

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA**

**ESTUDO RETROSPECTIVO DA OCORRÊNCIA DE
BACTÉRIAS E DO PERFIL DE SENSIBILIDADE AOS
ANTIMICROBIANOS EM MAMÍFEROS MARINHOS
ENCALHADOS NO LITORAL DE SÃO PAULO (2017 A
2022)**

RICARDO SHOITI ICHIKAWA

Botucatu – SP

2024

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA**

**ESTUDO RETROSPECTIVO DA OCORRÊNCIA DE
BACTÉRIAS E DO PERFIL DE SENSIBILIDADE AOS
ANTIMICROBIANOS EM MAMÍFEROS MARINHOS
ENCALHADOS NO LITORAL DE SÃO PAULO (2017 A
2022)**

RICARDO SHOITI ICHIKAWA

Dissertação apresentada junto ao Programa de Pós-Graduação em Animais Selvagens para a obtenção do título de Mestre.

Orientador: Prof. Dr. Jean Carlos Ramos da Silva

Coorientador: Prof. Associado Marcio Garcia Ribeiro

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: MARIA CAROLINA A. CRUZ E SANTOS-CRB 8/10188

Ichikawa, Ricardo Shoiti.

Estudo retrospectivo da ocorrência de bactérias e do perfil de sensibilidade aos antimicrobianos em mamíferos marinhos encalhados no litoral de São Paulo (2017 a 2022) / Ricardo Shoiti Ichikawa. - Botucatu, 2024

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia

Orientador: Jean Carlos Ramos da Silva

Coorientador: Marcio Garcia Ribeiro

Capes: 50502000

1. Cetacea. 2. Noxas. 3. Pinípedes. 4. Farmacorresistência bacteriana.

Palavras-chave: Cetacea; Patógenos; Pinnipedia; Resistência antimicrobiana.

Nome do autor: **Ricardo Shoiti Ichikawa**

TÍTULO: ESTUDO RETROSPECTIVO DA OCORRÊNCIA DE BACTÉRIAS E DO PERFIL DE SENSIBILIDADE AOS ANTIMICROBIANOS EM MAMÍFEROS MARINHOS ENCALHADOS NO LITORAL DE SÃO PAULO (2017 A 2022)

COMISSÃO EXAMINADORA

Prof. Titular Dr. Jean Carlos Ramos da Silva

Presidente e Orientador

Departamento de Medicina Veterinária

Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE – Pernambuco

Prof. Assistente Dr. Felipe Fornazari

Departamento de Higiene Veterinária e Saúde Pública

Programa de Pós-Graduação em Animais Selvagens da Universidade Estadual Paulista - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia - FMVZ – UNESP – Botucatu

Dra. Daphne Wrobel Goldberg

Projeto Albatroz

Instituto de Pesquisas Ambientais Littoralis

Data da Defesa: 02/02/2024

Agradecimentos

Gostaria de agradecer à Claudia Carvalho do Nascimento pela ponte na comunicação com os Centros de Reabilitação e Despetrolização e pelo auxílio nas autorizações para acesso aos dados utilizados neste estudo. Agradecemos também a todos da equipe do Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS), no litoral de São Paulo. Um agradecimento especial às equipes do Instituto Biopesca (Praia Grande), Gremer (Guarujá), Instituto Argonauta (Ubatuba) e IPEC (Cananéia). e à PETROBRAS, por autorizar o acesso aos dados presentes neste trabalho.

Quero agradecer também ao meu orientador Jean Carlos Ramos da Silva e ao meu coorientador Marcio Garcia Ribeiro por todo suporte e auxílio no desenvolvimento e escrita deste trabalho.

Não poderia deixar de agradecer aos meus pais, por todo apoio emocional e financeiro, e que mesmo distantes, continuam sendo o pilar mais importante para eu seguir em frente.

Aos meus amigos, pela convivência, me apoiando e fazendo com que eu me sentisse em família, mesmo longe de casa.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001”.

Sumário

LISTA DE FIGURAS	I
LISTA DE TABELAS.....	II
Resumo	IV
Abstract	V
1 INTRODUÇÃO	3
2 OBJETIVOS	7
3 REVISÃO DE LITERATURA	9
3.1 Mamíferos marinhos.....	9
3.2 Mamíferos marinhos como sentinelas.....	11
3.3 Bactérias multirresistentes isoladas em mamíferos marinhos.....	13
3.4 Bactérias	16
3.4.1 Bactérias Gram negativas.....	16
3.4.2 Bactérias Gram positivas.....	21
4 REFERÊNCIAS	23
ARTIGO CIENTÍFICO	38
1 Resumo	39
2 Introdução	40
3 Materiais e métodos	42
3.1 Delineamento amostral.....	42
3.2 Obtenção de dados.....	43
3.3 Análise do banco de dados.....	43
3.4 Cultivo e identificação bacteriana.....	44
3.5 Teste de sensibilidade.....	45
3.6 Análise espacial e estatística.....	46
4 Resultados	46
4.1 Grupo de animais do estudo.....	46
4.2 Bactérias isoladas.....	48
4.3 Afecções.....	49
4.4 Afecções em cetáceos.....	49
4.5 Afecções em pinípedes.....	50

4.6 Perfil de sensibilidade antimicrobiana nos isolados das diferentes ordens de mamíferos marinho.....	50
4.7 Perfil de sensibilidade antimicrobiana de acordo com os diferentes grupos de bactérias.....	51
4.8 Isolados bacterianos resistentes a múltiplas drogas.....	51
5 Discussão.....	52
6 Agradecimentos.....	55
7 Referências.....	56
APÊNDICE.....	71

Lista de Figuras

Figura 1. Mapa de localização e distribuição de animais encalhados e com isolados bacterianos no litoral de São Paulo (2017-2022).....	70
---	----

Lista de Tabelas

Tabela 1.	Frequência de bactérias isoladas em mamíferos marinhos de acordo com o grupo de bactérias e espécie animal. São Paulo, SP (2017-2022).....	62
Tabela 2.	Frequência de isolados bacterianos de acordo gênero/espécie e afecções em mamíferos marinhos. São Paulo, SP (2017-2022).....	65
Tabela 3.	Sensibilidade microbiana in vitro (método de difusão com discos) em isolados bacterianos obtidos de mamíferos marinhos. São Paulo, SP (2017-2022).....	67
Tabela 4.	Perfil de sensibilidade in vitro aos antimicrobianos para os principais grupos de bactérias isoladas em mamíferos marinhos. São Paulo (2017-2022).....	68

ICHIKAWA, R.S. Estudo retrospectivo da ocorrência de bactérias e do perfil de sensibilidade aos antimicrobianos em mamíferos marinhos encalhados no litoral de São Paulo, entre 2017 a 2022. Botucatu, 2024. 80p. Dissertação (Mestrado em Animais Selvagens –) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Campus de Botucatu, Universidade Estadual Paulista.

RESUMO

Mamíferos marinhos são potenciais sentinelas da saúde do ambiente marinho. Devido à sua posição no topo da cadeia trófica e à sua longa expectativa de vida, estes organismos tendem a bioacumular contaminantes ao longo do tempo, funcionando como um reflexo do estado geral do ecossistema em que habitam. Diversas espécies de bactérias foram isoladas e identificadas em mamíferos marinhos, muitas das quais demonstram resistência a múltiplos antimicrobianos. A presença desses patógenos tem sido associada às regiões costeiras mais impactadas pela atividade humana. Diversos fatores antropogênicos contribuem para a degradação dos habitats costeiro e marinho, incluindo a poluição advinda de escoamento urbano, os efluentes hospitalares não tratados, as descargas industriais, as atividades agrícolas, entre outros; todos contribuindo para a disseminação da resistência a antimicrobianos no ambiente marinho. Dentro deste contexto, este trabalho teve por objetivo realizar um estudo retrospectivo de cinco anos (2017-2022) de isolados bacterianos e seus perfis de sensibilidade de mamíferos marinhos encalhados no litoral de São Paulo, Brasil. No período do estudo, foram avaliados 60 animais pertencentes aos grupos de pinípedes e de cetáceos, sendo isolada ao menos uma espécie em 54 animais. O principal grupo de bactérias isoladas foram as da família Enterobacteriaceae, representando 60,9% dos isolados. A afecção mais comum associada aos cultivos bacterianos foi a pneumonia. Do total de 92 isolados, 20,6% (19/92) foram multirresistentes a diversos antimicrobianos. A presença desses patógenos em mamíferos marinhos suscita preocupações significativas tanto para a saúde animal quanto para a possível transmissão para outras espécies, incluindo a humana. Esforços para reduzir a poluição, gerenciar o uso de antibióticos, juntamente com vigilância e pesquisa aprimoradas, são fundamentais para lidar com essa ameaça emergente e proteger a saúde dos mamíferos marinhos e a integridade geral dos ecossistemas marinhos.

Palavras-chave: Cetacea; Pinnipedia; patógenos; resistência antimicrobiana.

ICHIKAWA, R.S. Retrospective epidemiological study of the occurrence of bacteria and the sensitivity profile to antimicrobials in marine mammals rescued on the coast of São Paulo (2017 to 2022). Botucatu, 2023. 80p. Dissertação (Mestrado em Animais Selvagens –) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Campus de Botucatu, Universidade Estadual Paulista.

SUMMARY

Marine mammals serve as potential sentinels of marine ecosystem health. Given their position atop the food chain and their long lifespans, these organisms tend to bioaccumulate contaminants over time, reflecting the overall state of their ecosystem. Various bacterial species, many of which exhibit resistance to multiple antimicrobials, have been isolated and identified in marine mammals. The presence of these pathogens is associated with coastal regions most impacted by human activity. Numerous anthropogenic factors contribute to the degradation of coastal and marine habitats, including pollution from urban runoff, untreated hospital effluents, industrial discharges, and agricultural activities, among other things. These all contribute to the spread of antimicrobial resistance in the marine environment. Against this backdrop, this study aimed to carry out a retrospective analysis over a five-year period (2017-2022) of bacterial isolates and their sensitivity profiles from marine mammals stranded on the coast of Sao Paulo, Brazil. Over the study period, 60 animals from the pinniped and cetacean groups were evaluated, with at least one species of bacteria isolated in 54 animals. The primary group of bacteria isolated were those from the Enterobacteriaceae family, representing 60.9% of isolates. The most common illness associated with these bacterial cultures was pneumonia. Of the total of 92 isolates, 20.6% (19/92) were multidrug resistant. The presence of these pathogens in marine mammals raises substantial concerns for both animal health and potential transmission to other species, including humans. Efforts to reduce pollution, manage antibiotic use, alongside enhanced surveillance and research, are fundamental in addressing this emerging threat, protecting the health of marine mammals, and maintaining the overall integrity of marine ecosystems.

Keywords: Cetacea; Pinnipedia; pathogens; antimicrobial resistance.

INTRODUÇÃO

1 INTRODUÇÃO

O Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS) é um dos programas ambientais exigidos como condicionante no processo de licenciamento da exploração de petróleo e gás no polo Pré-Sal, na área de abrangência da bacia de Santos. O principal objetivo é avaliar a interferência das atividades de prospecção, produção e escoamento do petróleo sobre os tetrápodes marinhos, por meio do monitoramento regular de praias e do resgate dos animais vivos, para atendimento médico veterinário e dos mortos, para exames necroscópicos (PETROBRAS, 2022b).

A área de abrangência do PMP-BS inclui os municípios litorâneos dos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Rio de Janeiro, compreendendo cerca de 1.500 km, e é dividida em PMP-BS Área SC/PR (cuja execução é coordenada pela Universidade do Vale do Itajaí - Univali), PMP-BS Área SP (cuja execução é coordenada pela empresa Mineral) e PMP-BS Área RJ (cuja execução é coordenada pela empresa *Econservation*) (PETROBRAS, 2023b). Durante o monitoramento, todos os animais, vivos ou mortos, encontrados são destinados a uma das 15 instalações da rede de atendimento médico-veterinário, entre Laguna (Santa Catarina) e Maricá, (Rio de Janeiro) (PETROBRAS, 2023b). Os dados obtidos diariamente pelo PMP-BS estão disponíveis para o público, por meio do Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA) (PMP-BS, 2022).

Os Centros de Reabilitação e Despetrolização (CRD) são estruturas criadas pelo PMP voltadas para a realização atividades de resgate, triagem, reabilitação de animais vivos e necropsia de animais mortos (FMA, 2023; PETROBRAS, 2023b). No caso de animais oleados, é realizado o procedimento de despetrolização, por meio de limpeza e lavagem destes animais com posterior destinação correta de resíduos gerados (IBAMA, 2018; FMA, 2023). Juntamente aos CRDs, existem as Unidades de Estabilização (UE) que realizam o primeiro atendimento de animais com vida para, posteriormente, realizar o encaminhamento aos CRDs (PETROBRAS, 2023a; IBAMA, 2018). A

fauna marinha monitorada pelo PMP e encaminhada para os CRDs e UEs incluem aves, tartarugas e mamíferos marinhos.

Os mamíferos compreendem uma classe com grande diversidade de espécies, que habitam diferentes ecossistemas, incluindo o ambiente marinho. Assim como os de origem terrestre, os mamíferos marinhos são endotérmicos, possuem pulmões e respiram ar atmosférico (BJORGE, 2010). Além disso, apresentam órgãos e esqueletos com estruturas semelhantes às de mamíferos terrestres, contudo, apresentando diferentes adaptações ao meio aquático (BJORGE, 2010; JEFFERSON *et al.*, 2015). Dentre os mamíferos marinhos podemos incluir membros de cinco grupos: cetáceos (baleias, golfinhos e botos), pinípedes (focas, leões-marinhos, lobos-marinhos e morsas), sirênios (peixes-boi, dugongos e vacas-marinhas), lontras marinhas e os ursos-polares (JEFFERSON *et al.*, 2015).

Diversos fatores estão associados à mortalidade e à diminuição das populações de mamíferos marinhos. Como principais fatores são descritas as alterações climáticas, as capturas incidentais na pesca, a redução de suas presas devido à pesca predatória, a caça e o consumo da carne destes animais, as colisões com embarcações e, o aumento da especulação imobiliária em áreas costeiras e o consequente aumento da poluição do ambiente marinho (NELMS *et al.*, 2021). A contaminação do ecossistema marinho ocorre a partir de uma variedade de fontes, incluindo escoamento e descargas de águas residuais provenientes de fontes urbanas e agrícolas (STEWART *et al.*, 2008). Esta contaminação geralmente carrega poluentes microbiológicos, ou seja, patógenos, incluindo bactérias, vírus e protozoários, capazes de causar doenças em humanos e outros animais. A água pode transportar esses patógenos inclusive para áreas pristinas, que nunca tiveram contato com os agentes microbianos envolvidos. As infecções são frequentemente associadas à altas taxas de morbidade e mortalidade de mamíferos marinhos (STROUD e ROFFE 1979; GULLAND e HALL 2007).

Bogomolni *et al.* (2008) identificaram doenças infecciosas como o fator mais significativo para a mortalidade desses animais, com base em dados de necropsia e de exames histopatológicos. As doenças infecciosas estavam associadas a 31% das mortes registradas, o que representou uma porcentagem maior que as mortes causadas por trauma, encalhes de filhotes imaturos ou

captura acidental pela pesca. As enfermidades incluíram peritonite, septicemia, hepatite e enterite bacteriana, entre outras. Nas últimas décadas, houve um aumento no número de registros de doenças em mamíferos marinhos (GULLAND e HALL, 2007).

Mamíferos marinhos representam grande potencial como sentinelas de contaminação ambiental, sendo que, diversos tipos de patógenos e poluentes já foram isolados e descritos nestes animais (BOSSART, 2010). Doenças bacterianas são frequentemente descritas como processos secundários, podendo acarretar a morte do animal (DUNN, 2001). Algumas das bactérias isoladas possuem ainda potencial zoonótico, podendo ser transmitidas de maneira direta ou indireta a outros animais e ao homem (HIGGINS, 2000; MOORE *et al.*, 2008; NUMBERGER *et al.*, 2021; OBUSAN *et al.*, 2021; MORICK *et al.*, 2022). A descrição de bactérias resistentes a múltiplos antibióticos vem trazendo preocupações à comunidade científica, em relação aos riscos à Saúde Única (BOSSART, 2010).

Atualmente, estudos com bactérias no litoral brasileiro, acometendo mamíferos marinhos, são escassos, sendo necessárias mais pesquisas para abordar o assunto, ampliando o real cenário e riscos à Saúde Única.

OBJETIVOS

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Realizar o levantamento dos principais agentes bacterianos isolados e seus respectivos perfis de sensibilidade, em mamíferos marinhos encalhados na costa litorânea do estado de São Paulo, no período de 2017 a 2022.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Realizar um levantamento retrospectivo das bactérias, segundo a espécie, e seus respectivos sítios de infecção.

- b) Realizar uma análise descritiva do perfil de sensibilidade das bactérias isoladas a diferentes antimicrobianos.

REVISÃO DA LITERATURA

3 REVISÃO DA LITERATURA

3.1 *Mamíferos marinhos*

Os mamíferos marinhos são animais que passaram por diversas adaptações evolutivas para garantir sua sobrevivência no ambiente marinho (MARTIN e REEVES, 2002). Os mamíferos evoluíram em terra, há aproximadamente 250 milhões de anos, e estudos filogenéticos consideram que, ao menos, sete clados diferentes evoluíram independentemente para o ambiente aquático (DAS *et al.*, 2023). O grande grupo de mamíferos considerados como marinhos são divididos em três grandes ordens taxonômicas: Cetacea (baleias, golfinhos e botos), Sirenia (peixes-boi, dugongos e vacas-marinhas) e Carnivora que incluem os pinípedes (focas, leões-marinhos, lobos-marinhos e morsas), as lontras-marinhas e os ursos-polares (JEFFERSON *et al.*, 1993; REYNOLD III *et al.*, 1999).

A ordem Cetacea compreende indivíduos que sofreram adaptações para a vida aquática ao longo da sua evolução, a exemplo do corpo hidrodinâmico, perda dos pelos, migração das fossas nasais para a parte superior da cabeça, membros torácicos curtos, com formato de remo, membros pélvicos reduzidos a pequenos ossos vestigiais, próximos à coluna, e espessa camada de gordura (isolamento térmico) (BASTIDA *et al.*, 2018). Segundo a lista oficial da *Society for Marine Mammalogy* são descritas 92 espécies de cetáceos (COMMITTEE ON TAXONOMY, 2021).

Os cetáceos apresentam a maior diversidade morfológica, tendo desde espécies menores, que medem 1,7 metros de comprimentos e 60 kg de massa corporal até a maior espécie de mamífero já descrita, com 33 metros de comprimento e 190 toneladas (MARTIN e REEVES, 2002).

As espécies estão taxonomicamente divididas em mysticetos, grupo de animais com barbatanas, que abrange as grandes baleias, e odontocetos, grupo de cetáceos com dentes, que engloba golfinhos, cachalotes, zifídeos e outros (ENGEL e MARCOVALDI, 2012; BASTIDA *et al.*, 2018). Os mysticetos, ou baleias verdadeiras, compreendem quatro famílias distintas. Este grupo possui

estruturas filtradoras na cavidade oral, conhecidas como barbatanas, ao invés de dentes. Outra importante característica é a presença de orifício respiratório duplo. Essas espécies realizam longas migrações sazonais e, geralmente, têm hábitos solitários, sendo encontradas em pequenos grupos reprodutivos ou permanecendo isoladas. Sua alimentação consiste em pequenos peixes e invertebrados (JEFFERSON *et al.*, 2007).

Os odontocetos, por sua vez, possuem dentes sem diferenciação entre si, e por isso são considerados homodontes. Eles têm um único orifício respiratório, um sistema complexo de seios nasais e um órgão à frente do crânio, conhecido como melão, que está relacionado à ecolocalização. São caçadores ativos, que capturam presas individuais, incluindo uma variedade ampla de peixes, cefalópodes e outros organismos (JEFFERSON *et al.*, 2007).

Majoritariamente as maiores espécies de cetáceos são baleias de barbatanas (misticetos) incluindo a baleia-azul, com 30 metros. Entretanto, existem também espécies menores de misticetos, como a baleia-franca-pigmeia (*Caperea marginata*), com 7 metros. Nos Odontocetos, a amplitude de variação de tamanho corporal também é grande; a maior espécie, o cachalote, chega a 18 metros, enquanto espécies de pequenos golfinhos apresentam menos de 2 metros (COOKE, 1991).

Na costa brasileira já foram identificadas cerca de 55 espécies de cetáceos (MIRANDA *et al.*, 2019). No litoral de São Paulo há registros de 31 espécies de cetáceos, sendo majoritariamente constituída por odontocetos, com 24 espécies registradas, enquanto de misticetos existem sete registros (SANTOS *et al.*, 2010; MIRANDA, *et al.*, 2019).

Pinípedes são animais que possuem corpos robustos e grandes, compreendendo indivíduos que chegam a alcançar cinco metros de comprimento e pesar até cinco toneladas, como os elefantes-marinheiros-do-sul (*Mirounga leonina*) (REYNOLDS III *et al.*, 1999). Se caracterizam ainda pela presença de camada de gordura e/ou pelagem densa, esqueleto apendicular adaptado para formar suas nadadeiras características e corpo em formato fusiforme (REYNOLDS III *et al.*, 1999).

Existem 33 espécies de pinípedes, que são divididas em três famílias monofiléticas. No Brasil, ocorrem duas famílias, sendo elas, Otariidae e Phocidae (BERTA *et al.*, 2015; JEFFERSON *et al.*, 2015). Dentre as espécies de

pinípedes, 18 são da família Phocidae, 14 são Otariidae e apenas uma da família Odobenidae, que são as morsas (*Odobenus rosmarus*) (BERTA *et al.*, 2015).

A grande maioria das espécies apresenta pele pigmentada, sendo que os otarídeos são mais dependentes da pelagem para a manutenção do calor, logo são menos tolerantes ao frio, enquanto os focídeos são mais resistentes ao frio por apresentarem uma espessa camada de gordura (GERACI e LOUNSBURY, 1993; ROMMEL e LOWENSTINE, 2001).

Os pinípedes são encontrados em uma grande variedade de habitats, desde regiões com condições climáticas de frio extremo, como as regiões polares, até as regiões tropicais. Estima-se que 30% das espécies se reproduzam ou se distribuam em regiões tropicais costeiras ou oceânicas (ALAVA, 2017).

Pinípedes são carnívoros altamente especializados para o ambiente aquático. Uma importante característica comportamental para todos os indivíduos do grupo é a necessidade de retorno a um ambiente sólido, seja em ilhas ou plataformas de gelo, para a criação de seus filhotes (JEFFERSON *et al.*, 1993).

Sirênios são outro grupo de mamíferos marinhos que ocorrem no Brasil, no entanto não ocorrem no litoral de São Paulo (MONTEIRO-FILHO *et al.*, 2013), logo não foram abordados no presente trabalho.

3.2 Mamíferos marinhos como sentinelas

Mamíferos marinhos são considerados sentinelas ambientais, uma vez que a sua saúde reflete a integridade do habitat em que se encontram. Tais organismos são indicadores dos impactos negativos sobre a saúde dos indivíduos ou da população como um todo. Nesse contexto, o uso do conceito sentinela ambiental permite uma melhor caracterização e gerenciamento de impactos que afetam a saúde única – meio ambiente, saúdes humana e animal (BOSSARDT, 2011). Sentinelas atuam sinalizando a presença de riscos ambientais, auxiliando na rápida identificação e conhecimento dos mesmos, para a adoção de medidas de manejo mais efetivas e precoces (REDDY *et al.*, 2001).

Diversos estudos têm indicado os mamíferos marinhos como excelentes bioindicadores da qualidade dos ecossistemas, devido a

peculiaridades biológicas e ecológicas das diferentes espécies (MOORE, 2008). Estes animais ocupam o topo da cadeia trófica, apresentam longo ciclo de vida, tendem a estabelecer residência em determinadas áreas e possuem reservas únicas de gordura que podem servir como reservatórios para toxinas antropogênicas (MOORE *et al.*, 2008). Os mamíferos marinhos podem estar expostos a estressores ambientais, como poluentes químicos, biotoxinas nocivas produzidas por algas e patógenos emergentes ou ressurgentes (BOSSARDT, 2011).

O número de doenças relatadas nestas espécies vem aumentando nos últimos anos e as causas de mortalidade em massa incluem biotoxinas, vírus, bactérias, parasitas, interações humanas, e alterações nos habitats (GULLAND e HALL, 2007). O despejo de efluentes urbanos, industriais, hospitalares e agrícolas sem tratamento prévio pode estar favorecendo a disseminação de novas bactérias (COSTA *et al.*, 2013; FRAZZON, 2016).

Existe uma estreita relação entre o meio ambiente e o aparecimento de doenças; a degradação ambiental implica também na degradação das condições de vida de vários organismos, inclusive da espécie humana. Os constantes impactos gerados pelo homem por meio da sobrepesca, poluição, introdução de patógenos, contaminação com toxinas, dentre outros fatores, favorecem a ocorrência de doenças (RAPPORT, 1989; HARWOOD, 2001; GULLAND e HALL, 2007).

Doenças infecciosas emergentes e reemergentes têm sido uma grande preocupação pelo potencial impacto na saúde animal e humana. Desde a década de 1980, o morbilivírus tem causado eventos de mortalidade em massa em todo o mundo (CUNHA *et al.*, 2021). No entanto, nenhuma epizootia havia sido registrada no Atlântico Sul, até que um evento de mortalidade atípica, provocada pelo vírus em questão, em botos-cinzas (*Sotalia guianensis*) começou na Baía de Ilha Grande, Sudeste do Brasil, em novembro de 2017 (CUNHA *et al.*, 2021). Em um período de cinco meses, o vírus se espalhou para a Baía de Sepetiba e causou a morte de pelo menos 277 indivíduos. Nas últimas décadas, o morbilivírus tem sido um patógeno significativo e tem sido documentado em diferentes espécies de cetáceos e de pinípedes. Além da morbilivirose, algumas zoonoses vêm sendo documentadas em cetáceos nas últimas décadas, como a brucelose, a leptospirose, a salmonelose, a tuberculose, a triquinelose,

atoxoplasmose, dentre outras enfermidades (TRYLAND, 2000; MILLER *et al.*, 2001; BOSSART, 2010).

Alguns estudos também evidenciam a transmissão de patógenos de animais terrestres para animais marinhos, como o trabalho de Fenwick *et al.* (2004), que isolou sorotipos de *Salmonella enterica* em amostras de tecidos diversos de filhotes e adultos de leão-marinho-da-nova-Zelândia (*Phocarctos hookeri*), nas Ilhas de Auckland na Nova Zelândia. Os sorovares foram S. Cerro (n=2), S. Newport (n=1), S. Derby (n=3), S. Enteritidis (n=6). Por meio do teste de PFGE (*Pulsed field gel electrophoresis*) os autores compararam estes isolados com os de porcos ferais que habitam a mesma região. Os resultados do PFGE demonstraram que os sorotipos S. Cerro e S. Newport dos leões-marinhos e porcos ferais eram indistinguíveis. Sendo uma provável evidência da infecção cruzada entres entes animais.

3.3 Bactérias multirresistentes isoladas em mamíferos marinhos

A literatura vem evidenciando a presença de bactérias multirresistentes no ambiente marinho nos últimos anos (MAGIORAKOS *et al.*, 2011; GRUNZWEIL *et al.*, 2021; GROSS *et al.*, 2022). Estes patógenos acabam infectando mamíferos marinhos e outros membros da megafauna marinha, devido à sua posição na cadeia trófica e ao contato com ambiente poluído por resíduos humanos (FRAZZON, 2016).

A presença de bactérias resistentes a múltiplos antimicrobianos no ambiente marinho é uma grande ameaça à conservação de espécies ameaçadas e à saúde humana. Bactérias apresentam uma significativa plasticidade genética que permite a elas a capacidade de adaptação contra moléculas nocivas, como os antimicrobianos (MUNITA e ARIAS, 2016). Os mecanismos de resistência incluem a resistência intrínseca, mutação genética e transferência horizontal (CESUR e DEMIROZ, 2013; MUNITA e ARIAS, 2016).

A resistência intrínseca é adquirida por características estruturais das bactérias, sendo hereditária. A mutação ou resistência adquirida ocorre por mudanças nas suas características genéticas e a transferência horizontal ocorre pela transmissão de genes de resistência entre bactérias diferentes por meio de

três mecanismos diferentes (transformação, transdução e conjugação) (CESUR e DEMIROZ, 2013; MUNITA e ARIAS, 2016).

Em uma pesquisa realizada na região do médio Atlântico, na costa dos Estados Unidos da América (EUA) e no Golfo do México, foram identificados um total de 667 isolados bacterianos em golfinho-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*). As cepas mais comuns foram do gênero *Vibrio*, embora *Escherichia coli*, *Shewanella putrefaciens* e *Pseudomonas fluorescens/putida* também foram frequentes. Algumas das espécies bacterianas identificadas foram associadas a doenças nosocomiais, incluindo uma cepa de *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA), isolada de uma amostra. Foi observada uma resistência generalizada aos antibióticos em todos os locais de coleta, embora a porcentagem de isolados resistentes tenha variado entre os locais e ao longo do tempo (STEWART *et al.*, 2014). Faires *et al.* (2009) isolou diferentes cepas de *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) em amostras de swabs de espiráculos em cetáceos e swabs nasais em pinípedes. A investigação ocorreu dentro de um parque de animais marinhos nos EUA, após a morte de um golfinho com pneumonia e positivo para MRSA. Foi realizado cultivo e posterior PGEF para identificação dos isolamentos. Isolou-se MRSA em cinco golfinhos-nariz-de-garrafa (*T. truncatus*) e três morsas (*O. rosmarus*) (FAIRES *et al.*, 2009). Apesar de ser um trabalho com animais mantidos sob cuidados humanos, o dado é relevante, uma vez que o patógeno é um clone de uma cepa de origem humana. Hower *et al.* (2013) identificou MRSA em um indivíduo da espécie baleia-piloto-de-aleta-curta (*Globicephala macrorhynchus*), presente em um centro de reabilitação de fauna marinha na Flórida (EUA). Após caracterizar o isolado por PGFE, foi evidenciado que as cepas possuem alta similaridade com outras de origem humana.

Diferentes espécies de *Enterococcus* spp. apresentando resistência a antimicrobianos e com determinantes de virulência foram isolados de amostras fecais de lobo-marinho-sul-americano (*Arctocephalus australis*) (n=9) e lobo-marinho-de-peito-branco (*A. tropicalis*) (n=2) (SANTESTEVA *et al.*, 2015). Este gênero apresenta resistência intrínseca a vários antibióticos, no entanto, podem tornar-se resistentes por mutação ou transferência de material genético por plasmídeos (MAROTHI *et al.*, 2005). Ademais, é natural do trato gastrointestinal de animais e humanos e está associado à transmissão de genes

de resistência adquirida para outras espécies de bactéria (SANTESTEVA *et al.*, 2015).

Norman *et al.* (2021), isolaram 151 bactérias em amostras de múltiplos tecidos de duas espécies de mamíferos marinhos; a foca-comum (*Phoca vitulina*) e toninha-comum (*Phocoena phocoena*), sendo realizado teste de sensibilidade a antibióticos em 144 (95%) isolados. Cerca de 37% foram resistentes a pelo menos um antibiótico e 26% resistentes a múltiplas drogas. Esta pesquisa correlacionou a alta incidência destas resistências bacterianas às atividades humanas e à intensa urbanização em torno da área em que estes animais se encontravam, no mar Salish, localizado na província canadense de *British Columbia* e no estado americano de Washington (NORMAN *et al.*, 2021).

Em um estudo desenvolvido no mar de Salish (Canáda) foram caracterizados 305 isolados de *Escherichia coli*, a partir de amostras de água marinha, água doce perto das praias, água marinha ao longo da praia e amostras de mamíferos marinhos, incluindo as espécies foca-comum (n=52) e toninha-comum (n=7). As amostras dos mamíferos marinhos consistiram em swabs retais. Foi realizada caracterização genotípica e fenotípica dos isolados a partir de análises moleculares como PCR e sequenciamento genômico. Neste estudo 10,2% (31/305) dos isolados eram resistentes a uma ou mais classes de antibióticos (VINGINO *et al.*, 2021).

Na costa da Califórnia, nos EUA, foram analisadas amostras fecais de elefantes-marinhos-do-norte (*Mirounga angustirostris*). Foi observada uma maior ocorrência de patógenos e bactérias multirresistentes a antimicrobianos em animais jovens encalhados, em comparação a animais recentemente desmamados e que ainda não haviam deixado as praias natais. Possivelmente os indivíduos mais jovens, ainda nas colônias, tiveram menos contato com o ambiente aquático, reduzindo sua exposição aos patógenos em questão (STODDARD *et al.*, 2008).

Um estudo na Filipinas demonstrou uma alta presença de espécies da família Enterobacteriaceae em amostras de água marinha, de regiões costeiras mais antropizadas (GORRASI *et al.*, 2021). Obusan *et al.* (2021), com amostras de cetáceos encalhados, também nas Filipinas, isolaram várias espécies de bactérias da família Enterobacteriaceae. Tal família compreende uma grande diversidade de bactérias Gram-negativas. Esses microrganismos são

amplamente encontrados na natureza, como no solo, nas plantas, na água e no trato gastrointestinal de animais e humanos. No entanto, Enterobacteriaceae corresponde a diversas espécies de importância clínica e podem causar infecções nosocomiais (JANDA e ABBOTT, 2021).

Na costa do Paraná (Brasil), foram isoladas cepas de *Enterococcus faecalis* em amostras fecais de baleia-de-minke (*Balaenoptera acutorostrata*) (n=1), baleia-jubarte (*Megaptera novaeangliae*) (n=1) e golfinho-de-risso (*Grampus griseus*) (n=1). Foi realizado PCR para identificação das bactérias. Por meio do método de difusão em disco, o perfil de resistência dos isolados foram testados, tendo como resultado três isolados multirresistentes a antimicrobianos (PRICHULA *et al.*, 2016). *Enterobacter kobei* foi isolado em um neonato de Toninha (*P. blainvillei*) encalhado em Angra dos Reis (Brasil), utilizando espectrometria de massas a partir de amostras de exsudato respiratório. O mesmo apresentava perfil de multirresistência, foi evidenciado diversos genes de resistência a partir de análise genômica (FUENTES-CASTILLO *et al.*, 2021). Ainda no Brasil foi isolado em um Cachalote-pigmeu (*K. breviceps*), encalhado em uma praia do município de Florianópolis, um isolado de *E. coli* resistente a múltiplas drogas a partir de amostras de secreções purulentas de linfonodos (SELLERA *et al.*, 2022).

3.4 Bactérias

3.4.1 Bactérias Gram-negativas

As bactérias Gram-negativas são grupos de bactérias que não retêm a cor violeta durante a coloração de Gram, devido à sua fina camada de peptidoglicanos; no entanto, se cora de vermelho pela safranina presente na mesma técnica (PANAWALA, 2017). A parede celular das bactérias Gram-negativas é complexa, possuindo maior quantidade de aminoácidos e lipídeos quando comparada às Gram-positivas. Além disso, sua camada externa de lipopolissacarídeos (LPS) determina sua toxigenicidade e antigenicidade (NOGUEIRA e MIGUEL, 2009). Este componente está associado a doenças de alta relevância em humanos e organismos marinhos, logo, estudos buscam

descobrir novas terapêuticas para combater infecções letais por estas bactérias (WILKINSON, 1996; ANWAR e CHOI, 2014).

Atualmente frequentemente são isoladas bactérias Gram-negativas resistentes a drogas antimicrobianas comumente usadas. Os mecanismos de resistência nestas bactérias incluem a produção de enzimas que destroem o antibiótico, enzimas que alteram os alvos dos antibióticos, mutações em alvos dos antimicrobianos como topoisomerasas, ribossomos e porinas de membrana externa que alteram a eficácia ou a entrada de antibióticos (MILLER, 2016).

Bactérias Gram-negativas são frequentemente relatadas em mamíferos marinhos. Stewart *et al.* (2014) identificou em 667 indivíduos de golfinho-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*), várias espécies de bactérias Gram-negativas, sendo as do gênero *Vibrio* (*V. alginolyticus*, *V. parahaemolyticus* e *V. vulnificus*) as mais comuns. Outras espécies identificadas foram: *Photobacterium damsela*, *Escherichia coli*, *Shewanella putrefaciens*, *Pseudomonas putida*, *Acinetobacter iwoffii*, *Edwardsiella tarda* e *Aeromonas hydrophila*. Todas as bactérias isoladas foram associadas a doenças em humanos, no entanto, não foi possível afirmar se estas cepas eram virulentas (STEWART, 2014).

Outro estudo no sudeste dos EUA identificou em 64 amostras de swabs fecais e espiráculos de golfinhos-nariz-de-garrafa (*T. truncatus*) adultos, resultados semelhantes aos de Stewart *et al.* (2014), sendo bactérias do gênero *Vibrio* spp. as mais isoladas, seguidas por *Edwardsiella tarda*, *Morganella* spp., *Proteus* spp., *Providencia* spp. e *Pseudomonas* spp. (BUCK *et al.*, 1991).

No final da década de 90, quatro espécies de bactérias Gram-negativas foram descritas pela primeira vez em mamíferos marinhos, sendo as cepas isoladas de diferentes tecidos; *Actinobacillus delphinicola* em toninha-comum (*Phocoena phocoena*; n=14), golfinho-riscado (*Stenella coeruleoalba*; n=4) e baleia-bicuda-de-sowerby (*Mesoploden bidens*; n=1) (FOSTER *et al.*, 1996), *Actinobacillus scotiae* em toninha-comum (*P. phocoena*; n=3) (FOSTER *et al.*, 1998), *Cetobacterium ceti* em toninha-comum (n=1) e baleia-de-minke (*Balaenoptera acutorostrata*; n=1) (FOSTER *et al.*, 1995) e *Otariodibacter oris* em leão-marinho-da-califórnia (*Zalophus californianus*; n=14) e morsas (n=6) (Hansen *et al.*, 2012) foram Os três primeiros trabalhos foram realizados com

amostras coletadas no litoral da Escócia, enquanto o último contava com amostras da Dinamarca e Canadá. A caracterização destas espécies novas de bactérias foi realizada por meio de estudos fenotípicos e filogenéticos.

Vários estudos documentaram o isolamento e caracterização de cepas de *Brucella* de uma ampla variedade de mamíferos marinhos como o golfinho-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*), golfinho-comum (*Delphinus delphis*), golfinho-de-laterais-brancas-do-Atlântico (*Lagenorhynchus acutus*), golfinho-listrado (*Stenella coeruleoalba*), foca-comum (*Phoca vitulina*), foca-de-crista (*Cystophora cristata*), foca-cinzenta (*Halichoerus grypus*), toninha-comum (*Phocoena phocoena*), lontra (*Lutra lutra*) e baleia-de-Minke (*Balaenoptera acutorostrata*) (EWALT *et al.*, 1994; ROSS *et al.*, 1994; ROSS *et al.*, 1996; FOSTER *et al.*, 1996; JAHAN *et al.*, 1997). Estas cepas foram identificadas como *Brucella* por características morfológicas das colônias, atividade bioquímica, aglutinação por antissoros monoespecíficos, susceptibilidade à lise por bacteriófago específico de *Brucella* e perfis metabólicos. No entanto, suas características gerais não eram assimiláveis às de nenhuma das seis espécies reconhecidas de *Brucella*. Portanto, sugeriu-se que elas compreendem uma nova espécie nomeada de *Brucella maris* (Jahan *et al.*, 1997).

A brucelose é uma doença zoonótica com diversos relatos de diferentes espécies isoladas em mamíferos marinhos. O gênero *Brucella*, foi isolado em um feto de golfinho-nariz-de-garrafa na Califórnia e a bactéria foi identificada por cultivo e testes bioquímicos (Ewalt *et al.*, 1994). Cepas de *Brucella* spp. foram isoladas em amostras de baço, glândula mamária e em diferentes linfonodos por meio de cultivos e testes bioquímicos nas espécies golfinho-de-laterais-brancas-do-atlântico (*Lagenorhynchus acutus*; n=1), golfinho-riscado (n=2), foca-de-crista (*Cystophora cristata*; n=1), foca-cinzenta (*Halichoerus grypus*; n=1) e lontra-europeia (*Lutra lutra*; n=1), o estudo foi desenvolvido na Escócia (FOSTER *et al.*, 1996). Clavareau *et al.* (1998) isolaram por métodos convencionais e, posteriormente, utilizaram PCR (*Polymerase Reaction Chain*) para *Brucella* spp. em um indivíduo de baleia-de-Minke capturado por caça comercial na costa da Noruega. Foram processadas amostras de fígado e baço no estudo. Foster *et al.* (2007) propuseram formalmente a partir de análises de estudos prévios de cepas de *Brucella* spp., isoladas em mamífero marinhos, a descrição de duas novas espécies, *B. ceti*

tendo cetáceos como hospedeiro e *B. pinnipedialis* em pinípedes. A proposta foi realizada a partir de análises moleculares e bioquímicas destas cepas. Em 2018 foi isolado no litoral brasileiro *Brucella ceti* em um indivíduo da espécie golfinho-clímene (*Stenella clymene*) que encalhou na Ilha do Itamaracá em Pernambuco. O diagnóstico foi por meio de PCR em amostras de tecido encefálico (ATTADEMO et al., 2018).

Bactérias da família *Enterobacteriaceae* são frequentemente isoladas, e diversos gêneros são relatados, sendo os mais comuns: *Escherichia* (LOCKWOOD et al., 2006; VAN ELK et al., 2007; ROSE et al., 2009; SCHAEFER et al., 2011; OBUSAN et al., FULHAM et al., 2020; GRUNZWEIL et al., 2021; 2021; VINGINIO et al., 2021 e NORMAN et al., 2021), *Enterobacter* (ROSE et al., 2009; OBUSAN et al., 2021), *Klebsiella* (OBUSAN et al., 2021; GRUNZWEIL et al., 2021), *Proteus* (ROSE et al., 2009; OBUSAN et al., 2021; NORMAN et al., 2021; GRUNZWEIL et al., 2021), *Shigella* (OBUSAN et al., 2021), *Citrobacter* (GRUNZWEIL et al., 2021), *Salmonella* (PALMGREN et al., 2000; GRUNZWEIL et al., 2021), *Serratia* (FENWICK et al., 2004; STODDARD et al., 2005; STURM, et al., 2011; NORMAN et al., 2021; GAMBINO et al., 2021).

Amostras de fezes de 40 filhotes de lobo-marinho-antártico (*Arctocephalus gazella*) foram coletados na Ilha Bird na Geórgia do Sul, no Reino Unido, para a pesquisa de salmonelose. Foi realizado cultivo e teste de Kauffmann-White para identificação de sorotipos de *Salmonella* spp. A distribuição dos sorotipos isolados foram *S. havana* (n=16), *S. Newport* (n=23), *S. Enteritidis* (n=6), *S. Typhimurium* (n=1) e uma *Salmonella* spp. não sorotipada (PALMGREN et al., 2000). Sorotipos de *Salmonella enterica* foram isoladas em amostras de tecidos diversos de animais filhotes e adultos de leão-marinho-da-Nova-Zelândia (*Phocarctos hookeri*) nas Ilhas de Auckland na Nova Zelândia, além da espécie, sorovares foram identificados. Os sorovares foram *S. Cerro* (n=2), *S. Newport* (n=1), *S. Derby* (n=3), *S. Enteritidis* (n=6) (FENWICK et al., 2004). Na costa da califórnia foram realizadas coletas de swabs retais de 165 filhotes e de 195 jovens de elefantes-marinheiros-do-norte (*Mirounga angustirostris*). A partir do cultivo foram identificados três isolados para *S. Typhimurium* das amostras dos filhotes e 83 isolados de *Salmonella* spp. de cinco sorotipos diferentes nas amostras dos jovens, sendo elas: *Newport*, *Saint Paul*, *Montevideo*, *Typhimurium* e *Reading* (STODDARD et al., 2005). Na costa

do Chile, por sua vez, foram analisadas amostras de swabs retais de 13 leões-marinho-da-patagônia (*Otaria flavescens*). Foi realizado cultivo e posterior PCR com a identificação de dois animais positivos para *S. enterica*. Os dois isolados pertenciam aos sorotipos *S. Newport* e *S. Havana*, de acordo com teste de Kauffmann-White (STURM, *et al.*, 2011). Gambino *et al.* (2021) isolaram *Salmonella* spp. sorotipo Typhimurium a partir de swabs retal e amostras de órgãos do sistema gastrointestinal em *Stenella coeruleoalba* (n=1). O trabalho foi desenvolvido com amostras na costa da Sicília.

A bactéria *E. coli* é frequentemente isolada em mamíferos marinhos (FULHAM *et al.*, 2020). Amostras de swabs fecais de filhotes de diferentes colônias de pinípedes na Austrália foram coletadas, submetidas à cultivo microbiológico e, posteriormente, PCR para identificação de *E. coli*. A prevalência foi de 87,3% (842/963). A espécie com maior prevalência foi o lobo-marinho-australiano, *Arctocephalus pussillus doriferus* (88,7%), lobo-marinho-da-nova-zelândia (*Arctocephalus forsteri*) (87%) e leão-marinho-australiano (*Neophoca cinerea*) (86,2%) (FULHAM *et al.*, 2020). Norman *et al.* (2021), por meio de cultivo microbiológico em amostras de swabs retais e de intestino grosso colhidas durante necropsia, isolaram *E. coli* em foca-comum (n=72) e toninha-comum (n=10) em Washigton, nos EUA. Pesquisadores no Canadá coletaram amostras no mar de Salish utilizaram as mesmas técnicas de isolamento descritas por Norman *et al.* (2021), no entanto como amostra swabs fecais. Dentre as amostras analisadas, *E. coli* foi isolada em foca-comum (*P. vitulina*) (n=52), tanto em animais vivos (n=17) quanto mortos (n=35); e em toninha-comum (*P. phocoena*) (n=7), apenas em animais mortos (VINGINO *et al.*, 2021). Nas Filipinas, foram coletadas amostras de swabs de diferentes tecidos de cetáceos para investigação de bactérias Gram-negativas. As amostras foram cultivadas e posteriormente purificadas para realização do PCR das colônias bacterianas. *E. coli* foi identificada em amostras de fenda genital e espiráculo da espécie golfinho-de-fraser (*Lagenodelphis hosei*; n=2) e uma amostra de espiráculo de baleia-piloto-de-aleta-curta (*Globicephala macrorhynchus*; n=1) (OBUSAN *et al.*, 2021).

Plesiomonas shigelloides e bactérias da família Aeromonadaceae foram isoladas de mamíferos marinhos das espécies toninha (*Pontoporia blainvillei*; n=52), boto-cinza (*Sotalia guianensis*; n=8), golfinho-pintado-do-

Atlântico (*Stenella frontalis*; n=8), baleia-franca (*Eubalaena australis*; n=3), leão-marinho-da-Patagônia (*Otaria flavescens*; n=5), golfinho-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*; n=1), *Delphinus* sp. (n=4), baleia-bicuda-de-True (*Mesoplodon mirus*; n=3), na costa brasileira, no estado do Rio de Janeiro e no Rio Grande do Sul (PEREIRA *et al.*, 2008).

Diversos outros gêneros e espécies de bactérias Gram-negativas foram isolados e relatados em diversas localidades, em mamíferos marinhos (JOHNSON *et al.*, 1998; HIGGINS, 2000; LISLE *et al.*, 2004; LOCKWOOD *et al.*, 2006; STODDARD *et al.*, 2008; ROSE *et al.*, 2009; MILLER *et al.*, 2010; HANSEN *et al.*, 2012; WALLACE *et al.*, 2013; ILVA *et al.*, 2017; NORMAN *et al.*, 2021; GROSS *et al.*, 2022).

3.4.2 Bactérias Gram-positivas

As bactérias Gram-positivas possuem parede celular simples, composta por 50% de peptidieglicano, 40% a 50% de polímeros ácidos e 5% a 10% de proteínas e polissacarídeos. A camada de polímeros é fortemente polarizada e influencia na penetração de moléculas ionizadas (RANG e DALE, 2011). Na coloração de Gram, o cristal violeta e o lugol penetram tanto em bactérias Gram-positivas como negativas, no entanto, após tratamento com álcool, as Gram-positivas continuam retendo o complexo cristal violeta mais o lugol (VIEIRA e FERNANDES, 2012). Logo, estas bactérias apresentam coloração roxa, pois conservam o corante inicial. Algumas bactérias, como o gênero *Mycobacterium*, apresentam diferenças nas porções lipídicas de sua parede, dando um caráter mais hidrofóbico, que dificulta a coloração de Gram. No entanto, podem ser diferenciadas das demais pelas capacidades de álcool-ácido resistência (NOGUEIRA e MIGUEL, 2009). As bactérias Gram-negativas apresentam LPS na fração externa e as Gram-positivas possuem como porção característica, os ácidos teicoicos (NOGUEIRA e MIGUEL, 2009).

Dentre as bactérias Gram-positivas, *Streptococcus* spp., é um gênero frequentemente, relatado em mamíferos marinhos (SWEENEY e RIDGWAY, 1975; HIGGINS *et al.*, 1980; SKAAR *et al.*, 1994; SWENSHON *et al.*, 1998; SIEBERT *et al.*, 2001; JOHNSON *et al.*, 2006; LOCKWOOD *et al.*, 2006; SIEBERT *et al.*, 2007; BIANCHI *et al.*, 2018; TAURISANO *et al.*, 2018;

NUMBERGER *et al.*, 2021; MORICK *et al.* e 2022). Na década de 90, Skaar *et al.* (1994) descreveram uma nova espécie do gênero *Streptococcus* em focas, conhecida como *S. phocae*. Segundo Numberger *et al.* (2021), já foram descritas dez espécies do gênero *Streptococcus*, isoladas e identificadas em 23 espécies de pinípedes e cetáceos, em diferentes localidades no mundo. No Brasil, foi isolada uma cepa de *Streptococcus dysgalactiae* numa baleia-franca, a partir de amostras de swabs de tecidos (vesícula urinária, coração, líquido sinovial e úraco). O animal havia encalhado já em estado moderado de autólise, no litoral do Rio Grande do Sul (BIANCHI *et al.*, 2018). Um relato recente na cidade de Bat Yam, em Israel foi isolado, pela primeira vez, *S. agalactiae* a partir de amostras de fígado, baço, rins e pulmão de uma carcaça de golfinho-comum-de-bico-curto (*Delphinus delphis*) (MORICK *et al.*, 2022). (MORICK *et al.*, 2022).

Outro gênero isolado frequentemente é o *Staphylococcus*, sendo o *S. aureus* a espécie mais comum (VARALDO *et al.*, 1988; JOHNSON *et al.*, 1998; FAIRES *et al.*, 2009; SCHAEFER *et al.*, 2009). *Staphylococcus delphini* foi relatada e descrita como nova espécie isolada em golfinhos, no final da década de 80 (VARALDO *et al.*, 1988). Uma investigação dentro de um parque de animais marinhos nos EUA, identificou *Staphylococcus aureus* resistente à metilina (MRSA) em cinco golfinhos-nariz-de-garrafa (*T. truncatus*) e três morsas (*Odobenus rosmarus*) (FAIRES *et al.*, 2009). Hower *et al.* (2013) também identificaram cepas de MRSA na Flórida (EUA), em um exemplar de baleia-piloto-de-aleta-curta (*Globicephala macrorhynchus*).

Enterococcus spp., também é comumente relatado na literatura (JOHNSON *et al.*, 1998; LOCKWOOD *et al.*, 2006; SANTESTEVAN *et al.*, 2015; PRICHULA *et al.*, 2016). Em um destes relatos, cepas de *Enterococcus faecalis* em amostras fecais de baleia-de-minke (*B. acutorostrata*) (n=1), baleia-jubarte (*M. novaeangliae*) (n=1) e golfinho-de-risso (*G. griseus*) (n=1) foram isoladas e identificadas por PCR no litoral do Paraná, Brasil (PRICHULA *et al.*, 2016).

4 REFERÊNCIAS

ANWAR, M.A.; CHOI, S. Gram-negative marine bacteria: structural features of lipopolysaccharides and their relevance for economically important diseases. *Mar Drugs*, v. 12, n.5, p.2485-2514.

ALAVA, J. J.; AURIOLES-GAMBOA, D. Introduction to tropical and subtropical pinnipeds. In: ALAVA, J. J. *Tropical pinnipeds: bio-ecology, threats and conservation*. Cidade: Taylor and francis group, 2017. p.1.

ATTADEMO, F.L.N.; SILVA, J.C.R.; LUNA, F.O.; IKEDA, J.; FOPPEL, E.F.C.; SOUSA, G.P.; BOAVIAGEM-FREIRE, A.C.; SOARES, R. M.; FAITA, T., BATINGA, M.C.A.; KEID, L.B. Retrospective survey for pathogens in stranded marine mammals in northeastern Brazil: brucella spp. infection in a clymene dolphin (*Stenella clymene*). *J Wildl Dis.* V. 54, n.1, p. 151-155, 2018.

BASTIDA, R.; RODRIGUEZ, D.; SECCHI, E.; SILVA, V. M. F. *Mamíferos Aquáticos da América do Sul e Antártica*. Ciudad Autónoma de Buenos Aires: Vásquez Mazzini Editores, 2018. 186-191p.

BERTA, A.; SUMICH, J. L.; KOVACS, K. M. *Marine Mammals: evolutionary biology*. London: Academic Press, 2015. 1-14p.

BIANCHI, M.V.; EHLERS, L.P.; VARGAS, T.P.; LOPES, B. C.; TAUNDE, P.A.; CECCO, B.S.; HENKER, L.C.; VIELMO, A.; LORENZETT, M.P.; RIBOLDI, C.I.; LOPES, C.E.; AMORIM, D.B.; DIAZ-DELGADO, J.; SNEL, G.G.M.; SIQUEIRA, F.M.; SONNE. *Omphalitis, urachocystitis* and septicemia by streptococcus dysgalactiae in a southern right whale calf *Eubalaena australis*, Brazil. *Dis Aquat Organ.*, v.131, n.3, p.227-232, 2018.

BJORGE, A. What are marine mammals? In: BJORGE, A.; LYDERSEN, C.; SKERN-MAURITZEN, M.; WIIG, O. *Marine mammals. Noruega: Fisken og havet*, 2010. p. 8-9.

BOGOMOLNI, A.L.; GAST, R.J.; ELLIS, J.C.; DENNETT, M.; PUGLIARES, K.R.; LENTELL, B.J.; MOORE, M.J. Victims or vectors: a survey of marine vertebrate zoonoses from coastal waters of the Northwest Atlantic. *Dis Aquat Org.* 81: 13–38, 2008.

BOSSART, G. D. Marine Mammals as Sentinel Species for Oceans and Human Health. *Vet Pathol.* 48(3): 676-690, 2010.

BUCK, J. D.; OVERSTROM, N.; PATTON, G.; ANDERSON, H. F. Bacteria associated with stranded cetaceans from the Northeast USA and Southwest Florida Gulf coasts. *Dis Aqua Org.* v.10, n.2, p.147-152, 1991.

CESUR, S.; DEMIROZ, A.P. Antibiotics and the mechanisms of resistance to antibiotics. *Med J Isl Worl Aca Scie.* v.21, n.4, p.138-142, 2013.

CLAVAREAU, C.V.; WELLEMANS, K.; WALRAVENS, M.; TRYLAND, M.J.; VERGER, M.; GRAYSON, A.; CLOECKAERT, J.J.; LETESSON, J.; GODFROID. Phenotypic and molecular characterization of a *Brucella* strain isolated from a minke whale (*Balaenoptera acutorostrata*). *Microbiology.* v.144, p.3267–3273.

COMMITTEE ON TAXONOMY. List of marine mammal species and subspecies. Society for Marine Mammalogy. Disponível em <www.marinemammalscience.org>. Acesso em: 21 de janeiro de 2024.

COOKE, J. Introduction overview. In: KLINOWSKA, M. *Dolphins, porpoises and whales of the world: the IUCN Red Data Book*, 1991. p.4-27.

COSTA, P.M.; LOUREIRO, L.; MATOS, A. J. Transfer of multidrug-resistant bacteria between intermingled ecological niches: the interface between humans, animals and the environment. *Int J Environ Res Public Health.* v.10, n.1, p.278-294, 2013.

CUNHA, H.A.; SANTOS-NETO, E.B.; CARVALHO, R.R.; IKEDA, J.M.P.; GROCH, K.R.; DIAZ-DELGADO, J.; GUARI, E.B.; BRIÃO, J.A.; OLIVEIRA, R.B.; FLACH, L.; BISI, T.L.; CATÃO-DIAS, J.L.; AZEVEDO, A.F.; Jr LAILSON-BRITO, J. Epidemiological features of the first Unusual Mortality Event linked to cetacean morbillivirus in the South Atlantic (Brazil, 2017–2018). *Mar Mam Sci.* v.37, p.1375–1390, 2021.

DAS, K.; SKOLD, H.; LORENZ, A.; PARMENTIER, E. Who are the marine mammals? In: BRENNECKE, D.; KNICKMEIER, K.; PAWLICZKA, I.; SIEBERT, U.; WAHLBERG. *Marine mammals*: Springer, 2023. p. 2-14.

DUNN, J.L.; BUCK, J.D.; ROBECK, R.T. Bacterial diseases of Cetaceans and Pinnipeds. In: DIERAUF, L. A.; GULLAND, F. M. D. *Marine mammals medicine*: CRC Press, 2001. p. 309-335.

ENGEL, M.; MARCOVALDI, E. Brasil Mar das Baleias. Bambu Editora e Artes Gráficas Ltda, 2012. 35-36p.

EWALT, D.R.; PAYEUR, J.B.; MARTIN, B.M.; CUMMINS, D.R.; MILLER, W.G. Characteristics of a *Brucella* species from a bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). *J. Vet. Diagn. Investig.* v.6, p.448–452, 1994.

FAIRES, M.C.; GEHRING, E.; MERGL, J.; WEESE, J.S. Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in marine mammals. *Emerg Infect Dis.* v.15, n.12, p.2071 – 2072, 2009.

FENWICK, S.G.; DUIGNAN, P.J.; NICOL, C.M.; LEYLAND, M.J.; HUNTER, J.E.B. A comparison of salmonella serotypes isolated from new zealand sea lions and feral pigs on the auckland islands by pulsed-field gel electrophoresis. *J Wild Dis.* v.40, n.3, p.566-570, 2004.

FOSTER G., JAHANS K.L., REID R.J., ROSS H.M. Isolation of *Brucella* species from cetaceans, seals and an otter. *Vet Rec.* v.138, p.583–585, 1996.

FOSTER, G.; OSTERMAN, B.S.; GODFROID, J.; JACQUES, I.; CLOECKAERT, A. *Brucella ceti* sp. nov and *Brucella pinnipedialis* sp. nov. for *Brucella* strains with cetaceans and seals as their preferred hosts. *Int J Syst Evol Microbiol.* v.57, p.2688-2693, 2007.

FOSTER, G.; ROSS, H.M.; MALNICK, H.; WILLEMS, A.; GARCIA, P.; REID, R.J.; COLLINS, M.D. *Actinobacillus delphinicola* sp. nov., a new member of the family Pasteurellaceae isolated from sea mammals. *Int J Syst Bacteriol.* v.46 n.3, p.648-652, 1996.

FOSTER, G.; ROSS, H.M.; PATTERSON, I.A.P.; HUTSON, R.A.; COLLINS, M.D. *Actinobacillus scotiae* sp. nov., a new member of the family Pasteurellaceae isolated from porpoises (*Phocoena phocoena*). *Int J Syst Bacteriol.* v.48, n.3, p.929-933, 1998.

FOSTER, G.; ROSS, H.M.; NAYLOR, R.D.; COLLINS, M.D.; RAMOS, C.P.; GARAYZABAL, F.F.; REID, R.J. *Cetobacterium ceti* gen. nov., sp. nov., a new gram-negative obligate anaerobe from sea mammals. *Lett Appl Microbiol.* v.21, n.3, p.202-6, 1995.

FRAZZON, A. P. G. Antibiotic-resistant bacteria in free-living marine species. *Vet Rec.* v.179, n.25, p.648-649, 2016.

FUENTES-CASTILLO D, SELLERA FP, GOLDBERG DW, FONTANA H, ESPOSITO F, CARDOSO B, IKEDA J, KYLLAR A, CATÃO-DIAS JL, LINCOPAN N. Colistin-resistant *Enterobacter kobei* carrying mcr-9.1 and blaCTX-M-15 infecting a critically endangered franciscana dolphin (*Pontoporia blainvillei*), Brazil. *Transbound Emerg Dis.* V.68, n.6, p.3048-3054, 2021.

FULHAM, M.; POWER, M.; GRAY, R. Diversity and distribution of *Escherichia coli* in three species of free-ranging Australian Pinniped pups. *Front Mar Sci.* v.7, p.1-11, 2020.

FUNDAÇÃO MAMÍFEROS AQUÁTICOS. FMA, 2023. Disponível em: <<https://mamiferosaquaticos.org.br/blog/centrodedespetrolizacao>>. Acesso em: 04 de janeiro de 2024.

GAMBINO, D.; SCIORTINO, S.; MIGLIORE, S.; GALUPPO, L.; PULEIO, R.; DARA, S.; VICARI, D.; SEMINARA, S.; GARGANO, V. Preliminary results on the prevalence of salmonella spp. in marine animals stranded in sicilian coasts: antibiotic susceptibility profile and args detection in the isolated strains. *Pathogens*. v.10, n.930, p.1-8, 2021.

GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V. J. *Marine mammals ashore: a field guide for strandings*. Texas: A Texas A&M sea grant publication, 1993. 35-70p.

GORRASI, S.; PASQUALETTI, M.; FRANZETTI, A.; GONZALEZ-MARTINEZ, A.; GONZALEZ-LOPEZ, J.; MUNÓZ-PALAZON, B.; FENICE, M. Persistence of Enterobacteriaceae Drawn into a Marine Saltern (Saline di Tarquinia, Italy) from the Adjacent Coastal Zone. *Water*. v.13, n.11, p.1443, 2021.

GULLAND, F. M. D.; HALL, A. J. Is Marine Mammal Health Deteriorating? Trends in the Global Reporting of Marine Mammal Disease. *EcoHealth*. 4(2): 135-150, 2007.

GRÜNZWEIL, O.M.; PALMER, L.; CABAL, A.; SZOSTAK, M.P.; RUPPITSCH, W.; KORNSCHÖBER, C.; KORUS, M.; MISIC, D.; BERNREITER-HOFER, T.; KORATH, A.D.J.; FEBLER, A.T.; ALLERBERGER, F.; SCHWARZ, S.; SPERGNER, J.; MULLER, E.; BRAUN, S.D.; MONECKE, S.; EHRICHT, R.; WALZER, C.; SMODLAKA, H.; LONCARIC, I. Presence of B-Lactamase-producing Enterobacterales and Salmonella Isolates in Marine Mammals. *Int J Mol Sci*. v.10, n.8, p.1-24, 2021.

GROSS, S.; MULLER, A.; SEINIGE, D.; WOHLSEIN, P.; OLIVEIRA, M.; STEINHAGEN, D.; KEHRENBURG, C.; SIEBERT, U. Occurrence of Antimicrobial-Resistant Escherichia coli in Marine Mammals of the North and Baltic Seas: Sentinels for Human Health. *Antibiotics*. v.11, n.9, p.1-23, 2022.

HANSEN, M.J.; BERTELSEN, M.F.; CHRISTENSEN, H.; BISGAARD, M.; BOJESEN, A.M. Occurrence of pasteurellaceae bacteria in the oral cavity of selected marine mammal species. *J Zoo Wildl Med.* v.43, n.4, p.828-835, 2012.

HARWOOD, J. Marine mammals and their environment in the twenty-first century. *J Mammal.* v.82, n.3, p.630-640, 2001.

HIGGINS, R. Bacteria and fungi of marine mammals: A review. *Can Vet J.* 41 (2): 105-116, 2000.

HIGGINS, R.; CLAVEAU, R.; ROY, R. Bronchopneumonia caused by *Streptococcus equi* in a North Atlantic pilot whale (*Globicephala melaena*). *J Wildl Dis.* v.16, n.3, p.319–321, 1980.

HOWER, S.; PHILLIPS, M.C.; BRODSKY, M.; DAMERON, A.; TAMARGO, M.A.; SALAZAR, N.C.; JACKSON, C.R.; BARRETT, J.B.; DAVIDSON, M.; DAVIS, J.; MUKHERJEE, S.; EWING, R.Y.; GIDLEY, M.L.; SINIGALLIANO, C.D.; JOHNS, L.; 3rd JOHNSON, F.E.; ADEBANJO, O.; PLANO, L.R.W. Clonally related methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from short-finned pilot whales (*Globicephala macrorhynchus*), human volunteers, and a bayfront cetacean rehabilitation facility. *Microb. Ecol.* v.65, p.1024–1038, 2013.

IBAMA. Manual de boas práticas: manejo de fauna atingida por óleo. IBAMA, 2018. Disponível em: <<https://www.ibama.gov.br/component/phocadownload/file/5927-manual-de-boas-praticas-manejo-de-fauna-atingida-por-oleo>>. Acesso em: 10 de Janeiro de 2024.

JAHANS, K.L.; FOSTER, G.; BROUGHTON, E.S. The characterisation of *Brucella* strains isolated from marine mammals. *Vet Microbiol.* v.57, n.4, p.373 – 82, 1997.

JEFFERSON, T. A.; WEBBER, M. A.; PITMAN, R. L.; PUSSEY, T.; JARRET, B.; GEHRING, P. *Marine mammals of the world: A comprehensive guide to their identification*. Academic Press, 2007. p. 1-6.

JEFFERSON, T. A.; WEBBER, M. A.; PITMAN, R. L. *Marine mammals of the world*: Academic Press, 2015. p. 1-6.

JEFFERSON, T. A.; LATHERWOOD, S.; WEBBER, M. A. *Marine mammals of the world*: FAP, 1993. p. 1-6.

JOHNSON, S.P.; NOLAN, S.; GULLAND, F.M.D. Antimicrobial susceptibility of bacteria isolated from pinnipeds stranded in central and northern California. *J Zoo Wildl Med*. v.29, n.3, p.288-294, 1998.

JOHNSON, S.; LOWENSTINE, L.; GULLAND, F.; JANG, S.; IMAI, D.; ALMY, F.; DELONG, R.; GARDNER, I. Aerobic bacterial flora of the vagina and prepuce of California sea lions (*Zalophus californianus*) and investigation of associations with urogenital carcinoma. *Vet Microbiol*. v.114, n.1-2, p.94–103, 2006.

LISLE, J.T.; SMITH, J.J.; EDWARDS, D.D.; McFETERS, G.A. Occurrence of Microbial Indicators and *Clostridium perfringens* in Wastewater, Water Column Samples, Sediments, Drinking Water, and Weddell Seal Feces Collected at McMurdo Station, Antarctica. *Appl Environ Microbiol*. v.7, n.12, p.7269-7676, 2004.

LOCKWOOD, S.K.; CHOVAN, J.L.; GAYDOS, J.K. Aerobic bacterial isolations from harbor seals (*Phoca vitulina*) stranded in Washington: 1992-2003. *J Zoo Wildl Med*. v.37, n.93, p.91-281, 2006.

MAGIORAKOS, A.P.; SRINIVASAN, A.; CAREY, R.B.; CARMELI, Y.; FALAGAS, M.E.; GISKE, C.G.; HARBARTH, S.; HINDLER, J.F.; KAHLMETER, G.; OLSSON-LILJEQUIST, B.; PATERSON, D. L.; RICE, L. B.; STELLING, J.; STRUELENS, M. J.; VATOPOULOS, A.; WEBER, J. T.; MONNET, D. L. Multidrug-Resistant, Extensively Drug-Resistant and Pandrug-Resistant

Bacteria: An International Expert Proposal for Interim Standard Definitions for Acquired Resistance. *Clin Microbiol Infect.* v.18, p.268–281, 2021.

MAROTHI, Y.A.; AGNIHOTRI, H.; DUBEY, D. Enterococcal resistance – an overview. *Indian J Med Microbiol.* v.23, n.4, p.214-9, 2005.

MARTIN, A.R.; REEVES, R.R. Diversity and Zoogeography. In: HOELZEL, A. R. *Marine Mammal Biology: An Evolutionary Approach.* 2002. p. 3.

MILLER, D.L.; EWING R.Y.; BOSSART, G.D. Emerging and resurging diseases. In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, M.D. *Handbook of marine mammal medicine.* Boca Raton: CRC Press, 2001. p.15.

MILLER, M.A.; BYRNE, B.A.; JANG, S.S.; DODD, E.M.; DORFMEIER, E.; HARRIS, M.D.; AMES, J.; PARADIES, D.; WORCESTER, K.; JESSUP, D.A.; MILLER, W.A. Enteric bacterial pathogen detection in southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*) is associated with coastal urbanization and freshwater runoff. *Vet Res.* v.41, n.1, p.1-13, 2010.

MILLER, S.I. Antibiotic Resistance and Regulation of the Gram-Negative Bacterial Outer Membrane Barrier by Host Innate Immune Molecules. *mBio.* V.7, n.5, e01541-16, 2016.

MIRANDA, A. V.; LUNA, F. O.; SOUSA, G. P.; FRUET, P. F.; ZANONI, S. A. *Guia ilustrado de identificação de cetáceos e sirênios do Brasil ICMBio/CMA.* Brasília: ICMBio/CMA, 2019. 70p.

MONTEIRO-FILHO, E. L. A.; OLIVERIA, L. V.; MONTEIRO, K. D. K. A.; FILLA, G. F.; QUITO, L.; GODOY, D. F. *Guia ilustrado de mamíferos marinhos do Brasil.* 1. Ed. Cananéia: Laborgraf, 2013. p.89-92.

MOORE, M. J.; GAST, R. J.; BOGOMOLNI, A. L. Marine vertebrate zoonoses: an overview of the DAO special issue. *Dis Aquat Organ.* 81 (1): 1-3, 2008.

MORICK, D.; DAVIDOVICH, N.; ZEMAH-SHAMIR, Z.; BIGAL, E.; ROKNEY, A.; RON, M.; BLUM, S. E.; FLEKER, M.; SOTO, E.; HECKMAN, T. I.; LAU, S. C. K.; WOSNICK, N.; TCHERNOV, D.; SCHEININ, A. P. First Isolation and Characterization of *Streptococcus agalactiae* From a Stranded Wild Common Dolphin (*Delphinus delphis*). *Front Mar Sci.* 9:824071, 2022.

MUNITA, J.M.; ARIAS, C.A. Mechanisms of antibiotic resistance. *Microbiol Spectr.* v.4, n.2, p.1-37.

NELMS, S. E.; SHIGUETO-ALFARO, J.; ARNOULD, J. P. Y.; AVILA, I. C.; NASH, S. B.; CAMPBELL, E.; CARTER, M. I. D.; COLLINS, T.; CURREY, R. J. C.; DOMIT, C.; FRANCO-TRECU, V.; FUENTES, M. M. P. B.; HOOKER, S. K.; JOHNSTON, D. W.; KELKAR, N.; KISZKA, J. J.; LAIDRE, K. L.; MANGEL, J. C.; MARSH, H.; MAXWELL, S. M.; ONOUFRIOU, A. B.; PALACIOS, D. M.; PIERCE, G. J.; PONNAMPALAM, L. S.; WAMBIJI, N.; WEIR, C. R.; WILSON, B.; GODLEY, B. J. Marine Mammals conservation: over the horizon. *Endan Spec Res.* 44: 291-325, 2021.

NOGUEIRA, J.M.R.; MIGUEL, L.F.S. Bacteriologia. In: MOLINARO, E.; CAPUTO, L.; AMENDOEIRA, R. *Conceitos e métodos para a formação de profissionais em laboratórios de saúde*. Rio de Janeiro: EPSJV, 2009. p.222-396.

NORMAN, S.A.; LAMBOURN, D.M.; HUGGINS, J.L.; GAYDOS, J.K.; DUBPERNELL, S.; BERTA, S.; OLSON, J.K.; SOUZE, V.; EVANS, A.; CARLSON, B.; JOHNSON, M.; MAYER, R.; KING, C.; SCOTT, A. Antibiotic resistance of bacteria in two marine mammalspecies, harbor seals and harbor porpoises, living in an urban marine ecosystem, the salish sea, washington state, USA. *Oceans.* v.2, n.1, p.86-104, 2021.

NUMBERGER, D.; SIEBERT, U.; FULDE, M.; VALENTIN-WEIGAND, P. Streptococcal infections in marine mammals. *Microorganisms.* 9(2): 350, 2021.

OBUSAN, M.C.M.; CARAS, J.A.A.; LUMANG, L.S.L.; CALDERON, E.J.S.; VILLANUEVA, R.M.D.; SALIBAY, C.C.; SIRINGAN, M.A.T.; RIVERA, W.L.; MASANGKAY; ARAGONES, L.V. Bacteriological and histopathological findings in cetaceans that stranded in the Philippines from 2017 to 2018. *Plos one*. v.16, n.11, p.1-18, 2021.

PALMGREN, H.; MCCAFFERTY, D.; ASPAN, A.; BROMAN, T.; SELLIN, M.; WOLLIN, R.; BERGSTROM, S.; OLSEN, B. Salmonella in sub-Antarctica: Low heterogeneity in salmonella serotypes in South Georgian seals and birds. *Epidemiol Infect*. v.125, p.257–262, 2000.

PANAWALA, L. D. Difference between gram positive and gram negative bacteria. *Pediaa*. p.1-13. 2017.

PEREIRA, S.C.; AMORIM, S.D.; SANTOS, A.F. das M.; SICILIANO, S.; MORENO, I.B.; OTT, P.H.; RODRIGUES, D. dos P. *Plesiomonas shigelloides* and aeromonadaceae family pathogens isolated from marine mammals of southern and southeastern Brazilian coast. *Braz J Microbiol*. v.38, n., p.749-755, 2008.

PETROBRASa. Centros de Reabilitação e Despetrolização e Unidade de Estabilização de animais marinhos são inaugurados no litoral de São Paulo. PETROBRAS, 2023. Disponível em <<https://comunicabaciadesantos.petrobras.com.br/w/centros-de-reabilitacao-e-despetrolizacao-e-unidade-de-estabilizacao-de-animais-marinhos-sao-inaugurados-no-litoral-de-sao-paulo>>. Acesso em: 01 de janeiro de 2024.

PETROBRASb. Projeto de monitoramento de praias. PETROBRAS, 2023. Disponível em <<https://comunicabaciadesantos.petrobras.com.br/projeto-de-monitoramento-de-praias-pmp->>. Acesso em: 01 de janeiro de 2024.

PRICHULA, J.; PEREIRA, R.I.; WACHHOLZ, G.R.; CARDOSO, L.A.; TOLFO, N.C.C.; SANTESTEVAN, N.A.; MEDEIROS, A.W.; TAVARES, M.; FRAZZON, J.; D'AZEVEDO, P.A.; FRAZZON, A.P.G. Resistance to antimicrobial agents

among enterococci isolated from fecal samples of wild marine species in the Southern coast of Brazil. *Mar Pollut Bull.* v.105, n.1, p.51-57, 2016.

Projeto de Monitoramento de praias (PMP). Petrobras, 2022. Programa de monitoramento de praias (PMP). Disponível em: <<https://comunicabaciadesantos.petrobras.com.br/programa-ambiental/projeto-de-monitoramento-de-praias-pmp.html>>. Acesso em: 04 de maio de 2022.

RANG, H.P.; RITTER, J.M.; FLOWER, R.J.; HENDERSON, G. *Farmacologia*. 8. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2016.

RAPPORT, D.J. What constitutes ecosystem health? *Perspectives in Biology and Medicine*. v.33, n.1, p.120-132, 1989.

REDDY, M. L.; DIERAUF, L. A.; GULLAND, M. D. Marine mammals as sentinels of ocean health. In: DIERAUF, L. A.; GULLAND, M. D. *Handbook of marine mammal medicine*. Boca Raton: CRC Press, 2001. p. 15.

REYNOLDS III, J.E.; ODELL, K.D.; ROMMEL, S.A. Marine mammals of world. In: REYNOLDS III, J. E.; ROMMEL, S. A. *Biology of Marine Mammals*. Washington and London, 1999. p. 4.

ROMMEL, S.A.; LOWENSTINE, L.J. Gross and microscopic anatomy. In: DIERAUF, L. A.; GULLAND, F.M. D. *Handbook of marine mammal medicine*. Boca Raton: CRC Press, 2001. p.129- 164.

ROSE, J.M.; GAST, R.J.; BOGOMOLNI, A.; ELLIS, J.C.; LENTELL, B.J.; TOUHEY, K.; MOORE, M. Occurrence and patterns of antibiotic resistance in vertebrates off the Northeastern United States coast. *Fems Microbiol Ecol.* v.67, n.3, p.421-431, 2009.

ROSS H.M., JAHANS K.L., MACMILLAN A.P., REID R.J., THOMPSON P.M., FOSTER G. Brucella species infection in sea- mammals. *Vet Rec.* v.42, n.1, p.93, 1994.

ROSS H.M., JAHANS K.L., MACMILLAN A.P., REID R.J., THOMPSON P.M., FOSTER G.; Brucella species infection in North Sea seal and cetacean populations. *Vet Rec.* v.138, n.26, p.647–648, 1996

SANTESTEVAN, N.A.; ZVOBODA, D.A.; PRICHULA, J.; PEREIRA, R.I.; WACHHOLZ, G.R.; CARDOSO, L.A.; MOURA, T.M.; MEDEIROS, A.W.; AMORIN, D.B.; TAVARES, M.; D'AZEVEDO, P.A.; FRANCO, A.C.; FRAZZON, J.; FRAZZON, A.P.G. Antimicrobial resistance and virulence factor gene profiles of *Enterococcus* spp. isolates from wild *Arctocephalus australis* (South American fur seal) and *Arctocephalus tropicalis* (Subantarctic fur seal). *World J Microbiol Biotechnol.* v.31, n.12, p.1935-1946, 2015.

SANTOS, M. C. de O.; SICILIANO, S.; VICENTE, A. F. de C.; ALVARENGA, F. S.; ZAMPIROLI, E.; de SOUZA, S. P.; MARANHÃO, A. Cetacean records along são paulo state coast, southeastern brazil. *Braz J Oceanogr.* v.58, n. 2, p.124-142, 2010.

SCHAEFER, A. M.; BOSSART, G. D.; HARRINGTON, T.; FAIR, A. P.; MCCARTHY, P. J.; REIF, J. S. Temporal changes in antibiotic resistance among bacteria isolated from common bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Indian River Lagoon, Florida, 2003-2015. *Aquatic mammals.* v.45, n.5, p.533-542, 2009.

SCHAEFER, A.M.; BOSSART, G.D.; MAZZOIL, M.; FAIR, P.A.; REIF, J.S. Risk Factors for Colonization of *E. coli* in Atlantic Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Indian River Lagoon, Florida. *J Environ Public Health.* v.2011, p.1-8, 2011.

SCHAEFER, A. M.; GOLDSTEIN, J. D.; REIF, J. S.; FAIR, P. A.; BOSSART, G. D. Antibiotic-Resistant Organisms Cultured from Atlantic Bottlenose Dolphins

(*Tursiops truncatus*) Inhabiting Estuarine Waters of Charleston, SC and Indian River Lagoon, FL. *EcoHealth*. 6(1): 33-41, 2009.

SELLERA, F.P.; CARDOSO, B.; FUENTES-CASTILLO, D.; ESPOSITO, F.; SANO, E.; FONTANA, H.; FUGA B.; GOLDBERG, D.W.; SEABRA, L.A.V.; ANTONELLI, M.; SANDRI, S.; KOLESNIKOVAS, C.K.M.; LINCOPAN, N. Genomic analysis of a highly virulent NDM-1-producing *Escherichia coli* ST162 infecting a pygmy sperm whale (*Kogia breviceps*) in South America. *Front Microbiol.* v.13, 2022.

SIEBERT, U.; WÜNSCHMANN, A.; WEISS, R.; FRANK, H.; BENKE, H.; FRESE, K. Post-mortem findings in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) from the German North and Baltic Seas. *J Comp Pathol.* v.124, n.2-3, p.102–114, 2001.

SIEBERT, U.; WOHLSEIN, P.; LEHNERT, K.; BAUMGÄRTNER, W. Pathological findings in harbour seals (*Phoca vitulina*): 1996–2005. *J Comp Pathol.* v.137, n.1, p.47–58, 2007.

SILVA, M.C.O.; ATTADEMO, F.F.L.; FREIRE, A.C.B.; SOUSA, G.P.; LUNA, F. O.; LIMA, D.C.V.; MOTA, R.A.; MENDES, E.S.; SILVA, J.C.R. Identification of bacteria in blood cultures from clinically ill captive antillean manatees (*Trichechus manatus manatus*). *J Zoo Wildl Med.* v.48, n.1, p.13-17, 2017.

SKAAR, I.; GAUSTAD, P.; TØNJUM, T.; HOLM, B.; STENWIG, H. *Streptococcus phocae* sp. nov., a new species isolated from clinical specimens from seals. *Int J Syst Evol Microbiol.* v.44, n.4, p.646–650, 1994.

STEWART, J.R.; GAST, R.J.; FUJIOKA, R.S.; SOLO-GABRIELE, H.M.; MESCHKE, J.S.; AMARAL-ZETTLER, L.A.; del CASTILLO, E.; POLZ, M.F.; COLLIER, T.K.; STROM, M.S.; SINIGALLIANO, C.D.; MOELLER, P.D.R.; HOLLAND, A.F. The coastal environment and human health: microbial indicators, pathogens, sentinels and reservoirs. *Environ Health.* 4(2): S3, 2008.

STEWART, J.R.; TOWNSEND, F.I.; LANE, S.M.; DYAR, E.; HOHN, A.A.; ROWLES, T.K.; STAGGS, L.A.; WELLS, R.S.; BALMER, B.C.; SCHWACKE, L. H. Survey of antibiotic-resistant bacteria isolated from bottlenose dolphins *Tursiops truncatus* in the southeastern USA. *Dis Aquat Organ.* 108 (2): 91-102, 2014.

STODDARD, R.A., ATWILL, E.R.; GULLAND, F.M. D.; MILLER, M.A.; DABRITZ, H.A.; PARADIES, D.M.; WORCESTER, K.R.; JANG, S.; LAWRENCE, J.; BYRNE, B.A.; CONRAD, P.A. Risk factors for infection with pathogenic and antimicrobial-resistant fecal bacteria in northern elephant seals in California. *Public Health Rep.* v.123, n.3, p.360-370, 2008.

STODDARD, R.A.; GULLAND, M.D.; ATWILL, E.R.; LAWRENCE, J.; JANG, S.; CONRAD, P.A. Salmonella and Campylobacter spp. In Northern Elephant Seals, California. *Emerg Infect Dis.* v.11, p.1967–1969, 2005.

STROUD, R.K.; ROFFE, T.J. Causes of death in marine mammals stranded along the Oregon coast. *J Wildl Dis.* 15: 91–97, 1979.

STUM, N.; ABALOS, P.; FERNANDEZ, A.; RODRIGUEZ, G.; OVIEDO, P.; ARROYO, V.; RETAMAL, P. *Salmonella enterica* in Pinnipeds, Chile. *Emerg Infec Dis.* v.17, n.12, p.2377-2378, 2011.

SWEENEY, J.C.; RIDGWAY, S.H. Common diseases of small cetaceans. *J Am Vet Med Assoc.* v.167 n.7, p.533–540, 1975.

SWENSHON, M.; LÄMMLER, C.; SIEBERT, U. Identification and molecular characterization of beta-hemolytic streptococci isolated from harbor porpoises (*Phocoena phocoena*) of the North and Baltic Seas. *J Clin Microbiol.* v.36, n.7, p.1902–1906, 1998.

TAURISANO, N.D.; BUTLER, B.P.; STONE, D.; HARIHARAN, H.; FIELDS, P. J.; FERGUSON, W.H.; HUGH. *Streptococcus phocae* in marine mammals of

northeastern pacific and arctic canada: a retrospective analysis of 85 postmortem investigations. *J Wildl Dis.* v.54, n.1, p.1-11, 2018.

TRYLAND, M. Zoonoses of arctic marine mammals. *Infect Dis Ver.* v.2, n.2, p.55-64, 2000.

VAN ELK, C.E.; VAN DEP BILDT, M.W.G.; MARTINA, B.E.E.; OSTERHAUS, A.D.M.E.; KUIKEN, T. Escherichia coli Septicemia Associated with Lack of Maternally Acquired Immunity in a Bottlenose Dolphin Calf. *Vet Pathol.* v.44, n.1, p.88-92, 2007.

VARALDO P. E.; KILPPER-BALTZ, R.; BIAVASCO, F.; SATTA, G.; SCHLEIFER, K. H. Staphylococcus delphini sp. nov., a coagulase-positive species isolated from dolphins. *Int J Syst Bacteriol.* v.38, n.4, p.436-439, 1988.

VIEIRA, D.A.P.; FERNANDES, N.C.A.Q. *Microbiologia.* Inhumas: IFG, 2012. p.37-48

VINGINO, A.; ROBERTS, M.C.; WAINSTEIN, M.; WEST, J.; NORMAN, S.A.; LAMBOURN, D.; LAHTI, J.; RUIZ, R.; D'ANGELI, M.; WEISSMAN, S. J.; RABINOWITZ, P. Surveillance for Antibiotic-Resistant E. coli in the Salish Sea Ecosystem. *Antibiotics.* v.10, p.1-18, 2021.

WALLACE, C.C.; YUND, P.O.; FORD, T.E.; MATASSA, K.A.; BASS, A.L. Increase in Antimicrobial Resistance in Bacteria Isolated from Stranded Marine Mammals of the Northwest Atlantic. *EcoHealth.* v.10, n.2, p.201-210, 2013.

WILKINSON, S.G. Bacterial lipopolysaccharides—Themes and variations. *Prog Lipid Res.* v.35, p.283–343, 1996.

ARTIGO CIENTÍFICO

Manuscrito a ser enviado para: *Revista Medicina Veterinária e Zootecnia*

Normas disponíveis em:

<https://meridian.allenpress.com/jwd/pages/Author-Information>

Artigo Científico

OCORRÊNCIA DE BACTÉRIAS E DO PERFIL DE SENSIBILIDADE AOS ANTIMICROBIANOS EM MAMÍFEROS MARINHOS ENCALHADOS NO LITORAL DE SÃO PAULO, BRASIL

Ricardo S. Ichikawa¹, Claudia C. do Nascimento², Henrique Chupil³, Caroline F. Pessi³, Carla B. Barbosa⁴, Vanessa L. Ribeiro⁵, Andrea Maranhão⁶, Márcio G. Ribeiro⁷ e Jean C. R. Silva

¹ Departamento de Cirurgia Veterinária e Reprodução Animal, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Rua Prof. Doutor Walter Mauricio Correa, s/n, Botucatu, São Paulo, Brazil.

² Mineral Engenharia e Meio Ambiente, Av. Vital Brasil, 177, CJ. 804, São Paulo, São Paulo, Brazil.

³ Instituto de Pesquisa de Cananéia (IPEC), Av. Nina, 523, Bairro Retiro das Caravelas, Cananéia, São Paulo, Brazil.

⁴ Instituto Argonauta, Tv. Baitacas, 20, Perequê-Acu, Ubatuba, São Paulo, Brazil.

⁵ Instituto Biopesca, R. Carlos Eduardo Conte de Castro, 93, Canto do Forte, Praia Grande, São Paulo, Brazil.

⁶ Instituto GREMAR, Estr. Alexandre Miguês Rodrigues, 916, Jardim Las Palmas, Guarujá, São Paulo, Brazil.

⁷ Departamento de Produção Animal e Medicina Veterinária Preventiva, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Rua Prof. Doutor Walter Mauricio Correa, s/n, Botucatu, São Paulo, Brazil.

⁸ Departamento Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Rua Dom Manuel de Medeiros, s/n, Dois Irmãos, Recife, Pernambuco, Brazil.

RESUMO: Mamíferos marinhos são potenciais sentinelas da saúde do ambiente marinho. Devido à sua posição no topo da cadeia trófica e à sua longa expectativa de vida, estes organismos tendem a bioacumular contaminantes ao longo do tempo, funcionando como um reflexo do estado geral do ecossistema em que habitam. Diversas espécies de bactérias foram isoladas e identificadas em mamíferos marinhos, muitas das quais demonstram resistência a múltiplos antimicrobianos. A presença desses patógenos tem sido associada às regiões costeiras mais impactadas pela atividade humana. Diversos fatores antropogênicos contribuem para a degradação dos habitats costeiro e marinho, incluindo a poluição advinda de escoamento urbano, os efluentes hospitalares não tratados, as descargas industriais, as atividades agrícolas, entre outros; todos contribuindo para a disseminação da resistência a antimicrobianos no ambiente marinho. Dentro deste contexto, este trabalho teve por objetivo realizar um estudo retrospectivo de cinco anos (2017-2022) de isolados bacterianos e seus perfis de sensibilidade de mamíferos marinhos encalhados no litoral de São Paulo, Brasil. No período do estudo, foram avaliados 60 animais pertencentes aos grupos de pinípedes e de cetáceos, sendo isolada ao menos uma espécie em 54 animais. O principal grupo de bactérias isoladas foram as da família Enterobacteriaceae, representando 60,9% dos isolados. A afecção mais comum associada aos cultivos bacterianos foi a pneumonia. Do total de 92 isolados, 20,6% (19/92) foram multirresistentes a diversos antimicrobianos. A presença desses patógenos em mamíferos marinhos suscita preocupações significativas tanto para a saúde animal quanto para a possível transmissão para outras espécies, incluindo a humana. Esforços para reduzir a poluição, gerenciar o uso de antibióticos, juntamente com vigilância e pesquisa aprimoradas, são fundamentais para lidar com essa ameaça emergente e proteger a integridade geral do ecossistema marinho e das espécies presentes neste habitat.

Key words: bactéria, Cetacea, Pinnipedia, resistência antimicrobiana.

INTRODUÇÃO

Os mamíferos compreendem uma classe com grande diversidade de espécies, que habitam diferentes ecossistemas, incluindo o ambiente marinho. Assim como as espécies terrestres, estes animais também apresentam respiração pulmonar (Bjorge 2010). Os mamíferos marinhos possuem órgãos e esqueleto com estruturas semelhantes às de mamíferos terrestres, contudo, apresentando diferentes adaptações ao ambiente aquático (Bjorge 2010; Jefferson et al. 2015). São subdivididos em cinco grupos: cetáceos (baleias, golfinhos e botos), pinípedes (focas, leões-marinhos, lobos-marinhos e morsas), sirênios (peixes-boi, dugongos e vacas-marinhas) lontras marinhas e ursos-polares (Jefferson et al. 2015).

Mamíferos marinhos representam grande potencial como sentinelas de contaminação ambiental, sendo que diversos tipos de poluentes já foram isolados e descritos nestes animais (Bossart, 2010). Diversos fatores estão associados à mortalidade e à diminuição das populações de mamíferos marinhos. Como principais fatores são descritas as alterações climáticas, as capturas incidentais na pesca, a redução de suas presas devido à pesca predatória, a caça e o consumo da carne destes animais, as colisões com embarcações e, o aumento da especulação imobiliária em áreas costeiras e o consequente aumento da poluição do ambiente marinho (Nelms et al., 2021).

A contaminação do ecossistema marinho ocorre a partir de uma variedade de fontes, incluindo escoamento e descargas de águas residuais provenientes de fontes urbanas (Stewart et al., 2008). Esta contaminação geralmente carrega poluentes microbiológicos, ou seja, patógenos, incluindo bactérias, vírus e protozoários, capazes de causar doenças em humanos e outros animais. A água pode transportar esses patógenos inclusive para áreas pristinas, que nunca tiveram contato com os agentes microbianos

envolvidos. As infecções são frequentemente associadas à altas taxas de morbidade e mortalidade de mamíferos marinhos (Stroud e Roffe 1979; Gulland e Hall 2007).

Além disso, um grande número de patógenos já foi identificado em animais encalhados e descrito pela primeira vez nestas espécies. Doenças bacterianas também foram frequentemente descritas como processos secundários, podendo acarretar a morte do animal (Dunn, 2001). Algumas destas bactérias possuem potencial para transmissão zoonótica de maneira direta ou indireta (Higgins 2000).

Nas últimas décadas houve um aumento no número de publicações e registros de doenças em mamíferos marinhos, em decorrência da deterioração de seus habitats e com diversos relatos de mortes em massa (Gulland et al. 2007). A descrição de bactérias resistentes a múltiplos antimicrobianos vem trazendo preocupações à comunidade científica, com relação aos riscos à Saúde Única (Bossart 2010). Diante deste contexto, objetivou-se realizar o levantamento dos principais agentes bacterianos isolados em mamíferos marinhos e seu respectivo perfil de sensibilidade aos antimicrobianos na costa litorânea do estado de São Paulo, no período de 2017 a 2022.

MATERIAL E MÉTODOS

Delineamento amostral

Foram analisados os resultados de amostras de mamíferos marinhos encaminhadas para cultivo microbiológico, originárias de quatro instituições, localizadas em diferentes pontos do litoral de São Paulo, a saber: Instituto Biopesca (Praia Grande), Instituto Gremar (Guarujá), Instituto Argonauta (Ubatuba) e Instituto de Pesquisa de Cananéia - IPEC (Cananéia). Todas estas instituições pertencem ao Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS), cujo objetivo é avaliar a

interferência das atividades de produção e escoamento de petróleo e gás natural, realizadas na Bacia de Santos, sobre a fauna marinha. A área de abrangência do PMP-BS inclui municípios litorâneos dos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo e do Rio de Janeiro, compreendendo cerca de 1.500 km de praias. Os trechos são divididos em PMP-BS Área SC/PR (cuja execução é coordenada pela Univali), PMP-BS Área SP (cuja execução é coordenada pela empresa Mineral) e PMP-BS Área RJ (cuja execução é coordenada pela empresa Econservation) (PETROBRAS, 2023). Durante o monitoramento, todos os animais, vivos ou mortos, encontrados são destinados a uma das 15 instalações da rede de atendimento veterinário entre Laguna (SC) e Maricá (RJ) (PETROBRAS, 2023). Os dados obtidos diariamente pelo PMP-BS estão disponíveis para o público por meio do Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA) (PMP-BS, 2022). O SIMBA subsidia informações para planos de manejo e tomadas de decisões dos órgãos ambientais e permite a ampliação do conhecimento através de pesquisas e publicações técnico-científicas.

Obtenção de dados

Os dados foram obtidos das instituições, por meio de laudos laboratoriais de cultivo bacteriológico e de testes de sensibilidade a antimicrobianos, realizados no período de 2017 a 2022. Os resultados foram organizados em planilhas do Programa *Excel*.

Análise do banco de dados

Foram analisadas as espécies de bactérias isoladas nas amostras e o perfil de sensibilidade destes patógenos a diferentes antibióticos. Além disso, as variáveis

analisadas, relacionadas ao animal encalhado e ao local onde ele foi encontrado, foram as seguintes: ordem, família, local de resgate (coordenadas geográficas).

Como critério de contagem, todos os isolados em diferentes tecidos de um mesmo animal foram adicionados no estudo, exceto quando uma mesma espécie de bactéria era isolada em vários tecidos do mesmo indivíduo, sendo a mesma contada apenas uma única vez. Todas as afecções foram contabilizadas e descritas nas tabelas, mesmo que causadas pela mesma espécie de bactéria no mesmo indivíduo.

Para a análise do perfil de resistência bacteriana incluiu-se o perfil de cada bactéria isolada nos diferentes indivíduos, levando em consideração o critério mencionado anteriormente; em casos de bactérias repetidas em um mesmo indivíduo, o patógeno era contado apenas uma vez. Em relação aos antimicrobianos testados, foram apresentados apenas aqueles testados por, no mínimo, dez vezes, em diferentes isolados. Para melhor entendimento dos perfis de resistência levou-se em consideração o teste padrão de difusão com discos, conforme Clinical and Laboratory Standards Institute - CLSI (CLSI, 2020 a,b).

Cultivo e identificação bacteriana

As amostras (*e.g.*, swab de espiráculo e outros órgãos, fragmentos de tecidos, amostras de fezes) (Material suplementar – Apêndice) foram cultivadas em diferentes laboratórios, de acordo com a escolha do clínico, no entanto, todos seguiam protocolos convencionais para análise. As amostras eram cultivadas em ágar suplementado com sangue (blood agar base™, OXOID Ltd., Basingstoke, UK) bovino (5%) desfibrinado e ágar MacConkey (MacConkey agar™, OXOID Ltd., Basingstoke, UK) em condições de aerobiose, a 37°C, mantidas por 72 horas. Para os espécimes clínicos com suspeita de anaeróbios, as amostras foram cultivadas em ágar sangue bovino (5%) (blood agar

base™, OXOID Ltd., Basingstoke, UK) e cultivadas a 37°C, em condições de anaerobiose (Anaerogen™, OXOID Ltd., Basingstoke, UK). Os microrganismos foram identificados com base em métodos fenotípicos clássicos (aspecto das colônias, coloração de Gram e testes bioquímicos) (Murray 2007; Quinn et al. 2011). Alguns isolados foram submetidos a classificação automatizada de espécies por espectrometria de massas (Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization Time-of-Flight Mass Spectrometry – MALDI-TOF MS) (Gonçalves et al. 2014).

Teste de sensibilidade

Os isolados foram submetidos ao teste *in vitro* de sensibilidade aos antimicrobianos, utilizando o teste padrão de difusão com discos, conforme Clinical and Laboratory Standards Institute - CLSI (CLSI 2020 a,b). A escolha dos antimicrobianos ficou a critério de cada laboratório que a amostra foi encaminhada. Foram utilizados 47 fármacos diferentes, no entanto, foram incluídos no estudo apenas 25 fármacos pertencentes a sete grupos (classes) de antimicrobianos, por serem mais utilizados rotineiramente no tratamento de animais aquáticos, a saber: beta-lactâmicos e derivados (amoxicilina/clavulanato de potássio 20/10µg, ampicilina 10 µg, cefalexina 30 µg, cefovecina 30 µg, ceftiofur 30 µg, ceftriaxona 30 µg, cefalotina 30 µg, oxacilina 1 µg, cefepime 30 µg, ceftazidima 30 µg, e imipenem 10 µg), fluoroquinolonas (enrofloxacino 5 µg, ciprofloxacino 5 µg, marbofloxacino 5 µg, levofloxacino 5 µg e ofloxacina 5 µg), aminoglicosídeos (amicacina 30 µg, gentamicina 10 µg, neomicina 30 µg, normofloxacina 10 µg e tobramicina 10 µg), anfenicóis (cloranfenicol 30 µg), sulfonamidas (sulfametoxazol/trimethoprim 300 µg) tetraciclinas (tetraciclina 30 µg e doxiciclina 30 µg) e macrolídeos (azitromicina 15 µg).

Análise espacial e estatística

Para a confecção dos mapas, foi utilizado o *software* Quantum-gis (QGIS) versão 3.16.16 - Hannover, onde foi apresentado no mapa, os pontos de ocorrência dos indivíduos do estudo (Figura 1). Na análise estatística, os resultados foram avaliados de modo descritivo (porcentagem), analisando-se as variáveis: grupo de mamíferos (Cetacea e Pinipedia) espécies de mamíferos aquáticos, bactérias isoladas e perfil de sensibilidade.

RESULTADOS

Grupo de animais do estudo

Foram analisados dados de 60 mamíferos marinhos resgatados pelo PMP-BS e posteriormente encaminhados aos Centros de Reabilitação e Despetrolização de Fauna Marinha, sendo que 31,7% (19/60) estavam vivos e os outros 68,3% (41/60) estavam mortos no momento do resgate. Deste total, em 90% (54/60) dos animais foram isoladas uma ou mais bactérias. Outros 10% (6/60) apresentaram resultado negativo ou ausência de informação e, em apenas 1,6% (1/60) dos animais foi isolado um agente fúngico.

Dentre os 60 mamíferos marinhos avaliados, 76,7% (46/60) pertenciam ao grupo dos cetáceos e 23,3% (14/60) ao grupo dos pinípedes.

No período do estudo, 46 cetáceos pertencentes a 10 espécies foram avaliados: 47,8% (22/46) toninhas (*Pontoporia blainvillei*), 19,6% (9/46) botos-cinza (*Sotalia guinensis*), 6,5% (3/46) golfinhos-pintados-do-Atlântico (*Stenella frontalis*), 6,5% (3/46) golfinhos-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*), 4,3% (2/46) golfinhos-comum-de-bico-curto (*Delphinus delphis*), 4,3% (2/46) cachalote-pigmeu (*Kogia breviceps*), 24,3% (2/46) baleias-jubarte (*Megaptera novaeangliae*), 2,2% (1/46) *Tursiops* spp., 2,2% (1/46) golfinhos-rotadores (*Stenella longirostris*) e 2,2% (1/46) *Stenella* spp. Em alguns

indivíduos foi possível apenas a caracterização do gênero, devido ao animal ser muito jovem ou ao avançado nível de decomposição da carcaça.

Com relação ao sexo dos indivíduos pertencentes a este grupo, 52,2% (24/46) eram fêmeas, 39,1% (18/46) machos e 8,7% (4/46) indeterminado devido ao estado avançado de decomposição da carcaça. A faixa etária contou com 45,6% (21/46) de animais adultos, 34,8% (16/46) jovens, 13% (6/46) filhotes e em 6,5% (3/46) não foi possível determinar a faixa etária. O ano de 2021 apresentou o maior número de indivíduos no estudo contabilizando 24 cetáceos, seguido pelo ano de 2022 (n=7), 2020 (n=7), 2019 (n=4), 2018 (n=2) e 2017 (n=2). Dos 46 cetáceos avaliados 17,4% (8/46) encalharam vivos e 82,6% (38/46) encalharam já em óbito.

Dentre os cetáceos avaliados, as espécies que apresentaram isolados bacterianos foram: toninhas (*P. blainvillei*) 45,6% (21/46), botos-cinza (*S. guinensis*) 19,6% (9/46), golfinhos-pintados-do-Atlântico (*S. frontalis*) 6,5% (3/46), golfinhos-de-dentes-rugosos (*S. bredanensis*) 6,5% (3/46), golfinhos-comum-de-bico-curto (*D. delphis*) 4,3% (2/46), cachalotes-pigmeu (*Kogia breviceps*) 4,3% (2/46), baleias-jubarte (*Megaptera novaeangliae*) 4,3% (2/46), golfinhos-rotadores (*S. longirostris*) 2,2 % (1/46) e *Tursiops* spp. 2,2 % (1/46).

O grupo dos pinípedes foi representado por 14 animais pertencentes a três espécies: 57,1% (8/14) lobo-marinho-sul-americano (*Arctocephalus australis*), 35,7% (5/14) lobo-marinho-de-peito-branco (*Arctocephalus tropicalis*) e 7,1% (1/14) leão-marinho-da-patagônia (*Otaria flavescens*). Dentre os pinípedes avaliados, os que apresentaram isolados bacterianos foram: lobo-marinho-sul-americano (*A. australis*) 50% (7/14), lobo-marinho-de-peito-branco (*A. tropicalis*) 14,3% (2/14) e leão-marinho-da-patagônia (*Otaria flavescens*) 7,1% (1/14).

Ainda sobre os pinípedes avaliados 50% (7/14) eram fêmeas, 35,7% (5/14) machos e 14,3% (2/14) indeterminados. Em relação a faixa etária, 50% (7/14) eram jovens), 21,4% (3/14) filhotes e 28,6% (4/14) adultos. Os anos de 2020 e 2022 apresentaram o maior número de animais, com quatro indivíduos cada, seguido por 2019 (n=3), 2021 (n=2), 2017 (n=1) e 2018 sem nenhum indivíduo. Dentre os 14 animais, 78,6% (11/14) encalharam com vida e 21,4% (3/14) já em óbito.

Bactérias isoladas

Dentre as bactérias isoladas, o grupo das enterobactérias foi o mais frequente em ambas as ordens, com 60,9% (56/92). Nos cetáceos, 62,7% (47/75) das bactérias pertenceram ao grupo de enterobactérias e nos pinípedes, 52,9% (9/17). A espécie *Escherichia coli* foi a enterobactéria com maior ocorrência em ambas as ordens, com um total de 21,7% (20/92) de isolados. Avaliando-se as ordens separadamente, foi observada a presença de *E. coli* em 21,3% (16/75) e 23,5% (4/17) do total em cetáceos e pinípedes, respectivamente (Tabela 1).

Outros Gram-negativos tiveram ocorrência significativa na ordem Cetacea, representando 30,7% (23/75) do total dos isolados. As bactérias do gênero *Pseudomonas* spp. tiveram a segunda maior ocorrência dentro do grupo das outras Gram-negativas, representando 18,7% (14/75), com as espécies *Pseudomonas aeruginosa* 57,1% (8/14), *Pseudomonas putida* 7,1% (1/14), *Pseudomonas fluorescens* 7,1% (1/14) e *Pseudomonas* spp. 28,6% (4/14).

Em relação aos pinípedes, o segundo grupo de bactérias mais frequente foi o das Gram-positivas com 35,3% (6/17), representado por *Streptococcus* spp. 33,3% (2/6), *Staphylococcus xylosus* 16,7% (1/6), *Staphylococcus* spp. 16,7% (1/6), *Enterococcus gallinarum* 16,7% (1/6) e *Enterococcus* spp. 16,7% (1/6).

O grupo de bactérias menos comum nos cetáceos foi as Gram-positivas com 4,1% (5/121): *Staphylococcus* spp. 60% (3/5), *Streptococcus* spp. 20% (1/5) e *Micrococcus caseolyticus* 20% (1/5). Nos pinípedes, outras Gram-negativas foram menos comuns, tendo apenas dois isolados 11,8% (2/17): *Acinetobacter baumannii* 50% (1/2) e *Pseudomonas aeruginosa* 50% (1/2).

Afecções

Diferentes tipos de afecções foram identificados nos animais, com suas respectivas bactérias (Tabela 2). Foram contabilizadas um total de 166 afecções com diferentes tipos de isolados bacterianos.

Dentre as afecções mais frequentes somando-se as duas ordens e, desconsiderando as miscelâneas (outras afecções), que corresponderam a um total de 44,8% (48/107), as pneumonias foram as mais frequentes, ocorrendo em 27,1% (29/107) dos casos, seguidas por infecções no trato respiratório superior, com 10,3% (11/107), hepatopatias, com 5,6% (6/107), infecções no sistema reprodutivo, com 4,7% (5/107), infecções cutâneas, com 3,7% (4/107) e infecções urinárias, com 3,7% (4/107).

As afecções incluídas em miscelânea estão descritas no rodapé da Tabela 2.

Afecções em cetáceos

Miscelânea foi o grupo de afecções mais frequente em cetáceos, com 38,1% (32/84). A pneumonia foi a segunda afecção mais frequente em cetáceos, correspondendo a 28,6% (24/84) dos casos. As bactérias do gênero *Pseudomonas* spp. foram as mais frequentes nestes quadros respiratórios, ocorrendo em seis casos (25% dos casos totais na ordem). As afecções em trato respiratório superior foram a terceira afecção mais frequente, com 10,7% (9/84) de ocorrência dentro da ordem. A bactéria *Escherichia coli* foi a mais isolada 33,3% (3/9).

As hepatopatias incluíram a presença de cistos hepáticos infectados, abscessos hepáticos e alterações de aspecto como: alteração na coloração no parênquima, presença de secreção, presença de granulomas, depósito de fibrina, dentre outras alterações, sendo a quarta afecção mais frequente, representando 7,1% (6/84) dos casos. Infecções no sistema reprodutivo em cetáceos incluíram a presença de secreções na fenda genital, piometra e maceração fetal, e foram o quinto grupo de afecções mais frequente em 5,9% (5/84) dos casos. Um total de 4,8% (4/84) dos animais apresentou infecções cutâneas (dermatites infecciosas e abscessos cutâneos) e 4,8% apresentaram infecções urinárias.

Afecções em pinípedes

Neste de grupo de animais, foram observadas afecções diversas (miscelânea), correspondendo à 69,6% (48/107) dos casos. Nos grupos de afecções especificadas, o mais frequente foram os quadros de pneumonia, com 21,7% (5/23) e posteriormente infecções em trato respiratório superior (secreções nasais e traqueais), com 8,7% (2/23).

Perfil de sensibilidade antimicrobiana nos isolados das diferentes ordens de mamíferos marinhos

A Tabela 3 apresenta os antibióticos mais testados, que foram dos seguintes grupos: aminoglicosídeos, beta-lactâmicos e derivados, anfenicóis, sulfonamidas, tetraciclinas, fluoroquinolonas e macrolídeos. O antibiótico mais testado foi a enrofloxacina, utilizada 74 vezes. O grupo dos beta-lactâmicos apresentou maior variedade de fármacos testados.

A Ofloxacina seguida da amicacina foram os antibióticos com maior porcentagem de cepas sensíveis no grupo dos cetáceos, 89,3% e 87,7% respectivamente. Nos pinípedes, os isolados testados com neomicina (cinco testes) e ceftazidima (um teste) se mostraram 100% sensíveis.

Perfil de sensibilidade antimicrobiana de acordo com os diferentes grupos de bactérias

No grupo das enterobactérias, a ampicilina foi o antibiótico com maior porcentagem de resistência bacteriana, com 79,1% (34/43), e a amicacina, foi o de maior porcentagem de sensibilidade, com 92,3% (36/39). As fluoroquinolonas foram um grupo bem efetivo, com porcentagens altas de sensibilidade das enterobactérias, sendo o ciprofloxacino, o antibiótico com maior perfil de sensibilidade 90% (45/50). Os outros Gram-negativos apresentaram maior sensibilidade ao cloranfenicol com 90,9% (10/11).

As bactérias Gram-positivas tiveram 100% de sensibilidade a mais de um fármaco entre os diferentes grupos de antibióticos: beta-lactâmicos: cefalotina (2/2), fluoroquinolonas: marbofloxacina (1/1) e norfloxacina (1/1) e a um fármaco das tetraciclina: tetraciclina (2/2).

Isolados bacterianos resistentes à múltiplas drogas

Foi identificada multirresistência bacteriana em 20,6% (19/92) dos isolados. A multirresistência ocorreu com maior frequência em *Klebsiella pneumoniae* 21% (4/19), seguido por *E.coli* 15,8% (3/19), *Staphylococcus* spp. 10,5% (2/19), *Acinetobacter baumannii* 10,5% (2/19), *Serratia liquefaciens* 5,2% (1/19), *Pseudomonas* spp. 5,2% (1/19), *Pseudomonas aeruginosa* 5,2% (1/19), bacilo gram negativo 5,2% (1/19), *Enterococcus gallinarum* 5,2% (1/19), *Enterobacter* spp. 5,2% (1/19), *Klebsiella* spp. 5,2% (1/19) e *Proteus* spp. 5,2% (1/19).

DISCUSSÃO

Este é o primeiro relato de isolados bacterianos em mamíferos aquáticos, incluindo cetáceos e pinípedes encalhados no litoral do Estado de São Paulo. A maioria dos animais encalharam em óbito e o grupo dos cetáceos foi o de maior número de indivíduos (n=40). Este dado foi semelhante ao encontrado na pesquisa realizada por Vianna et al. (2016), que realizou um estudo no litoral de Santa Catarina no Brasil. As espécies de cetáceos que mais encalharam foram a toninha (*P. blainvillei*) e o boto-cinza (*S. guianensis*) em ambos os estados. Possivelmente, a maior quantidade de indivíduos dessas espécies está associada ao hábitat mais costeiro dos animais (Silva & Best, 1996; Praderi et al. 1989).

Semelhante aos dados de um trabalho realizado na costa litorânea do Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul (Brasil) por Pereira et al. (2008), a espécie com maior número de isolados bacterianos foi a toninha (*P. blainvillei*). Os hábitos costeiros da *P. blainvillei* expõem esta espécie a maiores pressões exercidas pelas atividades humanas, como a pesca de pequena escala e a degradação ambiental (Praderi et al. 1989).

Atualmente há poucas informações sobre isolados microbiológicos em mamíferos marinhos e, a cada ano, novos patógenos são descritos. No entanto, os métodos de identificação são bem variáveis (Higgins 2000). No Brasil, ainda é escassa a literatura sobre o tema, avaliando um grande número de animais, contudo, existem evidências de que o ambiente marinho apresenta grande número de patógenos, dentre eles agentes zoonóticos (Pereira et al. 2007).

O grupo das enterobactérias foi o mais isolado no litoral de São Paulo. Os gêneros mais identificados pertencentes a este grupo foram *E. coli*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Citrobacter*, *Proteus*, *Serratia*, dentre outros agentes (Tabela 1). Resultados semelhantes foram encontrados em outras pesquisas realizadas na Califórnia (Estados Unidos da

América – EUA), Washigton (Estados Unidos da América – EUA), no nordeste dos EUA e nas Filipinas, com mamíferos marinhos (Johnson et al. 1998; Rose et al. 2009; Norman et al. 2021; Obusan et al. 2021).

Dentre as enterobactérias isoladas, *E. coli* foi a mais frequente, corroborando os dados de outras pesquisas realizadas em mamíferos aquáticos (Johnson et al. 1998; Norman et al. 2021). As mudanças na qualidade do ambiente devido à atividade humana geram impactos nos biomas aquáticos, sendo um destes impactos a disseminação de coliformes fecais por meio de efluentes urbanos e conseqüentemente de bactérias como *E. coli* (Miller et al. 2010; Schaefer et al. 2011). Um estudo avaliando a persistência de enterobactérias em águas salinas evidenciou a permanência de 17 gêneros de bactérias diferentes neste tipo de ambiente, entre eles os gêneros *Escherichia* e *Shigella*, que juntos foram os táxons mais representativos (Gorrasi et al. 2021). No entanto, é importante ressaltar que as enterobactérias estão amplamente distribuídas no trato gastrointestinal dos animais e em diferentes ambientes (Brenner e Farmer 2015).

As bactérias multirresistentes no litoral de São Paulo foram majoritariamente do grupo das enterobactérias 57,9% (11/19), representando 11,9% (11/92) do total de isolados do grupo. No estudo de Grunzweil et al. (2021), 71% (44/62) dos isolados de enterobactérias possuíam fenótipos e genótipos de multirresistência. A multirresistência é caracterizada como a resistência maior ou igual a três grupos ou classes farmacológicas de antibióticos diferentes (Magiorakos et al. 2011), excluindo-se os casos de resistência intrínseca.

Klebsiella pneumoniae foi a bactéria com maior porcentagem de multirresistência a antimicrobianos 21% (4/19). Este agente é frequentemente associado à diversas infecções nosocomiais. Um levantamento de isolados de diferentes espécies de animais

domésticos e silvestres, com diferentes tipos de amostras, no Brasil, identificou multirresistência em todos os 67 isolados de *K. pneumoniae* (Sousa et al. 2019).

A ocorrência de multirresistência entre os isolados de *E. coli* foi de 15% (3/20), valor abaixo quando comparado a um estudo em diferentes espécies de mamíferos marinhos no Mar Norte e Báltico, que foi de 37,2% (Gross et al. 2022) e outro estudo na Irlanda com focas, apresentando 66,6% (Vale et al. 2021). *E. coli* multirresistente a antimicrobianos já foi relatado no Brasil, com isolado descrito em Cachalote-pigmeu (*Kogia breviceps*) encalhado no litoral de Santa Catarina (Sellera et al., 2022).

Dentre as enterobactérias testadas, 53,2% (25/47) apresentaram resistência à amoxicilina com ácido clavulânico. Num estudo em Los Angeles, Estados Unidos da América, 283 amostras (swab retal, oral e de espiráculo) de mamíferos marinhos foram pesquisadas e 21,9% (n=62) das cepas eram produtoras de beta-lactamase (Grünzweil et al., 2021).

Enterobacter spp. apresentando multirresistência a antimicrobianos foi isolado em *P. blainvillei* filhote a partir de amostras de fígado. No Brasil foi relatado o isolamento de um bacilo gram-negativo identificado como *Enterobacter kobei* apresentando perfil de resistência semelhante ao presente estudo (Fuentes-Castillo et al., 2020). A bactéria do estudo citado foi isolado na mesma espécie em um neonato, no entanto com amostras de secreções respiratórias.

Um indivíduo de lobo-marinho-sul-americaado (*Arctocephalus australis*) apresentou uma bactéria do gênero *Proteus* spp. com multirresistência a antimicrobianos. Um relato de caso no Uruguai também isolou o mesmo gênero de bactéria com multirresistência a drogas em um leão-marinho-da-patagônia (*O. flavescens*) (Eliopulos et al. 2022).

Em nosso estudo, as afecções mais comuns foram as pneumonias, seguidas por infecções no trato respiratório superior, hepatopatias, infecções no sistema reprodutivo, infecções cutâneas e infecções urinárias. Diferente dos resultados deste estudo, uma pesquisa na Califórnia em leões-marinhos-da-Califórnia (*Zalophus californianus*), focas-comuns (*P. vitulina*) e elefantes-marinhos-do-norte (*Mirounga angustirostris*), teve como principais locais de isolamento, abscessos e inflamações umbilicais (Johnson et al. 1998).

Infecções cutâneas foram causadas majoritariamente por enterobactérias, no presente estudo, e este tipo de lesão foi apenas identificado dentro do grupo dos cetáceos. As espécies de bactérias isoladas nestas lesões foram semelhantes às descritas na literatura, como o *Enterobacter* spp. (Martineau et al. 1988; Buck et al. 1991).

O presente estudo evidenciou a presença de bactérias patogênicas e com potencial zoonótico em mamíferos, além de bactérias com resistência a múltiplos antimicrobianos, demonstrando a necessidade de mais estudos no litoral brasileiro, avaliando a origem destes patógenos e seus potenciais riscos à saúde única. De acordo com a literatura consultada, pesquisas científicas sobre a ocorrência de bactérias patogênicas e seu perfil de sensibilidade em mamíferos marinhos encalhados são escassas no litoral do Brasil. Destaca-se, portanto, a importância do monitoramento sistemático da saúde desses animais, com o objetivo de ampliar o conhecimento sobre os aspectos epidemiológicos dessas infecções ao longo da costa brasileira.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem à Claudia Carvalho do Nascimento pela ponte na comunicação com os Centros de Triagem e Reabilitação de Animais Marinhos e pelo auxílio nas autorizações para acesso aos dados. Um agradecimento a todas as equipes do PMP-BS (PMP), no litoral de São Paulo. O presente trabalho foi realizado com apoio da

Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) -
Código de Financiamento 001.

LITERATURA CITADA

Bjorge, A. What are marine mammals? In: Bjorge, A.; Lydersen, C.; Skern-Mauritzen, M.; WIIG, O. *Marine mammals*. Noruega: Fisken og havet, 2010. p. 8-9.

Bossart, G. D. Marine Mammals as Sentinel Species for Oceans and Human Health. *Vet Pathol.* 48(3): 676-690, 2010.

Brenner, D.J.; Farmer, J. J. Enterobacteriaceae. In: Whitman, W. E. B.; John, Wiley. *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria & Sons*: New York, NY, USA, 2015. p. 1-24.

Buck, J. D.; Overstrom, N.; Patton, G.; Anderson, H. F. Bacteria associated with stranded cetaceans from the Northeast USA and Southwest Florida Gulf coasts. *Dis Aqua Org.* 10 (2): 147-152.

Clinical and Laboratory Standards Institute-CLSI. 2020a. Performance Standards for Antimicrobial Disk and dilution Susceptibility Test for Bacteria isolated from Animals (CLSI VET 015). 5th edition. Wayne, PA. p. 250.

Clinical and Laboratory Standards Institute-CLSI. 2020b. Performance standards of Antimicrobial Susceptibility Testing. 30th Edition. Wayne, PA. p. 332.

Costa, P. M.; Loureiro, L.; Matos, A. J. Transfer of multidrug-resistant bacteria between intermingled ecological niches: the interface between humans, animals and the environment. *Int J Environ Res Public Health.* 10(1): 278-294, 2013.

Dunn, J. L.; Buck, J. D.; Robeck, R. T. Bacterial diseases of Cetaceans and Pinnipeds. In: Dierauf, L. A.; Gulland, F. M. D. *Marine mammals medicine*: CRC Press, 2001. p. 309-335.

Eliopulos, N.; Alsina, L.; Diana, L.; Brandl, S. Multiple antimicrobial resistance in Enterobacteriaceae isolated from a Sea Lion (*Otaria flavescens*) specimen from Isla de Lobos, Uruguay: a case report. *Braz J An Envir Res.* 5 (4): 3477-3486, 2022.

Frazzon, A. P. G. Antibiotic-resistant bacteria in free-living marine species. *Vet Rec.* 179 (25): 648-649, 2016.

Fuentes-castillo, D., Sellera, F.P., Goldberg D.W., Fontana H., Esposito F., Cardoso B., Ikeda J., Kyllar A., Catão-Dias J.L., Lincopan N. Colistin-resistant *Enterobacter kobei* carrying mcr-9.1 and blaCTX-M-15 infecting a critically endangered franciscana dolphin (*Pontoporia blainvillei*), Brazil. *Transbound Emerg Dis.* 68(6): 3048-3054, 2021.

Gonçalves, J. L.; Tomazi, T.; Barreiro, J. R.; Braga, P. A. C.; Ferreira, C. R.; Araújo Junior, J. P.; Eberlin, M. N.; Santos, M. V. Identification of *Corynebacterium* spp. Isolated from bovine intramammary infections by matrix-assisted laser desorption ionization-time of flight mass spectrometry. *Vet Micro.* 173: 147-151, 2014.

Gorrasi, S.; Pasqualetti, M.; Franzetti, A.; Gonzalez-Martinez, A.; Gonzalez-Lopez, Jesus.; Munõz-Palazon, B.; Fenice, M. Persistence of Enterobacteriaceae Drawn into a Marine Saltern (Saline di Tarquinia, Italy) from the Adjacent Coastal Zone. *Water.* 13 (11): 1443, 2021.

Gulland, F. M. D.; Hall, A. J. Is Marine Mammal Health Deteriorating? Trends in the Global Reporting of Marine Mammal Disease. *EcoHealth.* 4(2): 135-150, 2007.

Gross, S.; Muller, A.; Seinige, D.; Wohlsein, P.; Oliveira, M.; Steinhagen, D.; Kehrenberg, C.; Siebert, U. Occurrence of Antimicrobial-Resistant *Escherichia coli* in Marine Mammals of the North and Baltic Seas: Sentinels for Human Health. *Antibiotics.* 11 (9): 1-23, 2022.

Grünzweil, O. M.; Palmer, L.; Cabal, A.; Szostak, M. P.; Ruppitsch, W.; Kornschöber, C.; Korus, M.; Misic, D.; Bernreiter-Hofer, T.; Korath, A. D. J.; Febler, A. T.; Allerberger, F.; Schwarz, S.; Spergser, J.; Müller, E.; Braun, S. D.; Monecke, S.; Ehrlich, R.; Walzer, C.; Smodlaka, H.; Lončarić, I. Presence of B-Lactamase-producing Enterobacterales and Salmonella Isolates in Marine Mammals. *Int J Mol Sci.* 10 (8): 1-24, 2021.

Higgins, R. Bacteria and fungi of marine mammals: A review. *Can Vet J.* 41 (2): 105-116, 2000.

Jefferson, T. A.; Webber, M. A.; Pitman, R. L. Marine mammals of the world: Academic Press, 2015. p. 1-6.

Johnson, S. P.; Nolan, S.; Gulland, F. M. D. Antimicrobial susceptibility of bacteria isolated from pinnipeds stranded in central and northern California. *J Zoo Wildl Med.* 29 (3): 288-294, 1998.

Magiorakos, A.P.; Srinivasan, A.; Carey, R.B.; Carmeli, Y.; Falagas, M.E.; Giske, C.G.; Harbarth, S.; Hindler, J.F.; Kahlmeter, G.; Olsson-Liljequist, B.; Paterson, D. L.; Rice, L. B.; Stelling, J.; Struelens, M. J.; Vatopoulos, A.; Weber, J. T.; Monnet, D. L. Multidrug-Resistant, Extensively Drug-Resistant and Pandrug-Resistant Bacteria: An International Expert Proposal for Interim Standard Definitions for Acquired Resistance. *Clin Microbiol Infect.* 18: 268–281, 2021.

Martineau, D.; Lagace, A.; Beland, P.; Higgins, R.; Armstrong, D.; Shugart, L. R. Pathology of stranded Beluga whales (*Delphinapterus leucas*) from the St. Lawrence estuary, Quebec, Canada. *J Comp Pathol.* 98:287-311, 1988.

Miller, M. A.; Byrne, B. A.; Jang, S. S.; Dodd, E. M.; Dorfmeier, E.; Harris, M. D.; Ames, J.; Paradis, D.; Worcester, K.; Jessup, D. A.; Miller, W. A. Enteric bacterial pathogen detection in southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*) is associated with coastal urbanization and freshwater runoff. *Vet Res.* 41 (1): 1-13, 2010.

Murray, P. pabstR. Manual of clinical microbiology. Washington: ASM Press, 2007. 2256p.

Nelms, S. E.; Shigueto-Alfaro, J.; Arnould, J. P. Y.; Avila, I. C.; Nash, S. B.; Campbell, E.; Carter, M. I. D.; Collins, T.; Currey, R. J. C.; Domit, C.; Franco-Trecu, V.; Fuentes, M. M. P. B.; Hooker, S. K.; Johnston, D. W.; Kelkar, N.; Kiszka, J. J.; Laidre, K. L.; Mangel, J. C.; Marsh, H.; Maxwell, S. M.; Onoufriou, A. B.; Palacios, D. M.; PIERCE, G. J.; Ponnampalam, L. S.; Wambiji, N.; Weir, C. R.; Wilson, B.; Godley, B. J. Marine Mammals conservation: over the horizon. *Endan Spec Res.* 44: 291-325, 2021.

Obusan, M. C. M.; Caras, J. A. A.; Lumang, L. S. L.; Calderon, E. J. S.; Villanueva, R. M. D.; Salibay, C. C.; Siringan, M. A. T.; Rivera, W. L.; Masangkay; Aragonés, L. V. Bacteriological and histopathological findings in cetaceans that stranded in the Philippines from 2017 to 2018. *Plos one.* 16 (11): 1-18, 2021.

Pereira, S. C.; Amorim, S. D.; Santos, A. F. Das M.; Siciliano, S.; Moreno, I. B.; Ott, P. H.; Rodrigues, D. Dos P. *Plesiomonas shigelloides* and aeromonadaceae family pathogens isolated from marine mammals of southern and southeastern brazilian coast. *Braz J Microbiol.* 38 (4): 749-755, 2008.

Pereira, C.S.; Amorim, S.D.; Santos, A.F.M.; Siciliano, S.; Moreno, I.M.B.; Ott, P.H.; Rodrigues, D.P. *Vibrio* spp. isolados de mamíferos marinhos capturados na região litorânea do Sudeste ao Sul do Brasil. *Pesq Vet Bras.* 27 (2): 81-83, 2007.

Praderi R., Pinedo M.C., Crespo E.A. 1989. Conservation and management of *Pontoporia blainvillei* in Uruguay, Brazil and Argentina. In: Perrin, W.F., Brownell, R.L., Zhou Kaya, Liu Jiankang. *Biology and Conservation of River Dolphins*, IUCN, 1989. 1-22p.

Projeto de Monitoramento de praias (PMP). Petrobras, 2022. Programa de monitoramento de praias (PMP). Disponível em: <<https://comunicabaciadesantos.petrobras.com.br/programa-ambiental/projeto-de-monitoramento-de-praias-pmp.html>>. Acesso em: 04 de maio de 2022.

Petrobras. Projeto de monitoramento de praias. PETROBRAS, 2023. Disponível em <<https://comunicabaciadesantos.petrobras.com.br/projeto-de-monitoramento-de-praias-pmp->>. Acesso em: 01 de janeiro de 2024.

Quinn, P. J.; Markey, B. K.; Leonard, F. C.; Hartigan, P.; Fanning, S.; Fitzpatrick, E. S. *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*, UK: Wiley-Blackwell, 2011. 334–341p.

Rose, J.M.; Gast, R.J.; Bogomolni, A.; Ellis, J.C.; Lentell, B.J.; Touhey, K.; Moore, M. Occurrence and patterns of antibiotic resistance in vertebrates off the Northeastern United States coast. *Fems Microbiol Ecol.* 67(3): 421-431, 2009.

Schaefer, A. M.; Bossart, G. D.; Mazzoil, M.; Fair, P. A.; Reif, J. S. Risk Factors for Colonization of *E. coli* in Atlantic Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Indian River Lagoon, Florida. *J Environ Public Health.* 2011: 1-8, 2011.

Silva, V. M. F.; Da Best, R. C. *Sotalia fluviatilis*. Mammalian Species. *American Society of mammalogists.* 527:1-17, 1996.

Sousa, A.T.H.I.; Makino, H.; Bruno, V.C.M.; Candido, S.L.; Nogueira, B.S.; Menezes, I.G.; Nakazato, L.; Dutra, V. Perfil de resistência antimicrobiana de *Klebsiella pneumoniae* isoladas de animais domésticos e silvestres. *Arq Bras Med Vet Zootec.* 71(2): 584-593, 2019.

Stewart, J.R.; Gast, R.J.; Fujioka, R.S.; Solo-Gabriele, H.M.; Meschke, J.S.; Amaral-Zettler, L.A.; del Castillo, E.; Polz, M.F.; Collier, T.K.; Strom, M.S.; Sinigalliano, C.D.; Moeller, P.D.R.; Holland, A.F. The coastal environment and human health: microbial indicators, pathogens, sentinels and reservoirs. *Environ Health.* 4(2): S3, 2008.

Stroud, R.K.; Roffe, T.J. Causes of death in marine mammals stranded along the Oregon coast. *J Wildl Dis.* 15: 91–97, 1979.

Vale, A.P.; Shubin, L.; Cummins, J.; Leonard, F.C.; Barry, G. Detection Of Bla_{oxa-1}, Blat_{em-1}, and Virulence Factors in *E. coli* Isolated From Seals. *Front Vet Sci.* 8: 583759, 2021.

Vianna, T. Dos S.; Loch, C.; De Castilho, P. V.; Gaidzinski, M. C.; Cremer, M. J.; Simões-Lopes, P. C. Review of thirty-two years of toothed whale strandings in Santa Catarina, southern Brazil (Cetacea: Odontoceti). *Zoologia*. 33 (5): 1-11, 2016.

Tabela 1. Frequência de bactérias isoladas em mamíferos marinhos de acordo com o grupo de bactérias e espécie animal. São Paulo, SP (2017-2022).

Ordem	Gênero/Espécie de mamífero marinho enalhado	Enterobactérias	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram positivas	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram negativos	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Total	
Cetacea	Baleia-jubarte (<i>Megaptera novaeangliae</i>)	<i>Citrobacter</i> spp.	1/75 (1,3)			<i>Acinetobacter johnsonii</i>	1/75 (1,3)		
	Boto-cinza (<i>Sotalia guianensis</i>)	<i>Citrobacter</i> spp.	1/75 (1,3)	<i>Staphylococcus</i> spp.	1/75 (1,3)	<i>Cocobacilo</i>	1/75 (1,3)		
		<i>Enterobacter cloacae</i>	2/75 (2,7)			<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	2/75 (2,7)		
		<i>Escherichia coli</i>	2/75 (2,7)			<i>Pseudomonas putida</i>	1/75 (1,3)		
		<i>Proteus</i> spp.	1/75 (1,3)			<i>Pseudomonas</i> spp.	1/75 (1,3)		
	Cachalote-pigmeu (<i>Kogia breviceps</i>)	<i>Enterobacter</i> spp.	1/75 (1,3)			<i>Aeromonas</i> spp.	1/75 (1,3)		
						<i>Bacilo gram negativo</i>	1/75 (1,3)		
						<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1/75 (1,3)		
	Golfinho-comum-de-bico-curto (<i>Delphinus delphis</i>)	<i>Enterobacter</i> spp.	1/75 (1,3)			<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1/75 (1,3)		
		Golfinho-de-dentes-rugoso (<i>Steno bredanensis</i>)	<i>Enterobacter cloacae</i>	1/75 (1,3)	<i>Streptococcus</i> spp.	1/75 (1,3)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1/75 (1,3)	
			<i>Escherichia coli</i>	2/75 (2,7)	<i>Enterococcus</i>	1/75 (1,3)	<i>Pseudomonas</i> spp.	1/75 (1,3)	
			<i>Klebsiella pneumoniae</i>	2/75 (2,7)					
			<i>Proteus mirabilis</i>	1/75 (1,3)					
	Golfinho-pintado-do-atlântico (<i>Stenella frontalis</i>)	<i>Citrobacter</i> spp.	1/75 (1,3)	<i>Macroccoccus caseolyticus</i>	1/75 (1,3)	<i>Acinetobacter baumannii</i>	1/75 (1,3)		
		<i>Enterobacter xiangfangensis</i>	1/75 (1,3)			<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1/75 (1,3)		
		<i>Escherichia coli</i>	1/75 (1,3)						
<i>Klebsiella pneumoniae</i>		1/75 (1,3)							
<i>Serratia marcescens</i>		1/75 (1,3)							

Continua

Ordem	Gênero/Espécie de mamífero marinho	Enterobactérias	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram positivas	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram negativos	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Total
	Golfinho-rotador (<i>Stenella longirostris</i>)	<i>Escherichia coli</i>	1/75 (1,3)					
Cetacea	Toninha (<i>Pontoporia blainvillei</i>)	<i>Citrobacter diversus</i>	1/75 (1,3)			<i>Aeromonas hydrophila</i>	1/75 (1,3)	
		<i>Citrobacter spp.</i>	1/75 (1,3)			<i>Aeromonas schuberti</i>	1/75 (1,3)	
		<i>Enterobacter cloacae</i>	2/75 (2,7)			<i>Pseudomonas spp.</i>	2/75 (2,7)	
		<i>Enterobacter spp.</i>	3/75 (4)			<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	3/75 (4)	
		<i>Escherichia coli</i>	9/75 (12)			<i>Pseudomonas fluorescens</i>	1/75 (1,3)	
		<i>Klebsiella spp.</i>	3/75 (4)			<i>Shewanella putrefaciens</i>	1/75 (1,3)	
		<i>Proteus mirabilis</i>	3/75 (4)			<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	1/75 (1,3)	
		<i>Proteus spp.</i>	1/75 (1,3)					
		<i>Serratia liquefaciens</i>	1/75 (1,3)					
	Tursiops spp.	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	1/75 (1,3)		<i>Staphylococcus spp.</i>	1/75 (1,3)		
		<i>Escherichia coli</i>	1/75 (1,3)					
Total isolados ordem			47/75 (62,7)		5/75 (6,6)		23/75 (30,7)	75

Continua

Ordem	Gênero/Espécie de mamífero marinho	Enterobactérias	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram positivas	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Gram negativos	Total de isolados por família/gênero/espécie de micro-organismo/número total de isolados por ordem (%)	Total	
Pinnipedia	Leão-marinho-da-patagônia (<i>Otaria flavescens</i>)	<i>Escherichia coli</i>	1/17 (5,9)						
		<i>Klebsiella spp.</i>	1/17 (5,9)						
	Lobo-marinho-do-peito-branco (<i>Arctocephalus tropicalis</i>)			<i>Staphylococos spp.</i>	1/17 (5,9)	<i>Acinetobacter baumannii</i>	1/17 (5,9)		
	Lobo-marinho-sul-americano (<i>Arctocephalus australis</i>)	<i>Escherichia coli</i>	3/17 (17,6)	<i>Enterococcus</i>	1/17 (5,9)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1/17 (5,9)		
		<i>Klebsiella pneumoniae</i>	1/17 (5,9)	<i>Enterococcus gallinarum</i>	1/17 (5,9)				
		<i>Klebsiella spp.</i>	1/17 (5,9)	<i>Staphylococcus xylosus</i>	1/17 (5,9)				
		<i>Proteus spp.</i>	1/17 (5,9)						
		<i>Serratia liquefaciens</i>	1/17 (5,9)	<i>Streptococcus spp.</i>	2/17 (11,8)				
		Total isolados ordem		9/17 (52,9)		6/17 (35,3)		2/17 (11,8)	17
		Total		56/92 (60,9)		11/92 (11,9)		25/92 (27,2)	92

Tabela 2. Frequência de isolados bacterianos de acordo com gênero/espécie e afecções em mamíferos marinhos. São Paulo, SP (2017-2022).

Grupos Animais	Afecções Grupo Bactérias / Espécie	Pneumonia (%)	Infecções trato respiratório superior (%)	Infecções cutâneos (%)	Infecções urinárias (%)	Hepatopatias (%)	Infecções no sistema reprodutivo (%)	Miscelânea ^a (%)	Total
Cetáceos^b	Citrobacter spp. ^d	1/24 (4,2)	0/9 (0)	1/4 (25)	0/4 (0)	0/6 (0)	1/5 (20)	2/32 (6,2)	5
	Enterobacter spp. ^e	3/24 (12,5)	1/9 (11,1)	2/4 (50)	1/4 (25)	1/6 (16,7)	0/5 (0)	4/32 (12,5)	12
	Escheirichia coli	3/24 (12,5)	3/9 (33,3)	0/4 (0)	2/4 (50)	2/6 (33,3)	0/5 (20)	7/32 (21,9)	17
	Klebsiella spp. ^f	3/24 (12,5)	2/9 (22,2)	0/4 (20)	0/4 (0)	0/6 (0)	2/5 (40)	4/32 (12,5)	11
	Proteus spp. ^g	2/24 (8,3)	1/9 (11,1)	0/4 (0)	0/4 (0)	0/6 (0)	1/5 (20)	2/32 (6,2)	6
	Pseudomonas spp. ^h	6/24 (25)	2/9 (22,2)	0/4 (0)	0/4 (0)	0/6 (0)	0/5 (0)	8/32 (25)	16
	Serratia spp. ⁱ	1/24 (4,2)	0/9 (0)	0/4 (0)	1/4 (25)	0/6 (0)	0/5 (0)	0/32 (0)	2
	Demais enterobactérias ^j	0/24 (0)	0/9 (0)	0/4 (0)	0/4 (0)	0/6 (0)	0/5 (0)	0/32 (0)	0
	Outros gram - ^k	3/24 (12,5)	0/9 (0)	1/4 (10)	0/4 (0)	2/6 (33,3)	1/5 (20)	3/32 (9,4)	10
	Gram + ^l	2/24 (8,3)	0/9 (0)	0/4 (0)	0/4 (0)	1/6 (16,7)	0/5 (0)	2/32 (6,2)	5
	Total de afecção ordem	24/84 (28,6)	9/84 (10,7)	4/84 (4,8)	4/84 (4,8)	6/84 (7,1)	5/84 (5,9)	32/84 (38,1)	84
Pinípedes^c	Citrobacter spp. ^d	0/5 (0)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/16 (0)	0
	Enterobacter spp. ^e	0/5 (0)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/16 (0)	0
	Escheirichia coli	1/5 (20)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	5/16 (31,2)	6
	Klebsiella spp. ^f	1/5 (20)	1/2 (50)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	4/16 (25)	6
	Proteus spp. ^g	0/5 (0)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	1/16 (6,2)	1
	Pseudomonas spp. ^h	1/5 (20)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	1/16 (6,2)	2
	Serratia spp. ⁱ	0/5 (0)	1/2 (50)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/16 (0)	1
Demais enterobactérias ^j	0/5 (0)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/16 (0)	0	

Continua

Grupos Animais	Afecções	Pneumonia (%)	Infecções trato respiratório superior (%)	Infecções cutâneas (%)	Infecções urinárias (%)	Hepatopatias (%)	Infecções no sistema reprodutivo (%)	Miscelânea ^a (%)	Total
	Grupo Bactérias / Espécie								
Pinípedes ^c	Outros gram - ^k	0/5 (0)	0/2 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	1/16 (6,2)	1
	Gram + ^l	2/5 (40)	1/2 (33,3)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	0/0 (0)	4/16 (25)	6
	Total de afecção ordem	5/23 (21,7)	2/23 (8,7)	0/23 (0)	0/23 (0)	0/23 (0)	0/23 (0)	16/23 (69,6)	23
	Total	29/107 (27,1)	11/107 (10,3)	4/107 (3,7)	4/107 (3,7)	6/107 (5,6)	5/107 (4,7)	48/107 (44,8)	107

^a **Miscelânea:** Swab retal^{bc} (n = 10), abscessos em múltiplos órgãos^b (n = 4), linfadenite^{bc} (n = 4), fezes^{bc} (n = 2), peritonite^{bc} (n = 1), enterite^{bc} (n = 2), estomatite^{bc} (n = 4), swab cavidade torácica^c (n = 3), encefalite^b (n = 1), inflamação reto (n=1), granulomas mesentérico (n=1), endocardite^b (n =2), cisto tireóide^b (n = 1), fibrose baço (n=1), gastrite^b (n = 1), efusão cavitária^b (n = 2), mastite (n=2), rede pesqueira na face morte por inanição^b (n = 1), onfalite^b (n = 1), swab orofaringe^c (n = 1) e conjuntivite^c (n=1).

^d**Citrobacter spp.:** *Citrobacter* spp. (n = 5), *Citrobacter diversus* (n = 1).

^e**Enterobacter spp.:** *Enterobacter cloacae* (n = 7), *Enterobacter* spp. (n = 4), *Enterobacter xiangfangensis* (n = 1).

^f**Klebsiella spp.:** *Klebsiella pneumoniae* (n = 10), *Klebsiella* spp. (n = 7).

^g**Proteus spp.:** *Proteus mirabilis* (n = 4), *Proteus* spp. (n = 3).

^h**Pseudomonas spp.:** *Pseudomonas aeruginosa* (n = 9), *Pseudomonas* spp. (n = 4), *Pseudomonas putida* (n = 1) e *Pseudomonas fluorescens* (n=1).

ⁱ**Serratia spp.:** *Serratia liquefaciens* (n = 2), *Serratia marcescens* (n = 1).

^j**Demais enterobactérias:**

^k**Outras gram -:** *Acinetobacter baumannii* (n = 2), *Aeromonas schuberti* (n = 1), *Aeromonas hydrophila* (n = 1), *Aeromonas* spp. (n = 1), *Stenotrophomonas maltophilia* (n = 1), *Shewanella putrefaciens* (n = 1), *Cocobacilo* gram – (n = 1), *Acinetobacter johnsonii* (n = 1), *Bacilo* gram – (n = 1).

^l**Gram +:** *Staphylococcus* spp. (n = 3), *Streptococcus* spp. (n = 3), *Enterococcus* spp. (n = 2), *Macroccoccus caseolyticus* (n = 1), *Enterococcus gallinarum* (n = 1).

Tabela 3. Sensibilidade microbiana *in vitro* (método de difusão com discos) em isolados bacterianos obtidos de mamíferos marinhos. São Paulo, SP (2017-2022).

Grupos	Antimicrobianos	Cetacea			Pinnipidea			
		S (%)	PS (%)	R (%)	S (%)	PS (%)	R (%)	
Aminoglicosídeos	Amicacina	50/57 (87,7)	-	7/57 (12,3)	6/9 (66,7)	1/9 (11,1)	2/9 (22,2)	
	Gentamicina	53/65 (81,5)	1/65 (1,5)	11/65 (16,9)	9/12 (75)	1/12 (8,3)	2/12 (16,7)	
	Tobramicina	25/35 (71,4)	2/35 (5,7)	8/35 (22,8)	2/4 (50)	-	2/4 (50)	
	Neomicina	9/11 (81,8)	-	2/11 (18,2)	5/5 (100)	-	-	
	Amoxicilina + ác. Clavulânico	29/60 (48,3)	-	31/60 (51,6)	5/15 (33,3)	1/15 (6,7)	9/15 (60)	
	Cefalexina	10/29 (34,5)	1/29 (3,4)	18/29 (62,1)	4/9 (44,4)	-	5/9 (55,6)	
	Cefovecina	44/57 (77,2)	2/57 (3,5)	11/57 (19,3)	8/11 (72,7)	-	3/11 (27,3)	
Beta-lactâmicos e derivados	Ceftiofur	8/31 (25,8)	-	23/31 (74,2)	4/9 (44,4)	1/9 (11,1)	4/9 (44,4)	
	Ceftriaxona	23/30 (76,7)	-	7/30 (23,3)	3/7 (42,9)	-	4/7 (57,1)	
	Cefalotina	8/31 (25,8)	-	23/31 (74,2)	3/6 (50)	-	3/6 (50)	
	Ampicilina	11/56 (19,6)	2/56 (3,6)	43/56 (76,8)	2/9 (22,2)	-	7/9 (77,8)	
	Oxacilina	2/15 (13,3)	-	13/15 (86,7)	2/6 (33,3)	-	4/6 (66,7)	
	Cefepime	9/14 (64,3)	-	5/14 (35,7)	3/4 (75)	-	1/4 (25)	
	Ceftazidima	8/11 (72,8)	-	3/11 (27,3)	1/1 (100)	-	-	
	Imipenem	16/19 (84,2)	1/19 (5,3)	2/19 (10,5)	4/5 (80)	-	1/5 (20)	
	Anfenícois	Cloranfenicol	34/42 (80,9)	3/42 (7,1)	5/42 (11,9)	7/9 (77,8)	-	2/9 (22,2)
	Sulfonamidas	Sulfametoxazol + trimetoprim	19/23 (82,6)	-	4/23 (17,4)	4/9 (44,4)	-	5/9 (55,6)
Tetraciclina	Tetraciclina	26/36 (72,2)	3/36 (8,3)	7/36 (19,4)	2/3 (66,7)	-	1/3 (33,3)	
	Doxiciclina	15/23 (65,2)	-	8/23 (34,8)	7/8 (87,5)	-	1/8 (12,5)	
Fluoroquinolonas	Ciprofloxacina	58/67 (86,6)	-	9/67 (13,4)	9/13 (69,2)	-	4/13 (30,8)	
	Enrofloxacin	62/74 (83,8)	2/74 (2,7)	10/74 (1,3)	11/18 (61,1)	-	7/18 (38,9)	
	Marbofloxacin	12/17 (70,6)	1/17 (5,9)	4/17 (57,1)	5/7 (71,4)	-	2/7 (28,6)	
	Levofloxacin	26/35 (74,3)	2/35 (5,7)	7/35 (20)	1/3 (33,3)	-	2/3 (66,7)	
	Ofloxacin	25/28 (89,3)	-	3/28 (10,7)	1/3 (33,3)	-	2/3 (66,7)	
Macrolídeos	Azitromicina	7/14 (50)	1/14 (7,1)	6/14 (42,8)	1/7 (14,3)	-	6/7 (85,7)	

S = Sensível; **PS** = Pouco sensível; **R** = Resistente.

Tabela 4. Perfil de sensibilidade *in vitro* aos antimicrobianos para os principais grupos de bactérias isoladas em mamíferos marinhos. São Paulo (2017-2022).*

Grupos de antimicrobianos	Antimicrobianos	Enterobactérias ^a			Gram + ^b			Outros Gram - ^c		
		S (%)	PS (%)	R (%)	S (%)	PS (%)	R (%)	S (%)	PS (%)	R (%)
Aminoglicosídeos	Amicacina	36/39 (92,3)	0	3/39 (7,7)	-	-	-	17/22 (77,3)	1/22 (4,5)	4/22 (18,2)
	Gentamicina	41/49 (83,7)	2/49 (4,1)	6/49 (12,2)	-	-	-	16/22 (72,7)	-	6/22 (27,3)
	Tobramicina	17/23 (73,9)	1/23 (4,3)	5/23 (21,7)	-	-	-	9/15 (60)	1/15 (6,7)	5/15 (33,3)
	Neomicina	7/8 (87,5)	-	1/8 (12,5)	-	-	-	3/4 (75)	-	1/4 (25)
	Amoxicilina + ác. Clavulânico	19/47 (40,4)	3/47 (6,4)	25/47 (53,2)	6/7 (85,7)	-	1/7 (14,3)	-	-	-
Beta-lactâmicos e derivados	Cefalexina	-	-	-	4/6 (66,7)	-	2/6 (33,3)	-	-	-
	Cefovecina	-	-	-	7/8 (87,5)	-	1/8 (12,5)	-	-	-
	Ceftiofur	-	-	-	6/8 (75)	-	2/4 (25)	-	-	-
	Ceftriaxona	20/25 (80)	-	5/25 (20)	-	-	1/1 (100)	6/11 (54,5)	-	5/11 (45,5)
	Cefalotina	-	-	-	2/2 (100)	-	-	-	-	-
	Ampicilina	7/43 (16,3)	2/43 (4,6)	34/43 (79,1)	4/6 (66,7)	-	2/6 (33,3)	2/16 (12,5)	-	14/16 (87,5)
	Oxacilina	-	-	-	3/6 (50)	-	3/6 (50)	-	-	-
	Cefepime	9/10 (90)	-	1/10 (10,3)	-	-	-	3/8 (37,5)	-	5/8 (62,5)
	Ceftazidima	4/5 (80)	-	1/5 (20)	-	-	-	5/7 (71,4)	-	2/7 (28,6)
	Imipenem	11/12 (91,7)	1/12 (8,3)	-	-	-	1/1 (100)	8/10 (80)	-	2/10 (20)
Anfenícois	Cloranfenicol	25/33 (75,7)	2/33 (6,1)	6/33 (18,2)	6/7 (85,7)	-	1/7 (14,3)	10/11 (90,9)	1/11 (9,1)	-
Sulfonamidas	Sulfametoxazol + trimetoprim	20/26 (76,9)	-	6/26 (23,1)	-	-	*	3/5 (60)	-	2/5 (40)

Continua

Grupos de antimicrobianos	Antimicrobianos	Enterobactérias			Gram +			Outros Gram –		
		S	PS	R	S	PS	R	S	PS	R
Tetraciclina	Tetraciclina	19/25 (76)	2/25 (8)	4/25 (16)	2/1 (100)	-	-	7/12 (58,3)	1/12 (8,3)	4/12 (33,3)
	Doxiciclina	16/23 (69,6)	-	7/23 (30,4)	6/7 (85,7)	-	1/7 (14,3)	-	-	1/1 (100)
	Ciprofloxacina	45/50 (90)	-	5/50 (10)	4/7 (57,1)	-	3/7 (42,8)	18/23 (78,3)	-	5/23 (21,7)
	Enrofloxacin	49/57 (85,9)	1/57 (1,7)	7/57 (12,3)	7/10 (70)	-	3/10 (30)	17/25 (68)	1/25 (4)	7/25 (28)
Fluoroquinolonas	Marbofloxacina	14/17 (82,3)	-	3/17 (17,6)	1/1 (100)	-	-	2/6 (33,3)	1/6 (16,7)	3/6 (50)
	Norfloxacin	9/11 (81,8)	-	2/11 (18,2)	1/1 (100)	-	-	1/5 (60)	1/5 (20)	1/5 (20)
	Levofloxacin	19/27 (70,4)	1/27 (3,7)	7/27 (25,9)	-	-	-	8/11 (72,7)	1/11 (9,1)	2/11 (18,2)
	Ofloxacin	18/22 (81,8)	-	4/22 (18,2)	-	-	-	8/9 (88,9)	-	1/9 (11,1)

S = Sensível; **PS** = Pouco sensível; **R** = Resistente.

^aEnterobactérias: *Escherichia coli* (n = 20), *Enterobacter cloacae* (n = 5), *Serratia liquefaciens* (n = 2), *Citrobacter* spp. (n = 4), *Citrobacter diversus* (n = 1), *Enterobacter* spp. (n = 5), *Proteus mirabilis* (n = 4), *Proteus* spp. (n = 3), *Klebsiella pneumoniae* (n = 5), *Klebsiella* spp. (n = 5), *Serratia marcescens* (n = 1), *Enterobacter xiangfangensis* (n = 1).

^bGram +: *Staphylococcus* spp. (n = 4), *Streptococcus* spp. (n = 3), *Enterococcus* spp. (n = 2), *Micrococcus caseolyticus* (n = 1), *Enterococcus gallinarum* (n = 1).

^cGram -: *Pseudomonas aeruginosa* (n = 9), *Pseudomonas* spp. (n = 4), *Acinetobacter baumannii* (n = 2), *Aeromonas schuberti* (n = 1), *Aeromonas hydrophila* (n = 1), *Aeromonas* spp. (n = 1), *Stenotrophomonas maltophilia* (n = 1), *Shewanella putrefaciens* (n = 1), *Cocobacilo* gram – (n = 1), *Acinetobacter johnsonii* (n = 1), *Bacilo* gram – (n = 1), *Pseudomonas putida* (n = 1) e *Pseudomonas fluorescens* (n = 1).

*Teste de sensibilidade microbiana in vitro, pelo método de difusão com discos, segundo as recomendações do Clinical Laboratory Standards Institute - CLSI (CLSI, 2020a, b).

Figura 1. Mapa de localização e distribuição de animais encalhados e com isolados bacterianos no litoral de São Paulo (2017-2022).



5 APÊNDICE

ID	Espécie	Ordem	Local de enalhe	Município	Sexo	Faixa etária	Data enalhe	V/M	Justificativa da coleta	Tipo de amostra	Bactérias
*	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia grande	Praia Grande	M	A	2020	C	Secreção no orifício respiratório	Swab espiráculo	<i>Proteus</i> sp.
166900	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Rio Itanhaém	Itanhaém	M	A	15/03/2020	C	Secreção no orifício respiratório	Swab espiráculo	<i>Escherichia coli</i>
155373	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Praia Mongaguá/Praia Grande	Praia Mongaguá/Praia Grande	I	J	09/07/2020	C	Ressecamento de fezes e apatia	Swab reto	<i>Escherichia coli</i>
									Mucosa uterina alterada com secreção amarronzada, presença de feto macerado	Swab útero	<i>Aeromonas schuberti</i>
169562	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Mongaguá/Praia Grande	Praia Mongaguá/Praia Grande	F	A	14/07/2020	C	Lesões brancas em superfície de átrio esquerdo	Swab coração	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>
									Presença de cistos na tireóide	Swab tireóide	<i>Enterobacter cloacae</i>
									Presença de cistos nos rins	Swab rins	<i>Escherichia coli</i>
									Grânulos amarelados em pulmão direito	Swab pulmão	<i>Shewanella putrefaciens</i> , <i>Aeromonas hydrophila</i>
									Secreção avermelhada em espiráculo	Swab espiráculo	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
155385	<i>Stenella frontalis</i>	Cetacea	Praia Itanhaém	Itanhaém	F	A	25/07/2020	C	Secreção mucopurulenta em pulmão direito, cistos hepáticos	Swab pulmão e fígado	<i>Acinetobacter baumannii</i>
									Elucidação de agente etiológico	Swab vagina	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
									Elucidação de agente etiológico	Swab reto	<i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i>
256245	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Itanhaém	Itanhaém	F	A	18/02/2021	C	Presença de embrião em corno uterino esquerdo	Swab útero	<i>Citrobacter diversus</i>
238597	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Peruíbe	Peruíbe	F	J	11/04/2021	C	Pleurite fibrinosa em cavidade torácica, edema pulmonar com secreção em brônquios	Swab torácico	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
240501	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Itanhaém	Itanhaém	I	A	05/05/2021	C	Múltiplas lesões circulares e brancas em região cervical ventral	Swab pele	<i>Enterobacter cloacae</i>
238113	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Mongaguá	Mongaguá	M	J	24/05/2021	C	Petéquias intestino grosso	Swab intestino grosso	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
243605	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Itanhaém	Itanhaém	M	A	20/08/2021	C	Cistos em rins	Swab rins	<i>Enterobacter</i> spp.
									Granulomas em pulmão esquerdo	Swab pulmão	<i>Escherichia coli</i>

Continua

ID	Espécie	Ordem	Local de enalche	Município	Sexo	Faixa etária	Data enalche	V/M	Justificativa da coleta	Tipo de amostra	Bactérias
*	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	*	Ubatuba	F	J	2021	C	Granulomas amarelado em serosa estomacal	Swab estômago	<i>Proteus mirabilis</i>
162212	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Grande	Praia Grande	F	J	06/10/2021	C	Líquido abdominal viscoso e presença de placas aderidas ao mesentério	Swab cavidade abdominal	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
165317	<i>Delphinus delphis</i>	Cetacea	Praia Grande	Praia Grande	M		14/10/2021	C	Granulomas pulmonares	Swab pulmão	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
157807	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Mongaguá/Praia Grande	Praia Grande	F	A	29/10/2021	C	Secreção amarronzada em corno uterino direito	Swab útero	<i>Klebsiella</i> spp.
163311	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Peruíbe	Peruíbe	M	J	09/11/2021	C	Presença de dermatite no flanco e periocular	Swab pele	<i>Citrobacter</i> spp.
157423	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Mongaguá/Praia Grande	Praia Mongaguá/Praia Grande	F	A	26/11/2021	C	Cistos em rins	Swab rins	<i>Escherichia coli</i>
157425	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Peruíbe	Peruíbe	F	A	30/11/2021	C	Efusão cavitária abdominal severa	Swab cavidade abdominal	<i>Pseudomonas</i> spp.
196008	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia grande	Praia Grande	F	F	11/12/2021	C	Secreção branca nos pulmões	Swab pulmão	<i>Citrobacter</i> spp.
203343	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Perequê-açu	Ubatuba	F	A	11/08/2022	C	Granuloma miliares em mesentério e omento	Swab mesentério	<i>Proteus mirabilis</i>
									Granulomas miliares em pulmões	Swab pulmão	<i>Enterobacter</i> spp.
216781	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	*	Ilha Bela	F	J	01/07/2022	V	Secreção nasal mucóide, animal estava em tratamento para pneumonia	Swab narina	<i>Staphylococcus xylosum</i>
									Artrite e osteomielite em vários locais	Swab hióide	<i>Klebsiella</i> spp.
216986	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Lagoinha	Ubatuba	F	A	07/07/2022	C	Artrite e osteomielite em vários locais	Swab mandíbula	<i>Escherichia coli</i>
									Pneumonia severa	Swab pulmão	<i>Pseudomonas fluorescens</i> <i>Enterobacter xiangfangensis</i> , <i>Macrococcus caseolyticus</i> , <i>Serratia marcescens</i>
198315	<i>Stenella frontalis</i>	Cetacea	Praia Barra do Sahí	São Sebastião	M	F	26/05/2022	C	Broncopneumonia purulenta	Swab pulmão	
199263	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Maranduba	Ubatuba	M	A	29/11/2021	C	Presença de nódulos esbranquiçados, firmes e irregulares em pulmões	Swab pulmão	<i>Proteus</i> spp.
952491	<i>Megaptera novaeangliae</i>	Cetacea	Praia Arrastão	São Sebastião	M	J	26/08/2021	C	Rede de pesca presa no rosto	Swab espiráculo	<i>Acinetobacter johnsonii</i>

Continua

ID	Espécie	Ordem	Local de encalhe	Município	Sexo	Faixa etária	Data encalhe	V/M	Justificativa da coleta	Tipo de amostra	Bactérias
225972	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Saco da Capela	Ilha Bela	M	J	07/03/2021	C	Baço com aderências e fibrose, secreção purulenta em pele	Swab baço e pele	<i>Enterobacter cloacae</i>
									Nódulos em parênquima pulmonar	Swab pulmão	<i>Pseudomonas putida</i>
									Lesões necróticas em cavidade oral	Swab cavidade oral	<i>Enterobacter cloacae</i>
229131	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Tenório	Ubatuba	F	J	15/02/2021	C	Sinais de pneumonia	Swab pulmão	<i>Enterobacter cloacae</i>
251880	<i>Tursiops truncatus</i>	Cetacea	Praia Meresias	São Sebastião	M	A	31/01/2021	C	Sinais cutâneos e respiratório sugestivo de Morbilivírus	Swab pulmão	<i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Staphylococcus spp.</i> , <i>Escherichia coli</i>
245559	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Cocanha	Caraguatatuba	F	J	11/12/2020	C	Fibrina em fígado	Swab fígado	Cocobacilo gram negativo, <i>Staphylococcus spp.</i>
202312	<i>Steno bredanensis</i>	Cetacea	Praia Enseada São Sebastião	São Sebastião	F	I	25/05/2020	C	Líquido exsudativo intracapsular de linfonodo mandibular esquerdo	Swab linfonodo mandibular	<i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
196472	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	M	I	20/01/2022	C	Nódulo com superfície espessa, áspera, esbranquiçada e repleto de líquido no fígado	Swab fígado	<i>Escherichia coli</i>
196565	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Ilha do Cardoso - Itacuruçá	Cananéia	F	I	01/12/2021	C	Focos amarelados de consistência firme e secreção amarelada nos pulmões, líquido abdominal	Swab pulmão e líquido cavitário	<i>Pseudomonas spp.</i>
164423	<i>Stenella frontalis</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	18/09/2021	V	Lesões ulcerativas em cavidade oral	Swab Orofaringe	<i>Citrobacter sp.</i>
240827	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	01/05/2021	C	Secreção opaca branca no útero	Swab Útero	<i>Proteus mirabilis</i>
257215	<i>Delphinus delphis</i>	Cetacea	Praia da Juréia	Iguape	F	J	13/04/2021	C	Líquido espumoso em orifício nasal	Swab espiráculo	<i>Enterobacter spp.</i>
241391	<i>Kogia breviceps</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	21/11/2020	C	Presença de abscesso em tronco encefálico	Swab abscesso	Bacilo Gram negativo
162300	<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	24/06/2020	V	Mucosa avermelhada	Swab reto	<i>Acinetobacter baumannii</i>
178637	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	I	A	13/12/2019	C	Átrios com coloração heterogênea com áreas brancas	Swab coração	<i>Escherichia coli</i>
173931	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Praia do Ilha do Cardoso - Enseada/Pontal - Marujá	Cananéia	F	F	26/09/2019	V	Pesquisa de perfil da flora	Fezes	<i>Escherichia coli</i>

Continua

ID	Espécie	Ordem	Local de enalhe	Município	Sexo	Faixa etária	Data enalhe	V/M	Justificativa da coleta	Tipo de amostra	Bactérias
									Pesquisa de perfil da flora	Fezes	<i>Proteus</i> spp.
167826	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	I	F	29/08/2019	V	Investigação de <i>Mycobacterium</i> spp.	Swab reto	<i>Enterococcus</i> spp.
									Investigação de <i>Mycobacterium</i> spp.	Swab orofaringe	<i>Streptococcus</i> spp.
170734	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	I	J	21/11/2019	C	Fígado com cápsula espessa e brancacenta, e deposição de material caseoso	Swab fígado	<i>Escherichia coli</i>
161500	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Praia Ilha Comprida	Ilha Comprida	M	F	20/08/2019	V	Orofaringe com mucosa avermelhada e parasitas aderidos	Swab ânus, orofaringe	<i>Klebsiella</i> spp.
44400	<i>Kogia breviceps</i>	Cetacea	Itaguapé-Guaratuba	Bertioga	F	A	12/03/2017	V	Abcesso subcutâneo em região submandibular	Swab abscesso	<i>Aeromonas</i> spp.
57470	<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Itanhaém	Itanhaém	F	J	29/08/2017	V	Secreção pulmonar	Swab pulmão	<i>Staphylococcus</i> spp.
									Alteração pulmonar	Swab pulmão	<i>Proteus mirabilis</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i>
84957	<i>Steno bredanensis</i>	Cetacea	Itanhaém	Itanhaém	F	A	22/03/2018	V	Fístula pescoço	Swab de traquéia	<i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i>
									Secreção glândulas mamárias	Swab glândulas mamárias	<i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Enterobacter cloacae</i>
170198	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Enseada	Guarujá	M	F	08/12/2021	V	Secreção traqueal	Swab espiráculo, swab reto	<i>Escherichia coli</i>
									Fígado friável e amarelado	Swab fígado	<i>Enterobacter</i> spp.
199518	<i>Megaptera novaeangliae</i>	Cetacea	Enseada	Guarujá	M	F	15/04/2022	C	Secreção cutânea, umbigo não cicatrizado	Swab umbigo	<i>Citrobacter</i> spp.
									Diarréia	Swab reto	<i>Escherichia coli</i>
									Secreção nasal esverdeado	Swab nasal	<i>Serratia liquefaciens</i>
198385	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Itanhaém	Itanhaém	F	J	20/06/2022	C	Secreção pulmonar, suspeita de <i>Mycobacterium</i> spp.	Swab cavidade torácica e pulmão	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i>
									Suspeita de <i>Mycobacterium</i> spp.	Linfonodo pré-escapular	<i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Enterococcus gallinarum</i>
218994	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	São Pedro	Guarujá	M	J	07/07/2022	V	Secreção ocular	Swab olho	<i>Streptococcus</i> spp.
227498	<i>Stenella longirostris</i>	Cetacea	Enseada	Guarujá	M	J	29/11/2022	C	Secreção pulmonar	Pulmão	<i>Escherichia coli</i>

Continua

ID	Espécie	Ordem	Local de encalhe	Município	Sexo	Faixa etária	Data encalhe	V/C	Justificativa da coleta	Tipo de amostra	Bactérias
227640	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Enseada	Guarujá	M	J	13/12/2022	C	Secreção bacteriana espiráculo, secreção pulmonar	Swab traquéia e pulmão	<i>Pseudomonas</i> spp., <i>Klebsiella</i> spp.
									Cistos renais	Swab rins	<i>Serratia liquefaciens</i>
226454	<i>Otaria flavescens</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Itaguaré	Bertioga	M	J	25/12/2022	C	Mucosa retal repleta de parasitos	Swab reto	<i>Escherichia coli</i>
									Secreção traqueal	Swab traquéia	<i>Klebsiella</i> spp.
38890	<i>Steno bredanensis</i>	Cetacea	Itaguá	Ubatuba	M	A	16/08/2019	V	Multiplos abscesso em varios orgãos	Swab abscesso	<i>Pseudomonas</i> spp., <i>Escherichia coli</i> , <i>Enterococcus</i> spp., <i>Streptococcus</i> spp.
39384	<i>Sotalia guianensis</i>	Cetacea	Iperoig	Ubatuba	F	J	14/01/2018	V	Investigação microbiota	Swab reto	<i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
37323	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Portinho	Ilha Bela	I	F	14/12/2017	V	Investigação microbiota	Swab reto	<i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
226144	<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Itanhaém	Itanhaém	M	A	30/08/2021	V	Avaliação flora	Fezes	Negativo
162899	<i>Pontoporia blainvillei</i>	Cetacea	Guaraú	Peruibe	M	F	26/11/2021	C	Epiderme com coloração amarelo esbranquiçada	Swab pele	Negativo
139033	<i>Stenella</i> spp.	Cetacea	Enseada	Guarujá	F	J	31/03/2019	V	-	Swab traquéia	Negativo
190698	<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	23/08/2020	V	Avaliação flora	Swab reto	Negativo
215824	<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Ilha Comprida	Ilha Comprida	F	A	15/08/2020	V	Avaliação flora	Swab nasal	Negativo
192937	<i>Arctocephalus australis</i>	Carnivora (Pinnipedia)	Ilha do Cardoso	Cananéia	M	J	03/08/2021	V	Avaliação flora	Swab nasal	Negativo

ID = Identificador do indivíduo (registro dentro do SIMBA – Sistema de Informação de Monitoramento da Biota Aquática - 1.0.0); **V** = Vivo; **C** = Carça; **M** = Macho;

F = Fêmea; **I** = Indeterminado;