena australis*, no sul da África (Best e McCully, 1979), causando lesões musculares, inflamação granulomatosa supurativa, abscesso, necrose e encapsulamento. Esse fungo muitas vezes vem sendo encontrado associado com outros patógenos, como ocorrido em 2011 associado a *Cunninghamella bertholletiae* em *Orcinus orca* em cativeiro no Aquário Público do Porto de Nagoya, no Japão (Abdo et al., 2012b). As infecções são mais comumente adquiridas por inalação, ingestão ou inoculação percutânea de esporos e a fungemia pode resultar em infecções disseminadas (Leger et al., 2018). No Brasil, não foram identificados registros desse fungo em cetáceos, porém pelos fungos serem de distribuição mundial e podendo estar associados a outros patógenos, a investigação do agente é importante para evitar uma potencial mortalidade das espécies acometidas.

***Paracoccidioides brasiliensis* (*Paracoccidiomycose ceti*)**

Em cetáceos os sinais observados em animais acometidos pela *Paracoccidiomycose ceti* consistem em lesões cutâneas crônicas, proliferativas, verrucosas e granulomatosas causadas por fungos não-cultiváveis da ordem Onygenales. Inicialmente alguns autores sugeriram a *Lacazia loboi* como agente etiológico, baseados na impossibilidade de cultivo e similaridade macro e microscópica. Estudos moleculares recentes demonstram o gênero *Paracoccidioides* como agente etiológico, e a doença passou a ser denominada como *Paracoccidiomycose ceti* (Van Bresse et al., 2015; Sacristán et al., 2018; Vilela et al., 2016).

Simões-Lopes e colaboradores, em 1993, assinalaram o primeiro registro da doença de Jorge Lôbo, ou lobomycose, em golfinhos no Brasil, em um exemplar de *Tursiops truncatus*, encalhado em Santa Catarina. Desde então, o agente etiológico *Lacazia loboi* foi apontado como o causador de lesões graves de pele e outros acometimentos em golfinhos do gênero *Tursiops* no sul do Brasil (Van Bresse et al., 2007).

Entretanto, o agente etiológico *L. loboi*, atribuído como o responsável pela doença tanto em humanos quanto em golfinhos, tem

sido questionado a partir da realização de testes moleculares que identificaram o fungo não-cultivável *Paracoccidioides brasiliensis* variante *ceti* como o causador da doença em golfinhos, uma vez que as lesões encontradas em cetáceos estavam mais intimamente relacionadas a esse gênero do que quando comparadas ao *L. loboi* (Van Bresse et al., 2015; Sacristán et al., 2018; Vilela et al., 2016).

Sacristán (2018) identificou, por meio de estudos moleculares, o gênero *Paracoccidioides* em lesões observadas em exemplar de *T. truncatus* encalhado morto em 2011 em Florianópolis/SC, confirmando o gênero como agente etiológico da *Paracoccidiomycose ceti*.

Parasitas

Protozoários sarcocistídeos (*Toxoplasma gondii* e *Sarcocystis* spp.)

Dentre os protozoários com relevância sanitária, pode-se destacar aqueles pertencentes à família Sarcocystidae, no filo Apicomplexa. São parasitos intracelulares obrigatórios e formadores de cistos teciduais, sendo o mais relevante deles o *Toxoplasma gondii*, que é o causador da toxoplasmose, uma zoonose de distribuição global (Dubey et al., 2021). O gênero *Sarcocystis* é composto por mais de 200 espécies (Dubey et al., 2016) e tem relevância em saúde animal. O ciclo de vida dos sarcocistídeos envolve uma fase de reprodução sexuada no trato intestinal dos hospedeiros definitivos, com eliminação de oocistos ou esporocistos infectantes nas fezes, os quais contaminam a água e alimentos, podendo ser ingeridos por outros animais que atuam como hospedeiros intermediários da infecção. Os únicos hospedeiros definitivos de *T. gondii* são os felídeos. Já no caso de *Sarcocystis*, cada espécie existente possui uma ou mais espécies animais como hospedeiro definitivo, os quais podem incluir o homem, animais carnívoros, aves de rapina e répteis (Dubey et al., 2015). Até o momento, não se tem a confirmação de que os cetáceos ou outros animais aquáticos sejam hospedeiros definitivos de *Sarcocystis*. Nos hospedeiros intermediários ocorre a reprodução assexuada dos protozoários com uma fase de replicação rápida e parasitemia caracterizando a fase aguda da infecção. Em seguida, os parasitos migram para os tecidos, em especial musculatura estriada e sistema nervoso central, nos quais formam cistos, iniciando assim

a infecção crônica (Dubey et al., 1970; Fayer et al., 2015).

Os cetáceos são hospedeiros intermediários e animais com *habitat* costeiro e que vivem próximos a áreas urbanizadas podem estar mais expostos à infecção por ingestão de oocistos, devido ao escoamento de camadas superficiais de solo que contaminam o ambiente marinho com oocistos e esporocistos eliminados nas fezes dos hospedeiros definitivos (Miller et al. 2002; Miller et al., 2002; Dubey et al. 2003; Fayer et al., 2004; Attias et al., 2020; O'Byrne et al., 2021). A transmissão também pode ocorrer pela ingestão de moluscos bivalves ou peixes que, apesar de não sofrerem infecção por *T. gondii* e *Sarcocystis*, podem concentrar oocistos e esporocistos em seus tecidos (Johnson et al., 2008; Ahmadpour et al., 2022). No caso exclusivo de *T. gondii*, os cetáceos também podem adquirir a infecção por ingestão de cistos do parasito presentes nos tecidos de outros hospedeiros intermediários homeotérmicos. Outra via de transmissão é a transplacentária, que já foi descrita em duas espécies de cetáceos, golfinho-nariz-de-garrafa-do-índico (*Tursiops aduncus*) em cativeiro (Jardine e Dubey, 2002) e golfinho-de-Risso (*Grampus griseus*) em vida livre infectados por *T. gondii* (Resendes et al., 2002) e em exemplar de *Kogia breviceps*, no qual *S. neurona* foi detectado em fêmea adulta gestante encalhada e em seu respectivo feto ainda no útero (Barbosa et al., 2015).

As infecções agudas são geralmente brandas do ponto de vista clínico, contudo, em animais debilitados e imunossuprimidos, pode resultar em manifestações clínicas severas e a toxoplasmose pode ser fatal, causando hepatite, miocardite, meningoencefalite, adrenalite, linfadenite, pneumonia intersticial, retinocoroidite, timidite (Resendes et al., 2002; Dubey et al., 2003; Dubey et al., 2009; Gibson et al., 2011; Roe et al., 2013; Herder et al., 2015; Barbosa et al., 2015; Costa-Silva et al., 2019; Diaz-Delgado et al. 2020; Nakagun et al., 2021). A ocorrência em mysticetos é pouco relatada, mas no caso da baleia-de-Bryde (*Balaenoptera edeni*), descrita por Diaz-Delgado et al. (2020), os principais achados patológicos foram caracterizados por inflamação necrosante multissistêmica com vasculite e coagulação intravascular disseminada com trombose e miríades de cistos protozoários intralésionais. A imunossupressão por poluentes químicos, como bifenilas policloradas, ou infecções

concomitantes, como CeMV, são conhecidos fatores predisponentes para toxoplasmose em cetáceos (Mazzariol et al., 2012; Diaz-Delgado et al., 2020; Groch et al., 2021; Petrella et al., 2021), coinfeccões de *T. gondii* com outros patógenos como *Brucella* spp., *Listeria monocytogenes* (Grattarola et al., 2016) e Herpesvírus (Bigail et al., 2018) também foram descritas.

Infecções por espécies de *Sarcocystis* em hospedeiros considerados erráticos também podem se apresentar na forma sistêmica e com alta gravidade, podendo ser fatais. Infecções por *S. neurona*, em especial, são consideradas graves, mas também já foram descritos quadros de encefalite, pneumonia e hepatite em *Stenella coeruleoalba* (Resendes et al., 2002; Giorda et al., 2021) e *Tursiops aduncus* (Calero-Bernal et al., 2017; Cuvertoret-Sanz et al., 2020) associadas a sarcocistose causadas por espécies não conhecidas desse parasito.

A toxoplasmose pode comprometer a saúde de neonatos e causar abortamentos e mortalidade neonatal no homem e em animais domésticos, quando há infecção congênita, associada às formas de replicação rápida do parasito (taquizoítos) (Stelzer et al., 2019; Rojas-Pirela et al., 2021). Há relatos de natimortalidade em *Tursiops aduncus* (Inskeep et al., 1990; Jardine e Dubey, 2002) e infecções sistêmicas em fêmeas gestantes, fetos e embriões (Resendes et al., 2002; Nakagun et al., 2021).

A sarcocistose não é considerada uma enfermidade associada a perdas reprodutivas, mas quando há transmissão fetal, infecções agudas com mortalidade de neonatos também podem ocorrer (Barbosa et al., 2015). Já as infecções crônicas são geralmente assintomáticas, mas no caso de *T. gondii*, a presença de cistos no sistema nervoso central foi associada a alterações comportamentais nos hospedeiros acometidos, havendo relatos dessa natureza em infecções humanas, em camundongos e felinos. Considera-se que ela possa ser também uma consequência da infecção nos cetáceos, levando a comportamentos aberrantes que podem levar a maior vulnerabilidade à predação e ao enredamento em equipamentos de pesca (Conrad et al., 2005).

Mundialmente, infecções por *T. gondii* e por *S. neurona*, espécie que tem marsupiais como hospedeiros definitivos (Dubey et al., 2015), foram

descritas em pinípedes e cetáceos. Cistos de *S. neurona* foram identificados nos tecidos de 36 dos 52 (69 %) exemplares de *P. phocoena* avaliados, um *Langenorhynchus obliquidens* e uma *Kogia breviceps* nos Estados Unidos (Barbosa et al., 2015; O'Byrne et al., 2021). Há ainda descrições em *Delphinus capensis* (O'Byrne et al., 2021). Infecções por *Sarcocystis canis-like* (Calero-Bernal et al., 2017) e por outros *Sarcocystis* ainda não classificados e com ciclo de vida ainda desconhecido também foram relatadas (Ewing et al., 2002; Resendes et al., 2002; Cuvertoret Sanz et al., 2020; Giorda et al., 2021), assim como coinfeções com *Toxoplasma gondii* (Barbosa et al., 2015; O'Byrne et al., 2021; Giorda et al., 2021).

No Brasil, a infecção por *T. gondii* foi primeiramente identificada num exemplar de *S. guianensis* no Rio de Janeiro (Bandoli e De Oliveira, 1977) e mais recentemente, em animais dessa mesma espécie no estado do Paraná, sendo evidenciada a presença de cistos e taquizoítos em tecidos (Gonzales-Viera et al., 2013; Costa-Silva et al., 2019; Marutani, 2020). Além disso, a toxoplasmose foi uma comorbidade comum em botos-cinza infectados com CeMV durante o recente evento de mortalidade inusual (UME, do inglês Unusual Mortality Event) (Groch et al., 2018b; Groch et al., 2020). O protozoário também foi identificado em um exemplar de baleia-de-Bryde que encalhou no Espírito Santo (Diaz-delgado et al., 2020), em uma orca em cativeiro e em um golfinho-nariz-de-garrafa no Rio de Janeiro (Costa-Silva et al., 2019). Não há risco de transmissão de *T. gondii* diretamente de mamíferos aquáticos para o homem, exceto nos poucos países em que há consumo de carne não cozida ou malcozida desses animais (Tryland et al., 2014).

No caso da sarcocistose, apenas três espécies de *Sarcocystis* apresentam ciclo de vida envolvendo animais domésticos de produção como hospedeiros intermediários e o homem como hospedeiro definitivo, incluindo *Sarcocystis hominis*, *Sarcocystis heydorni* e *Sarcocystis suihominis* (Rosenthal et al., 2021), mas não há relatos de infecção por estas espécies em mamíferos marinhos, na forma de zoonose, apesar da ampla diversidade e distribuição de espécies de *Sarcocystis* em cetáceos, o potencial da sarcocistose como antropozoonose também não foi comprovado.

***Nasitrema* spp.**

Trematódeos do gênero *Nasitrema* spp. normalmente habitam os seios pterigóides e cavidades timpânicas de cetáceos (Rhinehart et al., 1999). Podem infectar o sistema nervoso central, cavidade nasal, trato respiratório, ouvido médio e interno de uma grande variedade de pequenos odontocetos (Neiland et al., 1970; Kumar et al., 1975; Dailey, 2001; Erbert e Valente, 2013; Díaz-Delgado et al., 2018). Os achados patológicos e lesões atribuídas à infecção por *Nasitrema* sp. incluem: pneumonia intersticial, encefalite necrosante e piogranulomatosa, meningoencefalite necrosante e hemorrágica, otite média, neurite coclear necrosante e piogranulomatosa, e espécimes adultos, em estágio larval e, mais comumente, ovos intralésionais podem estar presentes (Kumar et al., 1975; Dailey, 2001; Díaz-Delgado et al., 2018; Sierra, et al., 2020).

As lesões causadas pelo *Nasitrema* podem ser uma importante causa de encalhe individual e em massa dos cetáceos, devido aos distúrbios neurológicos e auditivos que resultam em perda do equilíbrio, desorientação, chicotear da cabeça e incoordenação motora (O'Shea et al., 1991; Morimitsu et al., 1986; Dailey, 2001). Esse parasita pode desempenhar um papel significativo na morbidade/mortalidade dos golfinhos afetados devido à disfunção do sistema nervoso central e perturbação do equilíbrio ou habilidades acústicas (Rhinehart et al., 1999).

No Brasil, a ocorrência de parasitas do gênero *Nasitrema* em odontocetos é pouco documentada em relação à frequência de ocorrência do parasita, no entanto, nas regiões Nordeste e Sul, o parasita é comumente encontrado em seios pterigóides, nasofaringe e ao redor do complexo tímpano-periódico, este último ocasionalmente associado a alterações inflamatórias no tecido de revestimento do ouvido interno, e com menor frequência inflamação do nervo vestibulococlear.

Há registros de *Nasitrema* sp no sistema nervoso central de golfinho-de-Risso (*Grampus griseus*) no estado da Bahia (Nogueira 2000), na cavidade nasal de *S. guianensis* e *T. truncatus* no Rio de Janeiro (Santos et al., 1996; Di Benedetto e Ramos 2001, 2004; Pinto et al. 2004; Melo et al., 2006), nos seios pterigóides, nasofaringe, e ao redor do complexo tímpano-periódico ocupando os espaços do tecido trabecular peribular de

S. guianensis nos estados de Alagoas, Sergipe, Bahia e Paraná (SIMBA). Um registro em *T. truncatus* envolvendo seios pterigoides, espaço peribular, ouvido médio e interno incluindo espécimes coletados ao redor dos ossículos e membrana timpânica e espaços epidural, subdural, e parênquima cerebelar causando meningoencefalite no estado do Paraná.

***Halocercus* spp.**

As parasitoses pulmonares em odontocetos são de ocorrência comum em todo mundo (Dailey, 2001). Nematóides da família Pseudaliidae, gênero *Halocercus* possuem um alto grau de especificidade pelos seus hospedeiros e podem ser encontrados nos brônquios e bronquíolos, parênquima pulmonar (Howard et al., 1983; Measures, 2001), seios cranianos e ouvido interno de cetáceos (Dailey et al., 1991; Carvalho, 2009). O ciclo de vida desses parasitos ainda é desconhecido, porém com evidências de transmissão transplacentária, ou indiretamente através da dieta, com alguns autores sugerindo a eliminação das larvas pelo orifício respiratório e pelas fezes (Dailey et al., 1991; Carvalho, 2009; Domiciano, 2012).

Macroscopicamente as lesões pulmonares associadas a estes parasitas caracterizam-se por congestão pulmonar de moderada a severa, fluido espumoso nas vias aéreas, abscesso lobar multifocal e pleuropneumonia fibrinosa, e na microscopia, pneumonias broncointersticial fibrosante crônica, moderada a severa, pleurite proliferativa, endarterite e endoflebite proliferativa, linfadenite necrotizante, nefrite (Carvalho, 2009; Guimarães et al., 2015; Groch et al., 2020; Domiciano, 2012). Estão relacionados diretamente com causas de encalhe e mortalidade, decorrente de pneumonias parasitárias, que podem predispor à ocorrência de infecção bacteriana secundária, complicações cardiovasculares e reações de hipersensibilidade (Dailey et al., 1991; Carvalho, 2009).

No oceano Atlântico foi identificado pela primeira vez *Halocercus kleinenbergi* parasitando *Globicephala macrorhynchus* (Carvalho et al., 2010). Na costa do Ceará, em golfinhos recém-nascidos da espécie *Sotalia guianensis* e *G. macrorhynchus* também foram encontrados parasitas pulmonares, indicando transmissão transplacentária como foi descrita em *Tursiops*

truncatus por Dailey et al., 1991 (Carvalho et al., 2010).

No Brasil, foi identificada a presença de vermes pulmonares do gênero *Halocercus* em cetáceos encalhados nos Estados do Paraná, São Paulo (*S. guianensis*), Bahia, Sergipe, Alagoas (*S. guianensis*, *Stenella clymene* e *Feresa attenuata*.) e Ceará (*S. guianensis*, *Stenella coeruleoalba*, *Stenella clymene*, *Stenella longirostris*, *Kogia breviceps*, *G. macrorhynchus*), como uma condição altamente debilitante, afetando a capacidade respiratória e o mergulho (Marigo et al., 2010; Carvalho et al., 2010; Domiciano et al., 2016). Os sinais de infecção nos animais incluem tosse, dispneia, letargia e potencialmente morte, sugerindo causa comum de encalhe, principalmente nos casos de infecção nos seios cranianos (Moser e Rhinehart, 1993; Dailey et al., 2001). Por outro lado, a inflamação crônica, muitas vezes subclínica, predispõe os animais à pneumonia bacteriana e septicemia, que é frequentemente a causa da morte desses animais (Marigo et al., 2010), podendo estar associada com morbilivírus (Groch et al., 2018; Dias-Delgado et al., 2019).

***Crassicauda* spp.**

Atualmente são conhecidas 14 espécies dentro do gênero *Crassicauda* (família Crassicaudidae; Ordem Spirurida), (*C. anthonyi*, *C. bennetti*, *C. boopis*, *C. crassicauda*, *C. fuelleborni*, *C. giliakiana*, *C. grampicola*, *C. magna*, *C. pacifica*, *C. tortilis*, *C. delamureana*, *C. pacifica*, *C. carbonelli* e *C. duguyi*), com base em características morfológicas (Jabbar et al., 2015). O ciclo de vida do *Crassicauda* não está totalmente elucidado, no entanto duas hipóteses são aceitas atualmente: um ciclo direto e um indireto, sendo que no primeiro as larvas de *Crassicauda* seriam ingeridas por meio de presas (hospedeiros intermediários ou paratênicos), enquanto no direto a transmissão ocorreria em lactantes, por meio da ingestão de ovos larvados no leite contaminado com urina (Lambertsen, 1985; Lambertsen, 1992).

Estes nematóides possuem distribuição cosmopolita e podem afetar várias espécies de cetáceos causando lesões graves, muitas vezes fatais, envolvendo tecido mamário, seios aéreos (Dailey, 2001), sistemas gastrointestinal, respiratório, vascular, auditivo e geniturinário

(Lambertsen, 1992; Jabbar et al., 2015; Díaz-Delgado et al., 2016).

No Brasil, os registros incluem a infecção por *C. crassicauda* em pênis, uretra e intestino em baleia-sei (*Balaenoptera borealis*) e baleia-fin (*B. physalus*) (Muniz-Pereira et al., 1999), em pleura diafragmática, músculos supraescapulares e pênis em cachalote-pigmeu (*Kogia breviceps*) (Carvalho et al., 2010), *C. anthonyi* em sistema vascular e urogenital de baleia-bicuda-de-cuvier (*Ziphius cavirostris*) (Febronio et al., 2021), além de lesões osteolíticas cranianas em golfinho-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*) (Domit et al., 2018) atribuídas ao parasita.

***Cryptosporidium* spp. e *Giardia* sp.**

Parasitas dos gêneros *Giardia* e *Cryptosporidium* apresentam ciclo intestinal restrito, e são capazes de infectar uma ampla diversidade de hospedeiros, incluindo mamíferos, aves, anfíbios, peixes e répteis (Thompson, 2004; Appelbee et al., 2005). Em mamíferos, há três espécies de *Giardia* descritas, sendo duas descritas apenas em roedores e *G. intestinalis* em diversas espécies de hospedeiros. *Giardia intestinalis* é classificada em vários agrupamentos genéticos e apenas alguns deles apresentam transmissão interespecífica, tendo sido identificados em animais domésticos como cães, gatos, animais de produção e em algumas espécies silvestres (Thompson e Ash, 2016). O gênero *Cryptosporidium* compreende 30 espécies descritas além de genótipos espécie-específicos não classificados.

Infecções em cetáceos já foram relatadas (Fayer et al., 2004; Hughes-Hanks et al., 2005; Reboredo-Fernández et al., 2014). No Brasil, *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* sp. foram detectados em 9,67% das amostras fecais de *S. guianensis* analisadas no norte e nordeste do Brasil. A coinfeção também foi observada em 3,22% das amostras nestas mesmas regiões (Borges et al., 2017). Esses protozoários são considerados agentes oportunistas e aparentemente não induziram lesões em golfinhos. Entretanto, os estudos realizados no Brasil, os patógenos foram detectados em fezes de animais de vida livre, e com isso não se tem informações sobre sinais clínicos, dessa forma, pode haver casos subclínicos e possam a vir causar doenças nos animais, especialmente em animais imunocomprometidos.

Discussão

A compilação e facilidade de acesso à informação contribuem para o avanço no conhecimento sobre as doenças que podem acometer e comprometer as populações de cetáceos, assim como com as estratégias de conservação de cetáceos previstas nas ações 3.3 (Listar patógenos com potencial de impactar as populações de cetáceos marinhos) e 3.9 (Elaborar e implementar o programa de monitoramento da saúde de populações de cetáceos marinhos) (ICMBio 2019b). Este é o primeiro trabalho de revisão de patógenos que podem acometer cetáceos no Brasil, sendo um importante estudo de baseline para estudos de doenças e proposições de medidas preventivas. Uma vez que o Brasil possui um litoral de grandes dimensões e diferentes características, além de uma biodiversidade característica ao país, a comparação com estudos de revisão não foi realizada, pois cada país ou região possui diferentes realidades e susceptibilidades aos patógenos.

Globalmente, estudos investigando doenças em cetáceos vêm crescendo, principalmente devido ao aumento de riscos relacionados a infecções emergentes com potencial zoonótico que afetem a vida marinha. Essas infecções são potencializadas devido a consolidação das mudanças climáticas e a degradação antrópica do ambiente marinho, fatores de estresse que causam mudanças físicas e biológicas nos indivíduos e em suas relações ecológicas (Moore, 2008). Características biológicas e fisiológicas dos cetáceos, como longevidade considerável, crescimento lento e baixa fecundidade, fazem desses animais não só suscetíveis a ameaças antrópicas e ambientais, como também possibilitam que sirvam como sentinelas de emergência de infecções com capacidade de atingir humanos por meio de contato direto ou por contaminação ambiental (Moore, 2008; Bossart, 2011).

As atividades antrópicas podem influenciar a presença de doenças infecciosas ou não infecciosas em cetáceos (Domiciano et al., 2012) e a avaliação de saúde da fauna marinha figura como tema prioritário em discussões e grupos de trabalho internacionais (Convenção de Espécies Migratórias, CITES e Comissão Internacional Baleeira, IWC). No Brasil as discussões e avanços no conhecimento das doenças e seus efeitos em

populações de cetáceos também tem avançado, principalmente devido à consolidação de programas de monitoramento de encalhes, estudos sobre as causas desses eventos e de análises laboratoriais dos espécimes atendidos. O desenvolvimento de grupos de pesquisa e laboratórios dedicados para avaliação clínica e patológica dos animais encalhados, a identificação de patógenos, mensuração de níveis de contaminantes químicos e os efeitos de estresse causados por estes e a avaliação sistemática do conjunto de potenciais impactos físicos e fisiológicos de atividades antrópicas permitem uma avaliação sistêmica das populações e a investigação da condição de saúde das populações de cetáceos.

Nos últimos anos, a pandemia causada pelo Coronavírus (SARS-CoV-2), com potencial zoonótico, se espalhou rapidamente em todos os continentes. Este evento demonstrou, entre outras coisas, que os agentes etiológicos podem num curto espaço de tempo afetar múltiplos países ou localidades distintas. Tendo este como exemplo, muitos dos patógenos relatados em cetáceos em regiões externas ao Brasil e ainda não identificados no país, podem, em curto prazo, afetar as populações de cetáceos em águas brasileiras, seja pelos processos naturais de migração das espécies ou pelas transmissões indiretas. Além disso, o fato de não terem sido relatados, não necessariamente significa a inexistência do agente, podendo apenas não ter ocorrido a pesquisa específica do patógeno, o que muitas vezes requer logísticas, desenvolvimento científico e recursos de difícil acesso para a maioria das instituições brasileiras.

No Brasil, os estudos sobre as doenças existentes nestes animais, vêm sendo realizadas por instituições da Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Brasil (REMAB), além de outras não pertencentes à rede, mas que atuam em parceria e em prol da conservação das espécies. Algumas das análises dessas informações vêm sendo realizadas em parcerias com universidades e laboratórios nacionais e internacionais, buscando o maior detalhamento de cada evento de encalhe.

Além dessas instituições, nas áreas em que ocorre exploração de petróleo e gás, as empresas exploradoras cumprem condicionantes ambientais para avaliar e mitigar o impacto das atividades no ambiente e na biodiversidade, incluindo os cetáceos. Nestas condicionantes, assim como nos demais programas de monitoramentos de encalhe

sistemáticos, as instituições executoras têm como atribuições, coletar todas os cadáveres de cetáceos frescos ou em decomposição moderada (ao menos até Código 3, de acordo com a classificação proposta por Geraci e Lounsbury, 2005) e realização de necropsia, coleta de amostras biológicas e, na maioria dos casos, uma alíquota desse material é direcionada para análises laboratoriais visando a identificação dos possíveis agentes causadores das enfermidades. Estes programas realizam o registro das ocorrências de encalhes e encontros dos patógenos no SIMBA, o qual possui uma plataforma pública onde os dados são disponibilizados para a sociedade.

Apesar dos múltiplos esforços e avanços obtidos, em muitas situações, o diagnóstico definitivo ou a determinação da causa do óbito são prejudicados ou inviabilizados pelo avançado estado de decomposição ou pela dificuldade de realização de análises laboratoriais, algumas delas possíveis apenas em poucos laboratórios brasileiros ou com alto custo e ainda inacessíveis.

Considerável avanço foi feito nos últimos anos no sentido de identificar os principais patógenos capazes de acometer cetáceos no território brasileiro, contudo, se faz necessária a realização de estudos futuros coordenados para obter informações prioritárias que permitam ampliar o conhecimento sobre condições clínico-patológicas e epidemiológicas de patógenos já reportados no território nacional, assim como possibilitar a identificação de patógenos emergentes. Devido aos hábitos migratórios de muitas espécies de cetáceos, que podem carrear patógenos de uma região para outra, e à exposição desses animais a microrganismos provenientes da população humana e de animais terrestres que contaminam o ambiente aquático, o monitoramento da saúde de populações de cetáceos é desejável no contexto de Saúde Única. De acordo com o Ministério da Saúde, o termo Saúde Única se define como “uma abordagem global multissetorial, transdisciplinar, transcultural, integrada e unificadora que visa equilibrar e otimizar de forma sustentável a saúde de pessoas, animais e ecossistemas”.

Ainda, uma importante lacuna existente é a escassez de testes laboratoriais que sejam apropriadamente padronizados e que permitam o diagnóstico acurado de infecções em populações selvagens. O desenvolvimento e a padronização

de métodos laboratoriais para as infecções consideradas relevantes nos cetáceos e a uniformização de seu uso podem contribuir para a obtenção de informações mais consistentes e para a comparação de resultados obtidos em diferentes contextos.

Essa compilação traz uma linha de base de conhecimento que poderá servir como guia para orientação de programas de monitoramento de doenças negligenciadas e emergentes e para alertar e orientar os grupos de pesquisa e gestores quanto a necessidade de abordagem do tema em ações de conservação no Brasil.

Conclusão

Os resultados encontrados evidenciam a vulnerabilidade das espécies de cetáceos na costa brasileira a múltiplas doenças, inclusive a patógenos capazes de contribuir para o declínio populacional de espécies que se encontram em alguma categoria de risco de extinção. Considerando as tendências econômicas e de uso desordenado e não sustentável do oceano e de sua biodiversidade, a presença das doenças avaliadas tende a aumentar e dispersar para novos ambientes e espécies. Os estressores ambientais gerados pelas atividades antropogênicas que contribuem para o desenvolvimento das patologias estão em aumento contínuo, incluindo entre estes a entrada de esgoto sanitário nos ambientes costeiros e marinhos, a contaminação química, a poluição sonora subaquática e a degradação do *habitat*, todos impactos potenciais responsáveis pela disseminação de patógenos ou por causar estresse e imunossupressão em diferentes populações de cetáceos. Atualmente no Brasil existem diversos centros de reabilitação e grupos de pesquisa ao longo de toda a costa, potencializando a avaliação de animais vivos e mortos quanto à condição de saúde. Dessa forma, a realização de exames de rotina em animais vivos, quando entram na reabilitação e quando são soltos, assim como necropsias e exames patológicos complementares, são de suma importância para verificar os patógenos carreados pelo indivíduo naturalmente ou adquiridos durante o tratamento em cativeiro, assim como integrar o conhecimento das alterações macro e micro associadas à presença dos patógenos, estabelecer critérios diagnósticos e avaliar potencial de dispersão e

efeitos populacionais das doenças registradas. Ainda, como existem patógenos que ficam latentes e podem aparecer durante períodos de baixa imunidade, como aqueles causados por estresse durante do processo de reabilitação, é essencial a avaliação detalhada, buscando o uso de ferramentas moleculares e testes mais robustos para animais a serem soltos após tratamento.

A lista de patógenos que podem afetar as populações de cetáceos não se limita a apenas as descritas neste estudo e reunidas da literatura, pois com o avanço das tecnologias analíticas novos organismos e mutações de patógenos conhecidos vêm sendo descritos, reforçando a importância de que estudos sobre estes aspectos sejam estimulados em todo o território. Concluindo, recomendam-se as seguintes ações relacionadas a listagem de patógenos a serem realizadas pelos profissionais e instituições que atuam na conservação dos cetáceos marinhos:

1. realizar a manutenção e acréscimo de programas de monitoramento e avaliação de patógenos em cadáveres de cetáceos;
2. executar e ampliar as técnicas diagnósticas de avaliação das doenças e determinação de agentes etiológicos;
3. realizar o manejo adequado de atividades causadoras de impactos e mitigação de efeito potencial de estresse ambiental aos animais;
4. reduzir as fontes de patógenos – por exemplo, esgoto sanitário urbano;
5. revalidar as ações de conservação relacionadas à identificação de patógenos nos próximos ciclos do PAN cetáceos marinhos e inclusão dessa temática nos PANs de outros mamíferos aquáticos, se avaliado pertinente pelos grupos que forem elaborar os próximos ciclos dos PANs;
6. incentivar a identificação de patógenos em unidades de conservação e em áreas consideradas prioritárias para a conservação das espécies;
7. notificar os órgãos competentes (por exemplo: Ministério da Agricultura), em caso de doença de notificação obrigatória, antes mesmo da divulgação em publicações científicas;

8. incentivar que sempre que identificado novos patógenos ou espécimes acometidos, os relatórios, resultados e trabalhos científicos resultantes dos achados, sejam apensados ao relatório do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (Sisbio);
9. aportar as informações da saúde dos animais (espécie acometida, local de registro e patógeno) no Sistema de Apoio ao Monitoramento de Mamíferos Marinhos (SIMMAM), e;
10. incentivar que se ampliem as submissões de publicações científicas sobre os patógenos identificados no Brasil, com maior brevidade possível.

Agradecimentos

Os autores agradecem à Giulliani Manfredini pela confecção do mapa de patógenos no Brasil; aos pesquisadores que vêm realizando estudos sobre as doenças em cetáceos no Brasil, bem como ao grupo de elaboração do PAN Cetáceos pela inclusão da temática nas ações de conservação para as espécies.

Referências

Abdo W et al. Disseminated mycosis in a killer whale (*Orcinus orca*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 24(1): 211-218, 2012a.

Abdo W et al. Pulmonary zygomycosis with *Cunninghamella bertholletiae* in a killer whale (*Orcinus orca*). *Journal of Comparative Pathology*. 147(1): 94-99, 2012b.

Agnew W e Barnes AC. *Streptococcus iniae*: An aquatic pathogen of global veterinary significance and a challenging candidate for reliable vaccination. *Veterinary Microbiology*. 122: 1-15 Issues 1-2, 2007

Ahmadpour E et al. *Toxoplasma gondii* infection in marine animal species, as a potential source of food contamination: A systematic review and meta-analysis. *Acta Parasitologica*, 67(2): 592-605, 2022.

Arbelo M et al. Herpes virus infection associated with interstitial nephritis in a beaked whale (*Mesoplodon densirostris*). *BMC Veterinary Research*, 8(243): 1-7, 2012.

Attademo FLN et al. Retrospective survey for pathogens in stranded marine mammals in Northeastern Brazil: *Brucella* spp. infection in a Clymene dolphin (*Stenella clymene*). *Journal of Wildlife Diseases*, 54(1): 151-155, 2018.

Attias M, Teixeira DE, Benchimol M, Vommaro RC, Crepaldi PH, De Souza W. The life-cycle of *Toxoplasma gondii* reviewed using animations. *Parasit Vectors*. Nov 23; 13(1): 588. 2020.

Baquero F, Coque TM, Martínez JL, Aracil-Gisbert S, Lanza VF. Gene transmission in one health microsphere and channels of antimicrobial resistance. *Frontiers in Microbiology*, 10(2892): 1-14, 2019.

Barret T et al. Dolphin and Porpoise Morbilliviruses Are Genetically Distinct from Phocine Distemper Virus. *Virology*, 193: 1010-1012, 1993.

Barnett J, Dastjerdi A, Davison N, Deaville R, Everest D et al. Identification of Novel Cetacean Poxviruses in Cetaceans Stranded in South West England. *PLOS ONE* 10(6): e0124315, 2015.

Best PB, McCully RM. Zygomycosis (phycomycosis) in a right whale (*Eubalaena australis*). *Journal of Comparative Pathology*, 8(3): 341-348, 1979.

Bharti AR et al. Leptospirosis: A zoonotic disease of global importance. *Lancet Infectious Diseases*, 3(12): 757-771, 2003.

Blanchard TW, Santiago NT, Lipscomb TP, Garber RL, McFee WE, Knowles S. Two novel alphaherpesviruses associated with fatal disseminated infections in Atlantic bottlenose dolphins. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(2): 297-305, 2001.

Bonar CJ, Wagner RA. A third report of 'golf ball disease' in an Amazon River dolphin (*Inia geoffrensis*) associated with *Streptococcus iniae*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34(3): 296-301, 2003.

Borges JCG et al. *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* sp. in aquatic mammals in northern and northeastern Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms*, 126: 25-31, 2017.

Bossart GD. Marine mammals as sentinel species for oceans and human health. *Veterinary Pathology*, 48(3): 676-690, 2011a.

Bossart GD et al. Clinicoimmunopathologic findings in Atlantic bottlenose dolphins *Tursiops truncatus* with positive cetacean morbillivirus antibody titers. *Diseases of Aquatic Organisms*, 97(2): 103-112, 2011b.

Bossart GD. Emerging diseases in marine mammals: from dolphins to manatees. *Microbe*, 2(11): 544-549, 2007.

Carvalho VL. 2009. Parasitos metazoários de cetáceos da costa nordeste do Brasil. Dissertação (Mestrado em Reprodução e Sanidade Animal). Universidade Estadual do Ceará. 80p.

Carvalho VL et al. Metazoan parasites of cetaceans off the northeastern coast of Brazil. *Veterinary Parasitology*, 173(1-2): 116-122, 2010.

- Ceccolini ME, Wessels M, Macgregor SK, Deaville R et al. *Erysipelothrix rhusiopathiae* sistêmico em sete delphinídeos de vida livre encalhados na Inglaterra e no País de Gales. *Dis Aquat Org* 145: 173-184, 2021.
- Cilia G, Bertelloni F, Albini S, Fratini F. Insight into the Epidemiology of Leptospirosis: A Review of *Leptospira* Isolations from “Unconventional” Hosts. *Animals (Basel)*, 11(1): 191, 2021.
- Cocumelli C, Fichi G, Marsili L, Senese Matteo, Cardeti Giusy, Cersini Antonella, Ricci Enrica, Garibaldi Fulvio, Scholl Francesco, Di Guardo Giovanni, Terracciano Giuliana. Cetacean Poxvirus in Two Striped Dolphins (*Stenella coeruleoalba*) Stranded on the Tyrrhenian Coast of Italy: Histopathological, Ultrastructural, Biomolecular, and Ecotoxicological Findings. *Frontiers in Veterinary Science*, (5), 2018.
- Colegrove KM et al. Fetal distress and in utero pneumonia in perinatal dolphins during the Northern Gulf of Mexico unusual mortality event. *Diseases of Aquatic Organisms*, 119(1): 1-16, 2016.
- Costa-Silva S et al. *Toxoplasma gondii* in cetaceans of Brazil: a histopathological and immunohistochemical survey. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28(3): 395-402, 2019.
- Cunha HA et al. Epidemiological features of the first unusual mortality event linked to cetacean morbillivirus in the South Atlantic (Brazil, 2017-2018). *Marine Mammal Science*, 37(4): 1375-1390, 2021.
- Curtiss JB et al. *Brucella ceti* sequence type 23, 26, and 27 infections in North American cetaceans. *Diseases of Aquatic Organisms*, 148: 57-72, 2022.
- Dailey M, Walsh M, Odell D, Campbell T. Evidence of prenatal infection in the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) with the lungworm *Halocercus lagenorhynchi* (Nematoda: Pseudaliidae). *Journal of Wildlife Diseases*, 27(1): 164-165, 1991.
- Dailey MD. 2001. Parasitic Diseases, p. 357-379. In: Dierauf LA, Gulland FMD, (orgs). *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. Boca Raton: CRC Press. 1120p.
- Davison NJ et al. Meningoencephalitis in a common minke whale *Balaenoptera acutorostrata* associated with *Brucella pinnipedialis* and gamma-herpesvirus infection. *Diseases of Aquatic Organisms*, 144: 231-235, 2021a.
- Davison NJ et al. First confirmed reports of the isolation of *Brucella ceti* from a Risso's dolphin *Grampus griseus* and a killer whale *Orcinus orca*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 145: 191-195, 2021b.
- Di Benedetto APM, Ramos RMA. 2001. *Biologia e conservação de pequenos cetáceos no norte do estado do Rio de Janeiro*. UENF. 94p.
- Di Francesco G, Di Renzo L, Garofolo G, Tittarelli M, Di Guardo G. Two neurotropic pathogens of concern for striped dolphins. *Veterinary Record*, 187(11): e92, 2020.
- Di Guardo G, Mazzariol S, Fernández, Biologically threatened dolphins and whales. *Environmental Microbiol*. 13: 2833-2834, 2011.
- Díaz-Delgado J et al. Comparative histopathologic and viral immunohistochemical studies on CeMV infection among Western Mediterranean, Northeast-Central, and Southwestern Atlantic cetaceans. *PlosOne*, 14(3): e0213363, 2019.
- Díaz-Delgado J et al. Fatal Systemic Toxoplasmosis by a Novel Non-archetypal *Toxoplasma gondii* in a Bryde's Whale (*Balaenoptera edeni*). *Frontiers in Marine Science*, 7(336): 1-7, 2020.
- Díaz-Santana P et al. Nocardiosis in Free-Ranging Cetaceans from the Central-Eastern Atlantic Ocean and contiguous Mediterranean Sea. *Animals*, 12(434): 1-11, 2022.
- Domiciano IG, Domit C, Broadhurst MK, Koch MS, Bracarense APFRL. Assessing disease and mortality among small cetaceans stranded at a World Heritage Site in Southern Brazil. *Plos One*, 11(2): e0149295, 2016.
- Domiciano IG, Bracarense APFRL, Domit C, Marcondes MCC. *Enfermidades e impactos antrópicos em cetáceos no Brasil*. *Clínica Veterinária*, 17(99): 100-110, 2012.
- Domingo M et al. Pathologic and immunocytochemical studies of morbillivirus infection in striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*). *Veterinary Pathology*, 29(1): 1-10, 1992.
- Ebert MB, Valente ALS. *Novos registros de Nasitrema atenuata e Nasitrema globicephalae (Trematoda: Brachycladiidae) Neiland, Rice e Holden, 1970 em delphinídeos do Atlântico Sul*. *Check List*, 9(6): 1538-1540, 2013.
- Febronio AMB et al. Crassicaudiasis in three geographically and chronologically distant Cuvier's beaked whales (*Ziphius cavirostris*) stranded off Brazil. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 16: 262-269, 2021.
- Fernandez A et al. Morbillivirus and pilot whale deaths, Mediterranean Sea. *Emerging Infectious Diseases journal*, 14(5): 792-794, 2008.
- Figueiredo HC, Netto LN, Leal CA, Pereira UP, Mian GF. *Streptococcus iniae* outbreaks in Brazilian Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) farms. *Brazilian Journal of Microbiology*, 43(2): 576-580, 2012.
- Fiorito CD, Bentancor A, Lombardo D, Bertellotti M. *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolated from gull-inflicted wounds in southern right whale calves. *Diseases of Aquatic Organisms*, 121(1): 67-73, 2016.

- Flach L, Alonso MB, Marinho T, Van Waerebeek K, Van Bresse MF. Clinical signs in free-ranging Guiana dolphins *Sotalia guianensis* during a morbillivirus epidemic: case study in Sepetiba Bay, Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms*, 133: 175-180, 2019.
- Foster G et al. A review of *Brucella* sp. infection of sea mammals with particular emphasis on isolates from Scotland. *Veterinary Microbiology*, 90(1-4): 563-580, 2002.
- Foster G, Osterman BS, Godfroid J, Jacques I, Cloeckert A. *Brucella ceti* sp. nov. and *Brucella pinnipedialis* sp. nov. for *Brucella* strains with cetaceans and seals as their preferred hosts. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 57(Pt 11): 2688-2693, 2007.
- Fuentes-Castillo D et al. Colistin-resistant *Enterobacter kobei* carrying mcr-9.1 and bla CTX-M-15 infecting a critically endangered franciscana dolphin (*Pontoporia blainvillei*), Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(6): 3048-3054, 2021.
- Geraci JR, Lounsbury VJ. 2005. Marine mammals ashore: a field guide for strandings. National Aquarium in Baltimore. 371p.
- Giorda F, Romani-Cremaschi U, Marsh AE, Grattarola C, Iulini B, Pautasso A, Varello K, Berio E, Gazzuola P, Marsili L, Di Francesco CE, Gorla M, Verna F, Audino T, Pelet S, Caramelli M, Fernández-Escobar M, Sierra E, Fernández A, Calero-Bernal R, Casalone C. Evidence for Unknown Sarcocystis-Like Infection in Stranded Striped Dolphins (*Stenella coeruleoalba*) from the Ligurian Sea, Italy. *Animals*, 2021.
- Grazziotin AL, Vidal NM, Hoepers PG et al. Comparative genomics of a novel clade shed light on the evolution of the genus *Erysipelothrix* and characterise an emerging species. *Sci Rep* 11: 3383, 2021.
- Groch KR et al. Novel cetacean morbillivirus in Guiana dolphin, Brazil. *Emerging Infectious Diseases*, 20(3): 511-513, 2014.
- Groch KR et al. Guiana Dolphin Unusual Mortality Event and Link to Cetacean Morbillivirus, Brazil. *Emerging Infectious Diseases*, 24(7): 1349-1354, 2018a.
- Groch KR et al. Pulmonary and systemic fungal infections in an Atlantic spotted dolphin and a Bryde's whale, Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms*, 128(1): 73-79, 2018b.
- Groch KR et al. Pathology and causes of death in stranded humpback whales (*Megaptera novaeangliae*) from Brazil. *PLoS One*, 13(5): e0194872, 2018c.
- Groch KR et al. Cetacean morbillivirus in Southern Right Whales, Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 66(1): 606-610, 2019.
- Groch KR et al. The Pathology of Cetacean Morbillivirus Infection and Comorbidities in Guiana Dolphins During an Unusual Mortality Event (Brazil, 2017-2018). *Veterinary Pathology*, 57(6): 845-857, 2020a.
- Groch KR et al. Cetacean Morbillivirus Infection in a Killer Whale (*Orcinus orca*) from Brazil. *Journal of Comparative Pathology*, 181: 26-32, 2020b.
- Groch KR et al. Cetacean morbillivirus in Humpback whales' exhaled breath. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(4):1736-1743, 2021.
- Löffler SG et al. Isolation of a Seawater Tolerant *Leptospira* spp. from a Southern Right Whale (*Eubalaena australis*). *PLoS One*, 10(12): e0144974, 2015.
- Guimarães JP, Febronio AMB, Vergara-Parente JE, Werneck MR. Lesions Associated with *Halocercus brasiliensis* Lins de Almeida, 1933 in the Lungs of Dolphins Stranded in the Northeast of Brazil. *The Journal of Parasitology*, 101(2): 248-251, 2015.
- Guzmán-Verri C et al. *Brucella ceti* and brucellosis in cetaceans. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 2(3): 1-22, 2012.
- Hernández-Mora G, Palacios-Alfaro JD, González-Barrientos R. Wildlife reservoirs of brucellosis: *Brucella* in aquatic environments. *Revue Scientifique et Technique*, 32(1): 89-103, 2013.
- Howard EB, Britt JO, Matsumoto G. 1983. Parasitic diseases, p. 95-106. *In*: Howard EB (org.). *Pathobiology of marine mammal diseases*. CRC Press. 244p.
- Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – GTEMA. 1997. Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de ação. IBAMA. 80p.
- Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. 2001. Mamíferos Aquáticos do Brasil: Plano de Ação – Versão II. IBAMA. 61p.
- Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2010. Plano de Ação Nacional para a Conservação do Pequeno Cetáceos e Toninha (*Pontoporia blainvillei*). ICMBio. 75p.
- Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2011a. Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Mamíferos Aquáticos Pequenos Cetáceos. ICMBio. 132p.
- Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2011b. Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Mamíferos Aquáticos Grandes Cetáceos e Pinípedes. ICMBio. 156p.
- Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2018a. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. ICMBio. 4162p.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2018. Portaria nº 249 de 4 de abril de 2018. Aprova o Plano Nacional de Conservação de Peixe-boi-Marinho, estabelecendo seu objetivo geral, objetivos específicos, prazo de execução, abrangência, supervisão e revisão, 2018b.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2019. Portaria nº 19, de 16 de janeiro de 2019. Aprova o Plano de Ação Nacional para Conservação de Mamíferos Aquáticos Amazônicos Ameaçados de Extinção – PAN Mamíferos Aquáticos Amazônicos, contemplando três táxons ameaçados de extinção, estabelecendo seu objetivo geral, objetivos específicos, espécies contempladas, prazo de execução, formas de implementação, supervisão, revisão e institui o Grupo de Assessoramento Técnico, 2019a.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2019. Portaria Nº 375, de 1 de agosto de 2019. Aprova o Plano de Ação Nacional para Conservação de Cetáceos Marinhos Ameaçados de Extinção – PAN Cetáceos Marinhos, contemplando sete táxons ameaçados de extinção, estabelecendo seu objetivo geral, objetivos específicos, espécies contempladas, prazo de execução, formas de implementação, supervisão, revisão e institui o Grupo de Assessoramento Técnico, 2019b.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2019. Portaria Nº 655, de 4 de novembro de 2019. Aprova o 2º ciclo do Plano de Ação Nacional para Conservação da Toninha – PAN Toninha, contemplando um táxon ameaçado de extinção, estabelecendo seu objetivo geral, objetivos específicos, espécie contemplada, prazo de execução, formas de implementação, supervisão, revisão e institui o Grupo de Assessoramento Técnico, 2019c.

International Union for Conservation of Nature. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria. Version 13. Prepared by the Standards and Petitions Subcommittee.

Haque AK. 1992. Pathology of common pulmonary fungal infections. *J. Thorac. Imaging* 7: 1-11.

Kennedy-Stoskopf S. 2001. Viral diseases, p. 285-307. *In: Dierauf LA, Gulland FMD (orgs). CRC Handbook of Marine Mammal Medicine. 2. ed. Florida: CRC Press. 1120p.*

Kumar V, Vercruysse J, Kageruka P, Mortelmans J. *Nasitrema attenuata* (Trematoda) infection of *Tursiops truncatus* and its potentialities as an aetiological agent of chronic pulmonary lesions. *Journal of Helminthology*, 49(4): 289-292, 1975.

Leger JS et al. Comparative pathology of nocardiosis in marine mammals. *Veterinary Pathology*, 46(2): 299-308, 2009.

Leger JS, Raverty S, Mena A. 2018. Cetacea, p. 533-568. *In: Terio KA, Mcaloose D, Leger JS (orgs.). Pathology of Wildlife and Zoo Animals. Academic Press, Elsevier. 1092p.*

Lipscomb TP, Schulman FY, Moffett D, Kennedy S. Morbilliviral disease in Atlantic bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) from the 1987-1988 epizootic. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(4): 567-571, 1994.

Manire CA, Smolarek KA, Romero CH, Kinsel MJ, Clauss TM, Byrd L. Proliferative dermatitis associated with a novel alphaherpesvirus in an atlantic bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 37(2): 174-181, 2006.

Marigo J, Ruoppolo V, Rosas W, Valente ALS, Oliveira MR, Dias RA, Catão-Dias JL, Helminths of *Sotalia guianensis* (Cetacea: Delphinidae) from the South and Southeastern Coasts of Brazil. *Journal of Wildlife Diseases*, 46(2): 599-602, 2010.

Martineau D, Lagacé A, Béland P, Higgins R, Armstrong D, Shugart LR. Pathology of stranded beluga whales (*Delphinapterus leucas*) from the St. Lawrence Estuary, Québec, Canada. *Journal of Comparative Pathology*, 98(3): 287-310, 1988.

McFee WE, Wu D, Colegrove K, Terio K, Balthis L, Young R. Occurrence of *Brucella ceti* in stranded bottlenose dolphins *Tursiops truncatus* coincides with calving season. *Diseases of Aquatic Organisms*, 141: 185-193, 2020.

Measures LN. 2001. Lungworms of marine mammals, p. 279-300. *In: Samuel WM, Pybus M, Kocan AA (orgs.). Parasitic diseases of wild mammals. 2nd ed. Iowa State University Press. 568p.*

Melero M, Crespo-Picazo JL, Rubio-Guerri C, García-Párraga D, Sánchez-Vizcaíno JM. First molecular determination of herpesvirus from two mysticete species stranded in the Mediterranean Sea. *BMC Veterinary Research*, 11(283): 1-5, 2015.

Melo OP, Ramos RMA, Di Benedetto APM. Helminths of the marine tucuxi, *Sotalia fluviatilis* (Gervais, 1853) (Cetacea: Delphinidae), in northern Rio de Janeiro State, Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 49(1): 145-148, 2006.

Ministério do Meio Ambiente (MMA). 2014. Portaria MMA Nº 444, de 17 de dezembro de 2014. Diário Oficial da União. <https://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-plano-de-acao-ARQUIVO/00-saiba-mais/04_-_PORTARIA_MMA_N%C2%BA_444_DE_17_DE_DEZ_DE_2014.pdf>. Acesso em: 12/03/2022.

Monahan AM, Miller IS, Nally JE. Leptospirosis: risks during recreational activities. *Journal of Applied Microbiology*, 107(3): 707-716, 2009.

- Moore SE. Marine mammals as ecosystem sentinels. *Journal of Mammalogy*, 89(3): 534-540, 2008.
- Morimitsu T, Nagai T, Ide M, Ishii A, Koono M. Parasitogenic *Octavus* Neuropathy as a Cause of Mass Stranding of Odontoceti. *The Journal of Parasitology*, 72(3): 469-472, 1986.
- Moser M, Rhinehart H. The lungworm, *Halocercus* spp. (Nematoda: Pseudaliidae) in cetaceans from California. *Journal of Wildlife Diseases*, 29(3): 507-508, 1993.
- Neiland KA, Rice DW, Holden BL. Helminths of Marine Mammals, I. The Genus *Nasitrema*, Air Sinus Flukes of Delphinid Cetacea. *The Journal of Parasitology*, 56(2): 305-316, 1970.
- Nogueira RM. Primeiro registro de golfinho-de-Risso (*Grampus griseus*) G. Cuvier, 1812 (Cetacea, Delphinidae), no litoral do estado da Bahia, incluindo uma revisão da espécie em águas brasileiras. *Bioikos*, 14(1): 34-43, 2000.
- Novoselecki HE et al. Highly divergent herpesviruses in threatened river dolphins from Brazil. *Scientific Reports*, 11(24528): 1-11, 2021.
- Obusan MCM, Villanueva RMD, Siringan MAT, Rivera WL, Aragonés LV. *Leptospira* spp. and *Toxoplasma gondii* in stranded representatives of wild cetaceans in the Philippines. *BMC Veterinary Research*, 15:(372): 1-14, 2019.
- O'Shea TJ, Homer BL, Greiner EC, Layton AW. *Nasitrema* sp. associated encephalitis in a striped dolphin (*Stenella coeruleoalba*) stranded in the Gulf of Mexico. *Journal of Wildlife Diseases*, 27(4): 706-709, 1991.
- Pier GB, Madin SH. *Streptococcus iniae* sp. nov., a Beta-Hemolytic Streptococcus isolated from an Amazon freshwater dolphin, *Inia geoffrensis*. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 26: 545-553, 1976.
- Pinto RM, Muniz-Pereira LC, Alves VC, Siciliano S. First report of a helminth infection for Bryde's whale, *Balaenoptera edeni* Anderson, 1878 (Cetacea, Balaenopteridae). *Latin American Journal of Aquatic Mammals*, 3(2): 167-170, 2004.
- Piredda I et al. Isolation of *Leptospira interrogans* from a Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*) in the Mediterranean Sea. *Journal of Wildlife Diseases*, 56(3): 727-729, 2020.
- Powell SN, Wallen M, Bansal S, Mann J. Epidemiological investigation of tattoo-like skin lesions among bottlenose dolphins in Shark Bay, Australia. *Science of The Total Environment*, (630): 774-780, 2018.
- Reidarson TH, Harrell JH, Rinaldi MG, McBain J. Bronchoscopic and serologic diagnosis of *Aspergillus fumigatus* pulmonary infection in a bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, p. 451-455, 1998.
- Rhinehart HL, Manire CA, Klutzow FW, Bossart GD. Brain Lesions and Clinical Signs in Two Pygmy Killer Whales (*Feresa attenuata*) Associated with *Nasitrema* Sp. 1999. <<https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?id=3864426epid=11257e>>. Acesso em: 29/05/2022.
- Rijks JM et al. 2012. Morbillivirus Infections, p. 99-118. In: Gavier-Widén D, Duff JP, Meredith A (orgs.). *Infectious Diseases of Wild Mammals and Birds in Europe*. Wiley-Blackwell. 568p.
- Romano LA, Klosterhoff MC, Medeiros AFF, Pedrosa VF. Pulmonary Aspergillus in the dolphin (*Pontoporia blainvillei*). *Brazilian Journal of Veterinary Pathology*, 13(2): 524-526, 2020.
- Sacristán C et al. Novel herpesviruses in riverine and marine cetaceans from South America. *Acta Tropica*, 190: 220-227, 2019.
- Sacristán C, Esperón F, Ewbank AC, Kolesnikovas CKM, Catão-Dias JL. *Paracoccidioidomycosis ceti* in an Atlantic bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*), Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 65(2): 585-587, 2018.
- Saliki JT et al. A Novel Gammaherpesvirus Associated with Genital Lesions in a Blainville's Beaked Whale (*Mesoplodon densirostris*). *Journal of Wildlife Diseases*, 42(1): 142-148, 2006.
- Sánchez-Sarmiento AM et al. Molecular, serological, pathological, immunohistochemical and microbiological investigation of *Brucella* spp. in marine mammals of Brazil reveals new cetacean hosts. *Transboundary and Emerging Diseases*, 66(4): 1674-1692, 2019.
- Sánchez-Sarmiento AM et al. Survey of *Brucella* spp. and *Leptospira* spp. antibodies in cetaceans and manatees of the Amazon basin and Atlantic Ocean, Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms*, 132(1): 1-11, 2018a.
- Sánchez-Sarmiento AM et al. Brucellosis in a Clymene dolphin (*Stenella clymene*) stranded in Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 65(1): 289-291, 2018b.
- Santos CP, Rohde K, Ramos R, Di Benedetto AP. Helminths of cetaceans on the Southeastern Coast of Brazil. *Journal of Helminthology*, 63(1): 149-152, 1996.
- Sellera FP et al. Genomic insights into a halotolerant and virulent New Delhi metallo-beta-lactamase (NDM-1)-producing *Escherichia coli* infecting a pygmy sperm whale (*Kogia breviceps*) in the Atlantic coast of South America. *Science of Total Environment*, (submitted 2022).

- Sierra E. Histopathological Differential Diagnosis of Meningoencephalitis in Cetaceans: Morbillivirus, Herpesvirus, *Toxoplasma gondii*, *Brucella* sp., and *Nasitrema* sp. *Frontiers in Veterinary Science*, 7(650): 1-15, 2020.
- Sierra E et al. Retrospective Study of Etiologic Agents Associated with Nonsuppurative Meningoencephalitis in Stranded Cetaceans in the Canary Islands. *Journal of Clinical Microbiology*, 52(7): 2390-2397, 2014.
- Simões-Lopes PC, Paula GS, Both MC, Xavier FM, Scaramello AC. First case of Lobomycosis in a bottlenose dolphin from Southern Brazil. *Marine Mammal Science*, 9(3): 329-331, 1993.
- Sousa GP et al. *Brucella* infection investigation in cetaceans and manatees in Northeast Brazil. *Journal of Aquatic Animal Health*, 33(3): 125-132, 2021.
- Souza ECF et al. Avaliação do risco de extinção da fauna brasileira: ponto de partida para a conservação da biodiversidade. *Diversidade e Gestão*, 2(2): 62-75, 2018.
- Stephens N et al. Cetacean morbillivirus in coastal Indo-Pacific bottlenose dolphins, Western Australia. *Emerging Infectious Diseases*, 20(4): 666-670, 2014.
- Van Bresse MF, Van Waerebeek K, Raga JA. A review of virus infections of cetaceans and the potential impact of morbilliviruses, poxviruses and papillomaviruses on host population dynamics. *Diseases of Aquatic Organisms*, 38: 53-65, 1999.
- Van Bresse MF et al. A preliminary overview of skin and skeletal diseases and traumata in small cetaceans from South American waters. *The Latin American Journal of Aquatic Mammals*, 6(1): 7-42, 2007.
- Van Bresse MF et al. Emerging infectious diseases in cetaceans worldwide and the possible role of environmental stressors. *Diseases of aquatic organisms*, 86(2): 143-157, 2009.
- Van Bresse MF et al. Epidemiology of lobomycosis-like disease in bottlenose dolphins *Tursiops* spp. from South America and southern Africa. *Diseases of Aquatic Organisms*, 117(1): 59-75, 2015.
- Van der Sluijs, Jeroen P et al. (2008). "Expert Elicitation: Methodological suggestions for its use in environmental health impact assessments". NUSAP. Retrieved 25 November 2015.
- Vilela R et al. *Cutaneous granulomas* in dolphins caused by novel uncultivated *Paracoccidioides brasiliensis*. *Emerging Infectious Diseases*, 22(12): 2063-2069, 2016.
- Whatmore AM et al. Characterisation of North American *Brucella* isolates from marine mammals. *Plos One*, 12(9): e0184758, 2017.
- Zappulli V, Mazzariol S, Cavicchioli L, Petterino C, Bargelloni L, Castagnaro M. Fatal necrotizing fasciitis and myositis in a captive common bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) associated with *Streptococcus agalactiae*. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 17(6): 617-622, 2005.
- Zuerner RL, Alt DP. Variable nucleotide tandem-repeat analysis revealing a unique group of *Leptospira interrogans* serovar Pomona isolates associated with California sea lions. *Journal of Clinical Microbiology*, 47(4): 1202-1205, 2009.

Biodiversidade Brasileira – BioBrasil.

Fluxo Contínuo e Seção Temática:

Planos de Ação Nacional para Conservação de Espécies Ameaçadas de Extinção
n.4, 2023

<http://www.icmbio.gov.br/revistaeletronica/index.php/BioBR>

Biodiversidade Brasileira é uma publicação eletrônica científica do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) que tem como objetivo fomentar a discussão e a disseminação de experiências em conservação e manejo, com foco em unidades de conservação e espécies ameaçadas.

ISSN: 2236-2886