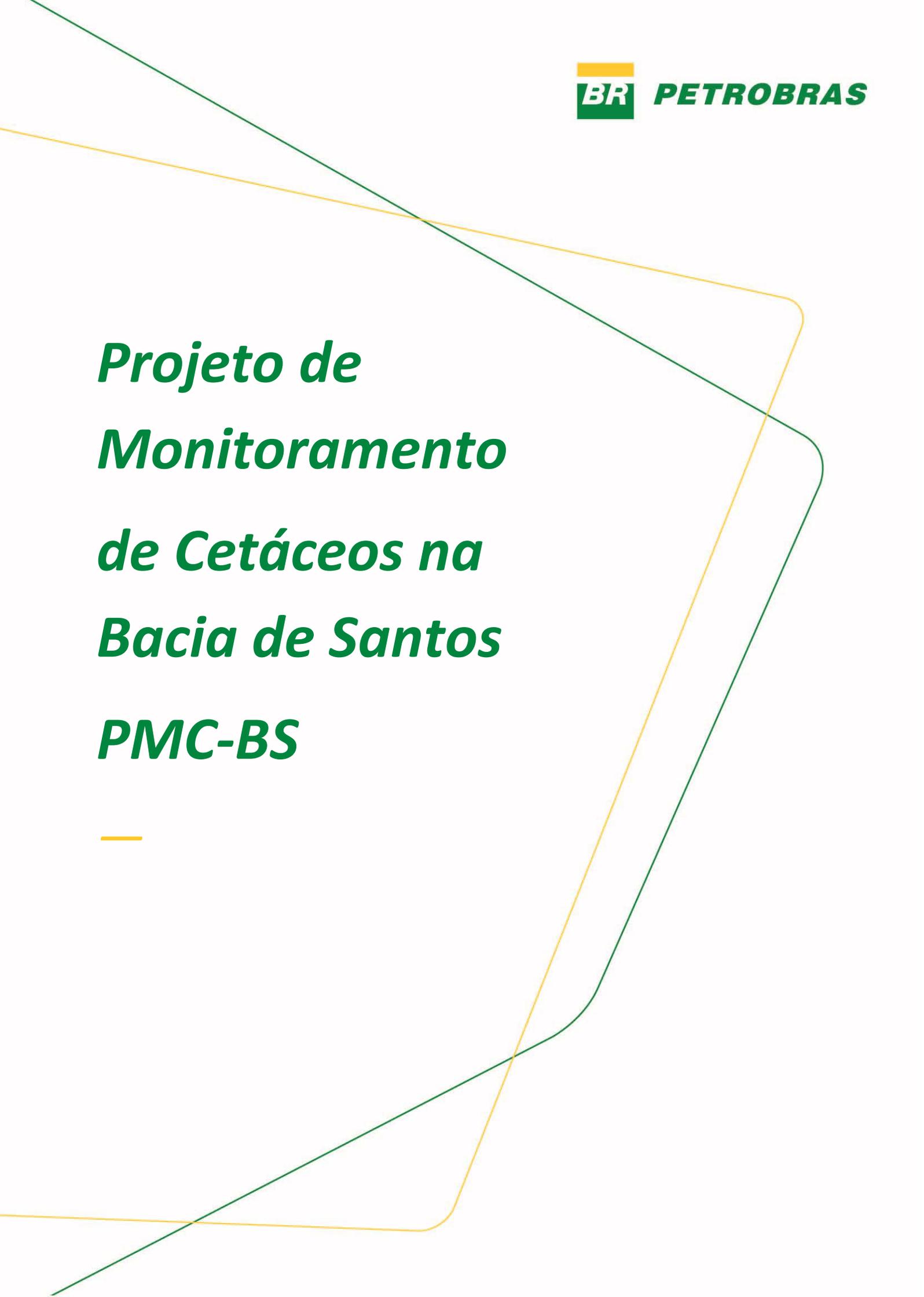


***Projeto de
Monitoramento
de Cetáceos na
Bacia de Santos
PMC-BS***



—

Relatório Consolidado

01 - Ano 6 —

Volume III: Anexos

Volume Único

Revisão 00

Novembro/2021

LISTA DE ANEXOS

Anexo III.2-1: Procedimento Operacional 03 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha embarcada do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	9
Anexo III.3-1: Procedimento Operacional 04 - Procedimento para operação do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	18
Anexo III.3-2: Procedimento Operacional 06 - Procedimento para processamento dos dados do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	43
Anexo III.4-1: Procedimento Operacional 07 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha aérea do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	54
Anexo III.5-1: Procedimento Operacional 08 - Procedimento para instalação de transmissores satelitais e DTAGs do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	65
Anexo III.6-1: Procedimento Operacional 09 - Procedimento para processamento dos dados de Foto-identificação do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	78
Anexo III.7-1: Procedimento Operacional 10 - Procedimento para processamento das amostras para análise genética do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	85
Anexo III.7-2: Procedimento Operacional 02 - Procedimento para realização de biópsia do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo	92
Anexo V.1.1-1: Espécies de cetáceos registradas na Bacia de Santos segundo as fontes de dados dos registros - ver texto sobre as fontes de dados. PMC = Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos; PMP = Projeto de Monitoramento de Praias na Bacia de Santos; SIMMAM = Sistema de Apoio ao Monitoramento de Mamíferos Marinhos.....	99

Anexo V.1.1-2: Resultados da identificação genética das amostras por DNAm e sexagem molecular. * Espécies identificadas em campo que não foram corroboradas pelos resultados genéticos. N/A = not available. Identificação dos haplótipos: HT = Tursiops truncatus, HSO = Sotalia guianensis, HDD = Delphinus delphis, HSB = Steno bredanensis, HSF = Stenella frontalis, HSL = S. longirostris, HSA = S. attenuata, HSC = S. clymene, HGM = Globicephala macrorhynchus, HO = Orcinus orca, HPE = Peponocephala electra, HPC = Pseudorca crassidens, HPM = Physeter macrocephalus, HBE = Balaenoptera brydei, HBB = B. bonaerensis, HBa = B. acutorostrata, HBM = B. musculus, HBP = B. physalus, HBb = B. borealis, HBA e HGA = M. novaeangliae, HEA = Eubalaena australis.

106

Anexo V.3.1-1: Diversidade dos locos de microssatélites para as espécies de cetáceos amostradas na Bacia de Santos. n = número de amostras, K = número de alelos por loco. 132

Anexo V.4.3-1: Descrição das 50 variáveis acústicas medidas para os assovios de delfinídeos na Bacia de Santos através do algoritmo ROCCA (Real-time Odontocete Call Classification Algorithm), pacote integrante do programa PAMGUARD. 134

Anexo V.5.2-1: Avaliação e Interpretação de Resultados de Hidrocarbonetos de Petróleo, Organoclorados e Organobromados em Amostras Biológicas de Tetrápodes Provenientes de Programas de Monitoramento Ambiental da Petrobras..... 137

Anexo V.5.3-1: Quadro resumido dos principais resultados observados em Tursiops truncatus (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa)..... 191

Anexo V.5.3-2: Quadro resumido dos principais resultados de correlação entre os biomarcadores e os compostos orgânicos

analisados em Tursiops truncatus (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa). 192

Anexo V.5.3-3: Quadro resumido dos principais resultados observados em Stenella longirostris (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa)..... 193

Anexo V.5.3-4: Quadro resumido dos principais resultados de correlação entre os biomarcadores e os compostos orgânicos analisados em Stenella longirostris (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa). 194

APRESENTAÇÃO

O Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS foi concebido e é executado para atender demanda dos Processos de Licenciamento Ambiental da PETROBRAS na Bacia de Santos - IBAMA Nº 02001.114279/2017-80 – conduzidos pela Coordenação Geral de Licenciamento Ambiental de Empreendimentos Marinhos e Costeiros – CGMAC, da Diretoria de Licenciamento Ambiental – DILIC, do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA. O PMC-BS teve início em 2015 e desde então é executado pela empresa de consultoria ambiental SOCIOAMBIENTAL Consultores Associados, sob a supervisão técnica e gerencial da equipe da PETROBRAS.

Este Relatório Consolidado do PMC-BS apresenta os dados e análises relativas aos seis primeiros anos de execução do Projeto, caracterizando sua execução no Ciclo de Curto Prazo. É apresentado em três volumes (Volume I: Apresentação e Discussão de Resultados Orientados aos Objetivos, Volume II: Guia de Identificação e Síntese do Conhecimento sobre os Cetáceos da Bacia de Santos e Volume III: Anexos). O Volume I apresenta a consolidação de resultados dos seis primeiros anos de execução do PMC-BS, conforme previsto em seu Projeto Executivo, aprovado pelo IBAMA em julho de 2015. É baseado no processamento e na análise cumulativa de dados gerados pelo projeto. O Volume II igualmente veio sendo revisado ao longo dos anos, nos relatórios anuais, consolidando o status de conhecimento sobre as espécies alcançado até o presente. O Volume III apresenta os Anexos do Relatório Consolidado.

EQUIPE TÉCNICA RESPONSÁVEL PELO RELATÓRIO CONSOLIDADO DO PMC-BS

Nomes	Formação	Atuação
Coordenação e Gerência		
Ricardo Müller Arcari	Engº. Sanitarista e Ambiental	Gerente do Contrato
José Olimpio da Silva Jr.	Biólogo, Me. em Geografia	Coordenação Geral
Leonardo Liberali Wedekin	Biólogo, Dr.	Coordenação Técnica e Coord. Avist. Embarcada
Aline Fernandes de Faria Gonçalves	Biólogo, Esp. Gestão Ambiental	Gerência Executiva
Ana Lúcia Cypriano de Souza	Bióloga, Dra.	Coordenação Temática de Genética
Carolina Bezamat Abreu	Biólogo, Dra.	Coord. Temática de Avistagem Aérea
Marcos R. Rossi dos Santos	Biólogo, Dr.	Coord. Temática de Bioacústica
Marta Jussara Cremer	Bióloga, Dra.	Coord. Temática de Telemetria
Outros Responsáveis Técnicos do PMC-BS		
Alexandre Douglas Paro	Biólogo, Me.	Processamento e Análise de MAP
Fábio G. Daura-Jorge	Biólogo, Dr.	Fotoidentificação
Vitor Zimmermann	Geógrafo	Geoprocessamento/SIG
Responsáveis Técnicos do Item sobre Análises de HPA e Biomarcadores		
Afonso Celso Dias Bainy	Oceanólogo, Dr.	Processamento e Análise Biomarcadores (LABCAI - UFSC)
Rafael André Lourenço	Químico, Dr.	Processamento e Análise de HPA (IO - USP)

Anexo III.2-1: *Procedimento Operacional 03 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha embarcada do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 03		
		Título: Procedimento para coleta de dados visuais em campanha embarcada	Primeira	Última
Responsáveis: Leonardo Liberali Wedekin		04/05/2016	11/10/2016	02

OBJETIVO

Descrever os procedimentos relativos à observação visual em campanhas embarcadas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões

Data	Descrição
04/05/2016	Versão Original
20/09/2016	Revisão e atualização do protocolo
11/10/2016	Revisão ortográfica e gramatical

1. Preparação campanha

Os seguintes equipamentos deverão ser separados e devidamente acomodados para utilização nas campanhas de observação visual do PMC:

Tabela 1: Lista básica de equipamentos para as campanhas embarcadas.

Item	Quantidade
Fichas de campo	200
Fichas diárias	60
Prancheta	2
Lápis, borracha, apontador, estilete, tesoura	-
Alidade / transferidor	2
Guia de identificação de cetáceos	1
GPS	2
Binóculos reticulados (7x50)	3
Binóculos com estabilização de imagem (15x50)	2
Computadores + fontes	2
Anemômetro	1
Máquina fotográfica Nikon + carregador	2
Lente Nikon 70-300	2
Cartão de memória (64 GB)	2
Cabo USB/mini-USB	2
Balestra (120 e 150 lb)	2
Flechas	10
Ponteiras (pequenos e grandes cetáceos)	20
Maleta com equipamento de biópsia	1
Pilhas AA recarregáveis + carregador	20
Sistema de comunicação interno VHF	4
Telefone satelital com carregador e manual	1

Item	Quantidade
Manuais: SMS, Biópsia, Campanha Embarcada	-
Cadeiras e mosquetões de duplo bloqueio	4
Capacetes	4
Outros EPIs (ver check list EPIs)	-

2. Coleta de dados

O desenho amostral da campanha seguirá um zigue-zague de Florianópolis/SC a Arraial do Cabo/RJ na ida e no retorno, contemplando tanto a zona costeira como a oceânica de forma contínua, formando duas malhas de linhas paralelas com ângulos diferentes em relação à costa, de aproximadamente 60 milhas náuticas de distância entre as linhas (**Figura 1**). Tipicamente, os cruzeiros se iniciarão no sul da área de estudo. O total de milhas percorridas em esforço de observação será de aproximadamente 2.760 milhas náuticas.

Estima-se, dentro de condições propícias de navegabilidade (vento com intensidade menor que 15 nós e ondulação menor que 2 metros), que cada linha de transecção (trecho entre dois vértices – pontos – apresentados na Figura 1) seja percorrida em cerca de dois dias, considerando a velocidade constante da embarcação de 7 nós, o período de operação da avistagem e MAP de 10 a 12 horas/dia (considerando o fotoperíodo da época em que a campanha será realizada). Sendo assim, a cada intervalo de quatro a cinco dias, a embarcação se encontrará junto à costa, o que facilitará as trocas de equipe técnica a cada 15 dias e/ou da tripulação, bem como o atendimento de eventuais necessidades de abastecimentos da embarcação (água, combustível e víveres).

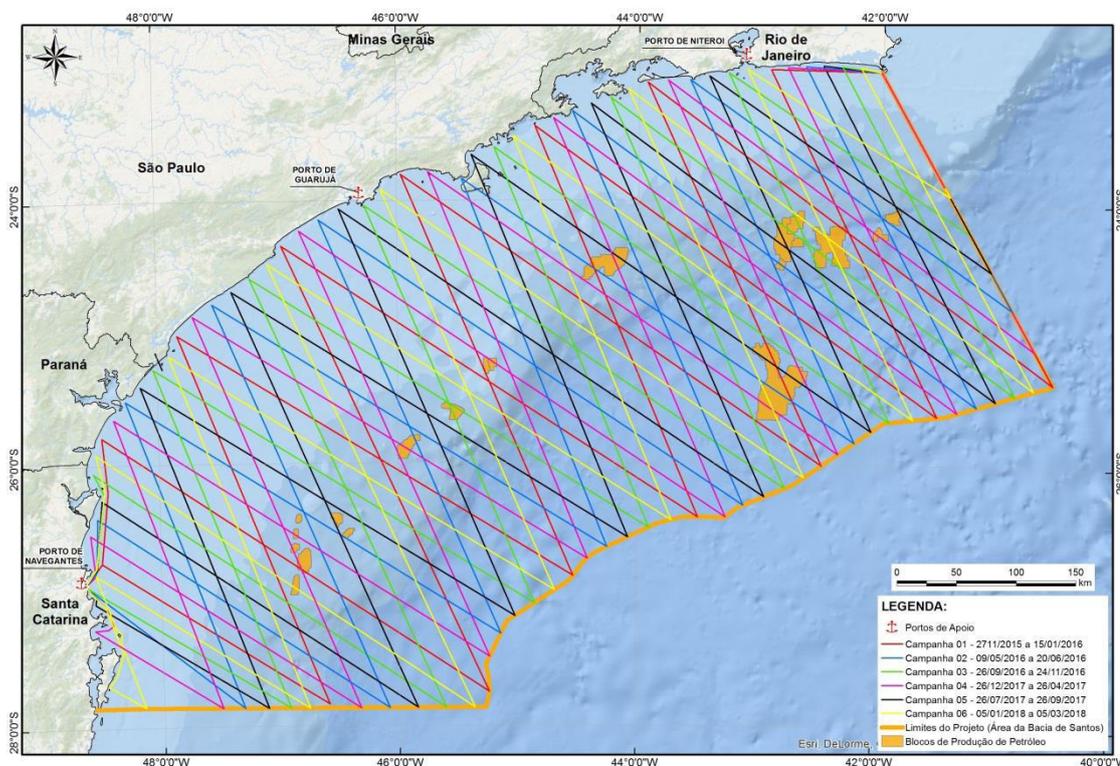


Figura 1: Linhas de transecção planejadas para o cruzeiro de avistagem e MAP nos três anos de vigência do projeto.

Para o sucesso das observações visuais, **as condições de mar durante a operação deverão ter um nível máximo de 5 na escala Beaufort (ventos de até 21 nós e ondulação**

de, no máximo, 3 metros). A hipótese de paralisação das atividades de observação visual durante a campanha poderá se dar nas seguintes condições:

- a continuidade de observações para detecção visual de cetáceos e demais procedimentos poderá ser mantida até o limite do nível 5 na escala Beaufort. A decisão sobre esse limite, observando-se as variáveis da referida escala, será tomada pelo Coordenador da Equipe Embarcada, que deverá compartilhar sua decisão com o Comandante da embarcação. Deverá prevalecer a posição mais conservadora;
- além do estado do mar, a amostragem também poderá ser paralisada em caso de chuva forte momentânea ou prolongada, ou no caso de chuva fraca ou chuvisco prolongado, que impeçam a utilização dos equipamentos óticos ou ocasionem condições insalubres de observação à equipe. A decisão sobre paralisação por chuva será tomada pelo Coordenador da Equipe Embarcada;
- a paralisação de todos os procedimentos da campanha por mau tempo (condições de mar acima do nível 6 da escala Beaufort) será uma decisão do Comandante da embarcação, que poderá decidir sobre a permanência da embarcação no ponto de paralisação ou pela arribada da mesma em local protegido mais próximo possível. Além das condições verificadas *in situ*, o Comandante terá à disposição previsões meteoceanográficas atualizadas periodicamente via apoio de terra. A segurança e saúde da equipe sempre terão prioridade na tomada de decisões.

A embarcação cobrirá linhas de transecção contando os grupos ao longo destas unidades amostrais. **O esforço amostral será realizado sempre com luz do sol**, iniciando logo após o nascer do sol e encerrando pouco antes do pôr do sol. A amostragem será realizada no **modo de passagem**, ou seja, quando um grupo é observado, a embarcação continua seu trajeto normal, sem paralisação da amostragem ou desvio de rota (salvo em caso da manobra “360” – ver abaixo).

Haverá um **controle rigoroso do esforço amostral tanto temporal quanto espacialmente**. A hora do início e do fim, bem como as coordenadas geográficas inicial e final da amostragem serão registradas em fichas de campo padronizadas (ver anexos). A hora do início e do fim da amostragem deverá ser arredondada em 0 e 5 minutos. As linhas de transecção de uma campanha deverão ser numeradas sequencialmente, iniciando em 1. Sempre que a amostragem for paralisada, a numeração da linha de transecção deverá mudar sequencialmente.

O odômetro do GPS será zerado no início da linha de transecção para o registro do total de milhas náuticas percorridas no fechamento da amostragem na linha. A função track do GPS será acionada (registro por tempo a cada 5 minutos) e o GPS deverá permanecer ligado e com sinal durante todo o período de amostragem. **Sempre se deve conferir se o GPS está ligado e com pilhas durante a amostragem.**

No início da amostragem serão registradas as condições ambientais (ver anexos), com as seguintes variáveis: (a) reflexo no campo visual; (b) cobertura de nuvens; (c) escala de visibilidade; (d) estado do mar na escala Beaufort; e (e) condição de tempo. Sempre que mudar alguma condição, o registro da mudança deverá ser realizado. **Faz parte das atribuições dos observadores avaliar continuamente as condições ambientais** e efetivar as mudanças pertinentes conforme forem verificadas.

A embarcação percorrerá as linhas a uma **velocidade de aproximadamente sete nós**. Os observadores deverão permanecer em **regime de revezamento a cada 40 minutos** para evitar a fadiga ou vícios individuais de amostragem pelos observadores. No mínimo quatro observadores de bordo **revezar-se-ão em duas posições de observação em cada**

bordo, uma posição de anotador/observador da proa e uma ou mais posições de descanso (Figura 2). Deste modo, três observadores de bordo atuarão simultaneamente em esforço amostral. O regime de trabalho mais intenso possível será de 2 horas de observação para 40 minutos de descanso (e possivelmente mais tempo de descanso conforme a disponibilidade de observadores). **As posições dos observadores serão sorteadas no início de cada dia**, antes de começar o esforço de observação.

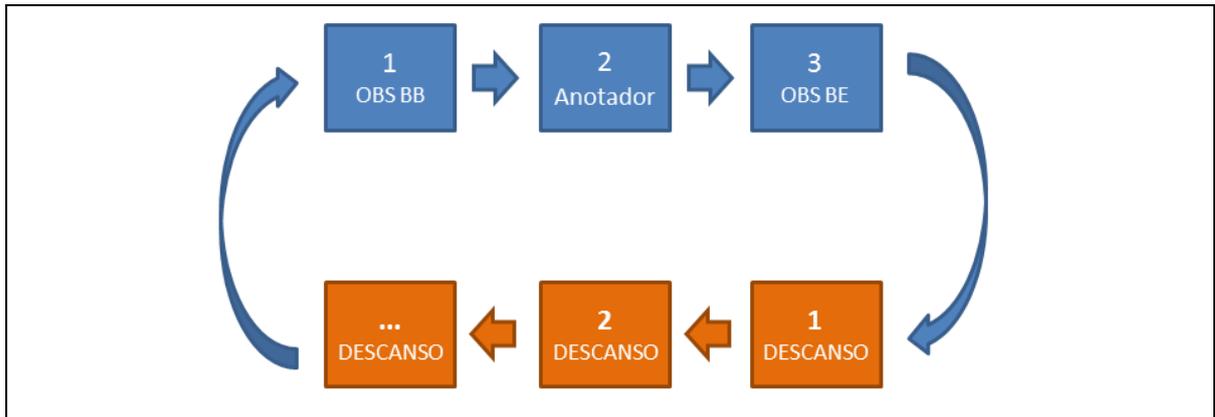


Figura 2: Esquema de revezamento de observadores de bordo.

Haverá sobreposição dos campos visuais dos três observadores na proa da embarcação (Figura 3). Os observadores de cada bordo usarão os binóculos reticulados (7x50) e o olho nu para a detecção dos grupos. O Observador/anotador da proa usará tanto o binóculo com estabilização de imagem (15x50) e olho nu para detectar os grupos. Os observadores deverão alternar entre observação a olho nu e com binóculos, aproximadamente 50% do tempo com cada método. Registros a mais de 90° dos bordos, nas aletas e popa da embarcação, não serão considerados em esforço, mas poderão ser registrados pelos observadores como “Fora de Esforço”.

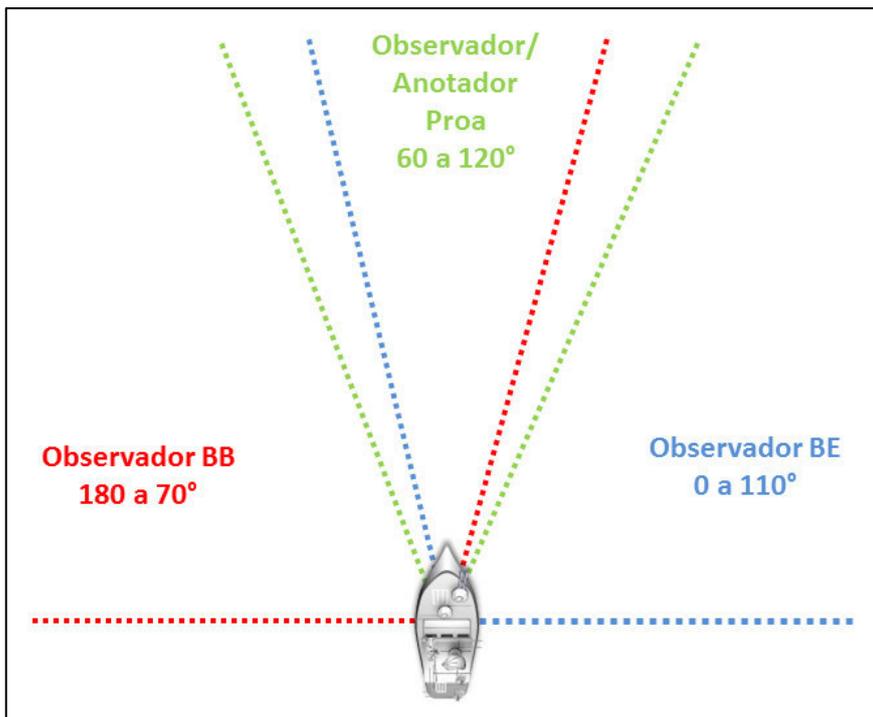


Figura 3: Campos visuais de cada um dos observadores.

No momento da detecção de um grupo de cetáceos, os observadores deverão registrar o ângulo horizontal usando uma alidade (Figura 4) e o número de retículos do binóculo entre o horizonte e o grupo (Figura 5). Estas informações permitirão o cálculo da distância perpendicular do grupo em relação à linha de transecção. Quando o horizonte da mensuração do retículo não for mar, nos casos em que a embarcação estiver próxima da costa ou ilhas, deve-se anotar esta condição nas observações.

Um grupo será definido como “qualquer agregação em uma mesma área com comportamento coordenado ou não”. Em caso de grupo misto, ou associação interespecífica entre duas ou mais espécies de cetáceos, o registro de cada espécie na ficha deverá ser feito em linhas diferentes, com a observação de que era um grupo misto. Neste caso, a hora, posição geográfica e outras informações devem ser iguais entre os registros. Entretanto, a estimativa do tamanho do grupo deverá ser feita para cada espécie separadamente.

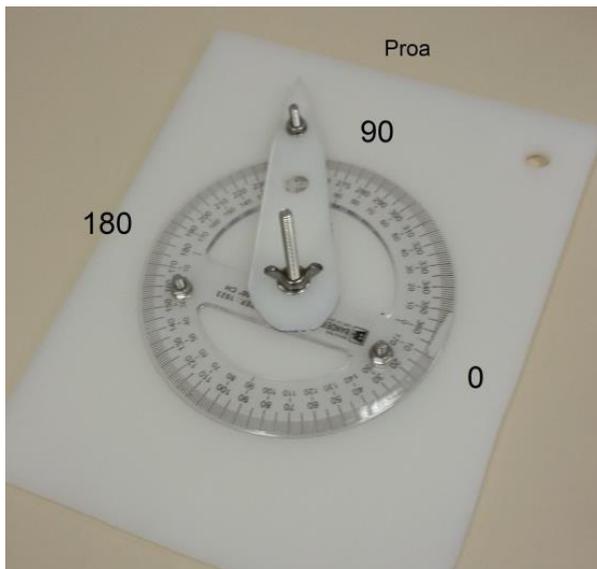


Figura 4: Alidade para mensuração de ângulos horizontais.

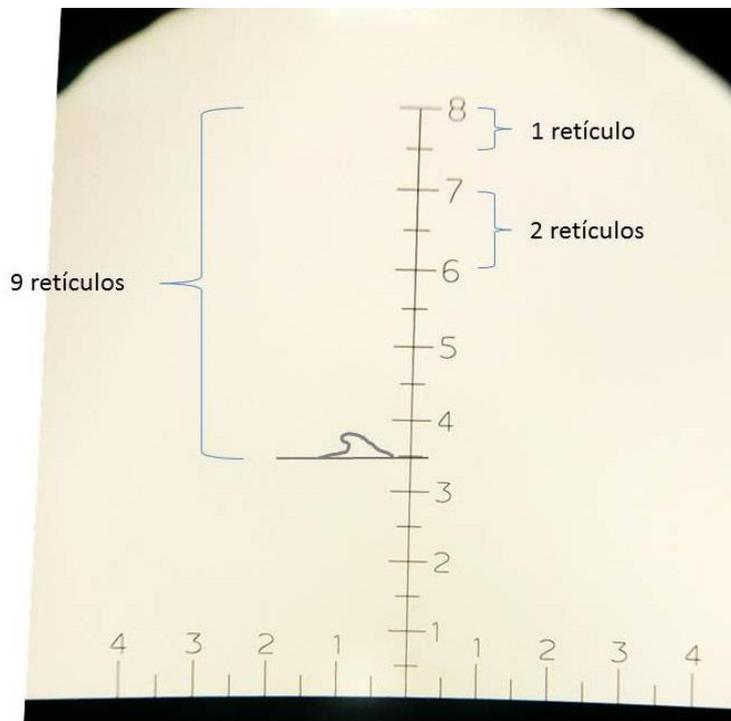


Figura 5: Reticulo do binóculo para mensuração da distância.
 No exemplo da figura acima, para mensuração dos retículos, deve-se alinhar o horizonte com o retículo de número “8” e contar quantos traços (retículos) existem até a superfície do mar onde o animal foi observado. **Portanto, a escala numérica à direita da escala NÃO corresponde ao número de retículos.**

Os observadores tentarão identificar o grupo ao nível taxonômico mais próximo de espécie de acordo com guias de identificação. Será atribuído um código de qualidade da identificação com base na realização de registro fotográfico de caracteres diagnósticos e no consenso ou não dos observadores sobre a identidade da espécie. **O observador somente deverá atribuir uma classificação taxonômica se tiver certeza da identificação.** Idealmente, a identificação deverá estar acompanhada de uma fotografia que mostre algum caractere diagnóstico da espécie ou táxon em questão.

Em caso de dificuldade de identificação na primeira passagem da embarcação, ou quando se quiserem coletar registros fotográficos ou biópsias do grupo, a embarcação poderá realizar uma manobra denominada de “360”. Esta manobra deverá ser realizada em casos de grupos que estejam perto da embarcação (até 1 milha náutica) e consiste no contorno do barco por boreste ou bombordo, retornando em uma linha paralela até cruzar o grupo novamente, e depois retornando para a linha de transecção para retomada da amostragem na linha. A velocidade da embarcação poderá ser reduzida temporariamente para 5 nós durante a realização desta manobra. O anotador deverá registrar quando houver a realização da manobra e a mesma deverá ser muito bem coordenada com a equipe de MAP. A coordenação com o MAP é necessária para permitir que todas as informações importantes, como a distância perpendicular, sejam coletadas pelos operadores de MAP e visando evitar danos ao cabo rebocado.

Sempre que possível, serão realizados registros fotográficos do grupo para auxiliar na confirmação da identificação. Os registros fotográficos devem focar em todas as partes do corpo do animal, incluindo as partes do corpo que permitem identificação individual, como a nadadeira dorsal ou a nadadeira caudal, a depender da espécie. No início de cada dia, poderá ser feita uma “claquete” (folha A4 escrita com pincel atômico) contendo o número da campanha e a data da

amostragem. Entre cada grupo detectado, deverá ser batida uma fotografia de intervalo para facilitar a triagem das fotos de cada grupo.

Outras informações que deverão ser coletadas em cada detecção são: (a) tamanho do grupo; (b) presença de filhotes; (c) pista de detecção; (d) meio de detecção; e (e) observador que detectou. O tamanho do grupo será determinado por comparação entre as contagens dos diferentes observadores e consenso entre os mesmos. A pista de detecção corresponde ao evento que levou à detecção do grupo, como por exemplo: salto, borrifo, batida de cauda, corpo submerso, corpo na superfície, nadadeira dorsal, *splash* (jatos de água produzidos por algum comportamento aéreo), etc. O meio de detecção corresponde à maneira pela qual o observador realizou a detecção, como olho nu, binóculo 7x50 ou binóculo 15x50.

Os observadores também poderão anotar, no campo das observações, outras informações relevantes sobre o comportamento dos animais, como: eventos comportamentais (p. ex., salto, batida de cauda, exposição caudal, *porpoising*, periscópio, exposição de cabeça, exposição caudal parada, *bow-riding*), presença de cardumes de peixes, interações interespecíficas com aves ou outras espécies, interações com atividades antrópicas (embarcações, atividades de pesca), marcas naturais ou antrópicas, etc. **Os observadores deverão sempre anotar se houve ou não movimentos responsivos em relação ao barco de pesquisa (afugentamento ou atração) no campo de observações.**

Além de grupos de cetáceos, serão registradas atividades humanas, como embarcações de diferentes tipos, atividades de pesca (petrecho ou embarcação) e plataformas de petróleo. Os observadores deverão sempre descrever da maneira mais detalhada possível os registros efetuados, como por exemplo, tamanho e características das embarcações. Outros animais marinhos, como raias, tubarões ou tartarugas, também deverão ser registrados. Sempre que os observadores detectarem algum obstáculo na rota do barco (como um petrecho de pesca), os operadores de MAP e o comandante da embarcação deverão ser informados imediatamente.

No momento da detecção, os observadores deverão avisar imediatamente à equipe de MAP sobre a detecção. Quando a espécie for identificada e se obtiverem outras informações sobre a detecção, como tamanho de grupo, bordo do navio, ângulo e número de retículos do binóculo, estas informações também deverão ser repassadas para a equipe de MAP. **Os operadores de MAP não poderão informar aos observadores de bordo sobre qualquer detecção realizada acusticamente.** Observadores em descanso também não devem avisar sobre detecções aos observadores que estão em turno de trabalho na torre. Os observadores de bordo que entrarão no turno de observação na torre devem evitar qualquer contato com os operadores de MAP antes de subir na torre.

3. Procedimentos pós-amostragem

Ao final da amostragem, todos os equipamentos deverão ser limpos com flanela úmida no corpo dos binóculos, câmeras, GPS e rádio VHF. As lentes deverão ser limpas com solução apropriada especial para lentes e pano de algodão limpo.

O coordenador da campanha deverá enviar os dados necessários via Autotrac até as 20h do mesmo dia para que o Relatório Diário de Ocorrência (RDO) seja elaborado pela equipe em terra (ver dados em anexo) e enviado para a PETROBRAS.

Os dados do *track* do GPS, coletados durante o dia, serão baixados no computador pelo programa *Trackmacker* ao final da amostragem e salvos no formato “.gtm”. Somente as rotas do dia deverão ser salvas, devendo-se editar os dados baixados do GPS visando eliminar os *tracks* de dias anteriores. O nome do arquivo deverá ser a data do dia, por exemplo: “08-07-2016.gtm”

Os dados registrados nas planilhas deverão ser passados diariamente para planilhas eletrônicas padronizadas.

As fotografias também deverão ser baixadas e salvas em uma pasta contendo a data no nome do arquivo (Exemplo: 16-12-15). Caso exista mais de um fotógrafo e diferentes grupos observados, as fotos de diferentes fotógrafos deverão ser salvas em subpastas contendo data, hora, nome do fotógrafo e sigla da espécie identificada (Por exemplo: “16-12-15_0923 [Leo] Mn” ou “19-12-15_1012 [Denis] Tt”). Todas as fotos também devem ser renomeadas conforme o exemplo a seguir: “16-12-15_0923 [Leo] Mn (3).jpg”, “16-12-15_0923 [Leo] Mn (4).jpg”, etc.

As fichas de campo deverão ser conferidas para verificação de erros e/ou informações faltantes. O coordenador deverá realizar anotações na ficha diária sobre condições climáticas, pontos positivos e negativos do trabalho, atividades de SMS, avistagens, paralisações da amostragem (e motivos das paralisações), problemas enfrentados, soluções dos problemas e outras informações que julgar pertinente.

Diariamente deve ser feito backup de todos os dados em um disco rígido.

Anexo III.3-1: *Procedimento Operacional 04 - Procedimento para operação do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS		Procedimento Operacional nº 04		
Responsáveis: Alexandre Douglas Paro	22/01/2016	22/05/2017	05		

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao Monitoramento Acústico Passivo em campanhas embarcadas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
22/01/2016	Documento Original
05/05/2016	Mudança do Sistema
30/09/2016	Melhor detalhamento do método
11/10/2016	Revisão ortográfica e gramatical
01/03/2017	Refinamento nos procedimentos de registro do esforço amostral
22/05/2017	Uso do RAID e preenchimento de planilhas pós-esforço

1. Introdução

O objetivo da equipe de operadores de MAP na Campanha de Avistagem e MAP do PMC-BS será detectar e registrar o maior número possível de vocalizações de cetáceos utilizando os programas PAMGUARD, ISHMAEL e WHALTRAK2. O esforço será realizado durante todo o período que houver luz do dia, em conjunto com o esforço de observação visual. A equipe de operadores será responsável por localizar (sempre que possível) cada detecção de cetáceo utilizando o melhor de suas habilidades e fazer os registros de acordo com os procedimentos descritos neste protocolo. O desenho amostral segue o padrão de transectos para estimativa de densidade animal, percorrendo linhas que cobrem toda a área de estudo. Os observadores visuais são independentes dos operadores de MAP e não devem ser avisados sobre as detecções acústicas de cetáceos.

O monitoramento é realizado por dois operadores na estação de MAP localizada na ponte de comando (**Figura 1**) e serão responsáveis pelo monitoramento contínuo do áudio captado pelos hidrofones. O monitoramento será feito através de uma combinação de monitoramento aural (através dos fones de ouvido) e visual dos sinais nos espectrogramas do ISHMAEL e detector de cliques do PAMGUARD. A equipe é constituída por três operadores, que se revezam em turnos de 2 horas de trabalho e uma de descanso.

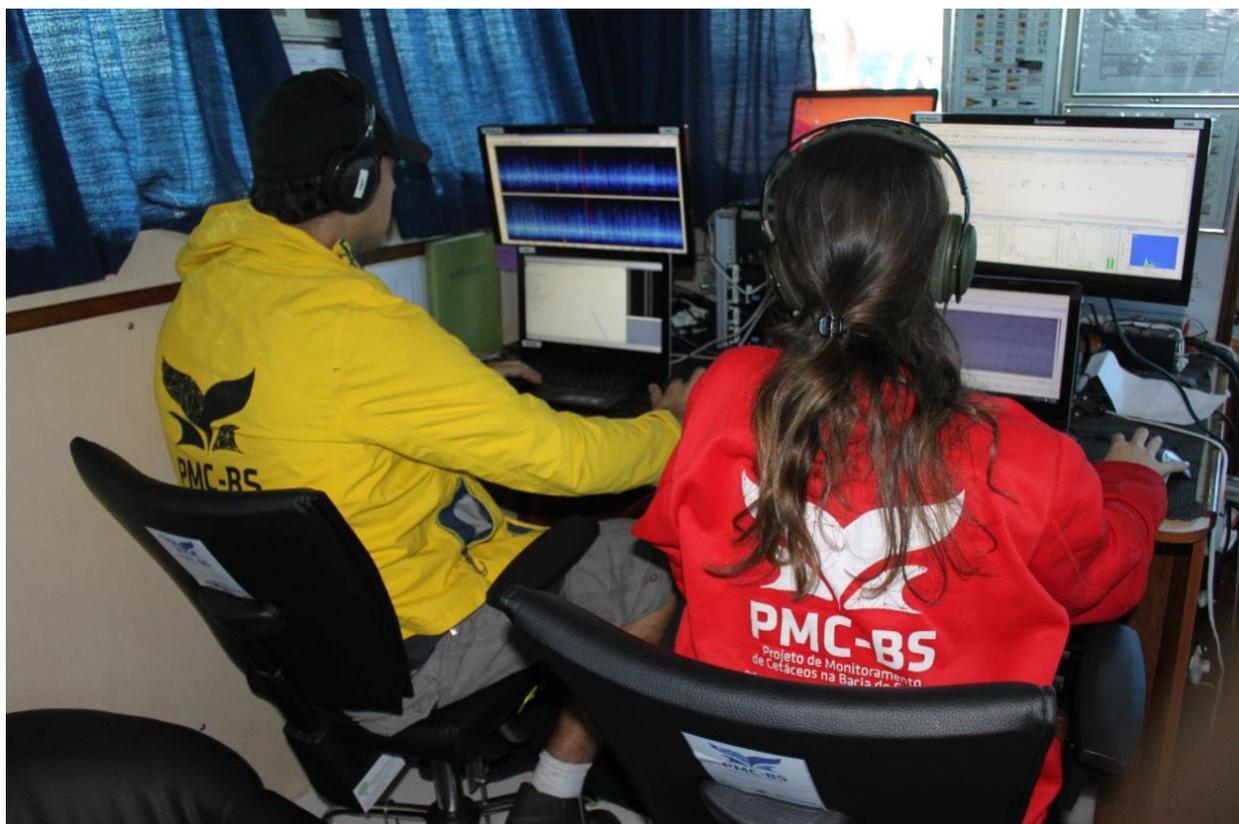


Figura 1: Operadores na estação de MAP localizada na ponte de comando da embarcação *Sea Route*.

2. Uso do RAID e Cópia de Segurança dos Dados

Todos os dados coletados durante as campanhas de MAP são gravados nos computadores da estação de MAP e ao final do dia salvos em que HDs que ficam no RAID ("Redundant Array of Independent Drives" ou "Conjunto Redundante de Discos Independentes"). O RAID que utilizamos no PMC- BS possui gavetas para 2 HDs e é configurado para que os dados sejam copiados de forma espelhada em ambos os HDs externos (opção RAID 1).

Os HDs utilizados são do tipo SATA 3.5" com capacidade de armazenamento de 2 TB. Quando os HDs ficam cheios devem ser retirados da gaveta do RAID e substituídos por HDs em branco que se encontram a bordo. Os HDs cheios são uma cópia um do outro (HDs espelhados) e devem ser cuidadosamente armazenados no navio e transportados para a sede da Socioambiental ao fim de cada campanha. Tipicamente, os HDs ficam cheios por volta da metade da campanha (após cerca de 20 dias de trabalho de campo).

Formatação dos HDs

Antes de utilizar os HDs no modo RAID deve-se primeiramente formatar os HDs. Para isso, o RAID deve ser colocado no modo individual, indicado como "IND" na configuração dos jumpers atrás do RAID, que é a função na qual cada gaveta do HD é independente. Ligue o RAID com os HDs a serem formatados na função "IND". Clique com o botão direito no ícone "Meu Computador" e vá em "Gerenciar", depois clique em "Gerenciamento de Disco". Na janela que abrir vai ser mostrado todos os

P:\PETROcetaceos\GERENCIAL\PO_Procedimentos_Operacionais\PO 04
MAP_OPERAÇÃO\PO_04_MAP_Operação_PMC_rev05.docx

discos disponíveis, tanto do computador como dos HDs. Os HDs novos irão ser reconhecidos como "não alocado", clique com o botão direito no HD e escolha a opção "alocar disco". Durante o processo você pode nomear o disco. Nomeie da seguinte maneira: PMC_BS_(no da Campanha)_HD_(numero do HD)_(letra a - principal e letra b espelhado).

Exemplo: **PMC_BS_4_HD_II (a)**

Neste exemplo está indicado que é o HD II campanha 4 e a letra (a) indica que é o disco principal. Uma vez alocado o disco, clique novamente com o botão direito e escolha a opção "formatar" e aguarde enquanto o disco é formatado. Faça este procedimento para os dois discos que serão espelhados.

Espelhamento dos HDs

Após concluída a formatação você deve ejetar os discos, desligar o RAID e configurar os jumpers atrás do RAID para o modo RAID 01. Este modo permite usar 2 HDs, sendo que o segundo armazenará uma imagem idêntica do primeiro. Na prática, será como se você tivesse apenas um disco rígido instalado, mas caso o disco titular falhe por qualquer motivo você terá uma cópia de segurança armazenada no segundo disco.

Portanto, ao colocar no modo RAID, confira na opção "gerenciamento de disco" que os HDs do RAID irão aparecer apenas como um único disco. O que for salvo em um disco irá automaticamente ser copiado no outro. Faça um teste e grave algum arquivo no HD e confira se foi salvo.

Resumindo: use o modo "IND" para formatar cada um dos HDs individualmente. Após, desligue o RAID e configure os *jumpers* localizados atrás do RAID para o modo "RAID 01". Verifique se os discos foram reconhecidos como um único disco. Caso sim, salve algum arquivo para certificar-se que os dados foram salvos e que o HD esteja funcionando normalmente. Ao longo da campanha, certifique-se de que o HD está salvando os dados e o disco está enchendo.

Atenção! Certificar-se de ter seguido todos os passos para formatação e espelhamento no RAID seguindo as instruções descritas antes de começar a fazer a cópia dos dados do computador para RAID, inclusive os testes para certificar-se que os arquivos estão sendo salvos com sucesso.

Este procedimento deve ser feito sempre antes do início da campanha e quando for necessário trocar os HDs que ficaram cheios por HDs novos em branco, o que geralmente ocorre por volta da metade da campanha. No caso da formatação dos HDs, recomenda-se que todos os quatro HDs a serem utilizados na campanha sejam formatados e testados antes de iniciar a campanha.

Atenção! Nunca mude a chave dos *jumpers* do RAID para as opções que não aquelas instruídas neste protocolo. Isto pode fazer com que os discos sejam desalocados, podendo acarretar na perda dos dados.

3. Lançamento do Cabo

A tripulação está treinada para o lançamento do arranjo de hidrofones e cabo de MAP utilizando o guincho hidráulico no convés. Entretanto, pelo menos um operador de MAP deve auxiliar a tripulação durante esta operação.

EPI obrigatório: colete salva-vidas, capacete, cinta com mosquetão, calçados fechados e rádio para comunicação com a ponte.

Procedimento

Avisar a ponte de comando pelo rádio que a equipe no convés está pronta para lançar o cabo. O comandante deve diminuir a velocidade do navio para cerca de três nós. No início o cabo deve ser solto do guincho vagarosamente e o arranjo de hidrofones e lastros devem ser conduzidos com as mãos até a popa da embarcação, passando por dentro dos roletes até que alcance a água (**Figura 2**). O operador do guincho pode então soltar o cabo a uma velocidade maior. Ao chegar à altura do nó com as alças (*chinese finger*), o lançamento do cabo deve ser interrompido para que as três cordas com os mosquetões sejam anexadas nas alças (**Figura 2**). Depois o procedimento de lançamento pode ser retomado até que o *chinese finger* fique suspenso na popa do navio. O operador do guincho deve então acionar o freio e a trava do guincho. O operador de MAP deve avisar a ponte de comando que o lançamento foi concluído. O cabo está sendo lançado a cerca de 400m da popa. O arranjo de hidrofones fica a uma profundidade de cerca de 25m-30m e o lastro utilizado no cabo possui cerca de 4 kg (20 chumbadas de 200g presas no final do cabo).

Quando a operação é feita em águas rasas (< 40m) deve-se lançar apenas 150m de extensão cabo, fazendo o mesmo procedimento (anexar as três cordas com mosquetões no *chinese finger* localizado na extensão de 150m). A profundidade do arranjo de hidrofones com 150m de extensão do cabo é de cerca de 10m-15m. Após o lançamento, a terminação do cabo é desenrolada da lateral do guincho e conectada no cabo de convés. Para conectar as partes é preciso observar os pinos e furos do encaixe macho-fêmea. Após conectá-los é necessário rosquear as partes. Cuidado para não forçar a rosca e danificá-la. O cabo de convés corre por um tubo até o convés superior e passa por um orifício que dá acesso a estação de MAP na ponte de comando. O cabo de convés é conectado com a medusa, que divide o sinal para os 4 canais no Sistema de Processamento Acústico (SPA).

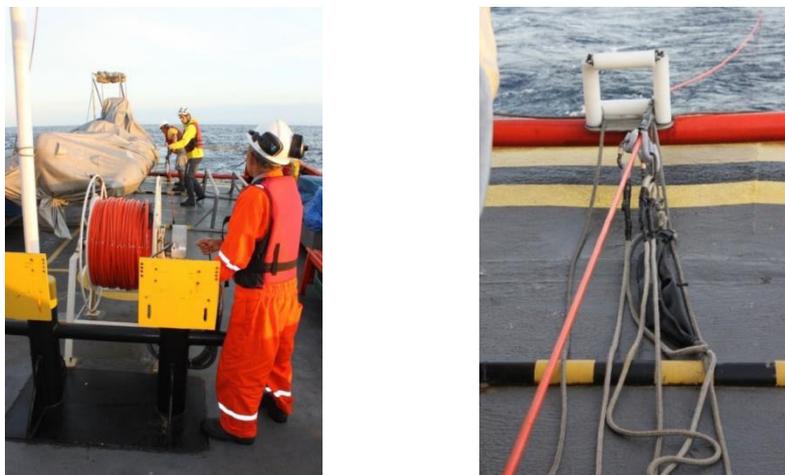


Figura 2: Cabo do MAP sendo lançado na água (esquerda) e detalhe mostrando as cordas com os mosquetões presos no *chinese finger* (direita). Note que o cabo passa pelo rolete na popa da embarcação antes de ser lançado no mar.

4. Início do Dia - Estação de MAP

Iniciar todo o procedimento do MAP pelo menos quinze minutos antes da mobilização da equipe visual. A estação de MAP está localizada na ponte de comando (**Figura 3**).

A energização do sistema é feita através das tomadas da energia elétrica da embarcação. Durante a instalação foram feitas as ligações elétricas. Para garantir a correta funcionalidade, todos os equipamentos deverão permanecer nas mesmas tomadas. Tanto o transformador quanto o *no-break* deverão ficar permanentemente energizados, lembrando que estes equipamentos são de uso exclusivo do MAP e não deverão ser usados para carregar rádios, notebooks, celulares, etc. Para ligar o sistema de processamento acústico (SPA), seguir o passo-a-passo de acordo com a ordem abaixo:

- Ligue os dois computadores (senha PMC@2016)
- Ligue os dois monitores
- Insira a bateria de 9V do sensor de profundidade no compartimento.
- Ligue os equipamentos, conferindo que ascenda o led vermelho tanto no painel frontal tanto do rack do condicionador Ecowaves como do rack dos dispositivos USB (led da bateria do sensor de profundidade). Quando a bateria do sensor de profundidade estiver descarregada, o led no mudará de vermelho para laranja. Nesse caso, desligue o equipamento para efetuar a troca da bateria.
- Abra os programas ISHMAEL/WHALTRAK2 e PAMGUARD nos respectivos computadores
- Após o lançamento do cabo de hidrofones, plugue a bateria 12 V da medusa para ligá-lo (cabo de energia proveniente da medusa). São duas baterias 12V, conecte no recarregador da bateria a que não estiver em uso, fazendo o revezamento das baterias. ATENÇÃO: a energização do arranjo de hidrofones deve ser sempre o ultimo passo ao ligar todo o equipamento.
- Verifique se as configurações do ISHMAEL/WHALTRAK2 e PAMGUARD estão corretas. Periodicamente, abra os arquivos das gravações no editor de áudio *audacity* e confira que o som tenha sido gravado.
- Inicie a gravação no ISHMAEL e PAMGUARD. Quando o PAMGUARD estiver gravando, um led verde no conector USB no painel frontal acenderá, indicando que a placa NIDAQ está em funcionamento.
- Ligue o GPS portátil da estação de MAP para fazer o registro de milhas náuticas percorridas do esforço de MAP.

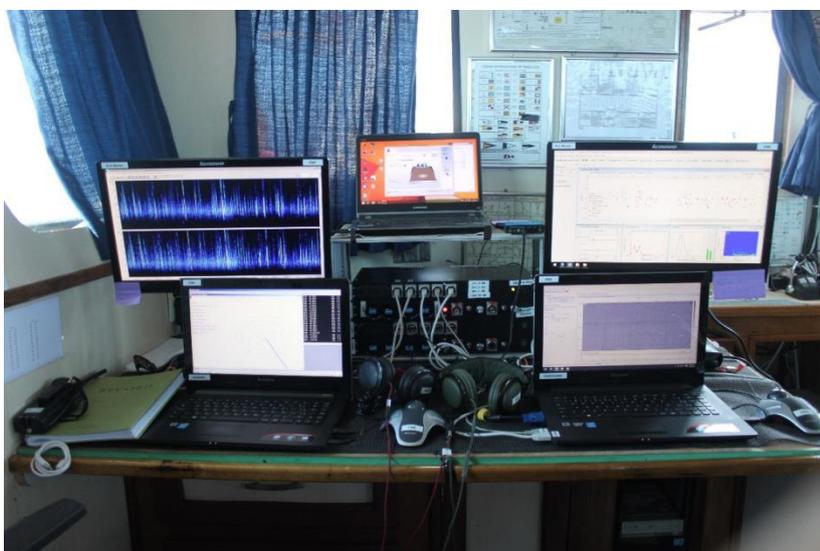


Figura 3: Estação de MAP na ponte de comando

Configurações dos softwares

As configurações do PAMGUARD (PG) e ISHMAEL (ISH) já estão definidas e os arquivos de configuração todos possuem uma nomeação padrão, de acordo como descrito adiante neste protocolo. As configurações que devem ser alteradas pelo operador de MAP estão descritas abaixo.

Configuração do arranjo de hidrofones

Extensão do cabo de reboque lançado na água e troca de do arranjo de hidrofones:

São dois arranjo de hidrofones utilizados no projeto, denominados de arranjo "Bahia" e arranjo "Turquoise". O arranjo é conectado no cabo de reboque, sendo lançado 400m mas deve ser recolhido para 150m sempre que a embarcação atingir as profundidade entre 40 metros a 20 metros (menos de 20 metros o cabo é recolhido). Quando a extensão do cabo é alterada (150m ou 400m) ou é feita a troca do arranjo de hidrofones, as configurações do PAMGUARD e ISHMAEL devem ser ajustadas.

No PAMGUARD:

Vá em: *Settings*→*Hydrophone Array* (**Figura 4**)

Em *Hydrophone Streamers* de um clique duplo no valor y. Na janela que abrir altere o valor de y (-150 ou -400, conforme a extensão de cabo utilizada).

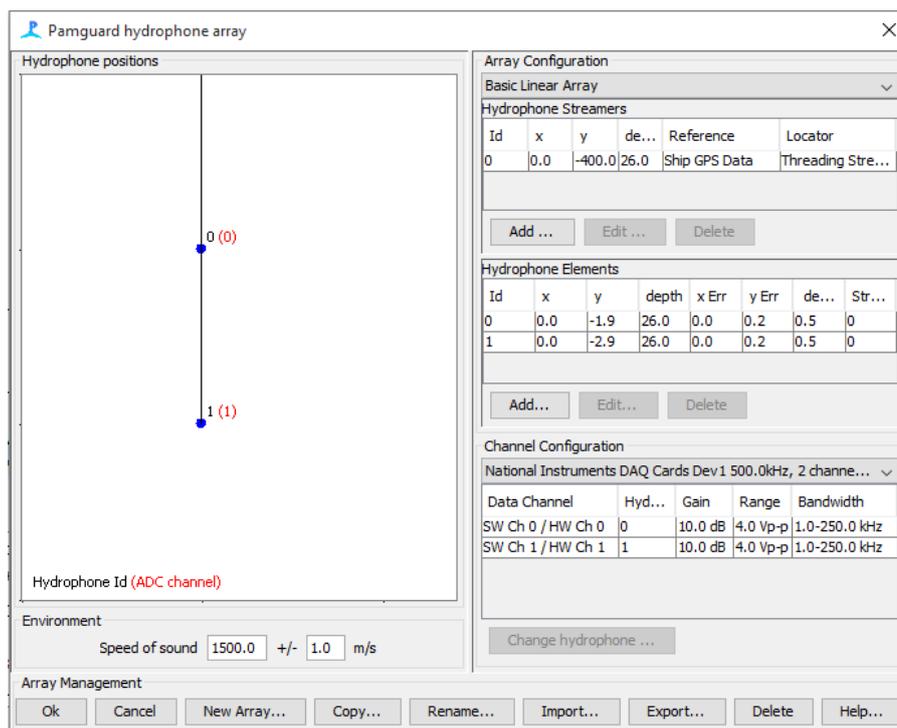


Figura 4. Janela de configuração do "Hydrophone Streamers" do PAMGUARD. Neste exemplo, a extensão de cabo é de 400m e a profundidade 26m

Quando alterar as configurações em *Hydrophone array* você deve salvar uma nova configuração do PAMGUARD:

Vá em: *File* → *Save Configuration as*

Salve a configuração com o mesmo nome que estava anteriormente, alterando apenas a extensão de cabo que foi alterada:

Ex: PMC-BS_2_RESON_HP2_HP3_500kHz_**150m**_20161014

Neste caso a extensão de cabo foi alterada para 150m (em negrito no exemplo acima).

Caso haja a necessidade de troca do arranjo de você pode alterar manualmente as configurações de distância dos hidrofones ou carregar uma configuração do PAMGUARD com as configurações já salvas. (nome do arquivo de configuração do PG indicando "Bahia" ou "Turquoise" e a extensão do cabo (150m ou 400m).

Vá em: *Settings* → *Hydrophone Array* e **verifique se o as configurações de distância entre os hidrofones foi alterada, caso não, altere manualmente**. Os valores das distâncias entre os hidrofones dos diferentes arranjos estão na pasta laranja na ponte de comando.

Ex: **Bahia**_Array_RESON_HP2_HP3_**400m**.paf

Neste exemplo o arranjo de hidrofones "Bahia" está sendo utilizado com 400m de cabo lançado.

No ISHAMEL:

Quando abrir o ISHAMEL e o arquivo de configuração do dia anterior será automaticamente carregado (setting file - .ipf).

Verifique em *localize* → *loc options* (**Figura 5**) se você está utilizando o arquivo de *array* correto.

Ex: **Turquoise**_Array_**400m**_APC_H1_H4.arr

O arquivo do exemplo acima indica que o arranjo Turquoise com 400m de cabo (em negrito) está em uso. O ISHAMEL. Caso necessite alterar, utilize o botão *Browse* e selecione o arquivo do *array* de acordo (extensão do cabo e nome do arranjo utilizado). Não é necessário salvar uma nova configuração do ISHAMEL se apenas a extensão de cabo lançado for alterada.

Caso o array for trocado, você deverá salvar uma nova configuração alterando o nome do arquivo de configuração para que corresponda ao arranjo utilizado.

Ex: ISHAMEL_**Bahia**_Array_APC_H1_H4_192kHz_**20161015**.ipf

Este arquivo de configuração do exemplo indica que o arranjo de hidrofones Bahia foi utilizado no dia 15/10/2016 (em negrito).

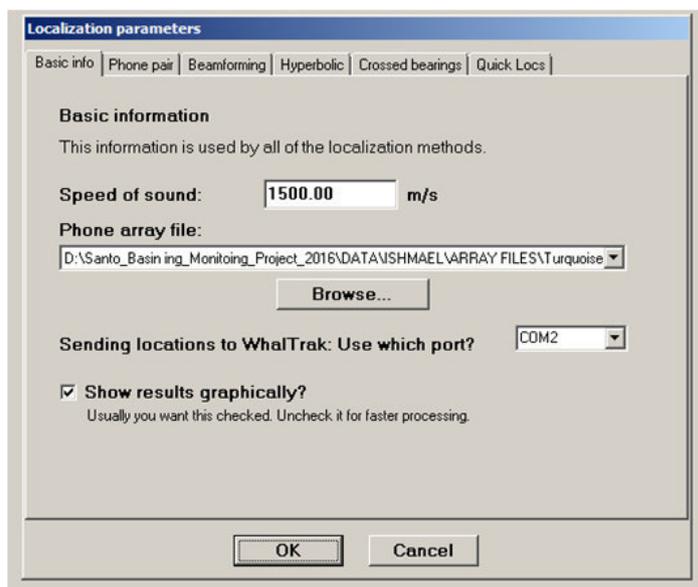


Figura 5. Janela de configuração “loc options” do ISHMAEL.

WHALTRAK2

O WHALTRAK@ é o programa de mapa e coleta de dados do GPS que funciona integrado ao ISHAMEL (diferente do PG que tem o seu próprio módulo de mapa e GPS). Note que na Área de Trabalho do computador do ISHMAEL existem dois ícones para abrir o programa:

WHALTRACK2.6.EXE – 400m

WHALTRACK2.6.EXE – 150m

Clique no ícone para abrir o WHALTRAK2 de acordo com a extensão de cabo (150m ou 400m) que está sendo utilizada.

5. Protocolo para Monitoramento

Preencha as planilhas eletrônicas do PAMGUARD. Estas planilhas estão na aba “Logger Forms”.

Ao iniciar o monitoramento, você deve preencher a planilha “Esforço”. Anote a data e horário de início do monitoramento. Ao teclar F1, o PAMGUARD automaticamente registra a data e o horário (UTC). Registre o nome dos operadores de MAP que estão no turno do monitoramento e o restante das informações contidas na planilha. Use o rádio para confirmar com os observadores na torre o estado do mar. No espaço para comentários escreva “Início do Monitoramento”.

Você deve preencher a planilha de esforço sempre que houver o esforço for iniciado, interrompido ou finalizado (tanto do MAP como visual), também registre as mudanças de turno entre os operadores do MAP, o estado do mar e as trocas de linha. Sempre assinale a data e horário e faça comentários no espaço reservado para tal (ex: final da linha, final do dia, visual fora do esforço devido a condições climáticas, etc).

Obs: O PG faz todos registros em horário UTC, que está 3 horas à frente do horário brasileiro (ou 2 horas durante o período de horário de verão).

Outras planilhas:

SPA - altere se houver alterações na configuração do SPA (Sistema de Processamento Acústico), caso contrário a configuração padrão já deverá estar salva. Caso alterar o ganho do sistema, tanto do par de hidrofones APCs (ISHAMEL) ou Resons (PAMGUARD) o novo valor dos ganhos deve ser registrado na planilha juntamente com a data e horário da alteração (pressione F1 para o *time stamp*, que salva automaticamente o horário e data).

Obs: O ganho do SPA pode ser regulado de acordo com a necessidade (aumentado ou diminuído). O ganho mínimo do par de hidrofones RESON deve ser 16 dB e para os APCs e 20 dB. Evite aumentar muito, a ponto de distorcer os sinais (principalmente os cliques dos odontocetos quando estão muito próximo dos hidrofones). Em contra-partida se o sinal estiver fraco você pode aumentar o ganho. No programa AUDACITY você pode verificar se os sinais sofreram clipagem ou não (verifique os cliques na gravação do PG e assovios na gravação do ISH). Abra o arquivo de áudio e em "Exibir" clique em "Exibir Corte de Picos". Sinais clipados aparecerão em vermelho. Caso o sinal esteja fraco e longe de ser clipado significa que o ganho está baixo e deve ser aumentado para aproveitar toda a faixa dinâmica do sistema e melhorar a qualidade do sinal. A clipagem de cliques deve ser evitada principalmente na gravação do PG, no ISH é importante que os assovios e cliques de cachalote não sofram clipagem.

Arranjo de Hidrofones- nesta planilha indique qual é o arranjo de hidrofones que está sendo utilizado (Bahia ou Turquoise). Caso o array seja trocado, faça um novo registro incluindo a data e hora da alteração.

Detecção - preencha sempre que houver detecções acústicas de cetáceos (instruções mais adiante).

Fichas de Campo

No início do esforço uma ficha de campo denominada "**Ficha de Esforço Diário do MAP**" impressa deve ser preenchida. As fichas ficam em uma pasta na ponte de comando e deve ser preenchida diariamente para registrar a data, horário e coordenadas geográficas do início e fim do esforço diário, número total de detecções e o total de milhas náuticas percorridas (registradas a partir de um GPS portátil). Nesta ficha, também deve ser indicado se houve interrupções do esforço (que tenham durado 30 minutos ou mais) e o número de interrupções durante o dia. Caso haja interrupções deve ser registrado na "Ficha de Interrupção do MAP" a data, horário e coordenadas geográficas do início e fim da interrupção e o motivo.

Planilhas Eletrônicas do Esforço de MAP

Além das fichas impressas de "Esforço Diário do MAP" e "Interrupção do MAP", estas informações devem ser preenchidas em uma planilha eletrônica do Excel. Esta planilha, denominada "Planilha de Esforço do MAP" possui três abas:

Esforço_ Transectos:

Deve ser preenchido o número do transecto do MAP, e seu respectivo horário e posição inicial e final, total de horas, número de detecções e qualquer observação que for importante.

Importante: O número do transecto MAP é independente do número do transecto da equipe de observadores. Um novo transecto é considerado sempre que seja efetuada a troca de linha mas também sempre que haja paralisações no monitoramento de no mínimo 30 min. Quando isto ocorrer um novo transecto deve ser considerado preenchendo uma nova linha na planilha com os horários e coordenadas de início e fim.

Interrupções: deve ser preenchida sempre que houver interrupções no monitoramento, mesmo que por período mais curtos que 30 minutos. Nesta planilha, por exemplo, você deve registrar os horários de interrupções para troca do comprimento de cabo do MAP (estas trocas duram cerca de 15 - 20 min), interrupções devido a profundidade e as trocas de linha. Preencher o horário e as coordenadas inicial e final da interrupção e o total de horas e minutos. Também especificar o motivo da interrupção. O motivo pode ser por ocorrer devido a manobras "360", problemas técnicos, condições ambientais adversas, entre outros, mas sempre deve ser justificado.

Esforço Diário: Nesta planilha deve ser contabilizado o esforço diário do MAP. Preencha o número da linha (de acordo com o mapa), a hora e posição do início e final do dia, total de detecções acústicas do dia e indique se houve interrupção (número de interrupções), preencha o total de horas de interrupção e o total de horas do esforço diário. Por fim verifique o total de milhas náuticas percorridas no odômetro do GPS portátil e preencha na planilha.

Lembre-se: caso tenha havido interrupções, as informações devem ser preenchidas na aba "Interrupções" e o total de horas de interrupções do dia subtraído do total de horas do esforço diário. Faça os cálculos na planilha eletrônica e depois preencha na "Ficha de Esforço Diário do MAP" impressa.

Por fim, você deve verificar o número total de arquivos de áudio gerados e o tamanho total em GB das gravações do ISHMAEL e PAMGUARD e número total e tamanho dos arquivos somando as gravações em ambos os programas. Preencha estes valores da planilha nas células indicadas.

Planilha de Esforço e Detecção da Base de do MS Access

Todas as informações preenchidas nas planilhas eletrônicas do PAMGUARD ("*Logger forms*") são salvas no bando de dados do MS Access utilizado no dia. No final do dia, você deverá abrir a planilha do Access e exportar para o Excel tanto a planilha "Effort" como "Detection". Ao exportar para o excel, salve o arquivo colocando no nome a data (ex: Effort_161021, Detection_161021). Estes arquivos devem ser salvos diariamente respectivamente nas pastas "EFFORT" e "DETECTION", dentro da pasta "BASE DE DADOS" do PAMGUARD. Depois crie uma nova planilha e copie e cole as informações de todos os dias, de maneira acumulativa nesta planilha denominada "Effort_total" e "Detection_Total".

Detecções Acústicas de Cetáceos

A ficha de campo denominada "Ficha de Detecção MAP" deve ser preenchida sempre que houver detecções acústicas de cetáceos, conforme explicado adiante.

Procedimentos durante a detecção:

Durante os encontros acústicos com cetáceos, faça a localização para estimativa de distâncias dos sinais detectados, utilizando o PAMGUARD e/ou o ISHMAEL/WHALTRAK2.

No PAMGUARD:

Observe o tipo de clique que está sendo mostrado na tela do detector de cliques do PAMGUARD (**Figura 6**). Ao clicar nos cliques do PG, você pode obter informações como o ângulo (*bearing*) e o tipo de clique de acordo com a classificação configurada (veja os símbolos no lado esquerdo inferior do mostrador tempo x ângulo). Observe a forma da onda, a frequência de pico e o *winger plot* para certificar-se que trata-se de um sinal biológico e não um falso positivo. Plote apenas os ângulos das sequências de cliques as quais você julga serem de cetáceos.

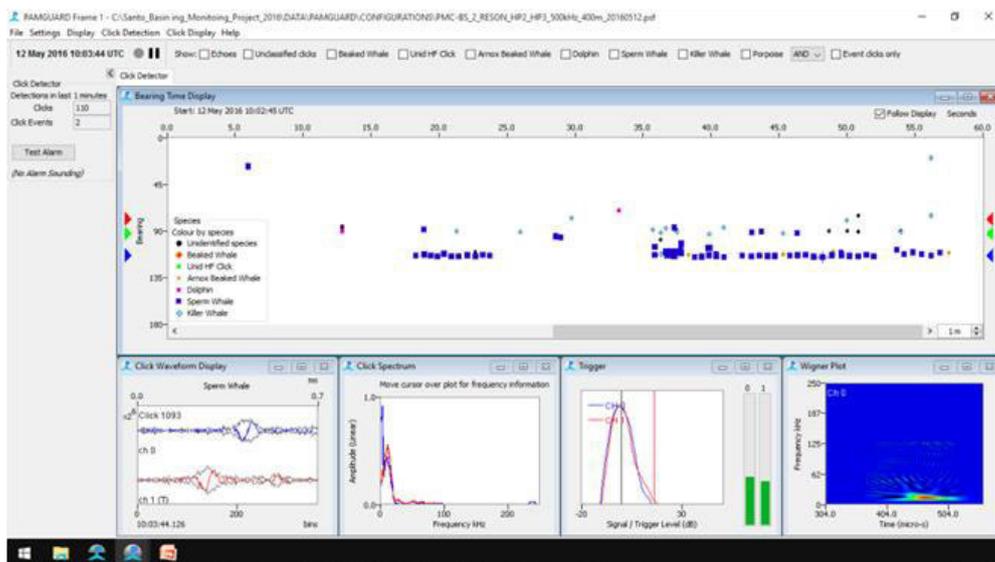


Figura 6: Tela do detector de cliques do PAMGUARD.

No ISHMAEL/WHALTRAK2:

Selecione o sinal detectado no espectrograma do ISHMAEL, de preferência na área que tenha maior modulação de frequência (no caso dos assovios) e onde o ruído não esteja muito forte. Depois de selecionar o sinal, clique no botão *phone pair bearing* do ISHMAEL para executar o cálculo da correlação cruzada do sinal. Note que aparecem duas janelas: uma como uma curva de correlação cruzada e outra indicando o ângulo calculado. Uma boa correlação é geralmente indicada por um pico na curva de correlação. Caso julgar que o ângulo calculado é confiável você pode enviar o ângulo para o WHALTRAK2. Se o sinal for muito fraco, o seu ângulo provavelmente será inconsistente, fique atento com relação a estes ângulos pouco confiáveis, que devem ser ignorados, e tente calcular novos ângulos, conforme novos sinais surgirem. Ângulos muito fechados (15° - 20°) geralmente não convergem, ademais pode indicar que você está localizando o ruído da embarcação. Já nos ângulos próximos de 90° o ruído pode ser proveniente da vibração comum aos 4 hidrofones.

Os ângulos podem ser plotados para o WHALTRAK2 através do botão "Send the most recent bearing to *WhalTrak*" ou manualmente. Para fazer manualmente, vá em "INPUT BEARING" no WHALTRAK2 e aparecerá uma janela na parte inferior da tela. Digite o valor do ângulo que foi calculado pelo ISHMAEL e em seguida clique "ENTER" no teclado e você irá notar que o ângulo será plotado. Evite enviar

manualmente os ângulos (apenas se tiver algum problema de comunicação entre os dois programas) e sempre confira que o ângulo calculado no ISHAMEL foi o ângulo plotado no WHALTRAK2. Não deixa a tecla de "INPUT BEARING" aberta, caso contrário o WHALTRAK2 não salva os dados do GPS.

Conforme você for enviando os ângulos no WHALTRAK2, verifique onde está a área de convergência e faça a localização através do WHALTRAK2.

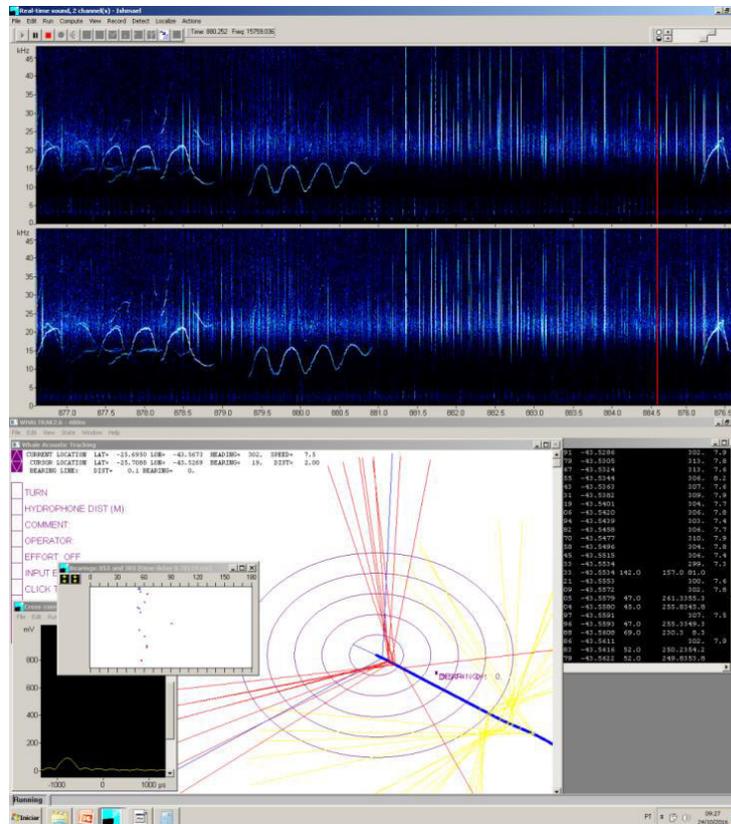


Figura 7: Tela do ISHAMEL (acima) e WHALTRAK2 (abaixo).

Informações básicas das detecções acústicas

Durante as detecções acústicas as informações descritas abaixo devem ser registradas:

Número da detecção: anote o número da detecção de acordo com a ordem cronológica que ocorrem: (A1, A2, A3...), caso também tenha sido feito o registro visual, anote também o número da detecção visual (V1, V2, V3...). Mesmo que faça uma detecção fora do esforço, registre o número da detecção seguindo a ordem cronológica.

Grupo Taxonômico (espécie): caso os observadores visuais confirmaram a espécie, faça o registro de acordo com as informações passadas pelos observadores. Caso seja uma detecção somente acústica, classifique pelo grupo taxonômico mais próximo possível, de acordo com o tipo de sinal detectado.

Horário da detecção: informar o horário e a posição geográfica que o primeiro sinal foi detectado, mesmo que não tenha sido possível plotar um ângulo.

Obs: A posição geográfica pode ser recuperada posteriormente, de acordo com o horário registrado. As coordenadas geográficas do 1º ângulo plotado podem ser obtidas na base de dados do WHALTRAK2 (tela preta ou arquivo.txt). Também, na base de dados do PAMGUARD (MS Access) na tabela "GPS" a posição é registrada a cada 2 segundos.

1º ângulo: informar a direção em graus do primeiro ângulo plotado. Registre também o horário e as coordenadas geográficas em que o primeiro ângulo foi plotado.

1ª distância: a distância pode ser estimada quando houver convergência dos ângulos plotados. A 1ª distância é medida entre a linha do transecto, de onde parte o primeiro ângulo, até a área de convergência (que corresponde a localização estimada do indivíduo ou grupo detectado). No PAMGUARD a distância é registrada em metros.

Distância perpendicular (*beam distance*): É a distância perpendicular entre a área de convergência e a linha do transecto do navio (linha de 90 graus). Registre o horário em que o indivíduo ou grupo cruzou os 90° (*beam time*) assim como as coordenadas geográficas para este horário (*beam lat/long*).

Horário final da detecção: Anote o horário na qual as vocalizações cessaram e não puderam mais ser ouvidas ou visualizadas no espectrograma ou detector de cliques.

Comentários: Faça comentários sobre a detecção no caderno de anotações, ficha de detecção e na planilha eletrônica do PAMGUARD.

Qualidade da Localização: ver adiante

Quando a localização não pode ser feita, preencha as informações que não puderam ser obtidas com o número 999 (não deixar em branco).

Localização - Cálculo das distâncias

As distâncias podem ser estimadas pelo mapa do PAMGUARD ou pelo WHALTRAK2. Os ângulos estimados através de hidrofones lineares sempre vão apresentar ambiguidade em relação ao lado da embarcação. Portanto, a distância deve ser medida nos dois lados onde houve convergência de ângulos. A distância reportada deve corresponder à média entre ambos os lados. Nos casos em que as detecções acústicas tiverem confirmação visual dos observadores, você pode confirmar qual lado da embarcação os animais foram avistados, e reportar a distância estimada apenas do lado em que os animais foram vistos.

Caso você tenha feito a localização tanto no PAMGUARD como no ISHMAEL/WHALTRAK2, compare e verifique se os ângulos e as distâncias estimadas.

Atenção! O PAMGUARD registra a distância no mapa em metros. O WHALETRAK2 registra a distância em milhas náuticas.

Os registros das detecções devem ser feitos tanto no caderno de anotações (ver adiante) como na planilha eletrônica do PAMGUARD (*Detecção*). Preencha todos os campos da planilha de detecção do PAMGUARD e faça comentários.

Em uma detecção ideal, assume-se que os animais estejam estacionários ou pelo menos que o navio se desloca a uma velocidade maior que os animais. Você irá detectar os animais quando eles estiverem na região da proa da embarcação (ângulos menores que 90°, que são os ângulos à frente da embarcação) e,

conforme o navio se desloca, os ângulos plotados irão aumentar até cruzarem a linha perpendicular do arranjo de hidrofones (90°). Quando isto acontecer, anote o horário e o ângulo em que foi possível verificar que os animais cruzaram a linha perpendicular (*cross the beam*- ou seja, cruzaram o ângulo de 90°). Após cruzarem os 90° os animais já estarão atrás do arranjo de hidrofones. Os ângulos plotados a partir de então serão maiores que 90° (os ângulos apontarão para trás).

Contagem das detecções:

Quando é possível fazer a localização de sinais, você saberá quando um sinal pertence ou não a mesma detecção ao acompanhar a movimentação dos grupos, sub-grupos ou até indivíduos no caso das cachalotes. Por exemplo, assovios de animais que foram plotados os últimos ângulos para trás e, após um período de silêncio, é detectado novamente e verificado que os ângulos continuam para trás dos hidrofones, indica que é provável que seja o mesmo grupo e nestes caso assume-se que estão dentro de uma mesma detecção. Passados mais de 15 minutos e novos sinais forem detectados apontando para frente ou não puderem ser localizados, será então aberta uma nova detecção. No caso de detecções de cachalotes, o intervalo será de 20 minutos.

Quando houver observação visual da detecção acústica:

A equipe de observadores visuais deve avisar os operadores de MAP sobre as avistagens de cetáceos. Mantenha contato via rádio com os observadores, e peça informações como o lado da embarcação no qual o grupo ou indivíduo se encontra, direção de deslocamento, tamanho de grupo, comportamento e a espécie.

Atenção! Os operadores de MAP não devem informar os observadores sobre as detecções acústicas.

Atenção! O uso do rádio pode causar interferência nos equipamentos de MAP. Ao se comunicar no rádio, nunca aponte a antena para o equipamento. **Use o rádio sempre com a antena apontada para trás do equipamento.**

Qualidade da Localização (QLoc)

A localização acústica depende de fatores como a quantidade e intensidade dos sinais recebidos. Detecções com poucas vocalizações e/ou com sinais muito fracos geralmente resultam em localizações de baixa qualidade, ou por vezes nem mesmo é possível fazer a localização.

Por isso são atribuídos diferentes graus de qualidade das localizações. Como regra geral, uma classificação da qualidade das localizações está descrita abaixo:

Q1 - pelo menos 5 ângulos para frente e 5 ângulos para trás, e ângulos que apresentaram uma boa convergência (dentro de uma área pequena) em ambos os lados. A diferença entre os ângulos deve ser de pelo menos 30°.

Q2 - pelos menos 5 ângulos para frente e 4 ângulos para trás e uma convergência dos ângulos mais esparsa em ambos os lados. A diferença entre os ângulos deve ser de pelo menos 30°.

Q3 - pelo menos 3 ângulos para frente e 1 ou 2 ângulos para trás OU nenhum ângulo para frente e pelo menos 5 ângulos para trás OU pelo menos 5 ângulos para frente e nenhum ângulo para trás. Qualquer

um dos critérios acima da Q3 deve configurar uma boa convergência dos ângulos em pelo menos um dos lados. A diferença entre os ângulos deve ser de pelo menos 30°.

Q4 - pelo menos 3 ângulos para frente e 1 ou 2 ângulos para trás OU nenhum ângulo para frente e pelo menos 5 ângulos para trás OU pelo menos 5 ângulos para frente e nenhum ângulo para trás.

Qualquer um dos critérios acima da Q4 configura uma convergência dos ângulos mais esparsa em pelo menos um dos lados. A diferença entre os ângulos deve ser de pelo menos 30°.

Q5 - pelo menos de 3 a 6 ângulos que convergiram. Os ângulos devem estar entre 70° - 110°. A diferença entre os ângulos pode ser menor que 30°.

Detecções de múltiplos animais

Especialmente no caso dos cachalotes é possível localizar os animais individualmente (**Figura 8**). As sequências de cliques que aparecerem em ângulos diferentes no detector de cliques do PAMGUARD, podem ser atribuídas a indivíduos diferentes. Por vezes, no caso de golfinhos, sub-grupos diferentes podem ser detectados (**Figura 9**).

Conforme cliques provenientes de diferentes indivíduos aparecerem no detector de cliques do PAMGUARD (diferentes ângulos do mostrador tempo x ângulo), clique com o botão direito do mouse e atribua uma cor para cada sequência de cliques dos diferentes indivíduos (ou sub-grupos). Observe que no canto direito do seu painel tempo x ângulo haverá uma seta da cor atribuída ao indivíduo indicando o último ângulo que foi plotado para aquele indivíduo. Anote a cor do animal ou sub-grupo, não se esqueça de anotar o primeiro ângulo e horário para cada indivíduo ou sub-grupo que for detectado. Faça o mesmo procedimento discutido anteriormente para fazer a localização, mas desta vez você deverá monitorar e localizar múltiplos animais ou subgrupos simultaneamente. No caderno de anotações, anote a cor do animal ou subgrupo e os respectivos registros como primeiro ângulo, primeira distância, horário e distância perpendicular.

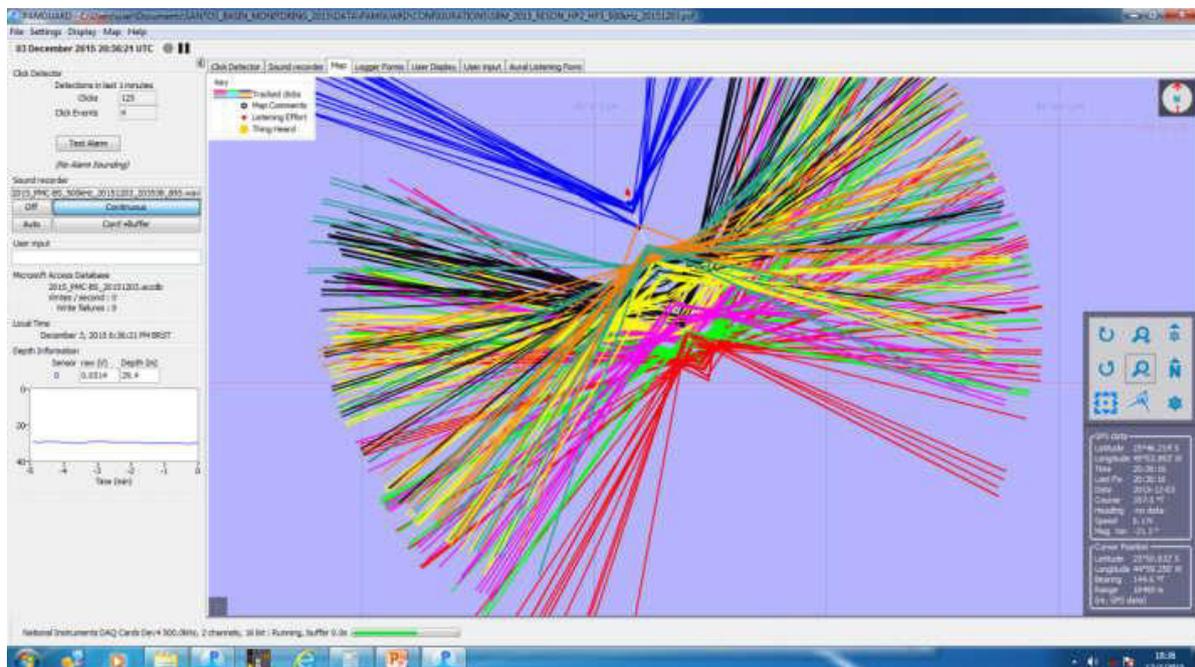


Figura 8: Múltiplos indivíduos de cachalote localizados no mapa do PAMGUARD.

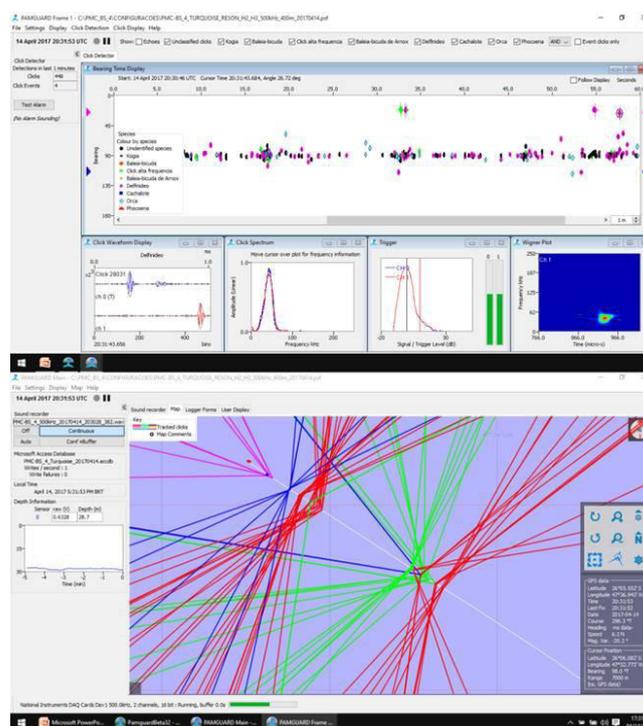


Figura 9: Múltiplos sub-grupos de golfinhos localizados no mapa do PAMGUARD.

Classificação quali-quantitativa dos assovios

No caso das detecções que contém assovios de delphinídeos a detecção deve ser classificada de acordo com uma escala da quantidade e força dos assovios. A escalas a de "Taxa de Ocorrência" e "Força do Sinal" devem ser assinaladas e preenchidas tanto na "Ficha de Detecção do MAP" como na "Planilha de Detecção MAP - SisPMC" que são apresentadas adiante.

As escalas estão descritas abaixo:

Taxa de Ocorrência

- 1- Apenas um ou dois assovios durante todo intervalo de duração da detecção;
- 2- Assovios detectados mais de duas vezes, porém menos do que a metade do intervalo de tempo de duração da detecção;
- 3- Assovios detectados em pelo menos metade do intervalo de tempo de duração da detecção, com períodos ocasionais de ausência de vocalizações;
- 4- Assovios detectados constantemente ao longo do intervalo de tempo de duração da detecção, com curtos espaços sem vocalizações;
- 5- Semelhante ao (4), com o critério adicional dos assovios estarem sobrepostos.

Força do sinal

- 1- Assovios fracos, que mal podem ser escutados ou vistos no espectrograma, por vezes apenas vistos mas não podem ser escutados ou vive-versa;
- 2- Assovios podem ser escutados e vistos no espectrograma, porém ainda muito fracos para serem localizados (ou ângulos estimados são pouco confiáveis);
- 3- Assovios fortes, claramente escutados e vistos no espectrograma e que podem ser utilizados para a estimativa de ângulos;
- 4- Assovios muito fortes e bem destacados no espectrograma.

Cópia de tela (*print screen*)

Durante as detecções faça cópias da tela do computador (tecla PrtSc) para ilustrar a detecção. Você pode fazer cópias da tela do ISHMAEL ou PAMGUARD, tanto dos espectrogramas, detector de cliques e mapas do WHALTRAK2 e PAMGUARD para ilustrar as detecções e localizações. Copie a tela em um arquivo do PowerPoint. Faça um arquivo do PowerPoint diferente para cada dia. No primeiro slide coloque a data e nos slides que ilustram a detecção coloque no título do slide o número da detecção acústica (e visual se houver) e a classificação taxonômica da detecção (**Figura 10**)

Você pode fazer cópia da tela do espectrograma de outros eventos que não necessariamente sejam detecções, como por exemplo, para ilustrar algum ruído verificado no sistema, ruído de embarcações ou plataformas (quando possível anote o nome da embarcação ou plataforma). Na **Figura 9** está ilustrado um exemplo da cópia de tela que foi colada no slide do PowerPoint.

A35,V22 – S.frontalis

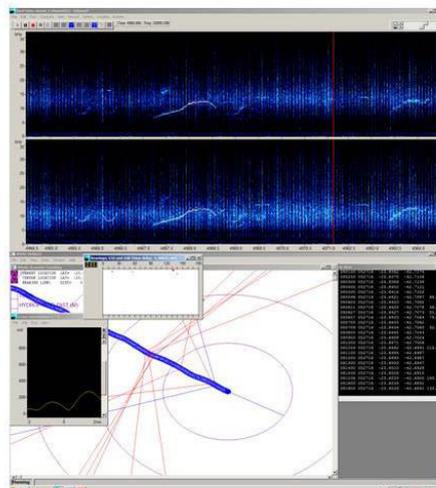


Figura 10: Cópia da tela do ISHMAEL/WHALTRAK2 durante uma detecção acústica e visual de *Stenella frontalis*. Os códigos identificam o número da detecção acústica e visual.

Troca de turno entre operadores de MAP

São 3 operadores de MAP a bordo. Os turnos de monitoramento são de 2 horas, sendo dois operadores trabalhando conjuntamente, cada um operando um dos computadores (ISHMAEL/WHALTRAK2 ou PAMGUARD) enquanto o terceiro permanece no descanso de 1 hora. Portanto, os operadores devem organizar uma tabela de rodízio, dividindo os turnos de cada um de maneira que cada operador trabalhe 2 horas e descanse 1 hora. Os dois operadores do primeiro turno do dia devem se dividir de modo que um auxilie no lançamento do cabo e o outro faça os preparativos para início do monitoramento na estação de MAP. O mesmo vale para o final do dia, os dois operadores do último turno devem se dividir de maneira que um auxilie no recolhimento do cabo e outro nos procedimentos do final do dia descritos adiante.

IMPORTANTE: O ISHMAEL por vezes pode aleatoriamente começar a subscrever arquivos de áudio e gerar perda de dados. Para evitar isto é recomendado **parar e reiniciar as gravações do ISHMAEL no início do turno de cada operador.**

6. Caderno de Campo e Ficha de Detecção do MAP

Caderno de Campo:

Faça anotações livres sobre o monitoramento, sempre informando o horário de qualquer observação que for registrada. Você pode registrar informações como o início do dia, troca de linhas, final do dia, qualquer paralisação que possa ocorrer no esforço, descrevendo o motivo (tanto do MAP como visual), trocas de turnos entre os operadores de MAP, mudanças no estado do mar, problemas técnicos com o equipamento e soluções encontradas, ruídos presentes (ex: ruído elétrico no sistema, embarcações ou plataformas próximas) ou qualquer outra informação que você julgue importante.

Durante as detecções você pode fazer suas anotações no caderno, e depois passar a limpo as informações para a "Ficha de Detecção do MAP" e no *logger form* do PAMGUARD na aba "Detection". Você pode anotar o horário e os ângulos que estão sendo enviados, o tipo de vocalização, a quantidade e intensidade das vocalizações, as distâncias estimadas entre os diferentes lados para depois calcular a média para localizações com lado ambíguo, o horário do último sinal detectado e outras informações sobre a detecção que julgar importante. Caso haja a observação visual da detecção acústica registre todas as informações passadas pelos observadores. No final do dia anote o número total de detecções acústicas registradas e o grupo taxonômico correspondente de cada uma delas. Esta informação deve ser passada para o coordenador da campanha para que inclua no RDO (Relatório Diário de Operação).

Ficha de Detecção do MAP

Além das fichas impressas "Ficha de Esforço Diário do MAP" e "Ficha de Interrupção MAP" que devem ser preenchidas diariamente, também é necessário preencher uma ficha impressa de detecção do MAP sempre que registros de vocalizações de cetáceos forem feitos.

Para manter a organização e facilidade de consulta dos dados registrados, a ficha de campo impressa "Ficha de Detecção do MAP" será utilizada de maneira padronizada.

Sempre preencha todos os campos. Nunca deixe nenhum campo em branco. Caso a informação do campo não esteja disponível, preencha com "999" ou um traço de hífen (-).

Um exemplo do padrão de preenchimento da "Ficha de Detecção MAP" está ilustrado abaixo:

PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS DA BACIA DE SANTOS
FICHA DE DETECÇÃO - MAP

CAMPANHA: 3

Espécie: S. longirostris

Data: 25 / 05 / 2016

ID MAP: 31 **ID Visual:** 25

Horário inicial: 15 : 15

Lat/Long: -23.5762 / -44.5325

1ª)> 45 °@ 15 : 17 **Lat/Long:** -23.5067 / -44.3278

1ª Dist: 950 m

Beam)> 92 °@ 15 : 23 **Dist. Beam:** 600 m

Lat/Long Beam: -23.4321 / -44.2214

Tipo de Sinal: Assovio e cliques de ecolocalização **Tx. Ocorr.:** 3 **FS:** 3

Localização: Ishmael **QLoc:** 3

Horário Final: 15 : 38

Observações:

Grupo de 80 - 100 indivíduos, detectado por assovios e depois avistado pelos observadores. Animais vieram da direção boreste e fizeram bowriding (sub-grupo de 30 indivíduos). Saltos e porpoising. Foi feita biópsia e foto-id. Cliques e muitos assovios fortes no início depois ficou mais fraco.

Planilha de Detecção MAP da Base de Dados do MS Access

Conforme mencionado anteriormente, todas as informações das planilhas eletrônicas do PAMGUARD (*logger forms*) são armazenadas em uma base de dados do Access. As planilhas "Effort" e "Detection" devem ser exportadas para planilhas do excel diariamente, nomeando os arquivos pela data (ex: Detection_170308). As detecções acústicas registradas diariamente devem ser conferidos e transcritos para a planilha "Detection_total" de maneira cumulativa. O modelo da planilha está no computador do PAMGUARD, preenchas as informações das detecções acústicas de acordo.

Planilha de Detecção MAP - SisPMC

Por último, todas as detecções devem ser transcritas diariamente para a planilha padrão do SisPMC. Esta planilha está no computador do ISHAMEL.

7. Final do dia

Anote o horário de encerramento do esforço, as coordenadas geográficas e verifique as milhas náuticas percorridas no GPS portátil. Preencha estas informações na planilha eletrônica e na "Ficha de Esforço Diário de MAP". Escreva no comentário que o esforço foi encerrado e siga os seguintes passos (sempre nesta ordem):

- Encerre a gravação no ISHMAEL e PAMGUARD
- Tire o *plug* de alimentação da bateria que energiza o arranjo de hidrofones
- Desligue os equipamentos usando a chave localizada na parte direita de cada painel frontal.
- Desconecte da medusa o cabo de convés e passe o cabo pelo orifício para fora da ponte.

Atenção! No início do dia ligar o arranjo de hidrofones na bateria é o ultimo passo e no final do dia, desconectar a bateria do arranjo de hidrofones é o primeiro passo para desligar o equipamento.

Enquanto um operador permanece na estação de MAP para fazer todo procedimento de conferência dos dados e back-up (ver abaixo), o outro operador deve auxiliar no recolhimento do cabo.

Recolhimento do cabo

EPI obrigatório: colete salva-vidas, capacete, cinta com mosquetão, botas, rádio para comunicação com a ponte.

O cabo de reboque deve ser desconectado do cabo de convés, e sua terminação amarrada na lateral do guincho. Peça a ponte de comando que a velocidade do navio seja reduzida para iniciar o recolhimento. O operador do guincho irá acionar o guincho, fique atento ao cabo conforme vai sendo enrolado no guincho, que deve ser guiado com as mãos, caso haja excesso de cabo em algum dos lados do tambor. Ao chegar no *chinese finger* peça para que o guincho pare e desatarraxe as cordas com os mosquetões que ficam presos no *chinese finger*. Em seguida, peça para que o operador do guincho continue o recolhimento do cabo. No final, onde estão os lastros e o arranjo de hidrofones, você deve suspender o cabo com as mãos para evitar que sejam arrastados no convés. Cuidadosamente conduza com as mãos até o guincho (o guincho será acionado em baixa velocidade). Lembre-se: Nunca deixe o arranjo de hidrofones ser arrastado no convés. Ao término, avise ponte de comando que o recolhimento foi concluído.

Conferência e Transcrição dos Dados

Todos os registros feitos nas planilhas eletrônicas do PAMGUARD (*Logger forms*) devem ser conferidos para verificar se foram corretamente preenchidos e estão de acordo com os registros feitos no caderno de anotações. As planilhas "effort" e "detection" devem ser exportadas para o Excel e transcritas para a planilhas "effort_total" e "detection_total" diariamente. Adicionalmente, as detecções acústicas devem ser transcritas para a "planilha coleta acústica_SisPMC" (planilha padrão SisPMC).

Para a conferência dos dados:

Na pasta PMC_BS vá em →PAMGUARD→BASE DE DADOS

Abra o arquivo MS Access do dia e cheque os dados de todas as planilhas (Arranjo de Hidrofones, SPA, Detecção, Esforço e GPS) para verificar se não há erros ou dados faltantes, conferindo se estão de

acordo com os registros do caderno de campo, planilhas do excel e fichas impressas de esforço e detecções.

Backup do Dados:

O Backup deve ser feito a partir dos computadores para os HDs utilizando o RAID. Só apague dos computadores conforme estes forem ficando cheio, sempre conferindo que o back-up foi feito adequadamente antes de apagar dados do computador.

Ligue o RAID na tomada. Conecte o cabo USB no computador aperte o botão para ligar, que fica na parte de atrás do RAID.

O RAID têm dois HDs que fazem cópias espelhada dos dados. Quando os HDs encherem deve ser trocado por HDs vazios que estão a bordo.

Nos HDs, os backups devem ser feitas conforme descrito abaixo:

No computador do PAMGUARD:

Os arquivos de áudio do PAMGUARD são salvos em pastas nomeadas pela data na pasta GRAVACOES

PMC_BS →PAMGUARD→GRAVACOES

Faça o backup das seguintes pastas e arquivos:

- Pasta com as gravações do dia (GRAVACOES)
- Configuração do PAMGUARD do dia (.psf) (CONFIGURACOES)
- Database do dia (.accdb) (BASE DE DADOS) e pastas com as planilhas do excel (EFFORT e DETECTION)
- Dados binários - o PAMGUARD automaticamente cria uma pasta do dia, apenas copie e cole esta pasta (BINARIOS)
- Arquivos Power Point com cópias de tela do dia (se houver) (CAPTURAS DE TELA)

Depois de finalizado o backup desligue o computador. Certifique-se de que o PAMGUARD esteja pronto para o dia seguinte (nova base de dados e configuração salva).

No computador do ISHMAEL/WHALTRAK2:

Conecte o RAID no computador do ISHMAEL e salve as planilhas do excel do esforço do MAP (salvar diariamente, copiando e substituindo o arquivo).

Vá em PMC-BS →ISHMAEL→GRAVACOES

Crie uma pasta e nomeie com a data atual, depois mova todos os arquivos das gravações do dia para esta pasta.

Faça o backup das seguintes pastas e arquivos:

- Pasta com as gravações do ISHMAEL do dia (GRAVACOES)
- Arquivo de configuração do ISHMAEL (.ipf) do dia (CONFIGURACOES)
- Arquivo do PowerPoint com as copias de tela do dia (se houver) (CAPTURAS DE TELA)

WHALTRAK2:

Os arquivos de base de dados do WHALTRAK2 são armazenados na Área de Trabalho do computador do ISHMAEL. São duas pastas que são respectivamente para a configuração de 150m ou 400m:

WHALTRAK2.6- 150m

WHALTRAK2.6-400m

Crie uma pasta para o dia e coloque todos arquivos do WHALTRAK2 nesta pasta. Recorte esta pasta e cole no RAID (salve em PMC-BS → WT2 →BASE DE DADOS).

Importante! As pastas WHALTRAK2.6 da Área de Trabalho do computador devem estar vazias para o dia seguinte.

Depois de concluir todos os backups do ISHMAEL e WHALTRAK2 você já pode desligar o computador. Depois desligue o RAID e tire da tomada.

Os arquivos salvos no computador podem ser gradualmente apagados conforme o computador for ficando cheio. Somente apague os arquivos do computador após ter certeza de que todos arquivos foram copiados para os HDs externos. Quando os HDs estiverem cheios troque por HDs novos. Os HDs novos devem ser formatados e colocados na case do RAID (RAID Mode 01) para que os dados sejam copiados de forma espelhada entre os dois HDs.

8. Troubleshooting

Sensor de Profundidade

A calibração do sensor de profundidade pode ser feita utilizando o programa "Calibrar Sens Prof", o ícone está na Área de Trabalho.

O sensor de profundidade é alimentado por uma bateria 9V que fica dentro de um compartimento no rack. Quando você notar que o registro de profundidade no PAMGUARD está errático e o led estiver como uma alaranjada, a bateria deve ser trocada. Abra o compartimento e retire a bateria, sem puxar os fios, e substitua por uma nova. Em média a bateria dura cerca de 4 dias.

Caso fazer a troca pelo SPA reserva, você deve abrir o programa INSTACALL para que o PG reconheça a placa do sensor de profundidade. Ao abrir o programa apenas clique em ok e a placa é reconhecida automaticamente.

GPS

Caso o GPS não seja reconhecido, pode ser que na configuração não esteja selecionada a porta de comunicação correta (se tiver trocado entre o SPA principal e reserva, por exemplo). Na área de trabalho do computador no ícone GPS INFO, você pode escanear a porta de USB que o computador está reconhecendo o GPS, e ajustar de acordo nas configurações dos programas PG e WT.

Obs: No programa "GPS INFO" você pode sincronizar o horário entre o GPS e o computador, é recomendável fazer este procedimento regularmente (Clique em "Set Time").

PAMGUARD

Nos casos em que o PAMGUARD congelar você deve reiniciar imediatamente. Evite mexer nas configurações do programa durante as detecções, pois isto pode fazer o programa ficar sobrecarregado e travar. Sempre faça anotações no caso de ser necessário reiniciar o PAMGUARD.

Caso haja algum erro no PAMGUARD você pode verificar na janela de tela preta do programa qual a mensagem de erro que o programa está acusando.

ISHMAEL

O ISHMAEL dificilmente trava, mas caso aconteça também deve ser reiniciado. Caso apertar o *play* para início da gravação e o espectrograma não aparecer, verifique se a placa de som está corretamente selecionada (vá em File → SoundCard).

WHALTRAK2.6

Quando você notar que a tela principal do WHALTRAK2 fica branca quer dizer que o arquivo da base de dados está muito grande. Você deve fechar e reiniciar o WHALTRAK2 e ele irá criar um novo arquivo da base de dados automaticamente.

Mau funcionamento ou danos no sistema de MAP

No caso de algum dano ou mau funcionamento do equipamento de MAP, tente rastrear e encontrar a origem do problema (verifique o caminho do sinal desde os hidrofones até os computadores e fones de ouvido). Veja o que está funcionando normalmente para tentar isolar e identificar o problema. Na **Figura 11**, está ilustrado um diagrama do sistema de processamento acústico.

O áudio é captado pelos pares de hidrofones de baixa frequência (APC – Hidrofones 1 e 4) e alta frequência (RESON – Hidrofones 2 e 3) e transmitidos para os quatro canais do Rack (Filtro passa-altas Ecowaves com ganho ajustável), onde o sinal é filtrado e amplificado. O monitoramento aural é feito pelo áudio dos hidrofones 1 e 4, distribuído para os dois fones de ouvido. No entanto você também pode ouvir os hidrofone Reson, movendo para a direita a chave seletora no rack do SPA. O áudio direcionado para o SPA, contém as placas de digitalização (placa 192 kHz e NIDAQ). No SPA, as saídas USB do painel conduzem dois canais de áudio para o computador do ISHMAEL (H1 e H4 – canais de baixa frequência) e dois canais para o computador do PAMGUARD (H2 e H3 – canais de alta frequência). As saídas USB do painel também distribuem o sinal de GPS para ambos os computadores e o sinal da placa do sensor de profundidade para o computador do PAMGUARD. A energização do sistema é feita por um transformador 220V-110V que passa pelo *no-break* e é distribuído para extensões de tomadas que ligam os computadores e monitores. O filtro passa-altas Ecowaves do SPA e a placa NIDAQ são ligados na tomada diretamente no *no-break*. O sensor de profundidade é alimentado por uma bateria

9V, que fica em um compartimento dentro do Rack. Os hidrofones e pré-amplificadores do arranjo são energizados por uma bateria 12V, que deve ser carregada todas as noites após o fim do esforço.

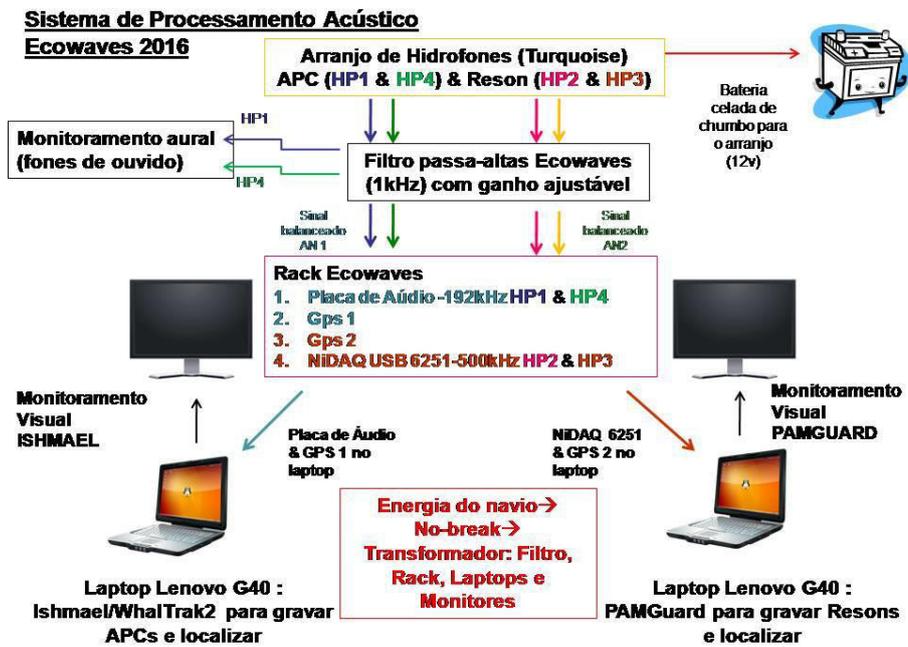


Figura 11: Diagrama do Sistema de Processamento Acústico (SPA)

No caso de avarias no equipamento, preencha um relatório (modelo de exemplo na Área de Trabalho do computador do ISHMAEL) descrevendo a ocorrência incluindo fotos para ilustrar a situação. No caso de problemas de software, faça cópias de tela da mensagem de erro que aparecer.

Caso seja necessário, substitua algum componente com mau funcionamento ou avariado pelo reserva que se encontra a bordo. Quando isto ocorrer, comunique imediatamente para a equipe da Socioambiental em terra (através do AUTOTRACK ou telefone) a ocorrência para que as devidas providências sejam tomadas.

Bom trabalho!



Anexo III.3-2: *Procedimento Operacional 06 - Procedimento para processamento dos dados do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 06		
		Título: Procedimento para processamento dos dados do Monitoramento Acústico Passivo	Primeira	Última
Responsáveis: Alexandre Douglas Paro e Marcos Rossi		04/07/16	22/05/17	04

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao processamento de dados do Monitoramento Acústico Passivo do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
04/07/2016	Versão Original
30/09/2016	Detalhamento da Metodologia
11/10/2016	Revisão ortográfica e gramatical
01/03/2017	Inserção de procedimentos do SisPMC
22/05/2017	Inserção de metodologia para amostragem de assovios e análises da sonoteca

1. Volume e armazenamento dos dados

As gravações contínuas feitas durante o Monitoramento Acústico Passivo - MAP nas campanhas de Avistagem Embarcada e MAP produzem cerca de 4 TB. A maior parte são arquivos do tipo WAVE, que inclui o áudio gravado em taxas de amostragem de 192 kHz e 5000 kHz mas também inclui as configuração e base de dados dos softwares (ISHMAEL, WHALTRAK e PAMGUARD), planilha de esforço do MAP e capturas de tela que ilustram as detecções acústicas. Em cada campanha, estes dados são armazenados em 2 HDs de 2 TB, denominados HDs I (um) e II (dois). Uma cópia de segurança dos dados é feita em campo através de um RAID ("Conjunto Redundante de Discos Independentes") que grava os dados em 2 HDs que são uma cópia um do outro (espelhamento - Modo RAID 01).

Os dados também são coletados através de fichas impressas de esforço e detecções acústicas de cetáceos, além de um caderno de campo que os operadores de MAP registram esforço, detecções acústicas e anotações livres sobre o monitoramento.

2. Responsabilidades

O coordenador de Monitoramento Acústico Passivo (Alexandre Paro – ECOWAVES) e coordenador temático de Bioacústica (Marcos Rossi-Santos – Laboratório de Ecologia Acústica e Comportamento Animal, UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA - UFRB), serão responsáveis pelo processamento e análise de dados. Os dados coletados são disponibilizados aos coordenadores logo após o final de cada campanha embarcada e MAP do PMC - BS.

Marcos Rossi - Santos realiza suas atividades na UFRB, localizada na cidade de Cruz das Almas - BA, onde dois estagiários bolsistas foram treinados para colaboração no processamento e análise de dados sob sua orientação. Alexandre Paro realiza suas atividades na sede da ECOWAVES em São Paulo -SP.

3. Descrição do fluxo de dados

Ao final de cada campanha de Avistagem Embarcada e MAP, os dados (HDI e HDII duplicados e Caderno de Anotações de campo) devem ser recebidos na sede da SOCIOAMBIENTAL, onde será feita uma cópia no servidor da empresa, além de fotocópias do caderno de campo e as fichas de campo impressas.

Na sede da Socioambiental será mantido a cópia dos dados e o original das Fichas e Caderno de Campo.

Cada conjunto de cópias dos HDs (HDI e HDII) e fichas e caderno de campo de cada campanha de MAP do PMC - BS devem ser encaminhados aos coordenadores Marcos Rossi-Santos e Alexandre Paro, em suas respectivas sedes.

As etapas iniciais do processamento de dados do MAP realizado pelos coordenadores consistem na triagem, validação e classificação das detecções acústicas. Esta etapa é importante pois os registros podem ser validados de maneira mais detalhada do que é feito no campo, onde tudo é feito em tempo real. Estas atividades serão realizadas por ambas instituições (ECOWAVES e UFRB), que se organizarão para dividir os esforços e apresentar os dados, conforme descrito no item 4.

4. Descrição das etapas do processamento de dados

- I. ETAPA 1 - TRIAGEM: os dados que contém as gravações contínuas devem ser triados. Para isso é feita a conferência dos registros feitos no campo e a triagem dos respectivos arquivos de áudio conferindo a data e hora da detecção. Nas detecções de assovios, cliques de cachalote ou canto de baleia; são triados arquivos de áudio do ISHAMEL (taxa de amostragem: 192 kHz). Dos arquivos de áudio das gravações do PAMGUARD (taxa de amostragem de 500 kHz), são triadas as detecções que apresentaram apenas cliques de alta frequência. Nos casos que a espécie ou gênero da qual o registro acústico pertence foi identificado, a triagem é feita tanto dos arquivos do ISHMAEL quanto do PAMGUARD (caso a detecção tenha tanto assovios como cliques).

Os dados serão organizados em pastas, por campanha de Avistagem Embarcada e MAP (ex: PMC_BS_1, PMC_BS_2, PMC_BS_3, etc.). Dentro destas pastas estarão as pastas referentes a data de cada dia das respectivas campanhas (nomeadas pela data, ex:20160513, 20160514, 20160515, etc.). Por fim, os arquivos de áudio triados são organizados dentro de pastas nomeadas de acordo com um código da detecção (ID MAP registrado em campo, ex: A1, A2, A3, etc.). Os metadados relativos as detecções também são organizados dentro das pastas de cada dia da campanha. São eles: base de dados do PAMGUARD (arquivo MS Access), pasta com os dados binários do PAMGUARD e as capturas de tela feitas pelos operadores de MAP.

- II. ETAPA 2 - VALIDAÇÃO: Após os dados serem triados, é necessário conferir os arquivos de áudio buscando confirmar a existência de sinais de cetáceos que correspondem aos registros realizados pelos operadores de MAP em campo. A validação é feita tanto pelo método aural (fones de ouvido) como o uso de um software de áudio para gerar e visualizar os espectrogramas. Na validação confirmar-se houve falsos positivos ou negativos nos registros. É verificado os tipos de sinais presentes (assovios, cliques, buzzes e gritos), a classificação taxonômica atribuída e se o horário inicial e final das detecções foi registrado corretamente. No caso de assovios, também é validada a classificação quali-quantitativa referente a quantidade e força dos assovios (descrita na ETAPA 2). Detecções que foram feitas em conjunto com a avistagem são confirmadas em relação ao grupo taxonômico identificado. São feitos novos comentários em relação a detecção, com o objetivo de descrever melhor o registro. Os dados registrados podem sofrer alterações de acordo com o que foi validado durante esta etapa.

- III. ETAPA 3 - CLASSIFICAÇÃO QUALI-QUANTITATIVA: Classifica as detecções de acordo com a quantidade e qualidade das vocalizações, especificamente para os assovios de delfínidos. As escalas adotadas, baseada no manual do programa WHALTRAK2.6, refere-se a taxa de ocorrência (quantidade) e a força do sinal, conforme descritos no ANEXO 1. Esta escala é um indicativo da qualidade da detecção para aplicação das metodologias propostas para análise de dados. Os operadores de MAP fazem o registro utilizando esta mesma escala. A classificação pode sofrer alterações de acordo com o que é validado nesta etapa.

5. Planilhas do MAP

Após a campanha, uma planilha "pré-validação" é inserida no Sistema do PMC - BS (SisPMC). A "Planilha de Detecção MAP - SisPMC" é preenchida durante a campanha no campo.

Nesta planilha será informado:

- Data
- Horário Inicial
- Horário Final
- Coordenadas geográficas
- Código da detecção acústica (ID MAP)
- Código da detecção visual (se houver)
- Grupo misto (sim ou não)
- Espécie (ou táxon mais próximo)
- Tipo de vocalização
- Escala da quantidade de sinais (Taxa de Ocorrência)
- Escala da força dos sinais (Força do Sinal)
- Localização (sim ou não)
- Operador de MAP
- Comentários

Esta planilha poderá sofrer alterações, de acordo com a validação realizada durante o processamento dos dados. As alterações na planilha poderá ser realizada diretamente na planilha a partir do SisPMC, que inclusive registra todas as modificações feitas na planilha original.

As alterações que porventura ocorrerem na planilha de detecção MAP -SisPMC também serão feitas na planilha de detecção denominada "Detection_Total", transcrita a partir dos dados registrados no campo a partir das planilhas eletrônicas do PAMGUARD . Nesta planilha, além das informações que também constam na planilha do SisPMC , também estão feitos os registros a respeito da localização que foi realizada em campo, como o 1o angulo estimado, a 1a distância, o horário e coordenadas que os animais estavam na perpendicular, o programa na qual a localização foi feita, qualidade da localização, além de informações se houve avistagem por parte dos observadores.

As etapas descritas neste procedimento referem-se ao processamento inicial para validação, classificação e triagem dos dados de MAP obtidos durante as campanhas de Avistagem Embarcada e MAP. Após a conclusão dessas etapas, dá-se início às análises dos dados.

6. Processamento para a amostragem de assovios da sonoteca e análises para construção de classificadores

A Sonoteca está estruturada em diferentes pastas, nomeadas pelas espécies registradas e catalogadas. Portanto a sonoteca está composta pelas detecções acústicas que tiveram a espécie confirmada através da equipe de observadores do PMC - BS que realizou o esforço amostral em conjunto com o MAP.

Cada pasta referente a espécie contém:

- 1) Planilha de Análise: RoccaCountour Stats_espécie
- 2) Pastas das detecções acústicas referentes às espécies (ex: PMC_2_A23)

As pastas das detecções contém:

- 1) Planilha SchoolStats_espécie_detecção (ex: SchoolStats_S.frontalis_A25)
- 2) Pasta com clipes de áudio (contendo as amostras de assovios e a tabela do RAVEN com assovios selecionados)
- 3) Pasta de arquivos das Figuras dos Espectrogramas

RAVEN

Abrir os arquivos de áudio das detecções acústica a serem analisadas no programa RAVEN.

Os arquivos de áudio previamente triados estão separados por campanha e em pastas correspondentes a cada detecção acústica (nomeada como A_(ID da detecção). Estes são os dados originais que serão usados para selecionar os assovios das análises. Você deve abrir estes áudios referentes a espécie e detecção acústica (ou encontro) que for trabalhar.

Caso o arquivo de áudio esteja muito baixo, proceder conforme abaixo:

Amplificação - Audacity

Quando o áudio estiver muito baixo , o arquivo deve ser amplificado utilizando o programa Audacity.

Abrir arquivo e selecionar todo o áudio (Ctrl + A)

Na barra de tarefas ir em " Efeitos" --> "Amplificar"

Clicar em OK

Clicar em : "Arquivo" e "Exportar Áudio"

Salvar em cima do arquivo original. É gerado um novo arquivo do sinal amplificado e uma cópia original.

Configurar e salvar "window Preset" do Raven:

Cor do Espectograma: Cool

Tamanho da Janela: 1024 pontos

View - > Tollbars: Tick "play" and "spectogram"

Choose Measurements: incluir "Delta time"

Selecionar assovios no RAVEN

Critérios de seleção de assovios:

- 1) Assovio deve ser de boa qualidade, de maneira que se possa visualizar claramente o início e o fim do assovio (que não gere dúvida quanto a seu contorno). A escolha de assovios que não estão claros acarreta em medições imprecisas.
- 2) Assovios sobrepostos podem ser selecionados, desde que ainda seja possível individualizar cada assovio em relação ao seu início e fim, sem ambigüidade.

Arraste o mouse com o botão direito pressionado para selecionar o assovio e solte o botão para selecionar o trecho do áudio que contém o assovio, **sempre deixando sobras entre o início e fim do sinal.**

Escolha as amostras de assovios de acordo com os critérios estabelecidos e aperte ENTER após selecionar o sinal para salvar o clipe selecionado na tabela de seleção (*selection table*)

Durante a seleção gerar figuras de bons exemplos de assovios e nomear de acordo com o nome do clipe.

Estas imagens serão posteriormente inseridas na Sonoteca Didática do SisPMC. Usar zoom conforme descrito acima (pg. 2). Caso o assovio alcance mais de 24 kHz, aumentar o eixo da escala de freqüência.

Usar esta configuração do espectrograma quando for gerar imagens para a sonoteca:

Na coluna a direita do RAVEN, aba "Layout" em "Components" deixe abilitado "Axes", "Axis Titles" e desabilite "Position Markers" para que os marcadores não apareçam na imagem.

Zoom:

4 vezes na freqüência - eixo y (freq. até 24 kHz - caso o assovio passe de 24 kHz diminuir o zoom 1x)

13 vezes no tempo - eixo x (t até 1,3 s) - caso o assovio tenha duração maior diminuir o zoom

Atalhos no teclado: CTRL+SHIFT+P - Play / CTRL -> ou CTRL <- - mover página para direita ou esquerda

Para nomear a imagem use este padrão:

Nome da imagem: PMC_(numero da campanha)_A (número da detecção)_ horário do arquivo de áudio original_clipe (Número do clipe)

ex: PMC_1_A13_1610_clipe_03

Ao finalizar a seleção de amostras de assovios do respectivo arquivo de áudio original é necessário salvar a tabela de seleção:

File -> "Save Selection Table 1 as"

Salvar este arquivo dentro da pasta que contém os áudios da detecção (pasta AUDIOS da sonoteca). Este arquivo é a referência para encontrar os assovios selecionados a partir do arquivo de áudio original.

Salvar o nome da tabela preservando o nome default (data e hora do arquivo) e incluir no início:

PMC_(numero da campanha)_A (id da detecção)

ex: PMC-BS_2_A92_20160619-155000.Table.1.selections.txt

Gerar clipes de áudio para todas as amostras selecionadas.

Isto é feito através dos comandos:

"Save All Selections in Current Table as"

Configurar para gerar arquivos tipo WAVE 16 bits

Configurar para nomear arquivos de clipe de áudio da seguinte maneira:

PMC-BS_(número da campanha)_A_(id da detecção)_(horário do arquivo de áudio original)_clipe_<ii>.wav

ex: PMC_2_A92_1550_clipe_04. wav

Não deixar nenhuma seleção ativa quando for salvar as tabelas e clipes de áudio.

Salvar os clipes de áudio na pasta da detecção correspondente na SONOTECA (ver pag. 1 - pasta com arquivos de áudio) (pasta AUDIOS).

Selecionar as melhores amostras de clipes de áudio com respectivas figuras dos espectrograma para inserir na Sonoteca Didática do SisPMC.

Seleção aleatória de amostras de assovios para análises no ROCCA a partir da Sonoteca Científica

Os assovios analisados no ROCCA são aqueles nas quais a espécie ou gênero são conhecidos. Os dados são obtidos a partir da "Sonoteca Científica". Os assovios de cada detecção referente a uma determinada espécie são amostrados de maneira randômica, o procedimento está descrito abaixo:

No Excell fazer uma coluna inserindo o horário do áudio original _1 e gerar seqüência numérica que corresponde aos números dos clipes extraídos do arquivo original. Quando há mais de um arquivo original, cada arquivo é representado pelo horário do respectivo áudio e deve apresentar uma nova seqüência numérica. No exemplo abaixo, há dois arquivos (15:50 e 16:00). Abaixo são representados as seqüências de 10 clipes do áudio das 15:50h e 7 clipes do áudio das 16:00h

ex: 1550_1 1550_10, 1600_1 ... 1600_7

Em outra coluna inserir ao lado da numeração dos clipes uma ordem numérica começando do 1 que numera todos os clipes de áudio dos diferentes clipes da detecção. A ordem numérica desta coluna representa o número do assovios do respectivo clipe de áudio. Será feito um sorteio para selecionar amostras para análise através de amostragem randômica.

Critérios para Seleção Randômica:

Para selecionar aleatoriamente as amostras de assovios a serem analisadas no ROCCA segue-se as seguintes regras:

- 1) até 30 assovios: analisar todos
- 2) de 31 a 100: analisar 75 % dos assovios através de seleção randômica ou até o máximo de 50.
- 3) acima de 100: analisar 50 assovios através de seleção randômica.

O sorteio é feito através do programa R.

Abra o programa e digite o seguinte comando:

sample(1:numero de assovios detectados, numero de assovios sorteados, replace=F)

ex: 50 assovios selecionados no RAVEN

75% de 50 = 37,5 (arredondar para 38) (caso o decimal é menor que 5 arredondar para baixo)

comando no R:

sample(1:50, 38, replace = F

ANÁLISE DOS ASSOVIOS NO ROCCA

Os assovios selecionados, conforme descrito acima, devem ser copiados da Sonoteca Científica e colados em uma nova pasta denominada "ROCCA". De maneira similar a Sonoteca, na pasta "ROCCA" deve-se criar as pastas para cada espécie (ex: *T. truncatus*) e cada ID MAP (ex: PMC_3_A92) e colocar os cliques de áudio com assovios selecionados na respectiva pasta.

As análises são feitas no ROCCA, que está integrado ao programa PAMGUARD.

Ao abrir o PAMGUARD carregue o arquivo de configuração (.psf) denominado **ROCCA_Manual.psf**

As análises do ROCCA vão gerar duas planilhas, denominadas : "**RoccaCountourStats_espécie.csv**" e "**SchoolStats_campanha_ID_MAP_espécie.csv**"

Para configurar a pasta de destino e o nome destes arquivos, na barra de ferramentas do ROCCA vá em "Settings" -> "ROCCA Parameters" -> "Output". Altere o nome do arquivo e a pasta de destino.

Em "**Outputs Directory**":

Escolha a pasta onde os arquivos serão salvos (pasta da espécie em questão).

Em "**Countour Stats Save File**"

Digite o nome do arquivo "**RoccaCountourStats**" da espécie em questão.

No arquivo "**RoccaCountourStats_espécie.csv**" o resultado das análises de todos os assovios de uma determinada espécie serão compilados. O ROCCA salva de forma cumulativa, adicionando na planilha os dados na medida que vão sendo analisados. Portanto, cada espécie terá uma planilha denominada como no exemplo abaixo:

ex: RoccaCountourStats_S.frontalis.csv

Caso a espécie não tenha um arquivo de "RoccaCountourStats_espécie.csv" crie um.

Em "**Encounter Stats Save File**":

"SchoolStats" é um arquivo que computa os resultados da classificação considerando todos os assovios de uma determinada detecção acústica (denominado no ROCCA de encontro ou "encounter"). **Portanto deve ser gerado um novo arquivo para cada detecção acústica ou encontro analisado (ID MAP). Caso for trabalhar com um novo encontro (ID MAP), sempre renomeie o arquivo "SchoolStats" para que ele não fique com o nome do encontro anterior e acabe salvando o novo encontro em cima.**

ex:

SchoolStats_S.frontalis_PMC_1_A23.csv

SchoolStats_S.frontalis_PMC_1_A50.csv

SchoolStats_S.frontalis_PMC_2_A89.csv

Se já estiver trabalhando com o ROCCA anteriormente, o PG irá perguntar se deseja continuar trabalhando com o arquivo "SchoolStats" que estava trabalhando anteriormente. Você tem a opção de apagar o arquivo anterior ("Overwrite") e trabalhar com um novo arquivo ou carregar o arquivo que estava sendo usado anteriormente ("Load File").

Vc deve selecionar "Load File"

Outras configurações em "ROCCA parameters" :

Source Data: "Use FFT source"

Contours/Classifier: selecionar o classificador (pasta de Arquivo de Programas - PAMGUARD, arquivo Manual RF 2stage.model)

File Template: digite "%f"

Notes: Inclua "Encounter ID" (Campanha e ID MAP, ex :PMC_2_A5) , Cruise ID (número da campanha, ex: PMC_2) , "known species" (nome da espécie) e "Geographic Location" (Bacia de Santos)

Para carregar os assovios no ROCCA:

Selecione o clipe de áudio. Vá em "Settings" - > "Sound Acquisition"

Data source Type: "**Audio file**"

"Select File": Escolha o clipe de áudio a ser incluído na análise (selecionado previamente através de amostragem randômica) e clique "Ok".

Clique no círculo vermelho ("Start PAM processing") e o espectrograma do clipe de áudio será carregado.

Clique com o botão direito do mouse no espectrograma e vá em "Settings"

Escolha os parâmetros do espectrograma (escala, cor e tamanho da janela "window length ") de sua preferência (que melhor permita a visualização do assovio).

Em "Mark Observers": o ROCCA deve estar selecionado.

Selecione o assovio do espectrograma arrastando o mouse com o botão direito pressionado e solte, enquadre o assovio com sobras entre o início e o final do sinal.

O PAMGUARD automaticamente abre uma janela do assovio no ROCCA.

Primeiro irá pedir para adicionar o encontro, digite o número da campanha acompanhado do ID MAP:

ex: PMC_1_A25 (o mesmo que foi colocado em "Encounter ID" na configuração).

Regule o zoom, contraste e brilho que melhor possa visualizar o assovio (explore estas funções)

Clique no início e fim do assovio e o programa irá reproduzir um traço do contorno do assovio, caso o traço não reproduza fielmente o contorno do assovio, você pode tentar fazer ajustes (para cima e para baixo do contorno).

Caso o contorno reproduzido esteja muito discrepante, clique em "**Pick Points**" e insira pontos manualmente no contorno do assovio e ao finalizar clique em "**Pick Points**" novamente para que o programa faça o contorno ligando os pontos inseridos.

Caso o contorno esteja satisfatório clique em "**Classify**" e

" Save as Encounter (nome do encontro)"

Os dados dos parâmetros extraídos do assovio serão inclusos no arquivo

"RoccaCountourStats_ espécie"

Sempre use o mesmo arquivo .csv da espécie para que os dados sejam incluídos na planilha de maneira cumulativa e os resultados da análise de assovios de uma determinada espécie seja armazenada em um único arquivo para todas as análises dos dados do PMC de uma determinada espécie.

Portanto este arquivo acumula os dados de TODAS as amostras de assovios analisadas para uma determinada espécie. Deve ser feito backup diário:

ex: "RoccaCountourStats_ *S.longirostris*_ano/mes/dia" , coloque no nome do arquivo a data do backup na ordem ano, mês e dia.

Importante:

Sempre que for analisar os assovios no ROCCA não deixar a planilha do excell aberta, pois se estiver aberta os dados novos não serão salvos.

Sempre clique em "Save Encounter" após analisar um determinado assovio.

Organização das pastas de análises do ROCCA

Conforme discutido, os cliques de áudio com assovios analisados no ROCCA devem ser copiados e colados na pasta " ROCCA", separados por espécie (ex: *S.bredanensis*) e ID MAP (ex: PMC_4_A21). Na pasta da espécie deverá ser salvo a planilhas de "RoccaCountourStats", incluindo os backups com a data que devem ser feitos regularmente (ex: "RoccaCountourStats_ *S.bredanensis*_170322.csv", RoccaCountourStats_ *S.bredanensis*_170328.csv", RoccaCountourStats_ *S.bredanensis*_170402.csv").

No caso das planilhas "SchoolStats" estas devem ser colocadas dentro das pastas do ID MAP que pertencem e (ex: SchoolStats_ *S.longirostris*_PMC_1_A03.csv").

ANEXO 1 – ESCALA DE CLASSIFICAÇÃO DE ASSOVIOS DE ACORDO COM MANUAL DO PROGRAMA WHALTRAK2.6

Taxa de Ocorrência

- 1- Apenas um ou dois assovios escutados durante o intervalo de tempo da detecção de cetáceo;
- 2- Vários assovios escutados mais vezes, entretanto ainda menos do que a metade do intervalo de tempo da detecção;
- 3- Assovios escutados em pelo menos metade do intervalo de tempo, com períodos ocasionais de ausência de vocalizações;
- 4- Assovios escutados constantemente ao longo do intervalo de tempo da detecção, com curtos espaços sem vocalizações;
- 5- Assovios constantes e sobrepostos ao longo do intervalo de tempo da detecção, podendo haver curtos espaços sem vocalizações.

Força do sinal

- 1- Assovios fracos, que podem ser escutados, mas não aparecem no espectrograma, ou podem ser vistos no espectrograma, mas não podem ser escutados;
- 2- Assovios podem ser escutados e vistos no espectrograma, porém ainda muito fracos para serem localizados;
- 3- Assovios são claramente escutados e vistos no espectrograma e podem ser utilizados para a estimativa de ângulos
- 4- Assovios muito fortes e facilmente identificáveis no espectrograma.

Anexo III.4-1: *Procedimento Operacional 07 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha aérea do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 07		
		Título: Procedimento para coleta de dados visuais em campanha aérea	Primeira	Última
Responsáveis: Karina Rejane Groch e Leonardo Wedekin		09/09/2016	11/10/2016	02

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos à observação visual em campanhas aéreas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Baía de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
09/09/2016	Documento original
11/10/2016	Revisão ortográfica e gramatical
19/05/2017	Revisão no número de equipamentos da campanha (Tabela 1)

1. Preparação da campanha

Os seguintes equipamentos deverão ser separados e devidamente acomodados para utilização nas campanhas aéreas de observação visual do PMC:

Tabela 1: Lista básica de equipamentos para as campanhas aéreas.

Item	Quantidade
Gravador de voz	5
Clinômetro	4
Relógio digital	4
Fichas de campo	16
Mapa e posições geográficas das linhas de transecção	2
Caneta, lápis, borracha, apontador	2
Guia de identificação de cetáceos	1
GPS	2
Pilhas AA alcalinas	20
Máquina fotográfica Nikon	2
Lente Nikon 70-300	2
Carregador de bateria Nikon	2
Cartão de memória SD (64 GB)	2
Cabo USB/mini-USB	2
Máquina filmadora Go Pro	2
Carregador de bateria Go Pro	2
Cartão de memória micro SD (64 GB)	2
Notebook	4
Fone de ouvido	4
EPIs (vide lista EPIs)	-

2. Coleta de dados

O desenho amostral da campanha aérea seguirá uma malha paralela de linhas de transecção desde Florianópolis/SC até Arraial do Cabo/RJ, contemplando tanto a zona costeira como a oceânica de forma contínua com ângulos perpendiculares em relação à costa (**Figura 1**). Tipicamente, as linhas serão percorridas sequencialmente partindo do sul para o norte da área de estudo. O início da amostragem também poderá ser no norte ou a sequência das linhas poderá ser alterada conforme as condições meteorológicas ou restrições do espaço aéreo.

Em cada decolagem, duas linhas serão percorridas, com sobrevoos que poderão durar de 2,5 a 5,5 horas em esforço, mais deslocamentos operacionais, dependendo do comprimento das linhas percorridas, considerando a velocidade constante da aeronave de 240 km/h e altitude 750 pés.

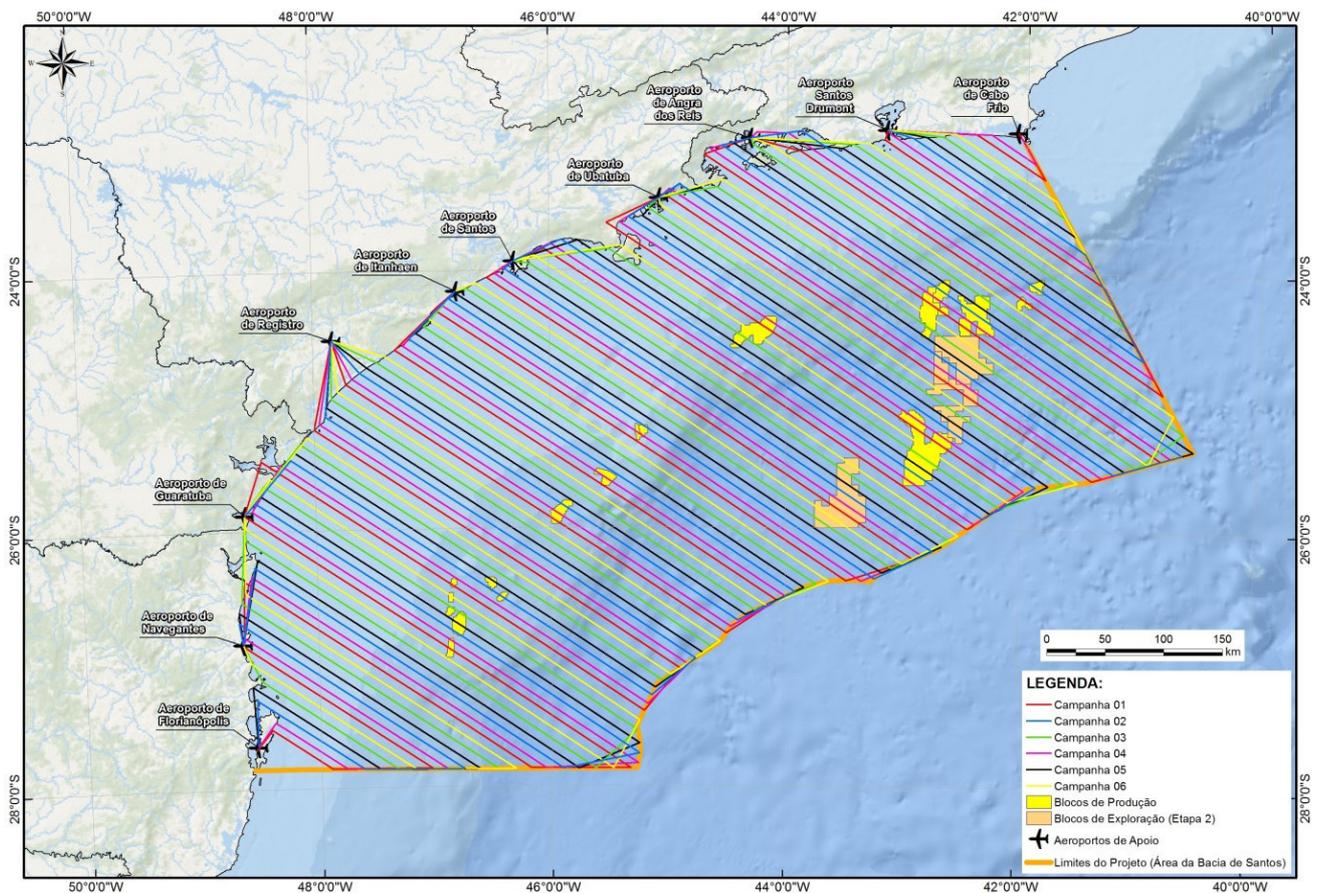


Figura 1: Linhas de transecção planejadas para as seis campanhas de Avistamento Aérea.

A Decisão sobre seguimento e paralização das atividades da campanha dar-se-á sempre antes de cada sobrevoo. O Coordenador da Equipe de Campo e o Comandante da aeronave farão uma **análise técnica de viabilidade do voo**. Esta análise consiste em, antes de cada decolagem, checar diariamente (no dia anterior e horas antes da decolagem) as previsões meteoceanográficas e meteorológicas provenientes de diferentes fontes para a área que será sobrevoada no dia (boletins Oceanop/Climatempo, fornecidos pela Petrobras, informações dos aeroportos e consultas aos sites www.buoyweather.com e www.windyty.com).

Se as condições estiverem dentro dos critérios definidos a seguir, o sobrevoo será realizado conforme planejado. Caso contrário, a amostragem será suspensa até o período/dia seguinte. **A decisão será**

tomada conjuntamente com os coordenadores temático e técnico do PMC. A análise técnica deve contemplar dois aspectos:

a) **Viabilidade técnica da operação da aeronave:** condicionada a condições climáticas que permitam a operação segura da aeronave (decolagem, pouso, sobrevoos), com ausência de fenômenos meteorológicos críticos, tais como frentes frias, formação de Cumulus Nimbus (nuvens com grande desenvolvimento vertical e presença de descargas elétricas), nevoeiro, limitantes de teto, visibilidade e vento, considerando condições tanto para voo como para decolagem e pouso nos aeroportos de origem e destino.

b) **Viabilidade técnica associada à metodologia do projeto:** associada basicamente a vento e ondulação (aspectos meteoceanográficas) e ausência de chuva e nevoeiro. Este quesito é mais restritivo que o primeiro, pois considera condições que estão aquém dos limites de operação e segurança da aeronave. **Para garantir a qualidade dos dados, os sobrevoos serão realizados com as seguintes condições:**

(1) para as **áreas costeiras**, os sobrevoos deverão ser realizados com mar igual ou abaixo de **Beaufort 3 (vento entre 7-10 nós)**;

(2) nas **áreas oceânicas**, o estado do mar não deve ultrapassar o nível **Beaufort 4 (vento entre 11-16 nós)**. A condição mais restritiva de mar para a área costeira visa basicamente maximizar as chances de detecção de toninha.

No primeiro caso, **quanto às condições para operação segura da aeronave**, seja para início ou continuidade do voo, a **decisão cabe ao comandante da aeronave**. No segundo caso, a **decisão sobre a viabilidade para execução da metodologia é do Coordenador da Equipe Embarcada**, compartilhada com o Coordenador Temático ou com o Coordenador Técnico do projeto, quando em situação de pré-decolagem, via contato telefônico ou mensagem de texto, caso esses não estejam embarcados. **Se o voo já estiver em curso, a decisão será tomada apenas pelo Coordenador da Equipe Embarcada.** Deverá prevalecer sempre a posição mais conservadora em termos de segurança, pois a segurança e saúde da equipe sempre terá prioridade na tomada de decisões sobre cada decolagem e/ou continuidade do sobrevoos.

Como já mencionado, a decolagem para início da aquisição de dados será definida com base nas consultas de sites de previsões climáticas e meteoceanográficas. Se as previsões se apresentarem favoráveis segundo as condições mencionadas para a amostragem a mesma será iniciada, checando-se ainda as condições no aeroporto do local de decolagem momentos antes da mesma. **Se durante a realização das transecções, em pleno vôo, as condições de tempo mudarem em relação às previsões, isso deverá ser imediatamente anotado. Caso essas condições estiverem adversas, em relação aos limites estabelecidos, em mais de um terço da dimensão de uma linha de transecção, o Coordenador da Equipe Embarcada deverá consultar a Coordenação do projeto sobre a necessidade ou não de refazer o determinado trecho**, o que dependerá também do andamento geral da campanha e das previsões climáticas e meteoceanográficas. Os dados eventualmente adquiridos em condições fora dos limites considerados ideais para o método, terão tratamento específico na análise dos dados.

Quatro observadores experientes se revezarão nas posições: dois observadores da janela plana e dois observadores das janelas em bolha (**Figura 2**). A rotação de posições será feita a cada 1 hora de sobrevoos, podendo ocorrer ao longo de uma linha de transecção, sendo que, nesse momento, a transecção será interrompida e será feita uma rotação de 360º, retomando a transecção e esforço amostral em seguida. Durante o deslocamento entre as linhas de transecção, não será realizado esforço amostral. Este tempo deve ser utilizado para descanso da equipe. Durante este tempo, pode ser realizado o *match* (“pareamento”) sobre possíveis avistagens duplicadas entre janelas bolha e plana. A posição inicial dos pesquisadores será sorteada no início de cada sobrevoos.

Os dados serão registrados por cada observador independente em um gravador de áudio portátil para transcrição posterior. Será registrado o horário de início e do fim do esforço em dada linha de

transecção, e as condições ambientais com as seguintes variáveis (ver anexos): (a) reflexo no campo visual; (b) cobertura de nuvens; (c) escala de visibilidade; (d) estado do mar na escala Beaufort; e (e) condição de tempo. Sempre que mudar alguma condição, o registro da mudança deverá ser realizado pelos observadores. A avaliação das condições ambientais e meteorológicas deverá ser realizada de forma contínua pelos observadores.

Os observadores procurarão grupos de cetáceos a olho nu e concentrarão o esforço de procura por grupos na linha (frente da aeronave) e próximo da mesma (abaixo da aeronave), “varrendo” periodicamente o horizonte (**Figura 3**). Um grupo será definido como “qualquer agregação em uma mesma área com comportamento coordenado ou não”.

Quando uma detecção for feita, o observador registrará a espécie, posição geográfica, hora, tamanho do grupo, presença de filhotes, observador e pista de detecção de acordo com roteiro especificado em ficha de campo padronizada (ver ANEXO I). A pista de detecção corresponde ao evento que levou à detecção do grupo, como por exemplo: salto, borrifo, batida de cauda, corpo submerso, corpo na superfície, nadadeira dorsal, *splash* (jatos de água produzidos por algum comportamento aéreo), etc.

O ângulo vertical será medido no momento em que o grupo estiver perpendicular à aeronave com auxílio de um clinômetro. O ângulo vertical e a altura da aeronave permitirão calcular a distância perpendicular da linha de transecção para cada avistagem. Também serão registradas as atividades antrópicas que forem observadas na área de estudo (p. ex., embarcações, atividades de pesca, plataformas) pelos observadores das janelas bolha. Todos os observadores atuarão de forma independente e não terão contato visual ou acústico com os outros observadores. Todo trajeto será registrado por meio de um GPS, que permitirá posteriormente detectar as posições geográficas das avistagens usando a hora da avistagem.

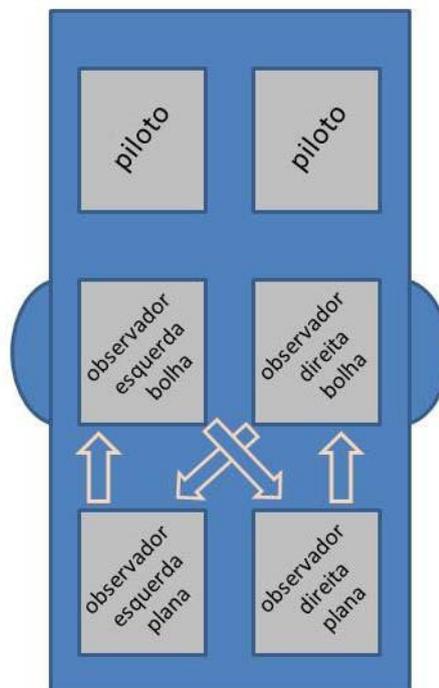


Figura 2: Esquema de revezamento de observadores.

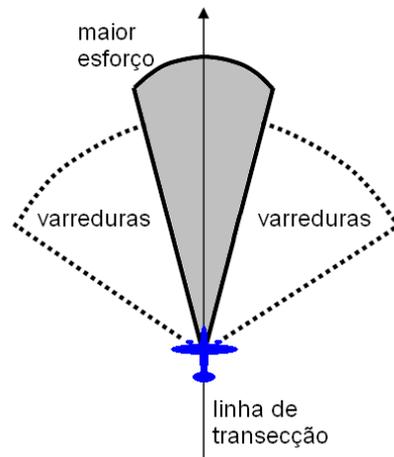


Figura 3: Distribuição do esforço de procura por cetáceos.

Haverá sobreposição dos campos visuais dos dois observadores das janelas bolhas com as janelas planas do mesmo lado. As detecções desde as janelas bolhas serão tratadas separadamente das feitas desde as janelas planas, sendo cada observador independente dos outros.

Os observadores tentarão identificar o grupo ao nível taxonômico mais próximo da espécie, de acordo com as guias de identificação. Sempre que ocorrer uma detecção de cetáceo, os observadores poderão solicitar ao comandante para realizar uma ou no máximo duas manobras de 360º para confirmar registro e espécie. Esta manobra consiste em dar uma volta por boreste ou bombordo voltando por uma linha paralela à linha de transecção, e retomando a linha em um ponto anterior para uma melhor visualização do grupo de cetáceo para a identificação. Esta manobra será realizada somente para grupos observados perto da aeronave (até 500 metros) e quando houver autonomia de combustível, a ser decidido pelo comandante da aeronave.

Sempre que possível serão realizados registros fotográficos da avistagem para auxiliar na confirmação da identificação.

Animais marinhos, como tubarões, tartarugas e raias, também devem ser registrados mediante a detecção.

3. Procedimentos pós-amostragem

Ao final de um dia de sobrevoo, o coordenador da campanha deverá elaborar o Relatório Diário de Ocorrência (RDO) e enviar para a coordenação geral (ver Anexo II).

Os dados do *track* do GPS, coletados durante o dia, serão baixados no computador pelo programa *Trackmacker* ao final da amostragem e salvos no formato “.gtm”.

As gravações dos áudios de cada observador deverão ser baixadas e salvas em uma pasta contendo a data no nome. Cada observador deverá transcrever a sua gravação do dia.

As fotografias deverão ser baixadas e salvas em uma pasta contendo a data no nome. Caso exista mais de um fotógrafo, as fotos de diferentes fotógrafos deverão ser salvas em subpastas contendo o nome do fotógrafo.

As baterias de todos os equipamentos (GPS, gravadores, máquinas fotográficas) deverão ser verificadas e recarregadas ou trocadas. O coordenador poderá realizar anotações diariamente sobre condições climáticas, pontos positivos e negativos do trabalho, atividades de SMS, avistagens, problemas enfrentados e soluções e outras que julgar pertinentes.

ANEXO I: MODELO DE FICHA DE CAMPO DA CAMPANHA DE SOBREVOO DE AVISTAGEM

EVENTO

I	Início da linha de transecção
F	Final da Linha de transecção
A	Avistagem de cetáceo
R	Registro de outras atividades humanas ou fauna
B	Embarcação
P	Embarcação ou petrecho de pesca
M	Mudança de condição de avistagem

Grupo Tamanho de grupo

Pista Pista que levou à detecção
Ex.: Borrifo, dorsal, splash, corpo submerso (sub), corpo na superfície (sup), salto

Janela

BD	Janela bolha do lado direito
BE	Janela bolha do lado esquerdo
PD	Janela plana do lado direito
PE	Janela plana do lado esquerdo

Reflexo Percentagem de reflexo em cada lado da aeronave
0-100%

Beaufort Estado do mar na escala Beaufort (0-12)

0	Mar espelhado
1	Mar com pequenas rugas
2	Pequena ondulação sem cristas
3	Pequena ondulação (~0,5m), carneiros ocasionais
4	Ondulação de até 1,5m, carneiros frequentes
5	Ondulação de até 2,5m, muitos carneiros

Nuvens Percentagem de cobertura de nuvens no céu
0-100%

Visibilidade

1	Excelente
2	Boa
3	Ruim
4	Péssima

ANEXO II: MODELO DE RDO

		R D O - Relatório Diário de Ocorrências do PMC-BS Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos 2ª Campanha de Avistagem Aérea (Sobrevoos) (04/04/2016)		
1.	Campanha	2ª Avistagem Aérea		
2.	Aeronave	Aerocommander 500 (MATRÍCULA PT-KUK) – Operador: Eco Phocus Serviço Aéreo Especializado		
3.	Tripulação	Cristiano Camejo e Alexandre Rocha		
4.	Data	04/04/2016		
5.	Responsável pelo RDO	Leonardo Wedekin		
6.	Hora início das atividades de Avistagem	8:32		
7.	Hora encerramento Avistagem	12:43		
8.	Responsáveis pelas atividades Avistagem	Karina Groch (Coord.); Fernando Silveira; Heloise Pavanato Julião; Mariana Capello Neves		
9.	Condições climáticas - início atividades	Tempo aberto; Mar 1; cobertura de nuvens 0%; visibilidade boa		
10.	Condições Climáticas - maior parte atividades	Tempo aberto; Mar 2; cobertura de nuvens 0%; visibilidade boa		
11.	Condições Climáticas - final atividades	Tempo aberto; Mar 1; cobertura de nuvens 0%; visibilidade boa		
12.	Posição inicial no início Avistagem	23,59584°S/45,34545°W		
13.	Posição ao final atividades Avistagem	23,76775°S/45,90513°W		
14.	Número de registros efetuados	373 (1 grande cetáceo; 1 odontoceto; 67 delphinídeos; 3 chachalotes; 12 Tartarugas; 1 tubarões; 3 raias; 2 barcos de pesca; 1 barco pequeno; 18 plataformas; 30 navios)		
15.	Número de cetáceos observados	295 indivíduos		
16.	Número de grupos observados	13		
17.	Espécies identificadas	Delphinídeos; Tursiops; Cachalote; Balaenopterídeo.		
18.	Imprevisto/incidente	-		
19.	Procedimento adotado frente imprevisto	-		
20.	Comprometimento das atividades	-		
21.	Treinamento de SMS efetuado	-		
22.	Observações da Contratada (Socioambiental)	Voadas as linhas 21/22 – 23/24. Decolagem do aeroporto de Ubatuba às 8:20 h. Chegada no Aeroporto de Ubatuba às 13:12h. Preposto Socioambiental: _____		
1.	Observação da Contratante (Petrobras)	Fiscal Petrobras: _____		

Anexo III.5-1: *Procedimento Operacional 08 - Procedimento para instalação de transmissores satelitais e DTAGs do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 08		
		Título: Procedimento para instalação de transmissores satelitais e DTAGs	Primeira	Última
Responsáveis: Marta Jussara Cremer e Leonardo Wedekin		11/10/16	07/06/17	01

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos à marcação de cetáceos em campanhas embarcadas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
11/10/16	Documento Original
07/06/17	Documento revisado com alterações ao longo do documento

1. Preparação campanha

Os seguintes equipamentos deverão ser separados e devidamente acomodados para utilização nas campanhas de telemetria do PMC:

Tabela 1: Lista básica de equipamentos para as campanhas embarcadas.

Item	Quantidade
Fichas de tentativa de marcação	50
Fichas de esforço de detecção	40
Fichas de gravação	50
Prancheta	3
Lápis, borracha, apontador, estilete, tesoura	-
Alidade / transferidor	2
Guia de identificação de cetáceos	1
GPS	2
Binóculos reticulados (7x50)	3
Binóculos com estabilização de imagem (15x50)	2
Computadores	2
Anemômetro	1
Máquina fotográfica Nikon	2
Lente Nikon 70-300	2
Carregador de bateria Nikon	2
Cartão de memória (64 GB)	2
Cabo USB/mini-USB	2
GoPro	2
Balestra (1 x 120 e 2 x 150 lb)	3
Flechas para biópsia	10
Ponteiras (pequenos e grandes cetáceos)	20
Maleta com equipamento para armazenamento	1

Item	Quantidade
de biópsia	
Botijão com nitrogênio líquido	4
Rifle ARTs RESTECH + peças de reposição	1
<i>Carrier</i> para transmissor implantável	2
Base para LIMPET	10
Flecha para instalação de LIMPET com balestra	6
Transmissor na configuração LIMPET	12*
Transmissor na configuração implantável	10*
Kit para operação dos transmissores (cabo, ímã, manual)	1
DTAG	3
Antena para monitoramento do DTAG	3
Vara de fibra de carbono	1
Gravador digital de ampla frequência	1
Hidrofone com cabo de 10 m	1
<i>Case</i> para equipamento de acústica	1
Maleta com ferramentas para equipamentos de marcação	1
Carregador de pilhas	2
Pilhas AA alcalinas recarregáveis	20
Cartas náuticas	-
Sistema de comunicação de rádio VHF	4
Telefone satelital com carregador e manual	1
Manuais: SMS, Biópsia, Campanha Embarcada	-
Cadeirinhas e mosquetões de duplo bloqueio	4
Capacetes	6
Outros EPIS (ver check list EPIS)	-

* O número de transmissores satelitais poderá sofrer alteração de campanha para campanha, conforme a disponibilidade e época do ano (que determina se a quantidade de grandes baleias será maior ou menor na Baía de Santos).

Antes do início da campanha os transmissores satelitais deverão ser testados e programados. O teste dos transmissores consiste na ativação dos mesmos em modo '*Deploy*' até que as informações sobre posição geográfica possam ser transmitidas e recebidas via sistema Argos. Considerando o grande número de espécies que potencialmente poderão ser marcadas, serão programadas de três a quatro configurações padrão a serem utilizadas em todas as campanhas, considerando os padrões comportamentais das espécies. Na medida em que os transmissores forem sendo instalados, novos transmissores terão a sua programação atualizada. Diariamente deverão estar disponíveis pelo menos quatro transmissores (dois LIMPETs e dois Implantáveis) programados e prontos para uso.

O treinamento e calibração da arma de ar comprimido utilizando réplicas dos transmissores também deverão ser realizados antes das campanhas. As balestras também devem ser testadas e sua mira calibrada. Idealmente, a calibração deverá ser realizada utilizando os botes infláveis principal e de apoio. Previamente ao embarque as âncoras dos transmissores satelitais deverão ser esterilizadas em autoclave. No caso dos transmissores na configuração implantável estes deverão ser esterilizados utilizando um método químico com gás óxido de etileno que não danifica o equipamento.

2. Coleta de dados

Cruzeiros específicos de marcação serão realizados duas vezes por ano, com duração de 25 dias cada. O desenho amostral seguirá duas rotas em zigue-zague, sendo uma na região oceânica (plataforma continental externa e talude, entre 20 e 2000 metros de profundidade) e outra na região costeira (plataforma interna), abrangendo de Florianópolis/SC a Arraial do Cabo/RJ. Os cruzeiros iniciarão sempre no sul da área de estudo e percorrerão uma rota na ida e a outra na volta. O total de milhas percorridas em esforço de observação poderá variar em função do número de transmissores instalados ao longo da campanha. Cabe destacar que, nas campanhas de telemetria, a prioridade deverá ser dada à marcação dos animais, considerando a área mais ampla possível para a busca, e não o cumprimento de rotas. Dependendo do número de animais marcados ao longo do cruzeiro, a rota prevista poderá ser reduzida a fim de encerrar as atividades dentro do prazo dos 25 dias previstos, pois um procedimento de marcação pode levar horas ou mesmo um dia inteiro até ser concluído.

A bordo do navio deverão estar sempre presentes dois botes infláveis. Um com 6,3 metros de comprimento e motor de popa de 115 Hp. Este será considerado o bote principal, destinado à aproximação dos animais para marcação. O segundo é o bote de apoio, com comprimento de 5 metros e motor de popa de 50 Hp. Ele será destinado a atividades complementares e de apoio ao bote principal, e eventualmente poderá atuar também na marcação e na coleta de biópsias.

Estima-se, dentro de condições propícias de navegabilidade (vento com intensidade menor que 15 nós e ondulação menor que 2 metros), que sejam dedicados cerca de 12 dias para a amostragem de cada região. As rotas serão percorridas em velocidade constante de 8 nós, com esforço de busca sendo realizado de 10 a 12 horas/dia (considerando o fotoperíodo da época em que a campanha será realizada). A equipe poderá ser trocada neste intervalo ou não, dependendo das condições de cada campanha. A troca de equipe, quando houver, será realizada preferencialmente em Niterói/RJ ou em Santos/SP, quando a embarcação também fará o abastecimento de água, víveres e combustível.

O esforço de busca deverá ser mantido enquanto as **condições de mar se mantiverem a um nível máximo de 5 na escala Beaufort (ventos de até 21 nós)**. A amostragem poderá ser paralisada em caso de mau tempo ou condições adversas que comprometam a visibilidade, como chuva persistente, neblina ou nevoeiro.

Existem duas opções para o caso de paralisação da amostragem por mau tempo. Elas dependerão da decisão do comandante e serão deflagradas considerando a segurança dos tripulantes e da embarcação. As opções são: (1) permanência da embarcação no ponto de paralisação da amostragem, ou (2) arribada – busca de abrigo do mau tempo em local mais próximo possível. Além das condições verificadas *in situ*, o comandante terá à disposição previsões meteoceanográficas atualizadas periodicamente. Considera-se aqui como mau tempo ventos com intensidade maior que 21 nós e/ou ondulação maior que 2,5 metros (mar na escala Beaufort maior ou igual a 6).

Em caso de mau tempo momentâneo (período menor que 24 horas), aferidos pelas previsões meteoceanográficas, a embarcação poderá permanecer na região do ponto de paralisação da amostragem e retomá-la assim que as condições se tornarem favoráveis. Em caso de chuva, neblina ou nevoeiro, a embarcação aguardará as condições melhorarem no local. Em caso de mau tempo prolongado (dois ou mais dias), a embarcação poderá retornar para o continente e arribar em local protegido. Assim que as condições se tornarem favoráveis, a embarcação retornará para o ponto de paralisação da amostragem em momento subsequente. **A segurança e saúde da equipe sempre terá prioridade na tomada de decisões sobre abertura ou paralisação da amostragem.**

As campanhas de telemetria consistem de duas fases: (1) fase de busca; e (2) fase de marcação. A fase de busca usa os mesmos métodos das Campanhas de Avistagem Embarcada, descritos no

Procedimento Operacional N° 3 da respectiva campanha. A equipe de telemetria será composta idealmente por nove profissionais. Destes, pelo menos seis serão responsáveis pelo esforço de busca, realizado diariamente para o encontro de cetáceos. A diferença principal se dá após a detecção de algum cetáceo. Sempre que ocorrer uma detecção durante o cruzeiro de telemetria, após a coleta dos dados básicos (que incluem hora, posição geográfica, número de retículos do binóculo e ângulo horizontal), os observadores solicitarão ao comandante a redução da velocidade da embarcação e a mudança de rota para aproximação dos animais. Os observadores tentarão identificar o grupo ao menor nível taxonômico possível utilizando guias de identificação. Sempre que viável serão realizados registros fotográficos do grupo para auxiliar na confirmação da espécie. Depois disso serão utilizados alguns critérios para decidir pela tentativa ou não de marcação, considerando:

- condições meteoceanográficas;
- espécie;
- tamanho do indivíduo;
- presença de filhote;
- comportamento do animal.

A decisão pela marcação ou não de um animal será tomada conjuntamente entre o coordenador de cruzeiro, coordenador de telemetria (quando presente) e responsável pela marcação. A marcação de animais somente será feita em espécies de médio e grande porte, com exceção de *Tursiops truncatus*, *Steno bredanensis*, *Kogia* spp. e *Feresa attenuata*, espécies para as quais existem estudos pretéritos indicando a viabilidade no uso dos transmissores LIMPET (ver **Tabela 1**). Animais acompanhados de filhotes pequenos não serão marcados, assim como animais muito jovens. Animais com comportamento muito esquivo também não serão marcados.

Tabela 1: Relação de espécies que potencialmente poderão ser marcadas no âmbito do PMC indicando a configuração a ser utilizada para cada espécie.

Configuração	Espécie	Sistema de fixação	Método
LIMPET	<i>Orcinus orca</i>	Âncora de 6 pétalas	Rifle de ar comprimido ou balestra (mínimo de 150 bar de pressão)
	<i>Pseudorca crassidens</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>G. melas</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>Grampus griseus</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>Feresa attenuata</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>Peponocephala electra</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>Tursiops truncatus</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>Steno bredanensis</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>Physeter macrocephalus</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>Kogia simas</i>	Âncora de 3 pétalas	
	<i>K. breviceps</i>	Âncora de 3 pétalas	
	Ziphiidae	Âncora de 6 pétalas	
	<i>Balaenoptera musculus</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>B. physalus</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>B. borealis</i>	Âncora de 6 pétalas	
	<i>B. edeni</i>	Âncora de 6 pétalas	
<i>B. acutorostrata</i>	Âncora de 6 pétalas		
<i>B. bonaerensis</i>	Âncora de 6 pétalas		
<i>Megaptera novaengliae</i>	Âncora de 6 pétalas		
Implantável - para animais maiores que 11 metros de	<i>Eubalaena australis</i>	--	Rifle de ar comprimido
	<i>Balaenoptera musculus</i>	--	
	<i>B. physalus</i>	--	
	<i>B. borealis</i>	--	
	<i>B. edeni</i>	--	

Configuração	Espécie	Sistema de fixação	Método
comprimento	<i>Megaptera novaengliae</i>	--	
DTAG	<i>Orcinus orca</i> <i>Pseudorca crassidens</i> <i>Globicephala macrorhynchus</i> <i>G. melas</i> <i>Grampus griseus</i> <i>Peponocephala electra</i> <i>Physeter macrocephalus</i> <i>Kogia simas</i> <i>K. breviceps</i> <i>Balaenoptera musculus</i> <i>B. physalus</i> <i>B. borealis</i> <i>B. edeni</i> <i>B. acutorostrata</i> <i>B. bonaerensis</i> <i>Megaptera novaengliae</i> <i>Eubalaena australis</i> Ziphiidae	Ventosas de borracha de silicone	Vara de fibra de carbono com 5 metros ou rifle de ar comprimido

Três tipos de transmissores serão utilizados: (1) transmissor satelital implantável com âncora de três pétalas; (2) transmissor satelital LIMPET com duas âncoras de três ou seis pétalas; e (3) tags para registro acústico digital (preferencialmente DTAG) com fixação com ventosas de borracha de silicone. Os transmissores satelitais serão do modelo SPLASH da Wildlife Computers que, além da posição, permitem registrar também dados de profundidade e duração de mergulho. Após o manuseio de um transmissor sem que tenha ocorrido sua instalação, este preferencialmente não deverá ser utilizado novamente na mesma campanha por questões de esterilização.

A definição das espécies-alvo terá como base informações pré-existentes, que poderão ser modificadas ao longo do desenvolvimento do trabalho em função das informações que serão aportadas. A escolha de espécies-alvo visa otimizar o esforço de campo, planejar as configurações que serão utilizadas e planejar o roteiro dos cruzeiros.

Havendo a decisão por realizar uma tentativa de marcação, os dois botes (bote principal e bote de apoio) serão lançados ao mar. **A condição limite para lançamento dos botes é de estado do mar no nível 3 da Escala Beaufort.** A equipe será mobilizada da seguinte forma:

- **Bote principal:** piloto, fotógrafo, responsável pela biópsia e responsável pela marcação.

Esta equipe se aproximará do animal para instalar o tag, coletar biópsia e fotografar o indivíduo marcado; pelo menos um membro deverá estar equipado com uma GoPro fixa no capacete, que deverá filmar todo o procedimento.

- **Bote de apoio:** piloto, fotógrafo/biópsia secundária.

Esta equipe se manterá próxima, poderá realizar fotos complementares e/ou coleta complementar de biópsia de outros indivíduos do grupo; será responsável pela imediata recuperação da biópsia para transporte ao navio onde será feito o armazenamento no menor tempo possível (segundo o protocolo de biomarcadores).

- **Navio:** todos os observadores disponíveis no navio.

Esta equipe se manterá no tijupá para monitorar a movimentação dos animais e orientar as equipes dos botes; poderá realizar fotos complementares e deverá preencher a ficha de tentativa de marcação (ANEXO 1), mantendo contato com a equipe do bote de apoio para a obtenção de informações. A ficha de tentativa de marcação inclui também o registro de informações relativas ao comportamento do animal antes e após a marcação.

Todos os profissionais que estiverem nos botes **deverão utilizar EPI apropriado** (que inclui: calçado fechado, colete salva-vidas, capacete e outros itens de proteção solar e impermeáveis). Em condições adversas do mar para a descida dos botes, e quando as características da espécie permitirem (incluindo aspectos comportamentais), a marcação poderá ser feita em caráter excepcional da proa do navio.

A marcação dos animais deverá ser realizada sempre a uma distância ideal (entre 2 a 10 metros) da lateral do animal, mantendo uma distância mínima para a segurança do bote inflável (especialmente para animais maiores que 3 metros de comprimento) e mantendo uma distância máxima para aumentar a precisão do tiro. No caso dos transmissores na configuração implantável, o tag deverá ser instalado na região dorsal, perto da nadadeira dorsal. Estes transmissores serão instalados utilizando o sistema ARTS, composto de um rifle de pressão regulável adaptado da marca Restech. Os transmissores na configuração LIMPET serão instalados na nadadeira dorsal dos animais, utilizando o rifle de pressão ARTS ou DanInject, ou uma balestra com pressão de 150 lb para esta operação. Os DTAGs serão instalados utilizando uma vara de fibra de carbono com 5 metros de comprimento ou o rifle ARTS.

No caso dos DTAGs, a decisão sobre o seu uso dependerá do comportamento do animal, das condições do mar e também do horário em que o animal foi detectado. Preferencialmente os DTAGs deverão ser programados para se soltar do animal até 17 horas, quando ainda houver luz do dia para um recuperação do transmissor com segurança. É possível que seja utilizado tanto o transmissor satelital como o DTAG num mesmo animal. O acompanhamento do animal marcado é feito durante todo o período em que o DTAG permanecer fixado. A antena VHF recebe sinais emitidos pelo DTAG sempre que o animal vier à superfície, evitando a perda do contato visual com o animal. Este acompanhamento poderá ser feito de um dos botes ou do navio, mantendo uma distância de 100 a 300 metros. Durante o acompanhamento do indivíduo marcado, a posição e a orientação do DTAG no corpo do animal serão documentadas, quando possível, por fotografias.

Independentemente da tentativa de marcação dos animais, os registros fotográficos sempre começarão no navio para documentar as espécies e seus aspectos comportamentais, assim como para contribuir com o subprojeto de Fotoidentificação. Da mesma forma, se as condições permitirem, serão feitos registros acústicos das espécies para contribuir com a construção da Sonoteca, inserida no Subprojeto de Acústica do PMC. O navio ou o bote de apoio também serão usados na coleta de biópsias oportunísticas, sempre buscando a obtenção de amostras de todas as espécies registradas. Sempre que possível, serão obtidas imagens utilizando a câmara GoPro.

Além de grupos de cetáceos, atividades humanas, como embarcações de diferentes tipos, atividades de pesca (petrecho ou embarcação) e plataformas de petróleo, também serão registradas. Sempre que os observadores detectarem algum obstáculo na rota do barco (como um petrecho de pesca), os mesmos deverão avisar imediatamente ao comandante da embarcação. Animais marinhos, como tubarões, tartarugas e raias, também devem ser registrados mediante a detecção.

3. Procedimentos pós-amostragem

Ao final da amostragem, todos os equipamentos deverão ser limpos com solução de álcool 50% e uma flanela no corpo dos binóculos, lentes e câmeras. As lentes deverão ser limpas com solução apropriada especial para lentes e pano de algodão limpo.

O coordenador da campanha deverá enviar os dados necessários via Autotrak para que o Relatório Diário de Ocorrência (RDO) seja elaborado pela equipe em terra (ver dados em ANEXO 2).

Os dados do *track* do GPS coletados durante o dia serão transferidos para o computador pelo programa *Trackmacker* ao final da amostragem e salvos no formato “.gtm”.

Os dados do DTAG deverão ser transferidos para o computador para posterior análise.

As fotografias também deverão ser transferidas para o computador diariamente numa pasta nomeada com a data das fotos, que serão separadas por encontros. Caso haja mais de um fotógrafo, as fotos deverão ser salvas em subpastas separadas contendo o nome do fotógrafo.

As imagens gravadas com a GoPro serão transferidas para o computador diariamente.

As fichas de campo (esforço de busca e tentativa de marcação) deverão ser conferidas para verificação de erros e/ou informações faltantes e os dados tabulados diariamente.

Diariamente deverá ser feito um backup em disco rígido de todos os dados.

ANEXO 1: FICHA DE TENTATIVA DE MARCAÇÃO

COLETA DE DADOS DURANTE PROCEDIMENTO DE MARCAÇÃO DE CETÁCEOS

LOCALIZAÇÃO

DATA: _____ HORÁRIO: _____

Latitude: _____ Longitude: _____ WP: _____

ESPÉCIE: _____

NÚMERO DE ADULTOS () NÚMERO DE FILHOTES ()

ESPÉCIE: _____

NÚMERO DE ADULTOS () NÚMERO DE FILHOTES ()

ESPÉCIE: _____

NÚMERO DE ADULTOS () NÚMERO DE FILHOTES ()

COMPORTAMENTO: _____

BEAUFORT: _____ COBERTURA DE NUVENS _____

MARCAÇÃO

INÍCIO DA PERSEGUIÇÃO: _____ HORÁRIO DE MARCAÇÃO: _____

Latitude: _____ Longitude: _____ WP: _____

REAÇÃO AO TAG: _____

FIM DA PERSEGUIÇÃO: _____ MARCAÇÃO COM SUCESSO: SIM () NÃO ()

OBS: _____

TAMANHO ESTIMADO DO INDIVÍDUO (m): _____

(Obs.: Preferencialmente a mesma pessoa do bote principal estimará sempre)

EQUIPAMENTO DE MARCAÇÃO: ARMA () VARA () BALESTRA ()

GRAU DE PENETRAÇÃO: _____ PRESSÃO UTILIZADA: _____

SISTEMA DE ANCORAGEM: TUBE () LIMPET () D-TAG ()

MODELO DO TRANSMISSOR: _____

NÚMERO DE SÉRIE: _____ PTT: _____ SETUP:

_____ TAGEADOR: _____

PILOTO: _____ EMBARCAÇÃO: _____

BARCO DE APOIO: SIM () NÃO ()

BIÓPSIA DO ANIMAL TAGUEADO: () SIM N°: _____ NÃO ()

DEMAIS BIÓPSIAS: SIM () QUANTAS: _____ N°: _____ NÃO ()

ATIRADOR: _____ MANIPULADOR _____

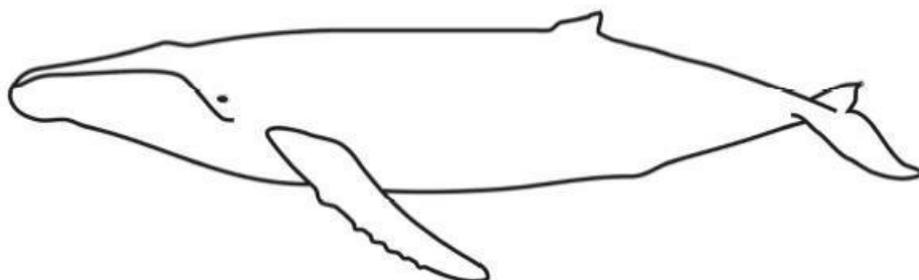
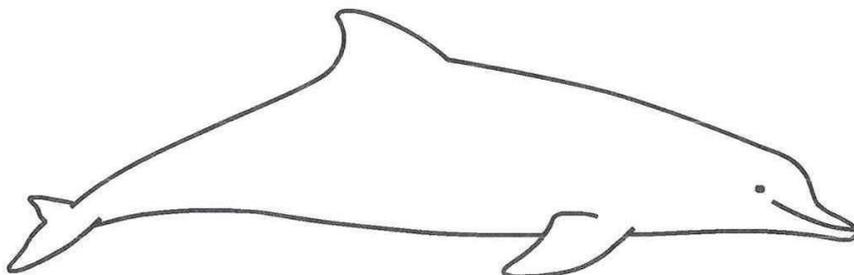
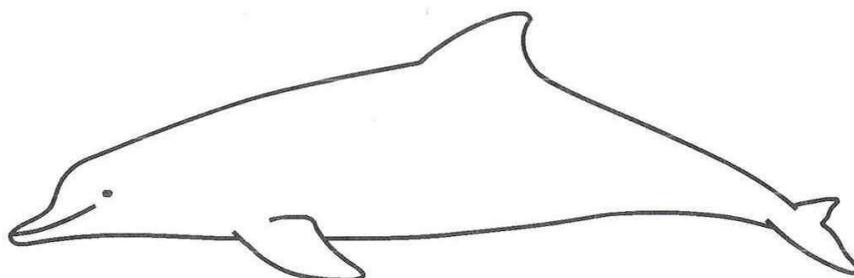
FOTOS GERAIS: SIM () NÃO () FOTO-ID: SIM () NÃO ()

FOTÓGRAFOS: _____

ACÚSTICA: SIM () NÃO () RESPONSÁVEL: _____

RESPONSÁVEL PELO REGISTRO DE DADOS: _____

LOCAL DA MARCAÇÃO: DIREITA () ESQUERDA () DORSO ()



ANEXO 2: MODELO DE RELATÓRIO DIÁRIO DE OCORRÊNCIA (RDO)

		R D O - Relatório Diário de Ocorrências do PMC-BS Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Baía de Santos 2ª Campanha de Telemetria (20/08/2016)			
1.	Campanha:	Segunda de Telemetria			
2.	Data:	20/08/2016 (11°/25)			
3.	Responsável pelo RDO	Clarêncio Baracho			
4.	Embarcação / Comandante	SEA ROUTE / Fábio da Costa Gomes			
5.	Equipe:	Clarêncio Baracho (Coord.); Lars Kleivane (Tageador); Eva Hartvig (DTag); Ana Alves; Beatriz Schulze; Luiz Cláudio Alves; Renan Paitach; Uilson			
6.	Hora de início das atividades	6:40			
7.	Hora de encerramento das atividades	17:30			
8.	Condições climáticas - início das atividades	Mar 4, Vento NE, Onda 3 m, Visibilidade ruim, Tempo parcialmente nublado			
9.	Condições climáticas - maior parte atividades	IDEM 8			
10.	Condições climáticas - fim das atividades	Mar 3, Vento NE, Onda 3 m, Visibilidade boa, Tempo parcialmente nublado			
11.	Posição inicial - início atividades	-22,95856/-42,28007			
12.	Posição final - fim atividades	-23,03383/-41,95631			
13.	Número de Avistagens de cetáceos	5 detecções			
14.	Número de indivíduos avistados	6 indivíduos			
15.	Espécies identificadas	1 (<i>Megaptera novaeangliae</i>)			
16.	Número de abordagens efetuadas	3 (<i>M. novaeangliae</i>)			
17.	Transmissores implantados (tipo e espécies)	1 tag satelital implantável em <i>M. novaeangliae</i>			
18.	Nº de procedimentos de Foto-Id. (espécies)	1 (<i>M. novaeangliae</i>)			
19.	Número de biópsias efetuadas (espécies)	2 (<i>M. novaeangliae</i>)			
20.	Imprevisto/incidente	-			
21.	Medidas de Contorno	-			
22.	Comprometimento das atividades	-			
23.	Treinamento de SMS efetuado (tipo)	DDSMS (Cuidados em mar bravo) e Simulado (Abandono da embarcação)			
24.	Observações da Contratada (Socioambiental)	Procedimento de marcação realizado da embarcação <i>Sea Route</i> . Amostragem paralisada entre 14 e 15h por causa de chuva Preposto Socioambiental: _____			
25.	Observação da Contratante (Petrobras)	Fiscal Petrobras: _____			

Anexo III.6-1: *Procedimento Operacional 09 - Procedimento para processamento dos dados de Foto-identificação do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 09		
		Título: Procedimento para processamento dos dados de Foto-identificação	Primeira	Última
Responsáveis: Fábio Gonçalves Daura Jorge	18/09/16	22/05/17	01	

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao processamento de dados de Foto-identificação do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Baía de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
18/09/2016	Versão Original
22/05/2017	Revisão Geral Textual

1. Descrição do fluxo de dados e armazenamento

Após o término de cada campanha de Avistagem/MAP ou Telemetria, um HD externo com todos os registros fotográficos será recebido na sede da SOCIOAMBIENTAL e seus arquivos em JPEG serão repassados para dois computadores do Laboratório de Mamíferos Aquáticos (LAMAQ), da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), exclusivamente preparados para o trabalho de **triagem, catalogação e processamento dos dados**. Adicionalmente, os arquivos RAW serão copiados para dois HDs externos que ficarão como backup do acervo fotográfico no Laboratório.

Em um primeiro procedimento, ainda na sede da empresa, todos os arquivos digitais serão separados por campanha, dia, fotógrafo e espécie. Assim, cada campanha deve ser armazenada em pastas distintas, sendo que dentro destas tem-se subpastas de cada dia com coleta de registros de foto-identificação. Em subpastas de cada dia, tem-se as pastas com os registros que cada fotógrafo fez para cada espécie avistada.

Em Laboratório, antes de começar o procedimento de análise, deve ser realizada uma quantificação do número total (e quantos GBs em JPEG) de registros fotográficos que foram feitos por campanha, e uma verificação da coerência entre os registros fotográficos diários de cada espécie (subpastas) com as informações apresentadas em planilha de Excel que sintetiza os dados registrados em campo (data, hora, observador espécie, posição geográfica, tamanho de grupo e etc.).

2. Responsabilidades

O coordenador dos procedimentos de Foto-identificação (Fábio G. Daura Jorge – UFSC) será responsável pelo armazenamento, gestão e processamento de dados. Para isso, o mesmo deve oferecer a estrutura laboratorial, além de treinar e coordenar a equipe que contribuirá com os procedimentos analíticos. O coordenador deve ainda participar ativamente das etapas de processamento, vistoriando e conferindo todas as atividades realizadas, bem como analisando, discutindo, interpretando os resultados alcançados para a confecção dos relatórios previstos.

As atividades de coordenação serão realizadas no Laboratório de Mamíferos Aquáticos (LAMAQ), da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), localizado em Florianópolis. O LAMAQ disponibiliza de

P:\PETROcetaceos\GERENCIAL\PO_Procedimentos_Operacionais\PO 09 FOTO-IDENTIFICACAO\PC_09_FotoID_Processamento_PMC_REV01.docx

dois computadores exclusivamente direcionados para as atividades do PMC, acomodados em estações de trabalho adequadas. Além do coordenador, o processamento de dados deverá ser realizado por dois estagiários bolsistas, e receberá a colaboração de um estagiário voluntário em treinamento.

3. Descrição dos procedimentos e etapas do processamento de dados

Para um acompanhamento sistemático do andamento dos procedimentos de análise das fotos, o número de dias trabalhados deve ser registrado e posteriormente quantificado por campanha. Adicionalmente, nos Relatórios Mensais de Acompanhamento, deve ser apresentada a porcentagem dos registros fotográficos analisados em cada etapa de procedimentos.

Como rotina de análise das fotos, define-se três rodadas (etapas): uma primeira rodada de triagem; uma segunda de catalogação; e uma última de processamento de identificação. Segue descrição:

- ETAPA 1 – Triagem: é o processo de classificação de cada registro fotográfico quanto à qualidade (ângulo, luminosidade, foco e distância) e se é ou não utilizável como registro de foto-identificação. Como critério de qualidade, define-se as seguintes categorias (Ver ANEXO I): (A) excelente – registro passivo de catalogação e reconhecimento com segurança; (B+) boa – registro passivo de reconhecimento com segurança, porém catalogação sem segurança; (B-) razoável – registro passivo de reconhecimento sem segurança; (C) ruim – registro não utilizável para foto-identificação; e (D) nulo – registros aleatórios aparentemente não realizado como registro de foto-identificação. A triagem deve ser realizada no visualizador de fotos do Windows e cada foto é classificada diretamente no Windows Explorer, de forma que cada arquivo receba sua categoria de qualidade como um Metadado.

- ETAPA 2 – Catalogação: é o processo de visitar todos os arquivos fotográficos, classificados no procedimento de Triagem, como (A) e (B+), para a inclusão dos registros de novos indivíduos (ainda não catalogados), em catálogo de referência. Nesta etapa de catalogação, as fotos selecionadas devem ser cuidadosamente comparadas com as fotos pré-existentes no catálogo de referência (do PMC). A comparação se dá pela observação de marcas naturais de longa duração, como cortes, mutilações, arranhões profundos, deformidades e lesões epidérmicas, ou padrões de pigmentação. Dependendo da espécie, o foco pode ser a nadadeira dorsal ou a nadadeira caudal. Marcas de curta duração não devem ser consideradas para inclusão de um registro no catálogo de referência. Cada novo indivíduo catalogado, recebe um número exclusivo de identificação. Os catálogos de referência deverão ser elaborados por espécie, no entanto, o procedimento de triagem e catalogação inicial devem ocorrer por ordem cronológica de ocorrência dos registros.

- ETAPA 3 – Processamento de identificação: é o processo de visitar cada registro fotográfico em uma terceira rodada. Neste momento, todos os registros de qualidade (A), (B+) e (B-) devem ser comparados com os catálogos de referência já montados, por espécie, para a busca por correspondentes, ou seja, para identificação dos indivíduos. Em caso de identificação positiva, o número do indivíduo catalogado deve ser vinculado ao registro fotográfico em análise. Em caso de não reconhecimento com os indivíduos catalogados, e quando a qualidade da foto não permite a catalogação de um novo indivíduo, o registro em análise deve ser classificado como não identificado (NI). Este processamento em busca de correspondentes deve ser repetido três vezes, para todas as fotos, e pelo menos uma vez por um observador diferente. Desta forma, todos os registros fotográficos, totalizando as etapas anteriores, serão avaliados ao menos 5 vezes.

Todas as informações procedentes do processo de Triagem, Catalogação e Processamento de Identificação devem ser acomodadas na Matriz de Dados com a organização apresentada no item 4. Para acompanhamento da efetividade do processo, deve ser monitorado o número de registros fotográficos por espécie e a porcentagem de registros utilizados (qualidade A, B+ ou B-). Para o acompanhamento da evolução do catálogo de referência, deve ser monitorado o número de indivíduos em cada catálogo por espécie. Para as espécies com reconhecimento de indivíduos já catalogados, deve ser elaborado históricos de captura e mapas de distribuição com os registros por indivíduos. Após todos estes procedimentos, uma etapa adicional será realizada para o monitoramento de lesões epidérmicas:

- ETAPA 4 – Triagem de lesões epidérmicas: no processo de triagem da ETAPA 1, todos os registros fotográficos com identificação de uma lesão epidérmica (ou qualquer outra alteração da condição corporal), deve receber uma informação, como Metadado do arquivo, para posterior quantificação e avaliação de prevalências por espécies. Cada registro fotográfico com lesão será copiado para pastas específicas por espécie. As lesões mais predominantes devem ser analisadas qualitativamente para se sugerir possíveis causas.

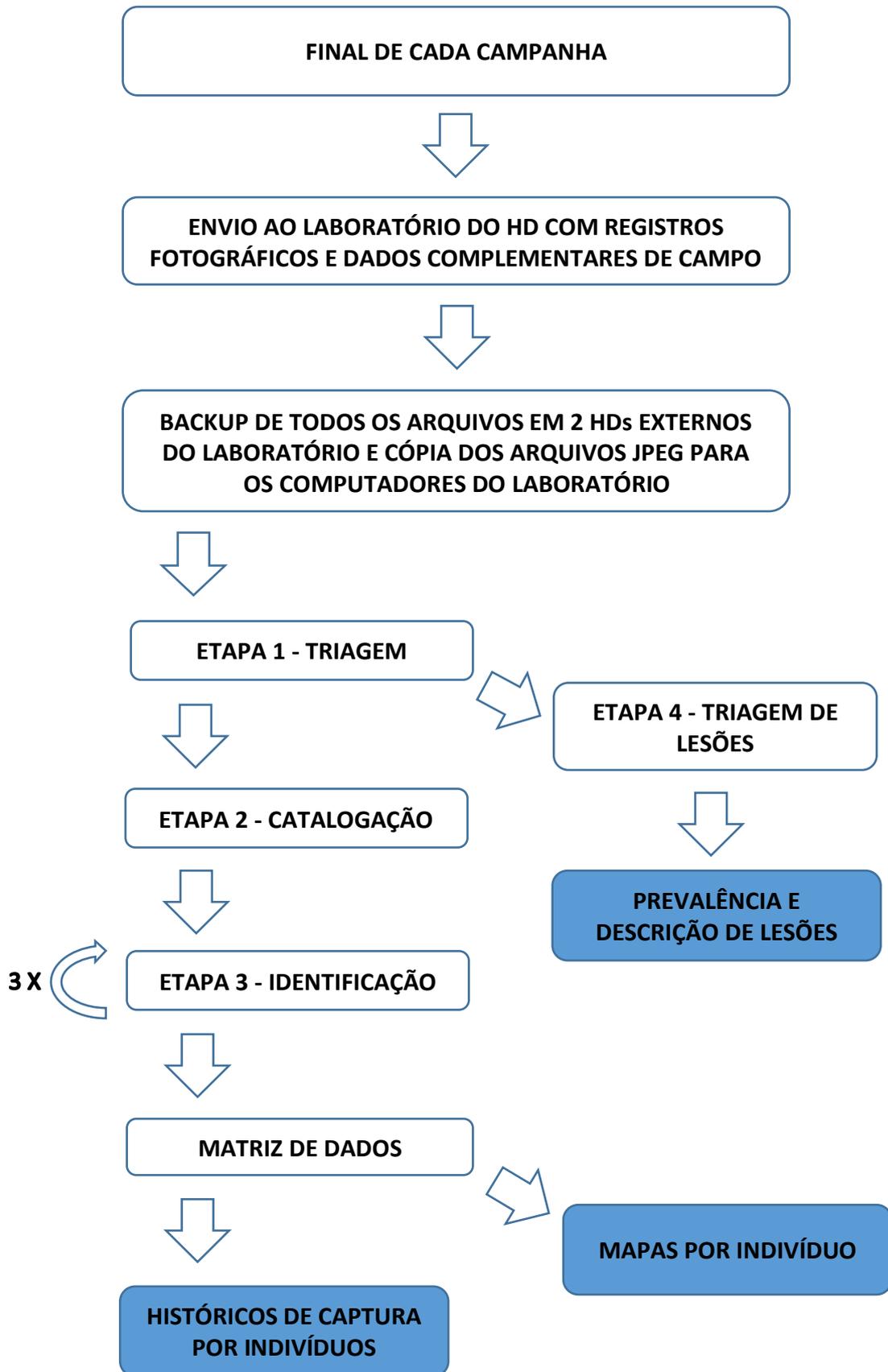
4. Descrição da Planilha do Excel (Matriz de Dados) com sumário dos dados

O arquivo digital a ser disponibilizado em Excel que compõe a Matriz de Dados deve estar composto por 12 planilhas, sendo uma para cada espécie registrada em campo. Em cada planilha, as linhas representam cada registro fotográfico (classificado como registro de foto-identificação, de qualidade A, B+ e B-) de um indivíduo e 26 colunas com as seguintes informações:

- (1) Campanha – Se o registro ocorreu em uma campanha de Avistagem e MAP ou de Telemetria;
- (2) Número da campanha – Qual o número da campanha de Avistagem e MAP ou de Telemetria, em relação ao projeto global, que o registro ocorreu;
- (3) Dia; (4) mês; (5) ano – Data do registro (dia, mês e ano foram separados em colunas individuais para facilitação de filtros posteriores);
- (6) Transecto – Para as campanhas de Avistagem e MAP, em qual transecto o registro ocorreu;
- (7) Número da avistagem – Dentro de cada campanha, qual o número da avistagem que o registro ocorreu;
- (8) Identificação taxonômica – Qual espécie de cada registro;
- (9) Tamanho do grupo – Quantos indivíduos foram contados em campo no grupo avistado em que o registro ocorreu;
- (10) Número de filhotes – Quantos filhotes foram contados em campo no grupo avistado em que o registro ocorreu;
- (11) Latitude – Latitude de ocorrência do registro em graus decimais;
- (12) Longitude – Longitude de ocorrência do registro em graus decimais;
- (13) Número da foto – Número de cada foto (se mais de um indivíduo era registrado em uma foto, o número da foto repetia em linhas posteriores)
- (14) Hora; (15) minuto – Horário de cada registro fotográfico (hora e minuto separados em colunas individuais para facilitação de filtros posteriores)
- (16) Fotógrafo – Fotógrafo que fez o registro em campo;

- (17) Qualidade – Classificação de cada foto quanto aos critérios de qualidade apresentados acima (A, B+, B-, C, D);
- (18) Lesões epidérmicas – Presença (1) ou ausência (0) de lesões epidérmicas;
- (19) Mutilações – Presença (1) ou ausência (0) de mutilações;
- (20) Catalogação – Se a foto foi (1) ou não (0) incluída em um catálogo de referência;
- (21) Filhotes – Presença (1) ou ausência (0) de filhote na foto;
- (22) Identificação do indivíduo – Numeração do indivíduo identificado com base no catálogo de referência;
- (23) Biopsia – Se a foto é (1) ou não (0) de um indivíduo/procedimento de coleta de biopsia;
- (24) *Tags* – Se a foto é (1) ou não (0) de um indivíduo/procedimento de coleta de marcação;
- (25) Lado da foto – Se a foto foi do lado direito (D) ou esquerdo (E);
- (26) Observações – Comentários gerais sobre a foto e outros detalhes.

FLUXOGRAMA DO PROCESSAMENTO DOS DADOS MAP



ANEXO 1 – EXEMPLO DA CLASSIFICAÇÃO DE FOTOS POR QUALIDADE



Qualidade A



Qualidade B+



Qualidade B-



Qualidade C

Anexo III.7-1: *Procedimento Operacional 10 - Procedimento para processamento das amostras para análise genética do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS		Procedimento Operacional nº 10		
Responsáveis: Ana Lúcia Cypriano de Souza e Sandro Luis Bonatto	04/10/16	17/05/17	01		

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao processamento das amostras para as análises genéticas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
04/10/2016	Versão Original
17/05/2017	Alteração derivada da revisão e inclusão de dois locos de microsatélites

1. Descrição do envio das amostras para o laboratório

As amostras de biópsia coletadas nas campanhas de Avistagem/MAP e Telemetria, fracionadas para as análises genéticas, serão acondicionadas de acordo com o procedimento operacional (Anexo Procedimento Operacional nº 02). Quando um número mínimo de 50 amostras for alcançado, todo o material biológico separado para as análises genéticas será enviado (ver Anexo Procedimento Operacional nº 02) da sede da SOCIOAMBIENTAL, junto com o documento de custódia, para o Laboratório de Biologia Genômica e Molecular da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (PUCRS), em Porto Alegre.

As amostras serão recebidas no laboratório pelo responsável técnico, com assinatura de termo de responsabilidade em cadeia de custódia das amostras, e antes de serem acondicionadas no freezer, será realizada a verificação do número de amostras e das informações apresentadas na planilha de Excel que reúne os dados das fichas de biópsia (data, hora, espécie, posição geográfica, tamanho e composição de grupo, e reação à biópsia).

2. Responsabilidades

O responsável técnico pelas análises genéticas realizadas no laboratório (Sandro L. Bonatto - PUCRS) será responsável pelo armazenamento, gestão e processamento das amostras. Para isso, o mesmo deve oferecer a estrutura laboratorial, além de coordenar o técnico de bancada que fará que as análises laboratoriais. O responsável técnico deve ainda vistoriar e conferir todas as atividades realizadas, bem como analisar os resultados e confeccionar os laudos técnicos das análises genéticas das biópsias.

O Laboratório de Biologia Genômica e Molecular possui toda a infraestrutura e os equipamentos (freezers, balanças, vidrarias, microtubos, banho-maria, banho com agitador, centrífugas, pipetas, ponteiros, placas de PCR, termocicladores, cubas de eletroforese, micro-ondas, computadores e impressora) necessários para a realização da primeira parte (extração de DNA, PCR, verificação em gel e purificação) da metodologia de genética molecular. Posteriormente, os produtos de PCR serão enviados para sequenciamento e genotipagem (segunda parte) na Macrogen Inc., Seul, Coreia do Sul. O processamento das amostras de baleia-jubarte será realizado no mesmo laboratório, mas o pirosequenciamento dos genes para determinação da idade das jubartes será realizado no Núcleo de

Sequenciamento de DNA no Centro de Investigação Translacional em Oncologia (CTO) do Instituto do Câncer do Estado de São Paulo (ICESP), que pertence à Faculdade de Medicina da USP.

O coordenador temático de genética (Ana Lúcia Cypriano de Souza) será responsável pela padronização dos protocolos, pelas análises das sequências de DNA e dos alelos dos locos de microssatélites, pelas análises dos resultados dos laudos técnicos, e na elaboração da parte genética nos relatórios mensais, anuais e consolidado do PMC-BS.

3. Descrição das etapas do processamento das amostras

A porcentagem das amostras e marcadores analisados em cada etapa do processamento deve ser apresentada nos Relatórios Mensais de Acompanhamento.

O processamento das amostras segue seis etapas: extração do DNA, sexagem molecular, sequenciamento da região controle do DNA mitocondrial, genotipagem dos locos de microssatélites, identificação da espécie e estimativa de idade, sendo esta somente para amostras de baleia-jubarte.

- ETAPA 1 – Extração do DNA: O DNeasy Blood and Tissue Kit (Qiagen) será utilizado para a extração do DNA das amostras de pele de acordo com o protocolo do fabricante.
- ETAPA 2 – Sexagem molecular: o DNA extraído das amostras será amplificado utilizando os pares de primers Y53-3C e Y53-3D; P1-5EZ e P2-3EZ, designados, respectivamente, para amplificar o gene Sry (macho específico), e os genes ZFX/ZFY (fêmea e macho), como controle positivo. As reações de PCR serão: 2,5 mM de MgCl₂, 0,2 mM de dNTPs, 0,4 µM de cada *primer*, 0,3 U da enzima Platinum *Taq* DNA Polymerase (Invitrogen), 1 X o tampão de reação (Invitrogen), e 1 µl de DNA (aproximadamente 20 ng). O perfil do PCR no termociclador consiste de uma desnaturação inicial a 94°C por 3 minutos, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 45 segundos, anelamento a 60°C por 45 segundos, extensão a 72°C por 1 minuto e concluída com uma extensão final a 72°C por 10 minutos. O produto amplificado será verificado em gel de agarose (1,5%) e o sexo dos indivíduos amostrados será identificado como macho (duas bandas) ou fêmea (uma banda).
- ETAPA 3 – Sequenciamento da região controle do DNA mitocondrial: a região controle do DNA mitocondrial (~ 800 pares de base) será amplificada para cada amostra usando os primers Dlp1.5 e Dlp8. As reações de PCR serão: 2,5 mM de MgCl₂, 0,2 mM de dNTPs, 0,4 µM de cada *primer*, 0,3 U da enzima Platinum *Taq* DNA Polymerase (Invitrogen), 1 X o tampão de reação (Invitrogen) e 1 µl de DNA (aproximadamente 20 ng). O perfil do PCR no termociclador consiste de uma desnaturação inicial a 94°C por 2 minutos, seguida por 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 30 segundos, anelamento a 55°C por 45 segundos, e extensão a 72°C por 40 segundos, e concluída com uma extensão final a 72°C por 10 minutos. Os produtos de PCR serão enviados para a MacroGen Inc. (Seoul, Coreia do Sul), para purificação e sequenciamento (ambas as direções) em um sequenciador ABI 3730XL (*Applied Biosystems*). As sequências resultantes serão alinhadas, ajustadas manualmente, e as posições variáveis confirmadas visualmente através dos cromatogramas usando SEQUENCHER 5.4.6 (Gene Codes Corporation).
- ETAPA 4 – Genotipagem dos locos de microssatélites: as amplificações dos 17 locos (EV1, EV14, EV37, EV94, EV96, GATA028, GATA053, GATA417, GT23, KWM2a, KWM12a, TexVet5, TexVet7, D08 e MK6, 417/418, 464/465) de microssatélites serão conduzidas num volume final de 10 µl, com as concentrações no PCR e as condições no termociclador variando dependendo do par de *primers* (Ver tabelas do Anexo I). Os locos de microssatélites amplificados serão enviados para a MacroGen Inc. (Seoul, Coreia do Sul) para genotipagem no sequenciador automático ABI 3730XL. Os resultados serão então utilizados para a determinação dos genótipos, com o auxílio do programa Peak Scanner™ v1.0 (Applied Biosystems).

- ETAPA 5 – Identificação das espécies: para a identificação molecular das espécies, cada sequência da região controle do DNAm de cada amostra será comparada, utilizando o programa *DNA Surveillance* (ROSS *et al.*, 2003), com as sequências do banco de dados de referência, *Witness for the Whale*, versão 4.3 (o mais recente disponível na época da análise). Adicionalmente, as sequências serão também comparadas com o banco de sequências de DNA do GenBank, por pesquisas de similaridade usando a ferramenta BLAST do mesmo, onde se verifica a espécie com maior similaridade.
- ETAPA 6 – Estimativa de idade: O DNA das amostras de baleia-jubarte será convertido usando o Epitect Bisulphite Conversion Kit (Qiagen). Os três genes com os sítios (TET2_CpG+31, CDKN2A_CpG+297 e GRIA2_CpG+202) que relacionam metilação da citosina e idade serão amplificados usando um *primer biotin labelled HPL-purified* e um *primer* secundário de sequenciamento padrão. As reações de PCR serão: 12,5 µl de mastermix PyroMark, 2,5 µl de Coral Load, 5 µl de cada *primer*, 2 µl de DNA bissulfito e 6 µl de H₂O. O perfil do PCR no termociclador consiste de uma desnaturação inicial a 95°C por 15 minutos, seguida por 45 ciclos de desnaturação a 95°C por 30 segundos, anelamento a 56°C por 30 segundos, e extensão a 72°C por 30 segundos, e concluída com uma extensão final a 72°C por 10 minutos. O pirosequenciamento será realizado em um PyroMark Q24 (Qiagen) no Núcleo de Sequenciamento de DNA no CTO do ICESP, São Paulo. A porcentagem dos valores de metilação para cada sítio CpG será fornecida pelo programa do PyroMark Q24.

4. Descrição da Matriz de Dados ou Catálogo Genético

O arquivo será em Excel, composto por 14 ou mais planilhas, sendo uma para cada espécie amostrada em campo. Em cada planilha, cada linha representa um indivíduo e 31 a 35 colunas com as seguintes informações:

- (1) Número da biópsia
- (2) Campanha – Se a biópsia ocorreu em uma campanha de Avistagem e MAP ou de Telemetria;
- (3) Número do ciclo – Qual o número do ciclo da campanha em relação ao projeto global em que foi coletada a amostra;
- (4) Data do registro – (dia, mês e ano);
- (5) Hora em que a amostra foi coletada;
- (6) Latitude – Latitude de ocorrência da biópsia em graus decimais;
- (7) Longitude – Longitude de ocorrência da biópsia em graus decimais;
- (8) Foto ID – Se tem registro de foto do indivíduo biopsado;
- (9) *Tags* - Se a biópsia é de um indivíduo que foi tagueado;
- (10) Tamanho do grupo – Quantos indivíduos foram contados em campo no grupo avistado em que a biópsia ocorreu;
- (11) Número de filhotes – Quantos filhotes foram contados em campo no grupo avistado em que a biópsia ocorreu;
- (12) Reação antes da biópsia;
- (13) Reação durante a biópsia;
- (14) Reação depois da biópsia;
- (15) Sexo – Se o indivíduo é um macho ou uma fêmea;
- (16) Haplótipo – identificação (nome) do haplótipo da região controle do DNA mitocondrial;

(17) a (33, 35 ou 37) Genótipo do indivíduo – Identificação do indivíduo (8 a 10 locos dependendo da espécie) composto pelos alelos de cada loco de microsatélite (cada alelo separado em uma coluna, sendo 16, 18 ou 20 colunas necessárias para 8, 9 ou 10 locos, respectivamente).

ANEXO 1 – CONDIÇÕES DOS PCRS PARA OS LOCOS DE MICROSSATÉLITES

Tabela 1. Fluorescência, PCR e programa no termociclador usado para cada loco de microsatélite.

Locos	Fluorescência	Condições PCR	Programa
EV1	NED	PCR1	Microceti I_50
EV14	HEX	PCR1	Microceti I_50
EV37	NED	PCR1	Microceti I_50
EV94	FAM	PCR1	Microceti II_50
EV96	HEX	PCR2	Microceti II_50
GATA28	HEX	PCR1	Microceti II_50
GATA53	NED	PCR1	Microceti II_50
GATA417	FAM	PCR1	Microceti II_50
GT23	HEX	PCR1	Microceti II_50
KWM2a	HEX	PCR3	TD5060
KWM12a	FAM	PCR3	TD5060
TexVet5	HEX	PCR3	TD5060
TexVet7	NED	PCR3	TD5060
MK6	FAM	PCR1	Microceti I_50
D08	FAM	PCR3	TD5060
464/465	NED	PCR4	BK50
417/418	HEX	PCR5	BK50

Tabela 2. Concentrações dos reagentes nos PCRs 1, 2 e 3.

Reagentes	PCR1	PCR2	PCR3	PCR4	PCR5
MgCl2	2,5 mM	1,5 mM	1,5 mM	3,25 mM	3,25 mM
dNTP	0,2 mM	0,2 mM	0,1 mM	0,2 mM	0,2 mM
Primer F	0,026 uM	0,026 uM	0,016 uM	0,008 uM	0,016 uM
Primer R	0,4 uM	0,4 uM	0,25 uM	0,125 uM	0,25 uM
Primer M13 marcado	0,4 uM	0,4 uM	0,20 uM	0,1 uM	0,2 uM
Platinun Taq DNA Polymerase	0,3 U	0,3 U	0,3 U	0,5 U	0,5 U
Tampão	1 x	1 x	1 x	1 x	1x

Tabela 3. Passos dos PCRs e nomes dos programas usados nos termocicladores.

Passos	Microceti I	Microceti II	BK50	TD5060
Desnaturação inicial	94°C por 3 min	94°C por 3 min	94°C por 10 min	94°C por 2 min
Desnaturação	94°C por 30 seg	94°C por 30 seg	94°C por 30 seg	94°C por 30 seg
Anelamento	35 x 50°C por 30 seg	40 x 50°C por 30 seg	40 x 50°C por 30 seg	10 x 60°C por 1 min
Extensão	72°C por 30 seg	72°C por 40 seg	72°C por 30 seg	72°C por 1 min
Extensão final	72°C por 10 min	72°C por 30 min	72°C por 3 min	menos 1°C por ciclo
Desnaturação				94°C por 30 seg
Anelamento				35x 50°C por 1 min
Extensão				72°C por 1 min
Extensão final				72°C por 5 min

Anexo III.7-2: *Procedimento Operacional 02 - Procedimento para realização de biópsia do PMC-BS, Ciclo de Curto Prazo*

	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 02		
		Título: Procedimento para realização de biópsia	Primeira	Última
Responsáveis: Aline Fernandes de F. Silva e Ana Lúcia Cypriano de Souza		13/11/15	22/08/2018	05

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos à realização das biópsias durante as campanhas de avistagem embarcada e telemetria do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos - PMC-BS.

Controle de Revisões	
Data	Descrição
17/03/2016	Alteração derivadas da revisão do CENPES e professores Afonso Bainy e Karim Hahn Lüchmann
25/07/2016	Alterações derivadas do Treinamento de coleta de amostras de Biomarcadores
11/10/2016	Revisão ortográfica e gramatical
19/01/2017	Alteração para um melhor acondicionamento das amostras
22/08/2018	Detalhamento da coleta de amostra

1. Material disponível no barco para a atividade

- Caixa plástica de ferramenta (55 cm x 23,5 cm) com material de utilização geral e material descontaminado (kits contendo pinça, cabo de bisturi, placa de petri de vidro e ponteira):
 - Cabos de bisturi N°4 de aço inoxidável, 14 cm (material descontaminado)
 - Pinças histológicas (retas com ponta fina), em aço inoxidável, 16 cm (material descontaminado)
 - Placas de Petri de vidro 100x20mm (material descontaminado)
 - Ponteiras para Biópsia (25mm e 40mm) (material descontaminado)
 - Lâminas de bisturi (N° 20, de aço inoxidável estéril e descontaminadas)
 - Canetas Permanentes de Ponta Ultrafina (azul)
 - Lápis
 - Rolo de papel vegetal
 - Rolos de papel alumínio
 - Sacos ziplock (20 x 28)
 - Potes de plástico com tampa
- Três botijões de nitrogênio líquido
- Microtubos de 2 ml de rosca com tampa separada (marca Kasvi) – Para amostras de Genética
- Tubo criogênico de 2 ml com tampa (Kasvi -K2-202 - DNA, DNase, RNase e Pyrogen FREE) – Para amostras de biomarcadores
- Tubo criogênico de 5 ml com tampa (Kasvi -K2-250 - DNA, DNase, RNase e Pyrogen FREE) – Para amostras de contaminantes
- Caixas de luva de procedimento azul nitrílica (P), (M) e (G)
- Caixa (rack) com identificação alfanumérica para estocagem em freezer (capacidade para 100 microtubos de 2 ml)
- Coletor para material perfurocortante (Descarpack)
- Rolo de toalhas de papel
- Frasco de etanol 70% (1 litro)

- RNAlater RNA Stabilization Reagent de 50ml (deve permanecer armazenado na geladeira)
- Dardos para biópsia
- 1 besta Buffalo River 120 libras
- 1 besta Buffalo River 150 libras
- Molinete e linha de nylon

2. Revisão do Material disponível

- A equipe responsável pela biópsia e pelo processamento das amostras também terá a responsabilidade de fazer a checagem e listagem quantitativa do material disponível a bordo.
- A checagem do material deve ser realizada no dia do embarque e revista semanalmente.
- Quando for identificado que o material de biópsia atingiu 50% do disponível, o coordenador da campanha deve ser informado para que o mesmo repasse essa informação para a equipe de apoio em terra por meio do AUTOTRACK.

3. Colocação da ponteira no dardo

- A ponteira deve ser atarraxada no dardo com uma luva nitrílica para não haver contaminação.
- Uma vez colocada no dardo, a ponteira não deve encostar em locais onde possa haver contaminação.

4. Coleta de Biópsia

Campanha de Avistagem Embarcada

- As biópsias serão realizadas da proa do navio, de forma oportunística, para amostrar pequenos cetáceos *bow-riding*, usando dardos amarrados com linha de nylon a um molinete preso na balestra.
- Serão utilizadas as ponteiras de 40 mm para cetáceos de médio e grande porte e de 25 mm para pequenos cetáceos.
- Biopsiar todos os cetáceos que permitirem aproximação. Preferencialmente associar a biópsia à fotoidentificação, mas se não for possível, biopsiar o animal assim mesmo.
- Os dardos devem ser disparados a uma distância mínima de 4 m do animal, e apontados para o meio do dorso, logo abaixo da nadadeira dorsal.
- A cada cinco disparos da balestra, lubrificar a corda do arco com cera apropriada (Rail Lube).
- Se o disparo não for efetuado, desarmar a balestra sem disparar, soltando o botão e segurando o elástico. Não havendo contaminação da ponteira, a mesma deve ser manipulada com luva nitrílica e embrulhada em papel laminado com a parte brilhosa para fora e guardada na caixa de material descontaminado.

Campanha de Telemetria

- As biópsias serão realizadas de um bote inflável (o mesmo utilizado para marcação de telemetria) para amostrar cetáceos de médio e grande porte usando dardos livres. O esforço de biópsia também poderá ocorrer da proa do navio, conforme descrito na campanha de avistagem.
- Serão utilizadas as ponteiras de 40 mm para cetáceos de médio e grande porte e de 25 mm para pequenos cetáceos (amostrados na proa).
- Biopsiar todos os cetáceos que permitirem aproximação. Preferencialmente associar a biópsia à fotoidentificação, mas se não for possível, biopsiar o animal assim mesmo.

- Os dardos devem ser disparados a uma distância mínima de 4 m do animal, e apontados para o meio do dorso, logo abaixo da nadadeira dorsal.
- Como na campanha de avistagem, a corda do arco será lubrificada com cera (Rail Lube) após cinco disparos da balestra.
- Se o disparo não for efetuado, desarmar a balestra sem disparar, soltando o botão e segurando o elástico. Não havendo contaminação da ponteira, a mesma deve ser manipulada com luva nitrílica e embrulhada em papel laminado com a parte brilhosa para fora e guardada na caixa de material descontaminado.
- Depois de realizada a Biópsia, o bote deve voltar imediatamente para o barco para que se inicie o procedimento de processamento das amostras, caso contrário as amostras de Biomarcadores podem ser danificadas. No trajeto até o barco, a ponteira deve ficar em gelo filtrado em isopor tampado.

5. Fracionamento do material biológico coletado

- Remover a ponteira da flecha usando luva nitrílica.
- Usar uma pinça descontaminada para empurrar o material biológico coletado para dentro da ponteira, em direção à rosca, removendo-o pela extremidade posterior da ponteira.
- Na bancada de procedimento, colocar o material biológico sobre uma placa de petri de vidro descontaminada.
- Separar a epiderme (genética e biomarcadores) da gordura (contaminantes orgânicos) usando lâmina de bisturi descontaminada. A lâmina deve ser descartada após utilização (uma lâmina por material biológico).
- Dividir a epiderme em duas amostras, cortadas perpendicularmente (1/3 para análises genéticas e 2/3 para análises de biomarcadores).
- O processamento das amostras de Biomarcadores deve ter prioridade. Este processamento, da biópsia até o armazenamento em nitrogênio líquido, deve ser realizado preferencialmente em no máximo 15 minutos (minimizando o efeito da protease).
- Dividir a amostra de Biomarcadores em dois criotubos: 1/2 para bioquímica, que deve ser identificada com a sigla BB, e 1/2 para análise molecular que deve ser identificada com a sigla BM.
- Não havendo amostra de gordura, toda a epiderme deve ser destinada às análises genéticas.
- Se o volume da amostra for muito grande para o tamanho do tubo, ela deve ser dividida de forma a disponibilizar amostras em duplicata.

6. Identificação das amostras

- Cada coleta de material biológico (biópsia) receberá um número sequencial, e as amostras fracionadas deste material serão identificadas com o mesmo número.
- As amostras para as diferentes análises serão diferenciadas por uma letra:
 - Análise Genética: **G**
 - Biomarcadores: **BB** (BIOQUIMICA) e **BM** (MOLECULAR)
 - Contaminantes: **C**
- As amostras terão terminologia conforme exemplo abaixo:
 - Primeira biópsia: **1G; 1BB; 1BM; 1C**
 - Vigésima biópsia: **20G; 20BB; 20BM; 20C**
- As amostras duplicadas receberão o mesmo número, porém diferenciadas com a letra **D**, que deve ser inserida ao final da terminologia, ex.: **20CD**.

7. Acondicionamento das amostras

Genética

- A amostra (1/3 de epiderme, conforme item 3) deve ser inserida em microtubo de 2 ml contendo álcool 70%. A amostra deve ficar completamente submersa no álcool.
- O material das amostras de baleia jubarte deverá ser armazenado no microtubo de 2 ml contendo RNAlater RNA Stabilization Reagent (ao invés de álcool 70%).
- A terminologia da amostra deve ser escrita no tubo com caneta específica e em papel vegetal, escrito a lápis, sendo inserido dentro do microtubo junto com a amostra. Certificar-se que a tampa do tubo está bem fechada e que o álcool não borrou a terminologia da amostra escrita no tubo.
- Guardar os microtubos na caixa (rack).
- As amostras para análise Genética devem ser mantidas refrigeradas na geladeira/freezer.

Biomarcadores

- Os tubos de 2 ml (Kasvi -K2-202 - DNA, DNase, RNase e Pyrogen FREE) deverão ser congelados no botijão de Nitrogênio líquido antes de se colocar as amostras, a fim de evitar que a tampa se solte por contração do material devido ao congelamento do frasco. Ou seja, estes deverão ser mantidos no botijão de nitrogênio até seu uso.
- Colocar a amostra (2/3 de pele, conforme item 3) em dois tubos criogênico de 2 ml (bioquímica e molecular).
- A terminologia da amostra deve ser escrita no tubo com caneta específica.
- As amostras de biomarcadores devem ser mantidas congeladas dentro do botijão de Nitrogênio nos canisters vermelho (4), verde (5) e azul (6) do botijão de número 1.

Contaminantes (HPA)

- A amostra de gordura deverá ser colocada em papel alumínio, com o lado brilhante voltado para fora. A amostra deve ser embrulhada várias vezes com o papel alumínio para proteger de contaminação externa, bem como para manter o embrulho firme e coeso. Depois de embrulhada, a amostra deve ser colocada em tubo criogênico de 5 ml.
- A terminologia da amostra deve ser escrita no tubo com caneta específica e em papel vegetal, escrito a lápis. O papel vegetal deve ser inserido no papel alumínio, mas com o cuidado de não entrar em contato com a amostra.
- As amostras para análise de contaminantes devem ser mantidas congeladas dentro do botijão de Nitrogênio nos canisters branco (1), amarelo (2) e preto (3) do botijão de número 1.

8. Informações importantes

- Nunca utilizar recipientes ou espátulas de plástico no manuseio das amostras para análise de contaminantes, pois o contato direto de plásticos com o tecido invalida a amostra pela contaminação com compostos orgânicos presentes nestes materiais.
- Quando embarcado, deve-se tomar cuidado para não contaminar o material de coleta com o óleo da embarcação ou fumaça do motor. A coleta deve ser feita sempre o mais distante possível do cano de escape do motor (preferencialmente na proa da embarcação).

9. Limpeza dos Materiais

- Descartar a luva após o manuseio das amostras.
- Descartar a lâmina de bisturi, colocando-a no coletor para material perfurocortante (Descarpack).

- Lavar o restante do material (pinça, cabo de bisturi, placa de petri e ponteiras) com água e detergente neutro, com auxílio de esponja, e armazenar em caixa plástica de material usado para a posterior descontaminação em terra.
- Secar bem o material antes de guardar para não enferrujar.
- Limpar a rosca da flecha (usando luva nitrílica) com algodão e álcool para remover fragmentos de tecido.
- Nunca colocar qualquer material usado no recipiente de material descontaminado.

10. Envio das amostras

- Todas as amostras serão enviadas ao final do cruzeiro.
- Cada envio deve ser acompanhado de um documento de custódia (ver item **11 Documento de Custódia**).
- As amostras de epiderme em álcool 70% e de baleia jubarte em RNALater, para as análises genéticas, serão enviadas em saco Ziplock dentro de uma caixa de isopor pelo correio (SEDEX) para o Laboratório de Biologia Genômica e Molecular na Faculdade de Biociências da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul - PUCRS, sob responsabilidade do Dr. Sandro Luis Bonatto. Endereço: Avenida Ipiranga, 6681, prédio 12C, sala 134, bairro Partenon, Porto Alegre - RS, CEP: 90619-900.
- As amostras de epiderme armazenadas em nitrogênio líquido serão destinadas à realização da análise de biomarcadores e seguirão para Laboratório indicado pela Petrobras, o Laboratório de Biomarcadores de Contaminação Aquática e Imunoquímica da Universidade Federal de Santa Catarina LABCAI/UFSC.
- As amostras para análise de contaminantes deverão ser encaminhadas para laboratório a ser designado pela Petrobras
- Para a qualidade analítica do resultado da análise de **contaminantes e biomarcadores** é muito importante que as **amostras fiquem refrigeradas na temperatura de -80°C** durante o transporte até o laboratório responsável. Para tanto, as amostras deverão ser **encaminhadas em isopor com gelo seco**. O transporte será feito pela TAM CARGO ou entregue em mãos.

11. Documento de Custódia

- Cada envio de amostra deverá ser acompanhado de um documento de custódia que apresentará a listagem das amostras e informações específicas sobre as mesmas.
- Não havendo documento de custódia específico do laboratório, utilizar o modelo fornecido pela Socioambiental.
- A responsabilidade pelo preenchimento do documento de custódia é dos profissionais envolvidos na biopsia, assim como o processamento da amostra e o transporte.

12. Planilha de Biópsia

- A ficha de Biópsia deve ser preenchida para cada biópsia realizada.
- A responsabilidade pelo preenchimento da ficha de biópsia é dos profissionais envolvidos na biopsia e no processamento da amostra.

13. Manejo dos Botijões de Nitrogênio

- As amostras de biomarcadores e contaminantes devem ser armazenadas no botijão identificado com o número 1, sendo as amostras de contaminantes colocadas nos canisters branco (1), amarelo (2) e preto (3), e as amostras de biomarcadores nos canisters vermelho (4), verde (5) e azul (6).
- A revisão de nível de nitrogênio do botijão 1 deve ser realizada com a régua de medição a cada 7 dias nos primeiros 15 dias. Após os primeiros 15 dias, esta revisão deve ser realizada de 3 em 3 dias. A régua deve ser inserida no botijão por 2 segundos

para essa medição. Ao retirar a régua, agitar a mesma, a parte congelada (branca) indica o nível do nitrogênio.

- O reabastecimento do botijão deve ser feito quando o nível de nitrogênio líquido do botijão 1 chegar em 20 cm; a estimativa para chegada neste nível é de 40 dias.
- Necessário uso de luvas e óculos de proteção para aqueles que fizerem o transbordo do nitrogênio líquido.
- Reabastecer o botijão 1 com aproximadamente 10 cm de nitrogênio, ou seja, se a régua estiver indicando 20 cm. Após o reabastecimento, a mesma deve apresentar 30 cm.
- Para o reabastecimento, utilizar primeiro o botijão 2. Quando a carga deste acabar, iniciar o uso do botijão 3.
- O procedimento de medição e reabastecimento deve ser seguido conforme os vídeos demonstrativos disponíveis na embarcação e apresentados no curso de nivelamento.

14. Descontaminação e assepsia do material utilizado (ponteiras, pinças, cabos de bisturi, lâminas e placas de petri de vidro) – Realizada em laboratório contratado

- Todo o procedimento deve ser realizado utilizando luvas nitrílicas.
- As pinças, cabos de bisturi, lâminas e placas de petri de vidro devem ser lavados com água e detergente neutro, com auxílio de esponja de limpeza. Os materiais devem, então, ser rinsados com água ultrapura tipo 1, segundo ASTM (“água Milli-Q”). Após este procedimento, devem ser rinsados com acetona P.A. (verificar se não há mais resíduo de água). Por último, devem ser rinsados com diclorometano (grau resíduo ou pesticida). O manuseio dos solventes deverá ser feito em uma capela.
- As ponteiras devem ser lavadas com água e detergente neutro, com auxílio de esponja, e rinsadas com água Milli-Q. Após este procedimento, cada ponteira deve ser limpa por dentro usando uma pinça com algodão embebido em acetona P.A. para remover todo o resto de tecido que possa ter ficado aderido às farpas internas da ponteira. Por último, devem ser rinsadas com acetona P.A. e na sequência rinsadas com diclorometano, como descrito previamente.
- Todos os materiais, com exceção da placa de petri de vidro, podem também ser lavados com água e detergente neutro, depois rinsados com “água Milli-Q”, e descontaminados em forno mufla a 400°C por 4 horas.
- Após a descontaminação, os materiais devem ser embrulhados em papel alumínio, com a face brilhante voltada para fora, e acondicionados em um recipiente (pote) para material descontaminado. As ponteiras embrulhadas em papel alumínio devem ser armazenadas em um saco ziplock limpo. Cada kit contendo pinça, cabo de bisturi e placa de petri deve ser separado em um saco ziplock limpo.

Anexo V.1.1-1: *Espécies de cetáceos registradas na Bacia de Santos segundo as fontes de dados dos registros - ver texto sobre as fontes de dados.*
 PMC = Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos;
 PMP = Projeto de Monitoramento de Praias na Bacia de Santos;
 SIMMAM = Sistema de Apoio ao Monitoramento de Mamíferos Marinhos.

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMC	PMP	SIMMAM
SUB-ORDEM MYSTICETI					
Família Balaenidae					
Baleia-franca-austral	<i>Eubalaena australis</i>	X ¹	X	X	X
Família Balaenopteridae					
Baleia-jubarte	<i>Megaptera novaeangliae</i>	X ²	X	X	X
Baleia-azul	<i>Balaenoptera musculus</i>	X ³	X		X
Baleia-fin	<i>B. physalus</i>	X ⁴	X	X	X
Baleia-sei	<i>B. borealis</i>	X ⁵	X	X	X
Baleia-de-Bryde	<i>B. brydei</i>	X ⁶	X	X	X
Baleia-minke-antártica	<i>B. bonaerensis</i>	X ⁷	X		X
Baleia-minke-anã	<i>B. acutorostrata</i>	X ⁸	X	X	X
SUB-ORDEM ODONTOCETI					
Família Physeteridae					
Cachalote	<i>Physeter macrocephalus</i>	X ⁹	X	X	X
Família Kogiidae					
Cachalote-pigmeu	<i>Kogia breviceps</i>	X ¹⁰		X	
Cachalote-anão	<i>Kogia sima</i>	X ¹¹	X	X	
Família Ziphiidae					
Baleia-bicuda-de-Cuvier	<i>Ziphius cavirostris</i>	X ¹²	X	X	
Baleia-bicuda-de-Arnoux	<i>Berardius arnuxii</i>	X ¹³			
Baleia-bicuda-do-sul	<i>Hyperoodon planifrons</i>	X ¹⁴			
Baleia-bicuda-de-True	<i>Mesoplodon mirus</i>	X ¹⁵			
Baleia-bicuda-de-Gervais	<i>Mesoplodon europaeus</i>	X ¹⁶			
Baleia-bicuda-de-Layard	<i>Mesoplodon layardii</i>	X ¹⁷			
Baleia-bicuda-de-Blainvillei	<i>Mesoplodon densirostris</i>	X ¹⁸			
Família Pontoporiidae					
Toninha	<i>Pontoporia blainvillei</i>	X ¹⁹	X	X	
Família Delphinidae					
Golfinho-de-dentes-rugosos	<i>Steno bredanensis</i>	X ²⁰	X	X	X

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMC	PMP	SIMMAM
Boto-cinza	<i>Sotalia guianensis</i>	X ²¹	X	X	X
Golfinho-nariz-de-garrafa	<i>Tursiops truncatus</i>	X ²²	X	X	X
Golfinho-pintado-pantropical	<i>Stenella attenuata</i>	X ²³	X	X	X
Golfinho-pintado-do-Atlântico	<i>S. frontalis</i>	X ²⁴	X	X	X
Golfinho-rotador	<i>S. longirostris</i>	X ²⁵	X	X	X
Golfinho-de-Clymene	<i>S. clymene</i>	X ²⁶	X		X
Golfinho-listrado	<i>S. coeruleoalba</i>	X ²⁷		X	X
Golfinho-comum	<i>Delphinus delphis</i>	X ²⁸	X	X	X
Golfinho-de-Fraser	<i>Lagenodelphis hosei</i>	X ²⁹	X	X	
Golfinho-liso-do-sul	<i>Lissodelphis peronii</i>	X ³⁰			
Golfinho-de-Risso	<i>Grampus griseus</i>	X ³¹	X		X
Golfinho-cabeça-de-melão	<i>Peponocephala electra</i>	X ³²	X	X	X
Orca-pigmeia	<i>Feresa attenuata</i>	X ³³	X	X	X
Falsa-orca	<i>Pseudorca crassidens</i>	X ³⁴	X	X	X
Orca	<i>Orcinus orca</i>	X ³⁵	X	X	X
Baleia-piloto-de-peitorais-longas	<i>Globicephala melas</i>	X ³⁶			X
Baleia-piloto-de-peitorais-curtas	<i>G. macrorhynchus</i>	X ³⁷	X		X
Família Phocoenidae					
Boto-de-Burmeister	<i>Phocoena spinipinnis</i>	X ³⁸			
Boto-de-óculos	<i>P. dioptrica</i>	X ³⁹		X	

1 ***Eubalaena australis*** (CASTELLO; PINEDO, 1979) (GEISE; BOROBIA, 1987a) (BEST et al., 1993) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS et al., 2001) (GREIG et al., 2001) (GROCH, 2001) (GROCH et al., 2005) (ACOSTA; CORREA; GROCH, 2007) (LODI; RODRIGUES, 2007) (CORDEIRO, 2008) (PONTALTI; DANIELSKI, 2011) (SANTOS et al., 2010) (KOLESNIKOVAS et al., 2012) (DOMBROSKI et al., 2016) (SEYBOTH et al., 2016) (FIGUEIREDO, 2017) (CRESPO et al., 2018) (CRESPO et al., 2018) (GROCH et al., 2019) (DOMBROSKI et al.,

2020) (CARROLL et al., 2020) (GROCH et al., 2020) (MAREGA-IMAMURA et al., 2020)

2 *Megaptera novaeangliae* (GEISE; BOROBIA, 1987a) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SIMÃO; MOREIRA, 2005) (SANTOS et al., 2010) (BORTOLOTTO et al., 2016) (FIGUEIREDO, 2017) (SICILIANO et al., 2019) (MAREGA-IMAMURA et al., 2020)

3 *Balaenoptera musculus* (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (BUCHMANN et al., 2017) (MILMANN et al., 2020)

4 *Balaenoptera physalus* (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (MARTUSCELLI et al., 1996) (SANTOS et al., 2010) (MILMANN et al., 2020)

5 *Balaenoptera borealis* (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (MILMANN et al., 2020)

6 *Balaenoptera brydei* (PASTENE et al., 2015) (GONÇALVES; AUGUSTOWSKI; ANDRIOLO, 2016) (BITTENCOURT et al., 2018) (LIMA, 2020) (MILMANN et al., 2020)

6.1 *Balaenoptera edeni* (GEISE; BOROBIA, 1987a) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (PINTO et al., 2004) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (FIGUEIREDO; SIMÃO, 2014) (GONÇALVES; AUGUSTOWSKI; ANDRIOLO, 2016) (FIGUEIREDO, 2017) (MELLO NETO et al., 2017) (MACIEL; TARDIN; SIMÃO, 2018) (SANTOS et al., 2019) (LIMA, 2020) (MILMANN et al., 2020)

7 *Balaenoptera bonaerensis* (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS et al., 2010) (FIGUEIREDO, 2017) (MILMANN et al., 2020)

8 *Balaenoptera acutorostrata* (GEISE; BOROBIA, 1987a) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (HASSEL et al., 2003) (SANTOS et al., 2010) (LACERDA et al., 2012) (FIGUEIREDO, 2017) (MILMANN et al., 2020)

9 *Physeter macrocephalus* (GEISE; BOROBIA, 1987a) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (CORDEIRO, 2008) (SANTOS et al., 2010) (AMORIM et al., 2020)

10 *Kogia breviceps* (CARVALHO, 1966) (GEISE; BOROBIA, 1987a) (GEISE; BOROBIA, 1987b) (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996)

- (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (MOURA et al., 2016)
- 11 *Kogia sima*** (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS et al., 2010) (MOURA et al., 2016)
- 12 *Ziphius cavirostris*** (ZANELATTO, R. C.; BITTENCOURT, M.L.; CORRÊA, M.F.M.; DOMIT, 1995) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS et al., 2010)
- 13 *Berardius arnuxii*** (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SICILIANO; SANTOS, 2003) (SANTOS et al., 2010)
- 14 *Hyperoodon planifrons*** (SANTOS; E FIGUEIREDO, 2016)
- 15 *Mesoplodon mirus*** (SOUZA et al., 2005) (SANTOS et al., 2010)
- 16 *Mesoplodon europaeus*** (SANTOS et al., 2003) (SANTOS et al., 2010)
- 17 *Mesoplodon layardii***
- 18 *Mesoplodon densirostris*** (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999)
- 19 *Pontoporia blainvillei*** (GEISE; BOROBIA, 1987b) (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI BENEDITTO; RAMOS, 2001) (DI BENEDITTO; RAMOS; LIMA, 2001) (PRZBYLSKI; MONTEIRO-FILHO, 2001) (MARIGO et al., 2002) (KINAS, 2002) (ROSAS; MONTEIRO-FILHO; OLIVEIRA, 2002) (YOGUI, 2002) (DI BENEDITTO, 2003) (SECCHI; OTT; DANILEWICZ, 2003) (KAJIWARA et al., 2004) (SANTOS; NETTO, 2005) (ALONSO, 2008) (CARVALHO et al., 2008) (CREMER; SIMÕES-LOPES, 2008) (CORDEIRO, 2008) (FLORES, 2009) (SANTOS; SILVA, 2009) (SEIXAS et al., 2009) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (YOGUI et al., 2010) (LAILSON-BRITO et al., 2011) (LAILSON-BRITO et al., 2012) (CREMER et al., 2013) (ALONSO et al., 2015) (FRAINER; SICILIANO; TAVARES, 2016) (DOMICIANO et al., 2016) (ALVES et al., 2017) (FIGUEIREDO, 2017) (PAITACH, R.; SIMÕES-LOPES, P. C.; CREMER, 2017) (ZAPPES et al., 2018) (CAMPOS et al., 2020) (MAREGA-IMAMURA et al., 2020) (MONTEIRO et al., 2020) (SUCUNZA et al., 2020)
- 20 *Steno bredanensis*** (MARTUSCELLI et al., 1996) (OTT; DANILEWICZ, 1996) (FLORES; XIMENES, 1997) (LODI; HETZEL, 1998a) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI BENEDITTO et al., 2001) (YOGUI, 2002)

(DORNELES et al., 2007) (SICILIANO et al., 2007) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (YOGUI et al., 2010) (LAILSON-BRITO et al., 2012) (LODI et al., 2012) (LEMOS et al., 2013) (FIGUEIREDO, 2017) (BITTENCOURT et al., 2018) (CARDOSO et al., 2019) (SANTOS et al., 2019) (LODI; MARICATO, 2020) (MONTEIRO et al., 2020)

21 *Sotalia guianensis* (GEISE; BOROBIA, 1987b) (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996) (LODI; HETZEL, 1998b) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SIMÃO et al., 2000) (DI BENEDITTO et al., 2001) (DI BENEDITTO; RAMOS; LIMA, 2001) (PRZBYLSKI; MONTEIRO-FILHO, 2001) (YOGUI, 2002) (LODI, 2003) (YOGUI; SANTOS; MONTONE, 2003) (BARBIERI, 2004) (FLORES; BAZZALO, 2004) (KAJIWARA et al., 2004) (FERREIRA; HANAZAKI; SIMÕES-LOPES, 2006) (FLORES; FONTOURA, 2006) (DORNELES et al., 2007) (IWAI, 2007) (CARVALHO et al., 2008) (CORDEIRO, 2008) (DORNELES et al., 2008a) (DORNELES et al., 2008b) (AZEVEDO et al., 2009) (SEIXAS et al., 2009) (ZAPPES et al., 2009) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (YOGUI et al., 2010) (CREMER et al., 2011) (LAILSON-BRITO et al., 2012) (DECONTO, 2013) (LEMOS et al., 2013) (ALONSO et al., 2015) (DOMICIANO et al., 2016) (FRAINER; SICILIANO; TAVARES, 2016) (ALVES et al., 2017) (AZEVEDO et al., 2017) (FIGUEIREDO, 2017) (PAITACH, R.; SIMÕES-LOPES, P. C.; CREMER, 2017) (BARBOSA et al., 2019) (COSTA-SILVA et al., 2019) (DECONTO; MONTEIRO-FILHO, 2019) (FLACH et al., 2019) (SANTOS et al., 2019) (GROCH et al., 2020) (MAREGA-IMAMURA et al., 2020) (TARDIN et al., 2020)

22 *Tursiops truncatus* (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI BENEDITTO et al., 2001) (PRZBYLSKI; MONTEIRO-FILHO, 2001) (YOGUI, 2002) (BARBIERI, 2004) (FLORES; FONTOURA, 2006) (DORNELES et al., 2007) (SICILIANO et al., 2007) (BARBOSA; CRUZ; LODI, 2008) (CORDEIRO, 2008) (LODI et al., 2008) (LUQUE et al., 2010) (MARIGO; GIFFONI, 2010) (SANTOS et al., 2010) (YOGUI et al., 2010) (DAURA-JORGE; SIMOES-LOPES, 2011) (ZAPPES et al., 2011) (DAURA-JORGE et al., 2012) (LAILSON-BRITO et al., 2012) (LEMOS et al., 2013) (COSTA et al., 2015) (COSTA et al., 2016)

(DAURA-JORGE; SIMÕES-LOPES, 2016) (DOMICIANO et al., 2016)
(SIMÕES-LOPES; DAURA-JORGE; CANTOR, 2016) (ALONSO et al.,
2017) (FIGUEIREDO, 2017) (FRUET et al., 2017) (OTT et al., 2017) (LODI;
TARDIN, 2018) (COSTA-SILVA et al., 2019) (LAVANDIER et al., 2019)
(MARICATO, 2019) (RIGHETTI et al., 2019) (SIMÕES-LOPES et al., 2019)
(HOHL et al., 2020) (LIMA et al., 2020) (PEREIRA et al., 2020)

23 *Stenella attenuata* (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SICILIANO et al., 2007) (PIRES, 2019)

24 *Stenella frontalis* (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996)
(ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI BENEDITTO et al., 2001)
(KAJIWARA et al., 2004) (DORNELES et al., 2007) (SICILIANO et al., 2007)
(BUCCI, 2008) (SEIXAS et al., 2009) (MARIGO; GIFFONI, 2010) (SANTOS
et al., 2010) (YOGUI et al., 2010) (LOPES et al., 2012) (LEMONS et al., 2013)
(DOMICIANO et al., 2016) (FIGUEIREDO, 2017) (LAVANDIER et al., 2019)

25 *Stenella longirostris* (BROWNELL JR; PRADERI, 1976) (ZERBINI;
SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DORNELES et al., 2007) (SICILIANO et al.,
2007) (LUQUE et al., 2010) (MARIGO; GIFFONI, 2010) (SANTOS et al.,
2010) (DOMICIANO et al., 2016)

26 *Stenella clymene* (SIMÕES-LOPES; PRADERI; PAULA, 1994) (ZERBINI;
SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (FERNANDES et al., 2007) (LUQUE et al.,
2010)

27 *Stenella coeruleoalba* (BROWNELL JR; PRADERI, 1976) (OTT;
DANILEWICZ, 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (ROSAS et
al., 2002) (BARBIERI, 2004) (SICILIANO et al., 2007) (LUQUE et al., 2010)
(SANTOS et al., 2010)

28 *Delphinus delphis* (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996)
(ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS; ROSSO; RAMOS,
2002) (BARBIERI, 2004) (SICILIANO et al., 2007) (LUQUE et al., 2010)
(FIGUEIREDO, 2017)

29 *Lagenodelphis hosei* (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI
BENEDITTO et al., 2001) (AZEVEDO et al., 2003) (SICILIANO et al., 2007)
(SANTOS et al., 2010) (LAILSON-BRITO et al., 2012)

- 30 *Lissodelphis peronii*** (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS et al., 2010)
- 31 *Grampus griseus*** (GEISE; BOROBIA, 1987b) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010)
- 32 *Peponocephala electra*** (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (MARIGO; GIFFONI, 2010) (SICILIANO; BROWNELL JR., 2015)
- 33 *Feresa attenuata*** (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SANTOS, 1997) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (MARIGO; GIFFONI, 2010) (MOURA et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (LEMONS et al., 2013) (SICILIANO; BROWNELL JR., 2015)
- 34 *Pseudorca crassidens*** (GEISE; BOROBIA, 1987a) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (DI BENEDITTO et al., 2001) (SICILIANO et al., 2007) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (LAILSON-BRITO et al., 2012)
- 35 *Orcinus orca*** (GEISE; BOROBIA, 1987a) (MARTUSCELLI et al., 1996) (LODI; HETZEL, 1998c) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SANTOS; NETTO, 2005) (CORDEIRO, 2008) (SANTOS; SILVA, 2009) (SANTOS et al., 2010) (LODI; FARIAS-JÚNIOR, 2011) (LAILSON-BRITO et al., 2012) (LEMONS et al., 2013) (FIGUEIREDO, 2017) (COSTA-SILVA et al., 2019) (SANTOS et al., 2019)
- 36 *Globicephala melas*** (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010) (SANTOS et al., 2010) (DOMICIANO et al., 2016)
- 37 *Globicephala macrorhynchus*** (SCHMIEGELOW; FILHO, 1989) (SCHMIEGELOW, 1990) (MARTUSCELLI et al., 1996) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SICILIANO et al., 2007) (SANTOS et al., 2010)
- 38 *Phocoena spinipinnis*** (GEISE; BOROBIA, 1987a) (SIMÕES-LOPES; XÍMENEZ, 1989) (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (SCHILLER, 2006)
- 39 *Phocoena dioptrica*** (ZERBINI; SICILIANO; PIZZORNO, 1999) (LUQUE et al., 2010)

Anexo V.1.1-2: Resultados da identificação genética das amostras por DNAm e sexagem molecular. * Espécies identificadas em campo que não foram corroboradas pelos resultados genéticos. N/A = not available. Identificação dos haplótipos: HT = *Tursiops truncatus*, HSO = *Sotalia guianensis*, HDD = *Delphinus delphis*, HSB = *Steno bredanensis*, HSF = *Stenella frontalis*, HSL = *S. longirostris*, HSA = *S. attenuata*, HSC = *S. clymene*, HGM = *Globicephala macrorhynchus*, HO = *Orcinus orca*, HPE = *Peponocephala electra*, HPC = *Pseudorca crassidens*, HPM = *Physeter macrocephalus*, HBE = *Balaenoptera brydei*, HBB = *B. bonaerensis*, HBa = *B. acutorostrata*, HBM = *B. musculus*, HBP = *B. physalus*, HbB = *B. borealis*, HBA e HGA = *M. novaeangliae*, HEA = *Eubalaena australis*.

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G1	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G2	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G3	HSO1	<i>Sotalia guianensis</i>	<i>S. guianensis</i>	<i>S. guianensis</i>	Macho
G4	HSO1	<i>Sotalia guianensis</i>	<i>S. guianensis</i>	<i>S. guianensis</i>	Fêmea
G5	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G6	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G7	HT4	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G8	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G9	HSF1	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G10*	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. capensis</i>	Fêmea
G11*	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. capensis</i>	Fêmea
G12	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G13	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G14	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G15	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G16	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Macho
G17	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G18	HT6	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G19	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G20	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G21*	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G22	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>T. australis</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G23	HSA2	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G24	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G25	HSL3	<i>Stenella longirostris</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G26	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G27	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G28	HSL4	<i>Stenella longirostris</i>	<i>T. australis</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G29	HSL5	<i>Stenella longirostris</i>	<i>T. australis</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G30	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Macho
G31	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G32	HT7	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G33	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G34	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G35*	HSF1	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G36	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G37	HT8	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G38	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G39	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G40	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G41	HSL3	<i>Stenella longirostris</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G42	HBB1	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Macho
G43	HSF4	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G44	HSC1	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G45	HBP1	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Macho
G46	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G47	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G48	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G49	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G50	HSF6	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G51	HBA074	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G52	HGA025	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G53	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G54	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G55	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G56	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G57	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G58	HT9	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G59	HDD2	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>Delphinus sp.</i>	Macho
G60	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>Delphinus sp.</i>	Fêmea
G61	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G62	HGA004	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G63	HBb1	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G64	HSL6	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G65	HSL7	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G66	HBb2	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G67*	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. borealis</i>	N/A
G68*	HBE2	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G69	HBP2	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Fêmea
G70	HBb2	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G71	HBb3	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G72	HBb4	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G73	HBb5	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G74	HBb6	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G75	HBb7	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G76	HBb8	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G77	HBb9	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G78	HGA011	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G79	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G80	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G81	HDD4	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G82	HSF9	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G83	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G84	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G85	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G86	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G87	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G88	HSL4	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G89	HSL8	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G90	HSF9	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G91	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G92	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G93	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Macho
G94	HSL9	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G95	HSL10	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G96	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G97	HSL11	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G98	HSL12	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G99	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G100	HT10	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G101	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G102	HSL3	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G103	HSL13	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G104	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G106	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G107	HBE3	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G108	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G109	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G110	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Macho
G111	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G112	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. edeni</i>	Macho
G113	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G114	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
GM1	HGA002	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
GM2	HGA002	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
GM3	HGA036	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G115	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G116	HSB2	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G117	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G118	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G119	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G120	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G121	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G122	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G123	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G124	HSF10	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G125	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G126	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G127	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G128	HT13	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G129	HBP3	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Macho
G130	HBP3	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Macho
G131	HSC2	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G132	HSC3	<i>Stenella clymene</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. clymene</i>	Macho
G133	HSC4	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Macho
G134	HSC5	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Macho
G135	HBA004	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G136	N/A	N/A	N/A	<i>M. novaeangliae</i>	N/A
G137*	HBB2	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. edeni</i>	Fêmea
G138*	HBB3	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. edeni</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G139	HBM1	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	Fêmea
G140	HBb10	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G141	HBP4	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Macho
G142	HBA012	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G143	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G144	HBA010	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G145	N/A	N/A	N/A	<i>T. truncatus</i>	N/A
G146	HBA002	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G147	HBA002	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G148	HBb7	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G149	HBb2	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G150	HBA007	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G151	HBA049	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G152	HBB4	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Macho
G153	HBB5	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Fêmea
G154	HSF11	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G155	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G156	HBA049	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G157	HBA049	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G158	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G159	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G160	HBM2	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	N/A
G161	HBM2	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	Macho
G162	HBM2	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	N/A
G163	HBM2	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	Macho
G164	HBM2	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	N/A
G165	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G166	HSF12	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G167	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G168	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G169	HBP5	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Fêmea
G170	HEA1	<i>Eubalaena australis</i>	<i>E. australis</i>	<i>E. australis</i>	Macho
G171	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G172	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G173	HT14	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G174	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G175	HSL14	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G176	HSL15	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G177	HSL16	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G178	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G179	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G180	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G181	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G182	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. brydei</i>	Fêmea
G183	HBA039	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G184	HGA036	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G185	HGA011	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G186	HBA058	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G187	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. brydei</i>	Fêmea
G188	HSL14	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G189	HSL17	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G190	HSL18	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G191	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G192	HSL15	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G193	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G194	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G195	HSA3	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G196	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G197	HSL15	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G198	HSL19	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G199	HSA2	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G200	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G201	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G202	HPM2	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G203	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G204	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G205	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G206	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G207	HSF18	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G208	HT4	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G209	HT4	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G210	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G211	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G212	HDD5	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G213	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G214	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G215	HSL3	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G216	HSL18	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G217	HSL20	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G218	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G219	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G220	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G221	HSF19	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G222	HSF19	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G223	HSL21	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G224	HSL22	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G225	HSL23	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G226	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G227	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G228	HT7	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G229	HSB3	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G230	HSB1	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G231	HSF18	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G232	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G233	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G234	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G235	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G236	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G237	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G238	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G239	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G240	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G241	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G242	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G243	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G244	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G245	HSL22	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G246	HSL3	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G247	HSL14	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G248	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G249	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G250	HSB2	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Macho
G251	HSB2	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G252	HPE1	<i>Peponocephala electra</i>	<i>P. electra</i>	<i>P. electra</i>	Fêmea
G253	HPE2	<i>Peponocephala electra</i>	<i>P. electra</i>	<i>P. electra</i>	Fêmea
G254	HPE3	<i>Peponocephala electra</i>	<i>P. electra</i>	<i>P. electra</i>	N/A
G255	HPE4	<i>Peponocephala electra</i>	<i>P. electra</i>	<i>P. electra</i>	Fêmea
G256	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G257	HPE4	<i>Peponocephala electra</i>	<i>P. electra</i>	<i>P. electra</i>	Macho
G258	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G259	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G260	HSL24	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G261	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G262	HSL14	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G263	HSL14	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G264	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G265	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G266	HSL25	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G267	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G268	HSC1	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Macho
G269	HSC6	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Macho
G270	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G271	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G272	HBA036	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G273	HEA2	<i>Eubalaena australis</i>	<i>E. australis</i>	<i>E. australis</i>	Macho
G274	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G275	HBA018	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G276	HT8	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G277	HBA020	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G278	HSB4	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Macho
G279	HBA028	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G280	HBA010	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G281	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G282	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. brydei</i>	Macho
G283	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G284	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G285	HBb8	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G286	HBb8	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G287	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G288	HBb4	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G289	HBb9	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G290	HBb11	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G291	HBb12	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G292	HBb13	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G293	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G294	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G295	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G296	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G297	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G298	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G299	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G300	HSC7	<i>Stenella clymene</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G301	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G302	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G303	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G304	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G305	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G306	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G307	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G308	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G309	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G310	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G311	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G312	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G313	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G314	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G315	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G316	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G317	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Fêmea
G318	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Fêmea
G319	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Fêmea
G320	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Fêmea
G321	HT15	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G322	HT14	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G323	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G324	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G325	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G326	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G327	HT8	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G328	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G329	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G330	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G331	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G332	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G333	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G334	HDD6	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G335	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G336	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G337	HSF13	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G338	HSF13	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G339	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea
G340	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G341	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G342	HT2	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G343	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G344	HT16	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G345	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G346	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G347	HSB2	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Fêmea
G348	HSA4	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G349	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G350	HSC6	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G351	HSC8	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G352	HBP6	<i>Balaenoptera physalus</i>	<i>B. physalus</i>	<i>B. physalus</i>	Fêmea
G353	HSC8	<i>Stenella clymene</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. clymene</i>	Fêmea
G354	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G355	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G356	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Fêmea
G357	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala sp.</i>	Macho
G358	HT17	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G359	HBM3	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	Fêmea
G360	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G361	N/A	N/A	N/A	<i>T. truncatus</i>	Macho
G362	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G363	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G364	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G365	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G366	HBA003	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>Balaenopterídeo</i>	N/A
G367	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G368	HBA065	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G369	HBA082	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G370	HGA011	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G371	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G372	HSL26	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G373	HBb14	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G374	HBb8	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G375	HBb7	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G376	HBb15	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G378	HBb9	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G379	HBb16	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G380	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G381	HBb17	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G382	HBb18	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G383	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G384	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G385	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G386	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G387	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G388	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G389	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G390	HDD2	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G391	HDD7	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G392	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G393	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G394	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G395	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G396	HT18	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G397	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G398	HDD8	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G399	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G400	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G401	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G402	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G403	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G404	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G405	HSF9	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. capensis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G406	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G407	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G408	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G409	HT8	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G410	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G411	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G412	HSL27	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G413	HSL27	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G414	HSL28	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G415	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G416	HSA2	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G417	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G418	HSA1	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G419	HSL29	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G420	HSL5	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G421	HBB6	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Fêmea
G422	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G423	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G424	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G425	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G426	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G427	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G428	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G429	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G430	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G431	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G432	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G433	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G434	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G435	HSF14	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G436	HBa1	<i>Balaenoptera acutorostrata</i>	<i>B. acutorostrata</i>	<i>B. acutorostrata</i>	Fêmea
G437	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G438	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G439	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G440	HPM1	<i>Physeter macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	<i>P. macrocephalus</i>	Fêmea
G441	HSL16	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G442	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G443	HT8	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G444	HT13	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G445	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G446	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G447	HDD2	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G448	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G449	HT12	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G450	HBE1	<i>Balaenoptera brydei</i>	<i>B. brydei</i>	<i>B. brydei</i>	Fêmea
G451	HBM4	<i>Balaenoptera musculus</i>	<i>B. musculus</i>	<i>B. musculus</i>	Fêmea
G452	HBb2	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G453	HSL22	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G454	HBb8	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G455	HBA025	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G456	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho
G457	HBb6	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G458	HBb19	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G459	HBb20	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G460	HBb21	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Macho
G461	HBb4	<i>Balaenoptera borealis</i>	<i>B. borealis</i>	<i>B. borealis</i>	Fêmea
G462	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G463	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G464	HSL2	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G465	HDD1	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Macho
G466	HBA058	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	N/A
G467	HBA007	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Macho
G468	HBSA01	<i>Megaptera novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	<i>M. novaeangliae</i>	Fêmea
G469	HBB7	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Fêmea
G470	HBB8	<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	<i>B. bonaerensis</i>	Macho
G471	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G472	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G473	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G474	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G475	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G476	HSL20	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G477	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G478	HSL28	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Fêmea
G479	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G480	HSA5	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G481	HSA5	<i>Stenella attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	<i>S. attenuata</i>	Macho
G482	HGM2	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Macho
G483	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Fêmea
G484	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Fêmea
G485*	HT1	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Macho
G486	HT19	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G487	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G488	HSB1	<i>Steno bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	<i>S. bredanensis</i>	Macho
G489	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G490	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G491	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G492	HSF2	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G493	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G494	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G495	HSF8	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G496	HSF13	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética DNA Surveillance	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G497	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Fêmea
G498	N/A	N/A	N/A	<i>T. truncatus</i>	Macho
G499	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Macho
G500	HGM1	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	<i>G. macrorhynchus</i>	<i>Globicephala</i> sp.	Macho
G501	HSF3	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G502	HSF11	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G503	HDD9	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G504	HSF5	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G505	HDD3	<i>Delphinus delphis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>D. delphis</i>	Fêmea
G506	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G507	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G508	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea
G509	HT5	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G510	HT3	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Macho
G511	HPC1	<i>Pseudorca crassidens</i>	<i>P. crassidens</i>	<i>P. crassidens</i>	Fêmea
G512	HSF11	<i>Stenella frontalis</i>	<i>D. delphis</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G513	HSF1	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Fêmea
G514	HSL30	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G515	HSL1	<i>Stenella longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	<i>S. longirostris</i>	Macho
G516	HSF7	<i>Stenella frontalis</i>	<i>S. coeruleoalba</i>	<i>S. frontalis</i>	Macho
G517	HT11	<i>Tursiops truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	<i>T. truncatus</i>	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética <i>DNA Surveillance</i>	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G518	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Fêmea
G519	HO1	<i>Orcinus orca</i>	<i>O. orca</i>	<i>O. orca</i>	Macho

Anexo V.3.1-1: Diversidade dos locos de microsatélites para as espécies de cetáceos amostradas na Bacia de Santos. n = número de amostras, K = número de alelos por loco.

<i>T. truncatus</i>			<i>S. longirostris</i>			<i>S. frontalis</i>			<i>S. attenuata</i>		
Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K
EV1	89	11	EV1	64	14	EV1	128	24	EV1	20	10
EV14	88	17	EV14	64	17	EV14	128	15	EV14	20	13
KWM2a	91	13	EV37	64	15	EV37	127	9	EV37	20	14
KWM12a	90	8	EV94	64	16	EV94	128	11	EV94	20	16
TexVet5	91	9	KWM12a	63	10	KWM2a	125	12	KWM2a	20	11
TexVet7	90	7	TexVet5	64	8	KWM12a	129	10	KWM12a	20	10
MK6	88	22	TexVet7	64	6	TexVet5	129	13	TexVet5	20	8
D08	88	12	MK6	64	15	TexVet7	129	7	TexVet7	20	4
			D08	64	13	MK6	127	9	MK6	20	14
						D08	129	18	D08	20	12
<i>S. clymene</i>			<i>D. delphis</i>			<i>S. bredanensis</i>			<i>S. guianensis</i>		
Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K
EV1	11	7	EV1	27	14	EV1	15	3	EV14	2	1
EV14	10	11	EV37	27	10	EV14	16	4	EV37	2	2
EV37	10	13	KWM2a	27	10	EV37	16	9	EV94	2	1
EV94	10	11	KWM12a	27	6	EV94	16	9	KWM2a	2	2
KWM2a	11	12	TexVet5	27	7	KWM12a	16	3	KWM12a	2	2
KWM12a	11	9	TexVet7	27	6	TexVet5	16	5	TexVet5	2	2
TexVet5	11	4	MK6	27	21	TexVet7	16	2	TexVet7	2	1
TexVet7	11	10	D08	27	6	MK6	16	1	MK6	2	2
MK6	9	9				D08	16	6	D08	2	1
D08	11	11									
<i>B. musculus</i>			<i>B. borealis</i>			<i>B. physalus</i>			<i>M. novaeangliae</i>		
Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K

EV1	4	5	EV1	35	18	EV1	6	11	EV1	29	3
EV14	4	4	EV14	34	15	EV14	6	6	EV37	29	16
EV37	4	5	EV37	34	19	EV37	6	5	EV94	30	14
EV94	4	1	EV94	34	11	EV94	6	10	EV96	22	11
EV96	4	4	EV96	34	15	EV96	6	8	GATA 28	29	7
GATA28	3	3	GATA28	35	12	GATA28	6	8	GATA 53	30	10
GATA53	4	1	GATA53	35	3	GATA417	6	4	GATA 417	30	12
GATA417	4	7	GATA417	35	9	GT23	6	6	464/4 65	23	6
GT23	4	6	GT23	35	10	GATA53	4	4	417/4 18	29	14
B. brydei			B. bonaerensis			P. macrocephalus			E. australis		
Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K
EV1	13	3	EV1	8	4	EV1	5	4	EV1	2	3
EV14	13	5	EV14	8	10	EV14	5	3	EV14	2	2
EV37	11	1	EV37	7	8	EV37	5	5	EV37	2	4
EV94	13	2	EV94	8	8	EV94	5	4	EV94	2	1
EV96	12	4	EV96	8	11	GATA28	5	3	GATA 28	2	4
GATA28	13	6	GATA28	8	8	GATA53	5	4	GT23	2	4
GATA53	12	3	GATA417	8	10	GATA417	5	3	RW31	2	2
GATA417	13	6	GT23	8	9	GT23	4	2	RW4- 10	2	2
GT23	12	4	GATA53	8	7	TexVet5	5	4	RW48	2	1
						464/465	4	2			
P. electra			O. orca			G. macrorhynchus					
Loco	n	K	Loco	n	K	Loco	n	K			
EV1	5	4	EV1	8	5	EV1	17	11			
EV14	5	4	EV37	8	8	EV37	19	8			
EV37	5	4	EV94	8	5	EV94	18	11			
EV94	5	4	GATA53	8	4	GATA53	18	11			
GATA53	5	4	KWM2a	8	7	GT23	18	5			
KWM2a	5	7	KWM12a	8	5	MK6	19	7			
KWM12a	5	4	MK6	8	4	464/465	18	10			
MK6	5	1	D08	7	1	417/418	13	4			
D08	5	6	464/465	5	4						
			417/418	8	3						

Anexo V.4.3-1: Descrição das 50 variáveis acústicas medidas para os assovios de delphinídeos na Bacia de Santos através do algoritmo ROCCA (Real-time Odontocete Call Classification Algorithm), pacote integrante do programa PAMGUARD.

Abreviação	Descrição da variável
FREQBEGSWEEP	Modulação inicial (1 = positiva, -1 = negativa, 0 = zero)
FREQBEGUP	Variável binária: 1= modulação inicial é positiva, 0=modulação inicial é negativa
FREQBEGDWN	Variável binária: 1= Variável binária: 1=modulação inicial é negativa, 0=modulação inicial é positiva
FREQENDSWEEP	Modulação final (1 = positiva, -1 = negativa, 0 = zero)
FREQENDUP	Variável binária: 1= Variável binária: 1=modulação final é positiva, 0=modulação final é negativa
FREQENDDWN	Variável binária: 1= Variável binária: 1=modulação final é negativa, 0=modulação final é positiva
FREQBEG	Frequência inicial (Hz)
FREQEND	Frequência final (Hz)
FREQMIN	Frequência mínima (Hz)
DURATION	Duração (s)
FREQRANGE	Frequência máxima – Frequência mínima (Hz)
FREQMAX	Frequência máxima (Hz)
FREQMEAN	Frequência média (Hz)
FREQMEDIAN	Frequência mediana (Hz)
FREQSTDDEV	Desvio padrão da frequência (Hz)
FREQSPREAD	Diferença entre os percentis de frequência em 75% e 25%
FREQQUARTER1	Frequência em ¼ da duração (Hz)
FREQQUARTER2	Frequência na metade da duração (Hz)
FREQQUARTER3	Frequência em ¾ da duração (Hz)
FREQCENTER	$(\text{Frequência mínima} + (\text{frequência máxima} - \text{frequência mínima})) / 2$
FREQRELBW	Largura de banda relativa: $(\text{frequência máxima} - \text{frequência mínima}) / \text{frequência central}$
FREQMAXMINRATIO	Frequência máxima / frequência mínima
FREQBEGENDRATIO	Frequência inicial / frequência final
FREQCOFM	Coeficiente da modulação de frequência: 20 medições de frequência igualmente espaçadas no

Abreviação	Descrição da variável
	tempo. Cada valor de frequência é subtraído pelo anterior. COMF é a soma dos valores absolutos dessas diferenças, todas divididas por 10.000.
FREQNUMSTEPS	Número de degraus (10% ou mais do aumento ou diminuição da frequência entre dois pontos)
NUMINFLECTIONS	Número de pontos de inflexão (mudança na modulação de positivo para negativo ou negativo para positivo)
INFMAXDELTA	Tempo máximo entre dois pontos de inflexão (s)
INFLMINDELTA	Tempo mínimo entre dois pontos de inflexão (s)
INFLMAXMINDELTA	Delta máximo / delta mínimo
INFLMEANDELTA	Tempo médio entre pontos de inflexão (s)
INFLSTDDEVDELTA	Desvio padrão do tempo entre pontos de inflexão (s)
INFLMEDIANDELTA	Mediana do tempo entre pontos de inflexão (s)
FREQSLOPEMEAN	Média total da inclinação (Hz/s)
FREQPOSSLOPEMEAN	Média da inclinação positiva (Hz/s)
FREQNEGSLOPEMEAN	Média da inclinação negativa (Hz/s)
FREQABSSLOPEMEAN	Média absoluta da inclinação (Hz/s)
FREQSLOPERATIO	Inclinação positiva/média da inclinação negativa
FREQSWEEPUPPERCENT	Percentual dos assovios que possuem inclinação positiva
FREQSWEEPDOWNPERCENT	Percentual dos assovios que possuem inclinação negativa
FREQSWEEPFLATPERCENT	Percentual dos assovios que possuem inclinação zero
NUMSWEEPUPDOWN	Número de pontos de inflexão que vão de inclinação positiva para inclinação negativa
NUMSWEEPDOWNUP	Número de pontos de inflexão que vão de inclinação negativa para inclinação positiva
NUMSWEEPUPFLAT	Número de vezes que a inclinação muda de positiva para zero
NUMSWEEPDOWNFLAT	Número de vezes que a inclinação muda de negativa para zero
NUMSWEEPFLATDOWN	Número de vezes que a inclinação muda de zero para negativa
NUMSWEEPFLATUP	Número de vezes que a inclinação muda de zero para positiva

Abreviação	Descrição da variável
FREQSTEPUP	Número de degraus que possuem frequência crescente
FREQSTEPDWN	Número de degraus que possuem frequência decrescente
STEPDUR	Número de degraus/duração
INFLDUR	Número de pontos de inflexão/duração

Anexo V.5.2-1: Avaliação e Interpretação de Resultados de Hidrocarbonetos de Petróleo, Organoclorados e Organobromados em Amostras Biológicas de Tetrápodes Provenientes de Programas de Monitoramento Ambiental da Petrobras

Avaliação e Interpretação de Resultados de Hidrocarbonetos de Petróleo, Organoclorados e Organobromados em Amostras Biológicas de Tetrápodes Provenientes de Programas de Monitoramento Ambiental da Petrobras.

RT – Relatório Técnico - Etapa de Curto Prazo do Programa de Monitoramento de Cetáceos



Volume 1

E&P

Revisão 00
Ago/2021



**Avaliação e Interpretação de Resultados
de Hidrocarbonetos de Petróleo,
Organoclorados e Organobromados em
Amostras Biológicas de Tetrápodes
Provenientes de Programas de
Monitoramento Ambiental da Petrobras.**

**RT – Relatório Técnico - Ciclo de Curto Prazo do Projeto
de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos (PMC-
BS)**

Volume 01

BR 00000000/00

Revisão 00

Agosto/2021



E&P

CONTROLE DE REVISÕES – BR00000000/00

REV	DESCRIÇÃO	DATA
00	Documento Original	25/08/2021

	Original	
Data	25/08/2021	
Elaboração	Rafael Lourenço, Satie Taniguchi	
Verificação	Rafael Lourenço	
Aprovação	PETROBRAS	

ÍNDICE GERAL

I. RESUMO	7
II. INTRODUÇÃO	9
II.1 Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos.....	10
II.2 Poluentes Orgânicos Persistentes	12
III. OBJETIVO	16
IV. MÉTODO ANALÍTICO	16
V. RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
V.1 Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos.....	22
V.2 Poluentes Orgânicos Persistentes.....	34
VI. CONCLUSÕES DA ETAPA DE MONITORAMENTO DE CURTO PRAZO	46
VII – EQUIPE TÉCNICA.....	49
VIII. REFERÊNCIAS.....	50

TABELAS E QUADROS

Tabela V.1 Relação das espécies onde foram analisados HPA nas amostras de biópsia (n amostral, número de machos e número de fêmeas).....	23
Tabela V.2 - Intervalo de concentração de HPA nas amostras de cetáceos - PMC: total de HPA, somatório de HPA leves, somatório de HPA pesados e percentual de naftaleno. Concentrações em peso úmido (ng g^{-1}).	25
Tabela V.3 - Concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de <i>Balaenoptera brydei</i> (ng g^{-1} , peso úmido).....	34
Tabela V.4 - Intervalo das concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> (ng g^{-1} , peso úmido).	38
Tabela V.5 - Intervalo das concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> (ng g^{-1} , peso úmido).....	42

FIGURAS

Figura V.1 Percentual de amostras com HPA quantificáveis e sem HPA quantificáveis. Os números nas barras indicam o número de amostras. _____	28
Figura V.2 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Balaenoptera borealis</i> . _____	29
Figura V.3 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Balaenoptera brydei</i> . _____	29
Figura V.4 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Globicephala macrorhynchus</i> . _____	30
Figura V.5 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Globicephala sp.</i> . _____	30
Figura V.6 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Megaptera novaeangliae</i> . _____	31
Figura V.7 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Orcinus orca</i> . _____	31
Figura V.8 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Peponocephala electra</i> . _____	32
Figura V.9 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Stenella frontalis</i> . _____	32
Figura V.10 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> . _____	33
Figura V.11 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>S. bredanensis</i> . _____	33
Figura V.12 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> . _____	34
Figura V.13 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de <i>Balaenoptera brydei</i> - fêmea. _____	35
Figura V.14 - Concentração de PCB totais quantificados em tecido adiposo de <i>Balaenoptera brydei</i> - fêmea. _____	36
Figura V.15 - Distribuição percentual de PCB em tecido adiposo de <i>Balaenoptera brydei</i> . _____	37
Figura V.16 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> . * indivíduos machos. _____	39
Figura V.17 - Concentração de mirex quantificados em tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> . * indivíduos machos. _____	40
Figura V.18 - Concentração de PCB totais quantificados em tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> . * indivíduos machos. _____	41
Figura V.19 - Distribuição percentual de PCB em tecido adiposo de <i>Stenella longirostris</i> . _____	41
Figura V.20 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> - fêmea. _____	43
Figura V.21 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> - macho. _____	44
Figura V.22 - Concentração de PCB totais quantificada em tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> - fêmea. _____	44
Figura V.23 - Concentração de PCB totais quantificada em tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> - macho. _____	45
Figura V.24 - Distribuição percentual de PCB em tecido adiposo de <i>Tursiops truncatus</i> . _____	46

I. RESUMO

Este Relatório Técnico compreende a avaliação e interpretação de resultados de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos, compostos organoclorados e compostos organobromados em amostras de biópsias de cetáceos coletadas pelo Projeto de Monitoramento de Cetáceos da Bacia de Santos (PMC-BS) durante seu Ciclo de Curto Prazo e analisadas entre outubro de 2017 e janeiro de 2021 .

Foram analisados HPA em 172 amostras de biópsias de tecido adiposo de vinte espécies de cetáceos extraídas de 91 machos, 80 fêmeas e 1 animal com sexo não determinado. Nas amostras analisadas as concentrações totais dos 38 HPA variaram entre menor que o limite de detecção (LD: entre 0,1 e 0,6 ng g⁻¹) e 3054 ng g⁻¹ em peso úmido (pu).

Das 121 amostras em que houve quantificação de HPA, em 112 amostras o naftaleno foi o HPA predominante, sendo que em 56 dessas amostras o naftaleno foi o único HPA detectado. Além do naftaleno, o fenantreno, o fluoranteno e o pireno foram os HPA com maior destaque.

De todas as amostras analisadas do PMC-BS houve a ocorrência de HPA em 70% das amostras e, de forma geral, nessas amostras as concentrações podem ser consideradas baixas e sem indícios de contribuições petrogênicas.

Não foram observadas correlações entre o sexo e as concentrações de HPA. Quando os animais são agrupados em odontocetos e mysticetos observa-se maior incidência de HPA nos odontocetos (75% das amostras com HPA) do que nos mysticetos (57% das amostras com HPA) e as concentrações de HPA no primeiro grupo foram superiores às do segundo. Essa diferenciação pode estar relacionada à alimentação diferenciada entre eles.

Em relação aos compostos organoclorados e organobromados foram analisadas 53 amostras de tecido das espécies *Balaenoptera brydeii*, *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus*. Para todas as espécies as maiores

concentrações foram encontrados para as classes PCB e DDT. Contudo, as concentrações de POP encontradas podem ser consideradas baixas. Apesar do baixo n amostral, para as espécies *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus* as maiores concentrações foram encontradas nos indivíduos machos. A avaliação da razão p,p'-DDE/DDT indica que não há introdução, ou a bioacumulação, recente desses compostos pelos animais. O nível de cloração e PCB reflete a posição desses animais na teia trófica assim como a presença desses compostos em suas presas.

O n amostral reduzido desse Ciclo de Curto Prazo do monitoramento não permitiu a realização de uma análise exploratória para a discussão dos dados em termos de diferenciação de acumulação por sexo dos animais para nenhuma das classes de compostos analisados. Destaca-se que não há relação entre essas classes e compostos quando consideradas as suas fontes e a sua metabolização pelos cetáceos.

II. INTRODUÇÃO

Para o licenciamento ambiental da produção e escoamento de petróleo e gás natural pela PETROBRAS na Bacia de Santos foi requerido pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) (Termo de Referência CGPEG/DILIC/IBAMA No 002/13 - “Termo de referência para elaboração do Estudo de Impacto Ambiental e Respectivo Relatório de Impacto Ambiental - EIA/RIMA para a Produção e Escoamento de Petróleo e Gás Natural do Polo Pré-Sal da Bacia de Santos – Etapa 2” e nos Pareceres Técnicos No 122/2014 e 343/2014) um monitoramento que compreendesse a análise de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (HPA) em tecido adiposo de cetáceos (biópsias) coletado através do disparo de dardos nos animais durante os cruzeiros de avistagem na Bacia de Santos (Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos, PMC-BS). Este monitoramento visa a avaliação da influência e a existência ou não de relação denexo causal entre as concentrações de contaminantes obtidas nos cetáceos com as atividades de E&P.

De forma a avaliar não apenas a bioacumulação e a influência dos hidrocarbonetos de petróleo, como os HPA, nos cetáceos, foram incluídas complementarmente pela PETROBRAS também as análises de poluentes orgânicos persistentes (POP) como os compostos organoclorados (OC) (pesticidas organoclorados - POC e bifenilas policloradas - PCB) e organobromados (OB) (éteres difenílicos polibromados – PBDE) em espécies selecionadas de cetáceos (*Balaenoptera brydei*, *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus*).

Este Relatório Técnico compreende a avaliação e interpretação de resultados de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos, compostos organoclorados e compostos organobromados em amostras de biópsias de cetáceos coletadas pelo Projeto de Monitoramento de Cetáceos da Bacia de Santos (PMC-BS) durante seu Ciclo de Curto Prazo e analisadas entre outubro de 2017 e Janeiro de 2021.

II.1 Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos

Os HPA constituem uma classe de compostos orgânicos semi-voláteis com pelo menos dois anéis benzênicos condensados, podendo apresentar ramificações de cadeias alifáticas (alquil-HPA). Os HPA são amplamente distribuídos no ambiente e são encontrados em todos os compartimentos: atmosfera, água, sedimentos e biota. As propriedades físico-químicas destes compostos e os processos de distribuição e transformação, como evaporação, dissolução, sedimentação, foto-oxidação e biodegradação, determinam o destino dos HPA no ambiente (NEFF, 2002; STOUT et al., 2002; STOUT e WANG, 2007).

O número e posição dos anéis aromáticos afetam as propriedades físicas e químicas dos HPA, seu comportamento ambiental e suas interações com a biota (UNEP/IOC/IAEA, 1992). Em geral suas características físico-químicas incluem altos pontos de fusão e ebulição, baixa pressão de vapor e baixa solubilidade em água. Além disso são hidrofóbicos e lipofílicos (SKUPINSKA et al., 2004; BJORSETH, 1983). A característica hidrofóbica dos HPA faz com que eles apresentem alta afinidade por frações orgânicas e, por isso, os HPA tendem a se adsorver ao material orgânico particulado e se acumular nos sedimentos (CHU E CHAN, 2000; MCELROY et al., 1989).

Quando liberados no ambiente marinho, uma parte dos HPA é evaporada, uma parte é solubilizada na água do mar e outra parte tende a se adsorver rapidamente a materiais suspensos e sedimentos. A absorção dos HPA pelos organismos marinhos ocorre principalmente pela fração solúvel e particulada através do contato com as brânquias e ou através da dieta. Porém a absorção dos HPA depende da sua biodisponibilidade e da fisiologia dos organismos envolvidos (MEADOR et al., 1995). Nos vertebrados, a maioria dos HPA absorvidos é eficientemente biotransformada por enzimas que aumentam sua solubilidade em água permitindo a sua excreção, enquanto que nos invertebrados a capacidade metabólica é inferior (JONSSON et al., 2004; MEADOR et al., 1995). Deste modo, os HPA são mais facilmente metabolizados por vertebrados do que por invertebrados e, por essa razão, e

em contraste com os POP, os HPA não são biomagnificados nas cadeias alimentares marinhas (HYLLAND, 2006, LOURENÇO et al., 2021).

Diversos HPA são classificados como tóxicos, sendo que alguns deles apresentam propriedades mutagênicas e carcinogênicas (NEFF, 1979). Consequentemente, a avaliação desses HPA tem sido incorporada em programas de monitoramento de agências ambientais (USEPA, 1993; USEPA, 1995; WEBSTER et al., 2017).

Os HPA podem ser formados através de diferentes processos e são classificados de acordo com sua origem (YUNKER et al., 2002). Os HPA podem ser sintetizados por algumas bactérias, plantas ou fungos (BAKHTIARI et al., 2010; WILCKE et al., 2003) e ainda podem ser formados a partir de reações diagenéticas que envolvem a transformação recente da matéria orgânica (VENKATESAN, 1988; WAKEHAM et al., 1980). Acredita-se, entretanto, que as atividades antropogênicas são as maiores responsáveis pela liberação de HPA no ambiente marinho (MCELROY et al., 1989).

Os HPA antropogênicos presentes no ambiente marinho são provenientes principalmente de introdução direta de petróleo e derivados ou da queima incompleta de combustíveis fósseis (NRC, 1985). As diferentes fontes contêm, em geral, os mesmos compostos. As diferenças relativas entre alguns desses compostos podem ser usadas como forma de identificação da sua origem (YUNKER et al., 2002). Vale ressaltar que as razões diagnósticas para identificação de fontes de HPA (petrogênica, pirolítica ou biogênica) estão bem estabelecidas para sedimento. Há também alguns poucos trabalhos em que são realizadas as avaliações da origem dos HPA em organismos como bivalves e peixes. Contudo, a revisão da literatura mostrou que a utilização das razões diagnósticas de HPA é muito incipiente para os trabalhos realizados com tetrápodes marinhos. WAN et al. (2007) descreve que a diluição dos HPA ao longo da teia trófica é resultado da combinação da baixa capacidade de assimilação de HPA e alta capacidade de metabolização desses compostos por organismos em posição superior na teia trófica. BROMAN et al. (1990) cita que o fluxo de HPA através da teia trófica não resulta no aumento na concentração de HPA com a elevação na teia trófica, o que indica que os HPA

são transformados rapidamente. TAKEUCHI et al. (2009) descreve que, ao contrário dos PCB, cuja concentração aumenta com o aumento do $\delta^{15}\text{N}$, ou seja com o aumento na posição no nível trófico, todos os HPA e alquilfenóis seguiram tendência reversa. Dessa forma, uma vez que esses animais possuem uma alta capacidade de metabolização dos HPA, as proporções entre os HPA individuais se alteram rapidamente, o que dificulta o estabelecimento de um índice ou razão diagnóstica para a avaliação da contaminação por petróleo.

II.2 Poluentes Orgânicos Persistentes

Os poluentes orgânicos persistentes (POP) incluem substâncias sintéticas pertencentes a diferentes grupos químicos que foram intencionalmente ou inadvertidamente produzidos e introduzidos no ambiente. Devido à sua estabilidade, capacidade de transporte a longas distâncias e principalmente devido à sua toxicidade, eles são de grande preocupação ambiental (XU et al., 2013).

Em 2001, com o objetivo de proteger a saúde humana e o meio ambiente, foi estabelecida pela UNEP (United Nations Environmental Programme – Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente) a Convenção de Estocolmo, com o objetivo de reduzir ou eliminar a produção e a consequente introdução destes compostos no meio ambiente. Segundo essa convenção (CS, 2018), os POP são compostos orgânicos que, quando liberados no meio ambiente, apresentam uma combinação particular de propriedades físico-químicas descritas a seguir:

- permanecem inalterados por períodos de tempo excepcionalmente longos (muitos anos);
- tornam-se amplamente distribuídos em todo o ambiente como resultado de processos naturais envolvendo solo, água e atmosfera;
- acumulam-se no tecido adiposo de organismos vivos, incluindo mamíferos, e são encontrados em concentrações mais altas nos níveis tróficos mais elevados (biomagnificam);

- são tóxicos para organismos, incluindo os seres humanos.

A lista inicial gerada em 2004, incluiu 12 POP prioritários, que são os mais persistentes e bioacumuláveis, sendo oito pesticidas organoclorados (aldrin, dieldrin, endrin, clordano, heptacloro, DDT, toxafeno e mirex), dois produtos industriais, bifenilas policloradas (PCB) e hexaclorobenzeno (HCB), o qual também tem ação inseticida, e dois resíduos não intencionais de atividades humanas: dioxinas e furanos (CLARK, 2001). Outros compostos como os éteres difenílicos polibromados (PBDE) também são citados como contaminantes ambientais emergentes e hoje estão inclusos na lista dos POP (XU et al., 2003).

O Brasil aprovou o texto da Convenção de Estocolmo por meio do Decreto Legislativo nº 204, de 7 de maio de 2004, e promulgou o texto da Convenção em 2005, via o Decreto nº 5.472, de 20 de junho de 2005. O governo brasileiro possui um plano nacional de implementação da Convenção de Estocolmo, além de uma série de inventários das quantidades de POP no Brasil e também de áreas contaminadas.

O grupo dos pesticidas organoclorados (POC) apresenta um grande número de substâncias com considerável diversidade de estruturas, propriedades e usos. Dentre estes, estão alguns dos compostos mais amplamente utilizados no mundo ao longo das últimas décadas e seus metabólitos como os DDT (o,p'-DDD; p,p'-DDD; o,p'-DDE; p,p'-DDE; o,p'-DDT; p,p'-DDT), HCH (alfa-HCH; beta-HCH; gama-HCH (lindano); delta-HCH), drins, (aldrin, dieldrin, endrin e isodrin), clordanas (cis-clordana; trans-clordana; heptacloro; heptacloro epóxido) e HCB (hexaclorobenzeno). Esses pesticidas têm o seu uso restrito em muitos países, inclusive no Brasil, e estão entre os compostos orgânicos mais estudados no ambiente marinho (JONES & VOOGT, 1999).

As bifenilas policloradas formam um grupo de 209 compostos orgânicos que podem conter entre 1 a 10 átomos de cloro na molécula. Entre as principais características, além das já descritas para a sua classificação como POP, pode-se destacar a alta constância dielétrica e a resistência a altas temperaturas. Devido a essas propriedades, foram usadas em

transformadores e capacitores, como fluídos isolantes, tintas e vernizes, borracha e resinas de poliéster, retardantes de chama e aditivos de óleos lubrificantes. Além disso, as PCB foram também usadas como agente sinérgico para aumentar o período de vida ativo dos pesticidas organoclorados (CLARK, 2001.). As PCB foram utilizadas industrialmente até a década de 1970, quando então ocorreu sua proibição em muitos países (ENDO et al., 2005). As principais fontes das PCB para o ambiente marinho são os efluentes industriais ou urbanos, despejados nos rios e lagos, e fumaças decorrentes da incineração de produtos contendo PCB, que podem entrar na atmosfera sob a forma particulada ou de vapor, sendo que ambas as formas coexistem (WHEATLEY, 1973). Neste caso, a transferência das PCB para o oceano é feita principalmente pela ação das chuvas e depende da partição na interface ar/água (BIDLEMAN e OLNEY, 1974). Uma vez no oceano, as PCB são distribuídas e transferidas através da coluna d'água, biota e sedimento. As PCB são muito solúveis em tecidos adiposos (BRUGGEMAN et al., 1981) e portanto, os tecidos hepático e adiposo, devido às suas altas concentrações de lipídios, podem acumular os xenobióticos lipofílicos, antes desses serem metabolizados e excretados pela bile (GARCIA et al., 2000). A acumulação depende das condições de cada organismo. Em animais como as tartarugas e cetáceos, a maior concentração é encontrada na camada de tecido adiposo, como descrito em da SILVA (2009) e LEONEL et al. (2012).

Os compostos organobromados como os PBDE são usados como retardantes de chama em vários produtos como plásticos, têxteis, móveis, eletroeletrônicos, entre outros (DE WIT, 2002). São resistentes à degradação e também são hidrofóbicos, sendo que a solubilidade em água e a pressão de vapor diminuem com o aumento no número de átomos de bromo na molécula (WHO, 1984; WONG et al., 2001). Segundo ANNUNCIACÃO et al. (2018) a principal fonte de PBDE para ambientes aquáticos em regiões urbanizadas é o lançamento de esgotos, sendo que no Brasil, onde a maior parte do esgoto não é tratada, sedimentos aquáticos são importantes sumidouros para essas substâncias. Por outro lado, uma outra fração dos PBDE, disponível em corpos aquáticos, irá se acumular na biota, o que provavelmente justifica a predominância de estudos realizados no Brasil envolvendo PBDE em cetáceos

e peixes. Além disso, os PBDE são compostos persistentes que também são bioacumulados e biomagnificados através da cadeia trófica. Esses compostos apresentam uma toxicidade aguda e uma exposição prolongada pode afetar a função da tireóide e causar desordens neurológicas, bem como efeitos estrogênicos e hepáticos. Além disso, efeitos sinérgicos com compostos como dioxinas ou outros POP não podem ser excluídos (DE BOER et al., 2000). Compostos análogos aos PBDE, como os éteres difenílicos polibromados metoxilados (MeO-PBDE), foram classificados como biogênicos em alguns organismos marinhos (VETTER, 2001; ALONSO et al., 2014). Os PBDE foram detectados pela primeira vez no meio ambiente no final da década de 1970 (DECARLO, 1979), mas o primeiro trabalho com PBDE em tecidos de cetáceos foi publicado quase dez anos depois, quando esses compostos foram analisados em golfinhos-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*) da Virginia, EUA (KUEHL et al., 1991). Uma revisão sobre retardantes de chama bromados que incluem os PBDE (PIERONI et al., 2016) afirma que poucos são os trabalhos que avaliaram a ocorrência desses compostos em amostras ambientais no Brasil, e dentre esses, a maioria foi com amostras oriundas das regiões sul e sudeste do Brasil. Segundo os autores, de forma geral, os níveis de PBDE detectados em amostras ambientais do Brasil é baixa.

III. OBJETIVO

O objetivo deste relatório é apresentar e avaliar os resultados de HPA e POP das amostras analisadas entre outubro de 2017 e janeiro de 2021, coletadas pelo PMC-BS em seu Ciclo de Curto Prazo.

IV. MÉTODO ANALÍTICO

Determinação de Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos e Poluentes Orgânicos Persistentes

Para os hidrocarbonetos policíclicos aromáticos foram considerados nesse trabalho os 16 HPA prioritários segundo a Agência de Proteção Ambiental Norte Americana (USEPA) (naftaleno, acenaftileno, acenafteno, fluoreno, fenantreno, antraceno, fluoranteno, pireno, benzo(a)antraceno, criseno, benzo(b)fluoranteno, benzo(k)fluoranteno, benzo(a)pireno, indeno(1,2,3-c,d)pireno, dibenzo(a,h)antraceno, benzo(ghi)perileno), os compostos dibenzotiofeno, perileno e benzo(e)pireno, além dos seguintes HPA alquilados: C1- a C4- naftalenos, C1- a C3- fluorenos, C1- a C3- dibenzotiofenos, C1- a C4- fenantrenos-antracenos, C1- e C2- fluorantenos-pirenos, e C1- e C2- crisenos.

Para os compostos organoclorados da classe das bifenilas policloradas (PCB) foram considerados os seguintes compostos: PCB 49, PCB 52, PCB 66, PCB 77, PCB 81, PCB 95, PCB 101, PCB 110, PCB 114, PCB 118, PCB 123, PCB 138, PCB 141, PCB 149, PCB 151, PCB 153, PCB 156, PCB 157, PCB 169, PCB 174, PCB 177, PCB 180, PCB 189, PCB 194, PCB 195 e PCB 206.

Para os compostos organoclorados da classe dos Pesticidas foram considerados o hexaclorobenzeno (HCB), os hexaclorociclohexanos (alfa-, beta-, delta- e gama-HCH), os drins (aldrin, isodrin, dieldrin e endrin), as clordanas (heptacloro, heptacloroepóxido A, heptacloroepóxido B, oxiclordana, alfa- e gama-clordana), os diclorodifenis (o,p'-DDE, p,p'-DDE, o,p'-DDD, p,p'-DDD, o,p'-DDT, p,p'-DDT), os endosulfans I e II, o metoxicloro e o mirex.

Para os compostos organobromados foram considerados os seguintes éteres difenílicos polibromados (PBDE): PBDE 28, PBDE 47, PBDE 99, PBDE 100, PBDE 153, PBDE 154 e PBDE 183.

Os procedimentos analíticos seguiram as recomendações dos métodos da Agência de Proteção Ambiental Americana USEPA 3540C (extração), USEPA 3610, USEPA 3630 e USEPA 3640 (purificação) e USEPA 8270E e USEPA 8081B (quantificação), com algumas adaptações baseadas no documento da Administração Americana para o Oceano e Atmosfera (NOAA) descrito em WADE E CANTILLO (1994) e em literatura recente (LAVANDIER et al., 2016, BALDASSIM et al., 2016, MONTONE et al., 2016, MÉNDEZ-FERNANDEZ et al., 2016, TANIGUCHI et al., 2016, COLABUONO et al., 2016, COLABUONO et al., 2015, MAGALHÃES et al., 2017, LOURENÇO et al. 2019).

Materiais

Todo material utilizado, vidraria, pinças, lâminas, etc. foi imerso em solução com detergente alcalino, Extran®, durante 24 horas, enxaguado, rinçado com água deionizada, seco em estufa ou em temperatura ambiente no caso de materiais volumétricos. Após seco, todo o material foi descontaminado com diclorometano e n-hexano antes da utilização. De forma alternativa, quando as características do material permitiram, o material foi calcinado a 400°C durante 4 horas.

Agentes secantes e adsorventes como sulfato de sódio (J. T. Baker, EUA), sílica e alumina (Merck, Alemanha) foram calcinados a 400°C antes de serem utilizados. Os solventes utilizados, n-hexano e diclorometano (J. T. Baker, EUA) foram de pureza grau-pesticida. A água utilizada para desativar a sílica e a alumina foi deionizada e posteriormente extraída três vezes com n-hexano.

Determinação do teor de umidade

A determinação do teor de umidade foi realizada por gravimetria. Para tanto uma fração de cada uma das amostras de tecido foi transferida para um frasco de vidro previamente pesado em balança analítica e mantido em estufa aberta (30°C) até verificação de peso constante. Com a diferença entre a massa úmida e a massa seca foi calculado o teor de umidade em porcentagem.

Extração

A extração dos tecidos dos organismos foi baseada no método USEPA 3540C. Utilizou-se 0,25 g de amostra de tecido úmido previamente triturado e homogeneizado, que foi macerado com 10 g de sulfato de sódio anidro. Foi adicionado o padrão sub-rogado p-terfenil-d₁₄ (500 ng) para os HPA e o padrão sub-rogado PCB 103 (100 ng) para os POP. Procedeu-se a extração em Soxhlet por 8 horas com n-hexano e diclorometano (1:1 v:v). Os extratos foram concentrados para 1 mL em evaporador rotativo com pressão reduzida, de onde se retirou 0,1 mL para determinação do teor lipídico por gravimetria.

Determinação do teor lipídico

Para a determinação do teor lipídico foi separado 0,1 mL dos extratos orgânicos concentrados, conforme citado. Este volume foi transferido para um frasco de vidro previamente pesado em balança analítica. Após a evaporação total do solvente em temperatura ambiente, cada frasco foi novamente pesado e a diferença de massa (resíduo) foi utilizada no cálculo do teor de lipídios em porcentagem (USEPA 8290 adaptado, Magalhães et al., 2017, Lourenço et al., 2019).

Purificação

Para a etapa de purificação dos extratos orgânicos contendo os HPA e POP foi seguida a metodologia adaptada dos protocolos USEPA 3610, USEPA 3630 e USEPA 3640. Os 0,9 mL restantes de cada um dos extratos foram eluídos com 80 mL de mistura n-hexano e diclorometano (1:1, v:v) através de coluna de vidro (25 cm de altura x 1,5 cm de diâmetro interno) contendo 8 gramas de sílica gel sobre 16 gramas de alumina e 1 grama de sulfato de sódio no topo. A sílica e a alumina foram previamente desativadas 5% com água (água deionizada e extraída com n-hexano). O eluato foi então concentrado para 1,0 mL e injetado no cromatógrafo a líquido de alta eficiência (CLAE) da Agilent (1260 Infinity II) acoplado a um detector de comprimento de onda variável (Agilent 1260 VWD) equipado com uma pré-coluna (Phenogel Guard 10 µm, 50 x 7,8 mm, Phenomenex, EUA) conectada em série com duas colunas de exclusão por tamanho (Phenogel 10 µm, 100 A, 22,5 x 250 mm, Phenomenex, EUA). Diclorometano com um fluxo de 5 mL min⁻¹ foi utilizado para a eluição

dos compostos. Para o monitoramento da eluição dos HPA nas colunas foi utilizado o detector UV/visível em 254 nm. A fração de 0 a 30 min foi descartada e coletada a fração contendo os HPA entre 30 e 40 min.

Os extratos contendo os HPA e POP foram concentrados e foram adicionados os padrões internos para os HPA (naftaleno-d₈, acenafteno-d₁₀, fenantreno-d₁₀, criseno-d₁₂ e perileno-d₁₂, concentração final de 500 ng mL⁻¹ de cada) e o padrão interno para os POP (tetracloro-meta-xileno - TCMX, concentração final de 100 ng mL⁻¹), totalizando o volume de 900 µL.

Quantificação

A análise e a quantificação dos HPA foi realizada utilizando cromatografia gasosa acoplada a espectrômetro de massas (CG-EM Agilent Technologies 6890/5973N) operando em modo de monitoramento seletivo de íons (SIM), seguindo o disposto no protocolo USEPA 8270.

Para os HPA, a temperatura no injetor e na interface foi programada em 280°C e a temperatura na fonte de íons foi programada em 300°C. O injetor foi equipado com septo Merlin Microseal® (Merlin Instrument Company, USA). Foi utilizada uma coluna cromatográfica HP-5MS (Agilent J&W GC Columns) com 30 metros de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e 0,25 µm de espessura de filme de 5% fenilmetilsiloxana. A programação do forno teve início em 40°C mantidos por 2 min, então a temperatura foi aumentada nas taxas de 25°C min⁻¹ até 100°C, de 5°C min⁻¹ até 230°C, e de 2°C min⁻¹ até 270°C, onde permaneceu por 5 minutos e, por fim, na taxa de 5°C min⁻¹ até 300°C.

Para os HPA, o equipamento foi calibrado utilizando uma curva de calibração no limite inferior, abrangendo a faixa de concentração entre 2,5 ng mL⁻¹ e 500 ng mL⁻¹ (2,5 ng mL⁻¹, 5,0 ng mL⁻¹, 25 ng mL⁻¹, 50 ng mL⁻¹, 250 ng mL⁻¹ e 500 ng mL⁻¹) contendo os 16 HPA prioritários controlados pelo método, além do dibenzotiofeno, benzo(e)pireno e perileno. A equação de reta da curva de calibração de cada um dos compostos apresentou coeficiente de determinação (R²) superior a 0,99. A quantificação foi baseada na padronização interna. Os HPA alquilados foram determinados utilizando-se a curva de calibração do

homólogo não alquilado. Os limites de detecção do método (LD) foram definidos como 3 vezes o desvio padrão (DP) da quantificação de 7 replicatas de uma amostra ($LD = 3 \times DP$) (WADE e CANTILLO, 1994). O limite de quantificação do método (LQ) foi definido pelo primeiro ponto da curva de calibração. LD e LQ para cada composto foram calculados em relação à massa extraída.

A análise e a quantificação dos PCB e PBDE foi realizada utilizando-se cromatografia gasosa acoplada a espectrômetro de massas (CG-EM Agilent Technologies 6890/5973N) operando em modo de monitoramento seletivo de íons (SIM), seguindo o disposto no protocolo USEPA 8270.

Para os PCB e PBDE, a temperatura no injetor e na interface foi programada em 280°C e a temperatura na fonte de íons foi programada em 300°C. Foi utilizada uma coluna cromatográfica HP-5MS (Agilent J&W GC columns) com 30 metros de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e 0,25 µm de espessura de filme de 5% fenilmetilsiloxana. A programação do forno teve início em 75°C mantidos por 3 min, então a temperatura foi aumentada nas taxas de 15°C min⁻¹ até 150°C, de 2°C min⁻¹ até 260°C e por fim na taxa de 10°C min⁻¹ até 300°C, onde permaneceu constante durante 10 minutos.

Para os PCB e PBDE, o equipamento foi calibrado utilizando uma curva de calibração abrangendo a faixa de concentração entre 1 ng mL⁻¹ e 200 ng mL⁻¹ (1 ng mL⁻¹, 5 ng mL⁻¹, 10 ng mL⁻¹, 20 ng mL⁻¹, 50 ng mL⁻¹, 80 ng mL⁻¹, 100 ng mL⁻¹, 150 ng mL⁻¹ e 200 ng mL⁻¹) contendo todos os compostos analisados. A equação de reta da curva de calibração de cada um dos compostos apresentou coeficiente de determinação (R^2) superior a 0,99. A quantificação foi baseada na padronização interna. Os limites de detecção do método (LD) foram definidos como 3 vezes o desvio padrão (DP) da quantificação de 7 replicatas de uma amostra ($LD = 3 \times DP$) (WADE e CANTILLO, 1994). O limite de quantificação do método (LQ) foi definido pelo primeiro ponto da curva de calibração. LD e LQ para cada composto foram calculados em relação à massa extraída.

A análise e a quantificação dos pesticidas organoclorados foi realizada utilizando cromatografia gasosa acoplada a detector de captura de elétrons (CG-DCE) seguindo o disposto no protocolo USEPA 8081B.

Para os pesticidas organoclorados, a temperatura no injetor e na interface foi programada em 300°C. Foi utilizada uma coluna cromatográfica HP-5MS (Agilent J&W GC columns) com 30 metros de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e 0,25 µm de espessura de filme de 5% fenilmetilsiloxana. A programação do forno teve início em 60°C, então a temperatura foi aumentada nas taxas de 5°C min⁻¹ até 150°C e mantida por 5 min, 1°C min⁻¹ até 200°C e por fim a 8°C min⁻¹ até 300°C e permaneceu constante durante 4,5 minutos.

Para os pesticidas, o equipamento foi calibrado utilizando uma curva abrangendo a faixa de concentração entre 1 ng mL⁻¹ e 200 ng mL⁻¹ (1 ng mL⁻¹, 5 ng mL⁻¹, 10 ng mL⁻¹, 20 ng mL⁻¹, 50 ng mL⁻¹, 80 ng mL⁻¹, 100 ng mL⁻¹, 150 ng mL⁻¹ e 200 ng mL⁻¹) contendo todos os compostos analisados. A equação de reta da curva de calibração de cada um dos compostos apresentou coeficiente de determinação (R²) superior a 0,99. A quantificação foi baseada na padronização interna. Os limites de detecção do método (LD) foram definidos como 3 vezes o desvio padrão (DP) da quantificação de 7 replicatas de uma amostra (LD = 3 x DP) (WADE e CANTILLO, 1994). O limite de quantificação do método (LQ) foi definido pelo primeiro ponto da curva de calibração. LD e LQ para cada composto foram calculados em relação à massa extraída.

Controle de Qualidade

Para o controle de qualidade das análises foram analisados, juntamente com cada batelada de extração de amostras, um branco (sulfato de sódio), um branco e uma amostra fortificados, ou seja, acrescidos dos compostos de interesse, HPA 50 ng g⁻¹, pesticidas, PCB e PBDE 10 ng g⁻¹, peso úmido. Foram realizadas também, periodicamente, as análises de materiais de referência para HPA (NIST, SRM 2974a, Organics in Freeze-Dried Mussel Tissue - *Mytilus edulis*) e para pesticidas, PCB e PBDE (NIST, SRM 1945, Organics in Whale Blubber).

Foram considerados válidos os resultados das amostras em que a recuperação dos padrões sub-rogados e a recuperação dos compostos adicionadas aos brancos e às amostras fortificadas estiveram entre 45 e 120%. As amostras cujas recuperações dos compostos estiveram fora dessa faixa foram reanalisadas. A análise dos materiais de referência têm demonstrado a precisão e exatidão do método analítico empregado.

V. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados das análises no tecido adiposo dos cetáceos foram separados por classes de contaminantes (HPA e POP) e dentro dessa separação foram feitos os demais agrupamentos. Todos os resultados estão apresentados em ng g^{-1} de peso úmido.

V.1 Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos

Os detalhes dos resultados das análises de HPA nas amostras do Ciclo de Curto Prazo do PMC-BS são descritos nos itens a seguir.

Foram analisados HPA em 172 amostras de biópsias de tecido adiposo de cetáceos, vinte espécies no total, coletadas através do lançamento de dardos nos animais durante cruzeiros de avistagem na Bacia de Santos (**Tabela V.1**). As 172 amostras foram extraídas de 91 machos, 80 fêmeas e 1 animal com sexo não determinado.

Nas amostras analisadas, as concentrações totais dos 38 HPA analisados variaram entre menor que o limite de detecção (LD: entre 0,1 e 0,6 ng g^{-1}) e 3054 ng g^{-1} em peso úmido (pu).

Tabela V.1 Relação das espécies onde foram analisados HPA nas amostras de biópsia (n amostral, número de machos e número de fêmeas)

Espécie	n amostral	n macho	n fêmea
<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	2	2	0
<i>Balaenoptera borealis</i>	11	7	4
<i>Balaenoptera brydei</i>	7	1	6
<i>Balaenoptera musculus</i>	2	0	2
<i>Balaenoptera physalus</i>	1	1	0
<i>Delphinus delphis</i>	3	1	2
<i>Delphinus sp.</i>	1	0	1
<i>Eubalaena Australis</i>	1	1	0
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	6	4	2
<i>Globicephala sp.</i>	3	3	0
<i>Megaptera novaeangliae</i>	18	13	5
<i>Orcinus orca</i>	4	4	0
<i>Peponocephala electra*</i>	5	1	3
<i>Physeter macrocephalus</i>	1	0	1
<i>Stenella attenuata</i>	1	0	1
<i>Stenella clymene</i>	1	1	0
<i>Stenella frontalis</i>	45	29	16
<i>Stenella longirostris</i>	16	2	14
<i>Steno bredanensis</i>	9	2	7
<i>Tursiops truncatus</i>	35	19	16
Total	172	91	80

* 1 indivíduo com sexo indefinido

Em 121 amostras (70%) foram encontrados HPA em concentração superior ao limite de quantificação do método analítico (LQ: entre 5,6 e 9,0 ng g⁻¹ pu), sendo 67 destas amostras de machos, 53 de fêmeas e 1 de animal com sexo indeterminado (**Figura V.1**).

Das 121 amostras em que houve quantificação de HPA, em 112 o naftaleno foi o HPA predominante, sendo que em 56 dessas amostras o naftaleno foi o único HPA detectado. Além do naftaleno, o fenantreno, o fluoranteno e o pireno foram os HPA com maior destaque.

As concentrações de HPA encontradas nas biópsias de cetáceos coletadas na Bacia de Santos podem ser consideradas relativamente baixas (mediana = 24 ng g⁻¹ pu) considerando-se as concentrações para cetáceos apresentadas nas revisões bibliográficas realizadas por SANSEVERINO e MENICONI (2014,

2015) e por BÍCEGO et al. (2018), onde foram reportadas concentrações de total de 14 HPA variando entre 199 e 198.000 ng g⁻¹ pu em amostras de biópsia de tecido adiposo de cetáceos. Contudo, nesses trabalhos avaliados na revisão de literatura, os organismos com as maiores concentrações de HPA nas biópsias (198.000 ng g⁻¹ pu) foram relacionados à derrames de petróleo (MARSILI et al., 2001, 2002).

De forma geral, as concentrações elevadas de HPA em amostras de biópsia de mamíferos marinhos reportadas nos trabalhos descritos na literatura, mesmo nos casos associados aos derrames de óleo, foram obtidas utilizando detector de fluorescência, que é uma técnica analítica que não permite a confirmação de identidade do composto quantificado, ou seja, não é uma técnica específica para HPA e está sujeita a interferências (Lourenço et al., 2021). Dessa forma a comparação das concentrações de HPA obtidas utilizando técnicas não específicas, como fluorescência, com as reportadas no presente trabalho devem ser vistas com cautela.

Na **Tabela V.2** são apresentados os intervalos das concentrações de HPA nas amostras de biópsia de tecido adiposo em cada espécie. No **Anexo A** são apresentadas a identificação e detalhes das amostras de cetáceos analisadas assim como os resultados das análises de HPA.

Tabela V.2 – Intervalo de concentração de HPA nas amostras de cetáceos – PMC-BS (Ciclo de Curto Prazo): total de HPA, somatório de HPA leves,

somatório de HPA pesados e percentual de naftaleno. Concentrações em peso úmido (ng g^{-1}).

Espécie / Intervalo de concentração	nº de indivíduos	nº de amostras com HPA	Σ HPA (ng g^{-1})	Σ HPA leves (ng g^{-1})	Σ HPA pesados (ng g^{-1})	Naftaleno* (%)
<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	2	0	<LD	<LD	<LD	-
<i>Balaenoptera borealis</i>	11	8	<LD - 1709	<LD - 1636	<LD - 73	33 - 100
<i>Balaenoptera brydei</i>	7	2	<LD - 28	<LD - 28	<LD - 28	100
<i>Balaenoptera musculus</i>	2	1	<LD - 11	<LD - 11	<LD	100
<i>Balaenoptera physalus</i>	1	1	383	366	16	82
<i>Delphinus delphis</i>	3	1	<LD - 7	<LD - 7	<LD	100
<i>Delphinus sp.</i>	1	1	11	11	<LD	100
<i>Eubalaena Australis</i>	1	1	47	47	<LD	68
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	6	6	8 - 42	8 - 42	<LD	32 - 100
<i>Globicephala sp.</i>	3	3	23 - 33	23 - 33	<LD	100
<i>Megaptera novaeangliae</i>	18	11	<LD - 781	<LD - 758	<LD - 31	62 - 100
<i>Orcinus orca</i>	4	3	<LD - 51	<LD - 51	<LD	100
<i>Peponocephala electra</i>	5	2	<LD - 21	<LD - 21	<LD	100
<i>Physeter macrocephalus</i>	1	0	<LD	<LD	<LD	-
<i>Stenella attenuata</i>	1	0	<LD	<LD	<LD	-
<i>Stenella clymene</i>	1	1	28	28	<LD	68
<i>Stenella frontalis</i>	45	30	<LD - 57	<LD - 57	<LD - 16	36 - 100
<i>Stenella longirostris</i>	16	15	<LD - 453	<LD - 274	<LD - 190	27 - 100
<i>Steno bredanensis</i>	9	9	11 - 2174	11 - 1980	<LD - 130	53 - 100
<i>Tursiops truncatus</i>	35	26	<LD - 3054	<LD - 2600	<LD - 801	17 - 100

Concentrações em peso úmido * Considerando apenas as amostras em que houve detecção de HPA

LD = 0,6 ng g^{-1}

HPA leves = 2 - 3 anéis aromáticos

HPA pesados = 4-6 anéis aromáticos

Nas espécies *Balaenoptera bonaerensis* (n=2), *Physeter macrocephalus* (n=1), *Stenella attenuata* (n=1) não foram detectados HPA.

Para as espécies *Balaenoptera physalus*, *Delphinus sp.*, *Eubalaena australis* e *Stenella clymene* apenas uma amostra de biópsia, de cada espécie, foi analisada. Nas biópsias dessas espécies as concentrações totais de HPA quantificados foram, respectivamente, 383; 11; 47; e 28 ng g^{-1} pu. Em todas elas, o naftaleno foi o HPA predominante.

Nas amostras de biópsia de *Balaenoptera borealis*, foram quantificados HPA em 8 das 11 amostras analisadas. A concentração máxima encontrada foi de 1709 ng g^{-1} pu. Nas amostras onde a concentração foi superior ao LQ, houve predominância de HPA leves (2 e 3 anéis aromáticos), com destaque para o naftaleno como HPA predominante. Observou-se uma tendência de maiores concentrações de HPA nos machos em relação às concentrações encontradas nas fêmeas, contudo o n amostral não é suficiente para aplicação de um teste estatístico visando avaliar se as diferenças são significativas.

Nas amostras de biópsia de *Balaenoptera brydei* foram quantificados HPA em 2 das 7 amostras analisadas. As concentrações totais de HPA encontradas nas duas amostras foram de 28 e 13 ng g⁻¹ pu. Em ambas, esse total equivale apenas ao naftaleno, único HPA com concentração superior ao LQ.

Das duas amostras de biópsia de *Balaenoptera musculus* analisadas, em apenas uma houve quantificação de HPA, 11 ng g⁻¹ pu (100% de naftaleno).

Das três amostras de biópsias analisadas da espécie *Delphinus delphis*, em apenas uma houve quantificação de HPA, 7 ng g⁻¹ pu (100% de naftaleno).

Nas 6 amostras de biópsias de *Globicephala macrorhynchus* foram quantificados HPA, a concentração total variou entre 8 e 42 ng g⁻¹ pu e em apenas uma amostra o naftaleno não foi o HPA predominante. Para as biópsias de *Globicephala* sp. foram quantificados HPA nas 3 amostras analisadas, a concentração total variou entre 23 e 33 ng g⁻¹ pu (100% de naftaleno).

Nas biópsias de *Megaptera novaeangliae* foram quantificados HPA em 11 das 18 amostras analisadas. Nessas amostras, as concentrações variaram entre 11 e 781 ng g⁻¹ pu e o naftaleno foi o HPA predominante em todas elas. As concentrações nos machos foram superiores às encontradas nas fêmeas, contudo o n amostral não é suficiente para aplicação de um teste estatístico visando avaliar se essas diferenças observadas são significativas.

Quatro amostras de biópsia de *Orcinus orca*, todas retiradas de machos, foram analisadas e em três delas foram quantificados HPA. As concentrações variaram entre 19 e 51 ng g⁻¹ pu e o naftaleno foi o HPA predominante.

Em duas das cinco amostras de *Peponocephala electra* analisadas foram quantificados HPA, com concentrações de 10 e 21 ng g⁻¹ de naftaleno em pu.

Stenella frontalis foi a espécie com maior número de amostras analisadas, 45 no total. Em 30 amostras foram quantificados HPA e nessas a concentração total variou entre 8 e 57 ng g⁻¹ pu. Em apenas 2 amostras, o naftaleno não representou mais de 50% do total de HPA, contudo em todas elas há predominância de HPA com 2 e 3 anéis aromáticos. Não foi observada

tendência de concentrações maiores ou menores de HPA em machos ou fêmeas.

Na espécie *Stenella longirostris*, em 15 das 16 amostras analisadas foram quantificados HPA. Nestas amostras, as concentrações totais de HPA variaram entre 23 e 452 ng g⁻¹ pu. Em todas elas houve predominância de HPA leves, com destaque para o naftaleno. Apenas duas amostras eram de animais machos, de forma que não é possível realizar uma avaliação de tendência de acumulação dos HPA em função do sexo do animal.

Nas nove amostras de *Steno bredanensis* analisadas foram quantificados HPA. As concentrações de HPA totais variaram entre 11 e 2174 ng g⁻¹ pu, com predominância de naftaleno. Apenas duas amostras foram retiradas de animais machos e, portanto, não é possível uma avaliação de tendência de concentração por sexo do animal.

Nas biópsias de *Tursiops truncatus* foram quantificados HPA em 26 das 35 amostras analisadas. Nestas, as concentrações de HPA variaram entre 10 e 3054 ng g⁻¹ pu. Em apenas sete dessas amostras o naftaleno não foi o HPA predominante. A presença de HPA pesados, com 4 a 6 anéis aromáticos, foi superior à encontrada nas demais espécies. Assim como observado para os outros animais, o n amostral não é suficiente para avaliar a preferência de acumulação de HPA por sexo.

Apesar do n amostral reduzido para a maior parte das espécies, quando elas foram agrupadas entre odontocetos (n=130) e mysticetos (n = 42), observou-se que em 75% das amostras de odontocetos foram quantificados HPA, enquanto que nas amostras de mysticetos esse percentual foi de 57%. As concentrações de HPA encontrados nas amostras de odontocetos (Mediana = 25,3 - Máximo de 3054 ng g⁻¹ pu) foram, de forma geral, superiores às encontradas nas amostras de mysticetos (Mediana = 15,9 - Máximo de 1709 ng g⁻¹ pu). Essa diferenciação pode estar relacionada à alimentação diferenciada entre os grupos. Os odontocetos possuem dieta diversificada variando de espécie para espécie, mas basicamente alimentam-se de peixes,

lulas, polvos e crustáceos. Já os mysticetos se alimentam primordialmente de organismos planctônicos, principalmente pequenos crustáceos.

Na **Figura V.1** estão resumidos os percentuais de amostras onde houve e onde não houve quantificação de HPA em cada uma das espécies.

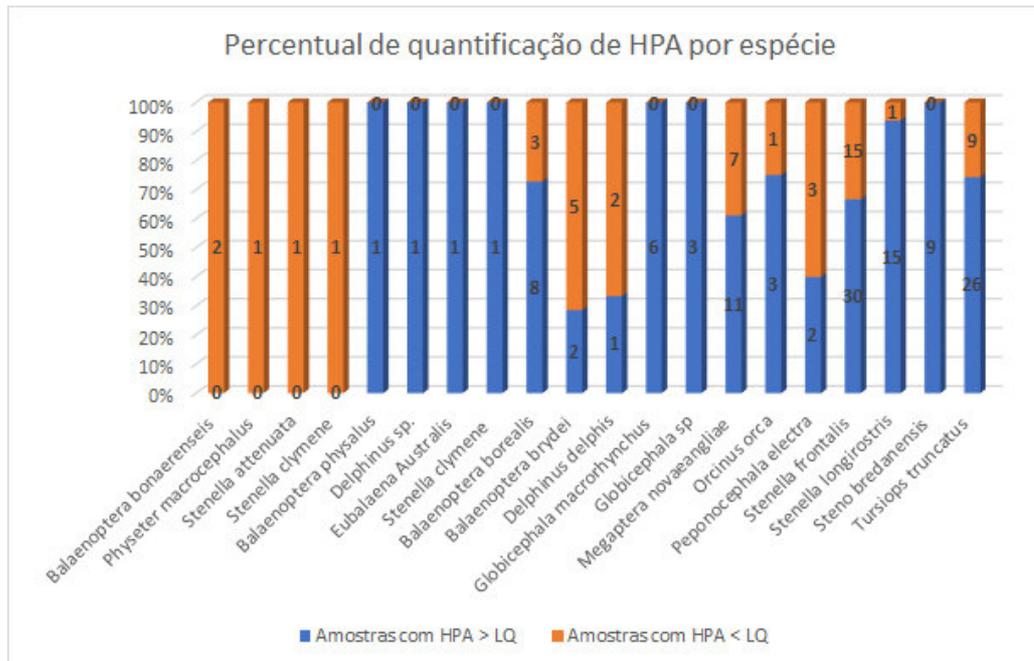


Figura V.1 Percentual de amostras com HPA quantificáveis e sem HPA quantificáveis. Os números nas barras indicam o número de amostras.

Nas **Figuras V.2 a V.12** são apresentadas as distribuições dos HPA nas espécies em que as concentrações foram superiores ao limite de quantificação em pelo menos 2 indivíduos. Apesar da predominância de HPA de 2 e 3 anéis aromáticos na maioria das amostras, que é resultado da presença marcante de naftaleno na maior parte dos casos, o perfil dos HPA não é um perfil característico de HPA predominantes do petróleo, visto a ausência de HPA alquilados como os alquil-naftalenos e alquil-fenantrenos, assim como a ausência dos dibenzotiofenos.

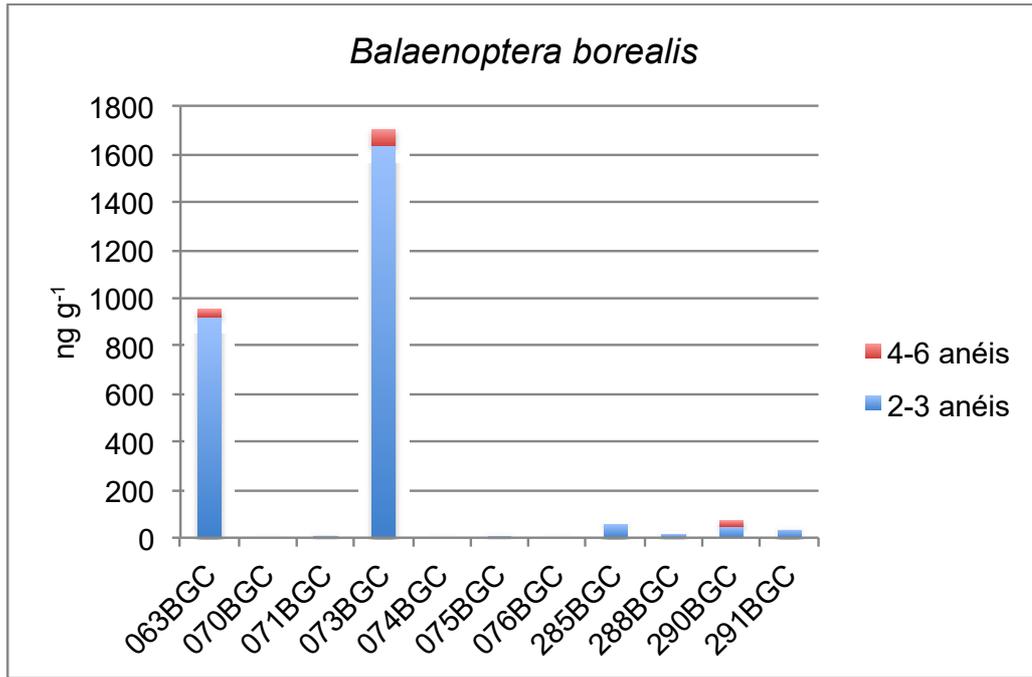


Figura V.2 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Balaenoptera borealis*.

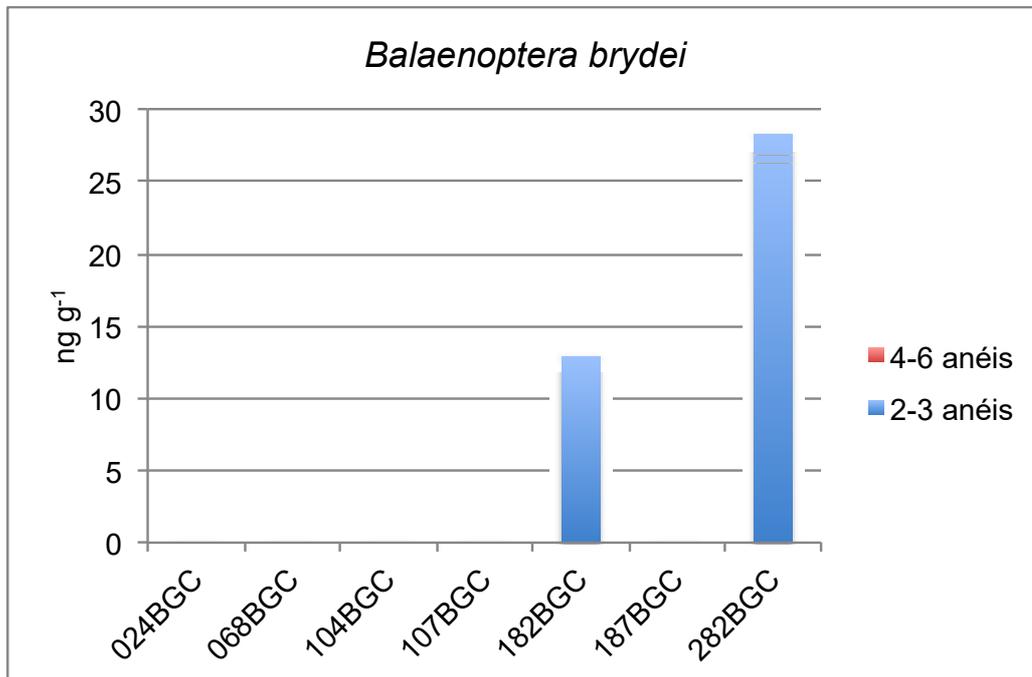


Figura V.3 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Balaenoptera brydei*.

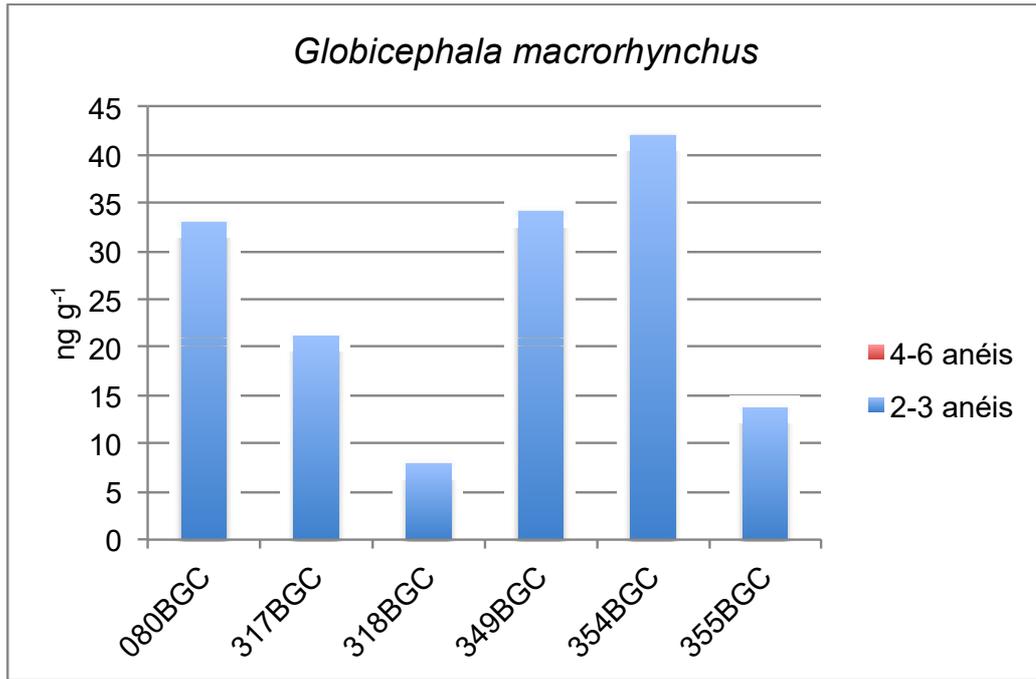


Figura V.4 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Globicephala macrorhynchus*.

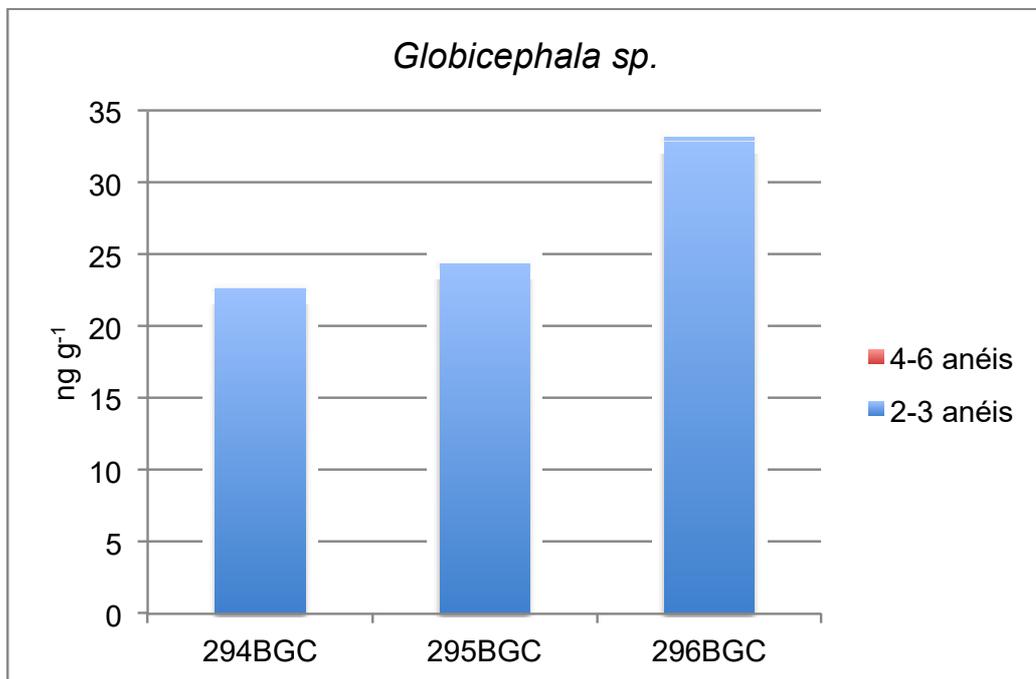


Figura V.5 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Globicephala sp.*

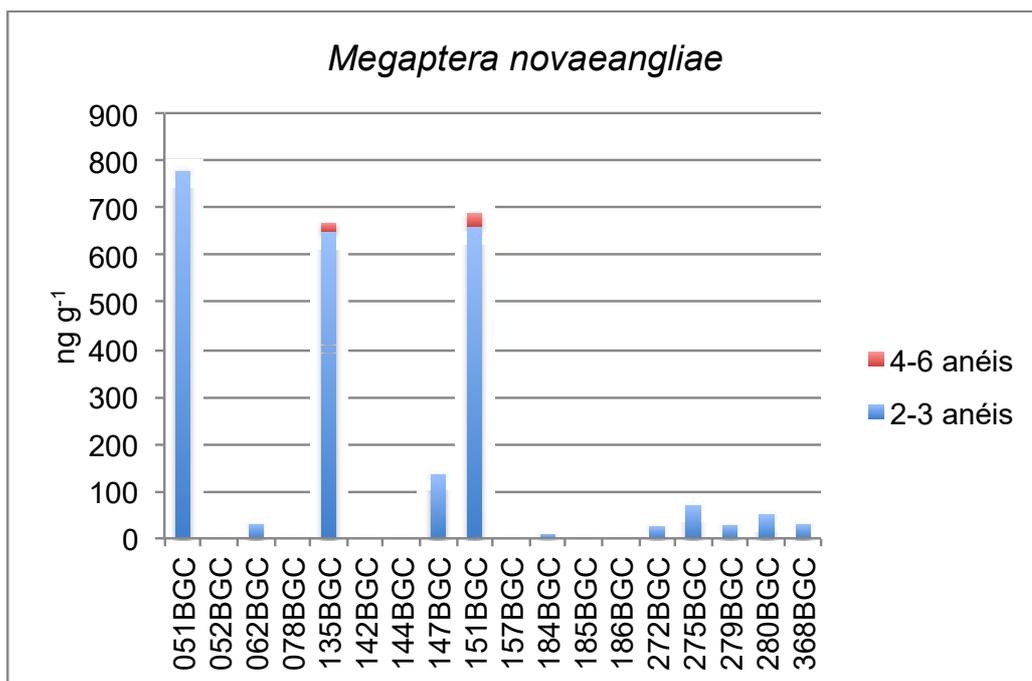


Figura V.6 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Megaptera novaeangliae*.

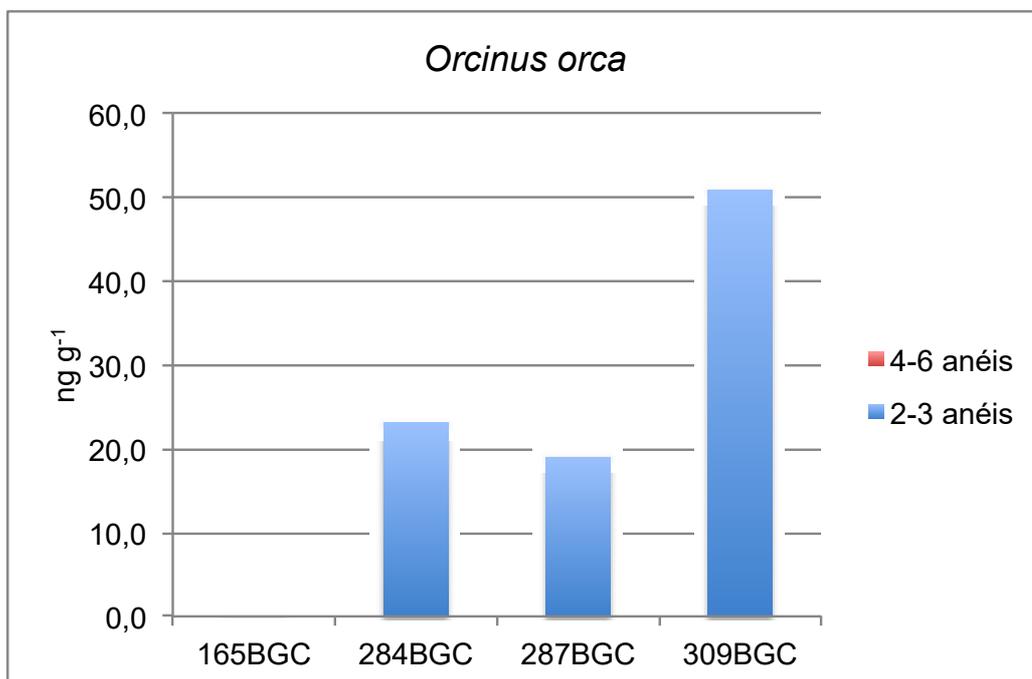


Figura V.7 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Orcinus orca*.

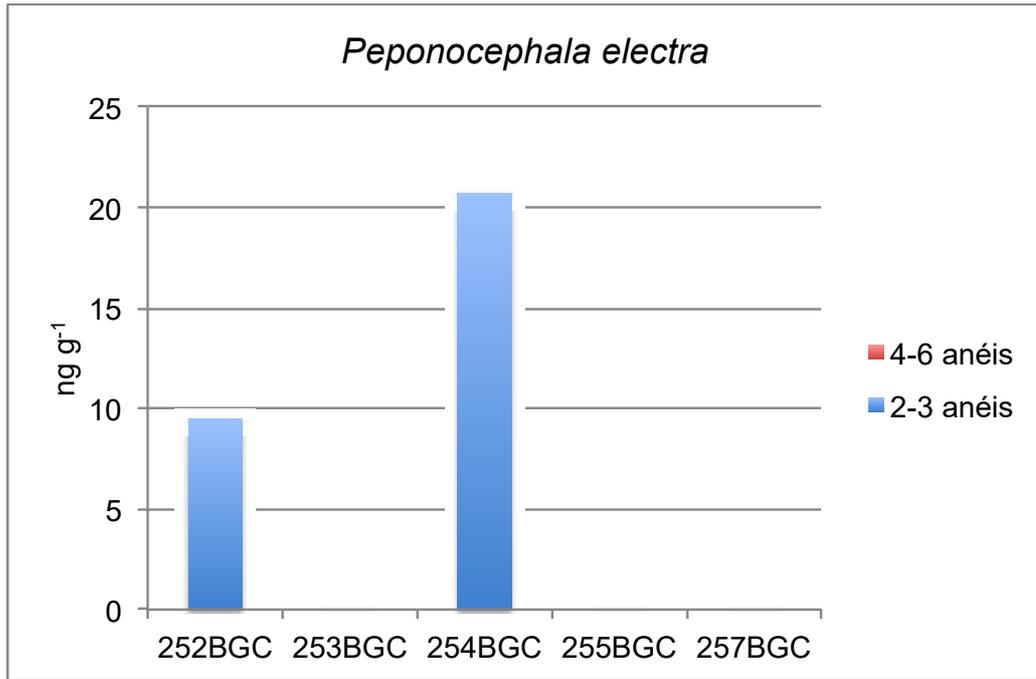


Figura V.8 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Peponocephala electra*.

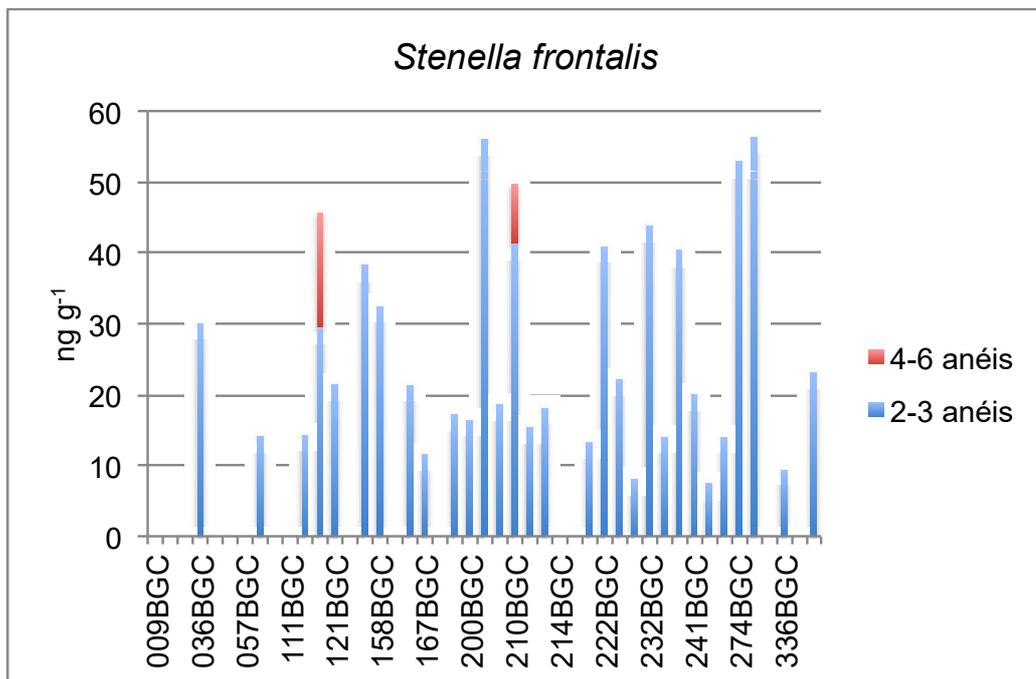


Figura V.9 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Stenella frontalis*.

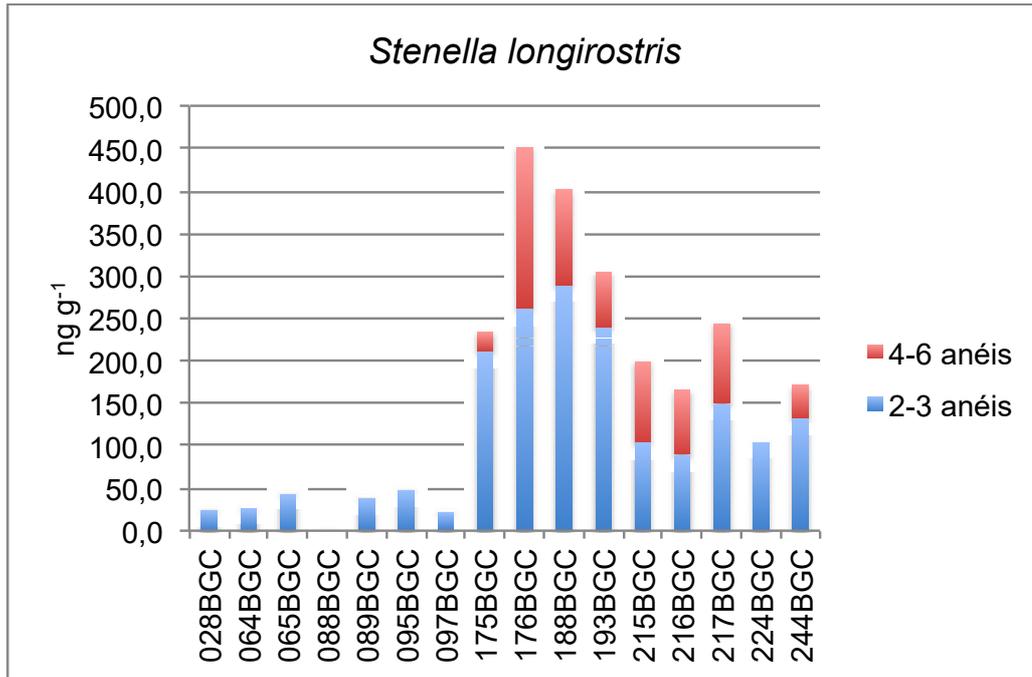


Figura V.10 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Stenella longirostris*.

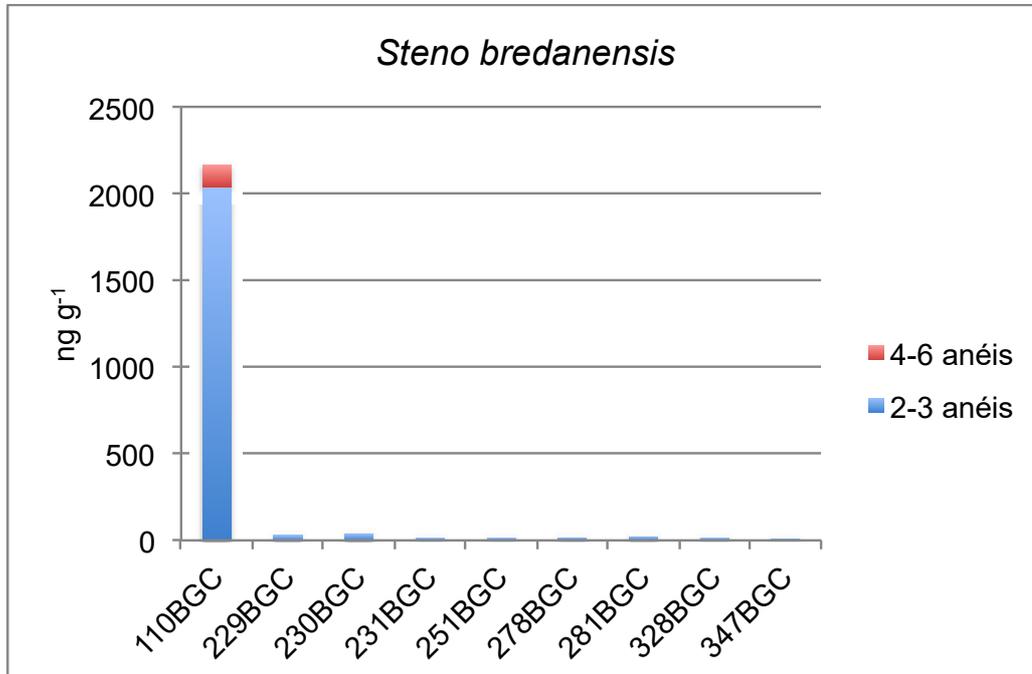


Figura V.11 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *S. bredanensis*.

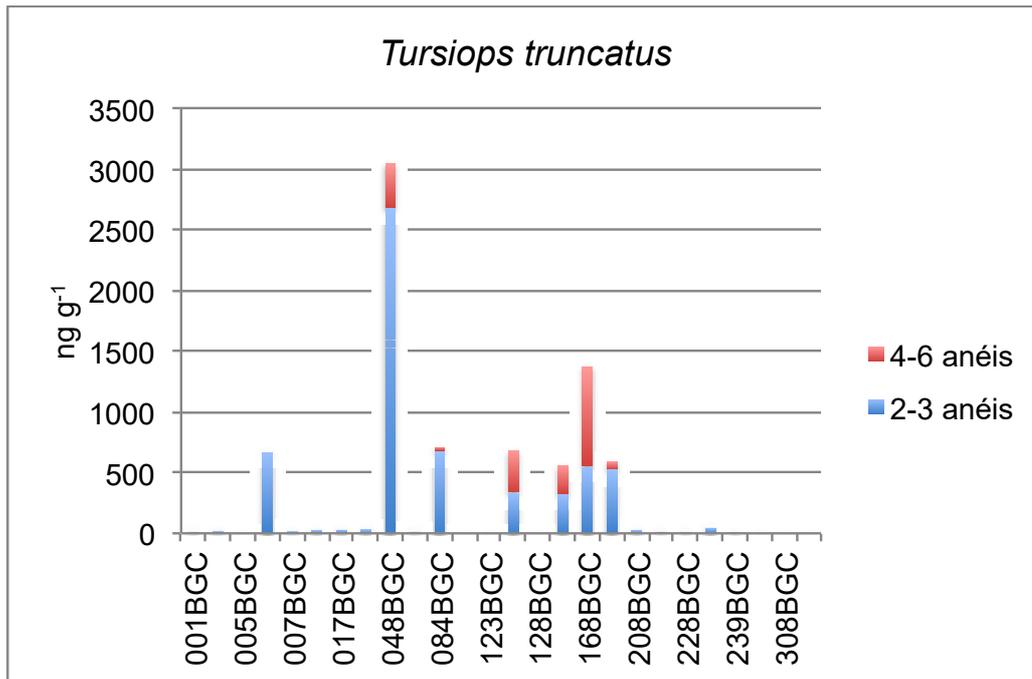


Figura V.12 - Distribuição de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos em amostras de tecido adiposo de *Tursiops truncatus*.

V.2 Poluentes Orgânicos Persistentes

Estão descritos a seguir os resultados das análises de pesticidas organoclorados (POC), bifenilas policloradas (PCB), e éteres difenílicos polibromados (PBDE) em 53 amostras das espécies *Balaenoptera brydei*, *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus*.

Balaenoptera brydei

Os POP foram analisados em 7 amostra de tecido adiposo de *Balaenoptera brydei*, sendo 5 fêmeas e 2 machos. Somente o HCB, DDT e PCB apresentaram concentrações acima do limite de quantificação (**Tabela V.3**).

Tabela V.3 - Concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de *Balaenoptera brydei* (ng g⁻¹, peso úmido).

Tecido	n	HCB	HCH	DRIN	CHL	DDT	Endosulfan	Metoxicloro	Mirex	PCB	PBDE
Adiposo	7	<LD-6,49	<LD	<LD	<LD	LD-35,44	<LD	<LD	<LD	LD-237,76	<LD
Ocorrência		1	0	0	0	4	0	0	0	5	0

LD (ng g⁻¹): 0,08 (HCB), 0,05 (HCH), 0,07 (Drins), 0,09 (CHL), 0,08 (DDT), 0,05 (Metoxicloro), 0,04 (Mirex), 0,02 (PCB), 0,05 (PBDE)
LQ (ng g⁻¹) = 3,6

Nas **Figuras V.13** e **V.14** são apresentadas as concentrações nos indivíduos fêmeas em que houve quantificação de DDT e PCB, respectivamente.

O total de DDT (p,p'-DDE, o,p'-DDD, p,p'-DDD, o,p'-DDT e p,p'-DDT) variou entre <LD (0,08) e 7,74 ng g⁻¹ peso úmido e o total de PCB variou entre <LD (0,05) e 92,68 ng g⁻¹ peso úmido nas fêmeas.

O HCB foi quantificado apenas em um indivíduo (282BGC), um macho, na concentração de 6,49 ng g⁻¹ peso úmido. Nesse mesmo indivíduo foram encontradas as maiores concentrações totais de PCB e DDT, 237,76 ng g⁻¹ e 35,44 ng g⁻¹ peso úmido, respectivamente. No outro indivíduo macho as concentrações foram inferiores aos limites de detecção do método analítico.

Nos organismos marinhos normalmente são encontradas concentrações maiores de DDE do que de DDT, o que é favorecido pelo seu metabolismo (CLARK, 1992). Dessa forma a razão p,p'-DDE/DDT é usada para estimar se o aporte de DDT no ambiente é recente ou não. As amostras analisadas apresentaram somente a presença do o,p'-DDD e p,p'-DDE, o que, segundo BORREL & AGUILAR (1987), indica ausência de aportes recentes desse contaminante.

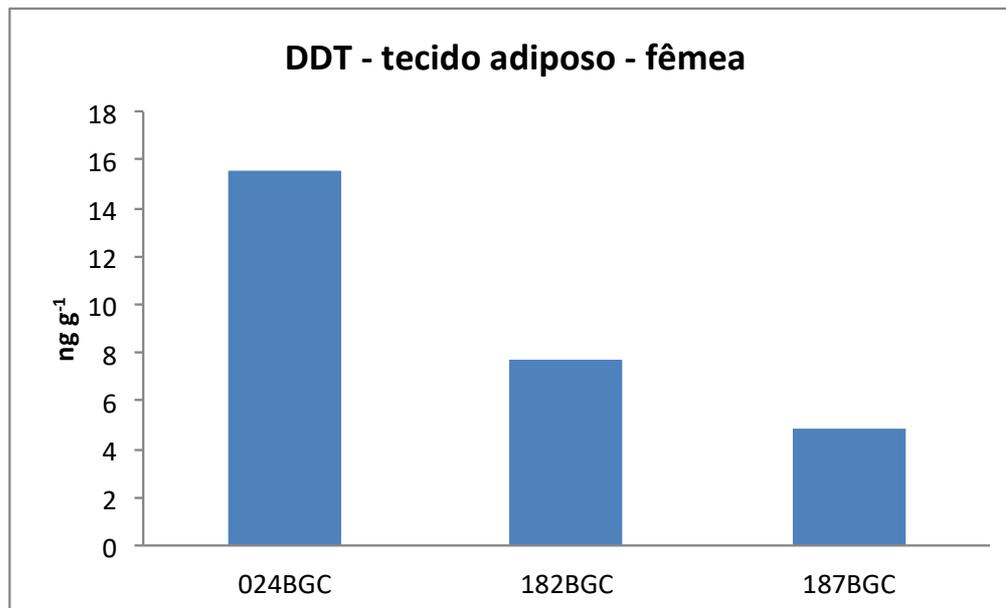


Figura V.13 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de *Balaenoptera brydei* - fêmea.

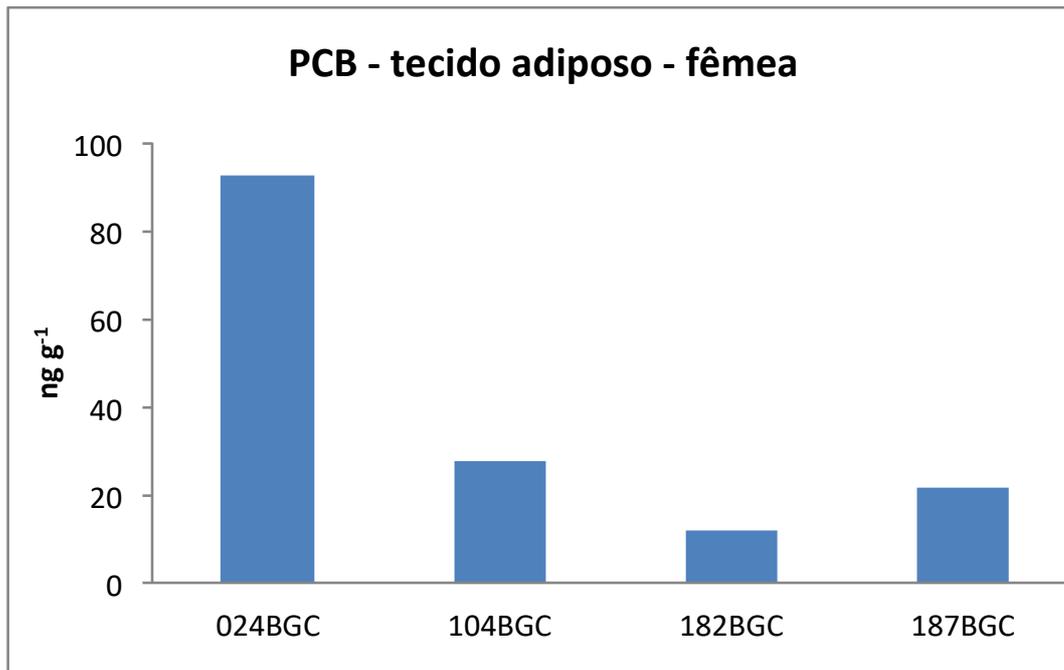


Figura V.14 - Concentração de PCB totais quantificados em tecido adiposo de *Balaenoptera brydei* – fêmea.

As bifenilas policloradas podem imitar produtos químicos naturais, tais como hormônios, e perturbar os processos químicos de organismos vivos, assim como enfraquecer o sistema imunológico. A falta de uma via eficiente para a degradação destes compostos, combinada com a sua hidrofobicidade, conduz à sua acumulação nos organismos marinhos de diferentes níveis tróficos e podem ser submetidos a um processo de bioacumulação e biomagnificação ao longo da cadeia alimentar (SUBRAMANIAN et al., 1987).

Não foram encontrados na literatura trabalhos que relatem esses compostos organoclorados em *Balaenoptera brydei*. Dois trabalhos apresentaram concentrações de DDT em *Balaenoptera edeni*, que alguns outros classificavam como baleia-de-Bryde-pigmeia (DIZON et al., 1996). Entretanto, desde 2003 essa baleia é classificada como *Balaenoptera omurai* (JEFFERSON et al., 2008) e não mais como baleia de Bryde. Somente a título de comparação, Pantoja et al. (1984) reportaram 172,6 ng g⁻¹ peso úmido de DDT em espécime de *Balaenoptera omurai* coletado na costa do Chile, enquanto que PARSONS et al. (1999) publicaram concentrações totais de

33000 e 1790 ng g⁻¹ peso úmido de DDT e PCB, respectivamente, em animal coletado no sul do Mar da China. Essas diferenças podem estar relacionadas tanto à utilização local como à época que foi analisada, além de se tratar de uma espécie com comportamento diferente da *Balaenoptera brydei* deste estudo.

O nível de cloração na amostra do tecido adiposo (**Figura V.15**) mostra a predominância de hexaclorobifenilas seguidas das heptaclorobifenilas, que é um padrão diferente das baleias jubarte e fin da Antártica, por exemplo (TANIGUCHI et al., 2019), que se alimentam somente de krill, com predominância de tri-, tetra- e pentaclorobifenilas. Segundo JEFFERSON et al. (2008), as *Balaenoptera brydei* podem se alimentar de peixes, lulas, copépodos etc, além do próprio krill, dependendo da sua localização.

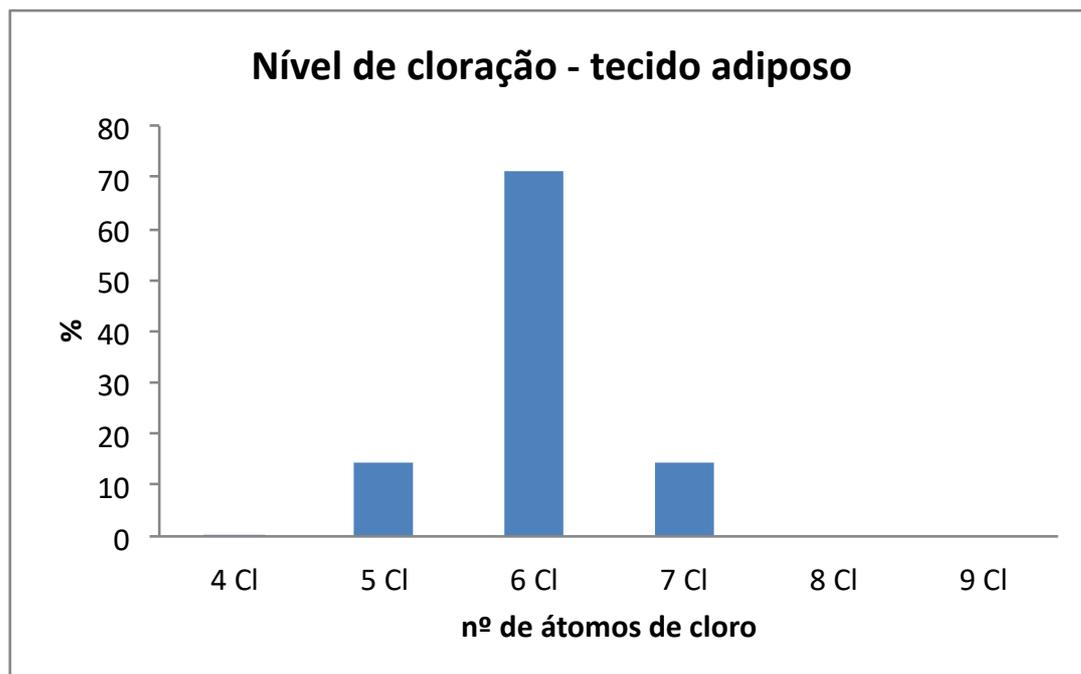


Figura V.15 - Nível de cloração de PCB em tecido adiposo de *Balaenoptera brydei*.

Stenella longirostris

Um total de 17 amostras de tecido adiposo de *Stenella longirostris* foi analisado para determinação de POP, sendo 15 fêmeas e 2 machos. Foram quantificados somente HCB, DDT, mirex, PCB e PBDE em concentrações respectivas de <LD a 7,91; 6,61 a 304,32; <LD a 55,96; 12,5 a 803,88 e <LD a 39,28 ng g⁻¹ peso úmido. O HCB foi detectado em somente uma amostra. Os DDT foram quantificados em todas as amostras (**Figura V.16**), enquanto o mirex foi encontrado em 70% das amostras (**Figura V.17**). PCB, assim como DDT, também foram quantificados em todas as amostras (**Figura V.18**) e os PBDE, em 9 amostras. Os DRIN, CHL, endossulfan, metoxicloro e PBDE não apresentaram concentrações acima dos respectivos LD.

A **Tabela V.4** apresenta os intervalos das concentrações de poluentes orgânicos persistentes (POP), no tecido adiposo da *Stenella longirostris* em ng g⁻¹ peso úmido.

Tabela V.4 - Intervalo das concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de *Stenella longirostris* (ng g⁻¹, peso úmido).

Tecido	n	HCB	HCH	DRIN	CHL	DDT	Endossulfan	Metoxicloro	Mirex	PCB	PBDE
<i>Adiposo</i>	17	<LD-7,91	<LD	<LD	<LD	6,61-304,32	<LD	<LD	<LD-55,96	12,50-803,88	<LD-39,28
<i>Ocorrência</i>		1	0	0	0	17	0	0	12	5	9

LD (ng g⁻¹): 5,63 (HCB), 0,08 (HCH), 0,11 (Drins), 0,14 (CHL), 0,13 (DDT), (0,06) Endossulfan, 0,08 (Metoxicloro), 0,06 (Mirex), 0,08 (PCB), 0,05 (PBDE)

LQ (ng g⁻¹) = 3,6

No presente estudo foram encontrados valores acima de 0,85 para a razão p,p'-DDE/DDT, o que, segundo BORREL & AGUILAR (1987) indica ausência de aportes recentes desse contaminante para a região.

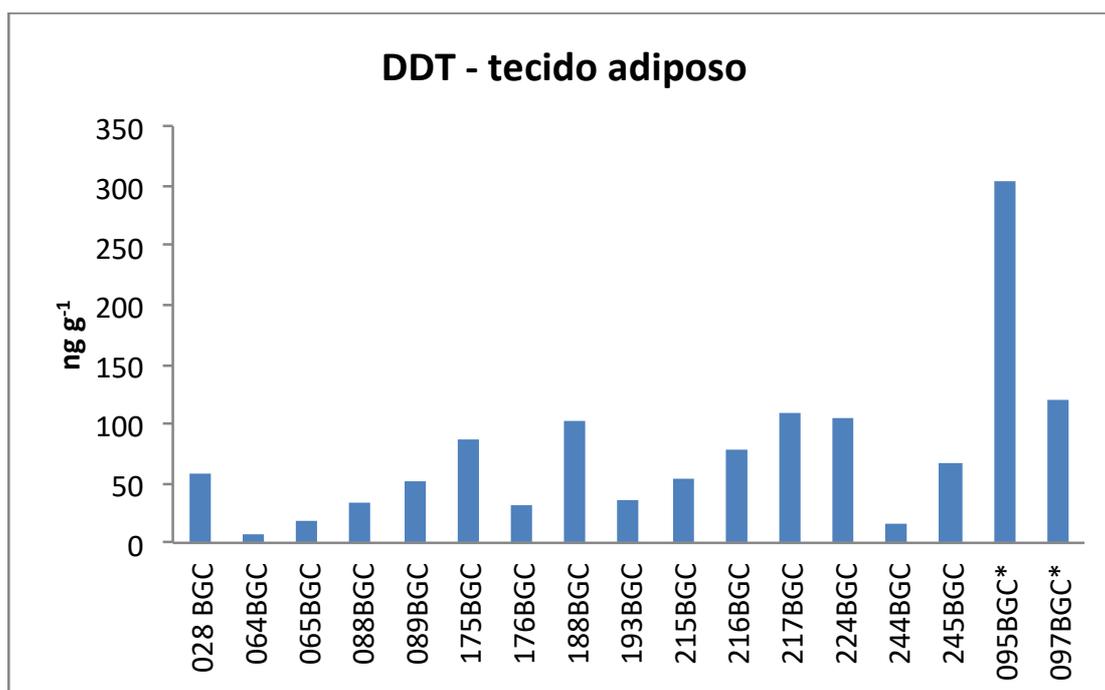


Figura V.16 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de *Stenella longirostris*. * indivíduos machos.

O mirex foi sintetizado pela primeira vez em 1946, mas só apareceu em formulações de agrotóxicos em 1955 e foi comercialmente disponibilizado em 1958. Foi utilizado principalmente no controle de formigas no Brasil, Argentina e Uruguai e apresenta grande estabilidade nos animais (UNEP, 2002). Nos EUA, estima-se que 75% do total tenha sido usado em aplicações não agrícolas. No Canadá, ele foi registrado apenas como retardante de fogo (FERNÍCOLA, 2002). A detecção desse composto em *Stenella longirostris* pode mostrar a influência industrial na zona de alimentação desse animal.

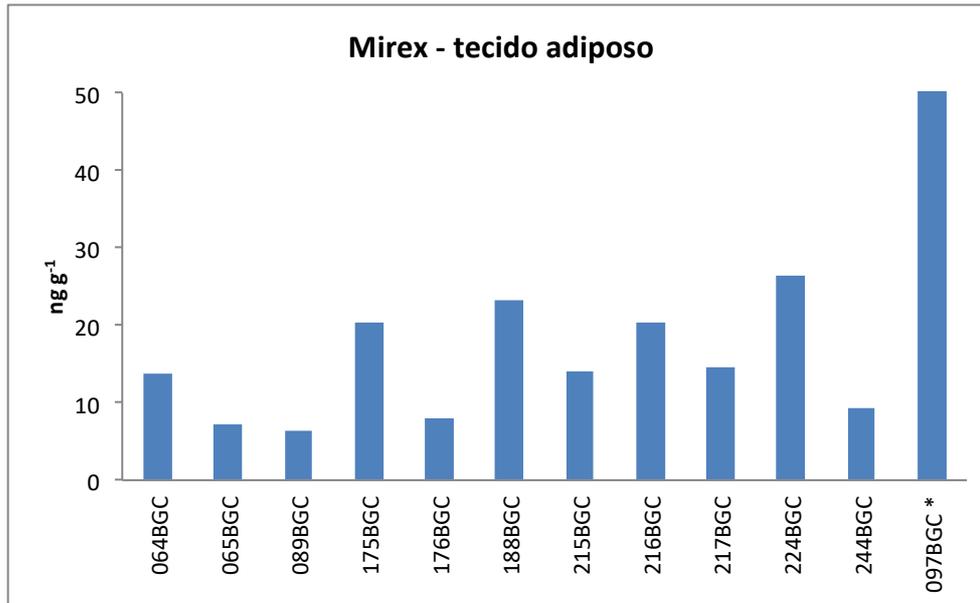


Figura V.17 - Concentração de mirex quantificados em tecido adiposo de *Stenella longirostris*. * indivíduos machos.

Entre os PCB analisados, os congêneres predominantes foram os hexaclorados, seguido pelos heptaclorados e os pentaclorados (**Figura V.19**). A concentração relativa dos congêneres decresceu na seguinte ordem 153 > 138 > 180. Esse padrão de acumulação reflete as baixas taxas de metabolismo dos congêneres com 2 ou menos cloros na posição *orto* e sem hidrogênios vicinais ou congêneres com hidrogênios vicinais nas posições *orto* e *meta* em combinação com 2 ou 3 cloros na posição *orto*. A alimentação da *Stenella longirostris* pode variar de acordo com o local onde o animal vive. DOLAR et al. (2003) analisaram o conteúdo estomacal dessa espécie no Mar de Sulu, próximo às Filipinas, e encontraram principalmente peixes mesopelágicos.

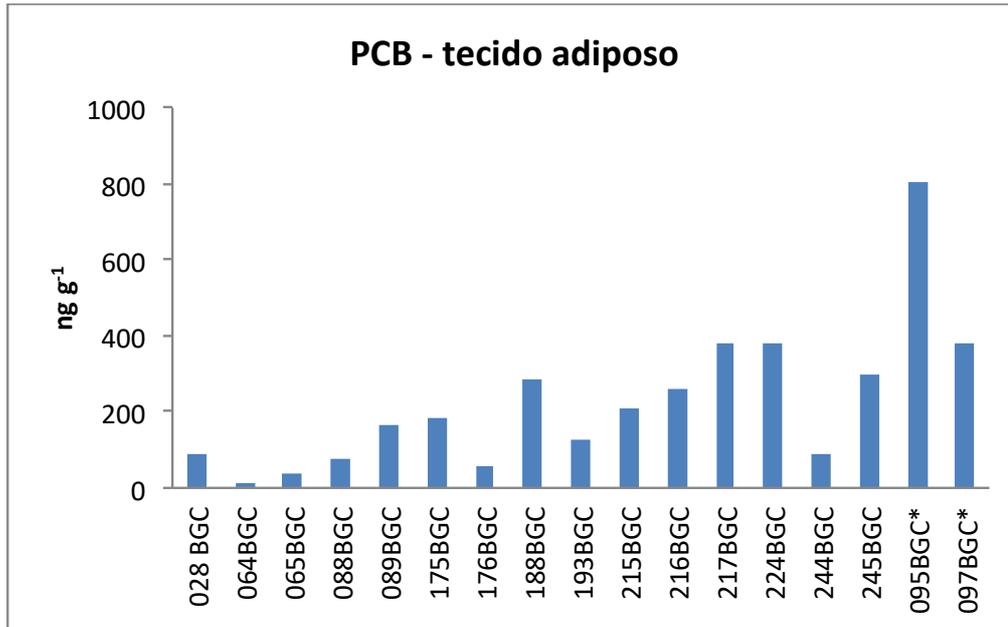


Figura V.18 - Concentração de PCB totais quantificados em tecido adiposo de *Stenella longirostris*. * indivíduos machos.

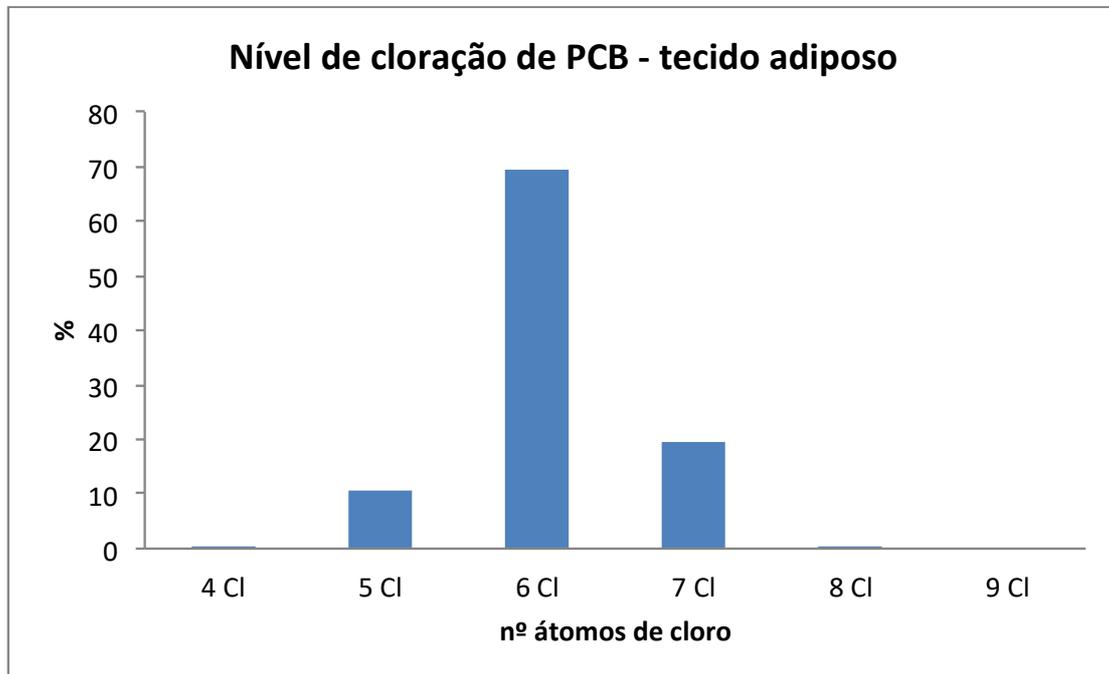


Figura V.19 - Nível de cloração de PCB em tecido adiposo de *Stenella longirostris*.

Tursiops truncatus

Tursiops truncatus está entre os mamíferos marinhos mais estudados no planeta e a espécie está classificada na IUCN como “pouco ameaçada” (IUCN, 2019). Também conhecido como golfinho-nariz-de-garrafa ou golfinho “Flipper”, é encontrado principalmente em águas costeiras tropicais e temperadas de todo o mundo. Entretanto, há registros de indivíduos em águas pelágicas tropicais do Pacífico leste (JEFFERSON et al., 2008).

Um total de 29 amostras de tecido adiposo da espécie *Tursiops truncatus* (16 machos e 13 fêmeas) foram analisadas para POP, que foram detectados em 100% das amostras. O HCH e endosulfan apresentaram concentrações abaixo do limite de detecção do método e HCB, CHL e metoxicloro foram detectados somente em uma amostra e o DRIN ocorreu em cinco amostras tecidos adiposos (**Tabela V.5**).

Tabela V.5 - Intervalo das concentrações de compostos organohalogenados em amostras de tecido adiposo de *Tursiops truncatus* (ng g⁻¹, peso úmido).

Tecido	n	HCB	HCH	DRIN	CHL	DDT	Endosulfan	Metoxicloro	Mirex	PCB	PBDE
Adiposo	29	<LD-9,13	<LD	<LD-27,63	<LD-6,71	<LD-830,54	<LD	<LD-68,68	<LD-397,65	15,13-4241,56	<LD-84,80
Ocorrência		2	0	5	1	25	0	1	15	29	15

LD (ng g⁻¹): 0,13 (HCB), 0,08 (HCH), 0,11 (Drins), 0,14 (CHL), 0,13 (DDT), 0,06 (Endosulfan), 0,08 (Metoxicloro), 0,06 (Mirex), 0,08 (PCB), 0,05 (PBDE)
LQ (ng g⁻¹) = 3,6

As concentrações dos POP no tecido adiposo proveniente das biópsias, em ordem crescente e em ng g⁻¹ de peso úmido foram de: <LD a 9,13 para HCB, <LD a 397,65 para mirex, <LD a 830,54 para DDT e 15,13 a 4241,56 para PCB. Os DDT foram encontrados em 86% das amostras, enquanto que os PCB foram quantificados em todas as amostras.

As Figuras V.20 a V.23 mostram uma grande variação nas concentrações de DDT e PCB entre indivíduos, o que poderia estar relacionado ao tamanho, idade e sexo do animal. Dentre essas variáveis, o único possível de ser avaliado neste trabalho é o sexo do animal. De fato observa-se que as maiores concentrações médias de POP foram obtidas em indivíduos machos, a

concentração média de DDT nos machos foi de $291 \pm 240 \text{ ng g}^{-1}$ enquanto que nas fêmeas a média foi de $140 \pm 218 \text{ ng g}^{-1}$ peso úmido. Para os PCB, a concentração média nos machos foi de $1167 \pm 1040 \text{ ng g}^{-1}$ enquanto que nas fêmeas a média foi de $778 \pm 1110 \text{ ng g}^{-1}$ peso úmido.

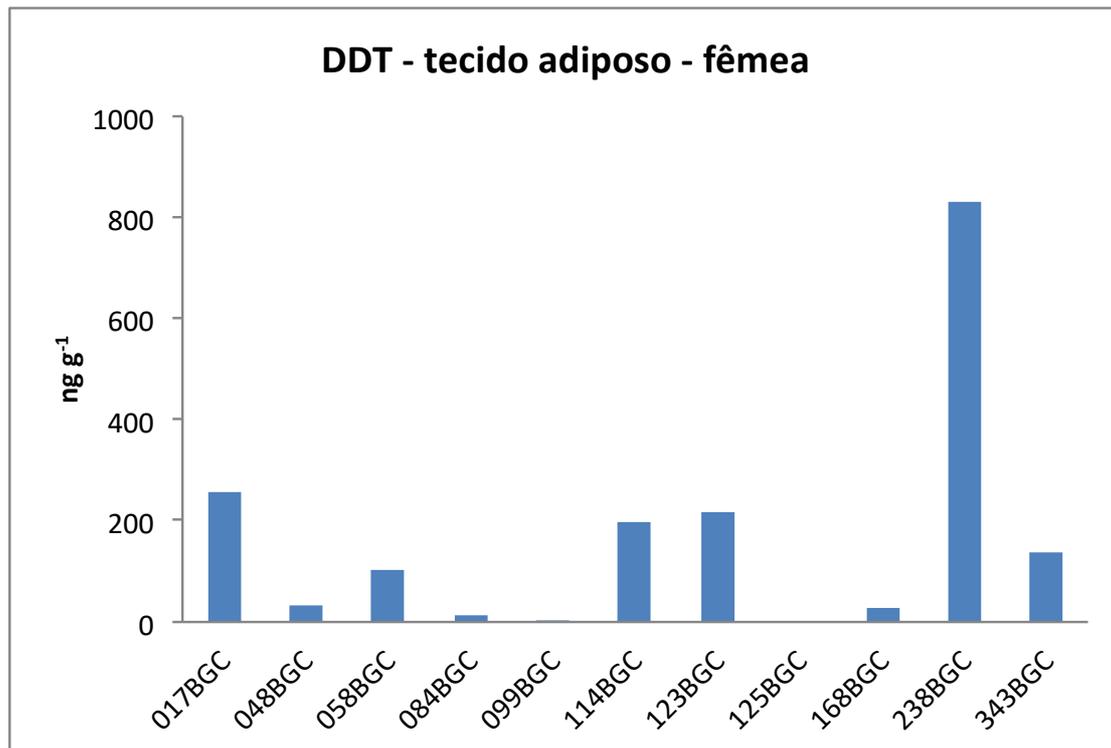


Figura V.20 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de *Tursiops truncatus* – fêmea.

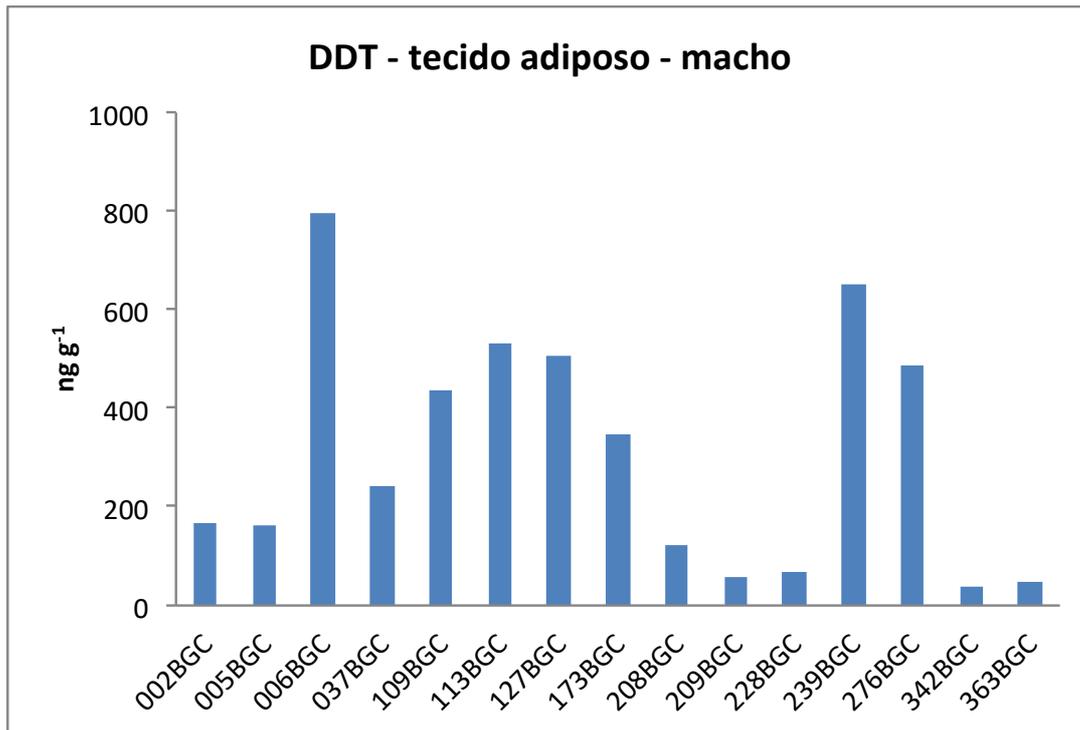


Figura V.21 - Concentração de DDT totais quantificados em tecido adiposo de *Tursiops truncatus* – macho.

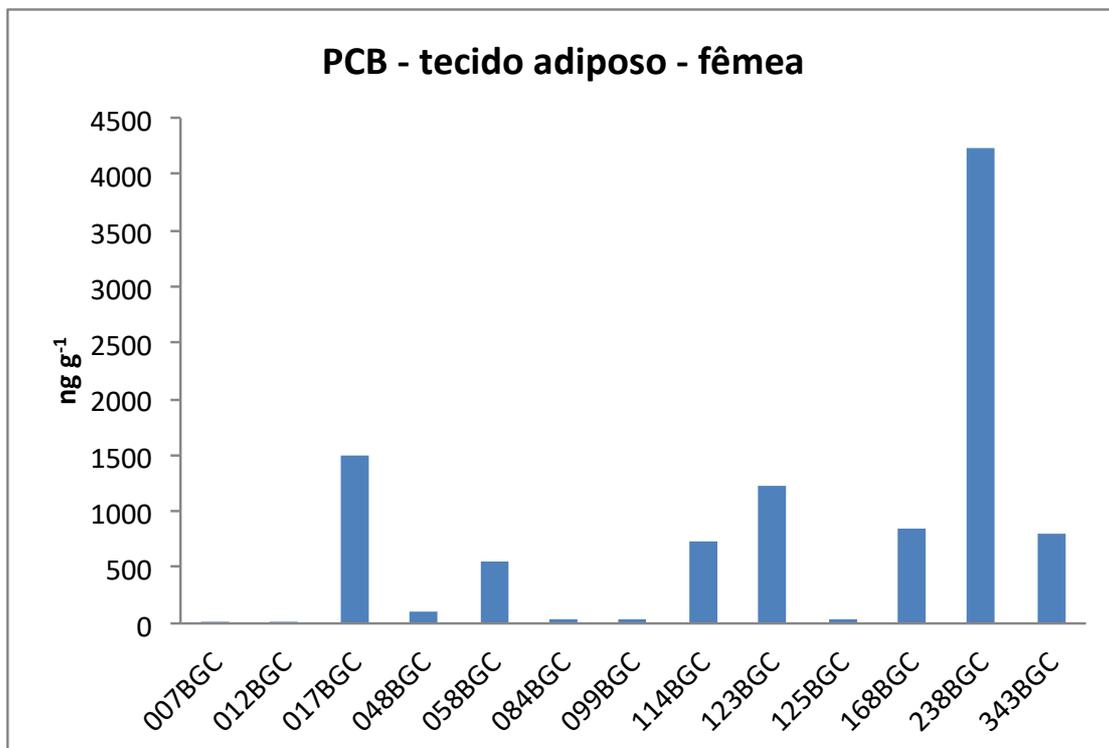


Figura V.22 - Concentração de PCB totais quantificada em tecido adiposo de *Tursiops truncatus* – fêmea.

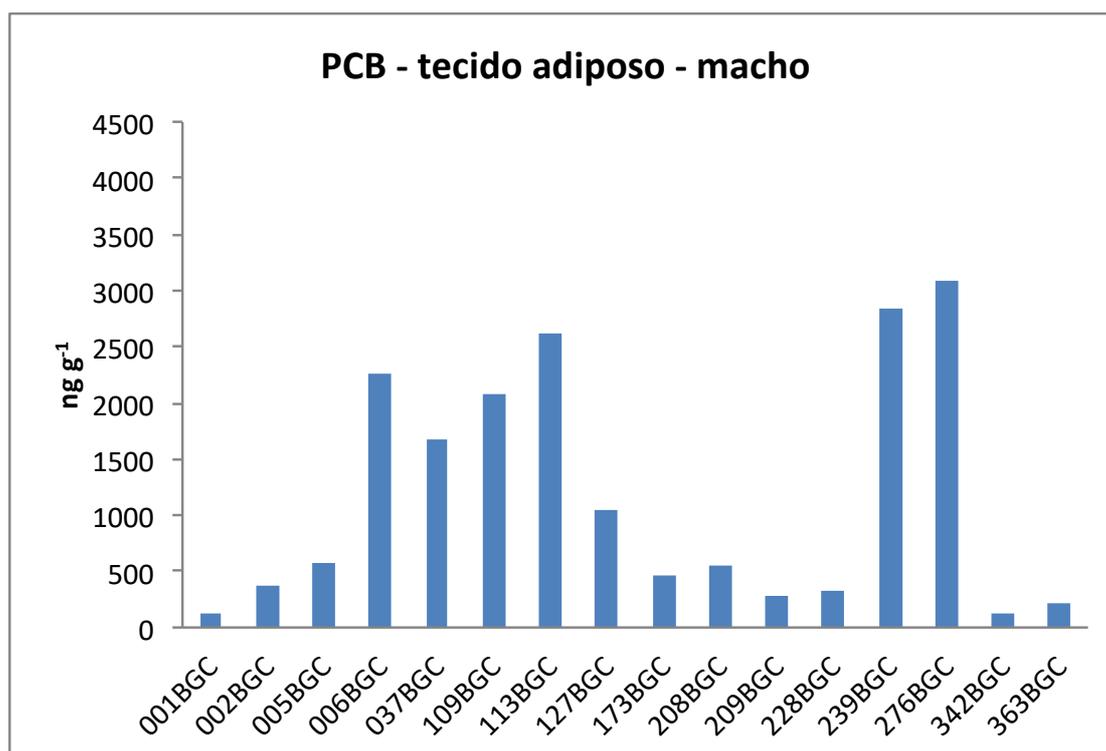


Figura V.23 - Concentração de PCB totais quantificada em tecido adiposo de *Tursiops truncatus* – macho.

Quanto à alimentação do *Tursiops truncatus*, alguns trabalhos encontrados para a região do sudeste do Brasil indicaram uma dieta baseada em cefalópodes (lulas e polvos) e peixes (SANTOS, 1999; SCHMIEGELOW, 1990). A predominância das hexaclorobifenilas, seguidas das penta e heptaclorobifenilas (**Figura V.24**) é relativa tanto à posição do animal na teia trófica, quanto à contaminação de suas presas por PCB. Não se observou distinção entre machos e fêmeas em relação ao nível de cloração.

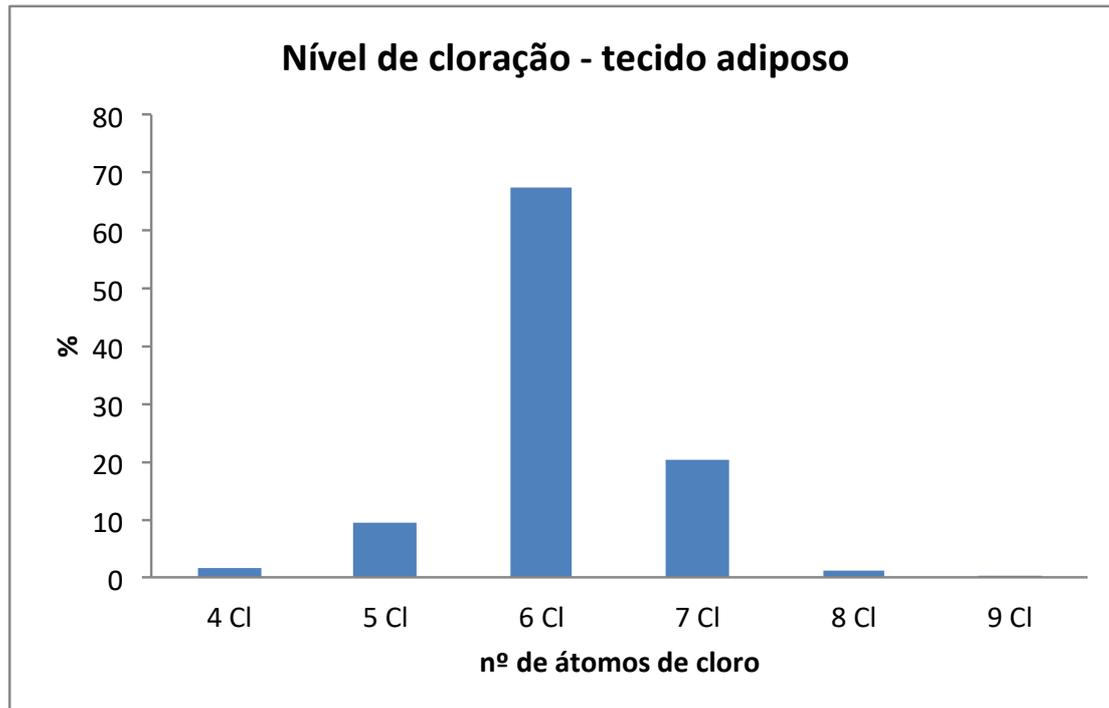


Figura V.24 - Nível de cloração de PCB em tecido adiposo de *Tursiops truncatus*.

VI. CONCLUSÕES DO CICLO DE CURTO PRAZO DO MONITORAMENTO

Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos

Das 172 amostras de tecido adiposo analisadas para Ciclo de Curto Prazo do PMC-BS, foram detectados HPA em 121 amostras, 70% do total. A concentração média de HPA totais foi de 128 (± 360)* ng g⁻¹ em peso úmido (mediana: 24 ng g⁻¹ pu). Observou-se a predominância de naftaleno na maioria das amostras analisadas, com destaque também para a presença de fenantreno, fluoranteno e pireno parentais, contudo, sem perfil de HPA semelhante ao encontrado no petróleo, que incluiria a série de homólogos alquilados. Devido ao baixo n amostral em cada espécie, não é possível avaliar se há diferenças significativas na acumulação de HPA em função do sexo do animal.

O agrupamento das espécies entre odontocetos e mysticetos mostrou que em 75% das amostras de odontocetos foram quantificados HPA enquanto que

para os mysticetos os HPA foram quantificados em 57% das amostras. As concentrações de HPA encontradas nas amostras de odontocetos (Mediana = 25,3 - Máximo de 3054 ng g⁻¹ pu) foram, de forma geral, superiores às encontradas nas amostras de mysticetos (Mediana = 15,9 - Máximo de 1709 ng g⁻¹ pu), o que pode estar relacionado a diferença de alimentação das espécies.

As concentrações de HPA encontradas nas amostras de biópsias dos cetáceos na Bacia de Santos foram baixas quando comparadas às concentrações reportadas na literatura, até 198.000 ng g⁻¹ pu, para o tecido adiposo desses animais. Contudo, essas concentrações elevadas encontradas na literatura foram relacionadas à derrames de petróleo (MARSILI 2001, 2002). Concentrações de HPA em gordura de cetáceos da ordem de 86.000 ng g⁻¹ em peso lipídico (pl) foram encontradas em estudos onde não foram apontados derrames de óleo (CAGNAZZI 2013). Essa concentração é ainda seis vezes superior a concentração máxima de HPA encontrada nas amostras de cetáceos da Bacia de Santos, mencionadas no presente estudo (3054 ng g⁻¹ pu), cuja conversão para peso lipídico resultaria em 13882 ng g⁻¹ (pl).

Diversos estudos descrevem a capacidade dos organismos vertebrados em metabolizar de forma rápida e eficaz os HPA (VARANASI et al., 1989, NEFF, 2002, NOAA, 2019). A metabolização dos HPA nos vertebrados está ligada ao citocromo P-450, uma oxigenase terminal de função mista e à enzima hidrocarboneto aril hidroxilase, que é em parte responsável pela hidroxilação de hidrocarbonetos, o que os torna solúveis em água e permite sua excreção (GERACI E ST. AUBIN, 1990; ENGELHARDT, 1983; GOKSOYR et al., 1986; WATANABE et al., 1989, NOAA, 2019). Dessa forma, ainda que os cetáceos em algum momento tenham contato com HPA de qualquer que seja a fonte, a sua capacidade em metabolizar e excretar esses compostos faz com que as concentrações em seus tecidos sejam baixas, o que dificulta a avaliação da exposição aos HPA a partir da análise dos tecidos.

Compostos Organoclorados e Organobromados

Foram analisadas 53 amostras de tecido das espécies *Balaenoptera brydei*, *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus*. Para todas as espécies as maiores concentrações encontradas foram dos compostos das classes PCB e DDT. Contudo, as concentrações de POP encontradas podem ser consideradas baixas. Apesar do baixo n amostral, para as espécies *Stenella longirostris* e *Tursiops truncatus* as maiores concentrações foram encontradas nos indivíduos machos. A avaliação da razão p,p'-DDE/DDT indica que não há introdução, ou a bioacumulação, recente desses compostos pelos animais. O nível de cloração das PCB reflete a posição desses animais na teia trófica assim como a presença desses compostos em suas presas.

O n amostral reduzido dessa etapa de monitoramento de curto prazo não permitiu a realização de uma análise exploratória para a discussão dos dados em termos de diferenciação de acumulação por sexo ou maturação sexual dos animais para nenhuma das classes de compostos analisados. Destaca-se que não há relação entre essas classes e compostos quando consideradas as suas fontes ou a sua metabolização pelos cetáceos, de forma que não se pode realizar uma comparação estatística entre ambos os compostos.

VII – EQUIPE TÉCNICA

Profissional	Rafael André Lourenço
Formação	Químico (Bsc, Msc e DSc)
Função	Professor Doutor – IOUSP / Coordenador
Registro no Conselho de Classe	CRQ 03155241
Cadastro Técnico Federal de Atividades e Instrumentos de Defesa Ambiental	3824263
Responsável pela(s) Seção(ões)	I a III
Assinatura	

Profissional	Satie Taniguchi
Formação	Química (Bsc, Msc e DSc)
Função	Técnico Superior – IOUSP / Coordenadora Técnica
Registro no Conselho de Classe	CRQ 04135568
Cadastro Técnico Federal de Atividades e Instrumentos de Defesa Ambiental	
Responsável pela(s) Seção(ões)	I a III
Assinatura	

VIII. REFERÊNCIAS

BÍGEGO, M.C.; TANIGUCHI, S.; LOURENÇO, R.A. 2018. Avaliação e Interpretação de Resultados de Hidrocarbonetos de Petróleo, Organoclorados e Organobromados em Amostras Biológicas de Tetrápodes Provenientes de Programas de Monitoramento Ambiental da Petrobras. Relatório de Atualização do Estado da Arte – RAEA, 2018 IOUSP. São Paulo, 119 p.

BORRELL, A.; AGUILAR, A. 1987. Variations in DDE percentage correlated with total DDT burden in the blubber of fin and sei whales. Marine Pollution Bulletin, 18, 70-74

CAGNAZZI, D.; FOSSI, M.C.; PARRA, G.J.; HARRISON, P.L.; MALTESE, S.; COPPOLA, D.; SOCCODATO, A.; BENT, M.; MARSILI, L. 2013. Anthropogenic contaminants in Indo-Pacific humpback and Australian snubfin dolphins from the central and southern Great Barrier Reef. Environmental Pollution 182, 490-494. DOI:10.1016/j.envpol.2013.08.008

CLARK, R.B. 1992. Marine Pollution. Claredon Press. Oxford.

DIZON, A.E.; LUX, C.A.; LEDUC, R.G.; URBAN, R.J.; HENSHAW, M.; BAKER, C.S.; CIPRIANO, F.; BROWNELL JR, R.L. 1996. Molecular phylogeny of the Bryde's/sei whale complex: separate species status for the pygmy Bryde's Form? Cambridge, UK: International Whaling Commission, Scientific Committee Document SC/48/O27.

DOLAR M.L.L.; WALKER W.A.; KOOYMAN G.L.; PERRIN W.F. 2003. Comparative feeding ecology of spinner dolphins (*Stenella longirostris*) and Fraser's dolphins (*Lagenodelphis hosei*) in the Sulu Sea. Marine Mammals Science 19, 1–19.

ENGELHARDT, F.R. (1983) Petroleum effects on marine mammals. Aquatic Toxicology, 4, 199–217. DOI: 10.1016/0166-445X(83)90018-8

FERNÍCOLA, N.A.G.G. 2002. Mirex. In: Poluentes orgânicos persistentes: POPs. Org.. Salvador, Brasil, 500 p.

GERACI, J.R.; ST. AUBIN (1990) Sea Mammals and Oil: Confronting the Risks, 1st edition. Academic Press.

GOKSØYR, A.; SOLBAKKEN, J.E.; TARLEBØ, J.; KLUNGSØYR, J. (1986) Initial characterization of the hepatic microsomal cytochrome P-450-system of

the piked whale (Minke) *Balaenoptera acutorostrata*. Marine Environmental Research, 19, 185–203. DOI: 10.1016/0141-1136(86)90015-2

IUCN, 2021 - <<https://www.iucnredlist.org>> Acessado em 02/03/2021.

JEFFERSON, T. A.; WEBBER, M. A.; PITMAN, R. L. (2008) Marine Mammals of the World. A comprehensive Guide to their identification. Academic Press, Amsterdam. 573pp.

MARSILI, L.; CARUSO, A.; FOSSI, M. C.; ZANARDELLI, M.; POLITI, E.; FOCARDI, S. 2001. Polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in subcutaneous biopsies of Mediterranean cetaceans. Chemosphere 44. 147-154.

MARSILI, L.; FOSSI, C.M.; FOCARDI, S.; DI SCIARA, G. N. 2002. Polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in cetaceans of the Mediterranean “Whale Sanctuary”. Marine Environmental Research 54, 829-851.

NEFF, J.M. (2002) Bioaccumulation in Marine Organisms: Effect of Contaminants from Oil Well Produced Water, 1st edition. Elsevier Science.

NOAA (2019) Guidelines for Assessing Exposure and Impacts of Oil Spills on Marine Mammals. NOAA Technical Memorandum NMFS-OPR-62.

PANTOJA, S.; PASTENE, L.; BECERRA, J.; SILVA, M.; GALLARDO, V.A. 1984. DDTs in Balaenopterids (Cetacea) from the Chilean Coast. Marine Pollution Bulletin 15, 451.

PARSONS, E.C.M.; CHAN, H.M.; KINOSHITA, R. 1999. Trace metal and organochlorine concentrations in a pigmy Bryde's whale (*Balaenoptera edeni*) from the South China Sea. Marine Pollution Bulletin 38, 51-55

SANSEVERINO, A.M.; MENICONI, M.F.G. 2014. Avaliação de metodologias analíticas e teores de HPA em baleias, golfinhos, aves e tartarugas marinhas: atendimento ao licenciamento do polo pré-sal da Bacia de Santos – etapa 2. RT AMA 024/2014. Rio de Janeiro, PETROBRAS/CENPES 19 p.

SANSEVERINO, A.M.; MENICONI, M.F.G. 2015. Avaliação de metodologias analíticas e teores de HPA em pinípedes e sirênios: atendimento ao licenciamento do polo pré-sal da Bacia de Santos – etapa 2. RT AMA 020/2015. Rio de Janeiro, PETROBRAS/CENPES, 2015. 41 p.

SANTOS, M.C.O. 1999. Novas informações sobre cetáceos no litoral sul de São Paulo e norte do Paraná com base em estudos sobre encalhes e na aplicação da técnica de foto-identificação individual de *Sotalia fluviatilis*

(Cetacea: Delphinidae). Universidade de São Paulo, Brasil, 114p. (Dissertação de Mestrado).

SCHMIEGELOW, J.M.M. 1990. Estudo sobre cetáceos odontocetes encontrados em praias da região entre Iguape (SP) e Baía de Paranaguá (PR) (24° 42' S – 25° 28' S) com especial referência a Sotalia fluviatilis (Gervais, 1853) (Delphinidae). Universidade de São Paulo, Brasil, 149p. (Dissertação de Mestrado).

SUBRAMANIAN, A.; TANABE, S.; TATSUKAWA, R.; SAITO, S.; MIYAZAKI, N. 1987. Reproduction in Testosterone Levels by PCB and DDE in Dall's Porpoises of northwestern north pacific. Marine Pollution Bulletin 18, 643-646.

TANIGUCHI, S.; MONTONE, R.C.; BÍCEGO, M.C.; COLABUONO, F.I.; WEBER, R.R.; SERICANO, J.L. 2009. Chlorinated pesticides, polychlorinated biphenyls and polycyclic aromatic hydrocarbons in the fat tissue of seabirds from King George Island, Antarctica. Marine Pollution Bulletin 58, 129–133.

TANIGUCHI, S.; COLABUONO, F.I.; DIAS, P.S.; OLIVEIRA, R.; FISNER, M.; TURRA, A.; IZAR, G.M.; ABESSA, D.M.S.; SAHA, M.; HOSODA, J.; YAMASHITA, R.; TAKADA, H.; LOURENÇO, R.A.; MAGALHÃES, C.A.; BÍCEGO, M.C.; MONTONE, R.C. 2016. Spatial variability in persistent organic pollutants and polycyclic aromatic hydrocarbons found in beach- stranded pellets along the coast of the state of São Paulo, southeastern Brazil. Marine Pollution Bulletin 106, 87-94.

TANIGUCHI, S.; COLABUONO, F.I.; DALLA ROSA, L.; SECCHI, E. R.; DA SILVA, J.; MAIA, D. A.; MONTONE, R.C. 2019. Persistent organic pollutants in blubber of fin whales (*Balaenoptera physalus*) from the Southern Ocean. Mar Pollution Bulletin 145, 148-152.

UNEP, 2002. Central America and the Caribbean Regional Report, Regionally Based Assessment of Persistent Toxic Substances, Geneva, Switzerland. ^[1]_{SEP}

VARANASI, U.; STEIN, J.E.; NISHIMOTO, M. (1989) Biotransformation and disposition of PAH in fish. In: Metabolism of PAH in the Aquatic Environment, Ed. U. Varanasi CRC Press, 93-149.

WATANABE S.; SHIMADA T.; NAKAMURA S.; NISHIYAMA N.; YAMASHITA N.; TANABE S.; TATSUKAWA R. (1989) Specific profile of liver microsomal

cytochrome P-450 in dolphin and whales. Marine Environmental Research, 27, 51–65. DOI: 10.1016/0141-1136(89)90018-4

Anexo V.5.3-1: Quadro resumido dos principais resultados observados em *Tursiops truncatus* (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa).

	FATOR			
	Sexo	Sazonalidade	Ano	[PCB]
GST			> 2019 ^c	
CYP1A - WB			> 2019 e 2020 ^d	
AhR	> macho (F=35) (M=28)		> 2020 ^e	
CYP1A - mol				
E2F1		> inverno ^a		
ESR2			< 2020 ^f	
HSP			> 2018 ^g	
UGT1		> outono ^b	> 2018 ^h	
HPAs prioritários				Não se aplica
HPAs totais				
PCBs				
DDTs	> macho (F=12) (M=16)			
PBDEs	> macho (F=12) (M=16)			
Mirex			< 2016 ⁱ	

^a primavera n=04; verão n=37; outono n=15; inverno n=08

^b primavera n=04; verão n=36; outono n=13; inverno n=08

^c 2016 n=12; 2017 n=15; 2018 n=09; 2019 n=11; 2020 n=13

^d 2016 n=12; 2017 n=15; 2018 n=09; 2019 n=13; 2020 n=13

^e 2016 n=11; 2017 n=13; 2018 n=09; 2019 n=12; 2020 n=13

^f 2016 n=12; 2017 n=13; 2018 n=09; 2019 n=13; 2020 n=13

^g 2016 n=12; 2017 n=13; 2018 n=09; 2019 n=13; 2020 n=13

^h 2016 n=10; 2017 n=12; 2018 n=09; 2019 n=12; 2020 n=13

ⁱ 2016 n=07; 2017 n=10; 2018 n=06; 2019 n=03

Anexo V.5.3-2: Quadro resumido dos principais resultados de correlação entre os biomarcadores e os compostos orgânicos analisados em *Tursiops truncatus* (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa).

	HPAs prioritários	HPAs totais	PCBs	DDTs	PBDEs	Mirex	Correlação teoricamente esperada de acordo com dados de literatura
GST							
CYP1A - WB							
AhR							
CYP1A - mol							
E2F1							
ESR2							
HSP	+	+					Resultado esperado, uma vez que a expressão da proteína HSP70 está associada a efeitos citoprotetores frente a vários estressores ambientais (KIANG; TSOKOS, 1998; CRUZ-RODRÍGUEZ; CHU, 2002; YANG et al., 2007)
UGT1							

Anexo V.5.3-3: Quadro resumido dos principais resultados observados em *Stenella longirostris* (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa).

	FATOR			
	Sexo	Sazonalidade	Ano	[PCB]
GST				
CYP1A - WB		> outono ^a		
AhR			< 2020 ^b	> abaixo <i>threshold</i> ^g
CYP1A - mol				
E2F1			< 2018 ^c	
ESR2			< 2018 ^d	> abaixo <i>threshold</i> ^h
HSP			< 2017 ^e	
UGT1			< 2020 ^f	
HPAs prioritários				Não se aplica
HPAs totais				
PCBs				
DDTs				
PBDEs				
Mirex				

^a primavera n=09; verão n=31; outono n=13; inverno n=05

^b 2016 n=07; 2017 n=20; 2018 n=15; 2019 n=02; 2020 n=07

^c 2016 n=07; 2017 n=20; 2018 n=15; 2019 n=02; 2020 n=07

^d 2016 n=07; 2017 n=20; 2018 n=15; 2019 n=02; 2020 n=08

^e 2016 n=07; 2017 n=20; 2018 n=15; 2019 n=02; 2020 n=08

^f 2016 n=07; 2017 n=20; 2018 n=15; 2019 n=02; 2020 n=08

^g < threshold n=11; >threshold n=3

^h < threshold n=11; >threshold n=3

Anexo V.5.3-4: Quadro resumido dos principais resultados de correlação entre os biomarcadores e os compostos orgânicos analisados em *Stenella longirostris* (destacado em amarelo: com diferença estatisticamente significativa).

	HPAs prioritários	HPAs totais	PCBs	DDTs	PBDEs	Mirex	Correlação teoricamente esperada de acordo com dados de literatura
GST	-	-					Esta correlação pode ser encontrada como associação positiva ou negativa, dependendo dos níveis de HPAs e tempo de exposição do organismo (WALLACE et al., 2020)
CYP1A - WB							
AhR			-	-			Resultado esperado. DDT diminui a capacidade ligante de AhR ao DNA (JEONG; KIM, 2002). PCBs não planares são antagonistas do AhR (CHEN; BUNCE, 2004).
CYP1A - mol							
E2F1							
ESR2			-	-			Resultados esperados pela ação antiestrogênica destes compostos persistentes (MARTYNIUK et al., 2020)
HSP							
UGT1							